

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS, FÍSICAS Y MATEMÁTICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE QUÍMICA



TESIS

**EVALUACIÓN DEL POTENCIAL TINTÓREO DE EXTRACTOS
HIDROALCOHÓLICOS DE *Schinus molle* L. EN FIBRAS DE ALPACA Y
OVEJA**

PRESENTADO POR:

Br. FLOR DE MARIA NATIVIDAD
MOLLEHUANCA UÑAPILLCO

**PARA OPTAR AL TÍTULO PROFESIONAL DE
QUÍMICO**

ASESORAS:

Mgt. JANET FRANCISCA GONZALES BELLIDO

Dra. CELINA LUÍZAR OBREGÓN

CUSCO - PERÚ

2025



Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

INFORME DE SIMILITUD

(Aprobado por Resolución Nro.CU-321-2025-UNSAAC)

El que suscribe, el Asesor Dra. CELINA LUÍZAR OBREGÓN y Mgt. JANET FRANCISCA GONZALES BELLIDO quien aplica el software de detección de similitud al trabajo de investigación/tesis titulada: "EVALUACIÓN DEL POTENCIAL TINTÓREO DE EXTRACTOS HIDROALCOHÓLICOS DE *Schinus molle* L. EN FIBRAS DE ALPACA Y OVEJA"

Presentado por: FLOR DE MARIA NATIVIDAD MOLLEHUANCA UÑAPILICO DNI N° 70243702; presentado por: DNI N°: Para optar el título Profesional/Grado Académico de Químico

Informo que el trabajo de investigación ha sido sometido a revisión por 3 veces, mediante el Software de Similitud, conforme al Art. 6° del **Reglamento para Uso del Sistema Detección de Similitud en la UNSAAC** y de la evaluación de originalidad se tiene un porcentaje de 4%.

Evaluación y acciones del reporte de coincidencia para trabajos de investigación conducentes a grado académico o título profesional, tesis

Porcentaje	Evaluación y Acciones	Marque con una (X)
Del 1 al 10%	No sobrepasa el porcentaje aceptado de similitud.	☒
Del 11 al 30 %	Devolver al usuario para las subsanaciones.	☐
Mayor a 31%	El responsable de la revisión del documento emite un informe al inmediato jerárquico, conforme al reglamento, quien a su vez eleva el informe al Vicerrectorado de Investigación para que tome las acciones correspondientes; Sin perjuicio de las sanciones administrativas que correspondan de acuerdo a Ley.	☐

Por tanto, en mi condición de Asesor, firmo el presente informe en señal de conformidad y **adjunto** las primeras páginas del reporte del Sistema de Detección de Similitud.

Cusco, 30 de OCTUBRE de 2025

[Firma]
Firma

Post firma Dra. Celina Luizar Obregon

Nro. de DNI 23859597

ORCID del Asesor 0000-0001-9340-9478

[Firma]
JANET F. GONZALES BELLIDO
23935494
0000-0003-2479-5736

Se adjunta:

- Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
- Enlace del Reporte Generado por el Sistema de Detección de Similitud: **oid:** 27259:518943464

Flor Mollehuanca Uñapillco

TESIS_FLOR MOLLEHUANCA UÑAPILLCO_27Oct2025.pdf



Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::27259:518943464

Fecha de entrega

27 oct 2025, 2:26 p.m. GMT-5

Fecha de descarga

27 oct 2025, 3:04 p.m. GMT-5

Nombre del archivo

TESIS_FLOR MOLLEHUANCA UÑAPILLCO_27Oct2025.pdf

Tamaño del archivo

6.8 MB

148 páginas

27.533 palabras

158.286 caracteres

4% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Texto citado
- Texto mencionado
- Coincidencias menores (menos de 8 palabras)

Exclusiones

- N.º de coincidencias excluidas

Fuentes principales

- 4%  Fuentes de Internet
- 1%  Publicaciones
- 2%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

DEDICATORIA

Este trabajo de investigación lo dedico a Dios, por haberme permitido llegar hasta esta etapa tan importante y ser mi guía durante toda mi formación profesional para lograr mis objetivos.

Con todo mi cariño a mi adorada madre Victoria Uñapillco Roca, por ser mi pilar, mi apoyo incondicional y enseñarme el ejemplo de perseverancia y estar siempre ahí para mí. A mi querido padre Estanislao Mollehuanca Huamán, por representar mi fortaleza, aconsejarme y darme ánimos para seguir adelante a pesar de nuestras diferencias de opiniones. A ellos, que me formaron en buenos valores. A mis hermanas Katia y Edith Tania por ser mi fuente de inspiración y motivación en este logro académico, a mi cuñado Alex y a mis sobrinos Axel, Ariannita y Aysel quienes también forman parte de este proceso.

A mi tío Modesto, por sus consejos y apoyo incondicional a pesar de la distancia. A mi familia en general, por brindarme siempre su apoyo y compartir conmigo momentos agradables.

Br. Flor de María Natividad Mollehuanca Uñapillco

AGRADECIMIENTO

Quiero empezar agradeciendo a mi alma mater, la tricentenaria Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco por acogerme y brindarme conocimiento científico a través de los docentes de la Escuela Profesional de Química – Facultad de Ciencias Químicas, Físicas y Matemáticas que contribuyeron durante mi formación académica. A mis docentes, compañeros y amigos, en especial a mi mejor amiga Judith Estrada, por apoyarme, animarme y acompañarme en todo mi camino estudiantil.

A mis asesoras de tesis Mgt. Janet Francisca Gonzales Bellido y Dra. Celina Luízar Obregón por brindarme su tiempo, paciencia, sus conocimientos y experiencias en la realización de este proyecto de investigación.

Al laboratorio de química orgánica/ Laboratorio de Investigación, Análisis y Preparación de Productos Orgánicos – LabOr que pertenece al departamento Académico de Química de la UNSAAC por el apoyo.

Doy gracias a mis padres por apoyarme en cada momento e inculcarme valores, a mis hermanas y a mi familia que estuvo acompañándome y apoyándome en todo este proceso de investigación.

ÍNDICE

DEDICATORIA.....	II
AGRADECIMIENTO	III
ÍNDICE	IV
ÍNDICE DE TABLAS.....	III
ÍNDICE DE FIGURAS.....	III
ANEXOS	III
RESUMEN	XI
ABSTRACT	XII
INTRODUCCIÓN	1
I. CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN	1
1.1. SITUACIÓN PROBLEMÁTICA.....	2
1.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA.....	3
1.3. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	3
1.4. OBJETIVOS	4
II. CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO	5
2.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACIÓN.....	5
2.2. BASES TEÓRICAS	7
2.2.1. <i>Schinus molle</i> L.....	7
2.2.1.1. Descripción de hábitat	7
2.2.1.2. Identificación taxonómica.....	8
2.2.1.3. Descripción morfológica	8
2.2.2. <i>Teoría del color</i>	9
2.2.2.1. Color	9
2.2.3. <i>Colorantes</i>	12
2.2.3.1. Definición.....	12
2.2.4. <i>Extracción de colorantes naturales</i>	15
2.2.4.1. Métodos de extracción	15
2.2.5. <i>Caracterización del extracto hidroalcohólico</i>	16
2.2.5.1. Pruebas de solubilidad.....	16
2.2.5.2. Análisis fitoquímico preliminar	17
2.2.6. <i>Métodos cromatográficos y espectrofotométricos</i>	19
2.2.6.1. Análisis cromatográfico.....	19
2.2.6.2. Métodos espectrofotométricos	22
2.2.7. <i>Teñido</i>	26
2.2.7.1. Definición.....	26
2.2.7.2. Proceso de teñido	27
2.2.7.3. Teñido de fibras animales	27
2.2.7.4. Los mordientes	31
2.2.7.5. Resistencia del color	32
2.3. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN.....	33
2.4. VARIABLES	33
CAPITULO III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN	35

3.1.	ÁMBITO DE ESTUDIO	35
3.2.	TIPO Y NIVEL DE INVESTIGACIÓN	35
3.3.	TÉCNICAS DE SELECCIÓN DE MUESTRA.....	36
3.3.1.	<i>Selección y limpieza</i>	36
3.3.2.	<i>Secado</i>	36
3.3.3.	<i>Trituración</i>	36
3.4.	TÉCNICAS DE RECOLECCIÓN DE INFORMACIÓN	37
3.4.1.	<i>Diagrama de actividades</i>	37
3.4.2.	<i>Materiales utilizados en la investigación</i>	39
3.4.3.	<i>Procedimiento de la investigación</i>	43
3.4.3.1.	Extracción de los extractos hidroalcohólicos	43
3.4.3.2.	Caracterización fitoquímica	44
3.4.3.3.	Purificación del extracto colorante	49
3.4.3.4.	Caracterización por cromatografía	50
3.4.3.5.	Caracterización del colorante por métodos espectrofotométricos.....	52
3.4.3.6.	Tinción en fibra de alpaca y lana de oveja	53
CAPITULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES		57
4.1.	PORCENTAJE DEL EXTRACTO COLORANTE	57
4.2.	ANÁLISIS FITOQUÍMICO PRELIMINAR	58
4.3.	PURIFICACIÓN DEL EXTRACTO COLORANTE CON ACETATO DE ETILO	61
4.4.	CARACTERIZACIÓN CROMATOGRÁFICA DE LOS EXTRACTOS COLORANTES	62
4.4.1.	<i>Perfil cromatográfico en capa fina de los extractos purificados de hojas, tallos y frutos al 96% y 70%</i>	62
4.4.2.	<i>Cromatografía en columna del extracto purificado de hojas de Schinus molle al 70%</i>	65
4.4.2.1.	Pruebas cualitativas para fenoles y flavonoides de las fracciones de cromatografía en columna	65
4.4.2.2.	Cromatografía de capa fina de las fracciones de cromatografía de columna	66
4.4.2.3.	Espectroscopía ultravioleta visible de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-24, M-25 de cromatografía de columna	68
4.4.3.	<i>Cromatografía por HPLC de las fracciones del Schinus molle (hojas al 70%)</i>	72
4.5.	CUANTIFICACIÓN DEL COLORANTE POR MÉTODOS ESPECTROFOTOMÉTRICOS.....	76
4.5.1.	<i>Espectroscopía UV-Vis de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos al 96% y 70%</i>	77
4.5.2.	<i>Espectroscopía FTIR-ATR de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos al 96% y 70%</i>	80
4.5.2.1.	Espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de hojas	80
4.5.2.2.	Espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de tallos	82
4.5.2.3.	Espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de frutos	84
4.6.	TINCIÓN DE LA FIBRA DE ALPACA Y LANA DE OVEJA	86
4.6.1.	<i>Evaluación de fibras y lanas teñidas</i>	88
4.6.1.1.	Espectroscopía FTIR-ATR de la fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir	88
4.6.1.2.	Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante de hojas al 70% (MoHoj-70%) con diferentes mordientes en fibra de alpaca y oveja	90
4.6.1.3.	Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante de tallos al 70% (MoTall-70%) con diferentes mordientes en fibra de alpaca y oveja	94
4.6.1.4.	Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante de frutos al 70% (MoFrut-70%) con diferentes mordientes en fibra de alpaca y oveja	97
4.6.2.	<i>Resistencia al desgaste de las fibras teñidas de alpaca y oveja con extracto hidroalcohólico al 70% de la parte aérea de Schinus molle</i>	100
4.6.3.	<i>Caracterización del color de las tinciones</i>	102
CONCLUSIÓN		106
RECOMENDACIONES		106

REFERENCIAS	107
ANEXOS	116

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Identificación de metabolitos secundarios.....	17
Tabla 2 Codificación de los extractos.....	44
Tabla 3 Proporciones de la fase móvil.....	51
Tabla 4 Parámetro para determinar la resistencia.....	55
Tabla 5 Porcentaje de extracto colorante obtenido a partir de hojas, frutos y tallos de <i>Schinus molle</i> L. "molle".....	57
Tabla 6 Resultados del análisis fitoquímico preliminar de los extractos colorantes de <i>Schinus molle</i> L. "molle".....	59
Tabla 7 Extracto colorante purificado.....	62
Tabla 8 Cromatograma de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de <i>Schinus molle</i>	63
Tabla 9 Cromatograma de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de <i>Schinus molle</i>	64
Tabla 10 Fracciones de la cromatografía de columna del extracto purificado al 70% de hojas de <i>Schinus molle</i>	65
Tabla 11 Resultados de cromatografía de capa fina de la fracción MoHoj-70, en condiciones para agliconas.....	67
Tabla 12 Resultados de cromatografía de capa fina de la fracción MoHoj-70, en condiciones para glicósidos.....	68
Tabla 13 Tabla del tiempo de retención del cromatograma por HPLC de las fracciones.....	73
Tabla 14 Bandas de los extractos colorantes de hojas de molle 96 y 70%.....	78
Tabla 15 Banda de los extractos colorantes de tallos de molle al 96 y 70%.....	79
Tabla 16 Banda de los extractos colorantes de frutos de molle al 96 y 70%.....	80
Tabla 17 Resultados de vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR en los extractos colorantes de hojas de molle (<i>Schinus molle</i>).....	81
Tabla 18 Resultados de vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR en los extractos colorantes de tallos de molle (<i>Schinus molle</i>).....	83
Tabla 19 Resultados de vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR en los extractos colorantes de frutos de molle (<i>Schinus molle</i>).....	85
Tabla 20 Grupos funcionales presentes en el espectro FTIR de la fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir.....	89
Tabla 21 Grupos funcionales presentes en el extracto MoHoj-70% con diferentes mordientes el fibra de alpaca.....	91
Tabla 22 Grupos funcionales presentes en el extracto MoHoj-70% con diferentes mordientes en lana de oveja.....	93
Tabla 23 Grupos funcionales presentes en el extracto MoTall-70% con diferentes mordientes en fibra de alpaca.....	95
Tabla 24 Grupos funcionales presentes en el extracto MoTall-70% con diferentes mordientes en lana de oveja.....	96
Tabla 25 Grupos funcionales presentes en el extracto MoFrut-70% con diferentes mordientes en fibra de alpaca.....	98
Tabla 26 Grupos funcionales presentes en el extracto MoFrut-70% con diferentes mordientes en lana de oveja.....	99
Tabla 27 Pruebas de resistencia de las fibras y lanas teñidas con los diferentes mordientes.....	101
Tabla 28 Tonalidades de tinciones en fibra de alpaca con los extractos colorantes MoHoj-70%, MoTall-70% y MoFrut-70%.....	102
Tabla 29 Tonalidades de tinciones en lana de oveja con los extractos colorantes MoHoj-70%, MoTall-70% y MoFrut-70%.....	104

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 <i>Schinus molle</i> L. “molle”. A) Arbusto y B) Hojas, frutos y tallos.....	9
Figura 2 Estructura básica de los flavonoides y sistema de numeración.....	13
Figura 3 Estructura química de los pigmentos antocianicos.....	14
Figura 4 Ácido gálico	14
Figura 5 Estructura química del ácido Carmínico	15
Figura 6 Factores que influyen en el proceso de maceración.....	16
Figura 7 Pasos básicos de cromatografía de capa fina.....	20
Figura 8 Partes del Espectrofotómetro Visible.....	23
Figura 9 Espectros UV-Vis de bandas características de flavonoides.....	24
Figura 10 Vibraciones moleculares de los enlaces.....	25
Figura 11 Representación del equipo de Reflectancia total atenuada.....	25
Figura 12 Espectro FTIR de quercetina pura	26
Figura 13 Etapas de teñido de fibras.....	27
Figura 14 Estructura general de la queratina.....	29
Figura 15 Estructura de la cadena peptídica de la fibra de alpaca.....	30
Figura 16 Modelo de la interacción entre la fibra y diversos mordientes.....	32
Figura 17 Ubicación geográfica del muestreo	35
Figura 18 Diagrama del proceso de obtención, caracterización y tinción de extractos de colorante natural de <i>Schinus molle</i> L. y tinción.....	37
Figura 19 Formación de complejos fenólicos con cloruro férrico acuoso	45
Figura 20 Reacción química de la prueba de Shinoda	46
Figura 21 Reacción de taninos con acetato de plomo	47
Figura 22 Aplicativo Color Grab.....	56
Figura 23 Espectro UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-24 y M-25 de MoHoj-70. A) Similares a quercetina B) Diferentes a quercetina	69
Figura 24 Espectro UV Vis de las fracciones M-24 y M-25 de MoHoj-70. A) Los que no se parecen B) Los que se parecen al estándar ácido tánico.....	71
Figura 25 Cromatograma por HPLC de las fracciones M-7, M-8, M-24 y M-25 del extracto colorante MoHoj-70	74
Figura 26 Espectro UV-Vis del extracto colorante de hojas al 70% y 96%	77
Figura 27 Espectro UV-vis del extracto colorante de tallos al 70% y 96%	78
Figura 28 Espectro del extracto colorante de frutos 70% y 96%.....	79
Figura 29 Espectro FTIR-ATR del extracto colorante de hojas de molle al 70 y 96%	81
Figura 30 Espectro FTIR-ATR del extracto colorante de tallos de molle al 70 y 96%	83
Figura 31 Espectro FTIR-ATR del extracto colorante de frutos de molle al 70 y 96%	85
Figura 32 Tinciones de fibra de alpaca con diferentes mordientes.....	87
Figura 33 Tinciones de lana de oveja con diferentes mordientes.....	87
Figura 34 Espectro FTIR de fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir	89
Figura 35 Espectro FTIR de MoHoj-70% con los diferentes mordientes en fibra de alpaca	91
Figura 36 Espectro FTIR de MoHoj-70% con los diferentes mordientes en lana de oveja	93
Figura 37 Espectro FTIR de MoTall-70% con los diferentes mordientes en fibra de alpaca.....	94
Figura 38 Espectro FTIR de MoTall-70% con los diferentes mordientes en lana de oveja	96
Figura 39 Espectro FTIR de MoFrut-70% con los diferentes mordientes en fibra de alpaca.....	97
Figura 40 Espectro FTIR de MoFrutl-70% con los diferentes mordientes en lana de oveja.....	99

ANEXOS

Anexo 1 Certificado de determinación Taxonomía de <i>Schinus molle</i> L. "molle"	116
Anexo 2 Resolución de permiso de SERFOR	117
Anexo 3 A) Muestreo, B) Secado de muestra, C) Trituración, D) Maceración, E) Filtración al vacío, F) Purificación, G) Secado, H) Extractos colorantes de hojas, tallos y frutos de molle, I) Tinción de fibra y lana, J) Fibras y lanas teñidas y K) Purificación del extracto colorante	123
Anexo 4 Prueba de solubilidad de los extractos hidroalcohólicos de hojas, tallos y frutos de <i>Schinus molle</i>	125
Anexo 5 Análisis fitoquímico preliminar. A) Hojas, B) Tallos y C) Frutos.....	126
Anexo 6 Cromatografía de capa fina. A) Extracto colorante purificado y estándares, B) Sembrado en las cromatoplasas, C) Cromatograma para agliconas revelado en lámpara UV de 366 nm y D) Cromatoplasa para glicósidos revelado con FeCl_3	127
Anexo 7 Cromatograma para identificar flavonoides agliconas de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de <i>Schinus molle</i> y MoFut-70 y estándares	128
Anexo 8 Cromatograma para identificar flavonoides glicósidos de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de <i>Schinus molle</i> y MoFut-70 y estándares	129
Anexo 9 Cromatografía en columna. A) Cromatografía en columna del extracto MoHol-70 y B) Fracciones de la cromatografía en columna.....	130
Anexo 10 Cromatograma de capa fina de la fracción MoHoj-70, en condiciones para agliconas y para glicósidos	131
Anexo 11 Espectroscopía UV-Vis, FTIR-ATR y cromatografía HPLC	132
Anexo 12 Espectro UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-24 y M-25 del extracto colorante MoHoj-70% y estándares, obtenidos de los cromatogramas de HPLC	134
Anexo 13 Fibras teñidas con extracto colorante de <i>Schinus molle</i> con diferentes mordientes	135

RESUMEN

En el presente trabajo de tesis se realiza el análisis fitoquímico de extractos colorantes obtenidos de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* usando etanol a diferentes concentraciones (96% y 70%), se analizó su solubilidad, se realizó el análisis fitoquímico, y se desarrollaron técnicas de purificación por partición líquido-líquido con AcOEt. Posteriormente los extractos fueron caracterizados mediante CCF, HPLC, espectroscopía UV-Vis y FTIR-ATR para la identificación de metabolitos secundarios presente en los extractos.

La lana de oveja y fibra de alpaca fueron teñidas con extractos colorantes de hojas, tallos y frutos al 96% y 70% con los siguientes mordientes alumbre, sulfato ferroso, sulfato de aluminio y amonio, sulfato de cobre pentahidratado, qollpa amarilla, qollpa blanca y ácido cítrico en un rango de pH de 3 a 6, generándose diversidad de tonalidades que va de amarillo, verde-amarillo, gris, marrón-amarillo hasta marrón-naranja, con solidez al lavado y resistencia a la luz solar con un grado de resistencia de 4 (buena) a 5 (muy buena).

Los resultados de la obtención del extracto hidroalcohólico al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos analizados se obtuvieron un rendimiento del 17.32% (hojas), 21.57% (tallos) y 27.12% (frutos). Los resultados de los espectros de FTIR-ATR de dichos extractos se pueden evidenciar la presencia de metabolitos secundarios como flavonoides (quercetina) y compuestos fenólicos (ácido tánico, ácido gálico, ácido rosmarínico) los cuales contribuyen con las coloraciones de tinción de la lana de oveja y fibra de alpaca.

Palabras claves: Extracto colorante, *Schinus molle.*, Fibra de alpaca, Lana de oveja, Mordientes.

ABSTRACT

In this thesis, the phytochemical analysis of coloring extracts obtained from the leaves, stems, and fruits of *Schinus molle* was performed using ethanol at different concentrations (96% and 70%). The extracts' solubility was analyzed, the phytochemical analysis was carried out, and liquid-liquid partitioning purification techniques were developed using AcOEt. Subsequently, the extracts were characterized by TLC, HPLC, UV-Vis spectroscopy, and FTIR-ATR to identify secondary metabolites present in the extracts.

Sheep wool and alpaca fiber were dyed with coloring extracts of leaves, stems and fruits at 96% and 70% with the following mordants: alum, ferrous sulfate, aluminum ammonium sulfate, copper sulfate pentahydrate, yellow qollpa, white qollpa and citric acid in a pH range of 3 to 6, generating a diversity of shades ranging from yellow, green-yellow, gray, brown-yellow to brown-orange, with wash fastness and resistance to sunlight with a resistance grade of 4 (good) to 5 (very good).

The results of obtaining 96% and 70% hydroalcoholic extracts from the analyzed leaves, stems, and fruits yielded 17.32% (leaves), 21.57% (stems), and 27.12% (fruits), respectively. The FTIR-ATR spectra of these extracts revealed the presence of secondary metabolites such as flavonoids (quercetin) and phenolic compounds (tannic acid, gallic acid, rosmarinic acid), which contribute to the dyeing properties of sheep wool and alpaca fiber.

Keywords: Coloring extract, *Schinus molle.*, Alpaca fiber, Sheep's wool, Mordants.

INTRODUCCIÓN

I. CAPÍTULO I: PLANTEAMIENTO Y FORMULACIÓN DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

Desde la época prehispánica, las personas han utilizado fuentes vegetales y animales para la extracción de colorantes naturales, obteniendo variedad de tonalidades al teñir y decorar sus vestimentas y cuevas (Dutta et al., 2021).

La industria textil a gran escala utiliza colorantes sintéticos para teñir telas, lanas y fibras de animales, lo que contrasta con los colorantes naturales que tienen menor demanda para las mismas aplicaciones. En los últimos años, los colorantes sintéticos han incrementado la liberación de grandes cantidades de efluentes y residuos, generando riesgos para la salud y perturbación de los ecosistemas.

Sin embargo, los colorantes naturales son una alternativa eco amigable, pues son biodegradables y no perjudican al medio ambiente, además no son cancerígenos debido a su baja toxicidad. Por otro lado, estos poseen una variedad de tonalidades porque se extraen de diferentes partes de la planta (Shabbir et al., 2016; Munusamy & Abdullah, 2019).

Schinus molle L. es una planta usada en la tinción tradicional cusqueña y comúnmente se denomina “molle” y pertenece a la familia Anacardiaceae, originaria de América del Sur, crece en donde las condiciones de cultivo no son muy exigentes. Por otro lado, diferentes estudios atribuyen a los extractos de molle propiedades sedantes, antiinflamatoria, actividades antimicrobianas, propiedades repelentes e insecticida, entre otras (Guerra-Boone et al., 2013; Guala et al., 2014; I. C. López et al., 2017).

Algunos métodos de extracción para colorantes naturales incluyen extracción acuosa, alcalina o ácida, extracción por Soxhlet, extracción por fermentación, así como maceración etanólica (Vankar, 2017).

Las plantas tintóreas en el Perú tiene una larga trayectoria histórica, especialmente relacionada con el uso en la tinción textil, así las culturas pre incas son conocidas por sus técnicas de tejido y teñido con recursos naturales (Albán-Castillo et al., 2018).

En la comunidad de Chincheros del Departamento del Cusco, los pobladores utilizan colorantes naturales en el proceso de teñido, por lo que es un lugar de producción textil con reconocimiento internacional, inclusive por los turistas. Además, esta comunidad de artesanos ha conservado la tradición del arte textil de nuestra historia y utiliza el molle en sus procesos de tinción.

1.1. Situación problemática

La industria textil tradicionalmente emplea colorantes sintéticos en la tinción de fibras textiles, lo que está causando problemas de salud, ambientales y de sostenibilidad. Por ello, existe la necesidad de encontrar alternativas más sostenibles y naturales para la tinción de textiles, manteniendo la calidad del color y la estabilidad a lo largo del tiempo. Entre la riqueza de la biodiversidad regional usada en la tinción tradicional se encuentra con *Schinus molle* L. (molle) poco estudiada desde la visión de la química.

En este trabajo se propone estudiar las hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. (molle), como materia prima para extraer colorantes de tonalidades diversas, caracterizar los extractos colorantes en sus componentes fitoquímicos por métodos de cromatografía, explicar sus propiedades tintóreas químicamente por espectroscopía UV-Vis y FTIR, que deriven en revalorar el uso de esta especie en su aplicación textil.

Si bien existen estudios sobre la composición fitoquímica y actividad biológica de *Schinus molle* L. “molle”, muy pocos relacionan esta especie con uso como materia colorante para textiles y mucho menos enfocan la química con el proceso de tinción.

1.2. Formulación del problema

a) *Problema general*

- ¿De qué manera los extractos hidroalcohólicos obtenidos de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. pueden actuar como colorantes naturales efectivos para el teñido de fibra de alpaca y oveja?

b) *Problema específicas*

- ¿Cómo varía la obtención de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. “molle” al utilizar concentraciones de etanol al 96% y 70%?
- ¿Qué metabolitos secundarios se encuentran presentes en los extractos colorante de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. “molle”?
- ¿Cuál de los extractos colorante de hojas, frutos o tallos de *Schinus molle* L. “molle” serán adecuados para teñir lana y fibra animal utilizando diversos mordientes?

1.3. Justificación de la investigación

La ubicación geográfica de nuestro país nos brinda mayor diversidad de flora y fauna comparado con otros países, especies que tienen diferentes propiedades y son utilizadas en diferentes rubros. Una de estas áreas es la industria textil, de donde nace la importancia de extraer colorantes naturales y aplicarlos en el teñido de fibra. Además, *Schinus molle* L. ha sido usado por nuestros antepasados en la tinción artesanal de fibra animal, pero existe un vacío en el estudio científico de dicho proceso que revalore este conocimiento tradicional.

Este trabajo tiene como propósito brindar una alternativa para reducir la contaminación ambiental y los problemas de salud, de esta manera este estudio se plantea como una alternativa del cultivo y la necesidad de aumentar la gama de colores naturales, utilizando el método que permitan la obtención del extracto colorante de mayor valor agregado y el fortalecimiento del

desarrollo productivo del país, al mismo tiempo la oportunidad de ingresar al mercado a una escala semi-industrial.

Asimismo, el uso de fibras naturales como la lana de oveja y fibra de alpaca, que son productos emblemáticos de la biodiversidad peruana, permitiendo evaluar como los colorantes naturales actúan como matrices proteicas reales, promoviendo el desarrollo de procesos tintóreos más amigables con el medio ambiente.

1.4. Objetivos

a) Objetivo general

- Determinar el potencial tintóreo de los extractos hidroalcohólicos de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. aplicados en fibras de alpaca y oveja.

b) Objetivos específicos

- Obtener los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. “molle” por maceración hidroalcohólica en concentraciones de 96% y 70% de etanol.
- Determinar los principales metabolitos secundarios mediante espectroscopía UV-Vis y FTIR de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. “molle”.
- Evaluar la capacidad tintórea de los extractos con diferentes mordientes sobre la fibra de alpaca y oveja, considerando la solidez del color de las fibras teñidas frente al lavado y exposición a la luz.

II. CAPÍTULO II: MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de la investigación

Rodríguez Rodríguez et al. (2017) revisaron 26 especies nativas tintóreas del material de herbario de la Región la Libertad, utilizadas para teñir sus vestimentas así como lanas obteniendo varias tonalidades del color amarillo, marrón claro, verde amarillento, beige, morado, rojo-violáceo, azul y tonos oscuros. Una de estas especies fue *Schinus molle*, que al hervir su corteza y las hojas se obtuvieron un líquido amarillo pálido, y al sumergir la fibra se impregnó con tonalidades amarillas.

Gaete Pérez, (2018) en su estudio a la caracterización de metabolitos secundarios, evaluó la presencia y concentración de flavonoides en extractos vegetales mediante espectrofotometría UV-Vis, utilizando estándares comerciales de diferentes subfamilias (flavonoles, flavanonas, flavon-3-oles, isoflavonas). La investigación se centró en extractos secos de ajo (*Allium sativum*) y matico (*Buddleja globosa*), evidenciándose compuestos como quercetina, apigenina y catequina. Los resultados demostraron que la técnica UV-Vis permite identificar y diferenciar estructuras flavónicas presentes en extractos vegetales, destacando su potencial para estudios fitoquímicos.

Laura Mamani (2018) para el teñido de lana de oveja utilizó el equipo Soxhlet para extraer colorante de las flores de “misiq'o” y etanol como solvente al 94%, por 180 min. Para la determinación de flavonoides realizó pruebas fitoquímicas y análisis de espectroscopía infrarroja. Para teñir utilizaron diferentes rangos de pH y temperatura. Los mordientes utilizados fueron el cloruro de sodio más el ácido cítrico, dando tonalidades amarillas en un pH=1 y a un pH=9 dando colores anaranjados.

Nina Aguilar (2018) obtuvo y caracterizó el extracto colorante de inflorescencia de *Buddleja coriácea* “colli”. Esto fue usado en la tinción de fibra de alpaca considerando variables

como tiempo, temperatura y pH para un mejor proceso de extracción. Los colorantes se obtuvieron a diferentes concentraciones de etanol de 45% y 75%, mediante extracción sólido-líquido utilizando equipo Soxhlet en un tiempo de 120 min. El análisis de FTIR se muestra la caracterización de la inflorescencia teniendo como resultado las bandas de absorción 3293.40 cm^{-1} asignada a los enlaces H-O-H (alcoholes) y N-H (amina); 2923.78 cm^{-1} asignada a vibraciones C-H de estiramiento metilo y metileno y $1333.24\text{-}1022\text{ cm}^{-1}$ presenta enlace C-O de alcoholes y ácidos carboxílicos.

Albán-Castillo et al. (2018) realizaron su investigación sobre la recuperación de técnicas tintóreas a base de productos naturales con el fin de revalorar, preservar y utilizar en la artesanía e industria textil los conocimientos tradicionales. Menciona el uso de la tintura con molle, en la comunidad Pampamaca, Cusco, donde se obtienen coloraciones verdes a partir de las hojas de molle durante el teñido de lana de oveja y se aplican mordientes de origen mineral como alumbre, sulfato de cobre, zumo de un cítrico (toronja) y orina humana para este teñido.

Bocangel et al. (2021) realizaron la tinción de fibras de alpaca con colorantes de molle fresco y seco. La obtención del extracto colorante fue en un proceso presurizado acuoso, donde se le midió el color, sólidos totales, pH y la estabilidad del extracto durante el almacenamiento. Utilizaron diferentes mordientes como: sulfato de aluminio, bitartrato de potasio, sulfato de cobre, entre otros, obteniendo tonalidades amarillas. Posteriormente en las madejas teñidas evaluaron la intensidad de color, solidez al frote y al lavado. En sus resultados, indicaron que, la condición más adecuada de almacenamiento del extracto es a 5°C en oscuridad y la evaluación a las pruebas de solidez al color y al lavado mostraron valores de 4-5 respectivamente. Concluyendo que, el ácido cítrico tiene mayor afinidad con el molle fresco y seco para la tinción de fibra, en madejas de 4.2 g.

Erenler et al. (2023) reportaron la síntesis verde de nanopartículas de plata a partir de extracto metanólico de *Schinus molle* L., la caracterización mediante UV-Vis evidenció una

absorción máxima a 486 nm, mientras que el microscopio electrónico de barrido determinó un tamaño promedio de 77,6 nm y el análisis por DRX reveló una estructura cúbica centrada en las caras. El análisis FTIR identificó grupos funcionales con bandas características como estiramientos O-H ($\sim 3254\text{--}3270\text{ cm}^{-1}$), C-H ($\sim 2921\text{--}2925\text{ cm}^{-1}$), C=C ($\sim 1606\text{--}1626\text{ cm}^{-1}$), N-O ($\sim 1518\text{ cm}^{-1}$) y flexiones C-H y O-H en el rango de $1454\text{--}1361\text{ cm}^{-1}$ involucrados en la reducción de iones Ag^+ a Ag^0 y en la estabilización de las nanopartículas, atribuyendo este efecto a metabolitos como flavonoides y proteínas.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. *Schinus molle* L.

Schinus molle L. es un árbol originario de Sudamérica cuyo nombre proviene del quechua “mulli”. Diversos naturistas y viajeros ya lo mencionaban en tiempos de la conquista de América debido a su abundancia y valor cultural. Se trata de un árbol que puede crecer tanto de forma silvestre como cultivada, adaptándose a las zonas secas de la costa, la sierra e incluso a partes de la Amazonía, distribuyéndose desde el nivel del mar hasta altitudes cercanas a los 3500 m.s.n.m. (AL-Andal & Moustafa, 2018).

2.2.1.1. Descripción de hábitat

El molle (*Schinus molle* L.) es un árbol típico de los Andes sudamericanos, especialmente del Perú, Bolivia, Chile y Argentina. Su gran capacidad de adaptación le permite crecer desde el nivel del mar hasta los 3 500 metros de altitud, siendo común en valles interandinos y laderas secas. Se adapta muy bien a climas secos y soleados, soporta la sequía y puede vivir en suelos pobres, arenosos o pedregosos, siempre que tengan buen drenaje.

2.2.1.2. Identificación taxonómica

La clasificación taxonómica de la especie, según el sistema de clasificación de Kasimala (2012) y Mitchell et al., (2022) es la siguiente:

Reino: Plantae

Subreino: Traqueobionta

Superdivisión: Espermatofitas

División: Magnoliophyta

Clase: Magnoliopsida

Sub-clase: Rosidae

Orden: Sapindale

Familia: *Anacardiaceae*

Subfamilia: *Anacardioideae*

Tribu: Anacardieae

Nombre científico: *Schinus molle* L.

2.2.1.3. Descripción morfológica

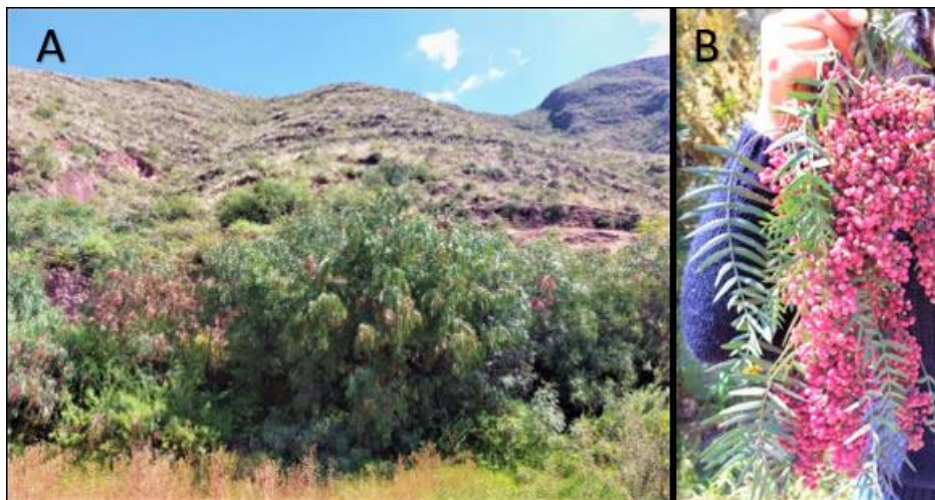
Presenta un sistema de raíces extendido y superficial, con un tronco rugoso y nudoso que suele alcanzar entre 4 y 15 metros de altura. Su copa es amplia y redondeada, adornada con hojas alternas, pecioladas y terminadas en punta. Las flores, pequeñas y blanquecinas, aparecen en racimos colgantes, tanto terminales como axilares. Los frutos, de un característico color rojo, al secarse se asemejan a los granos de pimienta. Estos frutos no solo poseen un pigmento

natural, sino también un aceite esencial que da origen a una resina aromática rica en trementina (López De La Cruz, 2015).

Se ha reportado que la cocción de la corteza, hojas, tallos y raíz se utiliza para teñir la lana con tonalidad amarillo pálido, de la misma forma al cocer las hojas y la corteza se obtiene un líquido de color amarillo intenso, que igualmente se emplea en teñidos de diversos tejidos, mientras que, las hojas generan un colorante amarillo (Cajilema Lema & Quispe Cañaveral, 2019).

Figura 1

Schinus molle L. “molle”. A) Arbusto y B) Hojas, frutos y tallos.



Nota. Fuente propia.

2.2.2. Teoría del color

2.2.2.1. Color

El color es el resultado de la interacción entre la luz visible (longitud de onda entre 400 a 700 nm) y una sustancia que absorbe selectivamente ciertas longitudes de onda mientras refleja o transmite otras. Esta propiedad está relacionada con la estructura electrónica de los compuestos, especialmente con aquellos con un sistema conjugado de enlaces dobles

alternados ($-C=C-C=C-$), que permite la absorción de fotones y la transición de electrones entre niveles de energía (Hañari Zapana, 2018).

Cromóforo

Un cromóforo es un grupo funcional responsable de la absorción de luz en el espectro visible, por tanto, del color de la molécula. Está formado por un sistema de doble enlace conjugado que permite la deslocalización de electrones π , facilitando transiciones electrónicas (como $\pi \rightarrow \pi^*$ o $n \rightarrow \pi^*$) cuando la molécula es irradiada con luz visible. Se necesita más de un grupo cromóforo para que aparezca el color, como en los colorantes vegetales es el sistema conjugado de los flavonoides y antocianinas actúa como cromóforo, proporcionando colores rojo, violeta o azul (Laura Mamani, 2018).

Ejemplos comunes de cromóforos incluyen:

- $-N=N-$ (azo)
- $-C=O$ (carbonilo)
- $-NO_2$ (nitro)
- $-C=C-$ (alqueno conjugado)

Auxócromo

Un auxócromo es un grupo funcional que, aunque por sí mismo no causa color, puede modificar la intensidad o la posición del color cuando está unido a un cromóforo. Estos poseen pares de electrones no enlazantes (no compartidos) que pueden interactuar con el sistema conjugado del cromóforo por resonancia o efecto inductivo, alterando la densidad electrónica y desplazando el espectro de absorción (Laura Mamani, 2018).

Ejemplos de auxócromos comunes:

- -OH (hidroxilo)
- -NH₂ (amino)
- -OCH₃ (metoxi)
- -SO₃H (sulfonato)

a) Escala del color sexagesimal (HSB)

En la química aplicada del color, como en la evaluación tintórea, se puede usar la escala HSV (Hue, Saturation, Value) también conocido como escala sexagesimal, que describe el color con tres componentes (Zelanski & Fisher, 2001):

 Matiz (Hue)

Corresponde al tipo de color percibido (rojo, azul, amarillo, etc.) y se mide en grados de 0 a 360° en el círculo cromático (Zelanski & Fisher, 2001). Por ejemplo:

- Rojo: 0°
- Verde: 120°
- Azul: 240°

 Saturación (S)

Describe la pureza o intensidad del color, varía entre 0% (gris) y 100% (color puro). Una saturación alta indica un color vivo y puro, mientras que una baja indica colores apagados o grisáceos. La saturación está relacionada con la concentración del colorante o con el grado de fijación del cromoforo en el sustrato (fibra) (Zelanski & Fisher, 2001).

 Brillo o Valor (B)

Se refiere a la luminosidad del color, es decir, cuan claro u oscuro se percibe. Se ve influenciado por la calidad de la luz reflejada o absorbida por el colorante sobre la fibra (Zelanski & Fisher, 2001).

2.2.3. Colorantes

2.2.3.1. Definición

Los colorantes son sustancias químicas que pueden ser elaboradas en un laboratorio o derivar de fuentes naturales, que tienen la capacidad de otorgar color al ser aplicados en textiles, papel, plástico e incluso productos alimenticios, imparten color que, al absorberlo, es más o menos permanente. En general, producen un cambio del color original (Arévalo Gaybor & Sanaguano Amaguayo, 2021).

a) Clasificación de los colorantes

1) Colorantes vegetales

Los colorantes vegetales se encuentran en la naturaleza y provienen de las plantas. Para realizar la tinción se considera la especie vegetal y la parte de la planta donde se encuentran las sustancias colorantes. Entre los metabolitos secundarios vinculados con la capacidad colorante, están los compuestos fenólicos, taninos, antocianinas, entre otros (Arias Rocha, 2018, p. 21).

Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son aquellos cuya estructura química posee anillos aromáticos, con grupos hidroxilo como sustituyente y formados por las vías del ácido shikímico y fenilpropanoide. La mayoría de los compuestos fenólicos son hidrosolubles, solubles en solventes polares. En muchos casos se encuentran combinados con azúcares formando los glicósidos. Los tejidos vegetales de frutas y verduras también contienen compuestos fenólicos (de la Rosa et al., 2019).

Otra característica común de este grupo es que, tienen una reacción positiva con el FeCl_3 que produce el color verde, azul o negro según el compuesto involucrado en el extracto de las planta (Ringuelet & Viña, 2013).

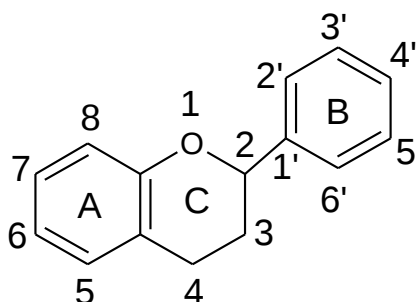
Flavonoides

Los flavonoides son pigmentos amarillos naturales que se encuentran en los vegetales, protegen al organismo del daño derivado por rayos ultravioletas, contaminación ambiental, entre otros factores. Los flavonoides son metabolitos secundarios de bajo peso molecular, con un esqueleto común de difenilpiranos $\text{C}_6\text{-C}_3\text{-C}_6$ (Figura 2), generalmente se encuentran como O-glicósidos en sus fuentes naturales.

Se conoce alrededor de 900 flavonoides naturales que se encuentran distribuidos en las plantas, tanto en forma libre o como glicósidos; estos últimos dan color a las flores, frutos y hojas. Las agliconas se encuentran con mayor frecuencia en tejidos leñosos. Los flavonoides se distinguen por su fuerte absorción en las regiones ultravioleta y visible del espectro electromagnético, así como por su solubilidad en solventes polares (Orozco Guanoluisa, 2013).

Figura 2

Estructura básica de los flavonoides y sistema de numeración.



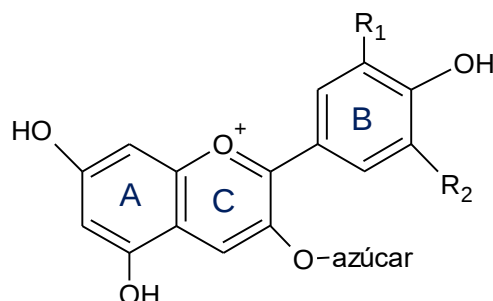
Antocianinas

Las antocianinas son colorantes naturales también de origen fenólico, se encuentran en gran cantidad en la naturaleza y son solubles en agua, están incluidos dentro de la clase de flavonoides (Figura 3) y también contribuyen al color de flores y frutas, así como de las hojas,

raíces y tallos. Los colores que se observan son rojo, naranja, púrpura, violeta y azul (Ramos Córdoba, 2021).

Figura 3

Estructura química de los pigmentos antociánicos.

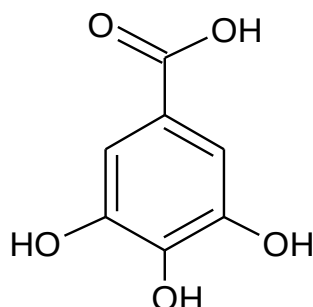


Taninos

Los taninos son compuestos polifenólicos de peso molecular relativamente alto, con sabor astringente, que se conocen y utilizan desde hace siglos por su capacidad de unirse a las proteínas de la piel de los animales y transformar en cuero o curtir las pieles, evitando su deterioro. Además, estas son sustancias derivadas de plantas que son solubles en agua, etanol y acetona. Se pueden encontrar en diferentes partes de la planta como tallos, hojas, semilla, cúpulas y madera. Son característicos por su coloración que va desde amarillo al castaño oscuro. De acuerdo a su composición química se dividen en 2 grupos, los taninos condensados en condiciones adecuadas de temperatura forma precipitado marrón verdoso y los taninos hidrolizables que producen una coloración azul-negruzca. El ácido gálico (Figura 4) es un polifenol de los taninos hidrolizables (Valverde, 2020).

Figura 4

Ácido gálico



2) Colorantes minerales

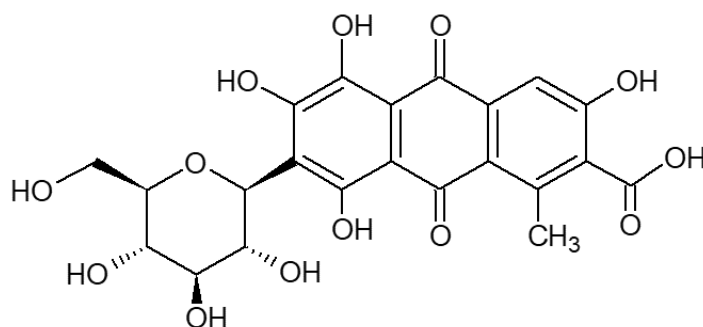
Son colorantes inorgánicos que se pueden obtener en laboratorio, son sólidos a temperatura ambiente e insolubles en agua, son empleados para ser depositados sobre los textiles y adheridos por medio de un ligante con la técnica de estampación (Arias Rocha, 2018). Ejemplo de estos pigmentos son sulfato de cadmio (CdSO_4), óxido de hierro (III) [Fe_2O_3], óxido de cromo (III) [Cr_2O_3], bermellón, azurita, malaquita, entre otros.

3) Colorantes de origen animal

Estos colorantes se encuentran en pequeñas cantidades comparados con los de origen vegetal, se encuentran en insectos y organismos marinos. Un ejemplo es *Dactylopius coccus* “cochinilla” (Arias Rocha, 2018).

Figura 5

Estructura química del ácido Carmínico



2.2.4. Extracción de colorantes naturales

2.2.4.1. Métodos de extracción

La separación de compuestos solubles se realiza empleando un sólido inerte y un solvente adecuado durante el proceso de extracción. Los métodos de extracción de colorantes naturales más utilizados son: maceración, infusión, decocción, por solventes, percolación, lixiviación, por reflujo y extracción por reflujo continuo (Arévalo & Sanaguano, 2021; Salauddin Sk et al., 2021). A continuación, se indican los fundamentos de dos técnicas más usadas.

a) Extracción Soxhlet

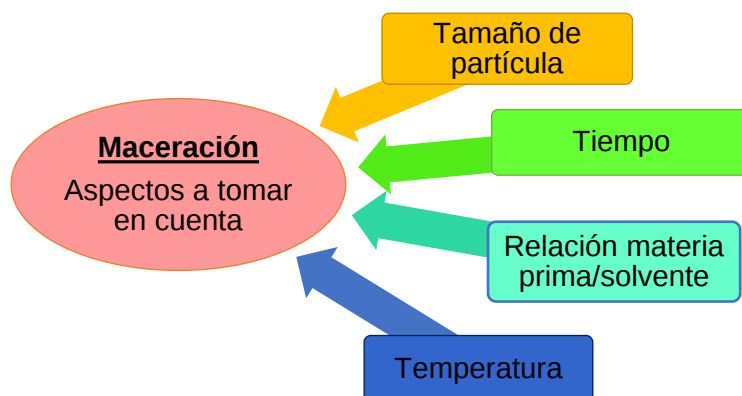
La técnica de extracción Soxhlet corresponde a un método de separación sólido - líquido, la cual consiste en separar una mezcla de sustancias por disolución de cada componente utilizando un disolvente. Con esta técnica, se evita la descomposición de las moléculas del colorante por efecto de la temperatura debido al uso de bajas temperaturas durante el proceso (Arévalo & Sanaguano, 2021).

b) Extracción mediante maceración

Es un proceso de extracción sólido – líquido, en el que la especie vegetal contiene una variedad de compuestos solubles en el líquido de extracción, el cual se pretende extraer. La naturaleza de los compuestos extraídos depende de la especie vegetal empleada, así como del líquido de extracción (Rivera et al., 2022).

Figura 6

Factores que influyen en el proceso de maceración.



Nota. Factores que influyen en el proceso de maceración (Rivera Jiménez et al., 2022)

2.2.5. Caracterización del extracto hidroalcohólico

2.2.5.1. Pruebas de solubilidad

La solubilidad es la capacidad de una sustancia para disolverse en un solvente bajo ciertas condiciones, como presión y temperatura. El proceso por el cual las moléculas del solvente interactúan con las partículas disueltas se llama solvatación o hidratación cuando el solvente es agua (Rivera & Santamaría, 2011).

Las pruebas de solubilidad en extractos colorantes se usan para identificar que metabolitos están presentes, maximizar los métodos de extracción, determinar la afinidad colorante-fibra y como método para identificar impurezas. Por ejemplo, los flavonoides son solubles en metanol y etanol, mientras que los taninos son en agua y metanol.

2.2.5.2. Análisis fitoquímico preliminar

El screening fitoquímico es un conjunto de procedimientos usados para la verificación preliminar de presencia de metabolitos secundarios o componentes químicos, se adicionan solventes de polaridad apropiada en el extracto vegetal y en la disolución. Se realizan pruebas cualitativas para verificar presencia de diversos metabolitos secundarios (Español, 1974); (Huayama Abad & Ramirez Aguirre, 2021) como se observa en la Tabla 1.

Tabla 1

Identificación de metabolitos secundarios.

METABOLITOS SECUNDARIOS	PRUEBAS	RESULTADOS POSITIVOS
Alcaloides	Mayer	Presencia de precipitado blanquecino, blanco
	✓ Sol. A: HgCl_2 / 60 mL de a.d.	amarillento o amarillo limón
	✓ Sol. B: KI / 10 mL de a.d.	claro.
	Dragendorff	Presencia de precipitado
	✓ Sol. A: $\text{Bi}(\text{NO}_3)_3 + \text{C}_4\text{H}_6\text{O}_6$ / 80 mL de a.d.	naranja o marrón.
	✓ Sol. B: KI / 40 mL de a.d.	
	✓ Sol. Stock: Sol. A + Sol. B.	

METABOLITOS SECUNDARIOS	PRUEBAS	RESULTADOS POSITIVOS
Cumarinas	Baljet	Coloraciones naranja a rojo oscuro
	✓ Sol. A: $C_6H_2(OH)(NO_2) / EtOH$ ✓ Sol. B: $NaOH / 100\text{ mL de a.d.}$	
Triterpenos	Liebermann-Burchard	Coloraciones rosadas a rojo púrpura.
	✓ $AcOH + H_2SO_4 / 50\text{ mL EtOH}$	
Saponinas	H_2SO_4 (c)	Coloraciones amarillentas que luego pasan al rojo.
Azúcares reductores	Fehling	Formación de un precipitado color rojo ladrillo.
	✓ Sol. A: $CuSO_4 \cdot 5H_2O / 500\text{ mL de a.d.}$	
	✓ Sol. B: $KNaC_4H_4O_6 \cdot 4H_2O + NaOH / 500\text{ mL de a.d.}$	
	✓ Reactivo: Sol. A + Sol. B.	
Compuestos fenólicos	Benedict	Formación de un precipitado color rojo ladrillo.
	✓ $CuSO_4 \cdot 5H_2O + Na_3C_6H_5O_7 + NaCO_3 / 100\text{ mL de a.d.}$	
	$FeCl_3$	Presencia de precipitado o coloraciones azuladas-verdosas.
	H_2SO_4 (c)	Presencia de coloraciones rojas.
Esteroides	Liebermann-Burchard	Coloraciones azul a azul verdoso.
	✓ $CuSO_4 \cdot 5H_2O + Na_3C_6H_5O_7 + NaCO_3 / 100\text{ mL de a.d.}$	
Flavonoides	Shinoda	Coloraciones dependiendo del tipo de flavonoide. Ejm: anaranjado (flavonas), rojo (dihidroflavonas) y rojo-azulado (flavonoles).
	$FeCl_3$	Complejos coloreados.
	H_2SO_4 (c)	Coloraciones dependiendo del tipo de flavonoide. Ejm:

		Amarillo (flavonas y flavonoles), guinda (dihidroflavonas y flavonas)
	Pb(C₂H₃O₂)₂	Coloraciones rojizas o amarillentas.
Antocianinas	NH₃	Coloración característica (de rojas a azules)
	Pb(C₂H₃O₂)₂ 5%	Presencia de precipitado pardo de tanato de plomo.
Taninos	FeCl₃	Coloraciones azul o verde.

Nota. Adaptado de (Huayama Abad & Ramirez Aguirre, 2021)

2.2.6. Métodos cromatográficos y espectrofotométricos

2.2.6.1. Análisis cromatográfico

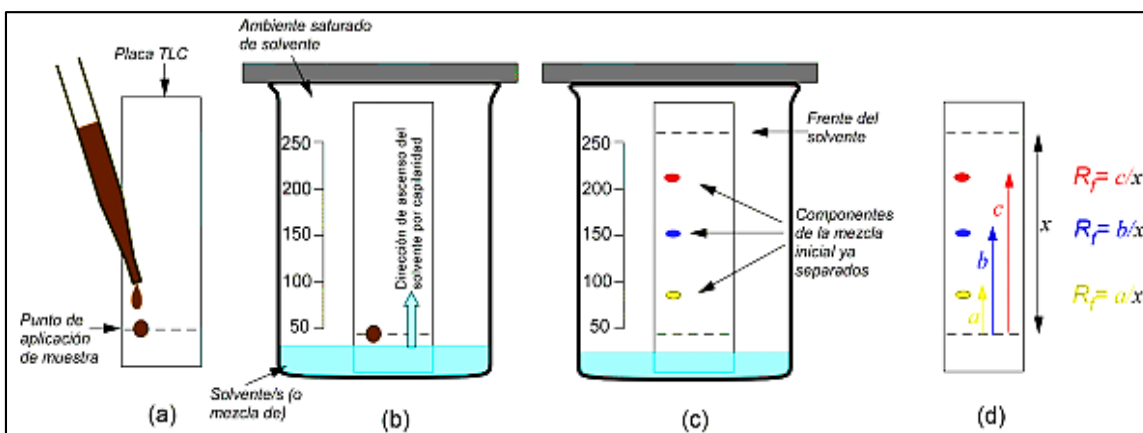
Es un proceso de separación, en el cual, los componentes a separar se dividen en 2 fases: fase estacionaria que puede ser sólida o líquida, dispuesta sobre un soporte sólido con una gran área superficial y la fase móvil, puede ser gaseosa, líquida o incluso un fluido supercrítico, pasa sobre la fase estacionaria, arrastrando consigo los distintos componentes de la mezcla (Sgariglia et al., 2010).

a) Cromatografía de capa fina (CCF)

Es una técnica utilizada para separar, identificar y determinar la pureza de una sustancia respecto a sus componentes no volátiles. La CCF corresponde a un tipo de cromatografía de adsorción en la cual la fase móvil se desplaza a través de la fase estacionaria (absorbente) por capilaridad. Esto ocurre cuando la fase estacionaria se aplica uniformemente sobre un material poroso (sílica o alúmina) depositada sobre una placa de vidrio o un material inerte, como se muestra en la figura 7 (T.B. Peres, 2002; Vallejo et al., 2021).

Figura 7

Pasos básicos de cromatografía de capa fina.



Nota. Pasos básicos de CCF (Vallejo Rosero et al., 2021). a) Aplicación de la muestra b) Elución c) Separación d) Secado y cálculo de factor de retención (R_f).

Cálculo del factor de retención (R_f)

Los componentes de interés se identifican por sus colores característicos o fluorescencia. Cada uno de estos poseen un valor para el factor de retención (R_f) que se calcula como se muestra en la ecuación 1. Al comparar el R_f obtenido para los componentes de la mezcla con el patrón de referencia, se puede clasificar las sustancias que la componen e incluso es posible identificar el componente de interés (Vallejo Rosero et al., 2021).

$$R_f = \frac{\text{Distancia de la sustancia al origen}}{\text{Distancia del frente del eluyente al origen}} = \frac{a, b, c}{x} \quad \dots\dots\dots \text{Ecuación (1)}$$

b) Cromatografía en columna

Es una técnica de separación que utiliza una columna de vidrio en posición vertical, que es llenada con un soporte sólido adsorbente (fase estacionaria) como sílica gel (SiO_2) o alúmina (Al_2O_3). La muestra a separar se coloca en la parte superior de la columna, seguido del eluyente (fase móvil) que fluye a través de la columna debido a la gravedad, desplazando conjuntamente a la muestra. Los componentes de la mezcla se mueven a diferentes velocidades debido a sus

interacciones específicas con la fase estacionaria y la fase móvil, lo que permite su separación. En la parte inferior de la columna se recoge las diferentes fracciones que contienen a cada uno de los componentes. La elección adecuada del eluyente es clave para una separación eficiente, y en ocasiones se utiliza un gradiente creciente de polaridad para mejorar la elución, (Chavez Chavez, 2018, p. 16)

c) Cromatografía Líquida de Alta Resolución o High performance liquid chromatography - HPLC

Es una técnica instrumental de separación que se fundamenta en la interacción diferencial de los componentes de una mezcla con una fase estacionaria sólida contenida en una columna y una fase móvil líquida. Bajo condiciones de alta presión (generalmente entre 50 y 400 bar), la muestra se introduce en el sistema y es arrastrada por la fase móvil a lo largo de la columna, permitiendo la separación de los analitos según su polaridad, tamaño molecular, carga o afinidad química con la fase estacionaria.

Esta técnica permite la identificación, separación y cuantificación precisa de compuestos químicos presentes en una mezcla compleja, como los extractos de origen vegetal. En particular, el HPLC es altamente eficiente para el análisis de metabolitos secundarios como flavonoides, taninos, alcaloides, antocianinas y otros compuestos fenólicos, los cuales pueden ser responsables de propiedades tintóreas en fibras animales (Chavez Chavez, 2018).

La fase móvil debe ser compatible con el detector utilizado y tener la polaridad adecuada para permitir una separación conveniente de los componentes de la muestra. Como fase estacionaria se utilizan sólidos, cuyas partículas porosas esféricas o irregulares tienen diferentes diámetros y soportan presiones de hasta 350 bar. La sensibilidad de un detector se determina a partir de la relación entre la señal producida y la cantidad de muestra que genera esta señal (Peres, 2002).

La cromatografía en fase-reversa (RP-HPLC) se distingue por el uso de una columna cromatográfica cuya fase estacionaria es de naturaleza no polar, mientras que la fase móvil presenta una polaridad relativamente alta. En este sistema los compuestos más polares tienden a eluir primero y al incrementar la polaridad de la fase móvil se reduce el tiempo de retención, como sucede con los flavonoides. Por otro lado, la cromatografía de fase normal (NP-HPLC) es empleada principalmente para la separación de sustancias de carácter polar usada para la separación de compuestos polares (Fernández 2021).

2.2.6.2. Métodos espectrofotométricos

Los métodos más usados son de la región Ultravioleta-visible e infrarroja (Saavedra & Fernández, 2019)

a) Espectrofotometría ultravioleta-visible (UV-vis)

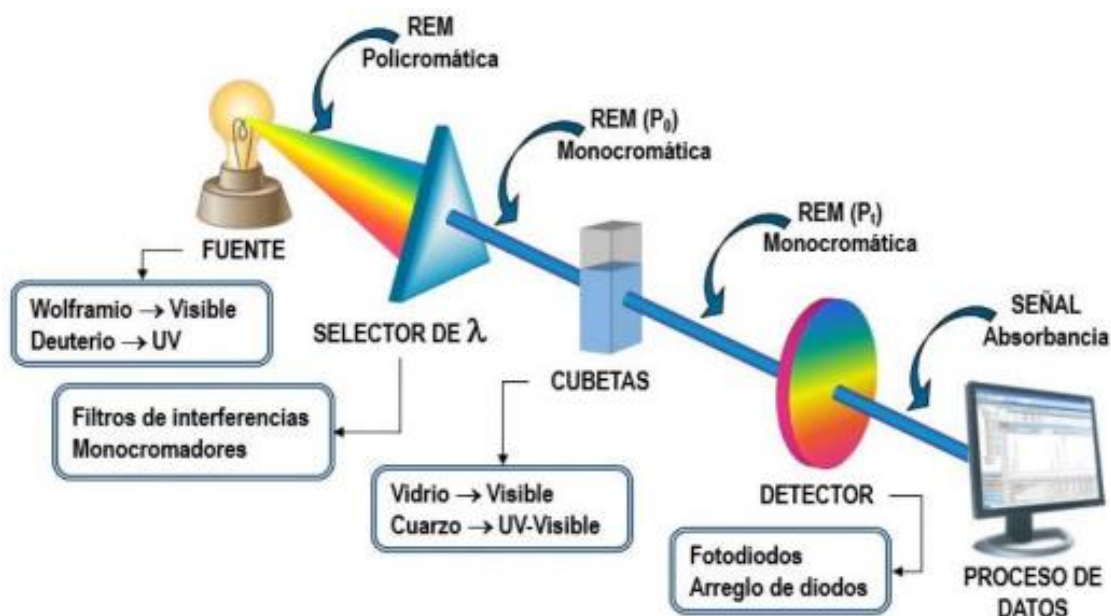
La espectrofotometría UV-visible es una técnica analítica para determinar la concentración de compuestos disueltos en solución. Se basa en el hecho de que las moléculas absorben radiación electromagnética en la región de 10 nm a 780 nm y la cantidad de luz absorbida es linealmente proporcional a la concentración. Para realizar este análisis se utiliza un espectrofotómetro (Figura 8) donde se selecciona la longitud de onda de la luz que pasa a través de la solución y se mide la cantidad de luz que es absorbida por ella. En este tipo de espectrofotometría de absorbancia, se utilizan regiones del ultravioleta cercano (195-400 nm) y el espectro visible (400 – 780 nm) (Laimé Mita, 2016).

La energía absorbida en la región ultravioleta-visible resulta de las transiciones de los electrones de valencia en la molécula. Estas transiciones consisten en la excitación de un electrón desde un orbital molecular ocupado (normalmente un orbital π o σ) al orbital desocupado

de menor energía que normalmente es un orbital antienlazante π^* o σ^* (Marquina & Lárez Velásquez, 2014).

Figura 8

Partes del Espectrofotómetro Visible.

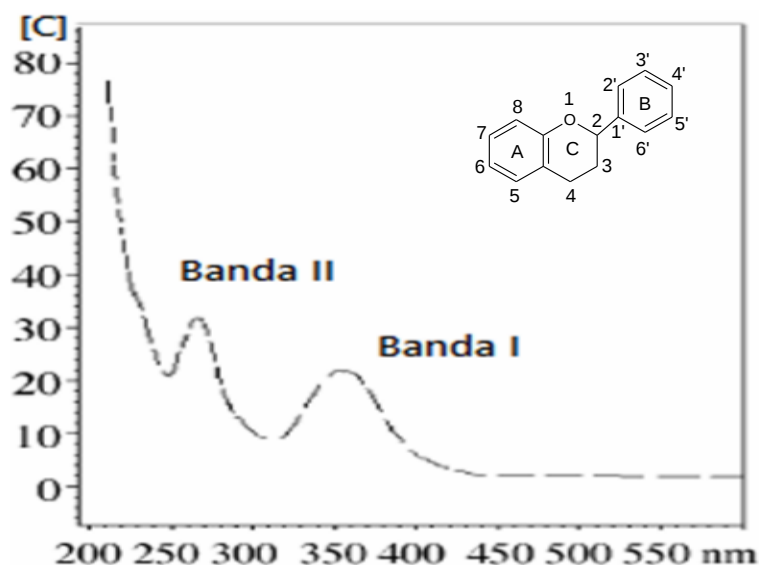


Nota. Fernández (1962- 2021), p. 69.

Los flavonoides presentan una amplia gama de variaciones estructurales, estos compuestos absorber luz en un rango de 220 nm a 600 nm, sus espectros generalmente, presentan dos picos de absorción, cuya intensidad y longitud de onda varían según la estructura del núcleo flavonólico. El primero, conocido como banda I (Figura 9), se encuentra en el rango de 320 nm a 385 nm y está asociado al sistema aromático B (Figura 2). El segundo, denominado *banda II*, se ubica entre 250 nm y 285 nm, y corresponde al sistema aromático A. Estas bandas de absorción se deben a la presencia de dos grupos cromóforos (benzopirano, heterociclo C y anillo bencénico) en la estructura de los flavonoides, tal como se muestra en la figura 9, (Gaete Pérez, 2018).

Figura 9

Espectros UV-Vis de bandas características de flavonoides



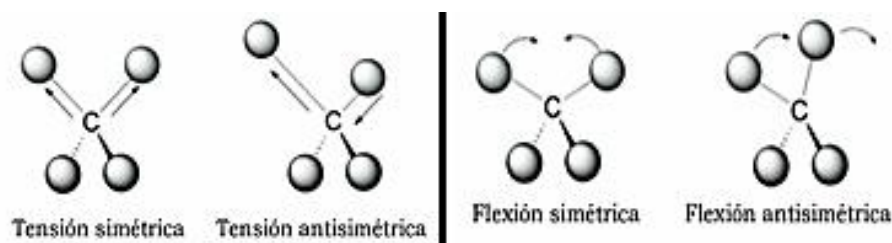
Nota. Banda I: 320 nm a 385 nm; Banda II: 250 nm a 285 nm. Adaptado de (Gaete Pérez, 2018)

b) Espectrofotometría Infrarroja con Transformada de Fourier – Reflexión Total Atenuada (FTIR - ATR)

La espectrofotometría infrarroja (IR) es una técnica que permite identificar grupos funcionales en un material orgánico o inorgánico. Utilizan las energías de las que oscilan entre 400 cm^{-1} a 4000 cm^{-1} . Lo que ocurre con las moléculas es el estiramiento o la compresión (Figura 10) del enlace molecular o ambos simultáneamente, produciendo un cambio de momento dipolar, como resultado, los fotones en la región infrarroja absorben energía. Las vibraciones moleculares fundamentales son de estiramiento o reflexión y luego se dividen en simétricas o asimétricas (Stuart, 2004).

Figura 10

Vibraciones moleculares de los enlaces.

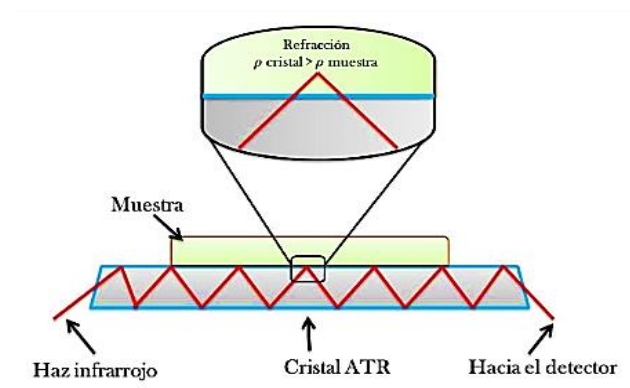


Nota. Stuart, (2004).

La medición de energía en esta espectrofotometría puede ser por transmitancia (T) o reflexión total atenuada (ATR). La técnica de ATR consta de un cristal con un alto índice de refracción que interactúa con un haz incidente de IR, este se refleja por completo en el cristal. En la interfaz del cristal y la muestra, se crea una onda evanescente, que la muestra absorbe, lo que hace que el rayo reflejado disminuya o se atenúe. Al combinar FTIR y ATR, es posible realizar análisis tanto cualitativo como cuantitativo, sin necesidad de preparación adicional de muestras (Téllez Mesa, 2019; Quijano Ortega, 2020).

Figura 11

Representación del equipo de Reflectancia total atenuada.



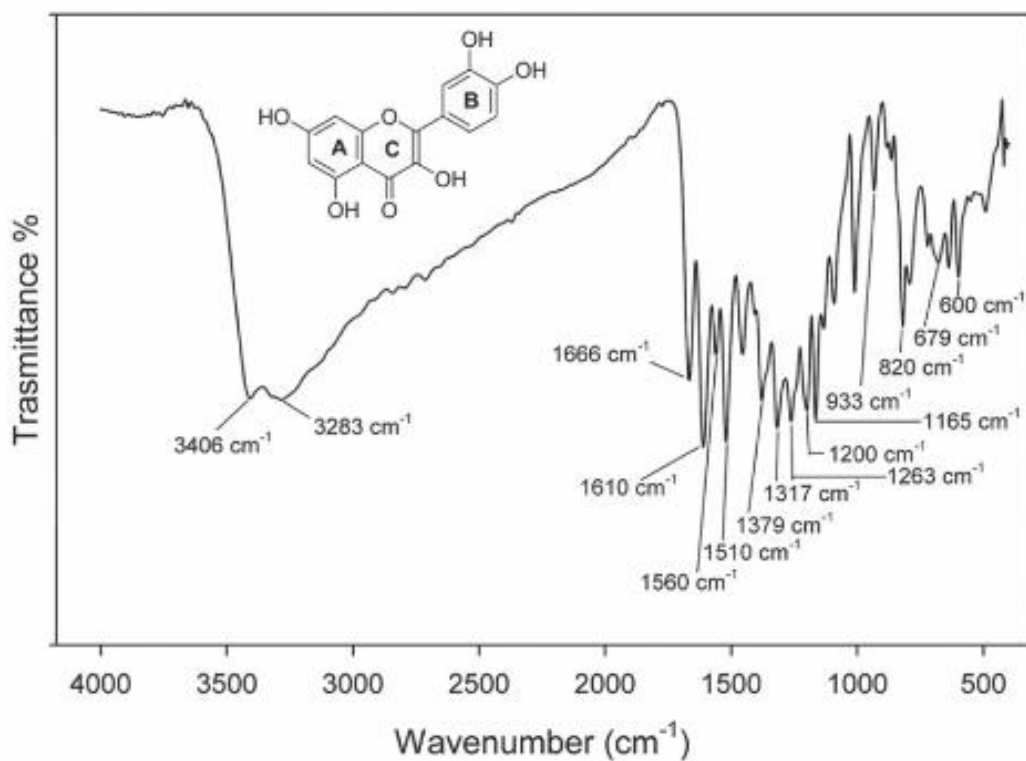
Nota. (Téllez Mesa, 2019)

El espectro FTIR de la quercetina pura muestra varias bandas características como se muestra en la figura 12. El estiramiento de los grupos OH se detecta entre 3406 cm^{-1} y 3283

cm^{-1} , mientras que la flexión de OH en el grupo fenol se observa a 1379 cm^{-1} . La absorción por estiramiento del grupo carbonilo de cetona conjugada $\text{C}=\text{O}$ aparece a 1666 cm^{-1} . Las bandas de estiramiento del anillo aromático $\text{C}=\text{C}$ se encuentran a 1610 , 1560 y 1510 cm^{-1} . La flexión en el plano de $\text{C}-\text{H}$ en el hidrocarburo aromático se detecta a 1317 cm^{-1} , mientras que las flexiones fuera del plano se encuentran a 933 , 820 , 679 y 600 cm^{-1} . Además, las bandas a 1263 , 1200 y 1165 cm^{-1} corresponden al estiramiento de $\text{C}-\text{O}$ en el anillo de éter arílico, el estiramiento de $\text{C}-\text{O}$ en fenol, el estiramiento y flexión de $\text{C}-\text{CO}-\text{C}$ en la cetona (Catauro et al., 2015).

Figura 12

Espectro FTIR de quercetina pura



Nota. (Catauro et al., 2015)

2.2.7. Teñido

2.2.7.1. Definición

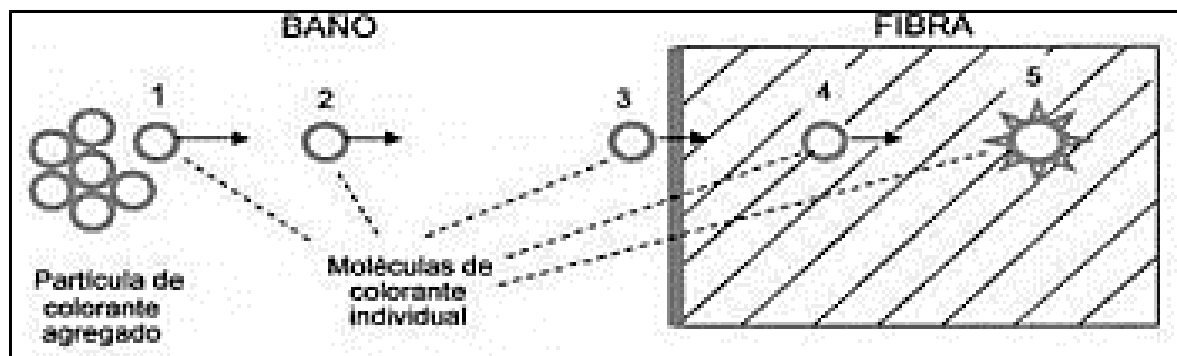
El teñido es un proceso en el que el material textil, absorbe el colorante cuando entra en contacto con la solución de tinte, lo que da como resultado un color diferente al original después del teñido (Laura Mamani, 2018).

2.2.7.2. Proceso de teñido

El teñido de fibras con extractos colorantes se puede realizar en solución acuosa conocida como baño de teñido. La figura 13 muestra las etapas del proceso de teñido en donde el colorante se dispersa en la fase líquida hasta llegar a la fibra, luego pasa de la fase líquida a la fase sólida en la superficie de la fibra, después el colorante penetra en el interior de la fibra estableciendo enlaces para fijarse dentro de la misma (Soto Benito, 2017).

Figura 13

Etapas de teñido de fibras.



Nota. Etapas de la tintura: 1. Disgregación del colorante, 2. Difusión en baño, 3. Adsorción superficial en la fibra, 4. Difusión en la fibra y 5. Fijación (Soto Benito, 2017)

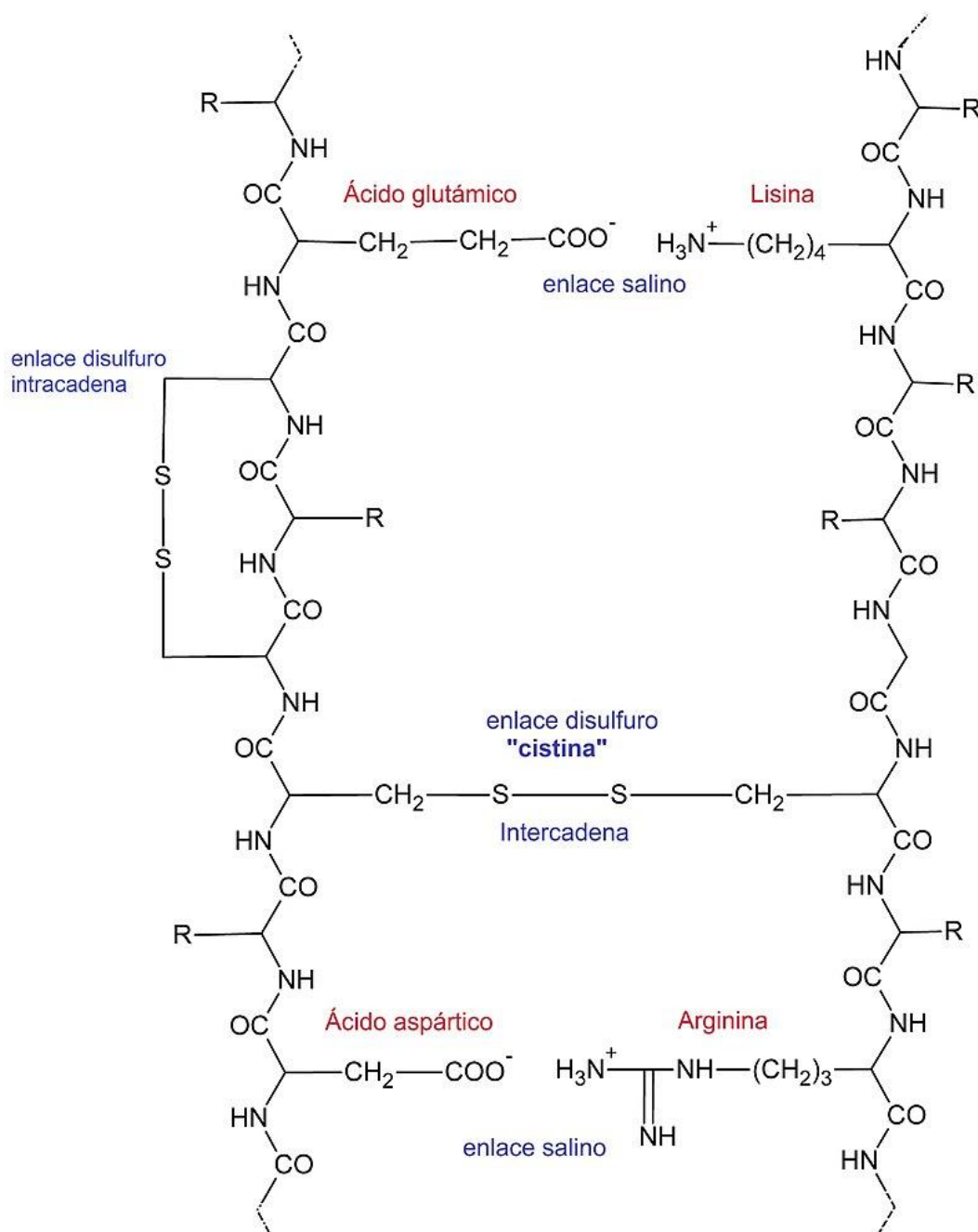
2.2.7.3. Teñido de fibras animales

Las fibras de origen animal más conocidas y utilizadas en nuestro medio son la lana de ovino y las fibras de camélido andino como la llama, alpaca, vicuña y guanaco (Arias Rocha, 2018).

a) Lana de ovino

La lana es una fibra proteica de origen animal obtenida principalmente del género *Ovis* (familia Bovidae, orden Artiodactyla), siendo la especie más representativa *Ovis aries* (oveja doméstica). Químicamente, está constituida por queratina α , una proteína fibrosa rica en cistina, cuyos grupos tioles forman enlaces disulfuro ($-S-S-$), responsables de la resistencia mecánica y la estabilidad química de la fibra (Giteru et al., 2022).

La lana es una fibra proteínica, con alto contenido de queratina (Figura 14) en su composición, una proteína fibrosa, protectora y altamente insoluble. Por lo que tiene propiedades anfóteras debido a la presencia de grupos ácidos ($COOH$) y de grupos amino (NH_2), de modo que, puede teñirse con colorantes ácidos y básicos (Giteru et al., 2022).

Figura 14*Estructura general de la queratina.*

Nota. Estructura general de la queratina resultante de la polimerización de veintena de aminoácidos, con alto contenido de cisteína (Luna & Reyna, 2020).

b) Fibra de alpaca

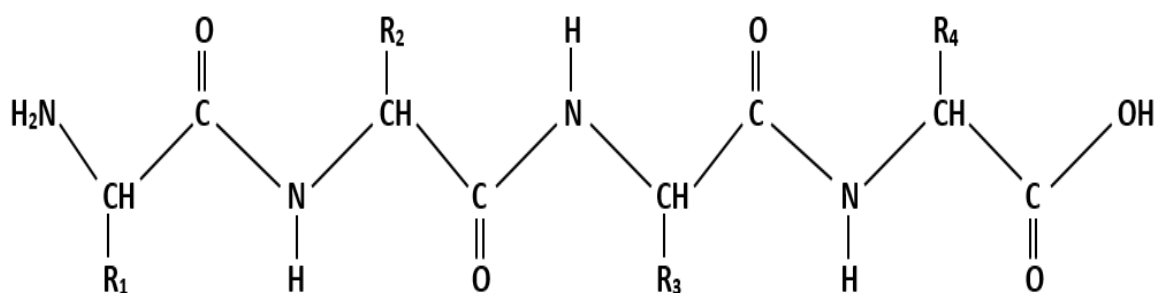
La fibra de alpaca, producida por el camélido sudamericano *Lama pacos*, es un textil natural reconocido por su tacto, calidez y durabilidad. La fibra está compuesta principalmente por queratina, una proteína fibrosa estructural de alto peso molecular, rica en aminoácidos ($\text{NH}_2\text{CH(R)-COOH}$) que contienen átomos de nitrógeno, oxígeno, carbono, hidrógeno y azufre, donde R puede ser ácido glutámico, arginina, leucina, entre otros (Atav et al., 2025).

La queratina de la fibra de alpaca presenta una estructura secundaria organizada predominantemente en hélice alfa (α -hélix), estabilizada por puentes de hidrógeno entre los grupos $-\text{NH}$ y $-\text{C}=\text{O}$ de la cadena peptídica, enlaces disulfuro ($-\text{S}-\text{S}-$) entre residuos de cisteína, que confieren resistencia mecánica y elástica, las interacciones hidrofóbicas entre cadenas laterales no polares de aminoácidos como leucina, isoleucina y valina (Ponce de Leon & Valdivia, 2014).

Además, la superficie de la fibra está formada por escamas cuticulares superpuestas, similares a las de la lana, lo que facilita la retención y anclaje de los colorantes mediante mecanismos físicos y químicos.

Figura 15

Estructura de la cadena peptídica de la fibra de alpaca.



Nota. (Ponce de Leon & Valdivia, 2014)

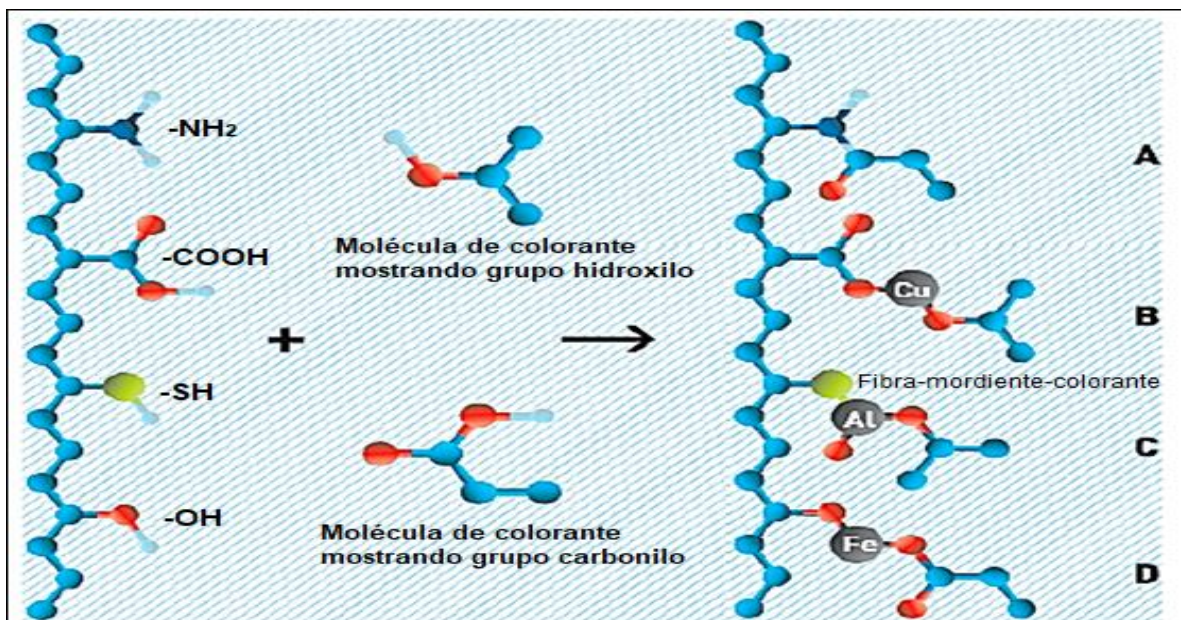
2.2.7.4. Los mordientes

Son sustancias químicas, naturales o sintéticas que actúan como fijadores de la fibra para que el colorante pueda penetrar más fácilmente, además ayudan a mantener el brillo y la uniformidad del color dependiendo del tiempo y la temperatura. En la tinción tradicional se empleaban productos naturales como la ceniza, la orina, la tierra, la arcilla, las hojas de palta, entre otros. En la actualidad, se utilizan mordientes químicos, la mayoría de los cuales son sales minerales o metálicas como aluminio, cobre y estaño, que se disuelven en agua tibia para separar el metal de la sal, luego se agregan las fibras para adherir el colorante. Entre los mordientes más usados con extractos colorantes se tiene a: Sulfato de aluminio y potasio, dicromato de potasio, ácido cítrico, sulfato de cobre pentahidratado, sulfato ferroso, entre otros. El mordentado puede realizarse antes, durante o después del teñido (Mendoza, 2018; Marcano, 2018).

Cuando el mordiente se disuelve en el agua caliente y se disuelve se disocia, el metal queda como catión metálico, lo que facilita su unión a la fibra textil, formando un complejo con la molécula del colorante. El tipo de metal y su estado de oxidación determinan la tonalidad del color (Humpiri, 2019).

Figura 16

Modelo de la interacción entre la fibra y diversos mordientes.



Nota. Modelo de la interacción entre la fibra y diferentes mordientes. A: Colorante unido a la fibra sin mordentar. B, C, D: Colorante unido a la fibra con mordentado de sales de Cu, Al o Fe a través de grupos carboxilo, sulfuro u oxidrilo. Fuente (Humpiri, 2019).

2.2.7.5. Resistencia del color

También conocida como solidez del color, es la capacidad de un colorante fijado sobre un sustrato (lana o fibra de alpaca) para mantener su intensidad y tonalidad original cuando es sometido a diversos factores externos, como lavado, luz, fricción, calor o exposición química. Esta propiedad depende fundamentalmente del tipo de interacciones moleculares entre las moléculas del colorante y los grupos funcionales presentes en la fibra (Saavedra & Fernández, 2019)

La fibra animal como la lana y la fibra de alpaca, compuesta principalmente de queratina, la solidez de la luz está determinada por la compatibilidad entre los grupos funcionales reactivos de los aminoácidos ($-NH_2$, $-COOH$, $-OH$, $-SH$) y los grupos activos presentes en los compuestos colorantes (fenoles, flavonoides o taninos).

2.3. Hipótesis de la investigación

a) *Hipótesis general*

Los extractos hidroalcohólicos de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. presentan un potencial tintóreo significativo sobre fibras de alpaca y oveja, el cual se ve influenciado por el tipo de tejido, la parte vegetal utilizada, la concentración del etanol en la extracción y el uso de diferentes mordientes.

b) *Hipótesis específicas*

- La concentración del etanol (96% y 70%) influye significativamente en el rendimiento y en la calidad colorante de los extractos obtenidos de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L.
- Los extractos colorantes de *Schinus molle* L. contienen metabolitos secundarios como flavonoides y compuestos fenólicos, los cuales pueden identificarse mediante espectroscopía UV-Vis y FTIR.
- La aplicación de mordientes mejora la intensidad, fijación y estabilidad del color en fibras de alpaca y oveja teñidas con extractos de *Schinus molle* L., evaluable mediante herramientas digitales como el aplicativo Color Grab.

2.4. Variables

a) *Variable independiente*

- Tipo de parte aérea vegetal (hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. “molle”)
- Concentración del solvente etanólico (96% y 70%)
- Tipo de fibra animal (lana de oveja y fibra de alpaca)

b) Variable dependiente

- Composición fitoquímica de los extractos colorantes (presencia y tipo de metabolitos secundarios: flavonoides, compuestos fenólicos, etc.)
- Afinidad tintórea y fijación del colorante en fibras animales, evaluados por resistencia al color y solidez a la luz.

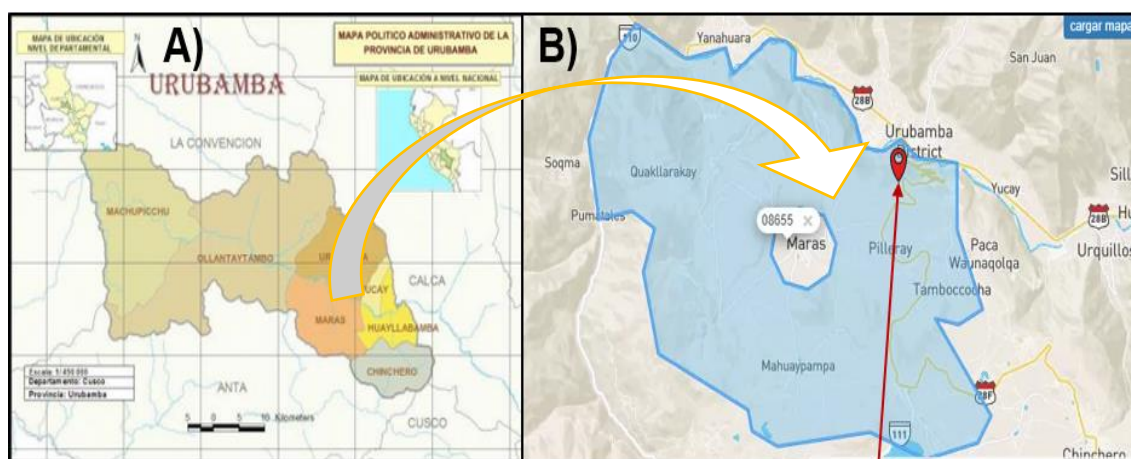
CAPITULO III. METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. Ámbito de estudio

La recolección del material vegetal de *Schinus molle* L. “molle” se llevó a cabo en el Distrito de Maras (Urubamba-Cusco) en el Centro Poblado de Pilleray, con coordenadas geográficas: Latitud 13° 19' 06.0" Sur, Longitud 72° 07' 17.03" Oeste, DATUM WGS84, zona 18 a una altitud promedio de 3385 m.s.n.m., ubicado a una 1:30 horas de la Ciudad del Cusco.

Figura 17

Ubicación geográfica del muestreo



Nota. A) Distrito de Maras, B) Centro poblado de Pilleray

3.2. Tipo y nivel de investigación

Este estudio es de carácter exploratorio y experimental, sobre ensayos fisicoquímicos cualitativos y cuantitativos de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L a 96% y 70%. La segunda parte, es de tipo descriptivo, pues se observa la conducta y características de cada extracto durante el proceso de tinción en diferentes condiciones, así como la interacción del colorante con la fibra.

La parte experimental se realizó en el Laboratorio de Química Orgánica/ Laboratorio de Investigación, Análisis y Preparación de Productos Orgánicos – LabOr que pertenece a la Escuela Profesional departamento Académico de Química de la UNSAAC.

3.3. Técnicas de selección de muestra

3.3.1. Selección y limpieza

El material vegetal recolectado fue sometido a limpieza para retirar impurezas tales como tierra, líquenes y hongos. Posteriormente se separaron las hojas, tallos y frutos que se encontraban en un buen estado.

3.3.2. Secado

El material vegetal se dejó encima de papel kraft a temperatura ambiente durante 2 semanas, en un lugar donde no llegue la radiación solar directa, hasta que esté completamente seco y con peso constante.

3.3.3. Trituración

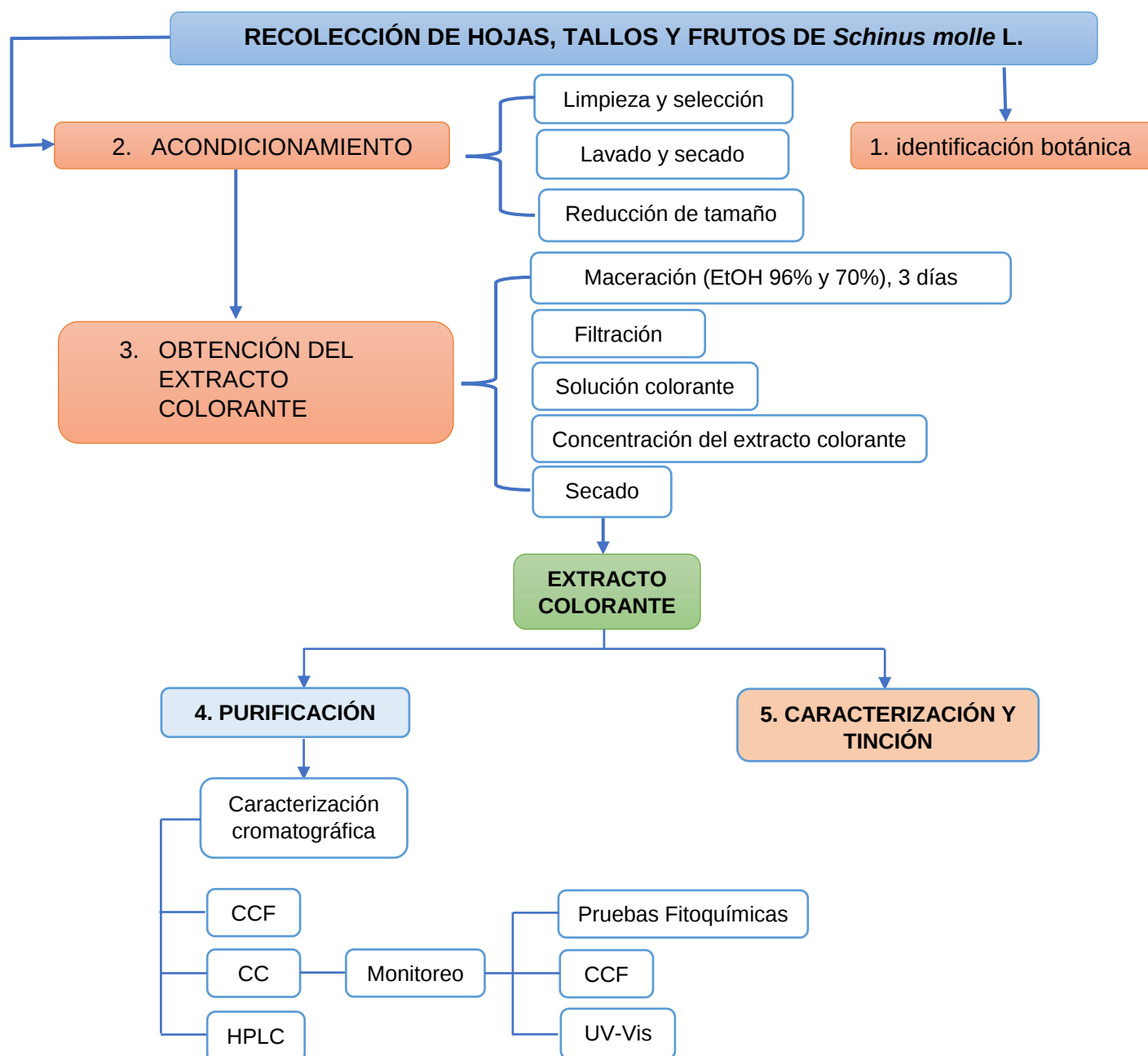
Se trituró utilizando guantes, ya que las hojas son frágiles y fáciles de desmenuzarse hasta un tamaño de 3 a 5 mm. En el caso de los frutos y tallos se molió con un molino tradicional de metal con el objetivo de minimizar el tamaño de las partículas.

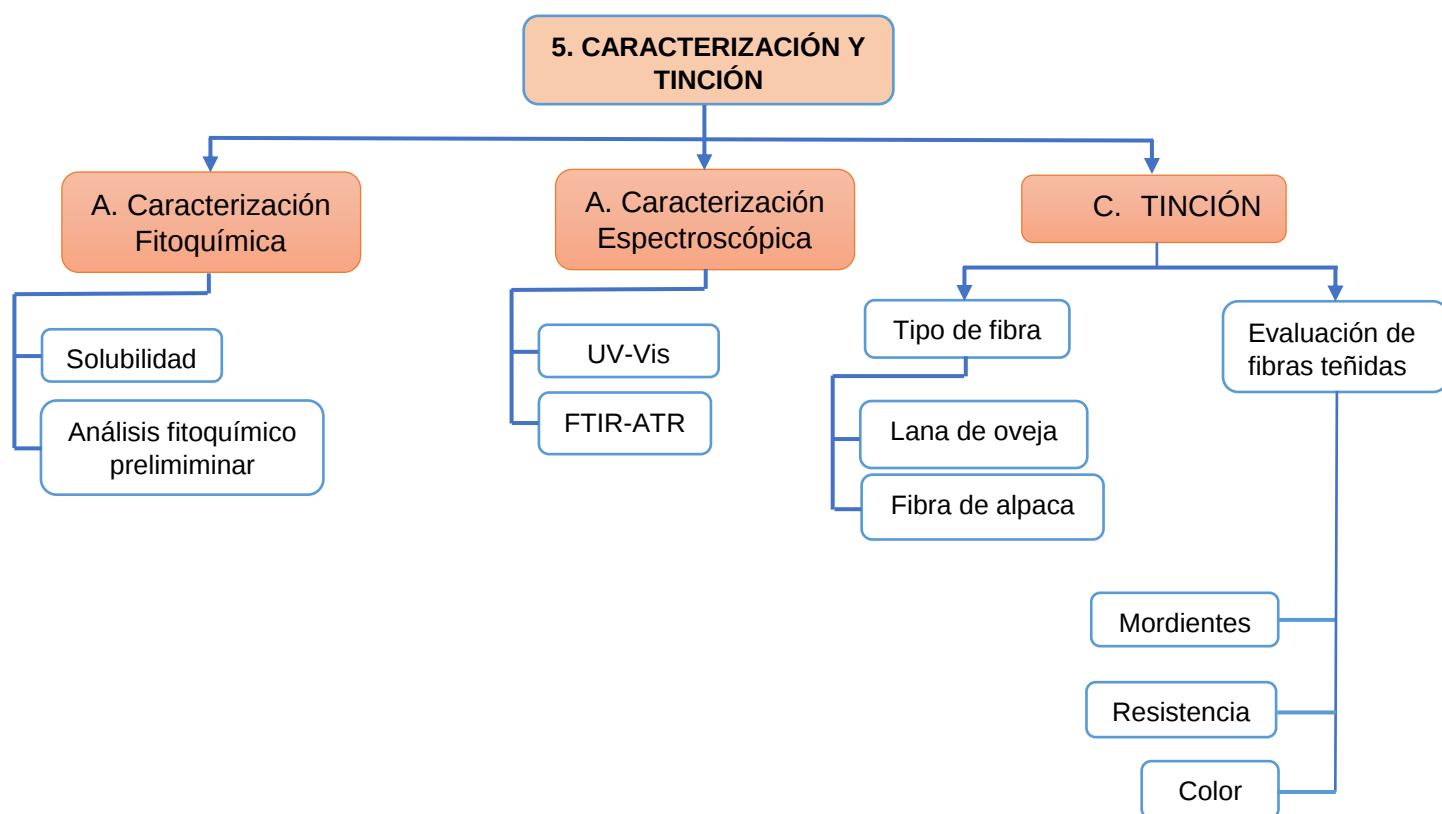
3.4. Técnicas de recolección de información

3.4.1. Diagrama de actividades

Figura 18

Diagrama del proceso de obtención, caracterización y tinción de extractos de colorante natural de *Schinus molle* L. y tinción.





Nota. Elaboración propia

3.4.2. Materiales utilizados en la investigación

a) Equipos

- Bomba de vacío, marca GAST, modelo DOA-P704-AA
- Rota vapor, marca BUCHI modelo CH-9230 Flawil
- Balanza analítica, marca OHAUS, modelo TS120S
- Lámpara de rayos UV, de longitud onda dual 254 nm/366 nm, marca THERMO ELECTRO CORPORATION
- Estufa, marca MEMMERT
- Espectrómetro Infrarrojo con transformada de Fourier, marca THERMO ELECTRO CORPORATION 380 con accesorio ATR (Reflectancia Total Atenuada) de un golpe de diamante.
- Sistema cromatográfico DAD-HPLC, Ultimate 3000 - THERMOSCIENTIFIC
- Baño María, marca WERTHEIM
- Desecador de vidrio
- Campana extractora de gases, marca ESCO, modelo EFD-4B3
- Destilador de agua, marca IVYMEN, modelo DESA 0075
- Plancha de calentamiento, RH Basic KT/C safety control y RH digital KT/C safety control Ika

b) Materiales

- Espátula
- Papel filtro Whatman
- Embudo Bushhner, 75 cm de diámetro

- Mortero y pilón de porcelana
- Pissetas de plástico de 500 mL
- Gradilla para tubos de ensayo
- Tamiz, malla N° 42, apertura 0.3 mm
- Papel de aluminio U-Thil. FOIL16 m x 30 cm
- Placas de sílica gel F₂₅₄ (MERCK)
- Capilares de 2 y 10 µL
- Puntas PTFE de 05-10 µL
- Tijera punta roma
- Papel kraft 100/70 cm
- Soporte universal y varilla pintada
- Molino tradicional, marca CORONA
- Fibra de alpaca 100% Luxurious Baby Alpaca (215-225 µm), marca Indiecita DK
- Lana de oveja procesada

c) *Materiales de vidrio*

- Probeta graduada 100, 50 mL GERMANY
- Vasos precipitados 100, 50 mL GERMANY
- Matraz Kitasato, 1000 mL PIREK
- Lunas de reloj de vidrio de 70/250 mm
- Fiola de vidrio de Clase A EUROLAB

- Tubos de ensayo 25 x 150 de 1.2 mm vidrio borosilicato, Marca PYREX
- Bagueta de agitación delgada
- Termómetro de vidrio 400 °C / 250°C, GERMANY
- Placas Petri 100 x 15 mm, NORMAX
- Embudo 60 mm, GERMANY
- Viales 10 mL
- Matraz Erlenmeyer PYREX
- Cubeta de cuarzo 1 cm, THERMO SPECTRONIC
- Cámara cromatográfica de vidrio con tapa

d) Reactivos

- Acetato de etilo, AcOEt, QP
- Acetato de plomo (5%), $\text{Pb}(\text{C}_2\text{H}_3\text{O}_2)_2$
- Acetona ($\text{C}_3\text{H}_6\text{O}$) QP
- Ácido clorhídrico (1%), HCl
- Ácido clorhídrico concentrado, HCl (c)
- Ácido cítrico ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$)
- Ácido fórmico (H_2CO_2) QP
- Ácido sulfúrico H_2SO_4 (c)
- Agua destilada (H_2O)
- Alumbre ($\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$)
- Cloroformo CHCl_3 , QP

- Cloruro férrico (1% y 5%), FeCl_3
- Diclorometano CH_2Cl_2
- Dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$)
- Etanol al 70% y 96% ($\text{C}_2\text{H}_6\text{O}$)
- Éter etílico ($\text{C}_2\text{H}_5)_2\text{O}$, QP
- Hidróxido de potasio (KOH), QP
- Hidróxido de sodio (NaOH 1%)
- Limaduras de magnesio metálico (Mg°)
- Metanol (CH_3OH), QP
- n-butanol ($\text{C}_4\text{H}_{10}\text{O}$), QP
- n-hexano (C_6H_{14}), QP
- Qollpa amarilla, comercial
- Qollpa blanca, comercial
- Reactivo Baljet
- Reactivo de Benedict
- Reactivo de Dragendorff
- Reactivo de Liebermann-Burchard
- Reactivo Fehling A y B
- Reactivo Mayer Wagner
- Reactivo Shinoda
- Sulfato de cobre pentahidratado ($\text{CuSO}_4 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$)

- Sulfato de aluminio y amonio ($(\text{NH}_4)\text{Al}(\text{SO}_4)_2$)
- Sulfato ferroso (FeSO_4)
- Vainillina (1%) ($(\text{CH}_3)(\text{OH})\text{C}_6\text{H}_3\text{CHO}$)
- Naturstoff reagent A (éster del ácido 2-aminoetildifenil bórico)

3.4.3. Procedimiento de la investigación

3.4.3.1. Extracción de los extractos hidroalcohólicos

a) Maceración etanólica

La obtención de los extractos colorantes se realizó por el método de maceración con etanol a diferentes concentraciones (96% y 70%) de cada parte aérea de la planta. Para el macerado al 96% (MoHoj-96) se utilizó 569.00 g de hojas secas y trituradas con 3989.00 mL de EtOH al 96%, se colocó en un frasco ambar, se mezcló y dejó en reposo para su maceración por tres días. El procedimiento se repitió con las hojas al 70% (570.00 g y 3996.00 mL de EtOH al 70%), con los tallos al 96% (208.00 g y 1458.00 mL de EtOH al 96%), con el macerado de tallos al 70% se pesó 132.00 g de muestra y se adicionó 927.00 mL de EtOH al 70%, con los frutos al 96% (261.00 g y 1830.00 mL de EtOH al 96%) y con los frutos al 70% (217.00 g y 1521.00 mL de EtOH al 70%).

b) Filtración

Este proceso se realizó con el equipo de filtración al vacío (teniendo como componentes principales: bomba de vacío, matraz kitasato, embudo Büchner) este proceso se realiza para incrementa en la velocidad del proceso de filtración.

c) Concentración

Se concentró la solución filtrada hasta obtener un 70% de su volumen inicial. Se realizó en rotavapor a 60°C, 80 rpm y 175 mbar de presión atmosférica, estas condiciones

permitieron minimizar la degradación de los compuestos bioactivos presentes en el extracto. Seguidamente se realizó una segunda filtración.

d) Secado

Los extractos filtrados y concentrados se depositaron en placas Petri, previamente pesados. Se evaporó en estufa a 60°C, para el secado hasta peso constante. Posteriormente cada extracto se pulverizó y transfirió a un frasco color ámbar para posteriores análisis.

Los extractos se codificaron según lo descrito en la siguiente tabla:

Tabla 2

Codificación de los extractos

Materia prima	% EtOH	Código
Hojas	96	MoHoj-96
	70	MoHoj-70
Tallos	96	MoTall-96
	70	MoTall-70
Frutos	96	MoFrut-96
	70	MoFrut-70

3.4.3.2. Caracterización fitoquímica

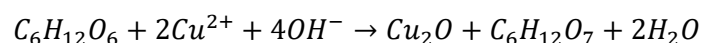
a) Análisis fitoquímico

Se solubilizó 0.05 g de cada extracto colorante (MoHoj-96 y MoHoj-70) procedentes de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* L. “molle” y se solubilizó con 1 mL de EtOH al 96%. A partir de estas disoluciones se realizaron las pruebas de reacciones específicas de precipitación y para la detección de metabolitos secundarios como descritos en la tabla 1. A continuación se detallan dichas condiciones.

I. Determinación de Azúcares Reductores

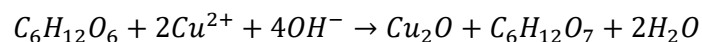
a) Prueba de Fehling

En un tubo de ensayo se colocó 0.5 mL del extracto se adicionó 1 mL de agua destilada previamente hervida. A continuación, se agregó reactivo de Fehling (1 mL de Fehling A y 1mL de Fehling B). La mezcla se llevó a ebullición durante 5 min. La formación de un precipitado color rojo ladrillo confirmó la presencia de azúcares reductores.



b) Prueba de Benedict

En un tubo de ensayo colocaron 0.5 mL del extracto y se adicionó 1 mL de reactivo Benedict, llevándolo a ebullición por 5 min y posteriormente se dejó enfriar. La aparición de un precipitado rojo ladrillo, indicó presencia de azúcares reductores.



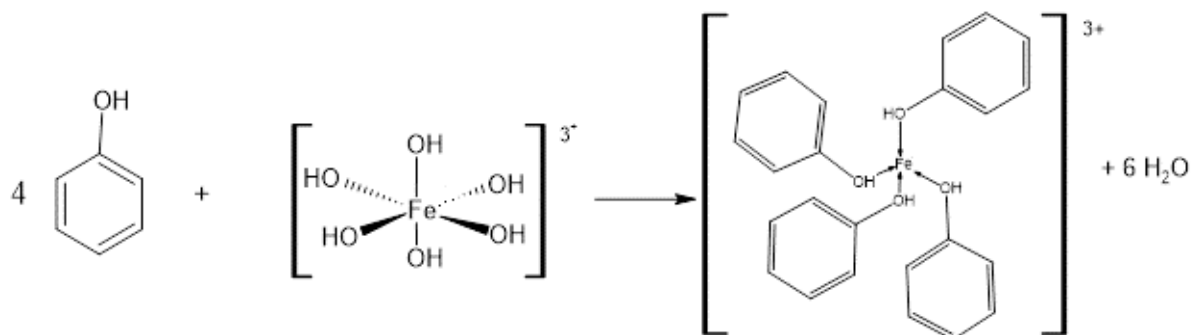
II. Determinación de compuestos fenólicos

a) Prueba de Cloruro Férrico

A 0.5 mL del extracto se le añadieron de 1 a 2 gotas de una solución acuosa al 1 % de $FeCl_3$. La aparición de una coloración rojo, azul-violeta o verde oscuro, indicó presencia de compuestos fenólicos (Cabrera Forero, 2020).

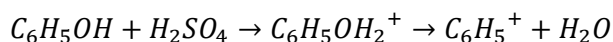
Figura 19

Formación de complejos fenólicos con cloruro férrico acuoso



b) Prueba de ácido sulfúrico

Se añadieron 1 o 2 gotas de H_2SO_4 (c) a 0.5 mL del extracto. La aparición de una tonalidad roja fue tomada como indicio positivo.



III. Determinación de Flavonoides

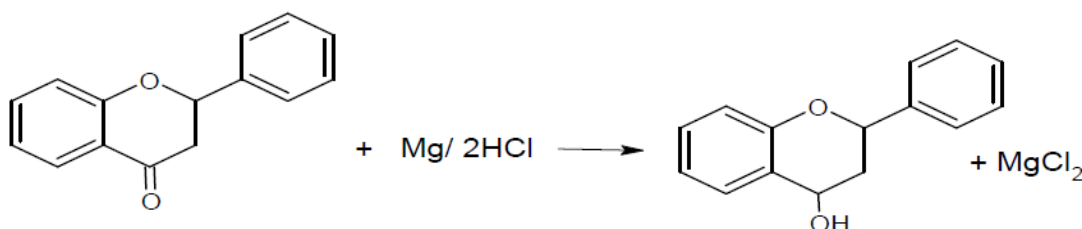
a) Prueba de Shinoda

Se mezclaron 0.5 mL del extracto con limaduras de magnesio metálico y 2 a 3 gotas de HCl (c). La aparición de colores característicos indicó el tipo de flavonoide presente (Cabrera Forero, 2020):

- Anaranjado : flavonas
- Rojo : dihidroflavonas
- Rojo-azulado : flavonoles
- Violeta : dihidroflavonoles y xantonas

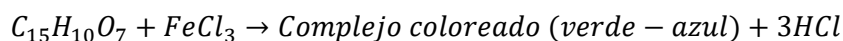
Figura 20

Reacción química de la prueba de Shinoda



b) Prueba de Cloruro Férrico

Se añadieron 2 a 3 gotas de cloruro férrico a 5 mL del extracto. La presencia de colores azul verdoso o azul petróleo indicó la presencia de flavonoides.



c) Prueba de Ácido Sulfúrico

Se añadieron 2 ml de ácido sulfúrico (c) a 0.5 mL del extracto. La observación de coloraciones características confirmó la presencia de flavonoides según el tipo:

- Amarillo : flavanonas y flavonoles

- Anaranjado a guinda : dihidroflavonas y flavanonas
- Rojo-guinda o rojo-azulado : chalconas y auronas



Ejemplo de la reacción la quercetina (flavonoide) con ácido sulfúrico.

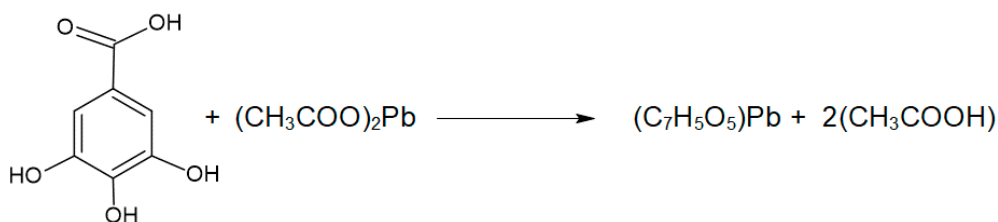
IV. Determinación de Taninos

a) Prueba de Acetato de Plomo 5%

A 0.5 mL del extracto se le adicionaron 2 a 3 gotas de acetato de plomo al 5%. La aparición de un precipitado pardo señaló la presencia de taninos (Cusihuaman, 2024).

Figura 21

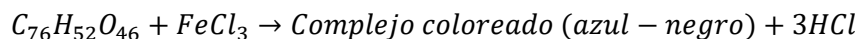
Reacción de taninos con acetato de plomo



b) Prueba de cloruro férrico

Se colocaron 0.5 mL del extracto en un tubo de ensayo y se añadieron gotas de cloruro férrico al 1%. La aparición de coloraciones azul-negruzcas o verdosas indicó presencia de taninos:

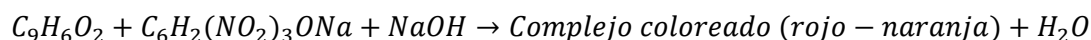
- Tanino gálico o hidrolizable : coloración azul-negruzca
- Taninos catéquicos o condensados : coloración verdosa



V. Determinación de Cumarinas

a) Prueba de Baljet

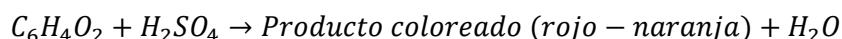
Se mezclaron 0.5 mL del extracto con 2 a 3 gotas de Reactivo Baljet. La aparición de colores entre naranja y rojo oscuros confirmó la presencia de cumarinas.



VI. Determinación de Quinonas

a) Prueba de Ácido Sulfúrico

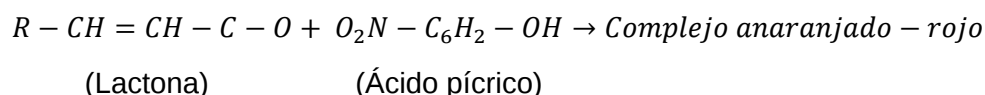
Se agregaron 2 a 3 gotas de ácido sulfúrico (c) a 05 mL del extracto. La aparición de coloraciones amarillas a rojizas indicó la presencia de quinonas.



VII. Determinación de Lactonas Sesquiterpénicas

a) Prueba de Baljet

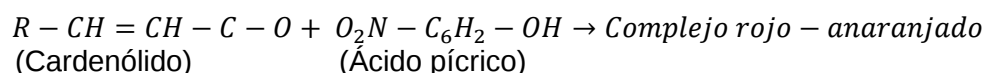
A 2 mL del extracto se le añadieron 2 mL de reactivo Baljet. La formación de coloraciones naranja o rojo confirmó la presencia de lactonas sesquiterpénicas.



VIII. Determinación de Cardiotónico

a) Prueba de Baljet

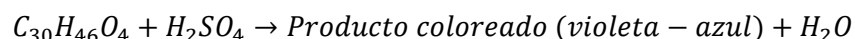
A 0.5 mL del extracto se le incorporó 1 mL de reactivo Baljet. La observación de tonos rojos, naranja rojizo o violeta fue indicativa de cardiotónico.



IX. Determinación de Saponinas

a) Prueba de Ácido sulfúrico

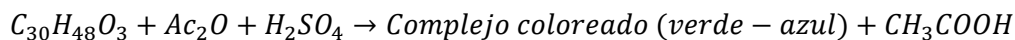
Se agregaron 2 a 3 gotas de ácido sulfúrico (c) a 0.5 mL del extracto. La transición de una tonalidad amarilla a roja señaló la presencia de saponinas.



X. Determinación de Triterpenos

b) Prueba de Lieberman-Burchard

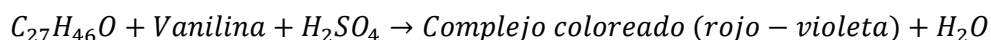
Se mezclaron 0.5 mL del extracto con 2 a 3 gotas de Reactivo de Lieberman-Berchar. La aparición de tonos rosadas o rojo púrpura indicó presencia de triterpenos.



XI. Determinación de Esteroides

a) Prueba de Rosenthaler

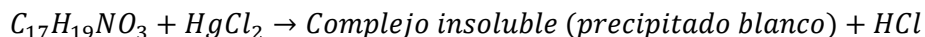
A 0.5 mL del extracto se le añadió una solución etanólica de vainillina al 1% más una gota de ácido clorhídrico (c). la aparición de colores diversos indicó la presencia de esteroides.



XII. Determinación de Alcaloides

a) Prueba de Cloruro de Mercurio

Se adicionaron 2 a 3 gotas de una solución al 5% de cloruro de mercurio a 0.5 del extracto. La formación de precipitado blanco o amarillento amorfo cristalizado reveló la presencia de alcaloides.



3.4.3.3. Purificación del extracto colorante

Se pesaron 10 g de cada extracto colorante obtenido a partir de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* L. “molle”, los cuales fueron transferidos a un matraz de 500 mL. Seguidamente, se adicionaron gradualmente 400 mL de agua destilada previamente hervida, agitando de forma constante durante todo el proceso. Una vez completada la mezcla, se procedió a realizar filtración al vacío y se dejó enfriar la solución de resultante. Posteriormente, esta fue transferida a una pera de decantación de 100 mL, donde se añadió 30 mL de acetato de etilo (AcOEt) y se separó la fase orgánica de la fase acuosa. El procedimiento fue repetido con la fase acuosa, reincorporándola en la pera de decantación y extrayéndola con acetato de etilo en cinco ocasiones. A continuación, se añadió sulfato de magnesio anhidro para eliminar el agua, seguido de una nueva filtración. El extracto orgánico

fue concentrado utilizando un rotavapor, operando a una presión de 240 mbar, con una rotación entre 55 - 100 RPM y a una temperatura del baño de 60°C, hasta obtener sequedad. Finalmente, el residuo seco fue solubilizado mediante la adición de 3 mL de etanol al 96%. Los porcentajes de rendimiento obtenidos se consignaron en la tabla 7.

3.4.3.4. Caracterización por cromatografía

a) Cromatografía de capa fina

La cromatografía de capa fina (CCF) se aplicó para identificar los metabolitos mayoritarios, flavonoides y ácidos fenólicos, según las siguientes etapas:

- 1) Disolución del extracto:** Se pesó 0.050 g de extracto colorante de hojas, frutos y tallos respectivamente, luego se disolvió en 10 mL de etanol al 96 %, para después aplicar sobre la placa cromatográfica.
- 2) Preparación de la fase móvil para flavonoides:** Se preparó una mezcla de solventes adecuados para glicósidos $\text{AcOEt} : \text{H}_2\text{CO}_2 : \text{AcOH}$ (100:11:11) y otra para las agliconas $\text{CHCl}_3 : (\text{CH}_3)_2\text{CO} : \text{H}_2\text{CO}_2$ (75:16.5:8.5).

Se sembraron los extractos y los estándares de metabolitos secundarios quercetina (Q), rutina (R), ácido caféico (A.C), ácido tánico (A.T), naringenina (N) y hesperidina (H). Terminando el desarrollo cromatográfico se reveló con Naturstoff Reagent (éster del ácido 2-aminoetildifenil bórico), y posteriormente se observó bajo la lámpara UV de 254 nm y 366 nm. Los resultados para los extractos MoHoj-96% y 70%; MoTall-96% y 70%; MoFrut-96% y 70%) se muestran en las tablas 8 y 9, anexos 7 y 8. Esta codificación corresponde a la tabla N° 2.

b) Cromatografía en Columna

El extracto colorante purificado (0.1214 g) de hojas de molle al 70% (MoHoj-70%) fue sometido a separación de sus componentes por cromatografía en columna. Se utilizaron 25 viales de 15 mL para la colecta de las fracciones. La fase estacionaria fue sílica gel (200-400 mesh), 60 Å, volumen de poro 0.75 cm³/g superficie aproximada a 500 m²/g. La fase móvil

fue una mezcla de 10 mL de CHCl_3 : CH_3OH en proporciones en gradiente como se muestra en la tabla 3.

Tabla 3

Proporciones de la fase móvil

Fracciones colectadas	Proporción de solventes CHCl_3 : CH_3OH (mL)
M-1	10 : 0
M-2	9.5 : 0.5
M-3	9.0 : 1.0
M-4	8.5 : 1.5
M-5	8.0 : 2.0
M-6	7.5 : 2.5
M-7	7.0 : 3.0
M-8	6.5 : 3.5
M-9	6.0 : 4.0
M-10	5.5 : 4.5
M-11	5.0 : 5.0
M-12	4.5 : 5.5
M-13	4.0 : 6.0
M-14	3.5 : 6.5
M-15	3.0 : 7.0
M-16	2.5 : 7.5
M-17	2.0 : 8.0
M-18	1.5 : 8.5
M-19	1.0 : 9.0
M-20	0.5 : 9.5
M-21	0 : 10
M-22	10 : 0.0
M-23	9.0 : 1.0
M-24	8.0 : 2.0
M-25	7.0 : 3.0

Posteriormente, cada una de las fracciones obtenidas fue analizada mediante cromatografía de capa fina (CCF), siguiendo el mismo procedimiento descrito anteriormente para agliconas y glicósidos. Las cromatoplasas se revelaron utilizando una lámpara UV a

longitud de onda de 254 nm y 366 nm. Los resultados obtenidos se presentan en la tabla 11 y 12.

Asimismo, las fracciones fueron evaluadas por espectroscopía UV-visible, empleando etanol absoluto como blanco. Los espectros se compararon con los de patrones de referencia tales como quercetina, rutina, ácido rosmarínico, ácido caféico, ácido tánico, naringenina y hesperidina. Los resultados correspondientes se encuentran representados en las Figuras 23 y 24.

c) Cromatografía líquida de alta resolución - HPLC

Las fracciones M-7, M-8, M-24 y M-25 se analizaron por HPLC en el cromatógrafo de serie 1200 de Agilent Technologies con detector DAD. Debido a que la CCF indicó presencia de flavonoides y fenoles, se midió 1 mL en cada vial, y secó con gas de nitrógeno a 40 °C, el análisis cromatográfico se realizó en las siguientes condiciones: Columna: (Zorbax SB-C18, diámetro: 4.6 mm) flujo: 0.700 mL/min, temperatura: 40 C°, Tiempo: 25 min, Fase móvil: a) solvente 80% (ácido fosfórico 0.1 %) y b) solvente: 20% [Acetonitrilo (CH₃CN) con ácido fosfórico 1%]. Los cromatogramas de HPLC se muestran en la tabla 13 y figura 25. los espectros UV-Vis de las fracciones obtenidos de los cromatogramas se muestran en el Anexo 12.

3.4.3.5. Caracterización del colorante por métodos espectrofotométricos

a) Espectrofotometría Ultravioleta Visible

Se utilizó un espectrofotómetro UV-Vis Evolution 300 empleando cubetas de cuarzo para realizar el análisis espectral. Se pesaron 0.050 mg de cada uno de los extractos colorantes obtenidos de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. “molle”, preparados con soluciones hidroalcohólicas al 96% y 70%. Cada muestra fue disuelta en 10 mL de etanol al 96%, logrando una concentración final de 0.005 mg/mL, y posteriormente se prepararon las respectivas diluciones.

Para el análisis espectroscópico, se utilizó etanol absoluto como blanco. Se aplicó el método de barrido en un intervalo de longitud de onda de 200 a 700 nm, con una resolución de 2 nm. Los espectros obtenidos fueron registrados mediante el software Visión Pro. Los resultados espectrales se presentan en la Figura 26 (MoHoj-96% y 70%); Figura 27 (MoTall-96% y 70%), y en la Figura 28 (MoFrut-96% y 70%).

b) Espectroscopía infrarroja con transformada de Fourier por reflectancia total atenuada (FTIR-ATR)

Se realizó en el espectrofotómetro infrarrojo Nicolet 380 con accesorio ATR de diamante de un golpe. El equipo se encendió y se estabilizó durante aproximadamente 1 h, luego se inició el software OMNIC. Las muestras evaluadas fueron los extractos de hojas, tallos y frutos (MoHoj-96% y 70%; MoTall-96% y 70%; MoFrut-96% y 70%). Estas fueron homogenizadas en un mortero de ágata, hasta polvo fino, cada una se colocó en el soporte ATR de diamante, se obtuvieron los espectros en un rango de $4000 - 400 \text{ cm}^{-1}$, resolución de 4 cm^{-1} , 32 SCAN, bajo condiciones ambientales, se colectó el fondo antes de cada muestra para procesar los espectros.

3.4.3.6. Tinción en fibra de alpaca y lana de oveja

a) Acondicionamiento de la lana y fibra textil

Para el acondicionamiento de las fibras utilizadas en el proceso de tinción, se adquirieron dos madejas (50 g cada una) de hilo de fibra de alpaca 100% Luxurious Baby Alpaca (215–225 μm), marca INDIECITA DK, en el Mercado Central de San Pedro, Cusco, y una madeja de lana de oveja procesada del distrito de Chinchero, provincia de Urubamba, región Cusco. Se procedió al madejado, enrollado y pesado de 80 g de fibra de alpaca y 25 g de lana de oveja, con un título métrico aproximado de Nm: 0.195 metros de hilado de peso 0.802 g de fibra de alpaca y 0.195 metros de hilado de peso 0.295 g de la lana de oveja. Posteriormente, para la tinción con los extractos hidroalcohólicos obtenidos de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* L. “molle”, se prepararon ambas fibras remojándolas previamente en

agua tibia (45–50 °C) con el fin de eliminar impurezas y mejorar la fijación del colorante y/o mordiente durante el proceso de teñido.

b) Proceso de tinción

Se pesaron 3 g de los extractos colorantes de hojas, tallos y frutos para cada 20 g de fibra o lana, se solubilizaron en etanol a concentraciones de 96% y 70% respectivamente. Seguidamente este extracto solubilizado se añadió en agua destilada hervida, luego se introdujo la fibra o lana húmeda al agua en ebullición por 45 min. Pasado el tiempo se agregó el mordiente en una proporción de 2 g de fibra o lana por 0.15 g de mordiente, se dejó en ebullición por 30 min. Posteriormente se extrajo la fibra o lana, se enfrió y se lavó con agua destilada hasta que el agua ya no tenga color. Finalmente se secó a temperatura ambiente (15°C). Todo el proceso se realizó por mordentado directo (Marcano, 2018).

Los mordientes que se usaron fueron sulfato de aluminio conocido como qollpa amarilla”, sulfato ferroso de aluminio hidratado conocido como “qollpa blanca”, sulfato de aluminio y potasio dodecahidratado $[KAl(SO_4)_2 \cdot 12H_2O]$ y sulfato de cobre (II) $[CuSO_4]$ en las siguientes proporciones para 2 g de fibra o lana se añadió 0.25 g de colorante, 0.15 g de mordiente, 100 mL de H_2O , pH 4 y 80 °C. Sulfato doble de amonio y hierro (II) hexahidratado $(Fe(NH_4)_2(SO_4)_2 \cdot 6H_2O)$ y sulfato ferroso $(FeSO_4)$ en proporciones para 2 g de fibra o lana se añadió 0.25 g de colorante, 0.15 g de mordiente, 100 mL de H_2O , pH 5 y 80 °C y ácido cítrico $(C_6H_8O_7)$ en las mismas proporciones a un pH de 3, todos en un tiempo de 60 min.

c) Evaluación de las lanas y fibras teñidas

Las lanas y fibras teñidas se evaluaron con los parámetros de la tabla N° 4, el cual se muestra por escalas.

Tabla 4*Parámetro para determinar la resistencia*

PARÁMETRO	ESCALA
Excelente (no destiñe)	5
Muy bueno (destiñe un poco)	4
Bueno (destiñe sensiblemente)	3
Regular (destiñe fuertemente)	2
Malo (destiñe muy fuerte)	1

Nota. (Bocangel et al., 2021, p. 8)

d) Análisis por Espectroscopía infrarroja con Reflectancia total atenuada (FTIR-ATR) de las fibras teñidas

Se siguió el procedimiento descrito anteriormente (3.4.3.5-b). Se colocó aproximadamente 1 cm de longitud de fibra o lana antes y después de la tinción. Esta se colocó sobre el accesorio ATR de diamante de un golpe, entre 4000 a 400 cm^{-1} , resolución 4 cm^{-1} , 32 scans, se obtuvo el fondo antes de la colecta del espectro de cada muestra.

e) Pruebas de resistencia

1) Solidez al lavado

Se utilizó un recipiente con agua y jabón neutro 2g/L. Luego se colocó la fibra utilizada como testigo junto con la fibra teñida en la solución y se lavó por unos 10 min aproximadamente, seguidamente se enjuagó y se observó si hubo pérdida de color con respecto a la fibra testigo (Paredes Martínez, 2002).

2) Resistencia a la luz solar

Las muestras de fibra y lana teñidas con extracto colorante de *Schinus molle* L. “molle” se colocaron sobre una cartulina plastificada (3.5 x 6 cm), posteriormente fueron colocadas dentro de una bolsa de polietileno y se expusieron a la luz solar directa alrededor de tres

semanas. Al término se observó la degradación del color de las fibras teñidas (Paredes Martínez, 2002).

f) Color

Se utilizó el aplicativo Color Grab, en un teléfono móvil, para su uso, primero se calibró el aplicativo tomando una imagen de color blanco. En seguida, se tomó fotografías de cada fibra. El aplicativo reconoce los colores de las fibras y lanas teñidas y reporta los datos del color en dos escalas, la de grado hexadecimal (Hex) y la de HSV (saturación, matiz y brillos) (Rocha et al., 2022). Los resultados se muestran en las tablas 32 y 33.

Figura 22

Aplicativo Color Grab



CAPITULO IV: RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. Porcentaje del extracto colorante

En la tabla 5 se muestra el porcentaje de rendimiento de los extractos secos obtenidos a partir de las hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* L. “molle” por maceración en diferentes concentraciones de etanol (96% y 70%) por un tiempo de 72 h. Denominándose extractos colorantes MoHoj (para hojas), MoTall (para tallos) y MoFrut (para frutos).

$$\% \text{ Rendimiento} = \frac{\text{Peso del producto final}}{\text{Peso de muestra}} * 100\% \quad \dots\dots\dots \text{Ecuación (2)}$$

Tabla 5

Porcentaje de extracto colorante obtenido a partir de hojas, frutos y tallos de Schinus molle L. "molle"

Parte de la Especie Vegetal	% EtOH	Peso bruto de muestra (g)	Cantidad de solvente utilizado (mL)	Concentración E.C/solvente (g/mL)	Peso de extracto obtenido (g)	Rendimiento del extracto colorante seco (%)
HOJAS (Mo-Hoj)	96	569.95	3989.68	0.14	62.54	10.97
	70	570.90	3996.30	0.14	98.86	17.32
TALLOS (Mo-Tall)	96	208.30	1458.10	0.14	26.57	12.76
	70	132.51	927.57	0.14	28.58	21.57
FRUTOS (Mo-Frut)	96	261.57	1830.99	0.14	42.21	16.14
	70	217.41	1521.87	0.14	58.97	27.12

Los mayores porcentajes de rendimiento obtenidos del extracto colorante de *Schinus molle* L. “molle” fueron para las hojas MoHoj-70 con 17.32%, seguido por los tallos MoTall-70 con 21.57% y finalmente para los frutos MoFrut-70 con 27.12%.

En el ensayo preliminar se verificó que a concentración de etanol de 70% es la más eficiente para extraer el mayor rendimiento de colorante de las tres partes de la planta (hojas, tallos, y frutos), ya que proporciona tanto un alto porcentaje de rendimiento como una cantidad (0.14 g/mL) considerable de extracto colorante.

4.2. Análisis fitoquímico preliminar

Los extractos colorantes de *Schinus molle* L. “molle” se analizaron respecto a su contenido fitoquímico preliminar, cuyos resultados se muestran en la tabla 6.

Tabla 6

Resultados del análisis fitoquímico preliminar de los extractos colorantes de *Schinus molle* L. "molle"

METABOLITOS SECUNDARIOS	PRUEBAS	% EtOH (HOJAS)		% EtOH (FRUTOS)		% EtOH (TALLOS)	
		96%	70%	96%	70%	96%	70%
SESQUITERPENICOS	BALJET	++	++	+	+	+++	+++
TRITERPENOS	LIEBERMAN-BURCHAR	-	-	-	-	-	-
	ROSENTHALER	-	-	-	-	-	-
ESTEROLES	ROSENTHALER	-	-	-	-	-	-
LACTONAS SESQUITERPENICAS	BALJET	+++	+++	++	++	+++	+++
CUMARINAS	BALJET	++	++	+	+	++	++
QUINONAS	H ₂ SO ₄ (c)	+	++	++	++	++	++
	HCl	-	-	++	++	+++	+++
	NaOH (5%)	-	-	++	++	+++	+++
ALCALOIDES	HgCl ₂	-	-	-	-	-	-
	DRAGENDORFF			-	-		
CARDIOTONICOS	BALJET	+++	+++	+++	+++	+++	+++
FLAVONOIDES	SHINODA	+++	+++	++	++	++	++
	FeCl ₃	++	++	++	+++	+++	+++
	H ₂ SO ₄ (c)	+++	+++	+++	+++	+++	+++
	Pb(C ₂ H ₃ O ₂) ₂	+	+++	++	++	++	+++
CATEQUINAS Y LEUCOANTOCIANIDINAS	CATEQUINAS	++	+	-	-	-	-
COMPUESTOS FENÓLICOS	FeCl ₃	+++	+++	++	++	+++	+++
	H ₂ SO ₄ (c)	-	-	+	+++	+++	+++

METABOLITOS SECUNDARIOS	PRUEBAS	% EtOH (HOJAS)		% EtOH (FRUTOS)		% EtOH (TALLOS)	
		96%	70%	96%	70%	96%	70%
GLICÓSIDOS	FEHLING	+++	+++	+++	+++	+++	+++
AZUCARES REDUCTORES	FEHLING	+++	+++	+++	+++	+++	+++
	BENEDICT	++	+++	+++	+++	+++	+++
MONOSACARIDOS	MOLISH	++	+++	+++	+++	+++	+++
SAPONINAS	H ₂ SO ₄ (c)	++	+	++	++	+++	+++
ANTOCIANINAS	AMONIACO	-	+	-	-	+	+
TANINOS	Pb(C ₂ H ₃ O ₂) ₂ 5%	+++	+	+	+	++	+
	FeCl ₃	+++	+++	+	+	+++	+++

Nota. **+++ Abundante**
Adaptado de Hortigüela A. (1973)

++ Moderado

+ Leve

- Ausencia

En la tabla 6 se observa que el extracto colorante de hojas tiene una mayor presencia de compuestos fenólicos, flavonoides y taninos. A su vez, estos son los principales responsables del color del extracto. Estos hallazgos concuerdan con los resultados de solubilidad (Anexo 4).

Los extractos de frutos contienen principalmente flavonoides, azúcares reductores y glicósidos (Tabla 6). Esto indica que su composición es altamente polar y soluble en solventes con mayor proporción de agua. Además, presentan menor cantidad de flavonoides y compuestos fenólicos en comparación con las hojas y tallos, pero tienen mayor presencia de quinonas y sesquiterpenos. La solubilidad de estos compuestos es mejor en etanol 96°-70°, por lo que una extracción en estos rangos es recomendable.

El extracto colorante de tallo de *Schinus molle* L. “molle” es la parte más rica en sesquiterpenos, lactonas y quinonas, lo que indica la presencia de metabolitos semipolares con actividad tintórea estable, aunque menos soluble en agua debido a la mayor presencia de compuestos lipofílicos.

El análisis de estos resultados muestra concordancia con los resultados obtenidos de solubilidad (Anexo 4) debido a la presencia de metabolitos secundarios polares como flavonoides y compuestos fenólicos. Huaraca Cárdenas, (2024) demostró de la especie *Schinus* contiene metabolitos flavonoides, fenoles, taninos, triterpenos y posibles presencias de cumarinas.

4.3. Purificación del extracto colorante con acetato de etilo

Los extractos colorantes obtenidos con EtOH al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* L. “molle” se purificaron por haberse obtenido en mayor cantidad. El proceso de purificación líquido-líquido implicó el uso del acetato de etilo, que es un disolvente orgánico semipolar, cuyo procedimiento se encuentra descrito en el ítem 3.4.3.3 y se muestra en la tabla 7.

Tabla 7*Extracto colorante purificado*

Parte de la Especie Vegetal	% EtOH	Peso inicial (g)	Peso del colorante obtenido (g)	Porcentaje de extracto colorante purificado (%)
HOJAS	96	4.00	0.85	21.20
	70	4.00	0.88	22.00
TALLOS	96	4.00	0.87	21.75
	70	4.00	0.90	22.38
FRUTOS	96	4.00	0.84	21.00
	70	4.00	0.85	21.25

La mayor afinidad de purificación fue observada en los extractos de tallos al 70% de etanol (22.38%), seguido de las hojas con el mismo tratamiento (22.00%). Los resultados muestran que los extractos obtenidos con etanol al 70% presentan ligero aumento en el porcentaje de purificación frente a los obtenidos con etanol absoluto (96%). Esto se explica por el hecho de que el etanol al 70% al ser una mezcla hidroalcohólica, favorece la extracción de metabolitos de naturaleza semipolar, como flavonoides, antocianinas, quinonas, cumarinas y lactonas sesquiterpénicas, los cuales presentan buena solubilidad en acetato de etilo.

4.4. Caracterización cromatográfica de los extractos colorantes

4.4.1. Perfil cromatográfico en capa fina de los extractos purificados de hojas, tallos y frutos al 96% y 70%

Las muestras de los extractos de hojas (MoHoj-96 y MoHoj-70), tallos (MoTall-96 y MoTall-70) y frutos (MoFrut-96 y MoFrut-70) se analizaron bajo dos condiciones de desarrollo. La primera condición corresponde a eluyente para flavonoides agliconas ($\text{CHCl}_3:(\text{CH}_3)_2\text{CO}:\text{H}_2\text{CO}_2$; [75:16.5:8.5]) cuyo cromatograma se muestra en la tabla 8 y anexos 7.

Tabla 8

Cromatograma de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de Schinus molle

Patrones	R _f	R _f de extractos hidroalcohólicos de <i>Schinus Molle</i> L.					
		Hojas		Tallos		Frutos	
		96%	70%	96%	70%	96%	70%
Quercetina (Q)	0.61	0.61	0.61	0.61	0.61	0.61	-
Ácido Caféico (A.C)	0.55	0.55	0.55	0.55	0.55	0.55	0.55
Ácido Tánico (A.T)	0.28	-	-	-	-	0.28	0.28
Naringenina (N)	0.76	-	-	-	-	-	-
Hesperidina (H)	-	-	-	-	-	-	-

En la tabla 8 se observan los R_f = 0.61, 0.55 y 0.28 para el estándar quercetina (Q), ácido caféico (A.C.), ácido tánico (A.T.) y naringenina (N) respectivamente, revelados bajo lámpara UV de 366 nm reportando una buena resolución de separación (Anexo 7). La hesperidina (H) es una aglicona que no se observó, probablemente por las condiciones del eluyente utilizado, ya que es más soluble en agua y puede no haber sido extraído bien. Al comparar el R_f con los extractos (MoHoj-96%, MoHoj-70%, MoTall-96%, MoTall-70% y MoFrut-96%) se observa el mismo R_f para quercetina (0.61) y para ácido caféico (0.55); al comparar R_f con los extractos de frutos (MoFrut-96% y MoFrut-70%) se observa el mismo R_f para ácido tánico (0.28). El análisis cromatográfico en capa fina confirma la presencia de flavonoides, agliconas y ácidos fenólicos en los extractos etanólicos de hojas, tallos y frutos. Sin embargo, se debe de considerar que la elección del solvente de extracción influye en la composición de los compuestos extraídos e identificados en CCF. Los resultados sugieren que la quercetina es uno de los principales flavonoides presentes, mientras que los ácidos caféico y tánico también están en cantidades significativas, por lo que estos resultados coinciden con la solubilidad y el análisis fitoquímico preliminar.

La segunda condición corresponde al desarrollo por CCF para identificar flavonoides glicósidos (AcOEt : H₂CO₂ : AcOH; [100:11:11]), cuyo cromatograma se presentan en la tabla 9 y anexo 8.

Tabla 9

Cromatograma de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de Schinus molle

Patrones	R _f	R _f de extractos hidroalcohólicos de <i>Schinus Molle</i> L.					
		Hojas		Tallos		Frutos	
		96%	70%	96%	70%	96%	70%
Quercetina (Q)	0.96	0.96	0.96	0.96	0.96	0.96	-
Ácido Caféico (A.C)	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	0.92	-
Ácido Tánico (A.T)	0.92	-	-	-	-	-	-
Rutina (R)	0.86	0.86	0.86	0.86	0.86	0.86	0.86
Naringenina (N)	0.96	-	-	-	-	-	-

Para esta separación se utilizaron los mismos patrones. En la tabla 9 se observan los R_f = 0.96, 0.92 y 0.86 del estándar quercetina (Q), ácido caféico (A.C.) y rutina (R) respectivamente, revelados bajo lámpara UV de 366 nm (Anexo 8). No se observa una mancha clara en el estándar hesperidina (H), lo que podría deberse a la baja concentración en los extractos analizados. Al comparar el R_f de los estándares con los extractos (MoHoj-96%, MoHoj-70%, MoTall-96%, MoTall-70%, MoFrut-96% y MoFrut-70%) se observa el mismo R_f para quercetina (0.96), ácido caféico (0.92) y rutina (0.86). El análisis cromatográfico confirma la presencia de flavonoides glicósidos en los extractos de hojas, tallos y frutos, con una mayor proporción en los extractos etanólicos al 70%.

Se identificaron rutina y ácido caféico como compuestos mayoritarios, con posible presencia de quercetina como producto de hidrólisis parcial. Estos resultados coinciden con la solubilidad y el análisis fitoquímico preliminar.

4.4.2. Cromatografía en columna del extracto purificado de hojas de *Schinus molle* al 70%

Para este ensayo debido a que se encontró una gran cantidad de flavonoides y compuestos fenólicos. Se obtuvieron 25 fracciones por cromatografía de columna utilizando diferentes proporciones de solventes en la fase móvil ($\text{CHCl}_3:\text{CH}_3\text{OH}$). Las fracciones fueron monitoreadas mediante pruebas cualitativas (Shinoda y FeCl_3) para flavonoides y fenoles (Tabla 10) y también se realizó el análisis por CCF (tabla 11 y 12, Anexo 10) lo que se discute en adelante.

4.4.2.1. Pruebas cualitativas para fenoles y flavonoides de las fracciones de cromatografía en columna

Los resultados se muestran a continuación (tabla 10) confirmándose la mayor presencia de flavonoides y compuestos fenólicos en siete de las fracciones (M-6 a M-10).

Tabla 10

*Fracciones de la cromatografía de columna del extracto purificado al 70% de hojas de *Schinus molle**

Fracciones	$\text{CHCl}_3 : \text{CH}_3\text{OH}$	Prueba de Shinoda	Prueba de FeCl_3
M-1	10 : 0	-	-
M-2	9.5 : 0.5	-	-
M-3	9.0 : 1.0	-	-
M-4	8.5 : 1.5	-	-
M-5	8.0 : 2.0	-	-
M-6	7.5 : 2.5	++	++
M-7	7.0 : 3.0	+++	+++
M-8	6.5 : 3.5	+++	+++
M-9	6.0 : 4.0	-	+
M-10	5.5 : 4.5	+	+
M-11	5.0 : 5.0	-	-
M-12	4.5 : 5.5	-	-
M-13	4.0 : 6.0	-	-
M-14	3.5 : 6.5	+	-
M-15	3.0 : 7.0	-	-

Fracciones	CHCl ₃ : CH ₃ OH	Prueba de Shinoda	Prueba de FeCl ₃
M-16	2.5 : 7.5	-	-
M-17	2.0 : 8.0	-	-
M-18	1.5 : 8.5	+	-
M-19	1.0 : 9.0	-	-
M-20	0.5 : 9.5	-	-
M-21	0 : 10	-	-
M-22	10 : 0.0	-	-
M-23	9.0 : 1.0	-	-
M-24	8.0 : 2.0	-	+
M-25	7.0 : 3.0	-	+

M: Fracción +++Abundante ++Moderado +Leve -Ausencia
Adaptado de Hortigüela, A. (1973)

Las fracciones M-1 a M-5 (Tabla 10), con eluyentes conteniendo más CHCl₃ (menos polar), no presentan flavonoides ni fenoles, esto sugiere que los metabolitos presentes en estas fracciones son apolares. Las fracciones M-6 a M-10 con una proporción intermedia de CH₃OH muestran alta presencia de flavonoides y fenoles; esto indica que, las constituyen compuestos medianamente polares, lo que favorece su solubilidad en mezclas con mayor contenido de metanol. En las fracciones M-7 y M-8 se observa mayor presencia de flavonoides (prueba de Shinoda) y compuestos fenólicos (prueba de FeCl₃). Las fracciones finales M-11 a M-25 con alta proporción de CH₃OH (polares) en la elución no muestran concentración significativa de flavonoides ni fenoles detectables.

Estos resultados indican que estas fracciones contienen compuestos flavonoides y fenoles, según (Huaraca, 2024), el extracto etanólico de *Schinus molle* L. “molle” se encontró presencia de flavonoides y compuestos fenólicos, por lo que los resultados obtenidos concuerda con la literatura.

4.4.2.2. Cromatografía de capa fina de las fracciones de cromatografía de columna

Igualmente, cada una de las 25 fracciones obtenidas del extracto MoHoj-70% por CCF se sometieron a análisis por CCF bajo dos condiciones de elución. La primera para agliconas y la segunda para glicósidos (Tabla 11 y 12), como detallado a seguir.

La CCF de las 25 fracciones (M-1 hasta M-25) para el análisis de agliconas (Tabla 11) implicó el uso de $\text{CHCl}_3:(\text{CH}_3)_2\text{CO}:\text{H}_2\text{CO}_2$ en proporción 75:16.5:8.5, lo que se muestra en el Anexo 10.

Tabla 11

Resultados de cromatografía de capa fina de la fracción MoHoj-70, en condiciones para agliconas

Patrones	R_f	Fracciones de MoHoj-70, en condiciones para Agliconas		
		M-5	M-6	M-7
Quercetina (Q)	0.49	0.49	0.49	-
Ácido Caféico (A.C)	0.47	-	0.47	0.47
Ácido Tánico (A.T)	0.18	-	0.18	-
Ácido Rosmarínico (A.R)	0.18	-	0.18	-

El análisis del cromatograma revelado bajo lámpara UV 254 (Anexo 10-A) permite afirmar que las fracciones M-5, M-6 y M-7 contienen metabolitos con R_f cercano a 0.49 y otro próximo a 0.47 que coincide con los estándares y por lo tanto son fracciones ricas en flavonoides agliconas (quercetina) y ácido caféico. Esta similitud indica que estos compuestos son mediamente polares y eluyen con una proporción de polaridad intermedia de solventes.

El metabolito con R_f cercano a 0.18 contiene compuestos fenólicos como el ácido tánico y ácido rosmarínico, por lo que M-6 es la fracción que los contiene. La similitud con los resultados de cromatografía de capa fina de todos los extractos (Tabla 11) y las pruebas cualitativas de las fracciones obtenidas en cromatografía en columna (tabla 10) refuerza la identificación de estos metabolitos secundarios.

Cada una de las 25 fracciones obtenidas por cromatografía de columna también fueron analizadas por CCF en condiciones de eluyentes para metabolitos con polaridad intermedia – alta como flavonoides glicosilados con $\text{AcOEt} : \text{H}_2\text{CO}_2 : \text{AcOH}$ en proporción 100:11:11, como se muestra en la tabla 12.

Tabla 12

Resultados de cromatografía de capa fina de la fracción MoHoj-70, en condiciones para glicósidos

Patrones	R _f	Fracción MoHoj-70, en condiciones para Agliconas					
		M-4	M-5	M-6	M-7	M-8	M-9
Quercetina (Q)	0.96	0.49	-	-	-	-	-
Rutina (R)	0.29	-	-	-	-	-	-
Ácido Caféico (A.C)	0.94	-	0.94	0.94	0.94	-	-
Ácido Tánico (A.T)	0.92	-	-	0.92	0.92	-	-
Ácido Rosmarínico (A.R)	0.93	-	0.93	0.93	0.93	-	-
Otros Metabolitos	0.84	-	-	0.84	0.84	0.84	0.84

El análisis de glucósidos, como flavonoides glicosilados se muestran en la tabla 12. en donde se observa el R_f=0.96 de quercetina. El R_f=0.94 para ácido caféico, ácido tánico (R_f=0.92) y ácido rosmarínico (R_f=0.93) son muy similares por lo que si estuvieran juntos se superpondrían. El R_f=0.29 de la rutina está muy diferenciado de los otros estándares.

Al comparar estos resultados (de R_f) con los de las fracciones, se observa (Anexo 10-B) que, las fracciones M-6 y M-7 parecen contener una mezcla de ácido caféico, ácido tánico y/o ácido rosmarínico. Es probable que M-6, M-7, M-8 y M-9 contienen otros metabolitos con R_f=0.84 del cual no se tiene estándar.

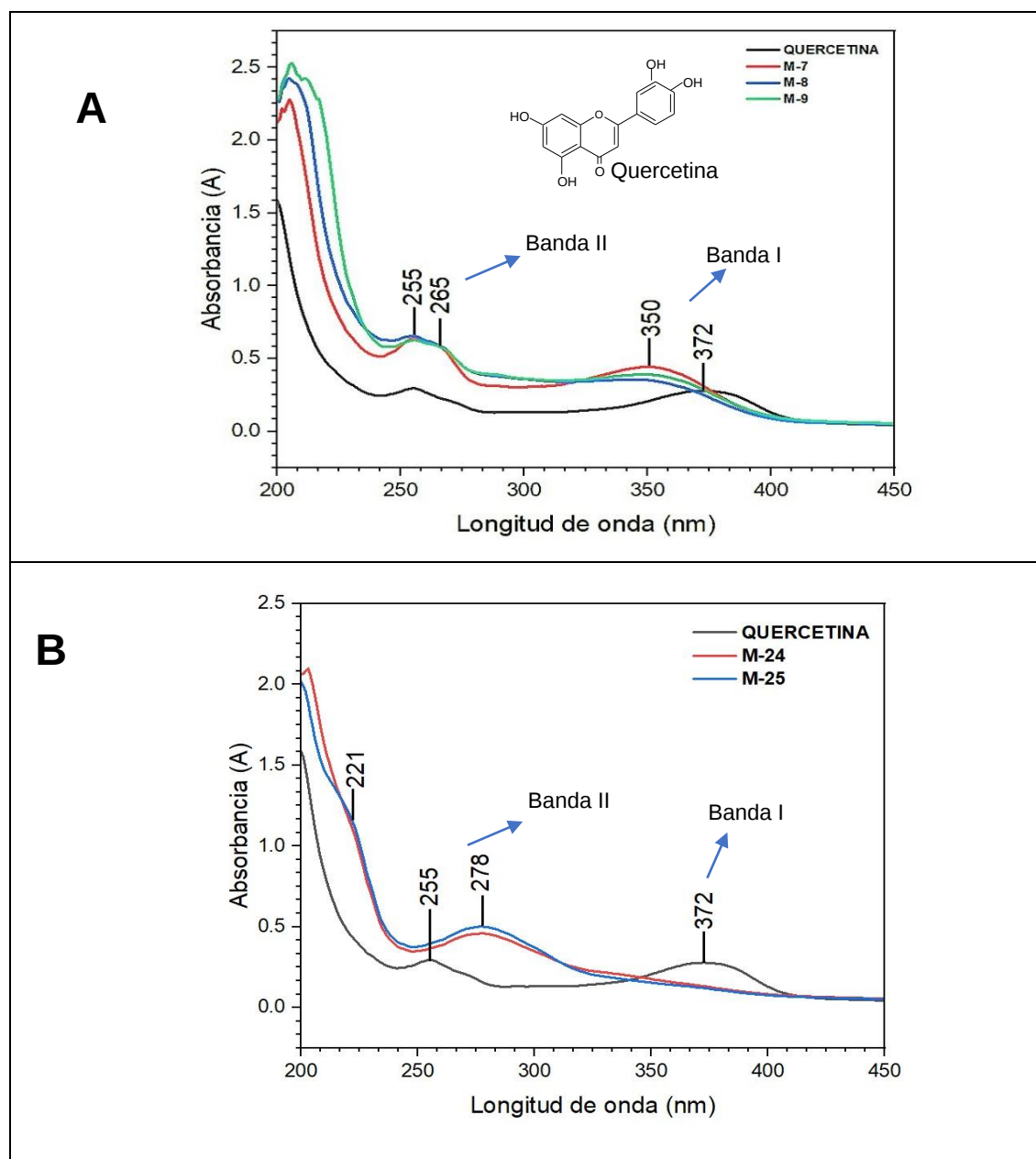
Estos resultados confirman que en el extracto de MoHoj-70%, los flavonoides y ácidos fenólicos están presentes en formas conjugadas con azúcares (glicósidos) y libres (agliconas), dependiendo de la fracción y la polaridad del solvente utilizado.

4.4.2.3. Espectroscopía ultravioleta visible de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-24, M-25 de cromatografía de columna

En la figura 23-A y B se comparan los espectros UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-24, M-25 con el estándar quercetina, observándose perfiles muy parecidos y valores de λ_{max} próximos para la banda I y II de flavonoides (Gaete Pérez, 2018).

Figura 23

Espectro UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-24 y M-25 de MoHoj-70. A) Similares a quercetina B) Diferentes a quercetina



Nota. A) Espectros similares a la quercetina; B) Espectros diferentes al estándar

En la figura 23-A, se observa la banda II de flavonoides (~255-265 nm) que se atribuyen a las transiciones electrónicas en el sistema benzopirónico (anillo A) de flavonoides. La presencia de esta banda en las fracciones M-7, M-8 y M-9, sugiere la existencia de flavonoles o flavonas y la banda I (~350-372 nm) se relaciona con transiciones en el anillo B de flavonoides. La similitud espectral con la quercetina indica que estas fracciones contienen

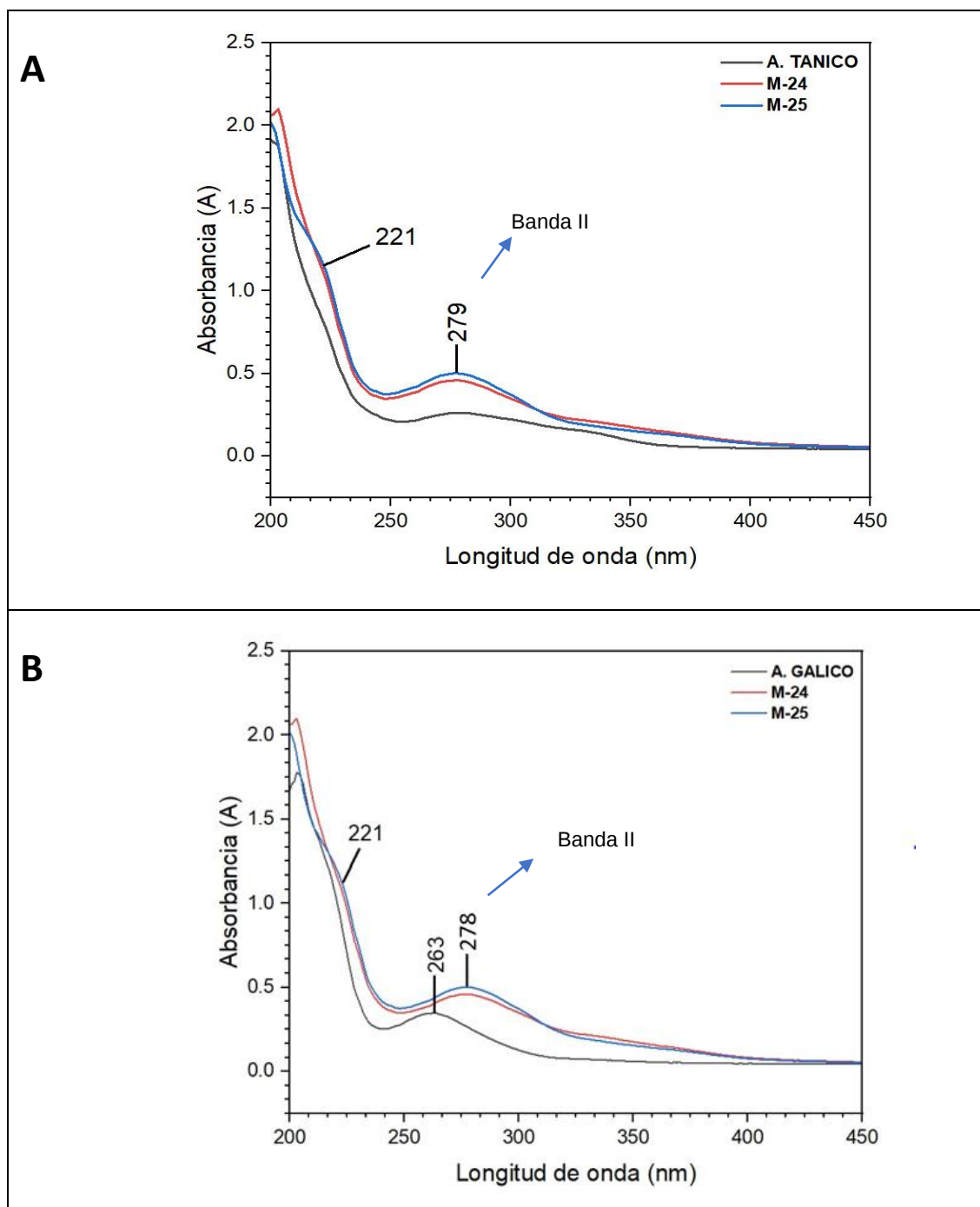
compuestos con estructuras similares, posiblemente flavonoles o sus derivados glicosilados. Estos pequeños desplazamientos en los picos pueden deberse a efectos de solvente, interacciones intermoleculares o sustituciones estructurales en los flavonoides. Lo que se constituye un indicio adicional para confirmar la presencia de estos metabolitos en el extracto colorante de hojas de molle.

En la figura 23-B se observa la clara diferencia entre las fracciones M-24 y M-25 con el espectro UV-Vis de quercetina. Las fracciones muestran dos bandas características, una centrada en 221 nm y otra en 278 nm, que podrían corresponder a la banda I de ácido gálico y la banda II del ácido tánico y/o ácido gálico mostrados en la figura 24-A y B respectivamente.

En la figura 24, se comparan los espectros UV Vis de las fracciones obtenidas M-7, M-8, M-9, M-24, M-25 con estándar ácido tánico, observándose una similitud de perfil en los valores de $\lambda_{\max}$ para la banda I.

Figura 24

Espectro UV Vis de las fracciones M-24 y M-25 de MoHoj-70. A) Los que no se parecen B) Los que se parecen al estándar ácido tánico.



Nota. A) Espectros parecidos al estándar ácido tánico; B) Espectros parecidos al estándar ácido gálico

En la figura 24-A la banda (221 nm) es característica de la transición electrónica $\pi \rightarrow \pi^*$ en sistemas conjugados como los anillos aromáticos de flavonoides o ácidos fenólicos, lo que indica la presencia de estructuras fenólicas en las fracciones analizadas. El espectro del

ácido tánico muestra un perfil similar con una banda de menor intensidad en la región de 279 nm, lo que sugiere que las fracciones M-24 y M-25 contienen compuestos fenólicos más conjugados. Las similitudes espectrales con el ácido tánico indican que las fracciones pueden contener taninos condensados.

En la figura 24-B se muestra la Banda II intensa en 260-280 nm, atribuida a la transición electrónica $\pi \rightarrow \pi^*$ en el sistema conjugado del anillo bencénico. Las fracciones M-24 y M-25 presentan espectros muy similares al ácido gálico, lo que indica la posible presencia de derivados del ácido gálico y sus derivados o compuestos fenólicos relacionados.

4.4.3. Cromatografía por HPLC de las fracciones del *Schinus molle* (hojas al 70%)

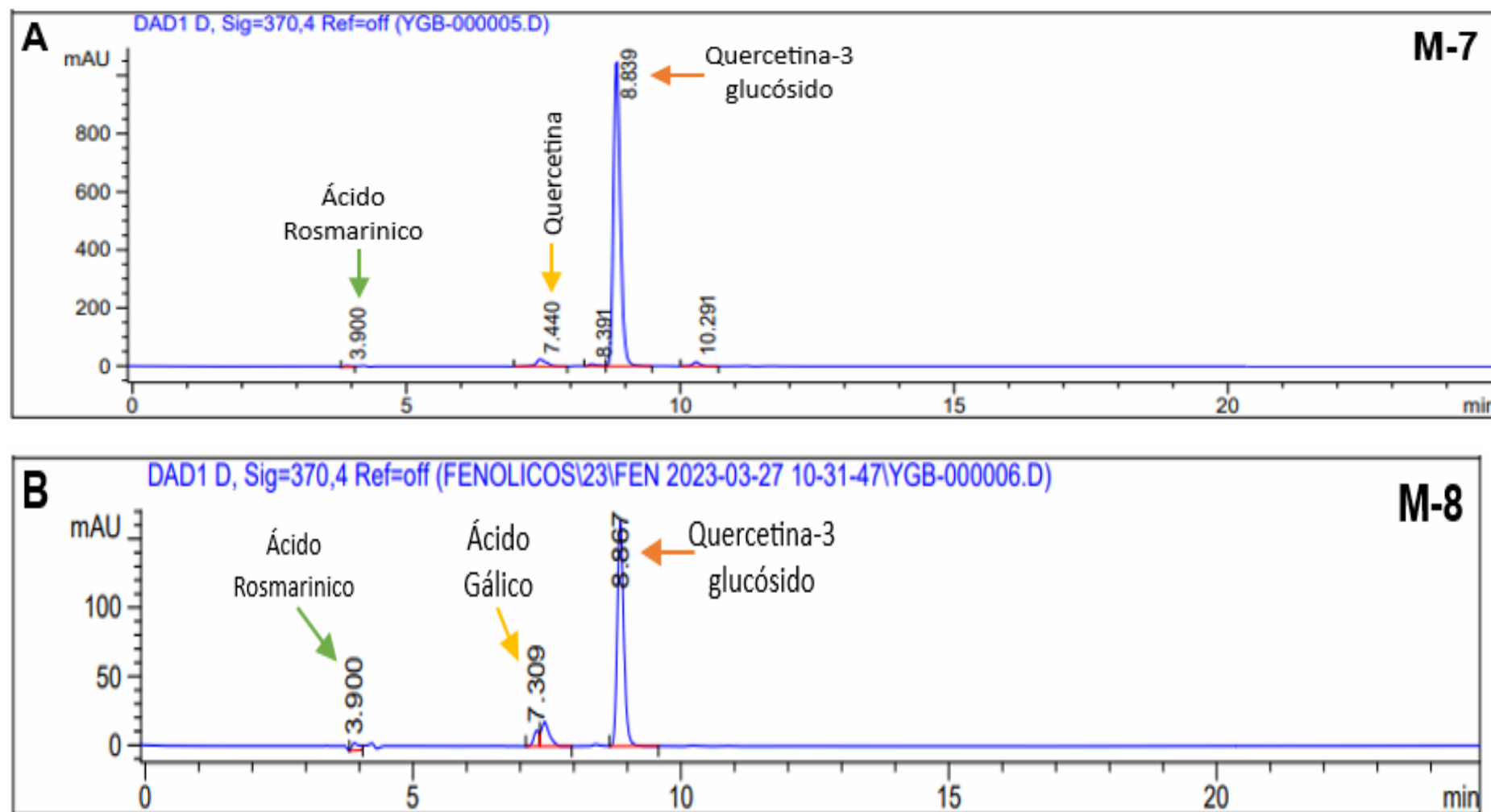
El análisis por HPLC de las fracciones M-7, M-8, M-24 y M-25 del extracto colorante ha permitido la identificación de compuestos fenólicos y flavonoides utilizando estándares como quercetina -3-glucósido, quercetina, ácido gálico, ácido rosmarínico, ácido tánico y ácido gálico. Los cromatogramas obtenidos, se muestran en la figura 25 y en la tabla 13 y los respectivos espectros UV-vis de los picos seleccionados se muestran en el anexo 12.

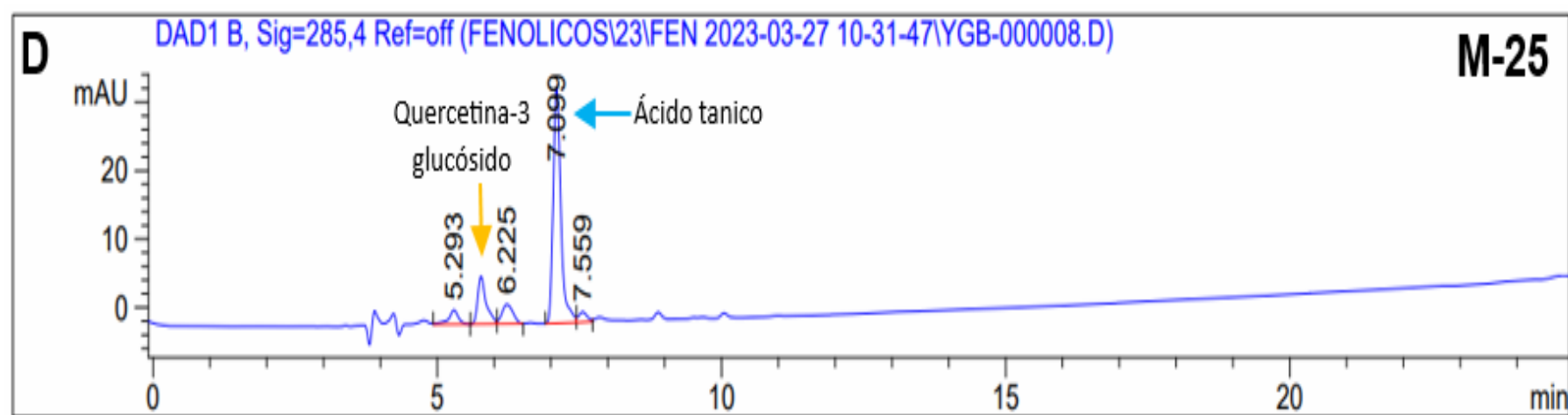
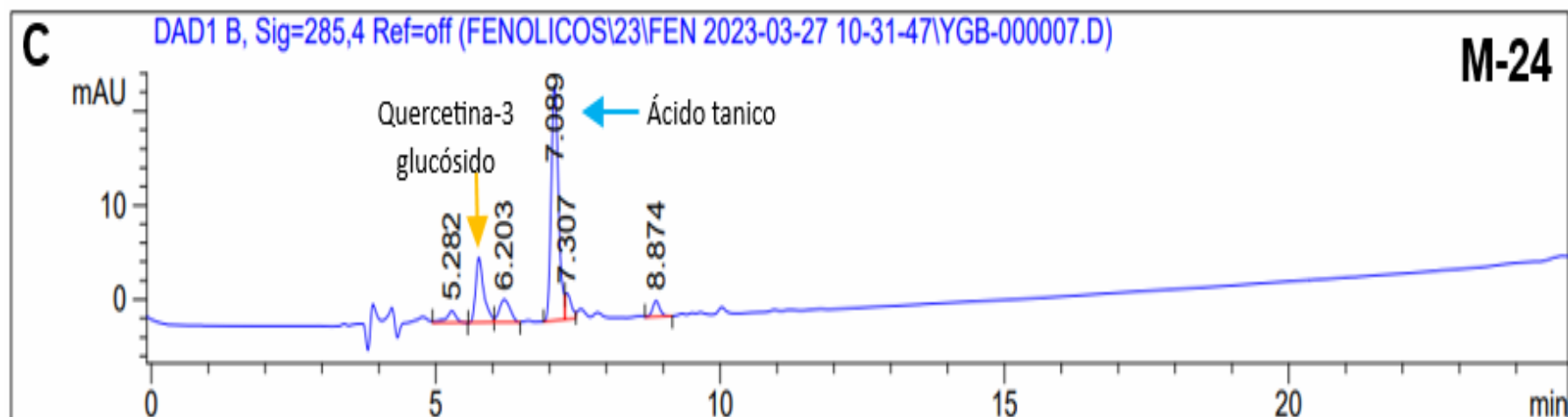
Tabla 13*Tabla del tiempo de retención del cromatograma por HPLC de las fracciones*

Fracción	TR [min]	Biblioteca TR [min]	Área [mAU*sec]	Altura [mAU]	Área [%]	Nombre
M-7	3.900	7.287	52.55950	5.32392	0.3142	Ácido Rosmarínico
	7.440	13.565	307.88803	24.48636	1.8408	Quercetina
	8.839	6.600	9084.94238	1049.47437	54.3179	Quercetina 3 Glucósido
M-8	3.900	7.287	52.63240	5.33453	1.8646	Ácido Rosmarínico SKB
	7.309	3.707	47.67448	6.63579	1.6890	Ácido Gálico SKB
	8.867	6.600	1391.32861	163.70459	49.2916	Quercetina 3 Glucósido
M-24	5.759	6.600	85.76657	7.53981	23.8772	Quercetina 3 Glucósido
	7.089	2.380	222.40704	24.97354	61.9175	Ácido Tánico
	7.089	3.707	222.40704	24.97354	61.9175	Ácido Gálico SKB
M-25	5.769	6.600	88.41774	7.62856	19.0793	Quercetina 3 Glucósido
	7.099	2.380	323.40808	34.63936	69.7867	Ácido Tánico
	7.099	3.707	323.40808	34.63936	69.7867	Ácido Gálico SKB

Figura 25

Cromatograma por HPLC de las fracciones M-7, M-8, M-24 y M-25 del extracto colorante MoHoj-70





En la figura 25-A, al comparar el tiempo de retención en el cromatograma de la fracción M-7 con el de los patrones (ácido rosmarínico, quercetina y quercetina-3 glucósido), se observa igual tiempo de retención (T_R) para los picos en 3.900, 7.440 y 8.839 min respectivamente. Presentando una alta concentración de quercetina-3-glucósido, lo que la distingue como una fracción (M-7) rica en flavonoides glicosilados.

En el cromatograma de la fracción M-8 (Figura 25-B), comparando los tiempos de retención de los picos más intensos con los de los estándares ácido rosmarínico (3.900 min), ácido gálico (7.309 min) y quercetina-3-glucósido (8.867 min) se observa que, estos tienen igual tiempo de retención. Por lo que, esta fracción contiene principalmente ácido gálico, ácido rosmarínico y quercetina-3-glucósido. Comparada con M-7, esta fracción tiene menos flavonoides y más ácidos fenólicos.

El perfil cromatográfico de la fracción M-24 (figura 25-C) muestra un pico con $T_R = 5.282$ min similar a la quercetina-3-glucósido y otro pico con $T_R = 7.089$ min correspondiente al ácido tánico. En comparación con las fracciones M-7 y M-8, esta fracción tiene menos flavonoides y más taninos.

El perfil cromatográfico de la fracción M-25 (figura 25-D) muestra $T_R = 5.293$ min observándose la presencia de quercetina-3 glucósido ($T_R = 5.293$ min) y ácido tánico con $T_R = 7.099$ min. Comparada con las otras fracciones, esta tiene menor contenido de flavonoides y taninos, sin presencia de ácidos fenólicos como el gálico o rosmarínico.

Todos estos resultados de HPLC ratifican la presencia de ácido rosmarínico, quercetina, quercetina-3- glucósido, ácido gálico y ácido tánico en el extracto MoHoj-70%. Según Hmed et al., (2020) en el extracto acuoso de *Schinus molle* reportó la identificación de quince compuestos fenólicos y ocho flavonoides, lo que coincide en la presencia de compuestos fenólicos y flavonoides, como la quercetina y el ácido gálico. Esto sugiere que tanto las hojas como las raíces de *Schinus molle* contienen estos compuestos.

4.5. Cuantificación del colorante por métodos espectrofotométricos

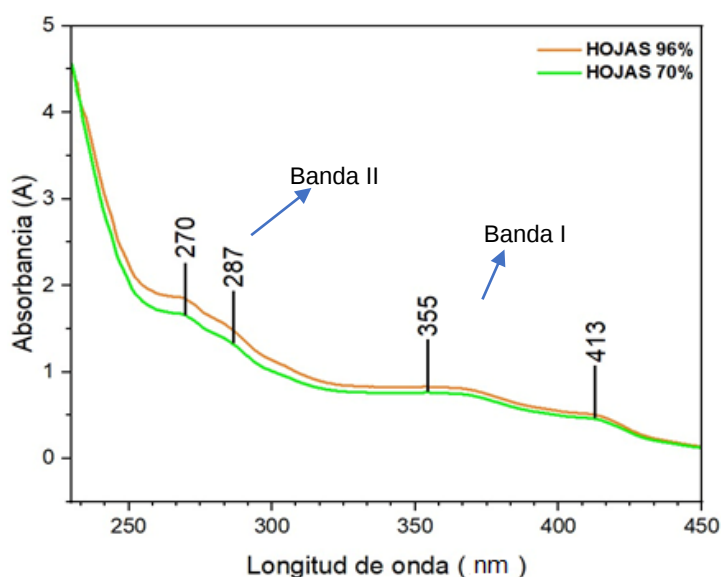
4.5.1. Espectroscopía UV-Vis de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos al 96% y 70%

Los espectros UV-Vis de los extractos colorantes se muestran en un rango de longitud de onda de 230 a 450 nm, lo que revela la presencia de diferentes bandas de absorbancia asociadas a grupos cromóforos presentes en los extractos de 96 y 70 % de hojas, tallos y frutos.

Este análisis se llevó a cabo a una concentración de 0.005 mg/mL empleando etanol al 96% como disolvente. Considerando que en el análisis fitoquímico preliminar (tabla N° 9) indicó que los compuestos mayoritarios presentes en los extractos correspondieron a compuestos fenólicos y flavonoides, se infirió que en los espectros UV-Vis la mayor contribución correspondió a dichas sustancias (Figuras 26, 27 y 28).

Figura 26

Espectro UV-Vis del extracto colorante de hojas al 70% y 96%



En la figura 26 se observan máximos las bandas de absorción en 270 nm y 287 nm, que se encuentran dentro del rango de absorción de la banda II de flavonoides (240-295 nm), asociada con transiciones electrónicas en el anillo A de la estructura flavonoide, características de flavanonas, flavanonoles y ácidos fenólicos (Gaete Pérez, 2018b). La banda de absorción en 355 nm, puede relacionarse con la banda I de flavonoides (300-400 nm), la cual correspondería a transiciones electrónicas en el anillo B y es característica de

flavonas y flavonoles. La banda de absorción en 413 nm, se encuentra en la región visible del espectro y puede estar relacionada con compuestos fenólicos conjugados (Gaete Pérez, 2018).

Tabla 14

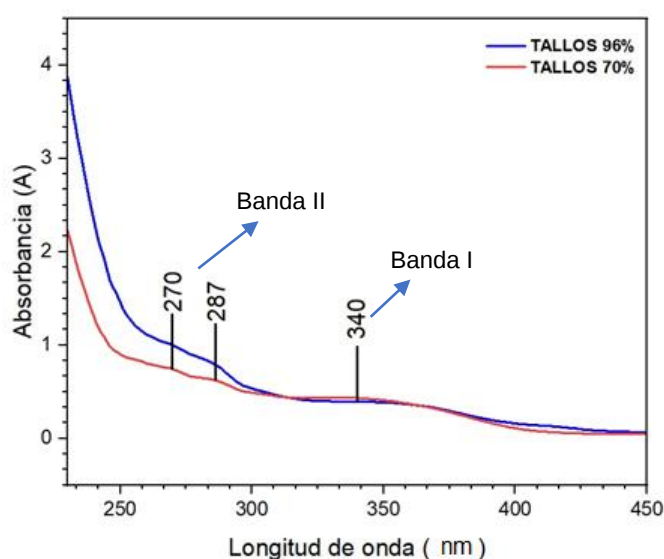
Bandas de los extractos colorantes de hojas de molle 96 y 70%

N°	Extracto colorante	Concentración (mg/ml)	Banda I (nm)	Banda II (nm)
1	Flavanonas	-	326 - 327	270 - 295
2	Flavonoles	-	350 - 385	250 - 290
3	MoHoj-96	0.005	355	270 - 287
4	MoHoj-70	0.005	355	270 - 287

El espectro UV-Vis de los extractos colorantes de hojas indica la posible presencia de flavanonas y flavonoles, con absorciones en 270-287 nm (Banda II) y 355 nm (Banda I). Entonces los espectros UV-vis de los extractos colorantes coinciden con el análisis fitoquímico preliminar al indicar que hay una mezcla de compuestos fenólicos y flavonoides.

Figura 27

Espectro UV-vis del extracto colorante de tallos al 70% y 96%



En la figura 27 se muestran las bandas de absorción en 270 nm, 287 nm y 340 nm, de los extractos que nuevamente coinciden con la banda II (270-287 nm) asociada a flavonoides como en las flavanonas, flavonoles y ácidos fenólicos; así como con la banda I (340 nm) presente en flavanoles y flavonas (Mabry et al., 2012).

Tabla 15

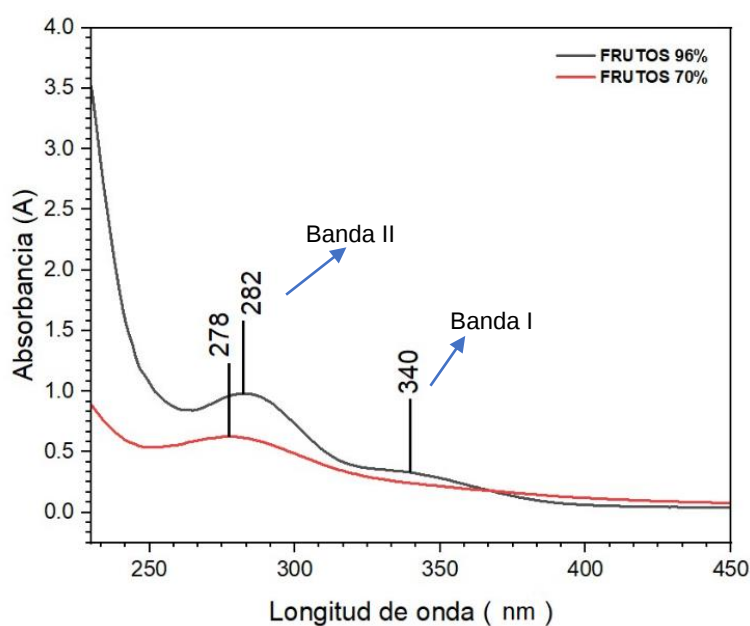
Banda de los extractos colorantes de tallos de molle al 96 y 70%

Nº	Extracto colorante	Concentración (mg/ml)	Banda I (nm)	Banda II (nm)
1	Flavanonas	-	326 - 327	270 - 295
2	Flavonoles	-	350 - 385	250 - 290
3	MoTall-96	0.005	340	270 - 287
4	MoTall-70	0.005	340	270 - 287

Es decir que, el espectro UV-Vis indica la presencia de flavonoides, particularmente flavanonas y flavonoles, así como también sugiere la existencia de compuestos fenólicos como el ácido gálico y tanino como metabolitos presentes en el tallo. Estos hallazgos coinciden con el análisis fitoquímico (Tabla 6) que confirmaría la presencia de estos compuestos.

Figura 28

Espectro del extracto colorante de frutos 70% y 96%



En la figura 28 se observan las bandas de absorción 278 y 282 nm que también se encuentran dentro del rango de absorción de la banda II de flavonoides (240-295 nm), que se relaciona con flavanonas, flavanones y ácidos fenólicos como el ácido gálico. La banda de absorción de 340 nm, corresponde a la banda I de flavonoides (300-400 nm), la cual está asociada con transiciones electrónicas en el anillo B y es característica de flavonas y flavonoles.

Tabla 16

Banda de los extractos colorantes de frutos de molle al 96 y 70%

N°	Extracto colorante	Concentración (mg/ml)	Banda I (nm)	Banda II (nm)
1	Flavanonas	-	326 - 327	270 - 295
2	Flavonoles	-	350 - 385	250 - 290
3	MoFrut-96%	0.005	340	282
4	MoFrut-70%	0.005	-	278

El espectro UV-Vis de los extractos colorantes de frutos sugiere la presencia de flavonoides, en particular flavanonas y flavonoles; así como sugiere la posible presencia de compuestos fenólicos como el ácido gálico y taninos.

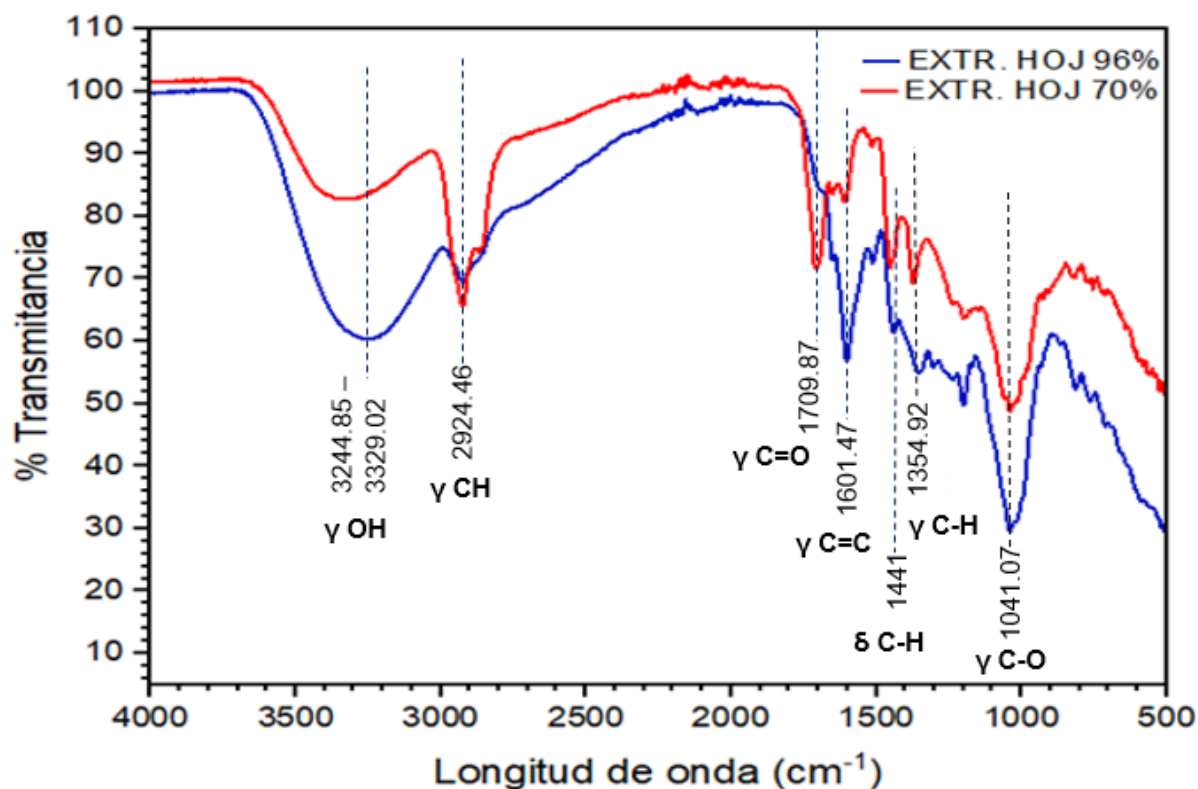
4.5.2. Espectroscopía FTIR-ATR de los extractos colorantes de hojas, frutos y tallos al 96% y 70%

4.5.2.1. Espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de hojas

En la figura 29 y tabla 17, se presenta el espectro FTIR-ATR del extracto de hojas de molle al 70% y 96%.

Figura 29

Espectro FTIR-ATR del extracto colorante de hojas de molle al 70 y 96%

**Tabla 17**

Resultados de vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR en los extractos colorantes de hojas de molle (Schinus molle)

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	MoHoj - 96	MoHoj - 70
O-H	3650-3200 cm ⁻¹	3329.02	3244.85
C-H	3000-2840 cm ⁻¹	2924.46	2928.54
C-H	1625-1475 cm ⁻¹	1456.75	1441.00
		1442.03	1354.92
C=O	1700-1650 cm ⁻¹	1709.87	1601.45
C=C	1600-1500 cm ⁻¹	1453.25	1354.92
C-O	1260-970 cm ⁻¹	1040.16	1041.07

Nota. (Stuart, 2004)

Se observa el pico ancho centrado en 3250 cm⁻¹ correspondiente a las tenciones de O-H; la banda de 2924.46 cm⁻¹ de las vibraciones de la tensión asimétrica de los enlaces C-H en grupos de alquilo (-CH₂- y -CH₃), que indica la presencia de cadenas alifáticas; la tensión del grupo carbonilo (C=O) en 1709.87 cm⁻¹ probable de cetonas conjugadas; las tensiones de

los enlaces C=C de los anillos aromáticos en 1601.47 cm^{-1} , como en los anillos fenólicos; las vibraciones de formación en 1441 cm^{-1} atribuyen a deformaciones de grupos metilo o metileno; la banda en 1354.92 cm^{-1} de la vibración de grupos CH_3 o deformaciones C-H de compuestos alifáticos que están presentes en el extracto como en los terpenos; las vibraciones en 1041.07 cm^{-1} del enlace C-O de un posible éter, alcoholes o glucósidos.

Estos resultados concuerdan con la literatura, que señala que solventes hidroalcohólicos más diluidos favorecen la extracción de glicósidos y taninos, mientras que solventes más concentrados en etanol concentran agliconas flavonoides responsables de la mayor intensidad cromática (Erenler et al., 2023; Harborne, 1998; Shahid et al., 2013). En consecuencia, el extracto al 70% aportaría mejor fijación en fibras animales por la abundancia de grupos hidroxilo capaces de interactuar con la queratina, mientras que el extracto al 96% proporcionaría colores más intensos debido a la concentración de agliconas cromóforas, confirmando la complementariedad de ambos sistemas de extracción para aplicaciones tintóreas.

4.5.2.2. Espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de tallos

El extracto colorante de tallo (MoTall-96 y 70%) presentó el estiramiento en 3265.46 cm^{-1} O-H (hidroxilo) atribuido a la presencia de fenoles; vibración del estiramiento C-H (Sp^3) en 2927.35 cm^{-1} (asimétricas) en los compuestos alifáticos ($-\text{CH}_2$ y $-\text{CH}_3$); los picos en 1698.62 cm^{-1} y 1603.5 cm^{-1} de las vibraciones de estiramiento de C=O de cetonas conjugadas; los picos en 1441.42 cm^{-1} y 1373.94 cm^{-1} de vibraciones de flexión CH de metilo ($-\text{CH}_3$) y metileno ($-\text{CH}_2$), indicando presencia de metilos en terpenos o esteroides; y las vibraciones de estiramiento de C-O en 1042.33 cm^{-1} posiblemente éteres como en carbohidratos, fenoles o glucósidos.

Figura 30

Espectro FTIR-ATR del extracto colorante de tallos de molle al 70 y 96%

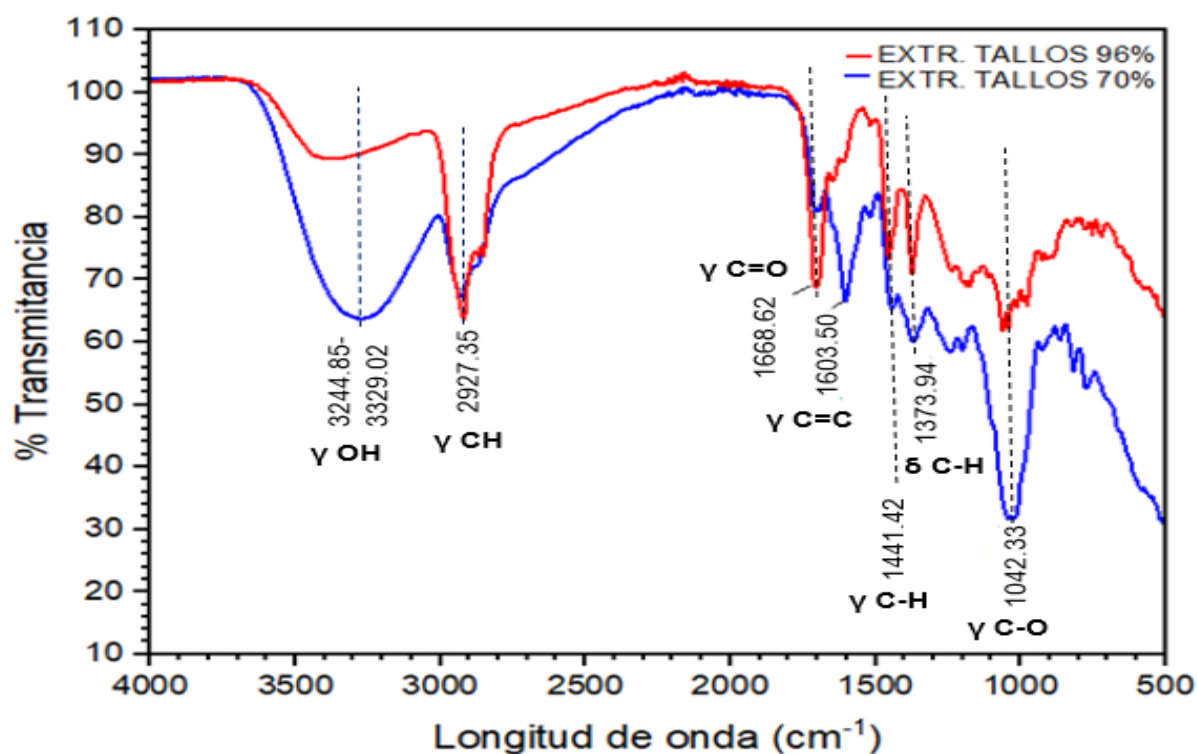


Tabla 18

Resultados de vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR en los extractos colorantes de tallos de molle (*Schinus molle*)

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	MoTall - 96	MoTall - 70
O-H	3650-3200 cm ⁻¹	3329.02	3244.85
C-H	3000-2840 cm ⁻¹	2918.91	2927.34
C=O	1700-1650 cm ⁻¹	1705.43	1698.67
		1612.76	1603.51
C-H	1625-1475 cm ⁻¹	1456.75	1441.42
		1374.71	1373.94
C-O	1260-970 cm ⁻¹	1041.46	1042.33

Nota. (Stuart, 2004)

De acuerdo a los resultados obtenidos y en comparación con los de la literatura, los extractos al 70% muestran mayor presencia de OH y C–O, asociados a glicósidos y taninos que actúan como mordientes naturales, mientras que al 96% predominan los carbonilos

conjugados de agliconas responsables de la intensidad cromática. Este comportamiento, señalado en la literatura, confirma la complementariedad de ambos extractos en aplicaciones tintóreas (Shahid et al., 2013).

4.5.2.3. Espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de frutos

El espectro FTIR-ATR de los extractos de colorante de fruto de molle (MoFrut-96 y 70%), presentaron el pico en 3300.68 cm^{-1} del estiramiento de O-H; el pico en 2927.73 cm^{-1} (Figura 31) asociado a las vibraciones de tensión de los enlaces CH en grupos de alquilo ($-\text{CH}_2-$ y $-\text{CH}_3$); el pico en 1703.27 cm^{-1} de vibración de tensión de un grupo carbonilo ($\text{C}=\text{O}$) que es común en compuestos con cetonas conjugadas; la vibración de tensión del $\text{C}=\text{C}$ conjugado en 1641.48 cm^{-1} como las observadas en flavonoides y quinonas; los picos en 1454.87 cm^{-1} y 1375.28 cm^{-1} corresponden a vibraciones de deformación de enlaces CH_2 y CH_3 respectivamente; adicionalmente el pico en 1375.28 cm^{-1} podría estar relacionado con grupos NO_2 de betalainas y la vibración de tensión de enlaces C-O en 1013.39 cm^{-1} relacionado con glucósidos y con enlaces C-O en azúcares simples como la fructosa.

Figura 31

Espectro FTIR-ATR del extracto colorante de frutos de molle al 70 y 96%

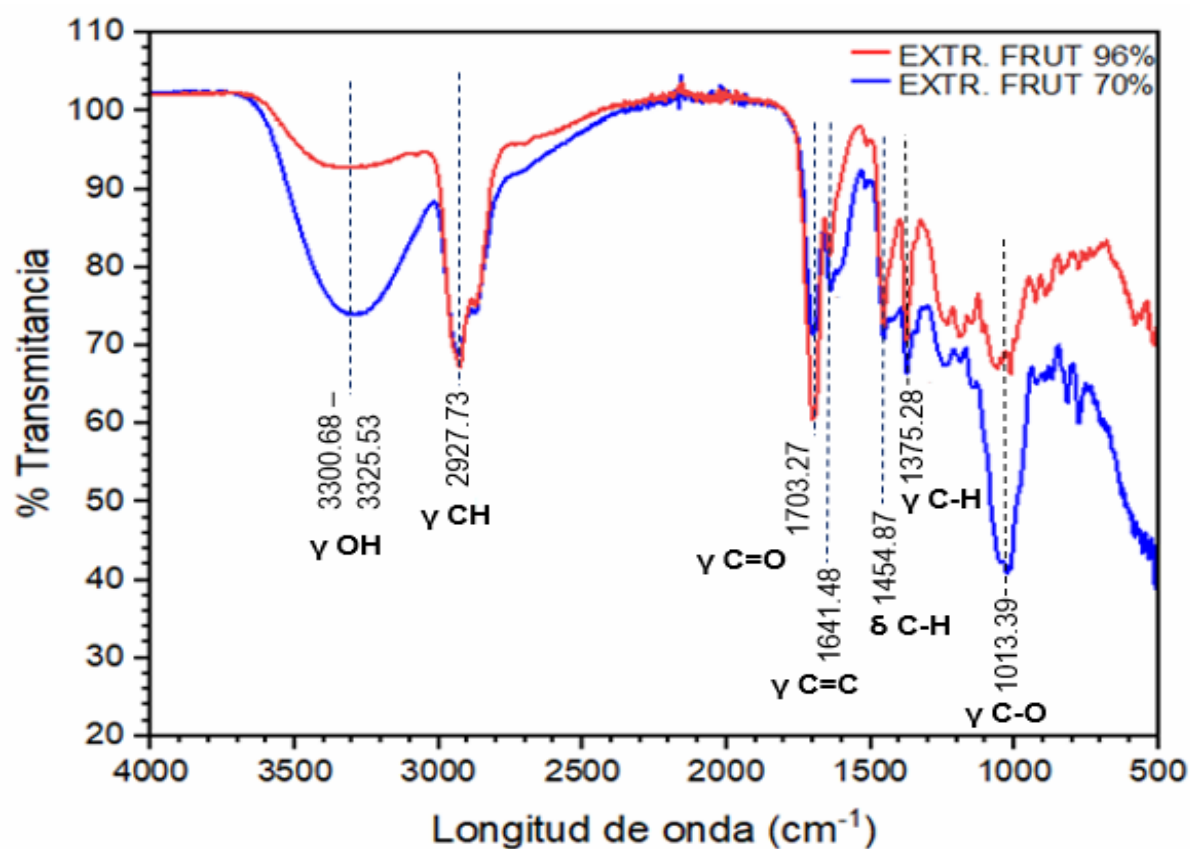


Tabla 19

Resultados de vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR en los extractos colorantes de frutos de molle (*Schinus molle*)

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	MoTall - 96	MoTall - 70
O-H	3650-3200 cm ⁻¹	3329.02	3244.85
C-H	3000-2840 cm ⁻¹	2927.73	2930.26
C=O	1700-1650 cm ⁻¹	1703.27	1698.84
C=C	1600-1500 cm ⁻¹	1641.48	1650.38
C-H	1625-1475 cm ⁻¹	1454.28	1454.93
		1375.28	1374.46
C-O	1260-970 cm ⁻¹	1013.35	1027.13

Nota. (Catauro et al., 2015; Stuart, 2004)

El análisis comparativo de los espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes de hojas, tallos y frutos revela en todos, la presencia de compuestos fenólicos y flavonoides. Los

grupos funcionales más relevantes identificados en los tres tipos de extractos incluyen carbonilos ($\text{C}=\text{O}$), enlaces $\text{C}=\text{C}$ aromáticos, enlaces $\text{C}-\text{H}$ alifáticos y grupos $\text{C}-\text{O}$ de fenoles y flavonoides glucosilados. Sin embargo; en los frutos hay una mayor combinación de azúcares (1641 cm^{-1}), en las hojas mayor diversidad fenólica y en los tallos indicios de presencia de terpenos (1373 cm^{-1} y 1658 cm^{-1}).

Comparando los resultados obtenidos con los de la literatura, como el estudio de Erenler et al.,(2023), se observan similitudes con los picos características de compuestos fenólicos y flavonoides en estas partes de la planta. Además, que hay antocianinas unidos a azúcares observados en los frutos.

4.6. Tinción de la fibra de alpaca y lana de oveja

En las figuras 32 y 33 se muestran los resultados obtenidos tras la tinción con los diferentes extractos hidroalcohólicos de *Schinus molle* al 70% (hojas, tallos y fruto). Los mordientes empleados en el proceso de tinción de fibra de alpaca y lana de oveja fueron: sulfato de aluminio conocido como “qollpa amarilla”, sulfato ferroso de aluminio hidratado conocido como “qollpa blanca”, sulfato de aluminio y potasio dodecahidratado $[\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}]$, sulfato doble de amonio y hierro (II) hexahidratado $(\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O})$, sulfato de cobre (II) (CuSO_4), sulfato ferroso (FeSO_4) y ácido cítrico ($\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$).

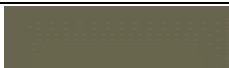
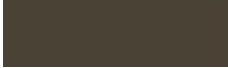
La aplicación de los distintos mordientes influyó en el pH del medio, el cual varió entre 3 a 6, siendo el valor más frecuente un pH de 5. Esta variación contribuyó a la diversidad de colores y tonalidad observadas en las fibras teñidas con los extractos colorantes de molle (MoHoj-70, MoTall-70 y MoFrut-70) tanto en la fibra de alpaca (figura 29) como en la lana de oveja (figura 30). En general, las tonalidades obtenidas en la fibra de alpaca oscilan entre amarillo, amarillo-verdoso, gris-amarillo, gris, marrón-naranja, amarillo-naranja, naranja-amarillo a gris-anaranjado; mientras que en la lana de oveja se observaron tonalidades marrón-amarillo, amarillo-verde, marrón-naranja, marrón amarillo y gris.

Figura 32*Tinciones de fibra de alpaca con diferentes mordientes.*

MORDIENTE	MoHoj-70%	MoTall-70%	MoFrut-70%
Qollpa amarilla	 Gris // Amarillo	 Gris	 Marrón-Naranja desteñado
Qollpa blanca	 Gris // Amarillo-Verde	 Gris // Amarillo	 Gris// Naranja-Amarillo
$KAl(SO_4)_2 \cdot 12H_2O$	 Amarillo- Naranja	 Marrón- Amarillo	 Marrón- Naranja claro
$Fe(NH_4)_2(SO_4)_2 \cdot 6H_2O$	 Gris // Marrón-Amarillo oscuro	 Gris // Marrón-Amarillo oscuro	 Gris// Marrón-Naranja
$CuSO_4$	 Amarillo- Verde oscuro	 Amarillo- Verde oscuro	 Gris // Verde-Amarillo
$FeSO_4$	 Gris// Marrón-Naranja oscuro	 Gris	 Gris// Marrón-Naranja
$C_6H_8O_7$	 Marrón-Amarillo	 Marrón-Naranja	 Marrón-Naranja

Figura 33*Tinciones de lana de oveja con diferentes mordientes*

MORDIENTE	MoHoj-70%	MoTall-70%	MoFrut-70%
Qollpa amarilla	 Gris // Marrón-Amarillo oscuro	 Gris // Amarillo-Verde	 Marrón-Naranja desteñado
Qollpa blanca	 Amarillo-verde oscuro	 Marrón-Amarillo desteñado	 Marrón-Naranja
$KAl(SO_4)_2 \cdot 12H_2O$	 Marrón-Amarillo	 Marrón-Naranja	 Marrón-Naranja

$\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	 Gris // Marrón-Amarillo oscuro	 Gris // Marrón-Amarillo oscuro	 Gris // Amarillo-Verde
CuSO_4	 Marrón-Amarillo oscuro	 Amarillo-Verde oscuro	 Amarillo-verde oscuro
FeSO_4	 Gris// Marrón-Naranja oscuro	 Gris	 Gris // Marrón-Amarillo oscuro
$\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$	 Amarillo-verde	 Amarillo-naranja	 Marrón-Naranja

En la figura 32 y 33 las tonalidades obtenidas como el gris, gris-naranja, gris-claro, marrón-amarillo y marrón-naranja son colores nuevos obtenidos con el extracto colorante de molle y no existen en el comercio. Según Bocangel et al., (2021) con hojas de molle fresco y seco se obtuvieron tonalidades amarillas y aun no existen trabajos de investigación sobre obtención de extractos colorantes de tallos y frutos de molle (*Schinus molle*).

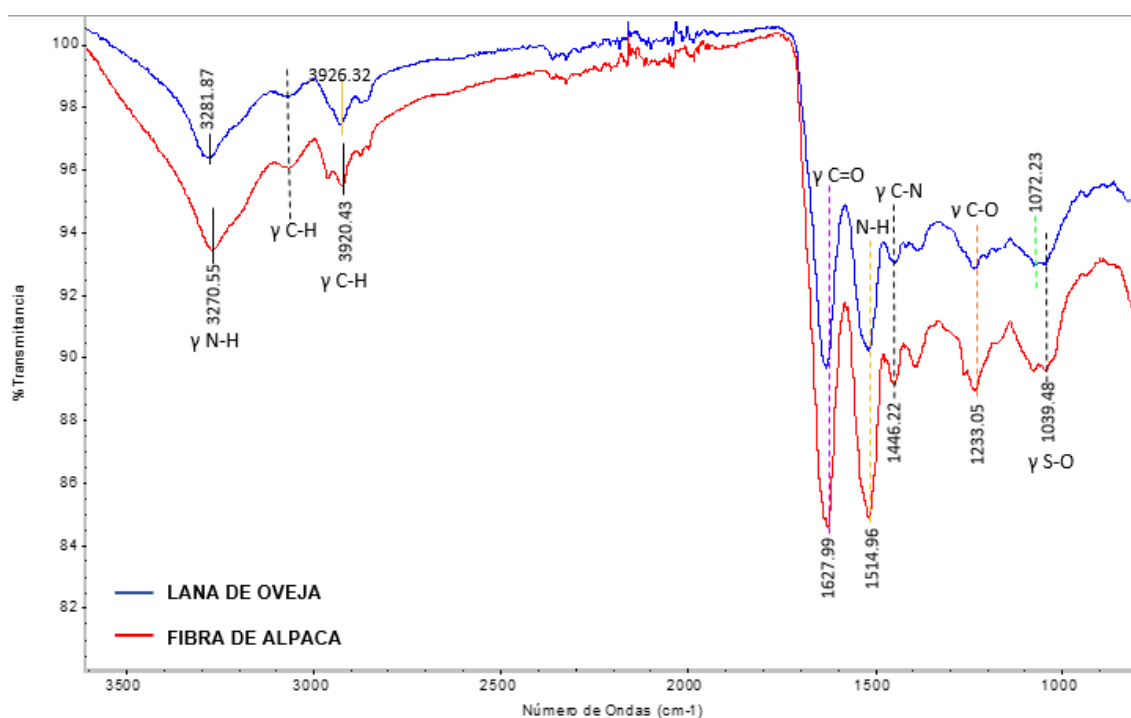
4.6.1. Evaluación de fibras y lanas teñidas

4.6.1.1. Espectroscopía FTIR-ATR de la fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir

La fibra de alpaca y la lana de oveja tienen composición similar proteica (queratina) pero diferente en su proporción de aminoácidos (Bidegain et al., 2016), lo que se puede observar reflejados en relación a con sus respectivos espectros infrarrojos (figura 34).

Figura 34

Espectro FTIR de fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir

**Tabla 20**

Grupos funcionales presentes en el espectro FTIR de la fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	Lana de oveja (cm ⁻¹)
N-H	3500-3100 cm ⁻¹	3270.55	3281.87
C-H	3000-2840 cm ⁻¹	2920.43	2926.32
C-H sp ³ , CH ₃	3000-2850 cm ⁻¹	-	3062.77
C-H sp ³ , CH ₂	3000-2850 cm ⁻¹	2849.18	2849.18
C=O (banda de amida I)	1700-1650 cm ⁻¹	1627.99	1627.99
N-H (banda de amida II)	1630-1510 cm ⁻¹	1514.96	1514.96
C-N	1470-1430 cm ⁻¹	1446.22	1447.13
C-O	1330-1050 cm ⁻¹	1233.05	1233.05
S-O	1250-800 cm ⁻¹	1039.48	1072.23

Nota. (Barazorda, 2024)

En la figura 34 se observan los espectros FTIR-ATR de la fibra y lana que se han comparado con los de Barazorda Romero, (2024). Las vibraciones de estiramiento en 3270.55 cm^{-1} y 3281.87 cm^{-1} están asociadas a los grupos N-H de amidas presentes en las proteínas como la queratina, componente principal de la lana y fibra. La diferencia en la posición de las pequeñas variaciones se puede deber a las interacciones moleculares de los aminoácidos. En los picos 2920.43 cm^{-1} y 2926.32 cm^{-1} corresponden a las vibraciones de estiramiento del grupo C-H (alifática), presente en las cadenas laterales de aminoácidos y lípidos que pueden estar asociados a las fibras. La vibración del grupo C=O (amida I) en 1627.99 cm^{-1} es característica de las proteínas; este pico indica la estructura secundaria de las proteínas (α -hélices y hojas β). El pico de 1514.96 cm^{-1} sería una combinación de la vibración de flexión del grupo N-H y la vibración de estiramiento en enlace C-N (amida II) característica de las proteínas. Sin embargo, se tiene en la banda 1233.05 cm^{-1} en el grupo CN (amida III) en combinación con la vibración de flexión del NH; esto indica la presencia de enlaces peptídicos.

Tanto la lana de oveja y como la fibra de alpaca tienen espectros similares debido a que ambas están compuestas principalmente por queratina, y también tienen composición proteica similar. Las ligeras variaciones en las posiciones e intensidades de las bandas que pueden deberse a diferentes estructuras secundarias en la queratina, o secuencia y porcentaje de composición de aminoácidos o la presencia de lípidos.

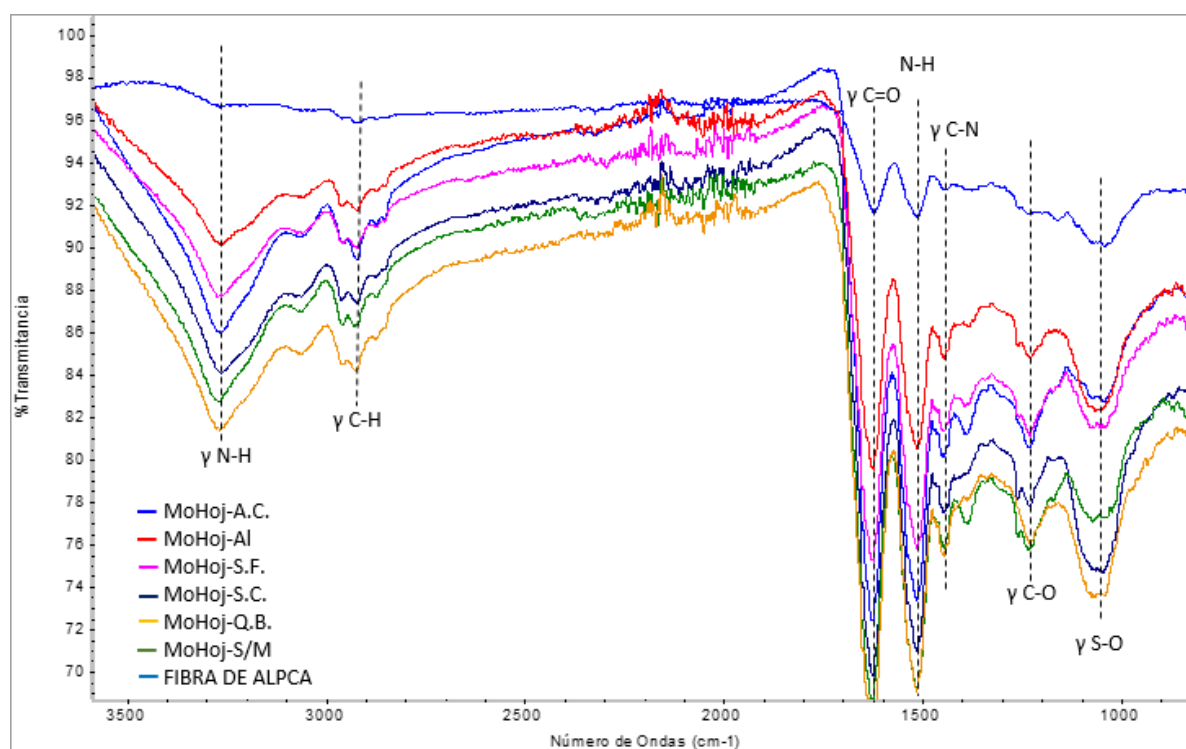
4.6.1.2. Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante de hojas al 70% (MoHoj-70%) con diferentes mordientes en fibra de alpaca y oveja

Los productos de tinción con los extractos colorantes de MoHoj-70% y los diferentes mordientes (figura 35, tabla 21) también fueron analizados por FTIR-ATR y sus espectros muestran picos similares a los de la fibra de alpaca sin teñir. El pico en 3270.49 cm^{-1} (estiramiento O-H, N-H) representa la presencia de grupos hidroxilo (-OH) de compuestos fenólicos y flavonoides, así como posibles aminas (-NH) provenientes de proteínas residuales en la fibra. La banda 2926.32 cm^{-1} (estiramiento C-H) se relaciona con la presencia de enlaces

C-H de compuestos orgánicos en la estructura del colorante. La banda 1627.99 cm^{-1} (Estiramiento C=O, vibraciones aromáticas C=C) asociado a la presencia de carbonilos (C=O) en flavonoides y compuestos fenólicos. La banda 1514.96 cm^{-1} (C-N de amidas, vibraciones aromáticas C=C) Indica la posible interacción de proteínas en la fibra de alpaca con el colorante y el mordiente. Y la banda 1233.05 cm^{-1} (C-O en fenoles y éteres) se observa en la mayoría de los extractos, lo que sugiere la presencia de compuestos fenólicos, clave en la actividad colorante del extracto de *Schinus molle*.

Figura 35

Espectro FTIR de MoHoj-70% con los diferentes mordientes en fibra de alpaca



Nota. Al: Alumbre; A.C: Ácido cítrico; QB: Qollpa blanca; SC: sulfato de cobre; SF: Sulfato ferroso y S/M: sin mordiente

Tabla 21

Grupos funcionales presentes en el extracto MoHoj-70% con diferentes mordientes el fibra de alpaca

[illegible]

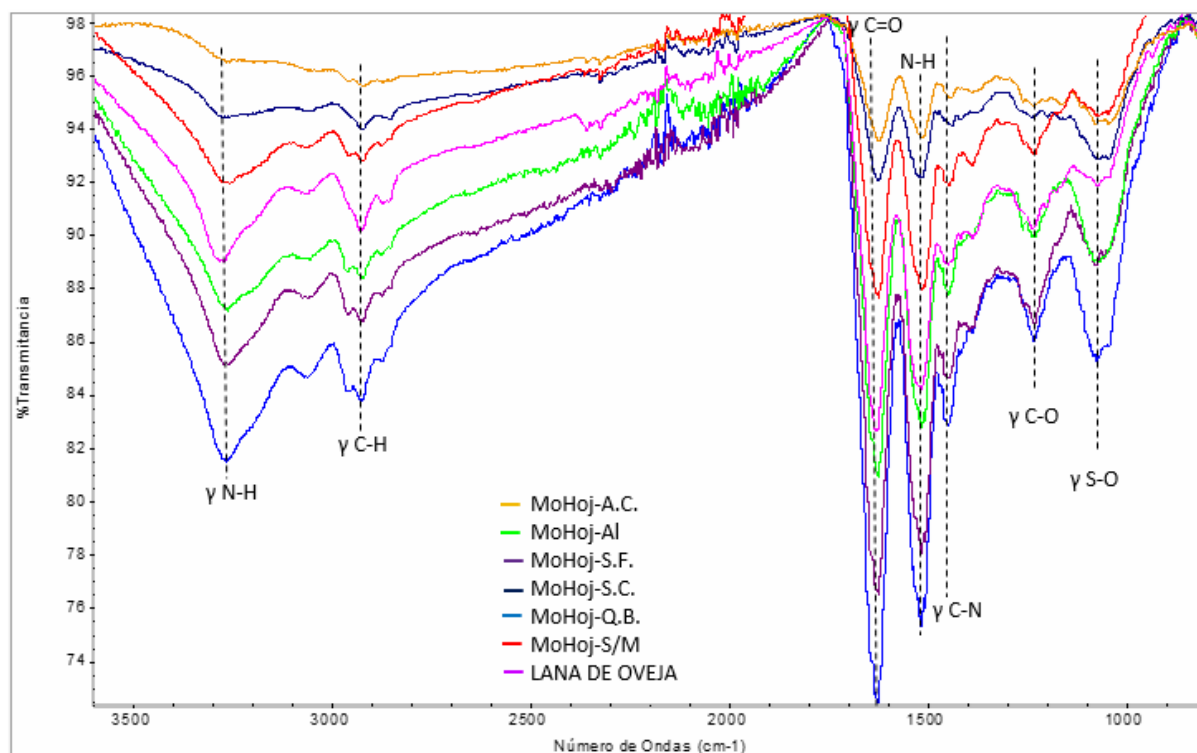
Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	S/M (cm ⁻¹)	Alumbre (cm ⁻¹)	S.F (cm ⁻¹)	S.C (cm ⁻¹)	Q.B (cm ⁻¹)	A.C (cm ⁻¹)
C=O	1750-1600 (cm ⁻¹)	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99
C=C								
NH	1600-1400 (cm ⁻¹)	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96
CN								
CN	1300-1000 (cm ⁻¹)	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05
NH								

El análisis FTIR-ATR sugiere que los diferentes mordientes modifican la interacción del colorante de hojas de *Schinus molle* con la fibra de alpaca, formando enlaces con los grupos funcionales del extracto colorante. Esto confirma la importancia del tipo de mordiente en la fijación del color y la estabilidad química del colorante natural.

El espectro FTIR-ATR mostrado (Figura 36 y Tabla 22) corresponde a la lana de oveja teñidas con extractos hidroalcohólicos (70%) de hojas de *Schinus molle* (MoHoj-70%) empleando diversos mordientes. A partir de la comparación con la lana sin teñir (fibra testigo) se observan los cambios en el incremento en la intensidad de bandas en 3300 cm⁻¹ y en la región 1600–1000 cm⁻¹, el ensanchamiento de la banda de Amida I por formación de complejos hidrógeno-mordiente-colorante y nuevas señales o intensificación en la zona de 1050–1030 cm⁻¹ por presencia de grupos fenólicos y sulfonatos. Estos resultados son consistentes con reportes previos (Shabbir et al., 2016) que describen cómo los extractos vegetales ricos en taninos y flavonoides interactúan con fibras proteicas (lana, seda) formando enlaces coordinados cuando hay mordientes metálicos.

Figura 36

Espectro FTIR de MoHoj-70% con los diferentes mordientes en lana de oveja



Nota. Al: Alumbre; A.C: Ácido cítrico; QB: Qollpa blanca; SC: sulfato de cobre; SF: Sulfato ferroso y S/M: sin mordiente

Tabla 22

Grupos funcionales presentes en el extracto MoHoj-70% con diferentes mordientes en lana de oveja

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Lana de oveja (cm ⁻¹)	S/M (cm ⁻¹)	Alumbre (cm ⁻¹)	S.F (cm ⁻¹)	S.C (cm ⁻¹)	Q.B (cm ⁻¹)	A.C (cm ⁻¹)
-OH	3600-3200 (cm ⁻¹)	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57
NH	3600-3200 (cm ⁻¹)	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57
CH	3000-2800 (cm ⁻¹)	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31
C=O	1750-1600 (cm ⁻¹)	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24
C=C	1750-1600 (cm ⁻¹)	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24
NH	1600-1400 (cm ⁻¹)	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26
CN	1600-1400 (cm ⁻¹)	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26
CN	1300-1000 (cm ⁻¹)	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64
NH	1300-1000 (cm ⁻¹)	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64
S-O	1250-800 (cm ⁻¹)	1072.55	1072.55	1072.55	1072.55	1072.55	1072.55	1072.55

El análisis FTIR-ATR confirma que el proceso de teñido con extractos hidroalcohólicos de hojas de *Schinus molle* genera interacciones químicas entre los metabolitos secundarios (taninos, flavonoides, ácidos fenólicos) y las fibras de lana de oveja, las cuales se ven potenciadas por el uso de mordientes metálicos. Esto se traduce en la fijación del colorante

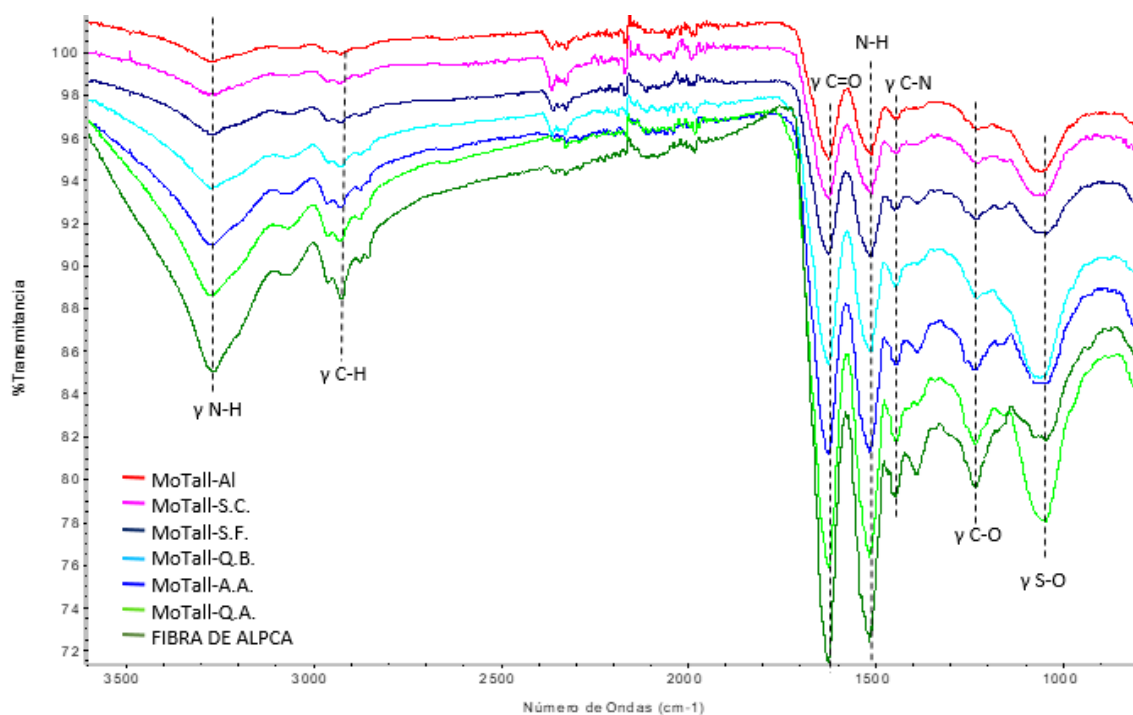
mediante enlaces de hidrógeno, interacciones electrostáticas y complejos metal-colorante-fibra, lo cual mejora la solidez y estabilidad del color.

4.6.1.3. Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante de tallos al 70% (MoTall-70%) con diferentes mordientes en fibra de alpaca y oveja

En la figura 37, de la fibra teñida con el extracto de tallo y con los mordientes se muestran picos similares de la fibra de alpaca sin teñir y las fibras teñidas. Las interacciones estarían ocurriendo entre los enlaces N-H y C=O de las fibras teñidas con los diferentes mordientes y los metabolitos secundarios.

Figura 37

Espectro FTIR de MoTall-70% con los diferentes mordientes en fibra de alpaca



Nota. Al: Alumbre; AA: Alumbre de amonio; QA: Qollpa amarilla; QB: Qollpa blanca; SC: sulfato de cobre y SF: Sulfato ferroso.

Tabla 23

Grupos funcionales presentes en el extracto MoTall-70% con diferentes mordientes en fibra de alpaca

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	Alumbre (cm ⁻¹)	A.A (cm ⁻¹)	S.F (cm ⁻¹)	Q.B (cm ⁻¹)	S.C (cm ⁻¹)	Q.A (cm ⁻¹)
-OH NH	3600-3200 (cm ⁻¹)	3270.49	3270.49	3270.49	3270.49	3270.49	3270.49	3270.49
CH	3000-2800 (cm ⁻¹)	2926.32	2926.32	2926.32	2926.32	2926.32	2926.32	2926.32
C=O	1750-1600 (cm ⁻¹)	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99	1627.99
C=C								
NH	1600-1400 (cm ⁻¹)	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96	1514.96
CN								
CN	1300-1000 (cm ⁻¹)	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05	1233.05
NH								

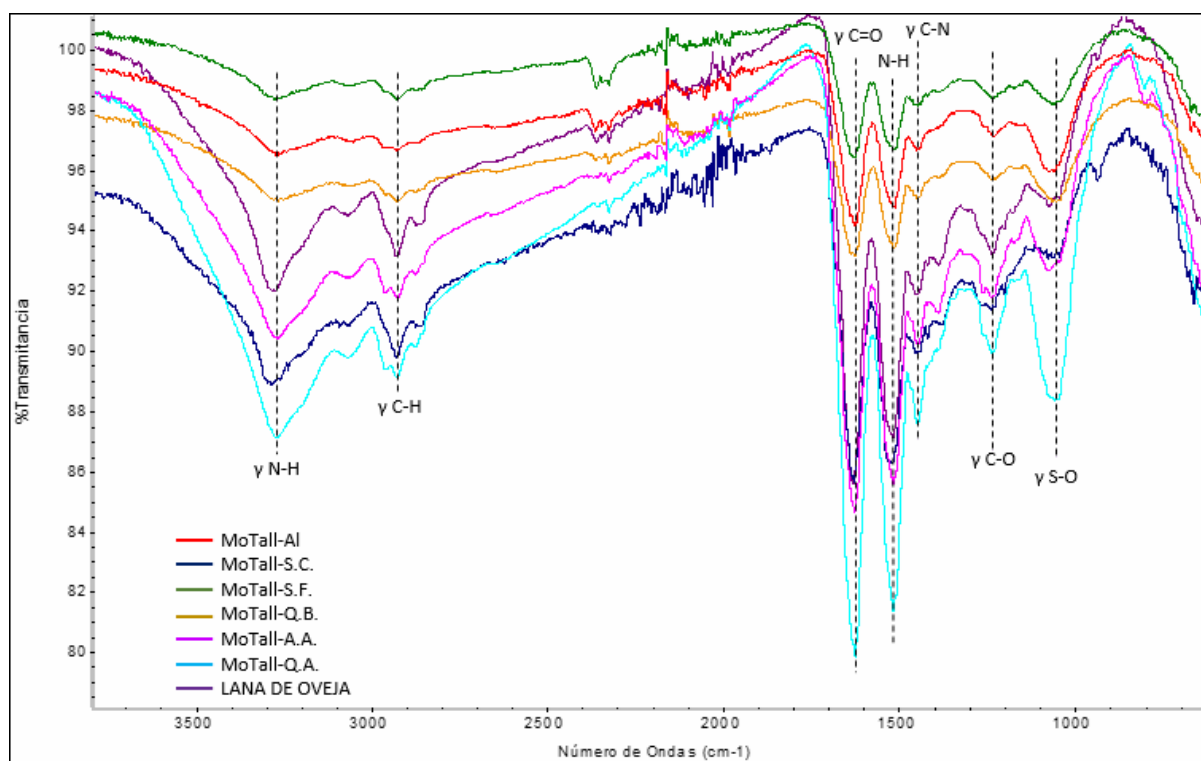
El análisis FTIR muestra que los diferentes mordientes afectan la interacción del extracto colorante de tallos de *Schinus molle* con la fibra de alpaca. Los mordientes metálicos pueden formar complejos con carbonilos y grupos fenólicos, mientras que otros mordientes pueden interactuar con las proteínas de la fibra, alterando la intensidad y tonalidad del color final.

Del espectro FTIR-ATR mostrado para la lana de oveja teñida (figura 38 y tabla 24) con extracto colorante de tallos de *Schinus molle* (70%) usado diferentes mordientes muestra una banda ancha que corresponde al estiramiento N–H (3281.57 cm⁻¹) de grupos amida (queratina de la lana) y al O–H de los metabolitos fenólicos presentes en el extracto de tallos, la banda 2926.31 cm⁻¹ (estiramiento C-H alifático) está asociada con los grupos metileno y metilo de la estructura proteica de la lana. La banda 1628.24 cm⁻¹ corresponde a la vibración de estiramiento C=O de la amida I (proteínas de la lana), debido a la formación de complejos entre los metabolitos fenólicos (ácidos fenólicos, flavonoides) y los mordientes metálicos, generando uniones coordinadas (metal–ligando) sobre la fibra. El estiramiento C-N (pico 1515.26 cm⁻¹, Amida II), muestra modificaciones en intensidad, especialmente con mordientes metálicos (Fe²⁺, Cu²⁺), lo que indica interacciones químicas entre el colorante y la proteína de la lana. la banda 1263.64 cm⁻¹ corresponde al Estiramiento C–O de fenoles y

flavonoides y el estiramiento S=O (1072.55 cm^{-1}) atribuida a la presencia de mordientes como el sulfato ferroso y alumbre.

Figura 38

Espectro FTIR de MoTall-70% con los diferentes mordientes en lana de oveja



Nota. Al: Alumbre; AA: Alumbre de amonio; QA: Qollpa amarilla; QB: Qollpa blanca; SC: sulfato de cobre y SF: Sulfato ferroso.

Tabla 24

Grupos funcionales presentes en el extracto MoTall-70% con diferentes mordientes en lana de oveja

[illegible]

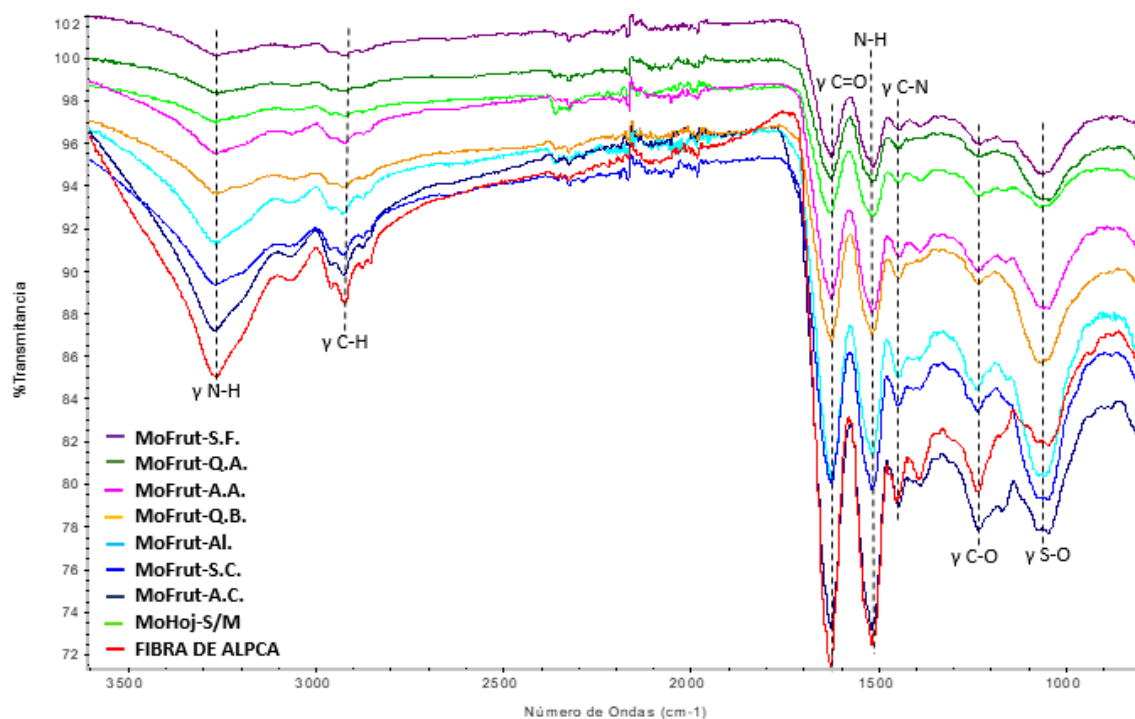
El análisis FTIR-ATR confirma que el extracto hidroalcohólico de tallos de *Schinus molle* al 70% interacciona fuertemente con la fibra de lana mediante enlaces de hidrógeno y complejación metálica cuando se utilizan mordientes. Estas modificaciones espectrales evidencian una fijación química del colorante natural sobre la queratina de la lana, similar a lo reportado por Shahid et al., (2013) y Sharma et al., (2020).

4.6.1.4. Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante de frutos al 70% (MoFrut-70%) con diferentes mordientes en fibra de alpaca y oveja

En la figura 39, de la fibra teñida con el extracto de frutos y con los mordientes se muestran picos similares de la fibra de alpaca sin teñir y las fibras teñidas. Las interacciones estarían ocurriendo entre los enlaces C-H (alifáticas), estiramiento C=O (Amida I); flexión N-H (Amida II) indicando presencia de metabolitos fenólicos y terpenoides, de las fibras teñidas con los metabolitos secundarios.

Figura 39

Espectro FTIR de MoFrut-70% con los diferentes mordientes en fibra de alpaca



Nota. Al: Alumbre; AA: Alumbre de amonio; QA: Qollpa amarilla; QB: Qollpa blanca; SC: sulfato de cobre; SF: Sulfato ferroso; A.C: ácido cítrico y S/M: sin mordiente.

Tabla 25

Grupos funcionales presentes en el extracto MoFrut-70% con diferentes mordientes en fibra de alpaca

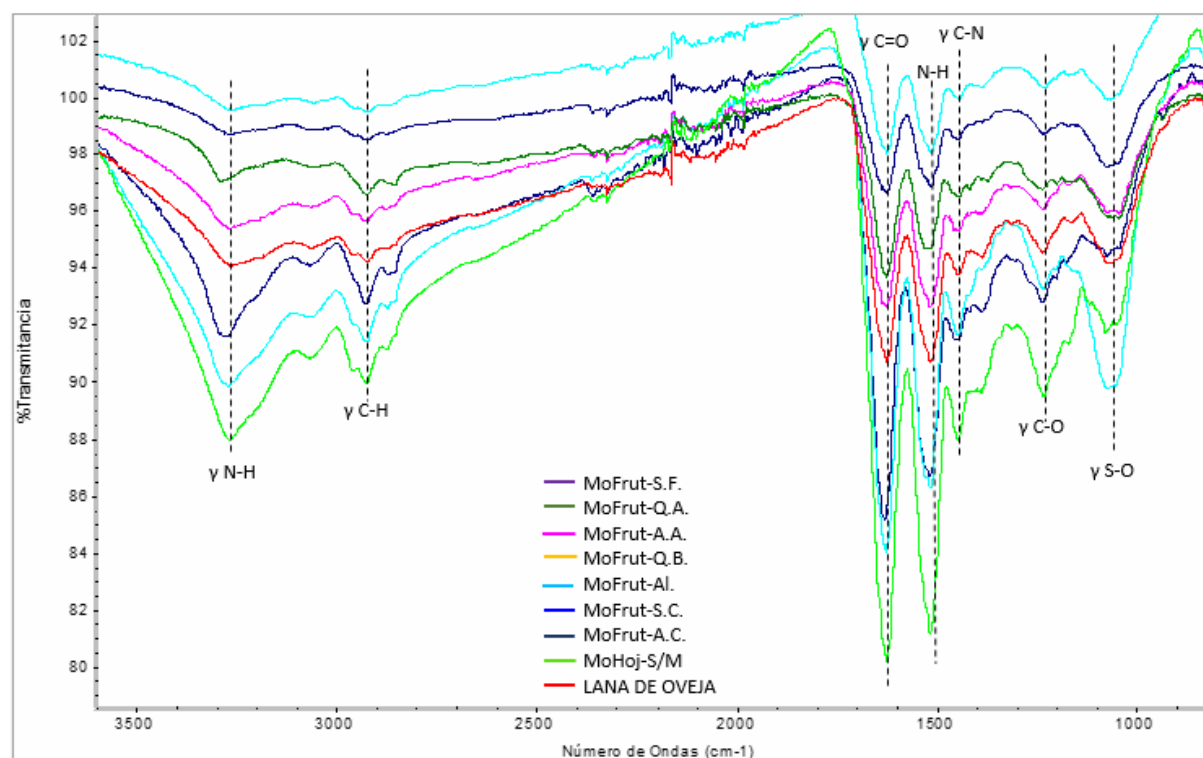
Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	S/M (cm ⁻¹)	Alumbre (cm ⁻¹)	A.A (cm ⁻¹)	A.C (cm ⁻¹)	Q.A (cm ⁻¹)	S.C (cm ⁻¹)	S.F (cm ⁻¹)
-OH NH CH C=O C=C NH CN CN NH	3600-3200 (cm ⁻¹) 3000-2800 (cm ⁻¹) 1750-1600 (cm ⁻¹) 1600-1400 (cm ⁻¹) 1300-1000 (cm ⁻¹)	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05	3270.49 2926.32 1627.99 1514.96 1233.05

La espectroscopía FTIR confirma que los metabolitos colorantes presentes en los frutos de *Schinus molle* interactúan con la fibra de alpaca a través de enlaces hidrogeno y coordinaciones metálicas, modificando grupos funcionales claves como carbonilos, amino y sulfuros. Estas interacciones son moduladas por el tipo de mordiente utilizado, lo que repercute con la afinidad tintórea, estabilidad y tonalidad del color logrado.

Del espectro FTIR-ATR de la lana de oveja teñida con el extracto hidroalcohólico (70%) de frutos de *Schinus molle* L. utilizando diferentes mordientes, basada en el análisis de las principales bandas como se muestran en la figura 40 y tabla 26, la fibra sin teñir presenta únicamente las bandas propias de la queratina. Las fibras teñidas muestran incrementos en la intensidad y nuevas contribuciones espectrales que demuestran la fijación de compuestos fenólicos y la formación de enlaces coordinados con los mordientes.

Figura 40

Espectro FTIR de MoFrutl-70% con los diferentes mordientes en lana de oveja



Nota. Al: Alumbre; AA: Alumbre de amonio; QA: Qollpa amarilla; QB: Qollpa blanca; SC: sulfato de cobre; SF: Sulfato ferroso; A.C: ácido cítrico y S/M: sin mordiente.

Tabla 26

Grupos funcionales presentes en el extracto MoFrut-70% con diferentes mordientes en lana de oveja

Vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	S/M (cm ⁻¹)	Alumbre (cm ⁻¹)	A.A (cm ⁻¹)	A.C (cm ⁻¹)	Q.A (cm ⁻¹)	S.C (cm ⁻¹)	S.F (cm ⁻¹)
-OH	3600-3200 (cm ⁻¹)	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57	3281.57
NH									
CH	3000-2800 (cm ⁻¹)	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31	2926.31
C=O									
C=C	1750-1600 (cm ⁻¹)	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24	1628.24
NH									
CN	1600-1400 (cm ⁻¹)	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26	1515.26
CN									
NH	1300-1000 (cm ⁻¹)	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64	1233.64

El análisis FTIR-ATR demuestra que los extractos de frutos de *Schinus molle* L. (70% etanol) generan una fuerte interacción química con la lana, principalmente a través de enlaces de hidrógeno y complejos metal-ligando cuando se emplean mordientes (FeSO₄, alumbre,

CuSO₄, etc.). Los cambios más notorios ocurren en la región de 3300–3200 cm⁻¹ (puentes de hidrógeno) y en 1630–1500 cm⁻¹ (amida I y II), confirmando una fijación estable y química del colorante en la fibra, en concordancia con estudios de Kasiri & Safapour, (2014) y Shahid et al., (2013).

4.6.2. Resistencia al desgaste de las fibras teñidas de alpaca y oveja con extracto hidroalcohólico al 70% de la parte aérea de *Schinus molle*

Para la prueba de solidez a la luz y al lavado se determinó según lo descrito en el ítem 3.4.8.2., los resultados emitidos se evaluaron según la Tabla 4 de acuerdo a la NTP 231.042:2009 (revisada el 2019).

Tabla 27*Pruebas de resistencia de las fibras y lanas teñidas con los diferentes mordientes*

Parte de la planta	Mordiente	Solidez de la fibra/lana			
		Alpaca		Oveja	
		Luz	Lavado	Luz	Lavado
Hojas	Q.A	5	5	5	5
	A.A	5	5	5	5
	S.C.	5	5	5	5
	S.F.	5	5	5	5
	Q.B.	4	4	3	4
	A.C.	4	5	4	5
	Al	3	4	3	4
Tallos	Q.A.	5	5	5	5
	Q.B.	5	5	5	5
	A.A	5	5	5	5
	S.C.	5	5	5	5
	S.F.	5	5	5	5
	A.C.	4	4	4	4
	Al	3	4	4	4
Frutos	A.A	5	5	5	5
	S.C.	5	5	5	5
	S.F.	5	5	5	5
	Q.A.	4	5	4	5
	Q.B.	4	4	4	4
	A.C.	4	4	4	5
	Al	3	4	3	4

Q.B. = Qollpa amarilla, Q.A. = Qollpa blanca, Al = Alumbre de potasio, A.A. = Sulfato de amonio y hierro (II), S.C. = Sulfato de cobre (II), S.F. = Sulfato ferroso y A.C. = ácido cítrico, 5 = No destiñe (excelente), 4 = Destiñe un poco (muy bueno), 3 = Destiñe sensiblemente (bueno), 2 = Destiñe fuertemente (regular) y 1 = Destiñe muy fuerte (malo). Adaptado de (Bocangel et al., 2021, p. 8).

En los resultados de la prueba de solidez a la luz (Tabla 27), se observa que, la fibra de alpaca teñida con los mordientes sulfato de amonio y hierro (A.A.), sulfato de cobre (S.C.) y sulfato ferroso (S.F) presentan la mejor solidez a la luz (5), lo que sugiere que estos mordientes generan complejos más estables con los flavonoides y compuestos fenólicos del extracto de *Schinus molle*. En la lana de oveja, la solidez a la luz es menor en algunos teñidos,

con valores de 3-4, especialmente cuando se emplean qollpa blanca (Q.B.), qollpa amarilla (Q.A.) y alumbre de potasio (Al).

Con respecto a la prueba al lavado se observa una excelente solidez en la mayoría de los casos (5), indicando que los colorantes no se eliminan fácilmente con agua y detergente. En algunos casos específicos, como con qollpa blanca (Q.B.), qollpa amarilla (Q.A.), alumbre de potasio (Al) y sulfato de hierro (S/M), la solidez al lavado disminuye a 4. Esto sugiere que, en presencia de estos mordientes, los complejos colorantes pueden ser más solubles en agua, o que las fibras no retienen el colorante con la misma intensidad que con otros mordientes. Bocangel et al., (2021) en el teñido de fibra de alpaca, reportaron valores de propiedades de solidez similares a los encontrados en este estudio.

4.6.3. Caracterización del color de las tinciones

En la tabla 28 se muestra la codificación de los colores obtenidos por tinción de la fibra de alpaca con el extracto colorante del 70% EtOH y los mordientes para la qollpa amarilla, qollpa blanca, FeSO_4 y sulfato de amonio y hierro (II), se obtuvieron tonalidades de grises; con qollpa amarilla, qollpa blanca, alumbre de potasio, sulfato de amonio y hierro (II) y $\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$ se obtuvieron tonalidades de amarillo-naranja, marrón-naranja y marrón-amarillo; con CuSO_4 se obtuvo tonalidades verde-amarilla.

Tabla 28

Tonalidades de tinciones en fibra de alpaca con los extractos colorantes MoHoj-70%, MoTall-70% y MoFrut-70%

Mordiente	pH	MoHoj-70%	MoTall-70%	MoFrut-70%
Qollpa amarilla	4	 Gris // Amarillo Hex: #8C8872	 Gris Hex: #8C877E	 Marrón: Naranja desteñido Hex: #A48E70
Qollpa blanca	4	 Gris // Amarillo: Verde Hex: #68674E	 Gris // Amarillo Hex: #A8A695	 Gris// Naranja: Amarillo Hex: #ADA79E

Mordiente	pH	MoHoj-70%	MoTall-70%	MoFrut-70%
Alumbre de potasio	5	 Amarillo: Naranja Hex: #B8A965	 Marrón: Amarillo Hex: #C9BB98	 Marrón: Naranja claro Hex: #C8B69F
Sulfato de amonio y hierro (II)	6	 Gris // Marrón-amarillo oscuro Hex: #423F37	 Gris // Marrón: Amarillo oscuro Hex: #5C584D	 Gris// Marron: Naranja Hex: #8F847C
CuSO ₄	5	 Amarillo: Verde oscuro Hex: #7A7239	 Amarillo: Verde oscuro Hex: #6B663E	 Gris // Verde: Amarillo Hex: #6D735E
FeSO ₄	5	 Gris// Marron: Naranja oscuro Hex: #43403A	 Gris Hex: #7D7A75	 Gris// Marron: Naranja Hex: #8D8073
C ₆ H ₈ O ₇	3	 Marrón: Amarillo Hex: #B8A67E	 Marrón: Naranja Hex: #A78F6C	 Marrón: Naranja Hex: #BA9E71

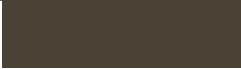
La tinción con los diferentes mordientes influyo en el pH, variando de 3 a 6 siendo el más frecuente pH= 5. Los mordientes metálicos (FeSO₄, CuSO₄ y sulfato de amonio y hierro) generan colores oscuros y estables debido a la formación de complejos con flavonoides y compuestos fenólicos. El alumbre de potasio y los mordientes orgánicos (ácido cítrico, extracto sin mordiente) producen tonos más claros debido a su menor interacción con los grupos cromóforos de los colorantes (flavonoides). Los extractos de hojas y frutos presentan mayor concentración de colorantes en comparación con los tallos, lo que se refleja en la intensidad de las tinciones. La fibra de alpaca permite una amplia gama de colores, desde grises y verdes hasta marrones y naranjas, dependiendo del mordiente utilizado.

En la tabla 29 se muestran los colores obtenidos en lana de oveja con qollpa amarilla y FeSO₄ se obtuvieron tonalidades de grises, con qollpa blanca y CuSO₄, se obtuvieron

tonalidades verde-amarilla y con qollpa amarilla, qollpa blanca, alumbre de potasio y CuSO_4 se obtuvieron tonalidades de marrón-naranja y marrón-amarillo.

Tabla 29

Tonalidades de tinciones en lana de oveja con los extractos colorantes MoHoj-70%, MoTall-70% y MoFrut-70%

Mordiente	pH	MoHoj-70%	MoTall-70%	MoFrut-70%
Qollpa amarilla	4	 Gris // Marrón: Amarillo oscuro Hex: #635B49	 Gris // Amarillo: Verde Hex: #68674E	 Marrón: Naranja desteñido Hex: #94815E
Qollpa blanca	4	 Amarillo: verde oscuro Hex: #777048	 Marrón: Amarillo desteñido Hex: #968860	 Marrón: Naranja Hex: #AA8F63
$\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$	5	 Marrón: Amarillo Hex: #A68839	 Marrón: amarillo Hex: #A58A57	 Marrón: Naranja Hex: #B18849
$\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	6	 Gris // Marrón- Amarillo oscuro Hex: #423F37	 Gris // Marrón- Amarillo oscuro Hex: #5C584D	 Gris // Amarillo- Verde Hex: #68674E
CuSO_4	5	 Marrón: Amarillo oscuro Hex: #68542A	 Amarillo: Verde oscuro Hex: #7A7239	 Amarillo: verde oscuro Hex: #746E49
FeSO_4	5	 Gris// Marrón- Naranja oscuro Hex: #43403A	 Gris Hex: #66665D	 Gris // Marrón- Amarillo oscuro Hex: #5C584D
$\text{C}_6\text{H}_8\text{O}_7$	3	 Amarillo-verde Hex: #BCB76F	 Amarillo-naranja Hex: #908346	 Marrón-Naranja Hex: #A68839

Los mordientes metálicos CuSO_4 y FeSO_4 generan colores oscuros y resistentes debido a la formación de complejos con flavonoides y taninos. El alumbre de potasio produce tonalidades marrón-amarillo y marrón-naranja, estabilizando los pigmentos sin oscurecer

demasiado la fibra. Los mordientes qollpa amarilla y blanca generan tonos claros, indicando una menor fijación de los pigmentos en la lana. La lana de oveja absorbe mejor los pigmentos de hojas que los de tallos y frutos, obteniendo colores más intensos.

CONCLUSIÓN

- Se obtuvieron los extractos colorantes de diferentes partes de la planta de molle, obteniendo un rendimiento de 17.32% para las hojas, 21.57% para los tallos y 27.12% para los frutos.
- Los resultados de espectroscopia UV-Vis, FTIR y HPLC indican que los metabolitos mayoritarios presentes en los extractos colorantes son principalmente flavonoides como quercetina, ácido caféico y los compuestos fenólicos como el ácido tánico.
- Se determinó que los extractos colorantes usados en la tinción de fibra de alpaca y lana de oveja con diferentes mordientes genera una gama de tonalidades que va de verde-amarillo, gris, marrón-amarillo hasta marrón-naranja, que no se encuentran en el mercado, además se puede concluir que, en ambas fibras se obtienen tonalidades muy similares.
- En la tinción se evidenció buena capacidad tintórea ante las pruebas de lavado con jabón neutro y a la luz solar, es decir, la fijación de color del extracto de molle en la fibra de alpaca y lana de oveja teñidos fue satisfactoria.

RECOMENDACIONES

- Realizar tinciones combinando los diferentes mordientes para obtener más tonalidades de teñido.
- Realizar pruebas de teñido con el extracto colorante y otros tipos de fibra.
- Incentivar a la población para que pueda promover el cultivo de plantas tintóreas, y revalorizar lo que nuestros ancestros nos enseñaron sobre todo para el cuidado del medio ambiente y la salud.

REFERENCIAS

- AL-Andal, A., & Moustafa, M. (Enero de 2018). A Review of Phytochemicals and Biological Studies of Schinus Molle Plants. *Contents lists available at Article URL, Vol 4,, Vol 4, 2, 32-38.*
https://journals.kku.edu.sa/sites/journals.kku.edu.sa/files/2024-08/2_5.pdf
- Albán-Castillo, J., Espinoza, G., Rojas, R., & Díaz Santibáñez, C. (2018a). El color en la memoria: Tintes vegetales usados en la tradición de las comunidades andinas y amazónicas peruanas. *Ecología Aplicada, 17*(1), 85-96. <https://doi.org/10.21704/rea.v17i1.1177>
- Arévalo Gaybor, D. F., & Sanaguano Amaguayo, H. D. (2021). *Obtención de colorante natural a partir de cúrcuma (Cúrcuma longa linn) para la industria textil.*
<http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/15444>
- Arias Rocha, N. A. (2018). *Tintes naturales de origen vegetal para uso en el teñido de holo de fibra natural.* <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/21174/TES-1047.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Atav, R., Güler Köylüoğlu, S., Haji, A., & Ergünay, U. (2025). Dyeing of Alpaca Knitted Fabric Using Liposomes. *Fibers and Polymers, 26*(7), 3025-3032. <https://doi.org/10.1007/s12221-025-01000-4>
- Barazorda Romero, R. D. (2024). *Evaluación del efecto de lipasas en el lavado de fibra de alpaca (Vicugna pacos) de la comunidad de Iscahuaca, Cotaruse, Apurímac.*
<http://repositorio.unamba.edu.pe/handle/UNAMBA/1384>
- Bidegain, B., Peña, C., & Eceiza, A. (2016). Extracción de la queratina de la lana de oveja «latxa». *Revista Iberoamericana de Polímeros, 17*, 110-121.
- Bocangel, J. C., Sucasaca, A., Sanchez-Gonzales, G., Flores, G. M., & Barriga-Sánchez, M. (2021). Estudio preliminar de teñido de fibra de alpaca utilizando extracto acuoso de molle (Schinus molle) como pigmento natural. *Revista de innovación y transferencia productiva, 2*(1), Article 1. <https://doi.org/10.54353/ritp.v2i1.e003>

- Cabrera Forero, J. S. (2020). *Identificación primaria de metabolitos secundarios de Ulex europaeus L. retamo espinoso y su actividad biológica*. <https://hdl.handle.net/20.500.14625/35016>
- Cajilema Lema, K., & Quispe Cañaveral, E. P. (2019). *Repositorio Digital Universidad Técnica de Cotopaxi: Industrialización de la semilla del Molle (schinus molle) para la elaboración de pimienta blanca y rosada*. <http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/8481>
- Catauro, M., Papale, F., Bollino, F., Piccolella, S., Marciano, S., Nocera, P., & Pacifico, S. (2015). Silica/quercetin sol–gel hybrids as antioxidant dental implant materials. *Science and Technology of Advanced Materials*, 16(3), 035001. <https://doi.org/10.1088/1468-6996/16/3/035001>
- Chavez Chavez, J. D. (2018). *Determinación y cuantificación de flavonoides mediante cromatografía líquida de alta presión (HPLC) a partir del extracto polar ácido de euphorbia laurifolia juss ex lam y su actividad tóxica*. <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/6280>
- Cusihuaman Challco, N. (2024). *Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de baccharis latifolia “Chillca”*. <https://repositorio.unsaac.edu.pe/handle/20.500.12918/10360>
- de la Rosa, L. A., Moreno-Escamilla, J. O., Rodrigo-García, J., & Alvarez-Parrilla, E. (2019). Chapter 12—Phenolic Compounds. En E. M. Yahia (Ed.), *Postharvest Physiology and Biochemistry of Fruits and Vegetables* (pp. 253-271). Woodhead Publishing. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813278-4.00012-9>
- Dutta, P., Mahjebin, S., Sufian, M. A., Razaya Rabbi, Md., Chowdhury, S., & Imran, I. H. (2021). Impacts of natural and synthetic mordants on cotton knit fabric dyed with natural dye from onion skin in perspective of eco-friendly textile process. *Materials Today: Proceedings*, 47, 2633-2640. <https://doi.org/10.1016/j.matpr.2021.05.229>
- Erenler, R., Chaoui, R., Yildiz, I., Genc, N., Gecer, E. N., Temiz, C., & Akkal, S. (2023). Biosynthesis, Characterisation, and Antioxidant Activity of Silver Nanoparticles using Schinus molle L. *Trends in Sciences*, 20(10), Article 10. <https://doi.org/10.48048/tis.2023.6105>

Español, A. H. (1974). Screening fitoquímico. *Ars Pharmaceutica (Internet)*, 15(Único), 51-55.

Fernández (1962-), H. M. Z. (2021). *Análisis instrumental de los alimentos*. Editorial Universitaria (Cuba).

Gaete Pérez, J. (2018a). *Identificación de estructuras de naturaleza flavónica mediante espectroscopía UV-VIS a partir de estándares de flavonoides. Aplicación de la metodología a un extracto vegetal comercial*. <http://repositorio.unab.cl/xmlui/handle/ria/9728>

Giteru, S. G., Ramsey, D. H., Hou, Y., Cong, L., Mohan, A., & Bekhit, A. E.-D. A. (2022). *Wool keratin as a novel alternative protein: A comprehensive review of extraction, purification, nutrition, safety, and food applications*. <https://ift.onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/1541-4337.13087>

Guala, M. S., Lapissonde, M. O., Elder, H. V., & Pérez, G. A. (2014). Efecto acaricida del aceite esencial de aguaitibay (*Schinus molle* L.) y sus fracciones en colmenares de abejas (*apis mellifera*) en relación con la composición química. *Información tecnológica*, 25(2), 151-156. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642014000200017>

Guerra-Boone, L., Álvarez-Román, R., Salazar-Aranda, R., Torres-Cirio, A., Rivas-Galindo, V. M., de Torres, N. W., González, G. M. G., & Pérez-López, L. A. (2013). Chemical compositions and antimicrobial and antioxidant activities of the essential oils from *magnolia grandiflora*, *Chrysactinia mexicana*, and *Schinus molle* found in Northeast Mexico. *Natural Product Communications*, 8(1), 1934578X1300800133. <https://doi.org/10.1177/1934578X1300800133>

Hañari Zapana, A. B. (2018). *Extracción de colorante a partir de las hojas de la espinaca (Spinacia oleracea)*.

Harborne, A. J. (1998). *Phytochemical Methods A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis*. Springer Science & Business Media.

- Hmed, M. B., Rigane, G., Rigane, G., Salem, R. B., Zouari, N., & Cherif, S. (2020). Phytochemical and antioxidant activities of *Schinus molle* L. extract. *Revue Roumaine de Chimie*, 65(2), 173-178.
<https://revroum.lew.ro/wp-content/uploads/2020/02/Art%2006.pdf>
- Huaraca Cardenas, N. M. (2024). *Actividad antiinflamatoria del extracto hidroalcohólico de las hojas de Schinus molle L. "molle"*. <https://repositorio.unsch.edu.pe/handle/20.500.14612/7450>
- Huayama Abad, B. N., & Ramirez Aguirre, L. L. (2021). Identificación preliminar de los metabolitos secundarios del fruto de *Ficus insípida* "ojé" proveniente de las ciudades de Tarapoto y Juanjuí de la selva de Perú. *Repositorio Institucional - UMA*.
<https://repositorio.uma.edu.pe/handle/20.500.12970/363>
- Humpiri, J. M. T. (2019). Plantas andinas como colorantes en el teñido de lana. *Ñawparisun - Revista de Investigación Científica de Ingenierías*, 2(1).
<https://unaj.edu.pe/revista/index.php/vpin/article/view/74>
- Kasimala, M. B., & Kasimala, B. B. (2012). A REVIEW ON BRAZILIAN PEPPER PLANT: *SCHINUS MOLLE* - *ProQuest*.
<https://www.proquest.com/openview/5918e94df64984712114484bd5ee582a/1?pq-origsite=gscholar&cbl=2028809>
- Kasiri, M. B., & Safapour, S. (2014). Natural dyes and antimicrobials for green treatment of textiles. *Environmental Chemistry Letters*, 12(1), 1-13. <https://doi.org/10.1007/s10311-013-0426-2>
- Laime Mita, S. E. (2016). *Propuesta de analisis de Wolfram en minerales de baja ley por espectrofotometría UV-visible* [Thesis].
<http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/11713>
- Laura Mamani, G. J. (2018). Extracción y caracterización de flavonoides a partir de las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*). *Universidad Nacional del Altiplano*.
<https://renati.sunedu.gob.pe/handle/sunedu/3223870>

- Lopez De La Cruz—Caso Orihuela.pdf. (s. f.). Recuperado 9 de octubre de 2022, de <https://repositorio.uncp.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12894/3508/Lopez%20De%20La%20Cruz%20-%20Caso%20Orihuela.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- López, I. C., Rivera, V. E., Yáñez, Á. W., Artieda, J. R., & Villacres, G. E. (2017). Evaluación de la actividad insecticida de *Schinus molle* sobre *Premnotrypes vorax* en papa. *Agronomía Costarricense*, 41(2). <https://doi.org/10.15517/rac.v41i2.31302>
- Luna Chávez, C. M., & Reyna Mendoza, G. E. (2020). Comportamiento del colorante de las hojas del nogal (*Juglans neotrópica* Diels) durante el teñido de fibras de lana respecto a la temperatura de teñido y tiempo de pos cosecha. *Repositorio Institucional - UNAC*. <http://repositorio.unac.edu.pe/handle/20.500.12952/5504>
- Mabry, T., Markham, K. R., & Thomas, M. B. (2012). *The Systematic Identification of Flavonoids*. Springer Science & Business Media.
- Marcano, D. (2018). Introducción a la Química de los Colorantes. *Academia de Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales, Segunda Edición*, 254. <https://saber.ucv.ve/bitstream/10872/19390/1/colorantes%20listo%20%2Bisbn.pdf>
- Marquina, A., & Lárez Velásquez, C. (2014). *Obtención y caracterización del entrecruzante natural genipina a partir del fruto del caruto (Genipa americana L.)*. <https://doi.org/10.13140/2.1.1160.3204>
- Mendoza Huamani, C. M. (2018). *Evaluación del tipo y cantidad de mordiente en la intensidad de color y solidez al lavado del teñido de fibra de alpaca (Vicugna pacos) con aliso (Alnus acuminata H.B.K)*. <https://repositorio.unh.edu.pe/handle/UNH/2581>
- Mitchell, J. D., Pell, S. K., Bachelier, J. B., Warschefsky, E. J., Joyce, E. M., Canadell, L. C., da Silva-Luz, C. L., & Coiffard, C. (2022). Neotropical Anacardiaceae (cashew family). *Brazilian Journal of Botany*, 45(1), 139-180. <https://doi.org/10.1007/s40415-022-00793-5>
- Munusamy, U., & Abdullah, S. (2019). *Vitamin E: Phytochemistry and Molecular Aspects* (pp. 345-360). https://doi.org/10.1007/978-3-030-03344-6_15

- Nina Aguilar, Y. (2018). *Obtención y caracterización del colorante natural a partir de inflorescencia de colli (Buddleja coriacea) para su aplicación en teñido de fibra de alpaca*.
<http://repositorio.unap.edu.pe/handle/UNAP/8369>
- Orozco Guanoluisa, M. A. (2013). *Evaluación de la Actividad Cicatrizante de un Gel Elaborado a base de los Extractos de Molle (Schinus molle), Cola de Caballo (Equisetum arvense L.), Linaza (Linum usitatissimum L.) en Ratones (Mus musculus)* [bachelorThesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo]. <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/2585>
- Paredes Martínez, B. I. (2002a). *Análisis y obtención del colorante natural a partir de la baccharis latifolia (chilca)* [bachelorThesis]. <https://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/3529>
- Paredes Martínez, B. I. (2002b). *TEMA : ANÁLISIS Y OBTENCIÓN DE COLORANTE NATURAL A PARTIR DE LA Baccharis latifolia (Chilca)*. 137.
- Peres, T. B. (2002). *Noções básicas de cromatografia*. São Paulo.
http://www.biologico.agricultura.sp.gov.br/uploads/docs/bio/v64_2/peres.pdf
- Ponce de Leon Caceres, M. M., & Valdivia Cardenas, M. A. (2014). *“Optimización de los parámetros para la curva de teñido con colorantes ácidos, reactivos y complejo metalico en fibra de alpaca”*. <http://repositorio.unsa.edu.pe/handle/UNSA/4007>
- Quijano Ortega, Y. N. (2020). *Evaluación de espectroscopía FTIR-ATR, colorimetría triestímulo y análisis de imagen como herramientas para la determinación de carotenoides en ahuyama*.
<https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/78262>
- Ramos Córdoba, E. (2021). *Antocianinas: Revisión bibliográfica de su procesamiento y potencial uso como colorante natural en alimentos* [Universidad de Chile].
<https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/185067>
- Ringuelet, J. A., & Viña, S. Z. (2013). *Productos naturales vegetales*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP). <https://doi.org/10.35537/10915/27885>
- Rivera Jiménez, M. T., Huerta Zurita, R., Herrera Hernández, M. G., Herrera Enciso, V., Flores Gómez, C. A., Rivera Jiménez, M. T., Huerta Zurita, R., Herrera Hernández, M. G., Herrera Enciso, V.,

- & Flores Gómez, C. A. (2022). Condiciones de maceración y fermentación que incrementan el contenido de etanol en mosto fermentado para whisky de malta. *Biotecnia*, 24(1), 133-141. <https://doi.org/10.18633/biotecnia.v24i1.1576>
- Rivera, P. N., & Santamaría, P. C. (2011). Extracción, pruebas de estabilidad y análisis químico preliminar de la fracción colorante obtenida a partir del exocarpo del fruto de. *La Granja*.
- Rocha, P. A. M. B. da, Freitas-Junior, A. S. Q., Melo, A. A., & Luz, E. R. da. (2022). ANÁLISES COLORIMÉTRICAS EM CASA USANDO UM SMARTPHONE: UMA ESTRATÉGIA PARA DETERMINAÇÃO DE PARÂMETROS ANALÍTICOS DE MÉRITO EM TEMPOS DE PANDEMIA. *Revista Eletrônica Perspectivas da Ciência e Tecnologia - ISSN: 1984-5693*, 14. <https://doi.org/10.22407/1984-5693.2022.v14.p.e20221409>
- Rodríguez Rodríguez, E. F., Rodríguez Sevilla, S., Paredes Pizarro, Y., Rimarachín Cayatopa, V., Pollack Velásquez, L., Rodríguez Espejo, M. R., & Aguirre Tocas, R. (2017). Vegetales tintóreos promisorios más utilizados en la región La Libertad, Perú. *Arnaldoa*, 24(1), 311-332. <https://doi.org/10.22497/arnaldoa.241.24114>
- Saavedra Estrella, D. L., & Fernández Alcántara, W. L. (2019). *Obtención y caracterización de colorante natural a partir de la Baccharis Salicifolia (Chilca Blanca) para uso textil*. <https://renati.sunedu.gob.pe/handle/sunedu/2839987>
- Salaudun Sk, M., Mia, R., Haque, M. A., & Shamim, A. M. (2021). Review on Extraction and Application of Natural Dyes. *Textile & Leather Review*, 4(4), 218-233. <https://hrcak.srce.hr/265671>
- Sgariglia, M. A., Soberon, J. R., Sampietro, D. A., & Vattuone, M. A. (2010). *Cromatografía: Conceptos y aplicaciones*. 6.
- Shabbir, M., Rather, L. J., Shahid-ul-Islam, Bukhari, M. N., Shahid, M., Ali Khan, M., & Mohammad, F. (2016). An eco-friendly dyeing of woolen yarn by Terminalia chebula extract with evaluations of kinetic and adsorption characteristics. *Journal of Advanced Research*, 7(3), 473-482. <https://doi.org/10.1016/j.jare.2016.03.006>

- Shahid, M., Shahid-ul-Islam, & Mohammad, F. (2013). Recent advancements in natural dye applications: A review. *Journal of Cleaner Production*, 53, 310-331.
<https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2013.03.031>
- Sharma, P. K., Raghubanshi, A. S., & Shah, K. (2020). Examen de la degradación de colorantes y las propiedades antibacterianas de nanopartículas α -MoO₃ inducidas orgánicamente, su absorción y fitotoxicidad en plántulas de arroz. *Environmental Nanotechnology, Monitoring & Management*, 14, 100315. <https://doi.org/10.1016/j.enmm.2020.100315>
- Soto Benito, S. (2017). “Evaluación del tiempo de ebullición en la intensidad de color y solidez a la luz del teñido de lana de ovino (*Ovis aries*) con ayrampo (*Berberis sp*)”.
<http://repositorio.unh.edu.pe/handle/UNH/1082>
- Stuart, B. H. (2004). *Infrared Spectroscopy: Fundamentals and Applications* (1.^a ed.). Wiley.
<https://doi.org/10.1002/0470011149>
- Téllez Mesa, C. (2019). *Aplicaciones de la espectroscopía infrarroja en el análisis de alimentos* [Universidad de Sevilla Facultad de Farmacia Grado en Farmacia Departamento de Química Analítica]. <https://hdl.handle.net/11441/91690>
- Vallejo Rosero, Y. J., Barrios Correa, L., & Anaya Gil, J. (2021). La cromatografía en capa fina: Una alternativa vigente en la industria farmacéutica. *Revista de Química*, 35(2), 19-25.
<https://revistas.pucp.edu.pe/index.php/quimica/article/view/23788>
- Valverde, D. F. (2020). Extracción de taninos a escala de laboratorio a partir de semillas de uva del valle central de tarija: Modalidad de graduación: «Investigación Aplicada». *Repositorio UAJMS*. <https://dicyt.ujms.edu.bo/investigacion/index.php/quimica/article/view/128>
- Vankar, P. S. (2017). *Natural Dyes for Textiles: Sources, Chemistry and Applications*. Woodhead Publishing.
- Zambrano Ospinal, A. L. (2019). Actividad antimicótica “in vitro” del aceite esencial del fruto maduro de *Schinus molle* L. (Molle) frente a cepa de *Candida albicans* atcc 10231. *Universidad Privada Norbert Wiener*. <https://repositorio.uwiener.edu.pe/handle/20.500.13053/3216>

Zelanski, P., & Fisher, M. P. (2001). *Color*. Ediciones AKAL.

ANEXOS

Anexo 1

Certificado de determinación Taxonomía de *Schinus molle* L. "molle"

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO

• APARTADO POSTAL
N° 921 - Cusco - Perú

• FAX: 238156 - 238173 - 222512

• RECTORADO
Calle Tigre N° 127

Teléfonos: 222271 - 224891 - 224181 - 254398

• CIUDAD UNIVERSITARIA

Av. De la Cultura N° 733 - Teléfonos: 228661 - 222512 - 232370 - 232375 - 232226

• CENTRAL TELEFÓNICA: 232398 - 252210 - 243835 - 243836 - 243837 - 243838

• LOCAL CENTRAL

Plaza de Armas s/n
Teléfonos: 227571 - 225721 - 224015

• MUSEO INKA

Cuesta del Almirante N° 103 - Teléfono: 237380

• CENTRO AGRONÓMICO K'AYRA

San Jerónimo s/n Cusco - Teléfonos: 277145 - 277246

• COLEGIO "FORTUNATO L. HERRERA"

Av. De la Cultura N° 721
"Estadio Universitario" - Teléfono: 227192

HERBARIO VARGAS CUZ

CERTIFICADO DE DETERMINACIÓN TAXONÓMICA N° 08-2023-HVC-FCB-UNSAAC

La Directora del Herbario Vargas CUZ, Facultad de Ciencias Biológicas, de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco (UNSAAC), deja constancia que: la señorita **María Natividad Mollehuanca Uñapilco**, Bachiller de la Carrera Profesional de Química, con código de matrícula N°155532; ha presentado a la Dirección del Herbario Vargas CUZ, una muestra botánica para su determinación taxonómica (**expediente N° 510217**), para realizar el proyecto de tesis **"ANÁLISIS DE LA VARIACIÓN DE COLOR EN FIBRA A PARTIR DE HOJAS, FRUTOS Y TALLOS DE SCHINUS MOLLE L. "MOLLE"**, la que al ser diagnosticada por el Mgt. Abel Monteagudo Mendoza, utilizando claves dicotómicas, consulta con bibliografía especializada, y comparación con muestras del herbario, concuerdan con las siguientes especies; de acuerdo a la clasificación del Grupo del Sistema Filogenético de las Angiospermas (Angiosperm Phylogeny Group-APG IV, 2016).

N°	FAMILIA	ESPECIE	NOMBRE COMUN
1	Anacardiaceae	<i>Schinus molle</i> L.	"molle"

Se le expide la presente certificación a petición formal de la interesada para los fines que viera por conveniente.

Cusco, 07 de marzo de 2023

Blga. María Luisa Ochoa Cámara
Directora del Herbario Vargas CUZ



Anexo 2

Resolución de permiso de SERFOR



SERFOR
 Firmado digitalmente por:
 CHANCASANAMPA MEDINA Ronald
 Senin FAU 20562836927 soft
 Cargo: Administrador Técnico
 Motivo: Soy el autor del documento
 Fecha: 22.09.2023 08:33:35 -05:00

RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

Cusco, 22 de Septiembre del 2023

RA N° D000216-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS - CUSCO

VISTO:

El Informe Técnico N° D000202-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO del 24 de agosto de 2023 y la Solicitud S/N del 24 de mayo de 2023 con número de expediente 2023-0022800, presentada por la señora Flor de María Natividad Mollehuanca Uñapillico, identificada con DNI N° 70243702, quien solicita autorización con fines de investigación científica en flora y/o fauna silvestre, fuera de Áreas Naturales Protegidas, como parte del proyecto titulado "Evaluación de la variación de color en lana y fibra, utilizando como colorante natural de hojas, frutos y tallos *Schinus molle* L. "Molle", a desarrollarse en el distrito de Maras, provincia de Urubamba, departamento de Cusco; y todo lo actuado en el expediente administrativo, y;

CONSIDERANDO:

Que, el artículo 66° de la Constitución Política del Perú, establece que los recursos naturales, renovables y no renovables, son patrimonio de la Nación. El Estado es soberano en su aprovechamiento; asimismo, en su artículo 68° establece que es obligación del Estado promover la conservación de la diversidad biológica.

Que, la Ley N° 26821, Ley Orgánica para el Aprovechamiento Sostenible de los Recursos Naturales, establece en su artículo 9°, referido a la investigación científica, que el Estado promueve la investigación científica y tecnológica sobre la diversidad, calidad, composición, potencialidad y gestión de los recursos naturales. Asimismo, promueve la información y el conocimiento sobre los recursos naturales. Para estos efectos, podrán otorgarse permisos para investigación en materia de recursos naturales.

Que, el artículo 13° de la Ley N° 29763, crea el Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre-SERFOR, como organismo público técnico especializado, con personería jurídica de derecho público interno, como pliego presupuestal adscrito al Ministerio de Agricultura y Riego. Asimismo, se señala que el SERFOR es la autoridad nacional forestal y de fauna silvestre, ente rector del Sistema Nacional de Gestión Forestal y de Fauna Silvestre (SINAFOR), y se constituye en su autoridad técnico normativa a nivel nacional, encargada de dictar las normas y establecer los procedimientos relacionados a su ámbito.

Que, el Reglamento de Organización y Funciones del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre-SERFOR, aprobado mediante Decreto Supremo N° 007-2013-MINAGRI, y modificado mediante el D.S. N° 016-2014-MINAGRI, establece en su primera Disposición Complementaria Transitoria que, las Administraciones Técnicas Forestales y de Fauna Silvestre (en adelante, ATFFS) se incorporan al SERFOR, como órganos desconcentrados de actuación local del SERFOR, con pliego presupuestal adscrito al Ministerio de Agricultura y Riego, hoy Ministerio de Desarrollo Agrario y Riego.

Que, el artículo 137° de la precitada Ley N° 29763, Ley Forestal y de Fauna Silvestre, declara de interés nacional realizar la investigación, el desarrollo tecnológico, la mejora del conocimiento y el monitoreo del estado de conservación del patrimonio forestal y de fauna silvestre de la Nación.

Firmado digitalmente por ASALDE
 ALVAREZ Ciriza Jessica FAU
 20562836927 soft
 Motivo: Day V° B°
 Fecha: 20.09.2023 15:15:35 -05:00

Esta es una copia auténtica imprimible de un documento electrónico archivado en el Servicio Forestal y de Fauna Silvestre, aplicando lo dispuesto por el Art. 25 de D.S. 070-2013-PCM y la Tercera Disposición Complementaria Final del D.S. 026-2016-PCM. Su autenticidad e integridad pueden ser contrastadas a través de la siguiente dirección web: Url: <https://sgd.serfor.gob.pe/validadorDocumental/> Clave: 4WB050Z



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

Que, el Decreto Supremo N° 018-2015-MINAGRI, que aprueba el Reglamento para la Gestión Forestal, regula el procedimiento de otorgamiento de autorizaciones con fines de investigación científica de flora silvestre, estableciendo para tal efecto los requisitos y consideraciones para su otorgamiento, de acuerdo con los lineamientos aprobados por el SERFOR, así como las obligaciones materia de cumplimiento por parte de la titular de la autorización.

Que, el artículo 154° del Reglamento para la Gestión Forestal, establece que La investigación científica del Patrimonio se aprueba mediante autorizaciones, salvaguardando los derechos del país respecto de su patrimonio genético nativo y que son las ARFFS las que otorgan las autorizaciones con fines de investigación científica que impliquen la utilización de métodos directos e indirectos para especies no categorizadas como amenazadas y no listadas en los Apéndices CITES y que en ningún caso otorgue el acceso a los recursos genéticos o sus productos derivados. Asimismo, menciona que los derechos otorgados a través de las autorizaciones de investigación científica, no otorgan derechos sobre los recursos genéticos contenidos en ellos.

Que, mediante Resolución de Dirección Ejecutiva N° 060-2016-SERFOR/DE, del 01 de abril del 2016, se aprueban los "Lineamientos para el otorgamiento de la autorización con fines de investigación científica de flora y/o fauna silvestre".

Que, mediante solicitud S/N, presentada el 24 de mayo de 2023, la señora Flor de María Natividad Mollehuanca Uñapillco, identificada con DNI N° 70243702, solicitó autorización con fines de investigación científica de flora y/o fauna silvestre, para el proyecto titulado: "Evaluación de la variación de color en lana y fibra, utilizando como colorante natural de hojas, frutos y tallos *Schinus molle* L. "Molle"", a desarrollarse en el distrito de Maras, provincia de Urubamba, departamento de Cusco, por el periodo de cuatro (4) meses.

Que, en el actual Texto Único de Procedimientos Administrativos - TUPA del SERFOR, aprobado por Decreto Supremo N° 001-2016-MINAGRI y modificado por Resolución Ministerial N° 613-2016-MINAGRI, Resolución Ministerial N° 026-2019-MINAGRI, Resolución de Dirección Ejecutiva N° D000103-2020-MINAGRI-SERFOR-DE y Resolución de Dirección Ejecutiva N° D000099-2021-MIDAGRI-SERFOR-DE; no se contempla el procedimiento de autorización para realizar investigación científica fuera de ANP.

Que, en observancia del principio de impulso de oficio, previsto en el numeral 1.3 del artículo IV del Título Preliminar del Texto Único Ordenado de la Ley N° 27444, Ley del Procedimiento Administrativo General, aprobado con Decreto Supremo N° 004-2019-JUS; se colige que, las autoridades deben dirigir e impulsar de oficio el procedimiento y ordenar la realización o práctica de los actos que resulten convenientes para el esclarecimiento y resolución de las cuestiones necesarias.

Que, por tanto, la solicitud presentada ha sido evaluada verificando el cumplimiento de los requisitos exigidos en el numeral 9¹ del ANEXO N° 1 del Reglamento para la Gestión

¹ El numeral 9 del ANEXO N° 1 del Reglamento para la Gestión Forestal, establece los requisitos para la autorización con fines de investigación de flora, con o sin contrato de acceso a recursos genéticos, conforme la siguiente documentación:

- Solicitud con carácter de declaración jurada dirigida a la autoridad competente, según formato, que contenga hoja de vida del investigador principal, relación de investigadores y el Plan de Investigación.
- Carta de presentación de los investigadores participantes expedida por la institución científica de procedencia.
- Documento que acredite el consentimiento informado previo, expedido por la respectiva organización comunal representativa, de corresponder.
- Documento que acredite el acuerdo entre las instituciones que respaldan a los investigadores nacionales y extranjeros, en caso la solicitud sea presentada por un investigador extranjero.



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

Forestal, establece los requisitos para la solicitud de autorizaciones con fines de investigación de flora en concordancia con el numeral 6.6 de los lineamientos aprobados por Resolución de Dirección Ejecutiva N° 060-2016-SERFOR/DE, se establecen los siguientes requisitos para la autorización con fines de investigación científica fuera de ANP: i) Solicitud con carácter de declaración jurada que contenga información sobre el investigador, según formato; ii) Hoja de vida del investigador principal y plan de investigación, según formato; iii) Carta de presentación de los investigadores participantes, emitida por la institución académica u organización científica nacional o extranjera de procedencia; iv) Documento que acredite el consentimiento informado previo, expedido por la respectiva organización comunal representativa, de corresponder; y v) Documento que acredite el acuerdo entre las instituciones que respaldan a los investigadores nacionales y extranjeros, en caso la solicitud sea presentada por un investigador extranjero.

Que, el Informe Técnico del visto, concluye que la administrada reúne las condiciones mínimas para el otorgamiento de la autorización solicitada y que cumple con los requisitos establecidos en el numeral 9 del anexo N° 1 del Reglamento para la Gestión Forestal y los lineamientos aprobados por Resolución de Dirección Ejecutiva N° 060-2016-SERFOR/DE, y con los criterios técnicos para llevar a cabo el proyecto denominado "Evaluación de la variación de color en lana y fibra, utilizando como colorante natural de hojas, frutos y tallos *Schinus molle* L. "Molle" por el periodo de cuatro (4) meses, según el cronograma de trabajo del plan de investigación presentado, el cual se llevará a cabo en el distrito Maras de la provincia Urubamba, departamento Cusco, fuera de áreas naturales protegidas y de territorios de comunidades campesinas y nativas.

Que, la investigación tiene como objetivo general evaluar la variación de color en lana y fibra, utilizando colorante natural de hojas, frutos y tallos de *Schinus molle* L. "Molle" y como objetivos específicos los de i) Evaluar la eficiencia del colorante natural obtenido de *Schinus molle* L. "Molle" en las diferentes concentraciones hidroalcohólicas para la tintura de lana y fibra y ii) Analizar la variación de tinción color-mordiente en lana y fibra y su caracterización espectroscópica.

Que, respecto a la justificación del proyecto la solicitante refiere que nuestra geografía nacional nos ofrece la posibilidad de contar con variedad ecológica de flora y fauna y la existencia considerable de especies vegetales con diferentes propiedades; y la importancia de extraer el colorante natural y su aplicación en el teñido de lana de oveja y fibra de alpaca parte de una historia rica y milenaria en el tema.

Los métodos de obtención a utilizar serán: i) Recolección de las partes aéreas de la planta, limpieza y selección de la planta, secado y posteriormente reducción de tamaño, ii) Maceración hidroalcohólica en etanol por un tiempo determinado. La técnica de identificación a utilizar es la cromatografía de capa fina (CCF), UV Vis, FTIR y HPLC para la identificación de metabolitos secundarios presentes en la planta y su capacidad de tinción. Asimismo, se especifica que no habrá disposición de las muestras a una institución científica nacional depositaria de material biológico y que la investigación es a título personal y no se cuenta con un equipo de investigadores.

Que, conforme a los objetivos, métodos y técnicas detallados en el plan de investigación presentado, así como los plazos establecidos en el cronograma del proyecto, analizados en el Informe Técnico N° D000202-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO del 24 de agosto de 2023, es pertinente otorgar la autorización con fines de investigación científica de flora silvestre a la señora Flor de María Natividad Mollehuanca Uñapilco identificada con DNI N° 70243702 para la ejecución del proyecto titulado "Evaluación de la variación de color en lana y fibra, utilizando como colorante natural de hojas, frutos y tallos

Esta es una copia auténtica imprimible de un documento electrónico archivado en el Servicio Forestal y de Fauna Silvestre, aplicando lo dispuesto por el Art. 25 de D.S. 070-2013-PCM y la Tercera Disposición Complementaria Final del D.S. 026-2016-PCM. Su autenticidad e integridad pueden ser contrastadas a través de la siguiente dirección web: Url: <https://sgd.serfor.gob.pe/validadorDocumental/> Clave: 4WB0SOZ



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

Schinus molle L. "Molle".

Que, de conformidad a lo dispuesto en la Ley N° 29763, Ley Forestal y de Fauna Silvestre; el Texto Único Ordenado de la Ley N° 27444, Ley del Procedimiento Administrativo General aprobado con Decreto Supremo N° 004-2019-JUS, el Reglamento para la Gestión de Fauna Silvestre, aprobado por Decreto Supremo N° 019-2015-MINAGRI, el Decreto Supremo N° 007-2013- MINAGRI, que aprueba el Reglamento de Organización y Funciones del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre - SERFOR, modificado mediante Decreto Supremo N° 016-2014- MINAGRI, en la cual incorpora a las Administraciones Técnicas Forestales y de Fauna Silvestre como Órganos desconcentrados de actuación local del SERFOR y la Resolución De Dirección Ejecutiva N° D00022-2023-MIDAGRI-SERFOR-DE;

SE RESUELVE:

Artículo 1°.- Otorgar la autorización con fines de investigación científica de flora silvestre con colecta, a la señora Flor de María Natividad Mollehuanca Uñapilco identificada con DNI N° 70243702, para la realización de la investigación científica titulada: "Evaluación de la variación de color en lana y fibra, utilizando como colorante natural de hojas, frutos y tallos *Schinus molle* L. "Molle" en la que participará como investigadora principal, en virtud de las consideraciones antes expuestas, correspondiéndole el Código de Autorización N° 08-CUS/AUT-IFL-2023-004.

Artículo 2°.- El desarrollo de la investigación científica autorizada se circunscribe al distrito Maras, provincia Urubamba, departamento del Cusco, fuera de áreas naturales protegidas y de territorios de comunidades campesinas y nativas, de acuerdo con las coordenadas referenciales detalladas en el Plan de Investigación presentado.

Artículo 3°.- La investigación científica autorizada incluye la colecta de especies de flora silvestre a realizarse en la localidad señalada en el artículo anterior, fuera de Áreas Naturales Protegidas y por el periodo señalado en el Plan de Investigación presentado.

Artículo 4°.- En mérito a la autorización que precede, la titular se encuentra sujeta al cumplimiento del cronograma de trabajo del plan de investigación aprobado, por el periodo comprendido de cuatro (4) meses, contados a partir del día siguiente de la notificación de la presente Resolución.

Artículo 5°.- La titular de la autorización tiene las siguientes obligaciones:

- a) No extraer especímenes, ni muestras biológicas de flora silvestre no autorizada, no ceder los mismos a terceras personas, ni utilizarlos para fines distintos a lo autorizado.
- b) No contactar ni ingresar a los territorios comunales sin contar con la autorización de las autoridades comunales correspondientes.
- c) Retirar todo el material empleado para la ejecución del presente estudio una vez terminado el trabajo de campo y levantamiento de información biológica.
- d) En caso corresponda, depositar el material colectado en una institución científica nacional depositaria de material biológico, así como entregar a la ATFFS Cusco la constancia de dicho depósito. En casos debidamente justificados, y siempre que el material colectado no constituya holotipos ni ejemplares únicos, el depósito se podrá realizar en una institución distinta a la mencionada para ellos se requiere la autorización del SERFOR.
- e) Solo en el caso que por razones científicas acotadas se requiere enviar al extranjero parte del material colectado, el interesado deberá gestionar el correspondiente

Esta es una copia auténtica imprimible de un documento electrónico archivado en el Servicio Forestal y de Fauna Silvestre, aplicando lo dispuesto por el Art. 25 de D.S. 070-2013-PCM y la Tercera Disposición Complementaria Final del D.S. 026-2016-PCM. Su autenticidad e integridad pueden ser contrastadas a través de la siguiente dirección web: Url: <https://sgd.serfor.gob.pe/validadorDocumental/> Clave: 4WB0SOZ



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

permiso de exportación ante la Dirección General Sostenible del Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre del SERFOR, así como pasar el control respectivo. Los ejemplares únicos de los grupos taxonómicos colectados y holotipos solo podrán ser exportados en calidad de préstamo.

- f) Entregar a la ATFFS Cusco una (01) copia del informe final en idioma español (incluyendo versión digital) como resultado de la autorización otorgada, copias del material fotográfico y/o slides que pueda ser utilizadas para difusión. Asimismo, entregar una (01) copia de las publicaciones producto de la investigación realizada en formato impreso y digital.
- g) El informe Final deberá contener una lista taxonómica de las especies objeto de la presente autorización de colecta, en formato MS Excel. Esta lista deberá contar con sus respectivas coordenadas en formato UTM (Datum WGS84), incluyendo la zona (17,18 o 19). Asimismo, incluir los datos de colecta de cada espécimen. El Informe Final que debe ser usado se encuentra en el Anexo 1 de la presente resolución.
- h) El cumplimiento de lo señalado en el literal d) y g) no deberá ser mayor a los seis (06) meses al vencimiento de la presente autorización.
- i) Solicitar anticipadamente a la ATFFS Cusco y dentro del plazo de vigencia de la resolución, cualquier cambio en las características de la investigación aprobada, que demanden la modificación de la presente resolución.
- j) Indicar el número de la resolución en las publicaciones generadas a partir de la autorización concedida.

Artículo 6°.- Exhortar a la titular de la presente autorización, cumplir en estricto con las disposiciones legales en materia forestal y de fauna silvestre, caso contrario se procederá a instaurar procedimiento administrativo sancionador.

Artículo 7°.- La titular del mencionado estudio deberá implementar todas las medidas de seguridad y eliminación de impactos que se puedan producir por las actividades propias de la fase de campo, como toma de datos, tratamiento y transporte de muestras, transporte de equipos, personal, entre otros.

Artículo 8°.- Los derechos otorgados a través de la presente autorización, no eximen a la titular de contar con la autorización respectiva para el ingreso a territorios de comunidades nativas o comunidades campesinas, ANP, predios privados ni áreas comprendidas en títulos habilitantes, por lo que es responsabilidad de la titular obtener las citadas autorizaciones.

Artículo 9°.- La Administración Técnica Forestal y de Fauna Silvestre Cusco del SERFOR, no se responsabiliza por accidentes o daños sufridos por la solicitante de esta autorización durante la ejecución del proyecto; asimismo, se reserva el derecho de demandar al proyecto de investigación, los cambios a que hubiese lugar en los casos en que se dicten nuevas disposiciones legales o se formulen ajustes sobre la presente autorización.

Artículo 10°.- Informar que el incumplimiento de los compromisos adquiridos podrá ser causal para denegar futuras autorizaciones a nivel institucional.

Artículo 11°.- Notificar la presente resolución y el Informe Técnico N° D000202-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO del 24 de agosto de 2023, a la señora Flor de María Natividad Mollehuanca Uñapillco, para su conocimiento y fines. Contra la presente resolución, es posible la interposición de los recursos impugnativos previstos en el TUO de la Ley N° 27444, Ley del Procedimiento Administrativo General, aprobado por Decreto



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

Supremo N° 004-2019-JUS, en el plazo de quince (15) días hábiles más el término de la distancia (en caso corresponda), contados a partir del día siguiente de notificada la presente.

Artículo 12°.- Remitir la presente resolución y el Informe Técnico N° D000202-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO a la Dirección General de Información y Ordenamiento Forestal y de Fauna Silvestre, para su correspondiente registro; así como, a la Dirección General de Gestión Sostenible del Patrimonio Forestal y de Fauna Silvestre.

Artículo 13°.- Disponer la publicación de la presente Resolución en el Portal Web del Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre: www.gob.pe/serfor

Regístrese y comuníquese,

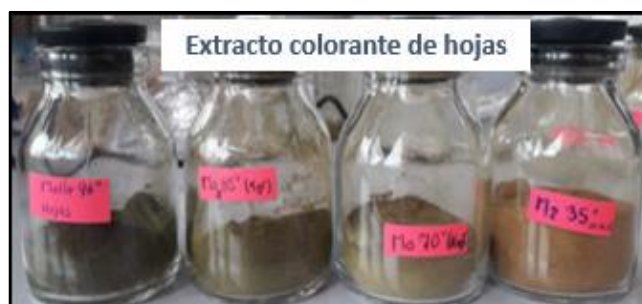
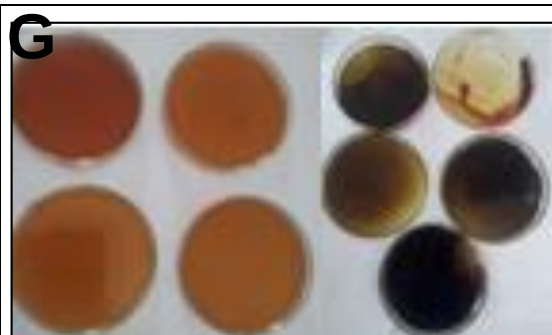
Documento firmado digitalmente

RONALD SENIN CHANCASANAMPA MEDINA
ADMINISTRADOR TECNICO
ATFFS - CUSCO

Anexo 3

A) Muestreo, B) Secado de muestra, C) Trituración, D) Maceración, E) Filtración al vacío, F) Purificación, G) Secado, H) Extractos colorantes de hojas, tallos y frutos de molle, I) Tinción de fibra y lana, J) Fibras y lanas teñidas y K) Purificación del extracto colorante





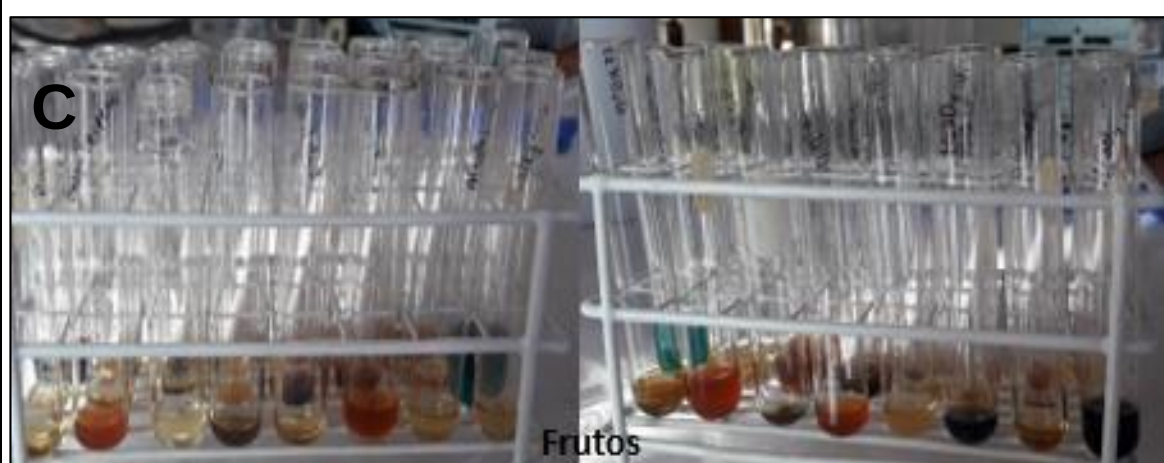
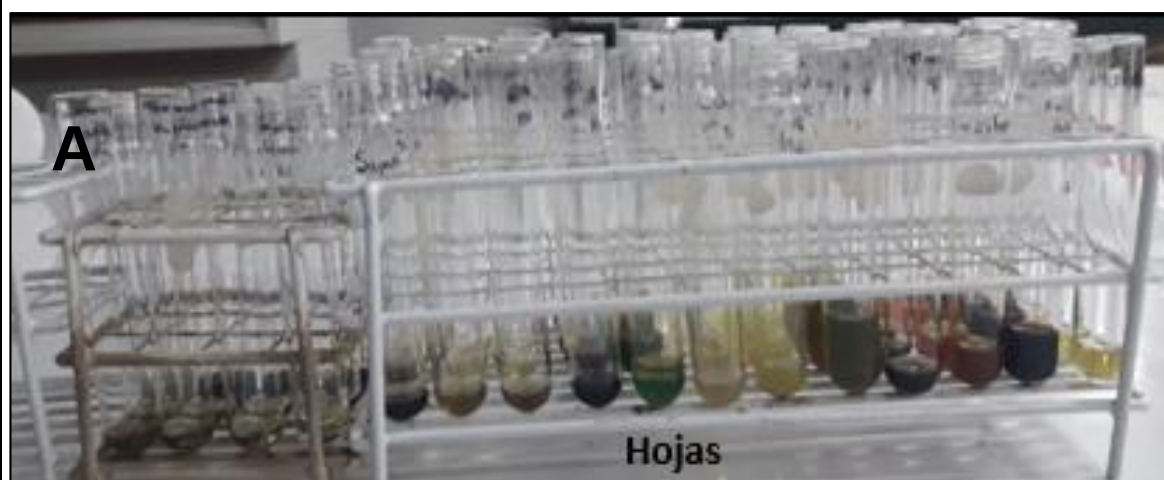
Anexo 4

Prueba de solubilidad de los extractos hidroalcohólicos de hojas, tallos y frutos de Schinus molle

DISOLVENTE	EXTRACTO COLORANTE DE HOJAS				EXTRACTO COLORANTE DE TALLOS				EXTRACTO COLORANTE DE FRUTOS			
	Etanol al 96%		Etanol al 70%		Etanol al 96%		Etanol al 70%		Etanol al 96%		Etanol al 70%	
	Frío	Calor	Frío	Calor	Frío	Calor	Frío	Calor	Frío	Calor	Frío	Calor
Éter de petróleo	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ciclo hexano	-	++	-	++	-	+	-	-	-	-	-	-
Tolueno	++	++	++	++	++	++	+	+	++	+	-	-
Cloroformo	+++	+++	+++	++	+++	+++	+	+	++	+++	+	-
Acetato de etilo	++	+++	++	+++	++	++	+	+	++	++	-	-
Acetona	+++	+++	++	+++	++	++	-	+	++	-	-	-
n-butanol	++	++	+	++	+	++	-	-	+	++	-	-
Etanol de 70°	+	+++	++	+++	++	+++	++	+++	++	+++	+++	++
Etanol de 96°	+++	+++	++	+++	+++	+++	++	++	+++	+++	+	++
Metanol	++	+++	+	+++	+++	+++	++	+	+++	+++	+	++
Agua	+	++	+	+++	-	+	+	++	++	++	++	++

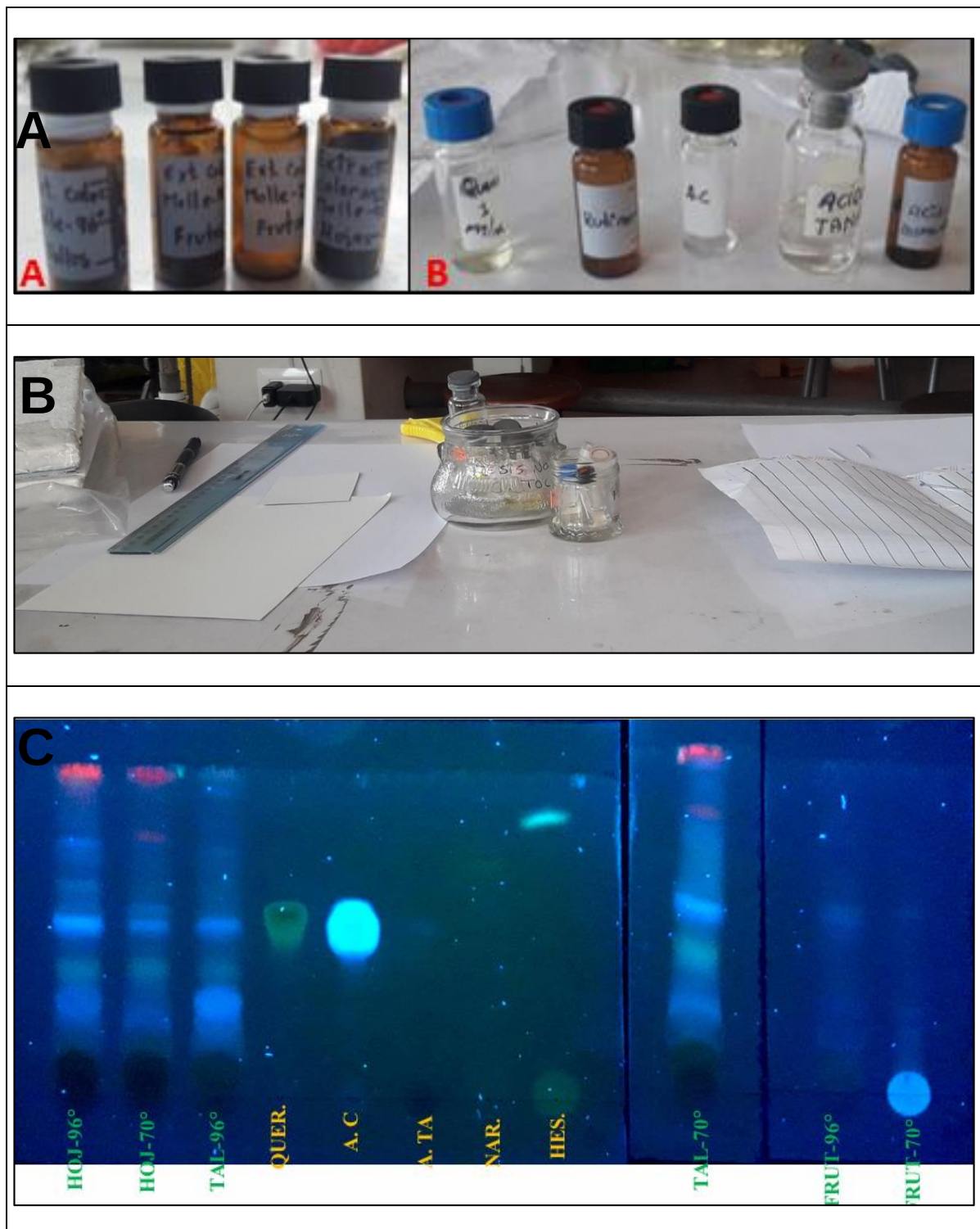
Anexo 5

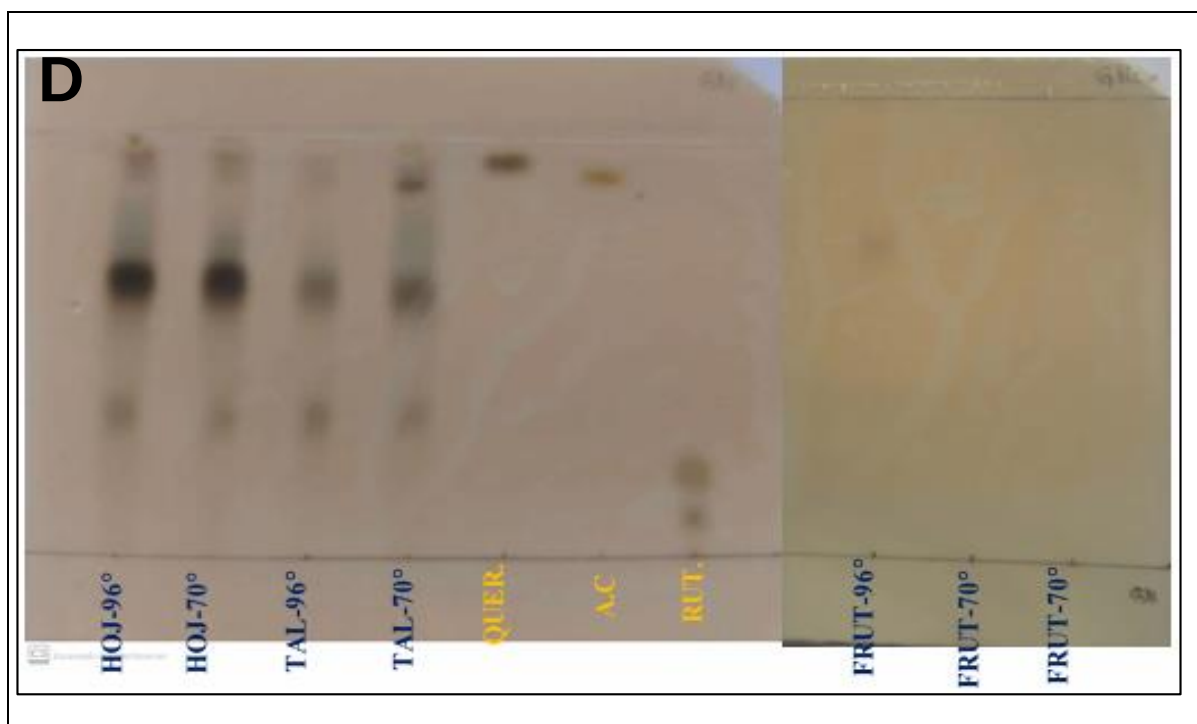
Análisis fitoquímico preliminar. A) Hojas, B) Tallos y C) Frutos



Anexo 6

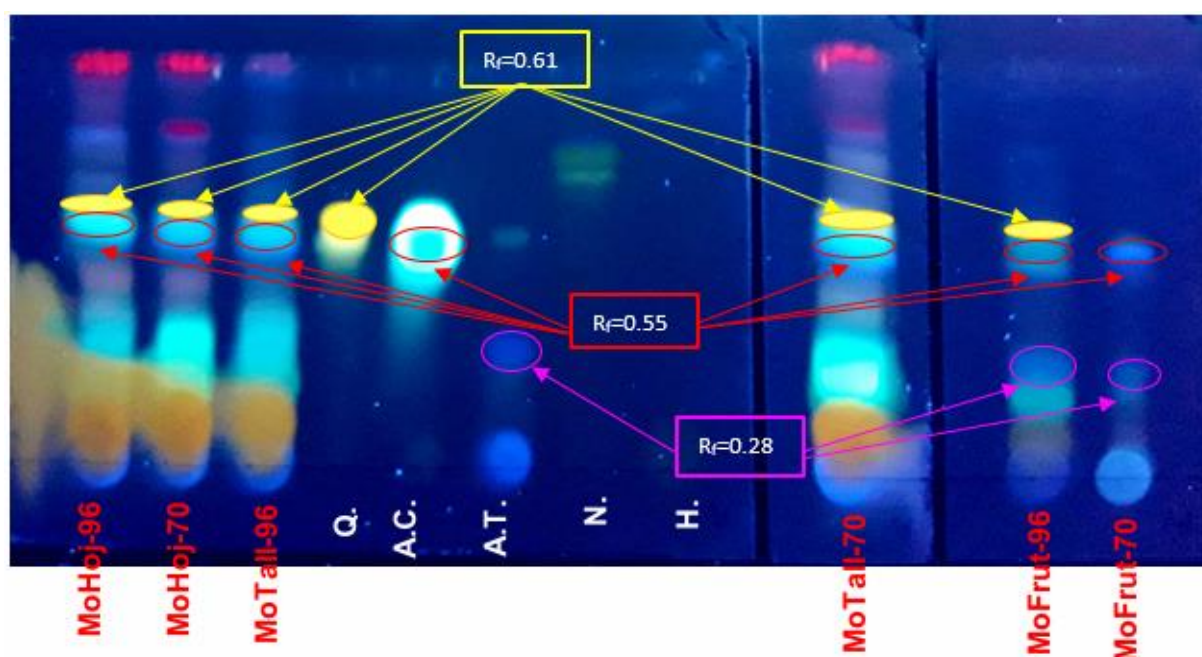
Cromatografía de capa fina. A) Extracto colorante purificado y estándares, B) Sembrado en las cromatoplasacas, C) Cromatograma para agliconas revelado en lámpara UV de 366 nm y D) Cromatoplasaca para glicósidos revelado con FeCl_3





Anexo 7

Cromatograma para identificar flavonoides agliconas de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* y MoFruit-70 y estándares

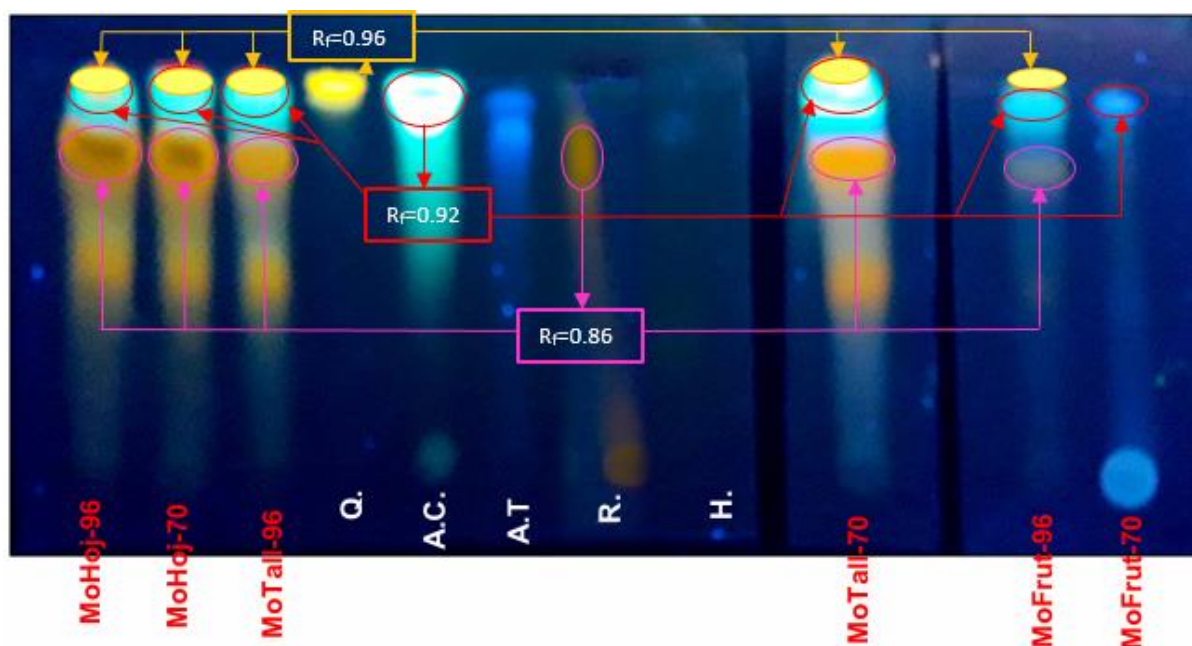


Nota. En condiciones de elución de Agliconas: $\text{CHCl}_3 : (\text{CH}_3)_2\text{CO} : \text{H}_2\text{CO}_2$; [75:16.5:8.5]

Q= Quercetina, AC=Ácido caféico, AT= Ácido tánico, N= Naringenina, H= Hesperidina

Anexo 8

Cromatograma para identificar flavonoides glicosidos de los extractos hidroalcohólicos al 96% y 70% de hojas, tallos y frutos de *Schinus molle* y MoFrut-70 y estándares

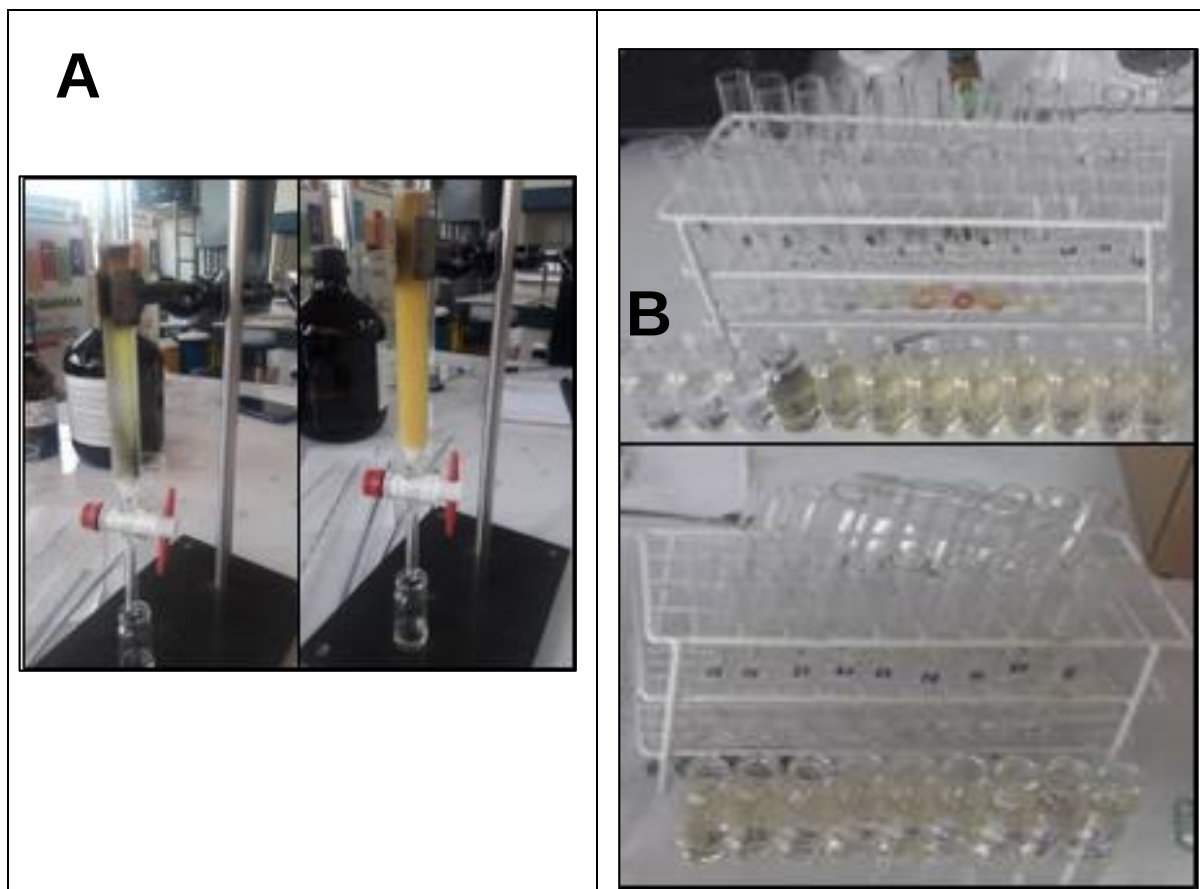


Nota. En condiciones de elución de Glicósidos: AcOEt : H₂CO₂ : AcOH [100:11:11]

Q= Quercetina, AC=Ácido caféico, AT= Ácido tánico, R= Rutina, H= Hesperidina

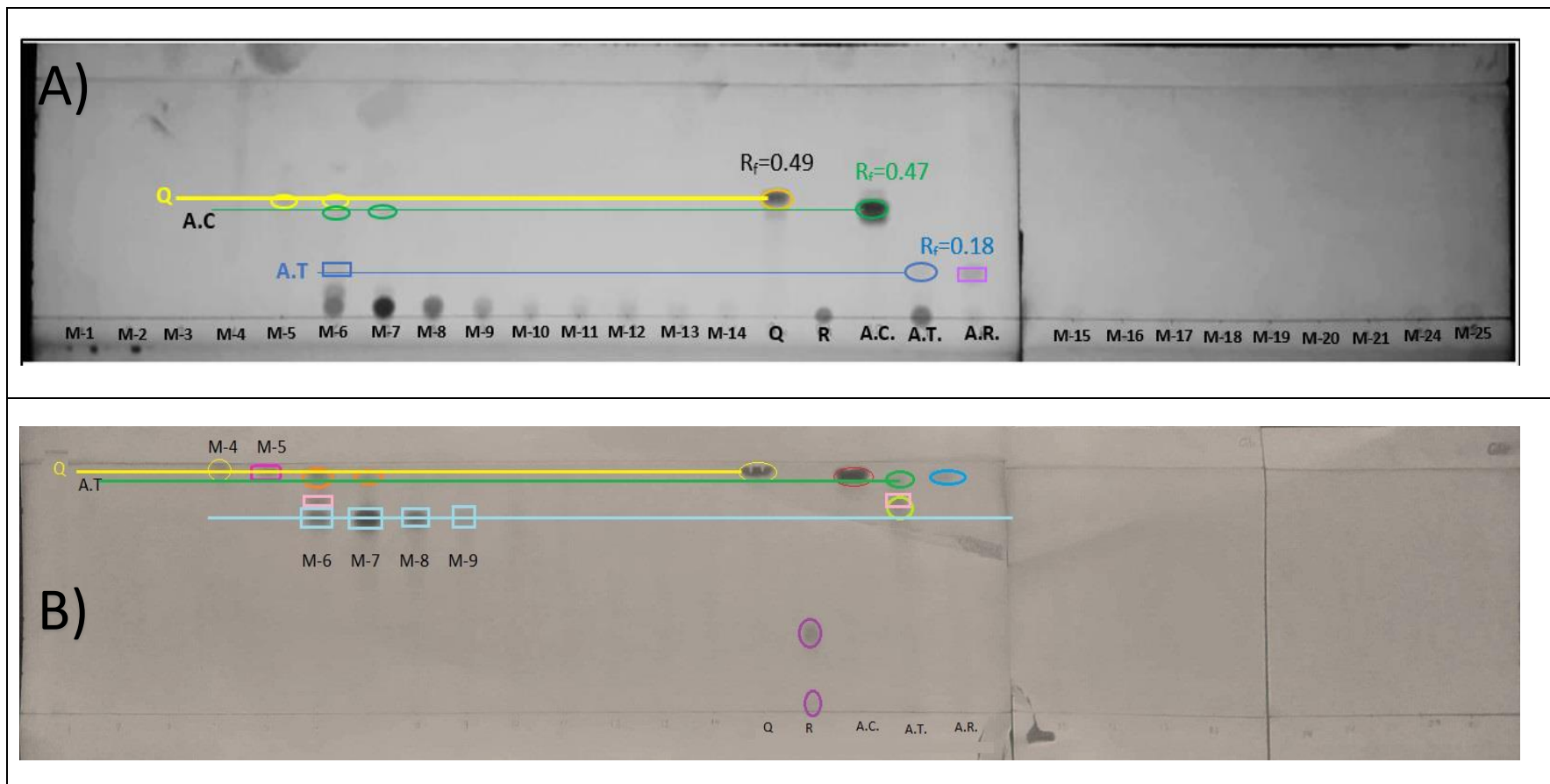
Anexo 9

Cromatografía en columna. A) Cromatografía en columna del extracto MoHol-70 y B) Fracciones de la cromatografía en columna



Anexo 10

Cromatograma de capa fina de la fracción MoHoj-70, en condiciones para agliconas y para glicósidos



Nota. M-1,2,3, ...25= fracciones de cromatografía en columna

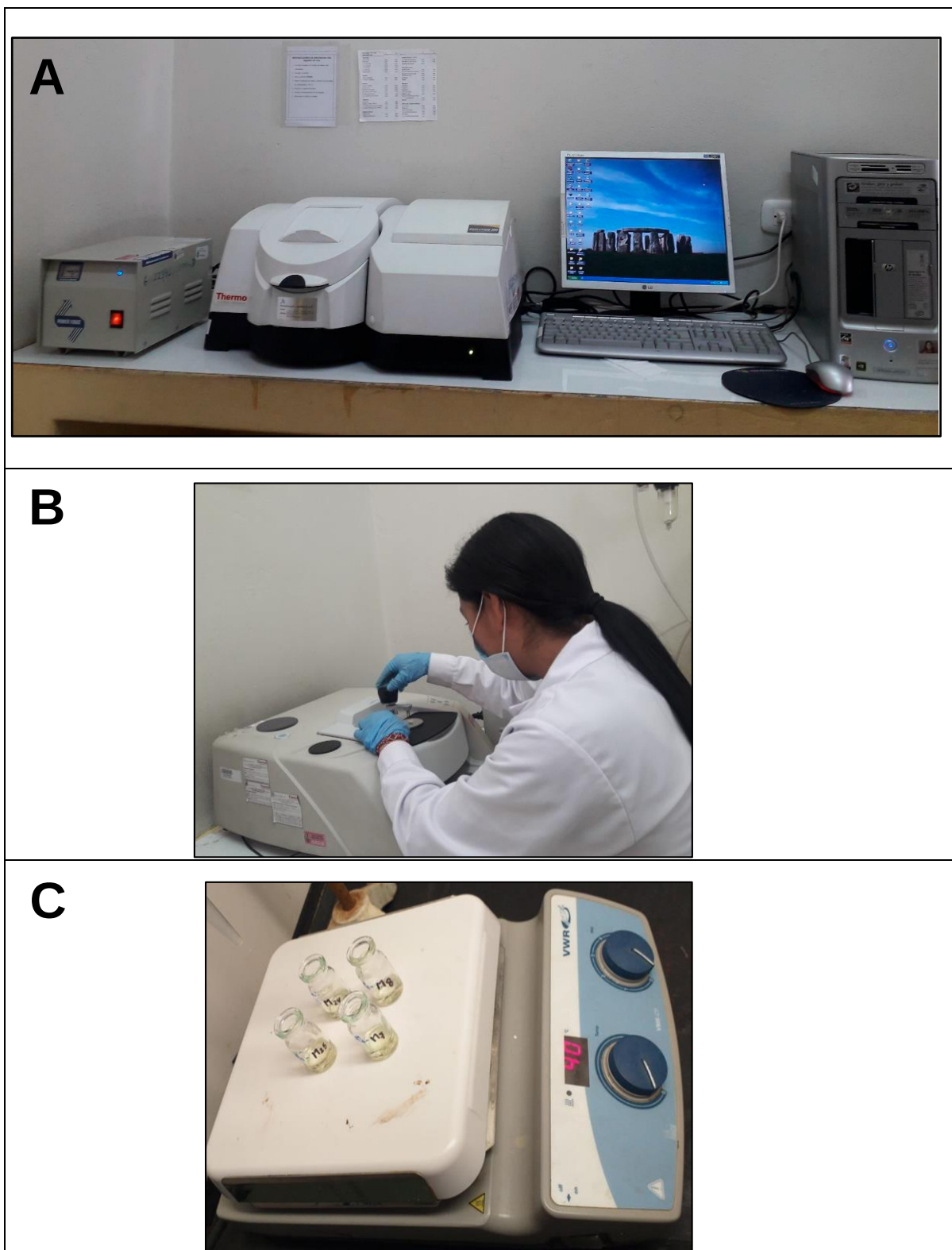
Estándares: Q= quercetina, R=rutina, AC=ácido caféico, AT= ácido tánico, AR= ácido rosmarínico.

A) Condiciones de elución para agliconas CHCl_3 : $(\text{CH}_3)_2\text{CO}$: H_2CO_2 ; 75:16.5:8.5

B) Condiciones de elución para glicósidos AcOEt : H_2CO_2 : AcOH ; 100:11:11

Anexo 11

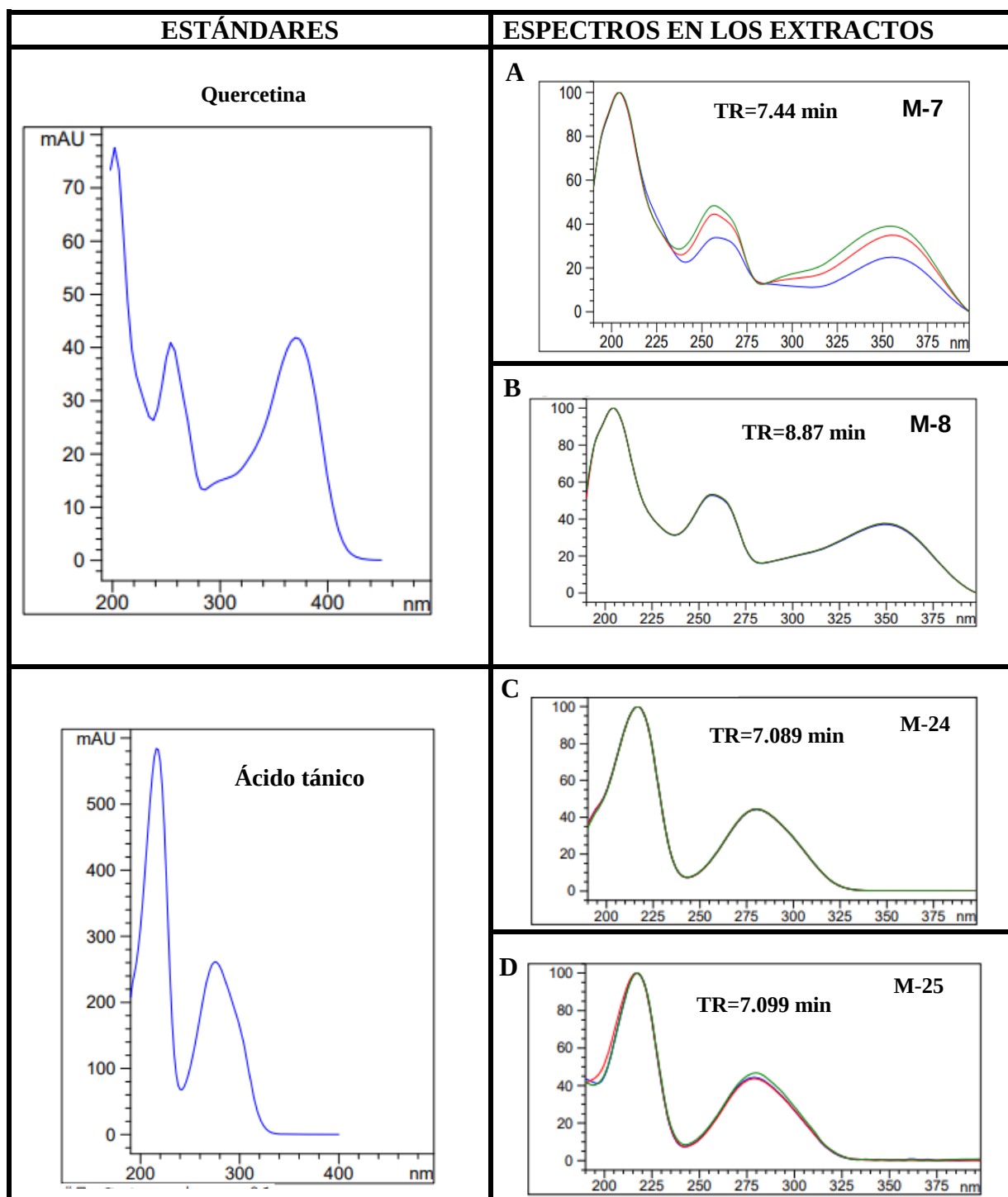
Espectroscopía UV-Vis, FTIR-ATR y cromatografía HPLC



D

Anexo 12

Espectro UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-24 y M-25 del extracto colorante MoHoj-70% y estándares, obtenidos de los cromatogramas de HPLC



Anexo 13

Fibras teñidas con extracto colorante de Schinus molle con diferentes mordientes

