

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



TESIS

**DIVERSIDAD DE COLOR OBTENIDO EN FIBRA ANIMAL POR
TINCIÓN CON DIFERENTES EXTRACTOS ETANÓLICOS DE
LAS HOJAS DE *Baccharis latifolia* "CHILLCA"**

PRESENTADA POR:

Bach. NAYRUTH CUSIHUAMAN CHALLCO

**PARA OPTAR AL TÍTULO PROFESIONAL
DE QUÍMICO**

ASESORA:

Dra. CELINA LUIZAR OBREGON

CUSCO - PERÚ

2024

INFORME DE ORIGINALIDAD

(Aprobado por Resolución Nro. CU-303-2020-UNSAAC)

El que suscribe, **Asesor** del trabajo de investigación/tesis titulada: DIVERSIDAD DE COLOR OBTENIDO EN FIBRA ANIMAL POR TINCIÓN CON DIFERENTES EXTRACTOS ETANÓLICOS DE LAS HOJAS DE Baccharis latifolia "CHILLCA"

presentado por: NAYRUTH CUSHUAMAN CHALCO con DNI Nro.: 73707115 presentado por: con DNI Nro.: para optar el título profesional/grado académico de QUÍMICO

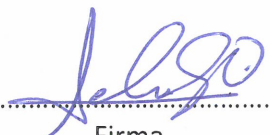
Informo que el trabajo de investigación ha sido sometido a revisión por 3 veces, mediante el Software Antiplagio, conforme al Art. 6° del **Reglamento para Uso de Sistema Antiplagio de la UNSAAC** y de la evaluación de originalidad se tiene un porcentaje de 9%.

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 se considera plagio.	<u>X</u>
Del 11 al 30 %	Devolver al usuario para las correcciones.	
Mayor a 31%	El responsable de la revisión del documento emite un informe al inmediato jerárquico, quien a su vez eleva el informe a la autoridad académica 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** la primera página del reporte del Sistema Antiplagio.

Cusco, 27 de FEBRERO de 2025


Firma
Post firma Celina Lizar Obregón
Nro. de DNI 23859599
ORCID del Asesor 0000-0001-9340-9478

Se adjunta:

1. Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
2. Enlace del Reporte Generado por el Sistema Antiplagio: oid: 27259:434172163

Nayruth Cusihuaman Challco

TESIS - NAYRUTH CUSIHUAMAN CHALLCO - 26Feb2025.docx



Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::27259:434172163

Fecha de entrega

26 feb 2025, 8:11 a.m. GMT-5

Fecha de descarga

26 feb 2025, 8:43 a.m. GMT-5

Nombre de archivo

TESIS - NAYRUTH CUSIHUAMAN CHALLCO - 26Feb2025.docx

Tamaño de archivo

13.9 MB

127 Páginas

22,488 Palabras

118,975 Caracteres

9% 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

- 8%  Fuentes de Internet
- 1%  Publicaciones
- 5%  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

Dedico este trabajo a Dios por permitirme concluir y alcanzar uno de mis objetivos, a mis queridos padres con mucho cariño a Saturnino Cusihuaman Huamán y María del Pilar Challco Huarhua por darme la vida y su apoyo incondicional a mis hermanos Ronald, Zorayda, Luzmila, Yudin a mis sobrinos Mateo y Addiel y a mi tía Celia por su consejo, confianza y brindarme su compañía.

Bach. Nayruth Cusihuaman Challco

AGRADECIMIENTO

Por medio de este trabajo de investigación agradezco a Dios por encaminarme, darme sabiduría para culminar uno de mis objetivos, a mis padres que siempre estuvieron dándome su apoyo incondicional.

A mi asesora Dra. Celina Luízar Obregón por brindarme su tiempo, paciencia y experiencia, de forma especial a la Magister Janet Francisca Gonzales Bellido y al Dr. Carlos Alberto Serrano Flores por brindarme la oportunidad de guiarme y orientarme en el proceso del trabajo de investigación.

Al Laboratorio de Investigación Análisis y Preparación de Productos Orgánicos – LabOr de la UNSAAC, a mis compañeros que estuvieron junto a mí en el transcurso del desarrollo de este trabajo y por compartir lindos momentos inolvidables.

Tabla de Contenido

DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTO	III
ÍNDICE DE FIGURAS	VII
ÍNDICE DE TABLAS	IX
ÍNDICE DE ANEXOS	X
RESUMEN	XI
ABSTRACT	XII
CAPITULO I	1
INTRODUCCIÓN	1
1.1 PLANTEAMIENTO Y FORMULACION DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN	1
1.2 PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN	3
PREGUNTA GENERAL	3
PREGUNTAS ESPECÍFICAS	3
1.3 JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN	3
1.4 OBJETIVOS	4
OBJETIVO GENERAL	4
OBJETIVOS ESPECÍFICOS	4
CAPITULO II	5
MARCO TEÓRICO	5
2.1 ANTECEDENTES	5
2.2 BACCHARIS LATIFOLIA “CHILLCA”	7
2.2.1 Clasificación Taxonómica de <i>Baccharis latifolia</i>	8
2.2.2 Descripción Botánica (Sandoval Velasco, 2021)	8
2.3 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE COLORANTES NATURALES VEGETALES	9
2.3.1 Extracción por maceración	9
2.3.2 Lixiviación.....	10
2.3.3 Extracción con equipo Soxhlet.....	10
2.3.4 Ultrasonido	10
2.3.5 Extracción asistida por microondas	10
2.4 COMPONENTES FITOQUÍMICOS	10
2.4.1 Flavonoides.....	10
2.4.1.1 Clasificación de Flavonoides	12
2.4.1.1.1 Flavonas	12
2.4.1.1.2 Flavonoles.....	13
2.4.1.1.3 Isoflavonas	13
2.4.1.1.4 Flavanonas	13
2.4.1.1.5 Flavononoles.....	13

2.4.1.1.6	Chalconas, dihidrochalconas y auronas.....	13
2.4.2	Alcaloides.....	14
2.4.3	Fenoles y ácidos fenólicos.....	14
2.4.4	Cumarinas.....	15
2.4.5	Taninos.....	15
2.4.6	Cardiotónicos.....	16
2.5	COLOR.....	16
2.6	COLORANTES.....	16
2.6.1	Clasificación de los colorantes.....	16
2.6.1.1	Colorantes naturales.....	16
2.6.1.1.1	Clasificación de los colorantes naturales.....	17
2.6.1.2	Colorantes sintéticos.....	18
2.7	APLICACIÓN DE COLORANTES A TEXTILES.....	18
2.7.1	Fibra.....	18
2.7.1.1	Fibra animal.....	18
2.7.1.2	Fibra vegetal.....	19
2.7.1.3	Fibras sintéticas o químicas.....	19
2.7.2	Métodos de tinción de textiles.....	19
2.7.2.1	Métodos de adsorción y absorción del colorante retenido por las fibras.....	20
2.7.2.1.1	Adsorción física.....	20
2.7.2.1.2	Adsorción mecánica.....	20
2.7.2.1.3	Absorción en fibra.....	21
2.7.3	Capacidad tintorea.....	21
2.7.4	Grupos cromóforos y auxócromos.....	21
2.8	MORDIENTE.....	21
2.8.1	Variedad de Mordientes.....	22
2.9	MÉTODOS DE ANÁLISIS O CARACTERIZACIÓN DE COLORANTES NATURALES.....	23
2.9.1	Espectroscopía Ultravioleta-Visible (UV-vis).....	23
2.9.2	Espectroscopía Infrarroja con Transformada de Fourier (FTIR).....	25
2.9.3	Cromatografía de capa fina (CCF).....	26
2.9.3.1	Factor de retención (RF).....	27
2.9.4	Cromatografía en Columna.....	27
2.9.5	Cromatografía Líquida de Alta Resolución (HPLC).....	28
HIPÓTESIS DE INVESTIGACIÓN.....		29
HIPÓTESIS GENERAL.....		29
HIPÓTESIS ESPECIFICAS.....		29
VARIABLES.....		29
CAPITULO III.....		30
METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN.....		30
3.1	TIPO DE ESTUDIO.....	30
3.2	MUESTRA DE ESTUDIO.....	30
3.3	MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS.....	31
3.3.1	Materiales.....	31
3.3.2	Equipos.....	32
3.3.3	Reactivos.....	33

3.4	DISEÑO EXPERIMENTAL.....	34
3.4.1	Diseño	34
3.5	MATERIAL VEGETAL	35
3.5.1	Identificación Taxonómica	35
3.5.2	Autorización para uso de especie con fines de investigación- SERFOR	35
3.5.3	Muestreo del Material Vegetal.....	35
3.5.4	Clasificación y Limpieza.....	36
3.5.5	Secado.....	36
3.5.6	Trituración	36
3.6	OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS HIDROETANÓLICOS DE <i>Baccharis latifolia</i> CHILLCA (CH)	
	37	
3.6.1	Obtención de los extractos de <i>Baccharis latifolia</i> “chillca”	37
3.6.2	Análisis de la solubilidad del extracto.....	37
3.6.3	Purificación de extracto colorante.....	38
3.7	CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO COLORANTE	38
3.7.1	Análisis fitoquímico preliminar	38
3.7.1.1	Determinación de azúcares reductores	39
3.7.1.2	Determinación de Fenoles	40
3.7.1.3	Determinación de flavonoides (Cabrera Forero, 2020)	40
3.7.1.4	Determinación de taninos.....	41
3.7.1.5	Determinación de cumarinas	42
3.7.1.6	Determinación de quinonas.....	42
3.7.1.7	Determinación de lactonas Sesquiterpenica	42
3.7.1.8	Determinación de cardiotónico	42
3.7.1.9	Determinación de saponinas	43
3.7.1.10	Determinación de esteroides.....	43
3.7.1.11	Determinación de alcaloides.....	43
3.7.2	Caracterización por técnicas espectroscópicas	44
3.7.2.1	Espectrofotometría Ultravioleta - Visible (UV-vis)	44
3.7.2.2	Espectroscopia Infrarroja (FTIR-ATR)	45
3.7.3	Caracterización por cromatografía	45
3.7.3.1	Cromatografía de capa fina (CCF)	45
3.7.3.2	Cromatografía en Columna.....	45
3.7.3.3	Cromatografía líquida de alta resolución HPLC.....	47
3.8	TINCIÓN DE FIBRAS CON LOS EXTRACTOS OBTENIDOS	47
3.9	EVALUACIÓN DE FIBRAS TEÑIDAS	51
3.9.1	Prueba de Resistencia.....	51
3.9.1.1	Solidez a luz.....	51
3.9.1.2	Solidez al frote	51
3.9.1.3	Solidez al lavado.....	51
3.9.2	Espectroscopia Infrarroja.....	52
3.9.3	Color.....	52
CAPITULO IV	53	
RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	53	
4.1	PORCENTAJE DE LOS EXTRACTOS COLORANTES.....	53
4.2	PRUEBA DE SOLUBILIDAD	54
4.3	ANÁLISIS FITOQUÍMICO PRELIMINAR DE LOS EXTRACTOS COLORANTES	55

4.4	EXTRACTO COLORANTE PURIFICADO	56
4.5	ESPECTROSCOPIA UV- VIS DE LOS EXTRACTOS COLORANTE PURIFICADOS CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25	56
4.6	ESPECTROSCOPIA FTIR-ATR DE LOS EXTRACTOS COLORANTES CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25	58
4.7	PERFIL CROMATOGRÁFICO EN CAPA FINA DE LOS EXTRACTOS ETANÓLICOS PURIFICADOS CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25	61
4.8	PERFIL CROMATOGRÁFICO EN COLUMNA DEL EXTRACTO COLORANTE AL 50% (CH-50) .	63
4.8.1	Análisis fitoquímico preliminar de las fracciones de CH-50.....	64
4.8.2	Cromatografía de capa fina de los glicósidos de las fracciones de cromatografía de columna del extracto colorante a CH-50	65
4.8.3	Espectro UV-visible de las fracciones de cromatografía de columna del extracto colorante CH-50 puro	66
4.9	CROMATOGRAFÍA LIQUIDA DE ALTA RESOLUCION (HPLC) DEL EXTRACTO CH-50.....	69
4.10	TINCIÓN DE LAS FIBRAS DE ALPACA Y LANA DE OVEJA	73
4.11	EVALUACION DE FIBRAS Y LANAS TEÑIDAS	75
4.11.1	Espectroscopia FTIR-ATR de la fibra de alpaca y lana de oveja.....	75
4.11.1.1	Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-96 con diferentes mordientes	77
4.11.1.2	Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-70 con diferentes mordientes	78
4.11.1.3	Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-50 con diferentes mordientes	79
4.11.1.4	Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-25 con diferentes mordientes	80
4.12	RESISTENCIA AL DESGASTE DE LAS FIBRAS ANIMALTEÑIDAS CON EXTRACTOS ETANOLICOS CON HOJAS DE CHILLCA.....	82
4.13	DIVERSIDAD DEL COLOR	84
4.13.1	Paleta de colores de las tinciones con fibra de alpaca y lana de oveja	84
CONCLUSIÓN.....		88
RECOMENDACIONES.....		89
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS.....		90
ANEXOS.....		96

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	A) Arbusto, B) Hojas y flor de <i>Baccharis latifolia chillca</i>	9
Figura 2	Flavonoide y clases.....	12
Figura 3	Estructura de la cafeína	14
Figura 4	Acido cafeico.....	14
Figura 5	Esculetina	15
Figura 6	A) Acido tánico, B) ácido gálico	15
Figura 7	Curcumina	17
Figura 8	Acido carmínico	17
Figura 9	Proceso de teñido de fibras	20

Figura 10 Modelo de la interacción entre la fibra y varios mordientes	22
Figura 11 Espectrofotómetro UV-visible	24
Figura 12 Espectro UV- visible bandas características de flavonoides	25
Figura 13 Espectro infrarrojo de quercetina.....	26
Figura 14 Cálculo del factor de retención (RF)	27
Figura 15 El siguiente diagrama simplifica las etapas desarrolladas	34
Figura 16 Ubicación geografía de la zona de muestreo- Distrito de Chinchero, Provincia Urubamba	36
Figura 17 Conducta de la solubilidad en frio de extracto al 96% (CH- 96)	38
Figura 18 Dilución del extracto al 50% (CH-50) previo al análisis fitoquímico preliminar	39
Figura 19 Formación de complejos fenólicos con cloruro férrico acuoso	40
Figura 20 Reacción química de la prueba de Shinoda para la detección de flavonoides	40
Figura 21 Reacción química de Borntrager	42
Figura 22 Prueba cualitativa para determinación cardiotónicos	43
Figura 23 Espectro del extracto colorante	57
Figura 24 Espectros FTIR-ATR de los extractos colorante CH-96, CH-70, CH-5- y CH-25	59
Figura 25 Cromatograma de capa fina de los extractos CH-96, CH-70, CH-50, CH-25 y patrones en condiciones de elución de agliconas libres.....	62
Figura 26 Cromatograma de extractos CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25 y patrones en condiciones de elución de glicosidos	63
Figura 27 Cromatograma de la capa fina con elución para agliconas de las fracciones de CH-50....	65
Figura 28 Cromatograma de capa fina con elución para glicósidos de las fracciones de CH-50	66
Figura 29 Espectro UV-vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-14, M-15, M-16 del extracto CH-50 y del ácido Rosmarínico.....	67
Figura 30 Espectro UV-vis de las fracciones M-10, M-11, M-12, M-13 de CH-50 y ácido cafeico obtenidos en (EtOH 50 %)......	68
Figura 31 Cromatograma por HPLC de la fracción de la columna M-7, M-10, M-14 y M-15 del extracto colorante CH-50.....	70
Figura 32 Espectro UV vis de la fracción de columna M-7, M-10, M-14 y M-15 del extracto colorante CH-50 y patrones	72
Figura 33 Tinciones de fibra de alpaca	74
Figura 34 Tinciones de lana de oveja	75
Figura 35 Espectros FTIR-ATR de fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir	76
Figura 36 Espectro FTIR-ATR de CH-96 con los diferentes mordientes	77
Figura 37 Espectro FTIR-ATR de CH-70 con los diferentes mordientes	79
Figura 38 Espectro FTIR-ATR de CH-50 con los diferentes mordientes	80
Figura 39 Espectro FTIR-ATR de CH-25 con los diferentes mordientes	81

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Concentración del extracto colorante.....	44
Tabla 2 Proporciones de fase móvil	46
Tabla 3 Condición para la tinción de fibra de alpaca con extracto CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25....	49
Tabla 4 Condición para la tinción de lana de oveja con extracto CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25.....	50
Tabla 5 Parámetros para determinar la resistencia	51
Tabla 6 Porcentaje de extracto colorante seco obtenido a partir de las hojas de <i>Baccharis latifolia</i> (chillca)	53
Tabla 7 Solubilidad de los extractos de <i>Baccharis latifolia</i>	54
Tabla 8 Resultados del análisis fitoquímico preliminar de los extractos colorantes.....	55
Tabla 9 Porcentaje del extracto colorante purificado.....	56
Tabla 10 Bandas de los extractos colorantes	58
Tabla 11 Atribuciones vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes.....	60
Tabla 12 Análisis fitoquímico preliminar para flavonoides y fenoles de las fracciones obtenidas por separación en cromatografía de columna del extracto CH-50.....	64
Tabla 13 λ_{max} de las bandas en UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-14, M-15, M-16 de CH-50 y el ácido rosmarinico patrón	67
Tabla 14 Bandas de fracciones M-10, M-11, M-12, M-13 vs ácido cafeico de los espectros Uv-visible	68
Tabla 15 Grupos funcionales presentes en los espectros FTIR-ATR de las fibras de alpaca y oveja sin teñir	76
Tabla 16 Grupos funcionales presentes CH-96 con los distintos mordientes.....	78
Tabla 17 Grupos funcionales presentes CH-70 con los distintos mordientes.....	79
Tabla 18 Grupos funcionales presentes CH-50 con los distintos mordientes.....	80
Tabla 19 Grupos funcionales presentes CH-25 con los distintos mordientes.....	81
Tabla 20 Pruebas de resistencia a las fibras y lanas teñidas.....	83
Tabla 21 Colores de tinciones en fibra de alpaca con los extractos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25.	85
Tabla 22 colores de tinciones en lana de oveja con los extractos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25.....	86

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1 Certificado de taxonómica de <i>Baccharis latifolia</i> (chillca)	96
Anexo 2 Resolución del permiso de SERFOR	97
Anexo 3 A) Muestreo, B) Secado, C) Trituración, D) Maceración, E) Filtración, F) Purificación	103
Anexo 4 A) Secado, B) Extractos colorante, C) Tinción en fibra y lana, D) Purificación del extracto colorante, E) Fibras y lanas teñidas	104
Anexo 5 A) Marcha fitoquímica preliminar del extracto CH-25, B) Marcha fitoquímica preliminar del extracto CH-70	105
Anexo 6 A) Marcha fitoquímica preliminar del extracto CH-96, B) Solubilidad de CH-50	106
Anexo 7 A) Solubilidad de extracto CH-70, B) Solubilidad de extracto CH-25	107
Anexo 8 A) Extracto colorante y patrones, B) Sembrado en la cromatoplasas, C) Revelado en la lámpara UV 254 nm, D) Cromatografía para agliconas	108
Anexo 9 A) Cromatografía de columna con el extracto CH-50, B) Fracciones de la cromatografía en columna, C) Corrida en el espectro UV-visible	109
Anexo 10 A) Corrida de las muestras del extracto, B) Muestra colocada en el diamante de FTIR, C) Muestras para HPLC, D) equipo de HPLC	110
Anexo 11 Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-25	111
Anexo 12 Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-96	111
Anexo 13 Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-70	112
Anexo 14 Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-50	112
Anexo 15 Pruebas realizadas a las fibras de alpaca teñidas	113
Anexo 16 Preparación de reactivos	114
Anexo 17 Fracciones de cromatografía de columna comparados con patrones	115

RESUMEN

La presente investigación tuvo como propósito evaluar la modificación del color natural de la fibra animal por tinción con diferentes extractos hidroetanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* “chillca”. Se utilizaron diferentes concentraciones de etanol (96%, 70%, 50% y 25%) y por maceración con dichas soluciones se obtuvieron los respectivos extractos colorantes. Para la identificación de metabolitos secundarios se realizaron los siguientes análisis: Análisis fitoquímico preliminar, por espectroscopía UV-Vis, por espectroscopía FTIR-ATR y HPLC.

La fibra de alpaca y la lana de oveja fueron teñidas con los extractos hidroalcohólicos al 96%, 70%, 50% y 25% y mordientes (sulfato de cobre (II), sulfato de hierro (II), dicromato de potasio alumbre de potasio, sulfato de amonio y hierro (II), qollpa blanca y qollpa amarilla) en rangos de pH 4 a 6, generándose una diversidad de colores: Gris, verde, amarillo y marrón, con solidez al lavado y frotación muy buena (grado 5).

Los resultados en las hojas de *Baccharis latifolia* “chillca” analizados evidenciaron presencia de metabolitos secundarios: Quercetina (flavonoide), y los compuestos fenólicos: Ácido cafeico y ácido rosmarinico los cuales contribuyen en las coloraciones en la tinción de fibra y lana.

Palabras clave: Colorante natural, extracto colorante, fibra de alpaca, lana de oveja, *Baccharis latifolia*

ABSTRACT

The purpose of this research was to evaluate the modification of the natural color of animal fiber by staining with different hydroethanolic extracts of the leaves of *Baccharis latifolia* "chillca". Different concentrations of ethanol (96%, 70%, 50% and 25%) were used and the respective coloring extracts were obtained by maceration with these solutions. For the identification of secondary metabolites, the following analyses were performed: Preliminary phytochemical analysis, by UV-Vis spectroscopy, by FTIR-ATR spectroscopy and HPLC.

Alpaca fiber and sheep wool were dyed with 96%, 70%, 50% and 25% hydroalcoholic extracts and mordants (copper (II) sulfate, iron (II) sulfate, potassium dichromate potassium alum, ammonium and iron (II) sulfate, white qollpa and yellow qollpa) in pH ranges from 4 to 6, generating a variety of colors: gray, green, yellow and brown, with very good fastness to washing and rubbing (grade 5).

The results in the leaves of *Baccharis latifolia* "chillca" analyzed showed the presence of secondary metabolites: Quercetin (flavonoid), and phenolic compounds: Caffeic acid and rosmarinic acid which contribute to the colorations in the dyeing of fiber and wool.

Keywords: Natural dye, coloring extract, alpaca fiber, sheep wool, *Baccharis latifolia*

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN

El conocimiento sobre los colorantes naturales usados en Perú, se basan en su uso artesanal y conocimiento tradicional. Existen muchas especies vegetales y animales de las que pueden extraer los colorantes naturales. La “chillca” *Baccharis latifolia* es una especie vegetal, usada ya para lana o fibra, principalmente las hojas, obteniéndose tonalidades diferentes en la tinción (Fernández Alcántara & Saavedra Estrella, 2019).

Baccharis latifolia “chillca” es una especie conocida en diversos aspectos, además de su uso tintóreo desde tiempo de los incas, se conoce por sus propiedades desinflamantes, antiinflamatorias y que, además crece en diversas partes del país. De allí la importancia de su investigación en cuanto a su composición, propiedades y aplicaciones. Estas características se han relacionado principalmente con las hojas (Enriquez Orellana, 2016).

Si bien existen estudios sobre la tinción con hojas de “chillca” *Baccharis latifolia*, este trabajo presenta un enfoque químico orientado a la explicación del color en base a la composición química de los extractos evaluados, lo que hasta la fecha no se halló ningún trabajo realizado.

1.1 PLANTEAMIENTO Y FORMULACION DEL PROBLEMA DE INVESTIGACIÓN

El gran interés por la biodiversidad nos permite estudiar el uso de plantas tintóreas que se encuentran en el Perú, especialmente aplicados a fibras e hilos. Nuestros antepasados, las culturas pre-incas e incas, son recordados por sus textiles y técnicas de teñido utilizando recursos naturales, este conocimiento aún se preserva hoy en día a pesar de que contamos con colorantes sintéticos (Cabrera & Gonza, 2020), por lo que existe una necesidad entender y revalorar el uso tradicional de plantas nativas en los procesos de tinción.

El proceso de obtención y uso de los colorantes sintéticos genera contaminación ambiental, afectando también a la salud humana, por ello es necesario que la industria textil sea sostenible y sustentable (Mattavelli Junca, 2020). Recientemente los colorantes naturales (CN) incrementaron su importancia debido a los conceptos de calidad, variedad,

sostenibilidad y contaminación nula, por lo que, el mercado de colorantes naturales (CN) se ha incrementado notablemente en estos últimos años. Lo que ha permitido que su uso y precio aumente de manera progresiva, principalmente en la industria de alimentos y textil, ya que se buscan cada vez opciones más ecológicas con menos compuestos químicos sintéticos que contaminen el medio ambiente o afecten la salud de la población (Rolón Boytovich, 2018).

Una de las mejores alternativas que se encuentran y que promueven las practicas sostenibles y la producción más limpia dentro de las empresas textiles es el uso de colorantes naturales, por que establece las líneas base y de desarrollo necesarias para cubrir la demanda actual presente en la industria textil (Mattavelli Junca, 2020).

Baccharis latifolia “chillca” ha sido utilizada para obtener colorantes naturales (CN) capaces de teñir fibras desde tiempos precolombinos, en especial se sabe que de sus hojas se extrae un colorante que otorga el rango de color amarillo a verde a las fibras textiles (Natalya Soledad Quispe, 2022).

Por otro lado, la infusión de *Baccharis latifolia* se usa como antiinflamatorio, anti neurótico, antitumoral, anti disentérico y también para curar los males del hígado. El ungüento de la hoja se emplea en vez de analgésico, antiinflamatorio para los ojos y cabeza. El soasado de sus ramas se utiliza para los cortes y también es antidiurético (Loja Herrera et al., 2017).

Sin embargo, las características químicas que explican su conducta colorante no han sido estudiadas con gran profundidad. Su uso es empírico y no está estandarizado. El uso artesanal de los extractos acuosos de chillca como colorante está difundido en el Perú, pero carece de un estudio químico que le otorgue oportunidad de industrialización.

1.2 PREGUNTAS DE INVESTIGACIÓN

PREGUNTA GENERAL

¿Diferentes extractos hidroetanólicos de hojas de *Baccharis latifolia* (chillca) generarán diversidad de color al usarlos en tinción de fibra animal?

PREGUNTAS ESPECÍFICAS

- 1) ¿Qué colores se producen en la tinción de fibra de alpaca y oveja con extractos colorantes hidroetanólicos de hojas de *Baccharis latifolia* y diferentes mordientes?
- 2) ¿Qué metabolitos secundarios mayoritarios están presentes en el extracto etanólico de hojas de *Baccharis latifolia* (chillca)?
- 3) ¿Cuáles de los colores obtenidos con el uso de los extractos colorantes naturales son los de mayor solidez al desgaste?

1.3 JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

Hoy en día el uso de colorantes naturales es muy empleado, para la tinción de la lana de oveja o de fibra de alpaca ya sea de manera tradicional o industrial. Para la extracción se puede aprovechar diferentes plantas: *Buddleja coriácea* “colle”, *Curcuma longa* “cúrcuma”, *Eucalyptus globulus* “eucalipto” o animales: *Dactylopius coccus* “cochinilla”, *Murex spp.* “púrpura de Tiro” otras más que se utilizan en tinción.

Una de las plantas más utilizadas para la tinción artesanal en nuestra región es *Baccharis latifolia* “chillca”, porque se encuentra en gran cantidad en la sierra peruana y se recolecta muy fácilmente. También se usa como medicina y pesticida ya que conserva la papa del ataque del *Premnotrypes spp* “gorgojo de los andes” y el *Premnotrypes vorax* H “gusano blanco de la papa”. Para la tinción se puede cortar en cualquier estado de madurez, no necesita cuidados ya que es silvestre, esta especie *Baccharis latifolia* crece en diferentes partes del Cusco, soporta a la sequía, helada, cuando se corta crece del rebrote mucho mejor que la primera vez.

1.4 OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Modificar el color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* “chillca”.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

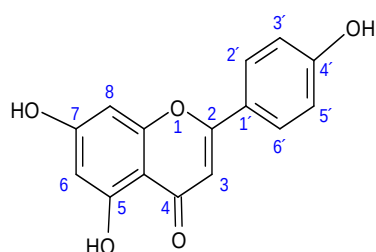
- 1) Teñir la fibra animal con extractos hidroalcohólicos y mordientes: sulfato de cobre (II) (CuSO_4), sulfato de hierro (II) (FeSO_4), dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$), alumbre de potasio ($\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$), sulfato de amonio y hierro (II) ($\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2$), qollpa amarilla, qollpa blanca.
- 2) Identificar metabolitos secundarios mayoritarios responsables de la coloración que genera los extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca).
- 3) Identificar la solidez al desgaste de las lanas sometidas a tinción con los extractos colorantes de las hojas de *Baccharis latifolia*.

CAPITULO II

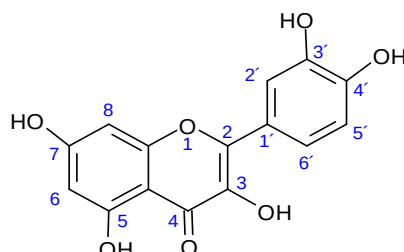
MARCO TEÓRICO

2.1 ANTECEDENTES

Prada et al. (2016) describió de forma generalizada, la información reportada a la fecha en estudios químicos y biológicos de la familia *Asteraceae*, del género *Baccharis* en su composición química, basada principalmente en flavonoides como (quercetina, naringenina, apigenina kaempferol), diterpenos y triterpenos, donde los flavonoides otorgan protección y resistencia al ataque de microorganismos. También obtuvieron, aunque en menor proporción, cumarinas y aceites esenciales.



Apigenina



Quercetina

Andrade Carlosama (2016) empleó el colorante obtenido tanto de hojas frescas como secas de chillca para lograr colores verde y amarillo. Al usar las hojas secas en el proceso de tinturado generaron un color más oscuro a comparación de las hojas frescas. El autor también hizo análisis del diseño de moda artesanal con técnicas de crochet ya que esta técnica es muy fácil de elaborar, por ello tienen una buena presencia de diseño y acabado.

Fernández Alcántara & Saavedra Estrella (2019) obtuvieron y caracterizaron extracto colorante de la chilca blanca (*Baccharis salicifolia*), colorantes naturales en vez de colorante sintético, la extracción fue con etanol al 96%, encontrando presencia de taninos, alcaloides, flavonoides, quinonas y saponinas, obteniendo rendimiento de 82.5% en la extracción, las tinciones son buenas según las pruebas de solidez a la luz y lavado se consideraron buenas.

Cevallos Suárez & Guerrero Carriel (2017) extrajeron y caracterizaron colorante natural obtenido de borra de café, se realizó la lixiviación con cloroformo para identificar, cuál de ellas era óptima, se subdividieron en ocho partes, se lavaron con etanol y cloroformo, se sometieron a extracción sólido-líquido con etanol (96.8%), obteniendo un rendimiento de 10.15%. La caracterización dio como resultado calcio 0.08%, fósforo 0.01%, humedad 11%, el análisis por espectrofotometría UV dio como resultado absorbancias entre 4.839 - 2.889, e intensidad de color 0.020, así como pH 4.68.

Alarcón Silvera & Lucas Osorio (2020) extrajeron y analizaron colorantes naturales de diferentes plantas del Perú para las siguientes familias de uso textil, :1) *Coreopsis senaria* S. F. Blake & Sherff se utilizaron la hoja y tallo; 2) *Berberis buceronis* J. F. Macbr, tomaron para el análisis la corteza y fruto; 3) *Daphnopsis weberbaueri* Domke (*Thymelaeaceae*), se usó la corteza; 4) *Dicliptera hookeriana* Nees (*Acanthaceae*), de esta se analizaron hojas, tallo y corteza; 5) *Lomatia hirsuta* (Lam.) Diels (*Proteaceae*) utilizaron hojas y tallo; 6) *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze, muestrearon las hojas, corteza, fruto, tallo; 7) *Caesalpinia paipai* analizaron solo los frutos. Las dos últimas pertenecen a la familia *Fabaceae* de las que se extrajeron colorantes por los siguientes métodos tradicionales: de remojo y soxhlet, comparados frente a métodos modernos como el gamma, de plasma, microondas y ultrasonido los cuales reportaron mayor rendimiento de colorante, además obtuvieron coloraciones amarillas, marrón, gris y tonos azules.

Enriquez Orellana (2016) estudió la concentración de flavonoides en chilca (*Baccharis latifolia*) en periodo de sequía, se muestreó en tres zonas de diferentes altitudes (1: 4187 m.s.n.m; zona 2: 4000 m.s.n.m. y zona 3: 3825 m.s.n.m.). Se estudió el porcentaje de arcilla en el suelo, su pH y conductividad eléctrica donde crecía *Baccharis latifolia*, el cual es de baja fertilidad natural. El autor concluyó que no interviene el sexo de la planta en la masa seca foliar, la concentración de flavonoides que existe varía ($p < 0,0001$) según la posición de hojas, siendo el mayor porcentaje de concentración en las hojas apicales, resultando incluso 144,27 mg/g de flavonoides totales en peso seco.

Marreros Castañeda (2021) determinó la cantidad de flavonoides y ácidos fenólicos en extracto de *Prunus persica* (durazno) de las flores, *Citrus sinensis* (naranja) y *Citrus limetta*. Donde se encontró cantidad interesante de flavonoides como la rutina (2.49, 2.65 y 4.59 mg/g) y quercetina (1162.95, 507.29 y 1576.81 µg/g) en el extracto metanólico de las tres especies *Citrus sinensis* respectivamente. La rutina se identificó por HPLC-DAD con un tiempo de retención 10.61 minuto, en *Citrus limetta*, 10,60 minutos y en *Prunus pérsica* 10.59 minutos, todos se determinaron en muestras secas.

2.2 BACCHARIS LATIFOLIA “CHILLCA”

La *Baccharis* forma parte de la familia *Asteraceae*, esta familia cuenta con 1500 géneros y alrededor de 20 000 especies, ocupando el segundo lugar dentro de las familias más numerosas en la flora del Perú; esta familia es conocida por ser una especie exclusiva del continente americano, contando con 250 especies, de las cuales 70 están en Perú, y de estas 20 son autóctonas. *Baccharis* se encuentra en Perú se localiza en Amazonas, Ancash, Arequipa, Ayacucho, Cajamarca, Cusco, Junín, Lima, Piura, provincias de Huánuco, Huancavelica, usualmente entre 1000 a 4000 m.s.n.m (Loja Herrera et al., 2017).

Baccharis latifolia es conocida comúnmente como chillca, los pobladores de la región de Cusco, distrito de Chinchero, la consideran como mala hierba. Sin embargo, además de usarse para hacer tinciones, se emplea como biopesticida para proteger la papa del *Pemnotypes spp* “gorgojo de los Andes” y el *Pemnotypes vorax* H “gusano blanco de la papa” respectivamente; adicionalmente, se usa como relajante de los músculos en frotaciones, y para desinflamar golpes (Natalya soledad Quispe, 2022).

2.2.1 Clasificación Taxonómica de *Baccharis latifolia*

Reino: Vegetal

Subreino: Fanerógamas

Clase: Metaclámides o simpétalas

Orden: Campanuladas

Familia: Asteráceas o compuestas.

Nombre científico: *Baccharis latifolia*.

Sinónimo: *Baccharis floribunda*, *Baccharis polyantha*, *Baccharis riparia*.

Nombres comunes: Chilco, ciro en Colombia, Chilca en Ecuador, tola en Perú, arauchu en Bolivia, Botonera, niqitas en Venezuela (Paredes Martínez, 2002).

2.2.2 Descripción Botánica (Sandoval Velasco, 2021)

- **Raíz:** Son intensas esto les permite conservar el follaje en tiempo de sequía.
- **Tallo:** Es delgado, mientras están en crecimiento tiene mucha resina de color rojizo y verde, cuando maduran los tallos marrones y cilíndricos la corteza tiene estriaciones. Las ramas crecen desde la base.
- **Hojas:** Son de color verde claro, simples, con mucha resina, su forma es ovalada, lanceolada y triangular, con un ancho de 1 a 7 cm y un largo de 5 a 20 cm, base redondeada rodeada con tres venas con borde dentado.
- **Flores:** Al final de cada rama las flores son de color crema o blanquecino están agrupadas en grandes racimos pequeños circulares.
- **Frutos:** Las semillas son diminutas, reducidas en conjuntos vellosos y se pueden distinguir por filamentos que rodean el fruto.

Figura 1

A) Arbusto, B) Hojas y flor de *Baccharis latifolia chillca*



Nota: La foto se tomó en el distrito de Chinchero, asociación de propietarios agrícola Ccoricancha.

2.3 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE COLORANTES NATURALES VEGETALES

La extracción consiste en separar compuestos de interés, agregando un determinado solvente. Los principios activos localizados en el citoplasma de las plantas vegetales constituyen también sales “incrustadas” en la célula. Para ayudar con su extracción, la planta es tratada por un proceso de triturado, mejorando el rendimiento en la extracción; el producto se sumerge y se macera en un envase con una cantidad suficiente de solvente. El líquido macerado se filtra, se concentra y luego seca (Fernández & Saavedra, 2019).

2.3.1 Extracción por maceración

En el método de extracción sólido-líquido se considera a la materia prima que contiene compuestos solubles en un solvente específico usado para extraer. Este método da dos productos que se emplean de acuerdo a la aplicabilidad, la naturaleza del compuesto depende mucho de la materia prima analizada y del solvente. La maceración se puede realizar bajo dos condiciones: Frío o caliente (Fernández & Saavedra, 2019).

2.3.2 Lixiviación

Es una extracción sólida – líquido en la que un disolvente o una mezcla de ellos extraen a uno o varios solutos que se encuentran dentro de una matriz sólida (Hañari Zapana, 2018).

2.3.3 Extracción con equipo Soxhlet

Es uno de los métodos que se utiliza más en la extracción, es un proceso cíclico y eficaz que permite separar un compuesto específico pueden ser lípidos, aceites esenciales o contaminantes de una matriz sólida utilizando un solvente apropiado (Dafalla, 2021).

2.3.4 Ultrasonido

Es uno de los métodos innovadores que usa ondas ultrasónicas que optimizan la extracción de un compuesto, es muy efectivo y consume menos solventes, se extrae a menores temperaturas, destruyendo estructuras celulares y acelerando la extracción del colorante (Akram et al., 2024).

2.3.5 Extracción asistida por microondas

Es considerada una técnica verde, implica el uso de radiación de microondas como fuente de energía para facilitar la extracción de compuestos sólidos o líquidos. Este método es rápido y eficiente y usa poco solvente (Rehman et al., 2024).

2.4 COMPONENTES FITOQUÍMICOS

Las propiedades medicinales farmacológicas y tintóreas de las plantas se deben a sus metabolitos secundarios (Ochoa Amado & Sarmiento Mora, 2018).

2.4.1 Flavonoides

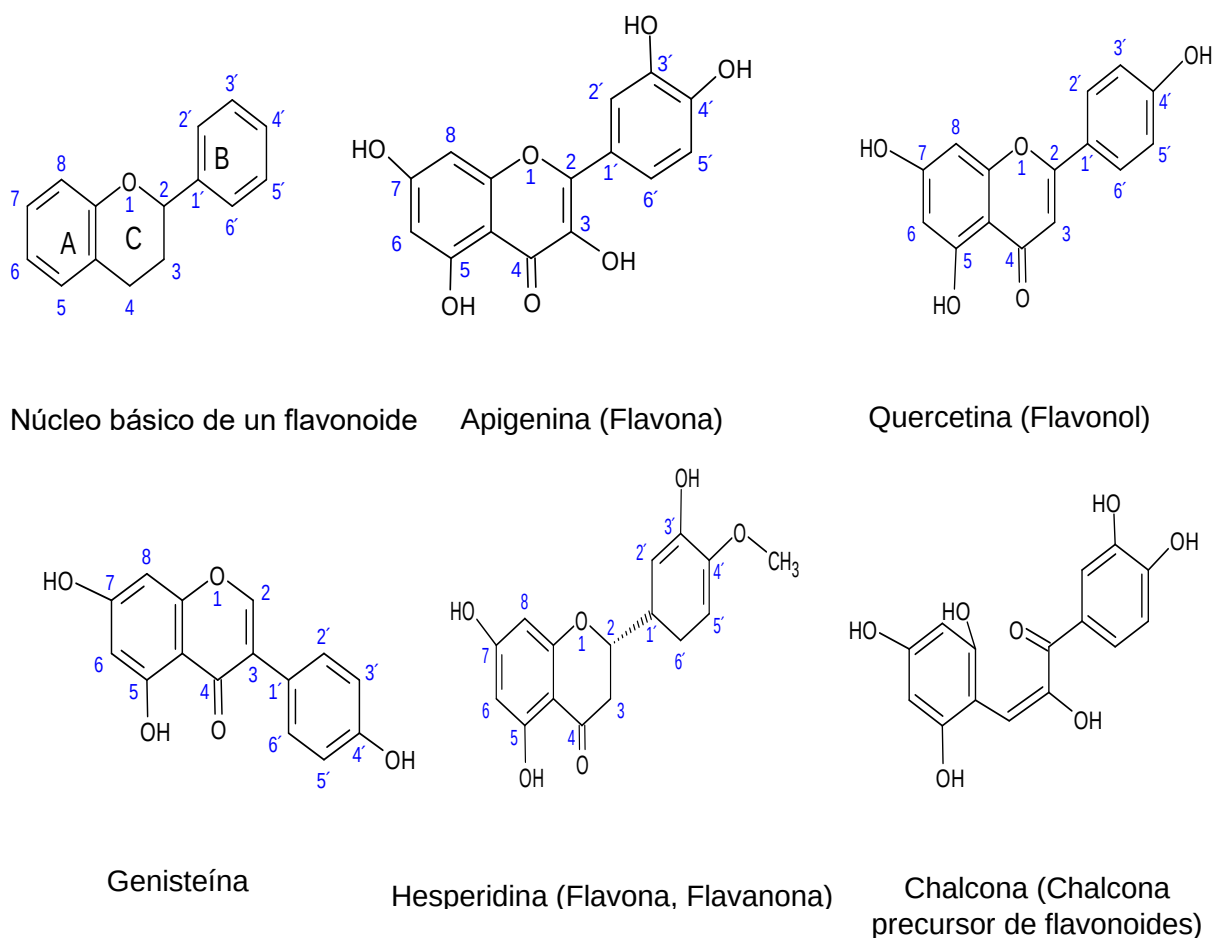
Los flavonoides exhiben una amplia gama de metabolitos secundarios polifenólicos que son comunes en plantas terrestres que producen semillas, también se ha informado de taxones primitivos como plantas terrestres y musgos, plantas terrestres vasculares sin semillas y algas; En términos generales, por lo menos hay 10000 flavonoides registrados, están entre los grupos más grandes ocupando un tercer lugar de los metabolitos secundarios, siguiendo a los alcaloides y los terpenoides (Marreros Castañeda, 2021).

Un compuesto polifenólico posee más de un grupo fenol, una estructura química que contiene en su esqueleto la relación C6-C3-C6 se compone de un anillo bencénico (A) conectado con la cadena propánica luego otro anillo bencénico (B). Se clasifican en flavonoides como flavanoles, flavonas, chalconas, auronas e isoflavonoides; ácidos fenólicos como: Ácido gálico, ácido cafeico, ácido fenólico, ácido clorogénico; ácidos tánicos como los taninos condensados (proantocianidinas), hidrolizables, ácido elágico y estilbenos como: Resveratrol, piceatannol, pterostilbeno, y otros derivados gllicosidados que transportan moléculas de azúcares. A menudo, los flavonoides están parcialmente polimerizados, lo que da como resultado dímeros, trímeros y otros complejos multienlazados (Aragadvay Yungán, 2010).

Los flavonoides del género *Baccharis* suelen aparecer en forma de agliconas libres y casi nunca glicosilada; en particular la característica es de la familia *Asteraceae* y se considera que la presencia de flavonoides agliconicos está entre su característica. En el género *Baccharis* casi el 50% de las flavonas (Figura 2) son C-3 oxigenadas (Enriquez Orellana, 2016; Sandoval Velasco, 2021).

Figura 2

Flavonoide y clases



Nota: Elaboración propia, utilizando el programa ChemSketch.

2.4.1.1 Clasificación de Flavonoides

2.4.1.1.1 Flavonas

La estructura básica de las flavonas es la 2-fenil-1-benzopiran-4-ona, se caracterizan por presentar grupo carbonilo en la posición 4. Son numerosas en la naturaleza, en especial en especies de familias herbáceas tales como *Compositae*, *Umbelliferae* y *Labiatae*, un ejemplo es la apigenina (Córdova Leiva, 2017).

2.4.1.1.2 Flavonoles

Esta puede ser presentada como 3-hidroxi-2-fenil-1-benzopiran-4-ona. Tienen estructura básica similar a las flavonas, pero con un grupo OH en la posición del anillo C. Estos también abundan en las flores, frutos y semillas de plantas. Un ejemplo de flavonol son la quercetina y la catequina (Fernández Alcántara & Saavedra Estrella, 2019).

2.4.1.1.3 Isoflavonas

Químicamente se distinguen por que el anillo B está unido a la posición 3 del anillo C. Son isómeros de sustancias incoloras, tienen capacidad de proporcionar color en presencia de cationes; las más conocidas son genisteína, daidzaína y orobol (Fernández Alcántara & Saavedra Estrella, 2019).

2.4.1.1.4 Flavanonas

La estructura básica se puede representar como 2,3-dihidro-2-fenil-1-benzopiran-4-ona. El aspecto de centros de asimetría indica que no hay doble enlace en la posición 2,3. El carbono C-2 generalmente de configuración 2S en las flavanonas naturales. Ejemplo son la naringenina, hesperidina y eriodictol (Córdova Leiva, 2017).

2.4.1.1.5 Flavononoles

La estructura básica corresponde a 3-hidroxi-2-fenil-1-benzopiran-4-ona. Son derivados de los flavonoles a través de reducción del doble enlace entre C-2 y C-3, se unen a los taninos, flavonoles, cubren la corteza de los árboles leñosos. Ejemplo la quercetina, kaenfenol y taxifolina (Córdova Leiva, 2017).

2.4.1.1.6 Chalconas, dihidrochalconas y auronas

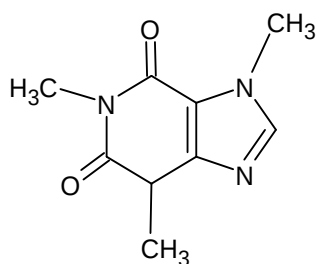
Los colores amarillos se transforman en rojo o anaranjado mediante el uso de vapores de amoníaco, también se pueden encontrar en los pétalos de flores de diferentes familias. Las chalconas se caracteriza por que posee estructura lineal, el carbono central en forma de cetona por ejemplo isoliquiritigenina. Las dihidrochalconas es un subgrupo de chalconas contiene estructura similar que la Chalcona, exactamente el doble enlace entre los carbonos

es corto dando nombre a una dihidrochalconas, ejemplo fleohidrina. Las auronas tiene estructura anillo de benceno unido a un anillo de cumarina que le caracteriza, ejemplo leftosidina (Fernández Alcántara & Saavedra Estrella, 2019).

2.4.2 Alcaloides

Son compuestos nitrogenados a veces en forma heterocíclica, modifican mucho en su estructura, por lo que permite una amplia gama de propiedades biológicas, que están distribuidos en varias familias. Dentro de las funciones biológicas actúa como defensa química frente a herbívoros o depredadores (Ochoa Amado & Sarmiento Mora, 2018).

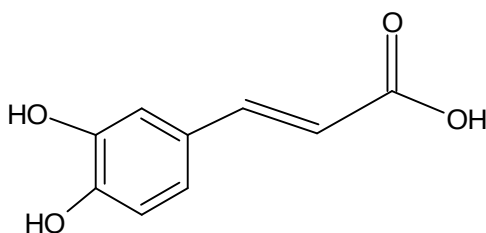
Figura 3
Estructura de la cafeína



2.4.3 Fenoles y ácidos fenólicos

Son compuestos con una acidez intermedia dentro de ácidos carboxílicos y alcoholes estos son solubles. Los fenoles se diferencian de los ácidos fenólicos porque son insolubles en 5% de hidróxido de sodio, estos tienen sustituyentes mayormente electronegativos. Los ácidos fenólicos se derivan de la descomposición de los ácidos hidroxicinámicos y los ácidos hidroxibenzoicos (Pasto & Johnson, 2023).

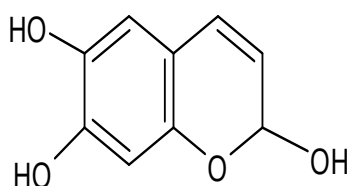
Figura 4
Acido cafeico



2.4.4 Cumarinas

Son compuestos orgánicos aromáticos con estructura básica de la 1,2-benzopirona. Estas son causantes del aroma de varias flores, frutos incluidos la corteza, tienen un gran interés por sus propiedades farmacológicas, Suelen ser aisladas de algunas familias como Rutaceae, Leguminosae o Berberidaceae (Fernández Alcántara & Saavedra Estrella, 2019).

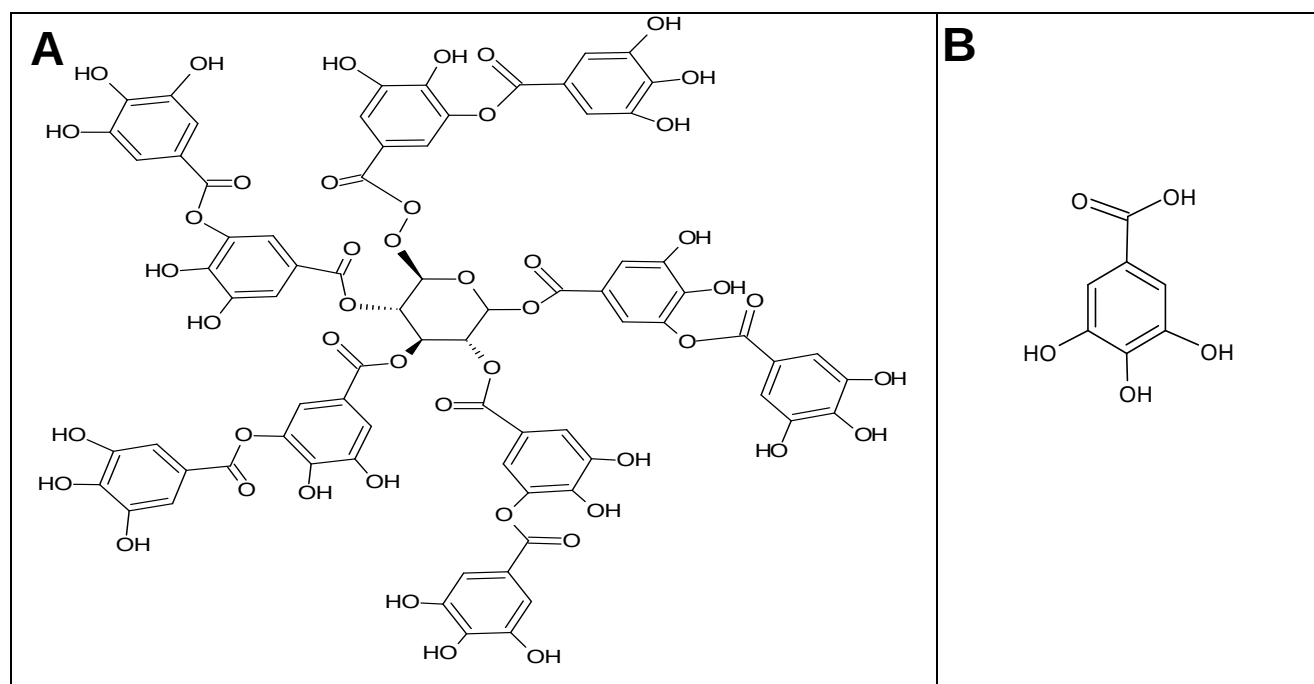
Figura 5
Esculetina



2.4.5 Taninos

Son compuestos polifenólicos de alto peso molecular originarios de las plantas. Conocidos por su sabor amargo tiene capacidad para unir proteínas, es un buen protector de las plantas. Existen tres grupos estructurales produciéndose en diferentes vías de biosíntesis con el ácido shikimico (Ochoa Amado & Sarmiento Mora, 2018).

Figura 6
A) Acido tánico, B) ácido gálico



2.4.6 Cardiotónicos

Son un grupo de compuestos químicos de tipo esteroidal (C-23 ó C-24) que mejoran el rendimiento cardíaco, pues presentan cuidados frente a la insuficiencia cardíaca y antiviral contienen uno a varios azúcares. Se encuentran en el reino vegetal dentro de las familias *Apocynaceae*, *Liliaceae*, *Ranunculaceae* y otras, entre estos se tienen a la digoxina, digitoxina entre otros (Paredes Martínez, 2002).

2.5 COLOR

Es la fracción de energía luminosa que el ser humano percibe por medio de impresiones ópticas en la retina del ojo, que se encuentran entre 400 - 800 nm de longitud de onda. La luz blanca se halla contenida por diferentes longitudes de onda, cuando un haz de luz incide en un objeto, las longitudes de onda pueden ser absorbidas o reflejadas, los colores que percibimos son los que se reflejan en nuestros ojos (Hañari Zapana, 2018).

2.6 COLORANTES

Un colorante es un compuesto utilizado para dar color que se aplica a sustratos, con los textiles, papeles, polímeros o alimentos, el cual adquiere el color de forma más o menos permanente. Los colorantes utilizados en la tinción de textiles son compuestos químicos empleados a fibras para dar color, pueden ser naturales o sintéticos utilizados en la industria textil (Cevallos Suárez & Guerrero Carriel, 2017).

2.6.1 Clasificación de los colorantes

2.6.1.1 Colorantes naturales

Los colorantes naturales son considerados como sustancias sin componentes químicos que dañen a la salud, por ello se aprecian por ser productos sanos y confiables en comparación con los colorantes artificiales. Si bien pueden ser similares químicamente, sus propiedades y forma de empleo son diferentes. Los tintes y los pigmentos se distinguen por su solubilidad; los primeros son solubles, mientras que los pigmentos son insolubles (Masias Brocker, 2007).

i. Orgánicos

Se encuentran en todo el reino vegetal y están unidos con algunas sustancias que incrementan o cambian su color y pueden ser flavonas, flavonoles o taninos. Ejemplo: Curcumina ($C_{21}H_{20}O_6$) (Paredes Martínez, 2002).

COc1cc(O)ccc1/C=C/C(=O)/C=C/C(O)/C=C/c2ccc(O)c(OC)c2

Son colorantes naturales que provienen de animales. Uno de los ejemplos es la cochinilla obtenida de *Dactylopius coccus*, un artrópodo parásito que vive en los tallos del nopal (tuna). De este se extrae el colorante carmín, que es uno de los colorantes naturales más utilizados en la industria alimentaria y cosmética da un color rojo intenso (Apaza Maron, 2016).

ii. Inorgánicos

Los colorantes naturales inorgánicos o minerales, como dice su nombre proceden de minerales, así mismo son conocidos como colorantes inorgánicos o pigmentos, diferenciándose siempre de las plantas y animales que se consideran colores orgánicos, ejemplo ocre y el cinabrio (Paredes Martínez, 2002).

2.6.1.2 Colorantes sintéticos

Los colorantes sintéticos se han producido en mayor proporción debido a su resistencia a la luz, temperatura y productos. Los colorantes más empleados en la industria textil del mundo son moléculas sintéticas que incluyen en su estructura grupos azo (constituyen aproximadamente el 70% de la producción total de colorantes sintéticos), antraquinonas (es el segundo grupo más importante con una producción del 15%, oxazina, tiazina o estilbeno; sin embargo, los más importantes son los primeros dos grupos mencionados (Mattavelli Junca, 2020).

2.7 APLICACIÓN DE COLORANTES A TEXTILES

2.7.1 Fibra

Es un polímero sólido con una alta relación longitud/sección; la fibra está compuesta de millones de extensas cadenas moleculares e individuales. La cantidad de unidades repetidas en una cadena, puede ir de unas a varios cientos, y es conocida como grado de polimerización (Lockuán Lavado, 2013).

Las fibras son productos macromoleculares con peso molecular del orden de 10^5 a 10^8 , estos se repiten dando lugar a los polímeros fibrilares se forman a partir de monómeros. Estos polímeros pueden producirse naturalmente (fibras naturales) o por medio de fibras sintéticas (Marcano, 2018).

2.7.1.1 Fibra animal

Este lo conforman la lana, como las hebras de alpaca, camélidos andinos y también se incluye a la seda. Se caracterizan por ser de naturaleza proteínica.

- **Oveja (*Ovis orientalis aries*).** - Conocida como lana esta fibra se obtienen del folículo piloso de oveja que contiene compuestos de queratina, su diámetro aproximado es de un 16 μm (Lockuán Lavado, 2013).
- **Alpaca (*Lama pacos*).** - Es un mamífero que se originó en los andes, que proviene genéticamente de la vicuña (*Vicugna vicugna*) y tiene en poca relación con la llama (*Lama glama*). La alpaca tiene dos linajes: Suri y Huacaya que dan origen a dos tipos de fibras. Tienen longitud entre 150 - 300 mm, finura 15 - 20 μm de vellón y 35 - 50 μm (pelo), densidad de 1.31 g/cm^3 (Lockuán Lavado, 2013).

2.7.1.2 Fibra vegetal

Las fibras de origen vegetal con el algodón, lino y yute son las más utilizadas como compuestos de matriz polimérica y se utilizan como reforzantes en varias aplicaciones. Se componen principalmente de celulosa, lignina, pectina y hemicelulosa (Chavez Cruz, 2022).

2.7.1.3 Fibras sintéticas o químicas

Estas fibras están hechas de polímeros lineales o poco ramificados, pero con elasticidad, estabilidad y presencia agentes químicos. Los polímeros sintéticos solubles en su fabricación es con hilaturas secas y húmedas; mientras que los polímeros insolubles se hilan extruyendo una masa fundida a través de orificios finos, entre las fibras sintéticas más usadas están la poliamida o nailon, el poliéster, entre otras (Marcano, 2018).

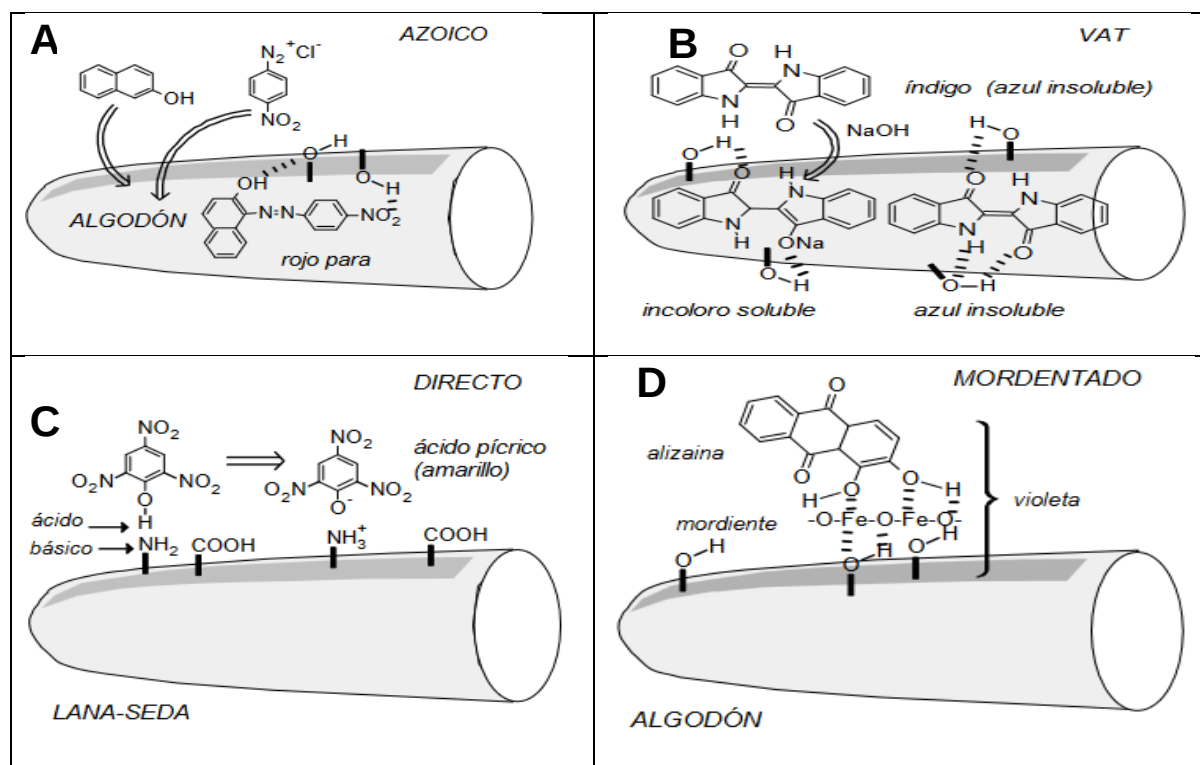
2.7.2 Métodos de tinción de textiles

Durante el proceso de tinción ocurre la división del colorante en por lo menos dos fases, el baño y el sustrato donde ocurren procesos de transporte, reacción, sorción y desorción, que se determinan según la conducta del colorante en el baño y el material o sustrato a tinturar. La tinción con colorantes directos, que son solubles en agua, ocurre por su separación entre dos fases; mientras que los colorantes dispersos que son poco solubles, se separan en por lo menos una tercera fase donde están las partículas insolubles del colorante dispersos. Las interacciones que ocurren entre el colorante con el algodón o la lana (Figura 9) se basa en

las fuerzas intermoleculares de atracción como las electrostáticas, Van der Waals, puente de hidrógeno e interacciones hidrofóbicas (Marcano, 2018).

Figura 9

Proceso de teñido de fibras



Nota: En el procedimiento de una coloración se transfiere el colorante obedeciendo un equilibrio físico- químico de difusión y sorción de moléculas del colorante. (A) con colorante azoico, el colorante se forma en la fibra. (B) colorante azoico penetra la fibra. (C) colorante reactivo, en medio básico el grupo NH_2 de la fibra se protona a $^+NH_3$ y en básico el grupo $-COOH$ se desprotona formando $-COO^-$. (D) el mordiente se une a la fibra y crea puntos de anclaje y el Fe ayuda a fijar el colorante en la fibra.

2.7.2.1 Métodos de adsorción y absorción del colorante retenido por las fibras

2.7.2.1.1 Adsorción física

El proceso por el cual moléculas del colorante (soluto) se adhieren a la superficie de la fibra u otro material por fuerzas de Van der Waals, donde el colorante se fija temporalmente en la fibra, donde el material fibroso es utilizado como adsorbente para eliminar contaminantes (Lockuán Lavado, 2012).

2.7.2.1.2 Adsorción mecánica

Es el proceso por el cual las moléculas del colorante quedan impregnadas en la estructura de la fibra, sin ninguna interacción química, el colorante es retenido por la estructura de la

fibra, este proceso es común en materiales fibrosos unión de materiales y pigmentos que no son solubles en agua y que se difundieron en la fibras (Lockuán Lavado, 2012).

2.7.2.1.3 Absorción en fibra

En un proceso donde la moléculas del colorante penetra en el interior de la fibra, en lugar de solo adherirse (ocurre en adsorción), el colorante difunde desde la superficie hacia el interior de la fibra, reservando espacio dentro de la estructura fibrosa, esto permite una buena fijación constante (Lockuán Lavado, 2012).

2.7.3 Capacidad tintorea

Capacidad de un colorante para impregnar un textil u otro material. Depende del establecimiento de interacciones colorante – sustrato, estructuras molecular fibra colorante, presencia de grupos funcionales que favorezcan formación de enlaces covalentes u otros que favorezcan la interacción, la capacidad de penetración del colorante y su difusión dentro de la fibra (Álvarez Liliana América et al., 2015).

2.7.4 Grupos cromóforos y auxócromos

Los compuestos coloreados tienen uno o más grupos no saturados llamados cromóforos, que absorben en la región visible dando color al compuesto. Los auxócromos son compuestos que no dan color a una molécula por sí solos, pero cuando se combinan con cromóforos hacen que la coloración sea más intensa o cambie su longitud de onda (Masias Brocker, 2007).

2.8 MORDIENTE

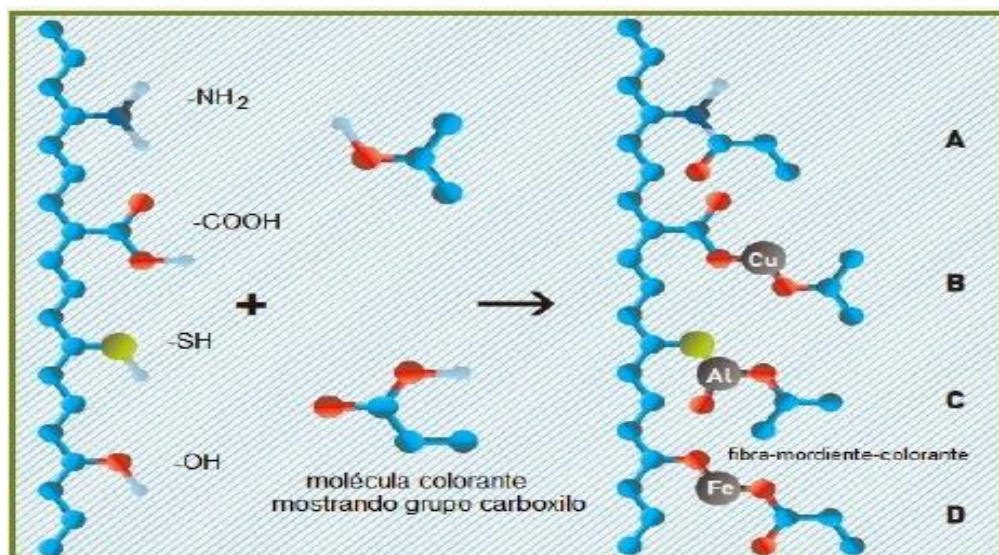
Esta terminología es empleada para una sustancia de origen natural o artificial que fija el colorante a una fibra de manera estable y uniformemente en relación al agua y luz; en tiempos pasados se utilizaban en esa actividad a producto naturales; las sales solubles de metales como aluminio, cobre, hierro y estaño se utilizan actualmente (Tito Humpiri et al., 2017).

El metal en forma de sal soluble puede impregnarse en la fibra durante el proceso de teñido con colorantes mordentados antes de añadir colorante. Este proceso se conoce como "proceso de teñido cromo-mordiente" o "proceso de teñido después del cromo". El colorante

y la sal del metal se agregan simultáneamente a la fibra en el proceso conocido como metacromo (Marcano, 2018)

Figura 10

Modelo de la interacción entre la fibra y varios mordientes



Fuente: Tito Humpiri et al., 2017

2.8.1 Variedad de Mordientes

- a) **Qollpa amarilla: Sulfato ferroso de aluminio hidratado.** – Es una tierra de color amarillo oscuro es usada en mesas de curandería, para diagnosticar y curar ciertas enfermedades, en rituales de limpieza, también usada ancestralmente en tinciones que da coloraciones oscuras, es una especie químicamente no caracterizado (Browman, 2004).
- b) **Qollpa blanca: Sulfato de aluminio.** – Es una arcilla de color blanco, sirve como purgante y es bueno para las úlceras, en la tinción da coloraciones verde claros, también usada dentro del conocimiento tradicional, es una especie químicamente no caracterizado (Mamani, 2013).
- c) **Sulfato de cobre (II) (CuSO_4).** - Es un cristal azul turquesa que da a la lana un color ligeramente verde. Es muy interesante para de obtener a partir de los tonos amarillos y verdes (Arévalo Gaybor & Sanaguano Amaguayo, 2021).

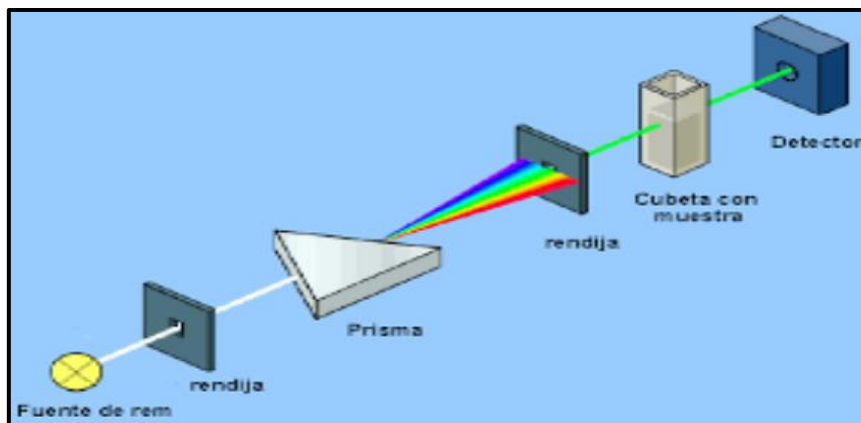
- d) **Alumbre de potasio ($\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$)** - Es una sal blanca sólida, que normalmente se usa en los teñidos, es de mediana resistencia a la luz (Tito Humpiri et al., 2017).
- e) **Sulfato de amonio y hierro (II) ($\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$)**.- Es una sal verde llamado también sal de Morh. Obteniendo colores grises oscuros, resistentes al agua y a la luz (Arévalo Gaybor & Sanaguano Amaguayo, 2021).
- f) **Sulfato ferroso (FeSO_4)**. - Es cristalino de tonalidad verde pálido llamado también vitróleo verde. Utilizado también en la obtención de tonos más mates y oscuros; usualmente se aplica terminando el método de teñido. Estos son resistentes al agua y a la luz (Arévalo Gaybor & Sanaguano Amaguayo, 2021).
- g) **Cromo: Dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$)**. - Es un cristal color naranja fuerte, es utilizado en pequeñas cantidades, no es utilizado con permanencia por su toxicidad en actividad tintórea su empleo es extremadamente difícil a proporciones tan pequeñas. Obteniendo colores más intensos y brillantes con alumbre, son resistentes al agua y luz (Arévalo Gaybor & Sanaguano Amaguayo, 2021).

2.9 MÉTODOS DE ANÁLISIS O CARACTERIZACIÓN DE COLORANTES NATURALES

2.9.1 Espectroscopía Ultravioleta-Visible (UV-vis)

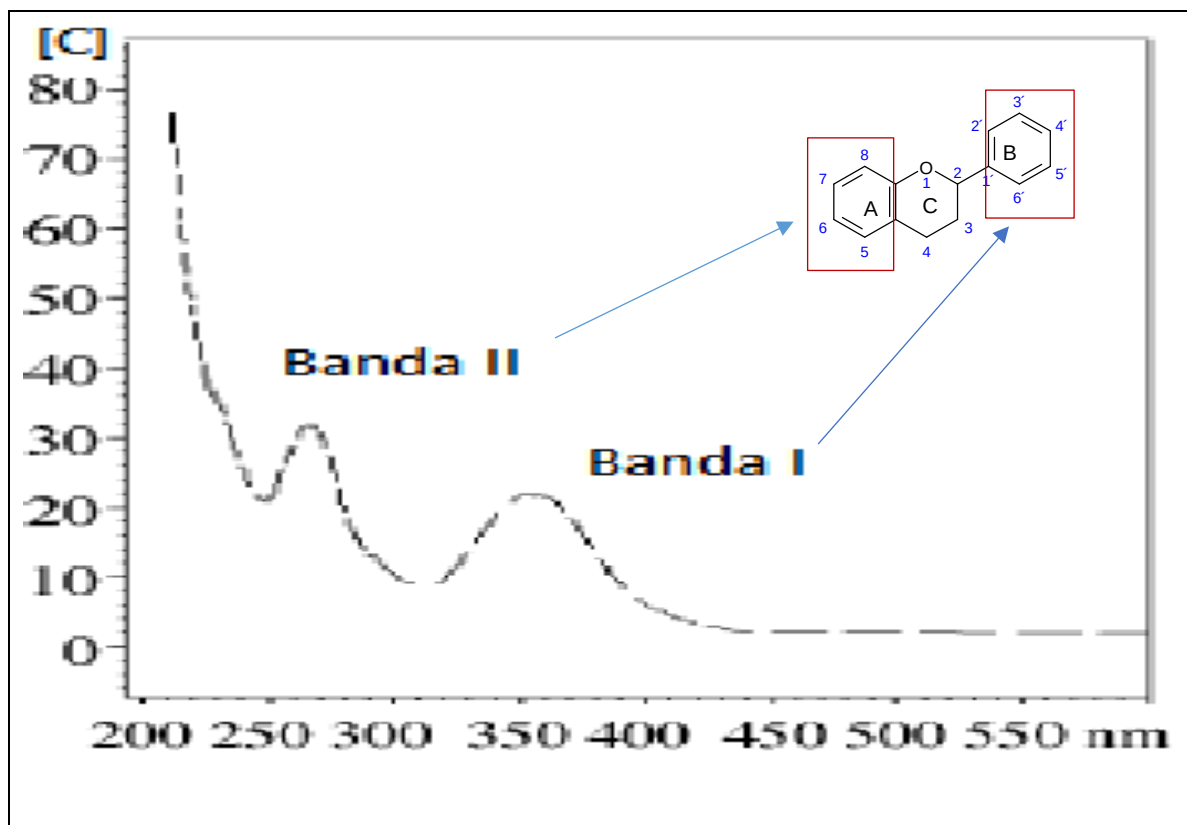
La espectrofotometría ultravioleta-visible es un método analítico instrumental que permite evaluar la concentración de un compuesto en solución; utilizando un espectrofotómetro se elige una longitud de onda que pasa por una solución midiéndose la cantidad de energía absorbida por las moléculas. Las regiones del ultravioleta son: UV lejano (UV-C) de 280 – 100 nm, UV medio (UV-B) de 320- 280 nm, UV cercano (UV-C) de 400- 320 nm mientras en visible es de 380 a 750 nm que es de la región del espectro que el ojo humano es capaz de percibir (Laime Mita, 2016).

Figura 11
Espectrofotómetro UV-visible



Fuente: Laime Mita, 2016.

Cuando se obtienen los espectros UV-Vis de los flavonoides, estos usualmente se caracterizan por presentar dos bandas de absorción importantes. La banda I (320 a 385 nm) presenta la absorción del anillo B, mientras que la banda II (250-285 nm) representa la absorción del anillo aromático A. Las bandas I siempre absorben en una longitud de onda más corta, independientemente de las variaciones estructurales existentes en una familia de flavonoides variando entre 20 a 30 nm, Figura 12 (Gaete Pérez, 2018).

Figura 12*Espectro UV- visible bandas características de flavonoides*

Fuente: Gaete Pérez, 2018.

2.9.2 Espectroscopía Infrarroja con Transformada de Fourier (FTIR)

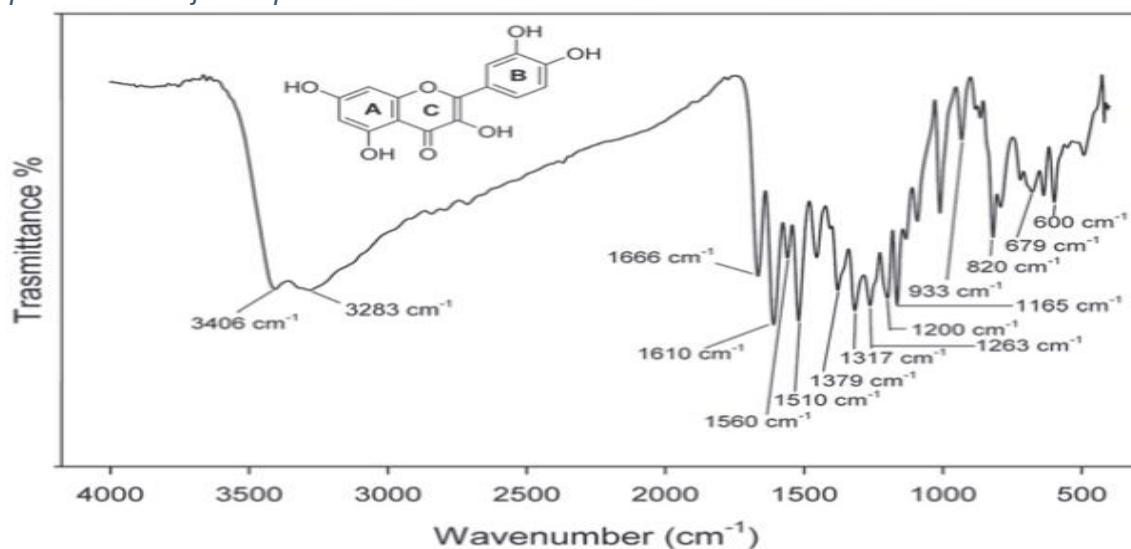
La espectroscopía infrarroja es un método que permite identificar grupos funcionales en una muestra, según las transiciones de los estados vibración molecular. Cuando las moléculas se someten a una radiación IR estas vibran, generando energía correspondiente a las frecuencias de vibración entre 400 y 4000 cm^{-1} ; es decir el estiramiento del enlace, flexión de ángulo de enlace u otros movimientos que provocan un cambio en el momento dipolar, lo que se conoce como vibración molecular activa en el infrarrojo (Stuart, 2004).

El espectro FTIR para quercetina pura se muestra en la Figura 13, donde se muestran las bandas características. El estiramiento de los grupos OH se observa entre 3406 y 3283 cm^{-1} , mientras que la flexión OH del fenol se observa a 1379 cm^{-1} . La absorción del carbonilo C=O del arilcetónico fue evidente a 1666 cm^{-1} . Las bandas elásticas del anillo aromático C=C fueron detectables a 1610, 1560 y 1510 cm^{-1} . La banda de flexión en el plano de C-H en

hidrocarburos aromáticos en 1317 cm^{-1} , las bandas de flexión fuera del plano se observan en 933 , 820 , 679 y 600 cm^{-1} . Los autores atribuyeron al anillo C. La banda en 1263 cm^{-1} correspondió al estiramiento C-O en el grupo éter arílico. La banda en 1200 cm^{-1} correspondió al estiramiento C-O del fenol, la banda en 1165 cm^{-1} correspondió al estiramiento y flexión del C-CO-C de la cetona (Catauro et al., 2015).

Figura 13

Espectro infrarrojo de quercetina



Fuente: Catauro et al., 2015.

2.9.3 Cromatografía de capa fina (CCF)

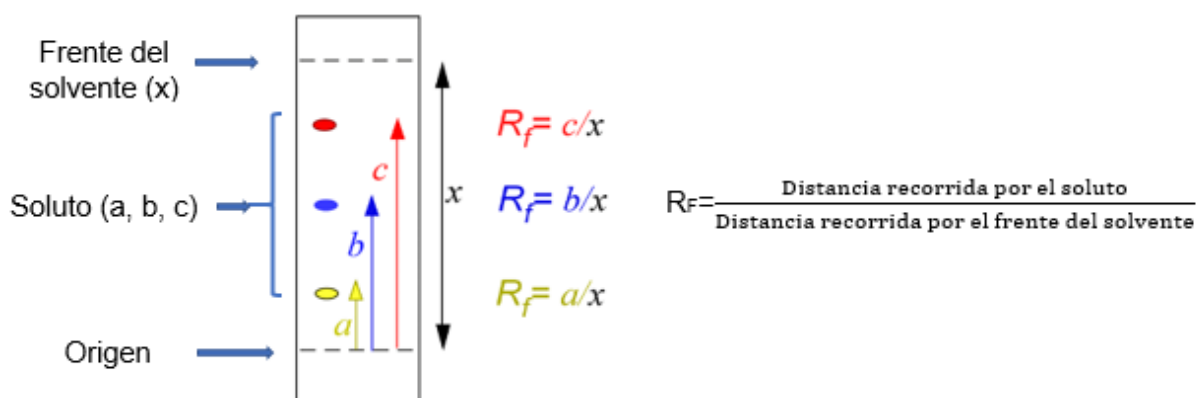
Es una técnica utilizada para la separación de compuestos presentes en una mezcla con los extractos o fracciones en el análisis fitoquímico. También se emplea principalmente para identificar a los compuestos puros presentes en mezclas complejas al compararlos con estándares puros. Se basa en la separación de los componentes por su afinidad con la fase estacionaria (placa cubierta de óxido de aluminio o sílice) o con la fase móvil (disolvente o mezcla de disolventes conocido como eluyente). De tal forma que el componente se separa de la mezcla según sus propiedades y estructura molecular, es decir, que eluirá más cuanto menos polar sea, y permanecerá más próximo del punto de aplicación cuanto más polar sea (Ochoa Amado & Sarmiento Mora, 2018).

2.9.3.1 Factor de retención (RF)

Es la relación entre la distancia recorrida por una sustancia aplicada sobre la placa cromatográfica (solute) y la distancia que recorre el disolvente (fase móvil) el punto de aplicación en la placa. En condiciones cromatográficas particulares, tiene un valor constante para cada compuesto, Figura 14 (Fernández & Saavedra, 2019).

Figura 14

Cálculo del factor de retención (RF)



Nota: Elaboración propia

2.9.4 Cromatografía en Columna

Es otra técnica de separación que utiliza una columna de vidrio colocada verticalmente, se llena con un soporte sólido adsorbente como sílica gel (SiO_2) o alúmina (Al_2O_3). La mezcla a separar se deposita en la parte superior del soporte. Después la columna se llena con el eluyente (fase móvil) y por efecto de la gravedad este último mueve los componentes de la mezcla a través de la columna, los que interactúan de forma diferente con la fase estacionaria y la móvil, cada componente es transportado a diferentes velocidades y separación según su afinidad generando diferencia entre los tiempos de elución. En la parte inferior de la columna se colecta a cada uno de los componentes de la mezcla que eluyen a diferentes tiempos constituyendo en fracciones distintas (Chavez Chavez, 2018).

2.9.5 Cromatografía Líquida de Alta Resolución (HPLC)

Es otro método de separación, que como su nombre dice, tiene un alto rendimiento o eficacia en la separación, a tal punto que el grado de cada fuerza de cada componente permite usarlo para la identificación molecular con ayuda de otras técnicas como la espectrometría de masas por comparación del cromatograma con el de estándares puros. Permite incluso separar e identificar moléculas con estructuras parecidas como los isómeros, se aplica en compuestos no volátiles, como alcaloides, flavonoides, lípidos y sustancias termo volátiles, así como proteínas y vitaminas.

En esta cromatografía la fase móvil y la estacionaria son líquidas, con diferente polaridad, de tal manera que la separación de los componentes sucede en base a este parámetro. El procedimiento se realiza a temperatura ambiente, aunque las fases móviles son bombeadas a presión. Como resultado se obtiene un cromatograma, donde los compuestos son separados a diferentes tiempos de retención (TR) y el área de pico para cada uno de ellos, es proporcional a su concentración (Fernández Alcántara & Saavedra Estrella, 2019).

La fase móvil circula a través de la fase estacionaria (sólido o líquido inmiscible) y llevar consigo a la mezcla de sustancias o analitos a lo largo del sistema, los que desplazan velocidades diferentes que dependen de la afinidad por cada fase. Luego de que los analitos terminen el recorrido por la columna, se eluyen con un tiempo de retención (TR) diferente y estarán separados unos de otros (Chavez Chavez, 2018).

La fase móvil está constituida por uno o más disolventes de alta pureza (grado HPLC), que también son compatibles con la muestra y el detector del cromatógrafo brinda transparencia óptica en los detectores de UV. La eficacia de la división se aumenta por la aplicación de dos a más disolventes con la polaridad distinta (Ruiz Benitez, 2020).

HIPÓTESIS DE INVESTIGACIÓN

HIPÓTESIS GENERAL

Los extractos hidroetanólicos de hojas de *Baccharis latifolia* (chillca) obtenidos con menor porcentaje de etanol generarán mayor diversidad de color al usarlos en tinción de fibra animal.

HIPÓTESIS ESPECIFICAS

- El color de tinción en fibra similar en la fibra de alpaca y lana de oveja es similar, variando en la intensidad del color.
- Los metabolitos más frecuentes en los extractos hidroetanólicos del colorante de *Baccharis latifolia* (chillca) son los flavonoides.
- Las tinciones obtenidas con menor porcentaje de etanol presentan mayor solidez de color.

VARIABLES

a) VARIABLE INDEPENDIENTE

- Porcentaje de etanol (96%, 70%, 50%, 25%) durante la extracción.
- Tinción en la lana de alpaca vs lana de oveja.
- Presencia de metabolitos secundarios en las cuatro concentraciones 96%, 70%, 50%, 25% de hojas de *Baccharis latifolia* (chillca).

b) VARIABLE DEPENDIENTE

- Intensidad de color.
- Metabolitos secundarios en el extracto colorante.

CAPITULO III

METODOLOGÍA DE INVESTIGACIÓN

3.1 TIPO DE ESTUDIO

La investigación es de tipo descriptivo y experimental, trata del análisis fisicoquímico cualitativo y cuantitativo de los extractos colorantes etanólicos del 96%, 70%, 50% y 25%.

La parte experimental se realizó en el Laboratorio de química organica / Laboratorio de Investigación, Analisis y Preparación de Productos Organicos – LAbOr que pertenece al Departamento Académico de Química de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco. Los análisis cromatográficos HPLC se realizaron en el Laboratorio de Cromatografía de la UNSAAC.

3.2 MUESTRA DE ESTUDIO

Hojas de *Baccharis latifolia* “chillca” recolectadas en departamento Cusco provincia de Urubamba, distrito de Chinchero exactamente en la Asociación de Propietarios Agrícolas Ccoricancha, en el mes de noviembre estadio de floración. Se recolectó el tallo y hojas. Después de la colecta se limpiaron y lavaron con agua potable eliminándose el polvo, luego se secó bajo condiciones ambientales, sin contacto directo con la luz. Finalmente, se llevaron al laboratorio para su análisis.

3.3 MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

3.3.1 Materiales

- Embudo Buhner, 75 cm de diámetro
- Espátula
- Fibra de alpaca 100% Luxurious Baby Alpaca (215 – 225 μm), marca indiecita DK
- Gradilla para tubos de ensayo
- Jabon de glicerina neutro, Agua di Bari
- Lana de oveja, procesada
- Malla 0.2 cm, jordán
- Matraz Erlenmeyer 100, 500, 1000 mL
- Matraz Kitasato 1000 mL (PYREX)
- Mortero y pilón (250 mL)
- Papel aluminio
- Papel filtro
- Papel Kraft
- Pipeta de 1 mL (QUALICOLOR)
- Pipeta de 5 mL (GERMANY)
- Pizeta
- Placas de sílica gel F254 (MERCK)
- Propipeta (D&N)

- Silica gel de malla (200-400), 60 Å, volumen de poro 0.75cm³/g y superficie aproximada de a.500 m²/g
- Termómetro (GERMANY)

3.3.2 Equipos

- Agitador magnético, marca IKA- WORS, modelo RH-B-KT/C
- Balanza analítica 0.001g, marca AYD, modelo GR-200
- Balanza de precisión 0.01g, marca OHAUS, modelo TS12OS
- Baño María, marca WERTHEIM
- Bomba de vacío, marca GAST, modelo DOA-P704-AA
- Campana extractora de gases, marca ESCO, modelo EFD-4B3
- Cromatógrafo líquido de alta resolución HPLC, marca Agilent Technologies, modelo 1200 Series.
- Desecador de vidrio
- Destilador de agua, marca IVYMEN, modelo DESA 0075
- Espectrofotómetro infrarrojo con transformada de Fourier (Thermo Electron Corporation,
- Nicolet 380 FT-IR) y accesorio ATR de diamante de un golpe.
- Espectrofotómetro UV- Visible (Thermo Electron Corporation, Evolution 300)
- Estufa de madera
- Estufa, marca MENMERT, modelo UNE 400
- Lámpara UV, longitud dual 254, 366 nm, marca CAMAG®
- Rotavapor marca BUCHI, modelo CH-9230 Flawil

3.3.3 Reactivos

- Acetato de etilo ($C_4H_8O_2$) Q.P.
- Acetato de plomo 5% $Pb(C_2H_3O_2)_2$.
- Acetona (C_3H_6O) Q.P.
- Ácido clorhídrico (HCl) Q.P.
- Ácido pícrico ($C_6H_3N_3O_7$) Q.P.
- Ácido sulfúrico (H_2SO_4) Q.P.
- Alumbre de potasio ($KAl(SO_4)_2 \cdot 12H_2O$) Q.P.
- Butanol ($C_4H_{10}O$) Q.P.
- Cloruro de mercurio (II), 5% ($HgCl_2$).
- Cloruro férrico, 1% ($FeCl_3$).
- Dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_7$) QP
- Etanol 96% (C_2H_6O).
- Éter de petróleo ($C_6H_{14}O$) Q.P.
- Hidróxido de sodio (NaOH) Q.P.
- Limadura de magnesio (Mg).
- Metanol, Q.P. (CH_3OH) Q.P.
- Sulfato ferroso de aluminio hidratado denominado qollpa amarilla
- Sulfato de cobre (II) pentahidratado ($CuSO_4 \cdot 5H_2O$).
- Sulfato de hierro (II) ($FeSO_4$) Q.P.
- Sulfato de aluminio denominado qollpa blanca

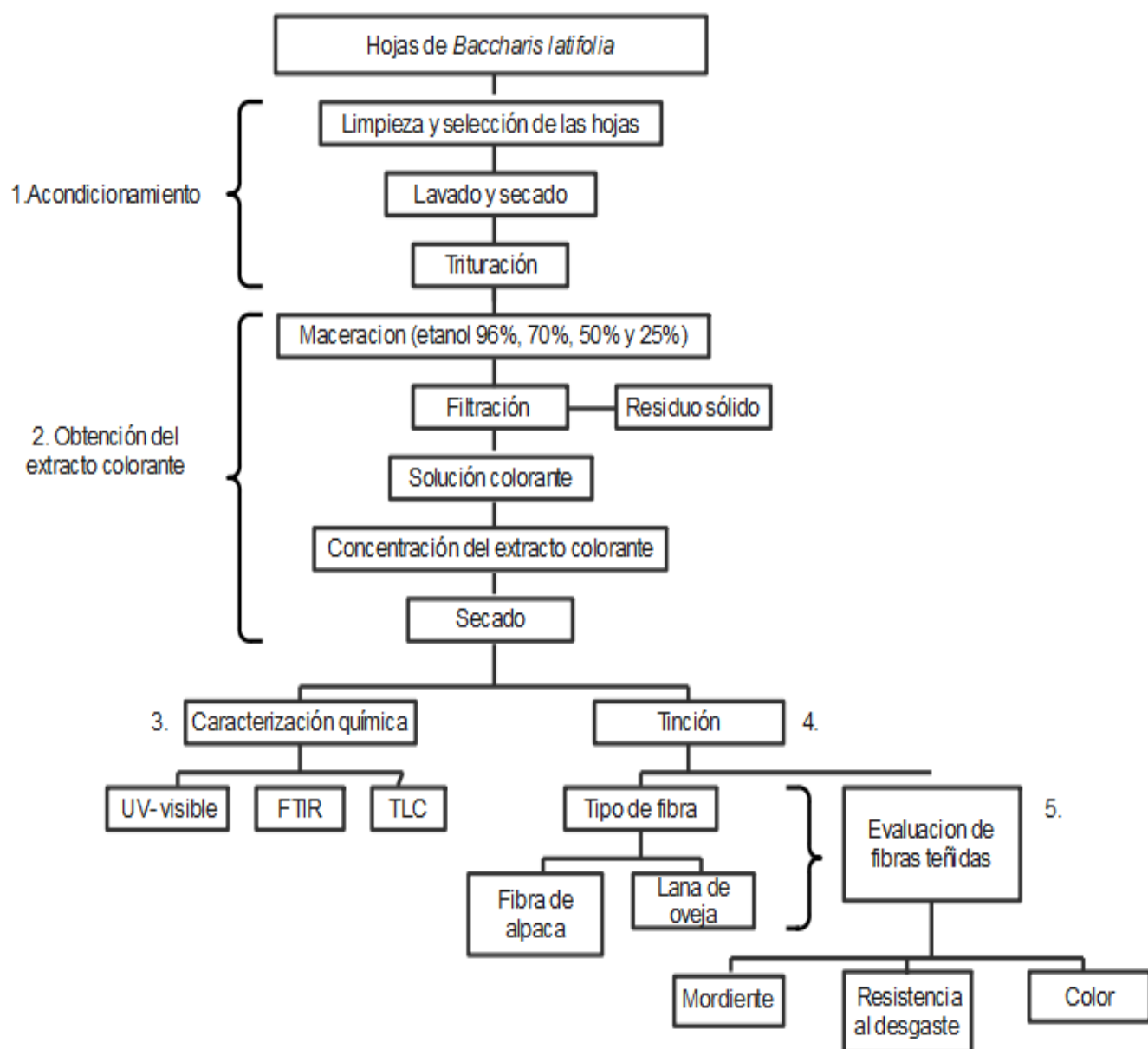
- Tartrato de sodio y potasio ($\text{KNaC}_4\text{H}_4\text{O}_6 \cdot 4\text{H}_2\text{O}$) Q.P.
- Vainillina, 1% ($(\text{CH}_3)(\text{OH})\text{C}_6\text{H}_3\text{CHO}$).

3.4 DISEÑO EXPERIMENTAL

3.4.1 Diseño

Figura 15

El siguiente diagrama simplifica las etapas desarrolladas



Fuente: Elaboración propia

3.5 MATERIAL VEGETAL

3.5.1 Identificación Taxonómica

Para la identificación de la especie *Baccharis latifolia* “chillca”, se recolectó el tallo con hojas en estadio de floración, luego se secó dentro de papel, seguidamente se trasladó al Herbario Vargas para la correspondiente identificación taxonómica, Anexo 1.

3.5.2 Autorización para uso de especie con fines de investigación- SERFOR

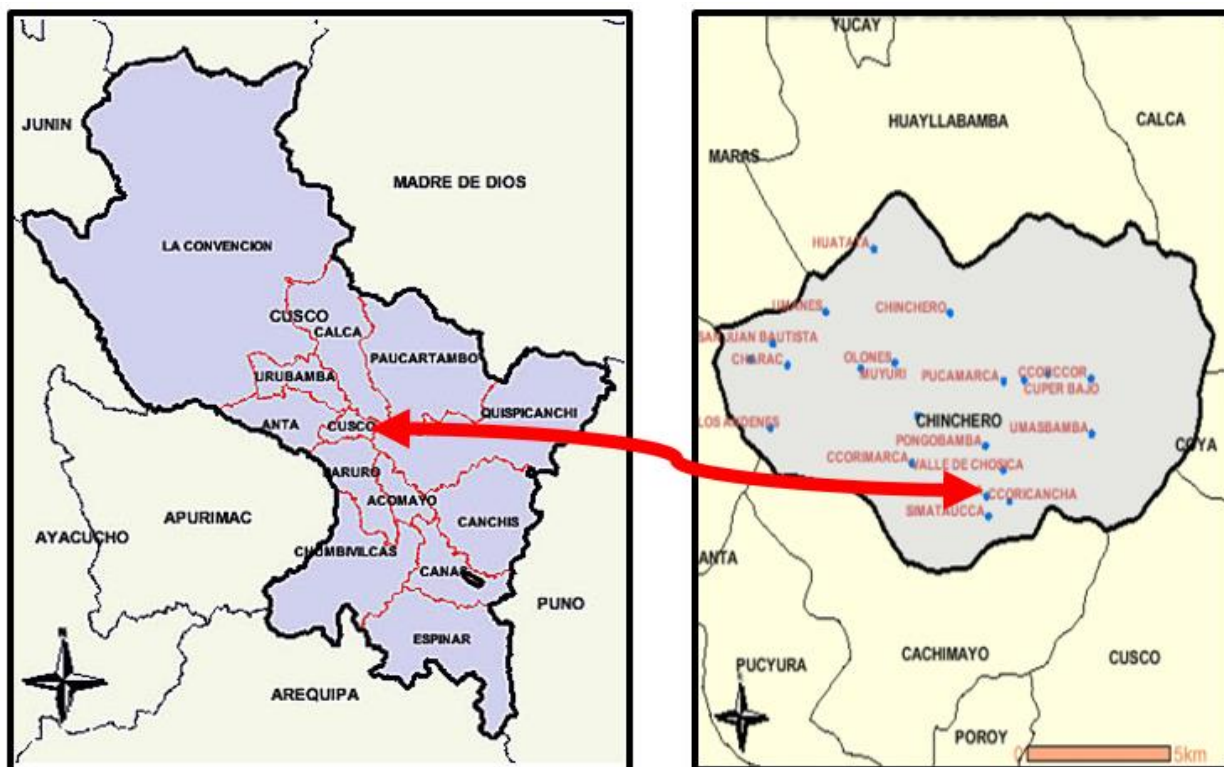
Se solicitó autorización para el muestreo de la especie con fines de investigación científica en flora, fuera de Áreas Naturales Protegidas, como parte del proyecto titulado “Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* “Chillca”. El muestreo se desarrolló en la Asociación de Propietarios Agrícolas Ccoricancha (Anexo 2).

3.5.3 Muestreo del Material Vegetal

El muestreo de *Baccharis latifolia* “chillca” se realizó en la provincia de Urubamba, distrito de Chinchero exactamente en la Asociación de Propietarios Agrícolas Ccoricancha, a una altitud de 3754 m.s.n.m., departamento del Cusco, ubicado a unos cuarenta minutos de la ciudad de Cusco. Se recolectó 3000 g de la planta con el tallo y sus hojas con mucho cuidado. Se secó bajo condiciones ambientales sin contacto directo con la luz. Finalmente se trasladó en una caja al laboratorio para su análisis.

Figura 16

Ubicación geográfica de la zona de muestreo- Distrito de Chinchero, Provincia Urubamba



3.5.4 Clasificación y Limpieza

Las hojas recolectadas se lavaron con agua potable para eliminar las impurezas como polvo, tierra e insectos. Clasificándolas según su buen estado de conservación.

3.5.5 Secado

Las hojas y tallo se dejaron encima del papel Kraft, al medio ambiente por dos semanas, sin radiación solar directa, a temperatura ambiente (18°C) hasta estar completamente secas y con peso constante.

3.5.6 Trituración

Debido a que las hojas eran muy frágiles y fáciles de manipular, utilizando guantes de nitrilo se desmenuzaron hasta un tamaño aproximado de 0.2 cm y se tamizó usando malla de 0.2 cm.

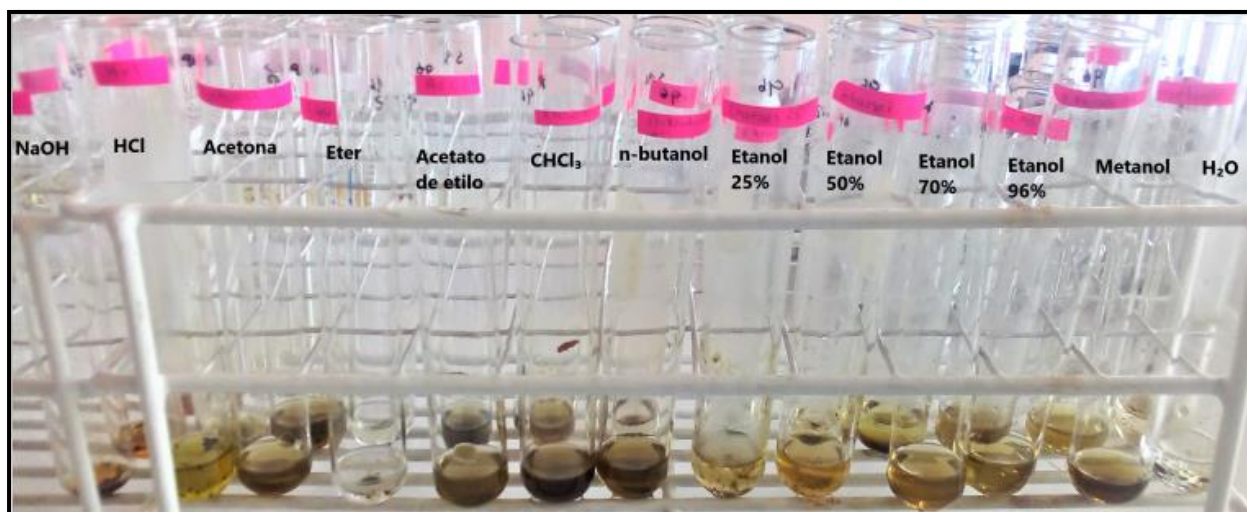
3.6 OBTENCIÓN DE LOS EXTRACTOS HIDROETANÓLICOS DE *Baccharis latifolia* CHILLCA (CH)

3.6.1 Obtención de los extractos de *Baccharis latifolia* “chillca”

Las hojas se maceraron en cuatro concentraciones diferentes de etanol (96%, 70%, 50% y 25%). Para el macerado al 96% (CH-96) se pesó 414 g de hojas trituradas con 2898 mL de etanol al 96 %. En caso del macerado al 70% (CH-70) se utilizó 413 g de muestra luego se añadió 2891 mL de etanol de 70 %. Para el macerado del 50% (CH-50) se pesó 171 g de muestra y se agregó 1197 mL de etanol de 50 %. Para el macerado al 25% (CH-25) se pesó 164 g de muestra y se agregó 1148 mL de etanol a 25%, todas las concentraciones con una proporción de 0.14g/mL. Cada una de las cuatro maceraciones se colocaron en frascos de color ámbar, se taparon y dejaron en reposo por 72 h, agitándose una vez al día. Se filtraron y se concentraron en rotavapor Buchi, con baño maría a 60°C, 80 RPM y 175 mbar de presión, para evitar la degradación de los principios activos presentes en el extracto. Luego, cada concentrado se filtró nuevamente para eliminar la clorofila. Finalmente, el extracto colorante obtenido se secó a temperatura menor de 60 °C, en estufa. Obteniéndose 60.99 g de (CH-96), 65.92g de (CH-70), 35.96 g de (CH-50) y de (CH-25) 31.81 g de extracto colorante.

3.6.2 Análisis de la solubilidad del extracto

Se pesaron 0.01 g de cada extracto (CH-96, CH-70, CH-50, CH-25), y se colocaron en 13 tubos de ensayo (Figura 17), después a cada uno de ellos se adicionaron los diferentes solventes: Agua, etanol (96%), etanol (70%), etanol (50%), etanol (25 %), metanol, n-butanol, éter, hidróxido de sodio al 10%, ácido clorhídrico al 10%, acetona, acetato de etilo y cloroformo agitándolos constantemente se observó la solubilidad. También se analizó en caliente (dependiendo del tipo de solvente según la temperatura de ebullición correspondiente a cada solvente indicado). Los resultados se muestran en la Tabla 7 y adicionalmente la imagen de los resultados de solubilidad de los extractos al 96% (CH-96) se muestran en la Figura 17 los correspondientes al extracto obtenido al 70%, 50% y 25% se muestran en los Anexos 6-B y 7.

Figura 17*Conducta de la solubilidad en frio de extracto al 96% (CH- 96)*

3.6.3 Purificación de extracto colorante

Se pesó 10 g de cada extracto seco, se traspasó a un matraz de 500 mL luego se añadió 400 mL de agua destilada hervida poco a poco agitando constantemente y se filtró al vacío. Esta solución se trasvasó a una pera de decantación de 1000 mL se añadió un total de 150 mL acetato de etilo poco a poco se agitó y se separó la fase orgánica seguidamente se añadió sulfato de magnesio anhidro para a deshidratar y se filtró. Se traslado al equipo de rotavapor la muestra filtrada para separar el acetato de etilo en las siguientes condiciones (presión 240 mbar, rotación 55 - 100 RPM, 60 °C) hasta la sequedad. Se disolvió añadiendo 3 mL de etanol al 96% para todas las concentraciones de extracto y se trasvasó a un vial el cual fue rotulado. Los resultados de rendimiento se muestran en la Tabla 9.

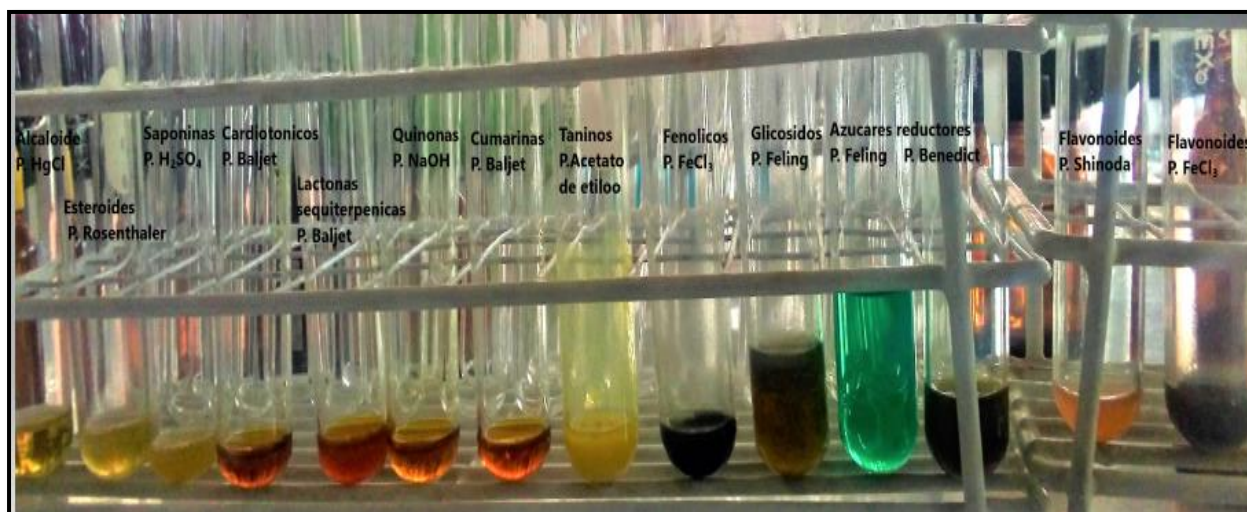
3.7 CARACTERIZACIÓN DEL EXTRACTO COLORANTE

3.7.1 Análisis fitoquímico preliminar

Se pesó aproximadamente 0.05 g de cada extracto (CH- 96%, CH-70%, CH-50% y CH-25%) en un tubo de ensayo y se solubilizó con etanol con la respectiva concentración (96%, 70%, 50% y 25%). En seguida a partir de estas diluciones se realizaron las pruebas específicas descritas más adelante. Como ejemplo, para el extracto al 50% (CH-50) se muestran los resultados en la Figura 18 y los datos de todos los extractos se observan en Tabla 8.

Figura 18

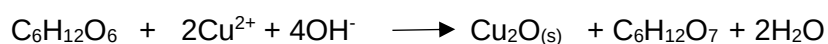
Dilución del extracto al 50% (CH-50) previo al análisis fitoquímico preliminar



3.7.1.1 Determinación de azúcares reductores

a) Prueba de Fehling

A 0.5 mL de extracto disuelto en EtOH se añadió 1 mL de agua destilada hervida, seguidamente se adicionó el reactivo de Fehling (1 mL de Fehling A y 1 mL de Fehling B), se llevó a ebullición por 5 min. El resultado positivo se confirma con la formación de precipitado color rojo ladrillo.



Reacción de glucosa con el reactivo Fehling y Benedict.

b) Prueba de Benedict

Se midió 0.5 mL de extracto disuelto en EtOH y adicionó a un tubo de ensayo, se agregó 1 mL de reactivo Benedict. Después se sometió a calor por 5 min. El resultado positivo es cuando se observa un precipitado rojo ladrillo.

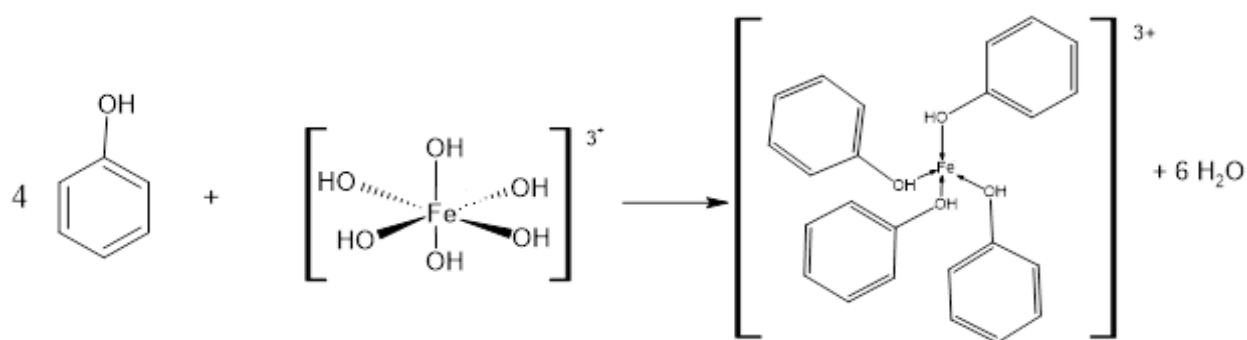
3.7.1.2 Determinación de Fenoles

a) Prueba de cloruro férrico

Se midió 0.5 mL de extracto previamente disuelto en EtOH y se agregó 1 a 2 gotas de FeCl_3 al 1%. Los resultados positivos dieron coloraciones azul verdosas y presencia de precipitados. La ecuación de la reacción se muestra en la Figura 19 (Cabrera Forero, 2020).

Figura 19

Formación de complejos fenólicos con cloruro férrico acuoso



Fuente: Elaboración propia.

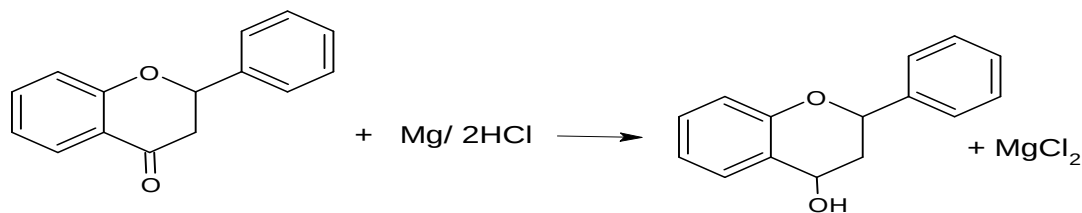
3.7.1.3 Determinación de flavonoides (Cabrera Forero, 2020)

a) Prueba de Shinoda

Para la identificación de flavonoides se tomó 0.5 mL del extracto más limaduras de magnesio metálico y 2 a 3 gotas HCl (c). Las coloraciones rojo, magenta, violeta o azul son indicativas de la presencia de flavonas, flavonoles, isoflavonas y chalconas mientras que, las auronas no producen color. La reacción correspondiente se muestra en la Figura 20.

Figura 20

Reacción química de la prueba de Shinoda para la detección de flavonoides



Fuente: Elaboración propia.

b) Prueba de cloruro férrico

Se realizó para verificar la presencia de flavonoides. Se midió 0.5 mL de extracto añadiéndole de 2 a 3 gotas de cloruro férrico. Dando resultado positivo para coloraciones azul verdoso y azul petróleo se muestra en la Figura 19.

c) Prueba de ácido sulfúrico

A un tubo de ensayo se añadió 0.5 mL de extracto y 2 mL de ácido sulfúrico concentrado. Dando positivo las siguientes coloraciones.

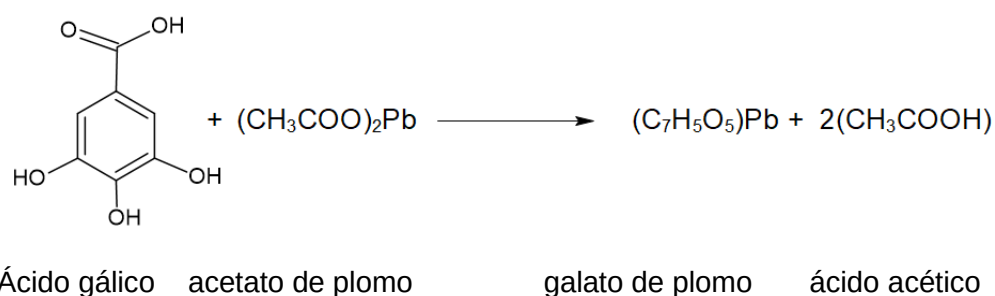
- Amarillo : Flavanonas y flavonoles
- Anaranjado a guinda : Dihidroflavonas y flavanonas
- Rojo-guinda o rojo-azuladas : Chalconas y auronas

3.7.1.4 Determinación de taninos

a) Prueba de acetato de plomo 5%

En un tubo de ensayo, a 0.5 mL de extracto se agregó 2 a 3 gotas de acetato de plomo al 5%. Mostrando positivo la formación de precipitado pardo o tanato de plomo como se observa en la reacción.

Reacción de tanino con acetato de plomo



b) Prueba de cloruro férrico

Se tomó 0.5 mL de muestra se añadió 1 a 2 gotas de cloruro férrico al 5%. El color verde-azul indica la presencia de taninos, mientras que la coloración rojo-vino la presencia de compuestos fenólicos. La reacción se muestra en la Figura 19.

3.7.1.5 Determinación de cumarinas

a) Prueba de Baljet

Se añadió 0.5 mL de extracto y después 2 a 3 gotas de reactivo Baljet. Las coloraciones naranjas a rojo oscuros indicaron presencia de cumarinas.

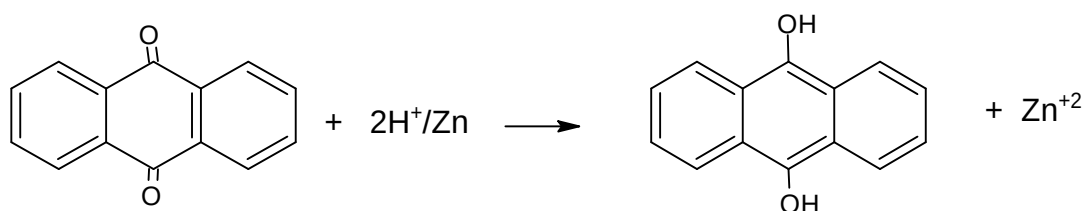
3.7.1.6 Determinación de quinonas

a) Prueba de Hidróxido de Sodio

A 0.5 mL de extracto se añadió 2 gotas de hidróxido de sodio al 5%. El resultado positivo es coloración amarilla intensa, ejemplo figura 21.

Figura 21

Reacción química de Borntrager



3.7.1.7 Determinación de lactonas Sesquiterpenica

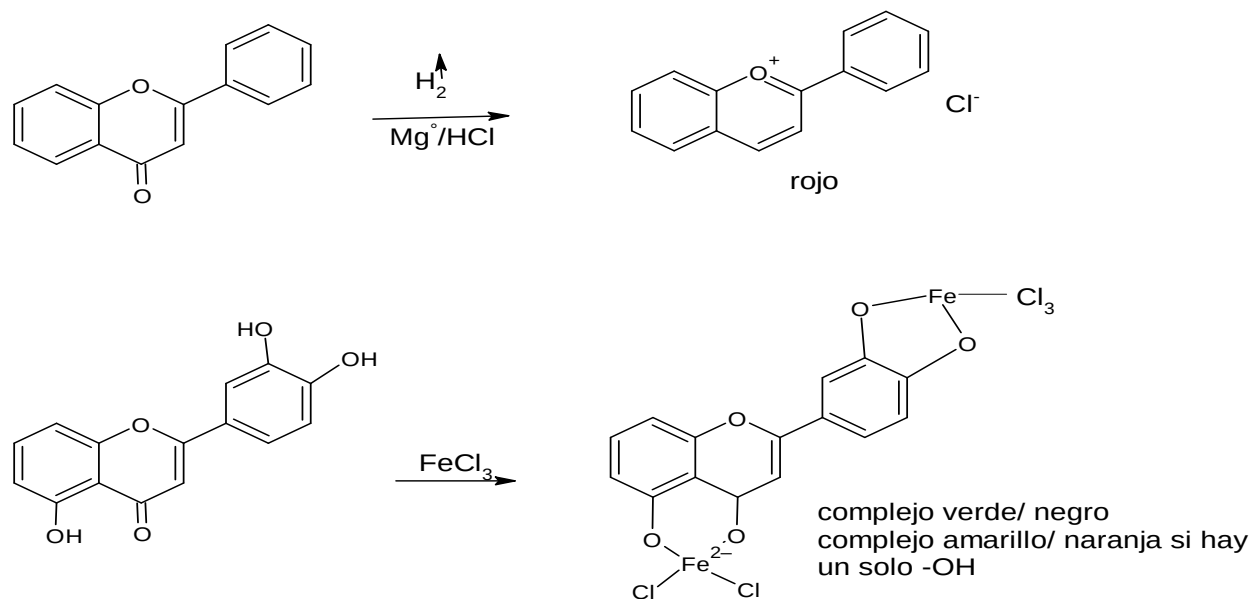
a) Prueba de Baljet

A 2 mL de extracto se agregó 2 mL de reactivo Baljet en volúmenes iguales. Las coloraciones naranja o rojo son indicativos de presencia de lactonas.

3.7.1.8 Determinación de cardiotónico

a) Prueba de Baljet

A 0.5 mL de extracto se agregó 1 mL de reactivo Baljet. Dando resultando positivo coloraciones rojas, naranja – rojiza o violeta.

Figura 22*Prueba cualitativa para determinación cardiotónicos*

Fuente: Elaboración propia.

3.7.1.9 Determinación de saponinas**a) Prueba de ácido sulfúrico**

En un tubo de ensayo se añadió 0.5 mL de extracto se agregó 1 a 2 gotas de ácido sulfúrico

(c). Dando resultado positivo cuando da coloración amarillenta que luego pasa al rojo.

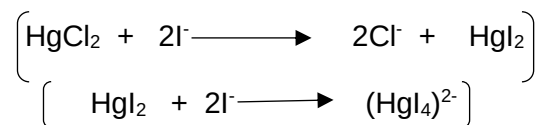
3.7.1.10 Determinación de esteroides**a) Prueba de Rosenthaler**

A 0.5 mL de muestra se agregó una solución etanólica de vainillina al 1% más una gota de ácido clorhídrico concentrado. La formación de coloraciones violeta o violeta azulado son indicativas de la presencia de esteroides.

3.7.1.11 Determinación de alcaloides**a) Prueba de cloruro de mercurio**

Se añadió 0.5 mL de extracto, se agregó la solución de cloruro de mercurio al 5%. La formación de precipitado blanco o amarillo, amorfo o cristalizado son resultados positivos como se observa en la reacción.

Reacción de precipitación con cloruro de mercurio



3.7.2 Caracterización por técnicas espectroscópicas

3.7.2.1 Espectrofotometría Ultravioleta - Visible (UV-vis)

Se prepararon diluciones de los extractos a una concentración que dieran una absorbancia inferior a 1. Se usó un espectrofotómetro Evolution 300 y cubetas de cuarzo. Así, para el extracto al 96% (CH-96) se pesó 0.067 mg y se adicionó en 4.5 mL (0.014 mg/mL); para el extracto al 70% (CH-70) se adicionó 4 mL de etanol a 0.0475 mg de extracto (0.011 mg/mL); en caso del extracto al 50% (CH-50) se pesaron 0.089 mg y adicionó 5.5 mL de etanol (0.016 mg/mL); por último, para el extracto al 25% (CH-25) de extracto se utilizó 0.105 mg se adicionó a 5 mL de etanol (0.021 mg/mL). Para el análisis UV-Vis se utilizó como blanco etanol absoluto y el método de barrido entre 200 nm a 700 nm, con resolución 2 nm, a condiciones ambientales. Los espectros se colectaron con el software Visión Pro y se muestran en la figura 23 y Tabla 1.

$$\text{concentración} = \frac{\text{masa}}{\text{volumen}} \text{-----Ecuación (1)}$$

Tabla 1

Concentración del extracto colorante

Nº	Extracto colorante	Peso de extracto colorante (mg)	Solvente mL	Concentración mg/mL
1	CH-96	0.067	4.5	0.014
2	CH-70	0.047	4	0.011
3	CH-50	0.089	5.5	0.016
4	CH-25	0.105	5	0.021

3.7.2.2 Espectroscopia Infrarroja (FTIR-ATR)

Los extractos sólidos y secos se analizaron con espectrofotómetro infrarrojo Nicolet 380 con accesorio ATR de diamante de un golpe. Para esto, cada extracto seco, obtenido con diferentes concentraciones de EtOH (CH-96, CH-70, CH-50, CH-25), se colocaron sobre el soporte de diamante, se midió en un rango de $400 - 4000\text{ cm}^{-1}$, resolución 4 cm^{-1} , bajo condiciones ambientales. Se colectó el fondo antes de cada muestra y se usó el software OMNIC v.9 para coleccionar y procesar los espectros.

Las fibras sin teñir y teñidas también fueron analizadas bajo las mismas condiciones, acondicionando las muestras sobre el diamante de tal manera que el contacto entre ellos sea el máximo posible.

3.7.3 Caracterización por cromatografía

3.7.3.1 Cromatografía de capa fina (CCF)

Los extractos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25 se analizaron por cromatografía de capa fina (TLC), utilizando cromatoplasmas de sílica gel 60 F254 con fase estacionaria y fase móvil la mezcla de solventes acetato de etilo-ácido fórmico-ácido acético (100:11:11) para glicosidos (Figura 25) (Lock et al., 2006). En cambio, para las agliconas se utilizó una mezcla de cloroformo-acetona-ácido fórmico (75:16.5:8.5) Figura 26. En la placa, también se sembraron los patrones de metabolitos secundarios: Quercetina (Q), ácido cafeico (A.C.), Naringenina (N), hesperidina (H) y ácido tánico (A.T.). Terminando el recorrido, se secó y reveló con Naturstoff (éster del ácido 2- aminoetil difenilbórico), y bajo lámpara UV 254 y 366 nm. Los resultados para (CH-96, CH-70, CH-50, CH-25) se muestran en las figuras 25 y 26.

3.7.3.2 Cromatografía en Columna

El extracto colorante al 50% (CH-50) se eligió para someterlo a cromatografía de columna porque en la CCF se observó mayor cantidad de componentes de flavonoides a comparación de los otros extractos (CH-96, CH-70 y CH-25), se pesó 0.3 g de muestra, se utilizaron 21 viales de 15 mL para colecta de las fracciones y se utilizó una jeringa para acelerar la separación. La fase estacionaria fue sílica gel de malla (200-400), 60 A° , volumen de poro $0.75\text{ cm}^3/\text{g}$ y

superficie aproximada de a 500 m²/g, y con fase móvil se usó la mezcla de 10 mL de CHCl₃:CH₃OH en diferentes proporciones de cómo se observa en la Tabla 2.

Tabla 2
Proporciones de fase móvil

Fracciones	Proporción de solvente CHCl ₃ :CH ₃ OH (mL)
M-1	10:0.0
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	0.0:10.0

Posteriormente cada uno de las fracciones colectadas se analizaron por cromatografía de capa fina (CCF), con la fase móvil antes indicada para glicósidos y utilizando los patrones de quercetina (Q), rutina (R), ácido rosmarinico (A.R.), naringenina (N), hesperidina (H) y ácido cafeico (A.C.). Para las agliconas también se sembró los mismos patrones de metabolitos secundarios para la comparación. Terminando el desarrollo de las cromatoplasas se reveló con la lámpara UV 254 y 366 nm. Los resultados se muestran en la figura 27 y 28.

Las fracciones también se analizaron por espectroscopia UV visible. Como blanco se utilizó etanol absoluto, se compararon con patrones de ácido rosmarinico, ácido cafeico, rutina y naringenina. Los resultados se observan en la figura 29, 30 y Tabla 2.

3.7.3.3 Cromatografía líquida de alta resolución HPLC

Las fracciones M-7, M-10, M-14 y M-15 se analizaron por HPLC debido a que presentan componentes como flavonoide y fenoles, se midió 1mL de muestra y se colocó en un vial, cuyo secado se realizó a 40°C en presencia de nitrógeno. Se uso la siguiente metodología, 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: 20.0% (Acetonitrilo (CH_3CN) con ácido fosfórico 1%), detección isocrático, 370.4 nm para quercetina y (ácido rosmarinico, ácido cafeico con 285.4 nm). Los cromatogramas de HPLC se muestran en figura 31.

3.8 TINCIÓN DE FIBRAS CON LOS EXTRACTOS OBTENIDOS

Se peso 15 g de extracto colorante para cada 100 g de lana o fibra seguidamente se sumergió en agua tibia entre (37°C - 40°C) por una hora, esto para que el mordiente o colorante acceda en la lana, el extracto colorante se solubilizó en etanol a concentraciones de (96%,70%,50% y 25%), para este proceso se pesó previamente el extracto y disolvió en etanol a concentraciones de 96%, 70%, 50% y 25% respectivamente. Seguidamente se añadió este extracto solubilizado en agua destilada hervida, se colocó la lana húmeda en agua en ebullición se utilizó la cantidad de agua necesaria hasta sumergir la lana o que esta se mueva libremente ya con extracto colorante por 5 minutos. Se retiró la lana o fibra, para añadir el mordiente hasta disolverlo por completo, seguidamente se volvió a sumergir la lana o fibra que se sacó, llevar a ebullición por 60 min. Después, se lavó con agua en abundancia hasta que esta no presente color, se secó. Todo el proceso se realizó por mordentado directo según descrito en la Tabla 3 y 4.

Los mordientes utilizados fueron:

- **Sulfato ferroso de aluminio hidratado llamado “qollpa amarilla”:** En la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.3 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 4, 80 °C, en un tiempo 60 min.
- **Sulfato de aluminio llamado “qollpa blanca”:** Para la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.6 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 4, 80 °C, en un tiempo 60 min.
- **Sulfato de cobre (II) (CuSO₄):** Para la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.5 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 4, 80 °C, en un tiempo 60 min.
- **Alumbre de potasio (KAl(SO₄)₂·12H₂O):** Para la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.2 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 4, 80 °C, en un tiempo 60 min.
- **Sulfato de amonio y hierro (II) (Fe(NH₄)₂(SO₄)₂·6H₂O):** Para la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.3 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 5, 80 °C, en un tiempo 60 min.
- **Sulfato de hierro (II) (FeSO₄):** Para la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.6 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 5, 80 °C, en un tiempo 60 min.
- **Dicromato de potasio (K₂Cr₂O₇):** Para la fibra de alpaca y lana de oveja se utilizó las siguientes proporciones para 1 g de lana se añadió 0.15 g de colorante, 0.2 g de mordiente, 50 mL H₂O, pH 6, 80 °C en un tiempo 60 min.

Tabla 3*Condición para la tinción de fibra de alpaca con extracto CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25*

Mordiente	Extracto colorante	Fibra para tinción	Fibra (g)	Extracto colorante (g)	Mordiente (g)	Tiempo (min)	Temp. (°c)	pH	Agua (mL)
Qollpa amarilla	CH-96%	Alpaca	3.027	0.454	0.408	60	80	4	151
	CH-70%	Alpaca	3.059	0.458	0.917	60	80	4	153
	CH-50%	Alpaca	3.255	0.488	0.976	60	80	4	163
	CH-25%	Alpaca	3.217	0.482	0.965	60	80	4	161
Qollpa blanca	CH-96%	Alpaca	3.139	0.470	1.883	60	80	4	157
	CH-70%	Alpaca	3.128	0.469	1.876	60	80	4	156
	CH-50%	Alpaca	3.132	0.469	1.879	60	80	4	157
	CH-25%	Alpaca	3.130	0.469	1.878	60	80	4	157
CUSO ₄	CH-96%	Alpaca	3.202	0.480	1.601	60	80	4	160
	CH-70%	Alpaca	2.952	0.442	1.476	60	80	4	148
	CH-50%	Alpaca	2.955	0.443	1.477	60	80	4	148
	CH-25%	Alpaca	2.963	0.494	1.481	60	80	4	148
KAl(SO ₄) ₂ ·12H ₂ O Alumbre de potasio	CH-96%	Alpaca	2.952	0.442	0.590	60	80	4	148
	CH-70%	Alpaca	3.078	0.461	0.615	60	80	4	154
	CH-50%	Alpaca	2.854	0.428	0.570	60	80	4	143
	CH-25%	Alpaca	2.970	0.445	0.594	60	80	4	149
Fe(NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂	CH-96%	Alpaca	3.001	0.450	0.900	60	80	4	150
	CH-70%	Alpaca	3.234	0.485	0.970	60	80	4	162
	CH-50%	Alpaca	3.072	0.460	0.921	60	80	4	154
	CH-25%	Alpaca	2.913	0.436	0.817	60	80	4	146
FeSO ₄	CH-96%	Alpaca	2.674	0.401	1.604	60	80	5	134
	CH-70%	Alpaca	2.840	0.426	1.704	60	80	5	142
	CH-50%	Alpaca	2.749	0.419	1.019	60	80	5	137
	CH-25%	Alpaca	2.795	0.419	1.677	60	80	5	140
K ₂ Cr ₂ O ₇	CH-96%	Alpaca	3.071	0.460	0.614	60	80	6	154
	CH-70%	Alpaca	2.922	0.438	0.584	60	80	6	146
	CH-50%	Alpaca	2.913	0.436	0.582	60	80	6	146
	CH-25%	Alpaca	3.007	0.451	0.601	60	80	6	150

Tabla 4

Condición para la tinción de lana de oveja con extracto CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25

Mordiente	Extracto colorante	Lana para tinción	Lana (g)	Extracto colorante (g)	Mordiente (g)	Tiempo (min)	Temp. (°c)	pH	Agua (mL)
Qollpa amarilla	CH-96%	Oveja	0.936	0.140	0.280	60	80	4	47
	CH-70%	Oveja	1.021	0.153	0.306	60	80	4	51
	CH-50%	Oveja	0.703	0.105	0.210	60	80	4	35
	CH-25%	Oveja	0.776	0.116	0.238	60	80	4	39
Qollpa blanca	CH-96%	Oveja	0.676	0.101	0.405	60	80	4	34
	CH-70%	Oveja	1.021	0.153	0.612	60	80	4	51
	CH-50%	Oveja	0.703	0.105	0.421	60	80	4	35
	CH-25%	Oveja	0.776	0.116	0.465	60	80	4	39
CUSO ₄	CH-96%	Oveja	0.952	0.142	0.476	60	80	4	48
	CH-70%	Oveja	0.474	0.113	0.377	60	80	4	24
	CH-50%	Oveja	0.828	0.124	0.414	60	80	4	41
	CH-25%	Oveja	0.819	0.122	0.409	60	80	4	41
KAl(SO ₄) ₂ .12H ₂ O Alumbre de potasio	CH-96%	Oveja	0.754	0.113	0.150	60	80	4	38
	CH-70%	Oveja	0.769	0.115	0.153	60	80	4	38
	CH-50%	Oveja	0.792	0.118	0.158	60	80	4	40
	CH-25%	Oveja	0.800	0.120	0.160	60	80	4	40
Fe(NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂	CH-96%	Oveja	0.821	0.123	0.246	60	80	4	41
	CH-70%	Oveja	0.817	0.122	0.245	60	80	4	41
	CH-50%	Oveja	0.817	0.122	0.245	60	80	4	41
	CH-25%	Oveja	0.843	0.126	0.252	60	80	4	42
FeSO ₄	CH-96%	Oveja	0.801	0.120	0.480	60	80	5	40
	CH-70%	Oveja	0.797	0.119	0.478	60	80	5	40
	CH-50%	Oveja	0.875	0.131	0.525	60	80	5	44
	CH-25%	Oveja	0.819	0.122	0.491	60	80	5	41
K ₂ Cr ₂ O ₇	CH-96%	Oveja	1.299	0.194	0.254	60	80	6	65
	CH-70%	Oveja	1.328	0.199	0.265	60	80	6	66
	CH-50%	Oveja	1.272	0.190	0.254	60	80	6	64
	CH-25%	Oveja	1.178	0.176	0.235	60	80	6	59

3.9 EVALUACIÓN DE FIBRAS TEÑIDAS

Las lanas y fibras se evaluaron con los parámetros de la Tabla 5, los cuales muestran por escalas.

Tabla 5

Parámetros para determinar la resistencia

PARAMETRO	ESCALA
No destiñe (Excelente)	5
Destiñe un poco (Muy Bueno)	4
Destiñe sensiblemente (Bueno)	3
Destiñe fuertemente (Regular)	2
Destiñe muy fuerte (Malo)	1

Fuente: *Paredes Martínez, 2002.*

3.9.1 Prueba de Resistencia

3.9.1.1 Solidez a luz

Sobre una tira de cartulina negra 3 x 6 cm, cada una de las lanas o fibras teñidas se colocaron dentro de una bolsa de polietileno, y se expone a la luz durante un periodo de tres semanas, durante el cual se observó la degradación del color.

3.9.1.2 Solidez al frote

Se colocó una muestra de lana teñida y un testigo (fibra sin teñir) del mismo tamaño, se frotó con la mano durante un periodo de 10 minutos, se separaron las lanas y observó presencia de manchas.

3.9.1.3 Solidez al lavado

Se pesó 2 g de jabón neutro (pH= 7) para un 1L de agua hasta su disolución. Después, se enrollaron una lana teñida con un testigo (fibra sin teñir) y en seguida se puso la fibra en la solución de jabón se lavó por 10 minutos. Se procedió a enjuagar y observó en el testigo la presencia de jaspeado.

3.9.2 Espectroscopía Infrarroja

Las fibras teñidas y sin teñir se analizaron mediante espectroscopía infrarroja con transformada de Fourier la cual se mencionó en (3.7.2.2).

3.9.3 Color

Se usó el aplicativo color Grab es más que una simple app: es una aplicación práctica de la ciencia del color, la óptica y el procesamiento de imágenes digitales. Su precisión depende de la calidad de la cámara y de algoritmos de calibración que compensan factores externos como la luz ambiental (Rocha et al., 2022).

El Color Grab usa la cámara del dispositivo móvil para capturar una imagen y luego extraer los valores cromáticos de los píxeles seleccionados. Este proceso se basa en:

- ❖ **Conversión de espacios de color:** La cámara captura imágenes en el espacio **RGB (Red, Green, Blue)**, pero el software puede convertirlas a otros modelos como **CMYK (Cyan, Magenta, Yellow, Black)**, **HSV (Hue, Saturation, Value)**
- ❖ **Corrección de iluminación y balance de blancos:** Para obtener colores más precisos, el algoritmo ajusta los valores dependiendo de la luz ambiental (Rocha et al., 2022).

Color Grab trabaja con diferentes modelos de color utilizados en ciencia y tecnología:

- ❖ **RGB:** Utilizado en pantallas digitales y sensores de cámara.
- ❖ **HSV / HSL:** Modelos más intuitivos para la manipulación del color en diseño y edición de imágenes (Rocha et al., 2022).

Se utilizó este aplicativo color Grab capturando la imagen desde un celular y reconocer el color de las distintas lanas y fibras teñidas. Los resultados se muestran en la Figura 21 y 22.

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1 PORCENTAJE DE LOS EXTRACTOS COLORANTES

En la Tabla 6 se muestran los rendimientos de extracción, obtenidos a diferentes concentraciones de etanol (96%, 70%, 50% y 25%) de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca), maceradas a 72 y 168 horas, se prefirió trabajar con 72 horas debido a que el porcentaje de rendimiento fue mayor, con menor contenido de clorofila y secado más rápido, lo contrario sucedió a 168 horas. Denominándose extractos colorantes CH- 96, CH-70, CH-50 y CH-25.

$$\% \text{ Rendimiento} = \frac{\text{Peso del extracto colorante seco}}{\text{Peso bruto de muestra seca}} \times 100 \quad \dots\dots\dots \text{Ecuación (2)}$$

Tabla 6

Porcentaje de extracto colorante seco obtenido a partir de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca)

Tiempo de maceración	Código del extracto colorante	solvente de extracción (%)	Peso bruto de muestra (g)	Cantidad de solvente (mL)	Peso de extracto obtenido (g)	Color del extracto seco	Rendimiento del extracto colorante seco (%)	Concentración hojas/solvente (g/mL)
72 horas (3 días)	CH-96	Etanol 96	414	2898	60.99	Verde oscuro	15.0	0.14
	CH-70	Etanol 70	413	2898	65.95	Verde	16.0	0.14
	CH-50	Etanol 50	171	1197	35.96	Naranja oscuro	21.0	0.14
	CH-25	Etanol 25	164	1148	31.81	Naranja	19.0	0.14
168 horas (7 días)	CH-96-1	Etanol 96	216	1512	15.12	Verde oscuro	7.0	0.14

CH= Chillca

Preliminarmente, se verificó que el mejor tiempo de maceración usando etanol al 50%, fue de 72 horas, pues producía más rendimiento de extracto que el de 168 horas, por ello se usó este tiempo en las maceraciones posteriores.

La misma cantidad de hojas maceradas (0.14 g/mL) fue depositada en diferentes porcentajes de etanol, encontrándose que de manera general que, a menor porcentaje (CH-25) se obtuvo más extracto, excepto para CH-50 (21%). Los mayores porcentajes de rendimiento se obtuvieron en los extractos colorantes CH-50 (21%) y CH-25 (19%).

4.2 PRUEBA DE SOLUBILIDAD

Los cuatro extractos colorantes CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25 secos, obtenidos a partir de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca), se analizaron respecto a su solubilidad (Tabla 7).

Tabla 7
Solubilidad de los extractos de Baccharis latifolia

Disolvente	CH-96		CH-70		CH-50		CH-25	
	Frio	Calor	Frio	Calor	Frio	Calor	Frio	Calor
Éter	-	-	-	-	-	-	-	-
Cloroformo	+	+	++	++	-	-	-	-
Acetato de etilo	+	+	+	+	-	-	-	-
Acetona	-	+	-	+	-	-	-	-
n- butanol	-	++	-	-	-	-	-	-
HCl 10%	-	-	-	-	-	-	-	-
NaOH 10%	-	-	-	-	-	-	-	-
Etanol 96%	+++	+++	-	-	-	-	-	-
Etanol 70%	-	+	+++	+++	+	++	-	+
Etanol 50%	-	-	+	++	+++	+++	+	+++
Etanol 25%	-	-	+	+	+++	+++	+++	+++
Metanol	+++	+++	+++	+++	+	+	-	-
Agua	-	-	+	+	+	+	+	++

CH= extracto de hojas de chillca, +++ muy soluble, ++ soluble, + poco soluble, - Insoluble.

En la Tabla 7 se observa que, el extracto colorante CH-96 tiene componentes que son solubles en disolventes polares como el etanol 96% y metanol y poco soluble en disolventes apolares (cloroformo y acetato de etilo), estos componentes podrían ser flavonoides y compuestos fenólicos. Los componentes del extracto CH-70 son solubles en disolventes polares (EtOH 70% y MeOH) y poco soluble en disolventes apolares, indicando posible presencia de los mismos metabolitos que en el extracto CH-96. En caso del extracto CH-50 los componentes son solubles en disolventes más polares como el etanol (50%) y poco soluble en metanol, e insolubles en disolventes apolares, indicando posible presencia de cumarinas. En el extracto CH-25 los componentes son solubles en disolventes polares como el etanol (25%) y poco insoluble en disolventes apolares, pero la solubilidad incrementa con el calor, indicando posible presencia glucósidos de flavonoides, taninos y cumarinas entre otros.

4.3 ANÁLISIS FITOQUÍMICO PRELIMINAR DE LOS EXTRACTOS COLORANTES

Los cuatro extractos colorantes secos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25 de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca) se analizaron respecto a su análisis fitoquímico preliminar, los resultados se muestran en la Tabla 8.

Tabla 8

Resultados del análisis fitoquímico preliminar de los extractos colorantes

Determinación	Pruebas	Resultado esperado	Resultado obtenido	CH-96	CH-70	CH-50	CH-25
Fenoles	FeCl ₃ 1%	Precipitado azul verdoso o	Azul verdosa	+++	+++	+++	+++
Flavonoides	Shinoda	Rojo	Rojo	+++	+++	+++	++
	H ₂ SO ₄ ©	Anaranjado guinda –	Guinda	+++	+++	+++	+++
	FeCl ₃ 1%	Complejos coloreados	Azul verdosa	+++	+++	+++	+++
Taninos	Acetato de plomo (5%)	Precipitado pardo tantano	Amarillo	+	+	+	+
Cumarina	Baljet	Naranja a rojo	Naranja	++	++	++	++
Quinonas	NaOH (5%)	Amarilla intensa	Amarilla	++	++	+	+
Saponinas	H ₂ SO ₄ ©	Amarillenta	Guinda	-	-	-	-
Esteroides	Rosenthaler	Coloraciones diferentes	Azul oscuro	-	-	-	-
Antocianina	NaOH 20%	Coloracion rápida amarilla betacianinas	Amarilla	++	++	++	++
Antocianina	NH ₃	Decoloración de violeta a amarilla	Amarillo	+	+	+	+
Alcaloides	Cloruro de mercurio (5%)	Precipitado blanco- amarillo, amorfo o cristalizable	Naranja	-	-	-	-
Lactonas Sesquiterpenica	Baljet	Naranja o roja	Naranja	+++	+++	+++	+++
Azúcares reductores	Fehling	Precipitado rojo ladrillo	Celeste	-	-	-	-
Cardiotónicos	Baljet	Naranja- rojiza o violeta	Naranja	+++	+++	+++	+++

CH= chillca, +++ Abundante, ++ Moderado, + Leve, - Ausencia.

El análisis de estos resultados muestra concordancia con los resultados de solubilidad (Tabla 6), debido a que están presentes los compuestos fenólicos, flavonoides, lactonas Sesquiterpenica y cardiotonicos en abundancia. Las cumarinas y quinonas se presentan en cantidad moderada. En el caso de los taninos y antocianinas se encontró que están en

cantidad muy leve (+). Los metabolitos más frecuentes en mayor cantidad fueron los fenoles (+++), flavonoides (+++), lactonas (+++) y cardiotónicos (+++). De estos los posibles cromóforos serían los dos primeros. Prada et al., (2016) demostró de la especie *Baccharis* que contiene flavonoides, diterpenos y triterpenos y en poca cantidad cumarinas.

4.4 EXTRACTO COLORANTE PURIFICADO

Los extractos colorantes (CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25) de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca) purificados muestran un rendimiento reflejado en la Tabla 9 y su procedimiento fue descrito en el ítem 3.6.3.

Tabla 9
Porcentaje del extracto colorante purificado

Nº	Extracto colorante	Peso de extracto colorante (g)	Peso de colorante purificado obtenido (g)	Porcentaje extracto colorante purificado (%)
1	CH-96	10	2.153	21.53
2	CH-70	10	2.180	21.80
3	CH-50	10	2.314	23.14
4	CH-25	10	2.611	26.10

CH= chillca

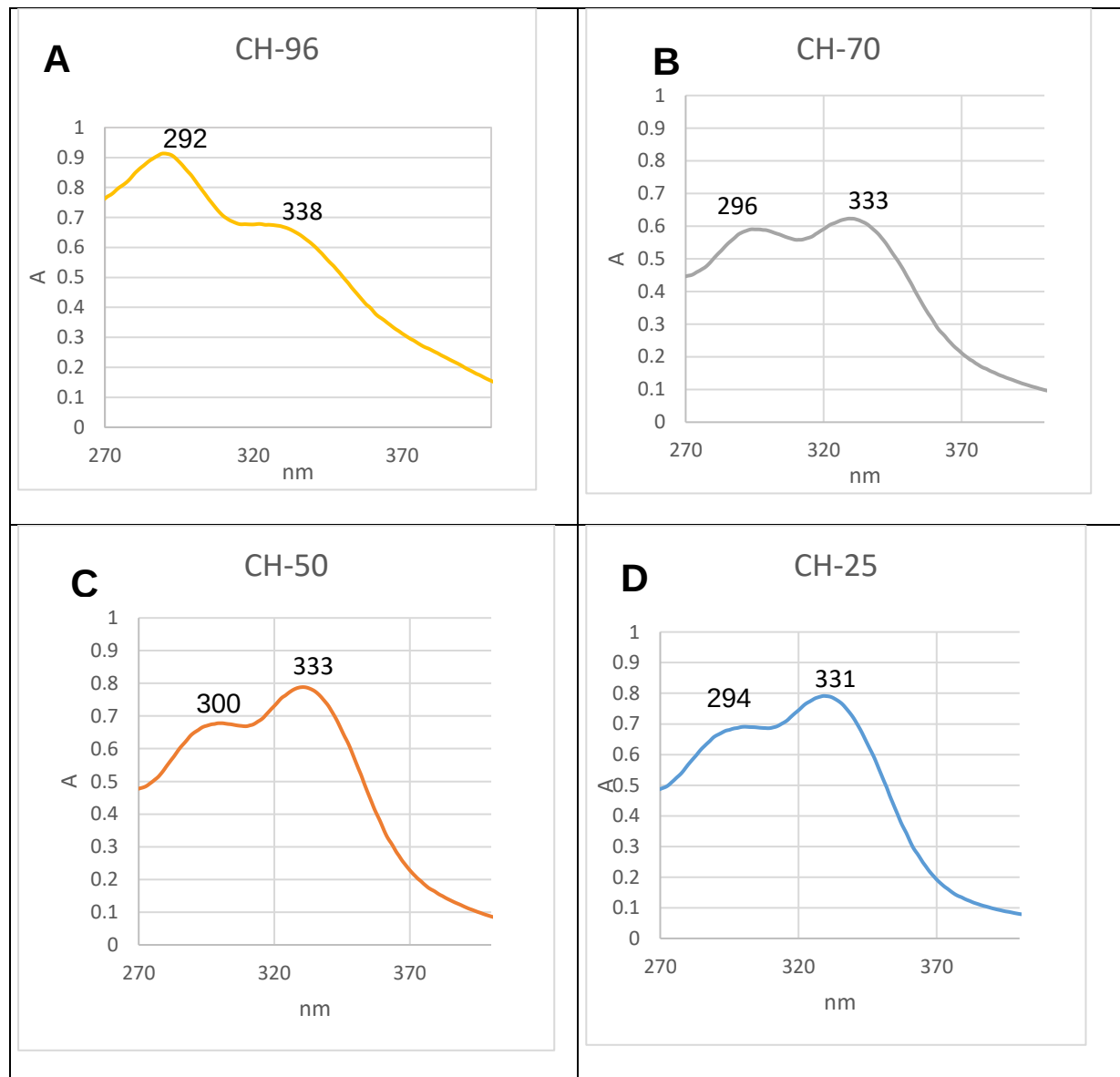
El mayor porcentaje de extracto purificado correspondió a CH-25 con un valor de 26.10 %. Extrapolando estos resultados, se puede afirmar que la tinción artesanal por ebullición acuosa de la planta, extrae menor diversidad de metabolitos secundarios, que el procedimiento que incluye etanol, maceración y purificación con acetato de etilo. En el colorante purificado se extrae los compuestos con polaridad más afín al agua.

4.5 ESPECTROSCOPIA UV- VIS DE LOS EXTRACTOS COLORANTE PURIFICADOS CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25

Los espectros UV-vis de los cuatro extractos colorantes purificados se muestran en la Figura 23 y Tabla 10. Dado que el análisis fitoquímico preliminar indica que los compuestos mayoritarios en la mezcla que constituyen los extractos son los compuestos fenólicos y

flavonoides, se puede afirmar que estos espectros UV-vis tienen mayor contribución de dichas sustancias.

Figura 23
Espectro del extracto colorante



CH=chillca

En la Figura 23 B y 23C (extractos CH-70 y CH-50 respectivamente) se observa similitud entre la banda I (~333 nm) y banda II (~300 a 296 nm) de los flavonoides (Gaete Pérez, 2018) con la de los extractos colorantes CH-70 y CH-50, siendo esto un indicador adicional de la presencia de compuestos fenólicos como los flavonoides. Los extractos CH-96 y CH-25 tienen

un perfil diferente comparado con los otros extractos CH-70 y CH-50, indicando que los metabolitos presentes son otros.

Tabla 10

Bandas de los extractos colorantes

N°	Extracto colorante	Concentración mg/mL	Banda I nm	Banda II nm
1	CH-96	0.014	338	292
2	CH-70	0.011	333	296
3	CH-50	0.016	333	300
4	CH-25	0.021	331	294

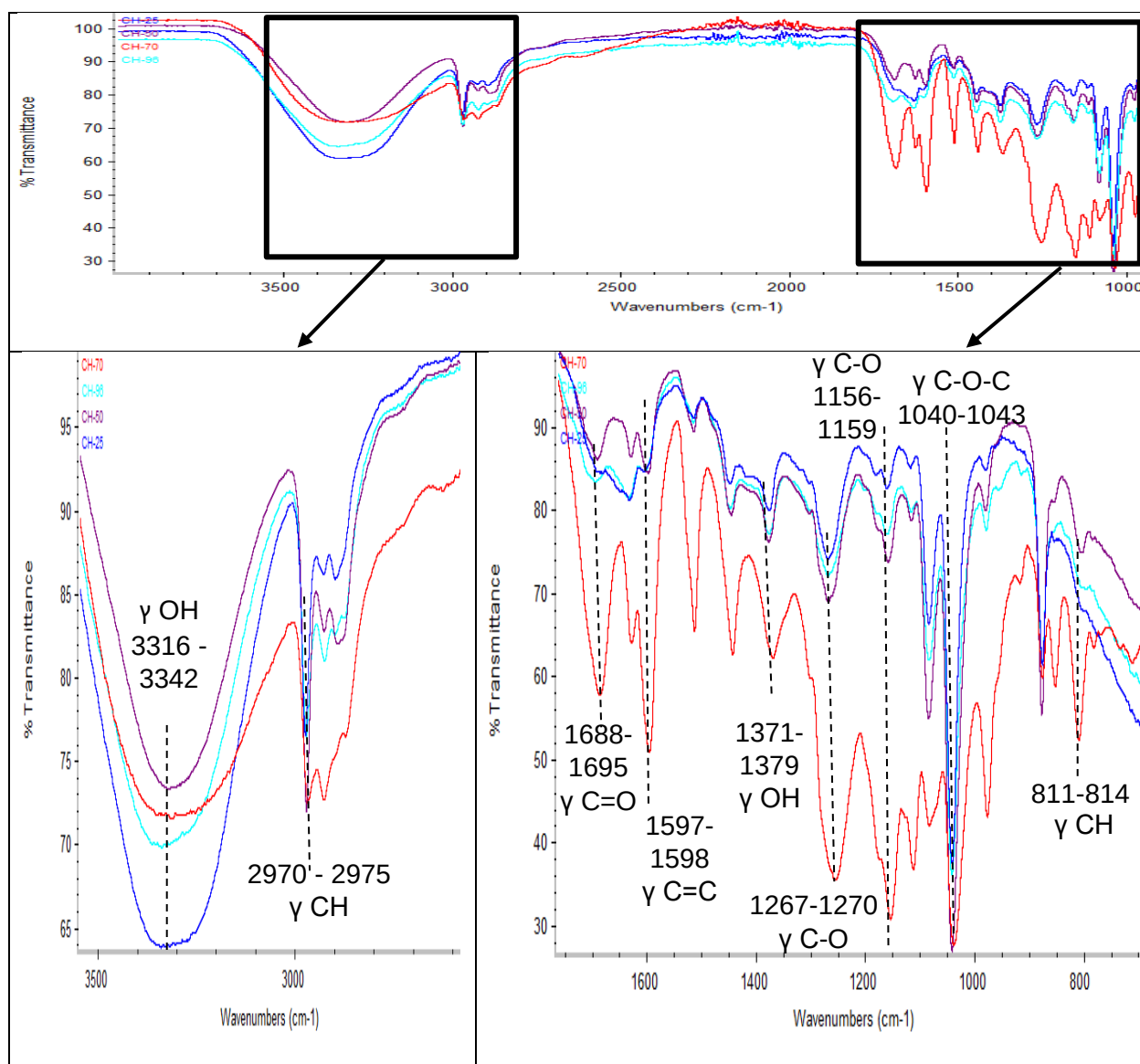
La banda I (333 - 338 nm) presentaría contribución de la absorción del anillo B de los flavonoides. Entonces los espectros UV-vis de estos extractos colorantes coinciden con el análisis fitoquímico preliminar al indicar que hay una mezcla de compuestos fenólicos y flavonoides.

4.6 ESPECTROSCOPIA FTIR-ATR DE LOS EXTRACTOS COLORANTES CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25

Los extractos colorantes purificados presentan bandas de absorción en las regiones de espectro infrarrojo, las cuales son presentadas en las siguiente Figura 24 y tabla 11.

Figura 24

Espectros FTIR-ATR de los extractos colorante CH-96, CH-70, CH-5- y CH-25



CH = chillca

Tabla 11

Atribuciones vibraciones moleculares de los espectros FTIR-ATR de los extractos colorantes

Atribución de las vibraciones moleculares	Frecuencias teóricas de quercetina (cm ⁻¹)	Frecuencias experimentales de los extractos (cm ⁻¹)			
		CH-96	CH-70	CH-50	CH-25
O-H	3650-3200	3340	3316	3323	3343
C-H	3000-2840	2973	2970	2973	2975
C-H	1625-1475	1448	1445	1444	1445
O-H	1450-1200	1379	1371	1379	1378
C=O	1700-1650	1695	1688	1693	1683
C=C	1600-1500	1516	1515	1516	1516
ArC-H	900-658	814	811	812	811
C-O	1260-970	1270	1267	1270	1271
C-O	1330-1050	1163	1156	1159	1159
C-O-C	1310-1000	1043	1040	1043	1043

El la Figura 24, ese presenta el espectro FTIR-ATR del extracto purificado CH-96 muestra la atribución de la vibración de la tensión del grupo hidroxilo en 3340 cm⁻¹ como una banda ancha, la tensión para el estiramiento C-H sp³ en 2973 cm⁻¹, la tensión para C=O de cetona conjugada en 1688 cm⁻¹, las tensiones para C=C del anillo aromático en 1597 cm⁻¹, la tensión para C-O de un posible grupo de éter en 1270 cm⁻¹, la tensión para el estiramiento C-O-C en 1043 cm⁻¹ de la cetona.

El extracto CH-70 (Tabla 11) también presentó las mismas vibraciones que CH-96 pero fueron más intensas. Adicionalmente se diferencia en las vibraciones de la tensión de hidroxilo en 3316 cm⁻¹ como la banda ancha, la tensión para el estiramiento C-H sp³ en 2970 cm⁻¹, la tensión para C=O de cetona conjugada en 1688 cm⁻¹, las tensiones para C=C del anillo aromático en 1515 cm⁻¹, la tensión para C-O de un posible grupo de éter en 1267 cm⁻¹, la tensión para el estiramiento C-O-C en 1040 cm⁻¹ de la cetona.

El extracto CH-50 presentó las mismas vibraciones que CH-96 y CH-70 diferenciándose ligeramente en los valores de la vibración de la tensión de hidroxilo en 3323 cm⁻¹ como la banda ancha, la tensión para el estiramiento C-H sp³ en 2973 cm⁻¹, la tensión para C=O de cetona conjugada en 1693 cm⁻¹, las tensiones para C=C del anillo aromático en 1516 cm⁻¹, la

tensión para C-O de un posible grupo de éter en 1270 cm^{-1} , la tensión para el estiramiento C-O-C en 1043 cm^{-1} de la cetona.

El extracto CH-25 también presentó las mismas vibraciones que CH-96, CH-70 y CH-50 variando en la vibración de la tensión de hidroxilo en 3323 cm^{-1} como la banda ancha, la tensión para el estiramiento C-H sp^3 en 2973 cm^{-1} , la tensión para C=O de cetona conjugada en 1693 cm^{-1} , las tensiones para C=C del anillo aromático en 1516 cm^{-1} , la tensión para C-O de un posible grupo de éter en 1270 cm^{-1} , la tensión para el estiramiento C-O-C en 1043 cm^{-1} de la cetona.

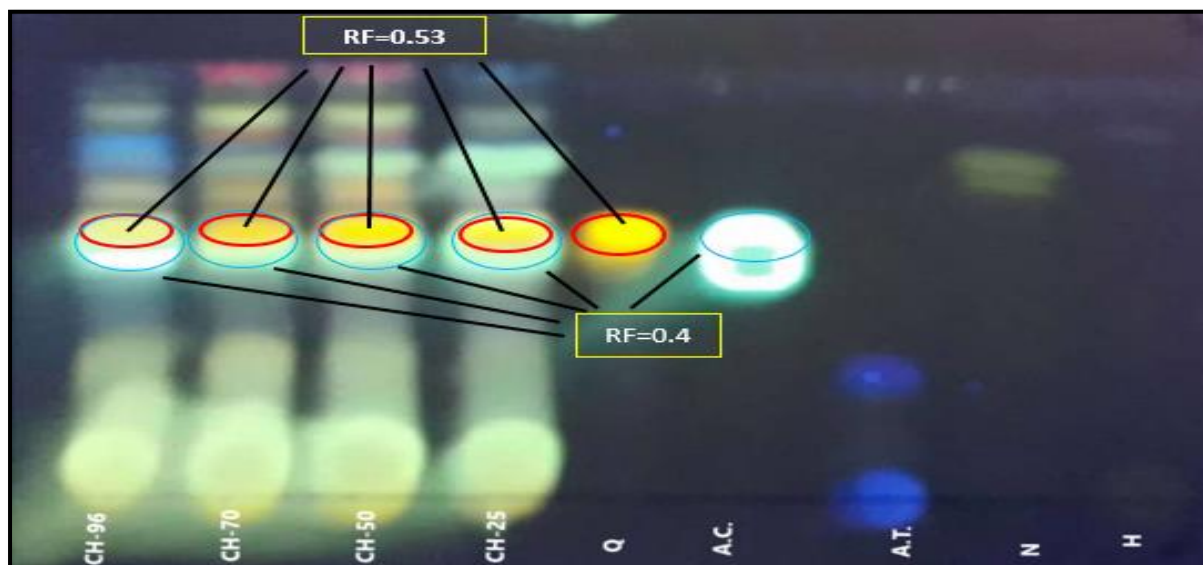
Comparando los resultados obtenidos con los de la literatura, como el estudio de Catauro et al., (2015) para la quercetina (Tabla 11), se observan coincidencias como las vibraciones de estiramiento de los grupos OH (3406 y 3283 cm^{-1}), la absorción del carbonilo C=O del arilcetónico fue evidente a 1666 cm^{-1} . Las bandas elásticas del anillo aromático C=C fueron detectables a 1610 , 1560 y 1510 cm^{-1} . Las bandas de flexión fuera del plano se observan en 933 , 820 , 679 y 600 cm^{-1} . La banda en 1200 cm^{-1} correspondió al estiramiento C-O del fenol, la banda en 1165 cm^{-1} correspondió al estiramiento y flexión del C-CO-C de la cetona. Esta comparación indicaría que en los extractos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25 del presente trabajo estaría presente la quercetina (flavonoide).

4.7 PERFIL CROMATOGRÁFICO EN CAPA FINA DE LOS EXTRACTOS ETANÓLICOS PURIFICADOS CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25

Los extractos de CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25 se analizaron bajo dos condiciones de elución: Agliconas y glicosidos. En la primera, se usaron eluyentes adecuados para separar agliconas libres cuyo cromatograma se muestra en la Figura 25.

Figura 25

Cromatograma de capa fina de los extractos CH-96, CH-70, CH-50, CH-25 y patrones en condiciones de elución de agliconas libres



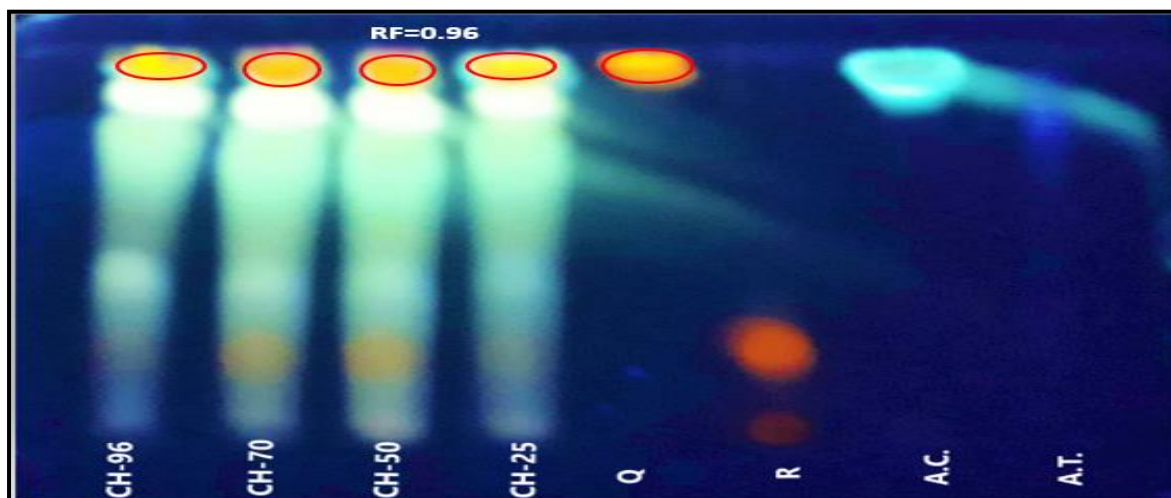
CH= chillca, Q= Quercetina, A.C= Ácido cafeico, A.T= Ácido tánico, N= Naringenina, H= hesperidina

En la Figura 25 se observa que el R_f para los estándares: Quercetina (Q) con 0.53, del ácido cafeico (A.C.) 0.40, ácido tánico (A.T.) 0.28, Naringenina (N) 0.78 reportando buena resolución de separación, hesperidina (H) no se observó, probablemente por las condiciones de los solventes usados. Al comparar el R_f en los extractos (CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25) se observa el mismo R_f para quercetina (0.53) y para el ácido cafeico (0.40). Estos resultados son indicaría de la presencia de quercetina y ácido cafeico en los cuatro extractos estudiados en esta tesis. Se aclara que la primera es un flavonoide y el segundo ácido fenólico, por lo que estos resultados coinciden con la solubilidad y el ensayo fitoquímico preliminar.

La segunda condición de elución de CCF fue con solventes usados para la separación de flavonoides cuyo cromatograma se muestra en la Figura 26.

Figura 26

Cromatograma de extractos CH-96, CH-70, CH-50 Y CH-25 y patrones en condiciones de elución de glicosidos



CH= chillca, Q= quercetina, R= rutina, A.C= ácido cafeico, A.T= ácido tánico

Para esta separación se usaron los mismos estándares. En la Figura 26 se observa que el desarrollo de los estándares, encontrándose que los valores de R_F para quercetina es 0.96, rutina 0.23, ácido cafeico 0.94 y ácido tánico 0.80 son respectivamente. Al comparar con los patrones los R_F obtenidos en los extractos (CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25) se observa el mismo valor del R_F de quercetina (0.96), ácido cafeico (0.94) y rutina (0.23). Estos resultados son indicativos de la presencia de quercetina, ácido cafeico y rutina en los cuatro extractos; observando que la primera y tercera son señal de flavonoides y el segundo es un ácido fenólico.

4.8 PERFIL CROMATOGRÁFICO EN COLUMNA DEL EXTRACTO COLORANTE AL 50% (CH-50)

Como se indicó, el extracto CH-50 se seleccionó para este análisis debido a que según el análisis fitoquímico preliminar tenía mayor cantidad de flavonoides. Se obtuvieron 24 fracciones por cromatografía de columna, cada fracción se sometió a análisis fitoquímico preliminar para flavonoides y fenoles (Tabla 3) y posteriormente se realizó la CCF (Figuras 25 y 26).

4.8.1 Análisis fitoquímico preliminar de las fracciones de CH-50

Los resultados se muestran en la Tabla 12, en ellos se confirma la presencia de flavonoides y compuestos fenólicos en algunas de las fracciones.

Tabla 12

Análisis fitoquímico preliminar para flavonoides y fenoles de las fracciones obtenidas por separación en cromatografía de columna del extracto CH-50

Fracciones	CHCl ₃ :CH ₃ OH	Prueba de Shinoda	Prueba de FeCl ₃
M-1	10:00	-	-
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	0.0:10	-	-

M= fracción, +++ Abundante, ++ Moderado, + Leve, - Ausencia

En la Tabla 12 se observa que en las fracciones M-10 y M-11 contienen gran cantidad (+++) de flavonoides (prueba de Shinoda), mientras que la fracción M-8 contiene en moderada cantidad (++) . En caso de fenoles la (prueba de FeCl₃) las fracciones M-10, M-11, M-12, M-13, M-14 y M-15 presentan abundante cantidad de estos complejos (+++); mientras que, M-9 lo presenta moderadamente (++) y su presencia es menor (+) en las fracciones M-7, M-8, M-16, M-17 y M-18. Estos resultados indican que estas fracciones contienen compuestos flavonoides y fenólicos. Según (Aragadvay Yungán, 2010), en el extracto etanólico de chillca

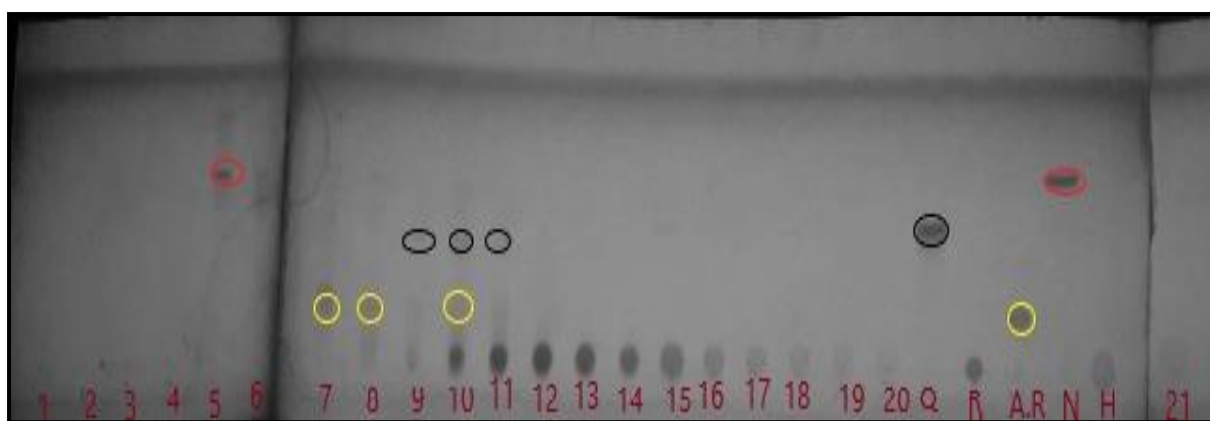
se encontró presencia de fenólicos y flavonoides, por lo que los resultados obtenidos concuerdan con la literatura.

4.8.2 Cromatografía de capa fina de los glicósidos de las fracciones de cromatografía de columna del extracto colorante a CH-50

Las fracciones obtenidas por cromatografía de columna también se analizaron por cromatografía de capa fina (CCF) para agliconas libres (Figura 27). Igualmente, las 21 fracciones de cromatografía de columna.

Figura 27

Cromatograma de la capa fina con elución para agliconas de las fracciones de CH-50



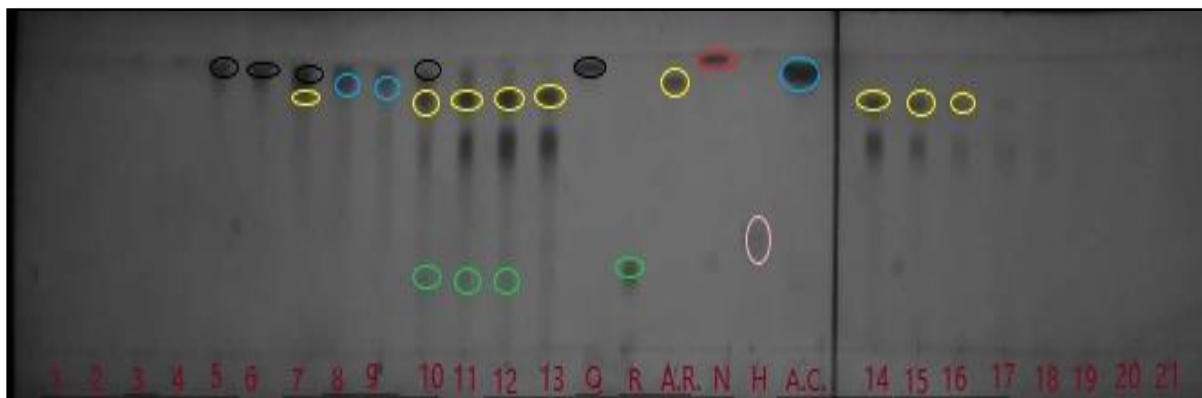
M-1, 2...21= fracciones. Estándares: Q= quercetina, R= rutina, A.R= ácido Rosmarinico, N= Naringenina, H= hesperidina

Los cromatogramas revelados bajo la lámpara UV 254, utilizando fase móvil de agliconas cloroformo-acetona-ácido fórmico (Figura 27), permiten afirmar que, en las fracciones M-9, M-10, M-11 tienen un componente que presentan el mismo recorrido que la quercetina con ($R_F = 0.53$); las fracciones M-7, M-8, M-10, presentan R_F próximo al del ácido Rosmarinico ($R_F = 0.17$); y que la fracción de M-5 presenta $R_F = 0.65$ similar a la Naringenina.

Estas fracciones obtenidas de cromatografía de columna también se sometieron a cromatografía de flavonoides glicosilados libres (Figura 28).

Figura 28

Cromatograma de capa fina con elución para glicósidos de las fracciones de CH-50



M-1, 2...21= fracciones, Q= quercetina, R= rutina, A.R= ácido Rosmarinico, N= Naringenina, H= hesperidina A.C= ácido cafeico

En los glicósidos (Figura 28) los resultados en las fracciones M-5, M-6, M-7, M-10 indican presencia de Quercetina (R_F 0.96); en M-10, M-11, M-12 presentan R_F 0.23 presencia de Rutina; las muestras M-7, M-10, M-11, M-12, M-13, M-14, M-15 y M-16 coinciden con el ácido rosmarinico con R_F 0.91; también se encontraron en las muestras M-10, M-11, M-12 con R_F 0.97 similar a la Naringenina; finalmente, en M-8, M-9 se encontró similitud de R_F con el ácido Cafeico 0.94.

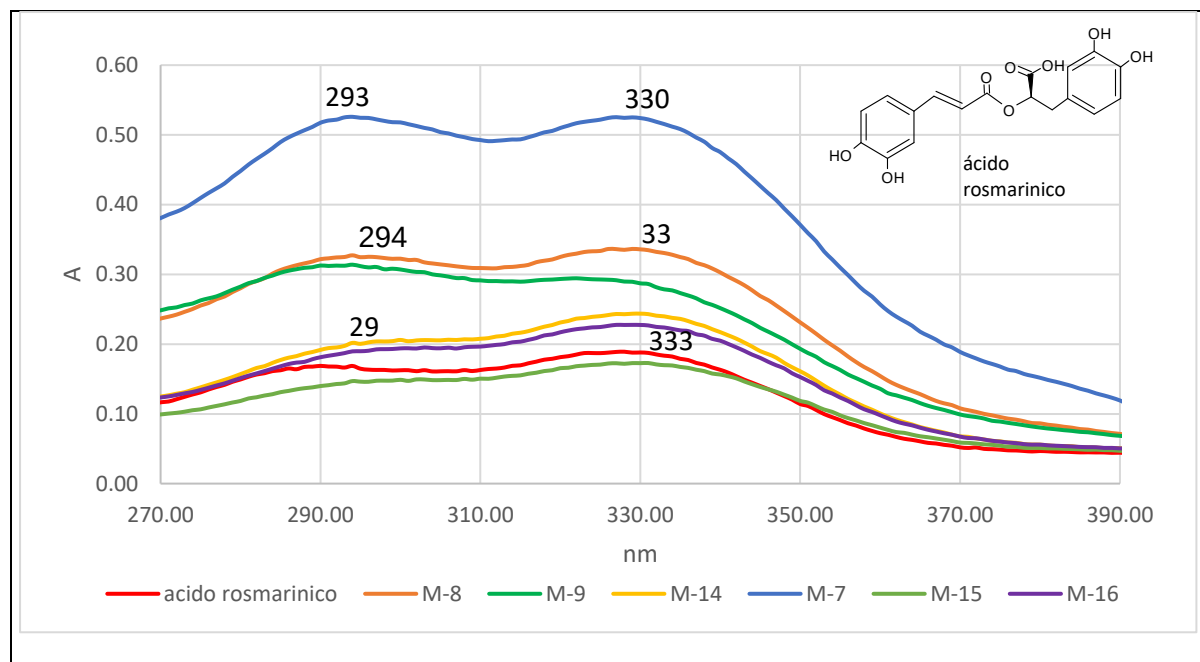
Comparando estos resultados coinciden con los patrones quercetina, ácido rosmarinico, naringenina, rutina, hesperidina y ácido cafeico en la cromatografía de capa fina coincide con los resultados anteriores (Tabla 12). Es decir que, el extracto CH-50 tiene una mezcla de metabolitos que permite deducir los metabolitos que estarán presentes en el extracto colorante.

4.8.3 Espectro UV-visible de las fracciones de cromatografía de columna del extracto colorante CH-50 puro

En la Figura 29 se compara el espectro UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-14, M-15 y M-16 con el ácido rosmarinico encontrándose gran similitud en los valores de λ_{max} para la banda I y II (Tabla 13).

Figura 29

Espectro UV-vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-14, M-15, M-16 del extracto CH-50 y del ácido Rosmarínico

**Tabla 13**

λ_{max} de las bandas en UV-Vis de las fracciones M-7, M-8, M-9, M-14, M-15, M-16 de CH-50 y el ácido rosmarínico patrón

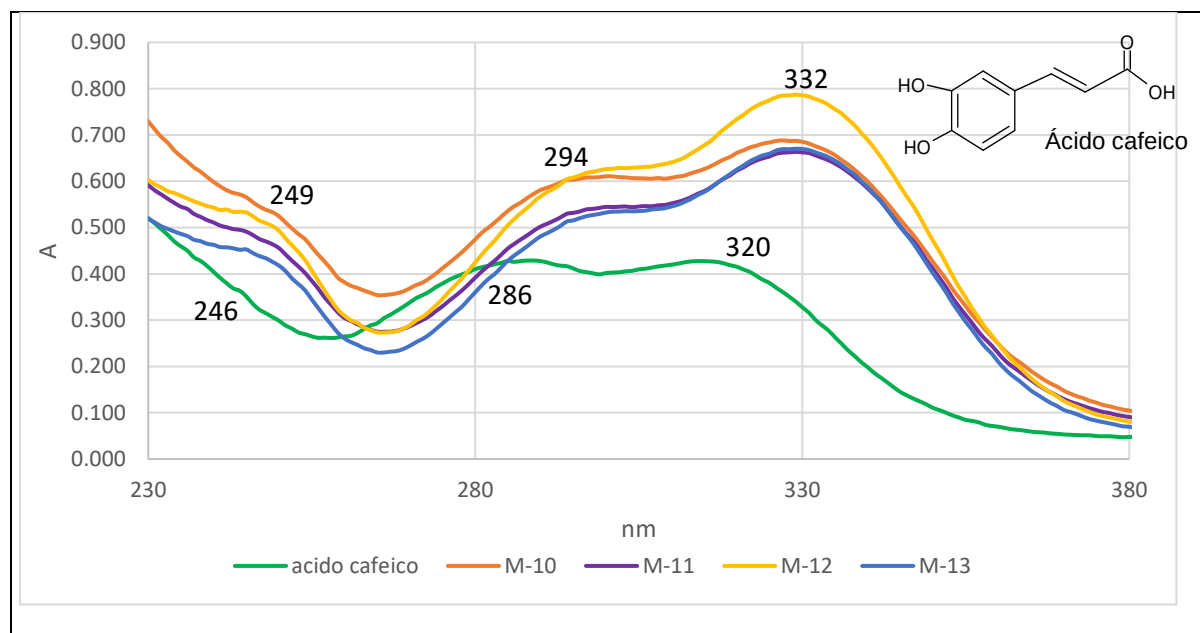
N°	Fracciones	λ max (nm) EtOH	
		Banda I	Banda II
1	M-7	330	293
2	M-8	332	294
3	M-9	332	294
4	M-14	333	295
5	M-15	333	295
6	M-16	333	295
7	Ácido Rosmarínico	333	295

Como se observa en la Tabla 15, las fracciones M-7, M-8, M-9, M-14, M-15, M-16 presentan la banda I en 330 nm, 332 nm y 333 nm y la banda II en 293 nm, 294 nm y 295 nm, muy próximos al del ácido rosmarínico (333 nm y 295 nm) usando como patrón lo que se constituyen en un indicio adicional para confirmar su presencia en el extracto colorante de las hojas de chillca.

En la Figura 30 y la Tabla 14 se muestra el perfil de los espectros UV-vis y los λ max fracciones M-10, M-11, M-12, M-13 comparadas con el ácido cafeico.

Figura 30

Espectro UV-vis de las fracciones M-10, M-11, M-12, M-13 de CH-50 y ácido cafeico obtenidos en (EtOH 50 %)



Estos resultados mostrados en la Figura 30 y Tabla 14 presentan gran similitud con los del estándar ácido cafeico, indicando que esta sería componente en las hojas de *Baccharis latifolia* "chillca".

Tabla 14

Bandas de fracciones M-10, M-11, M-12, M-13 vs ácido cafeico de los espectros Uv-visible

N°	Fracciones	λ max (nm) EtOH		
		Banda I	Banda II	Banda III
1	M-10	332	294	249
2	M-11	332	294	249
3	M-12	332	294	249
4	M-13	332	294	249
5	Ácido cafeico	320	286	246

La diferencia de λ max entre la banda I (332 nm) de las fracciones y el ácido cafeico (320 nm) es de 12 nm, lo que se puede deber a que en estas fracciones hay una mezcla de componentes. Lo mismo ocurre para las otras bandas del ácido cafeico, la banda II da una diferencia de 8 nm y la banda III da una diferencia de 3 nm. Esto puede indicar presencia de compuestos similares estructuralmente al ácido cafeico, pero que contienen grupos auxóchromos que han desplazado las bandas I, II y III a mayores longitudes de onda.

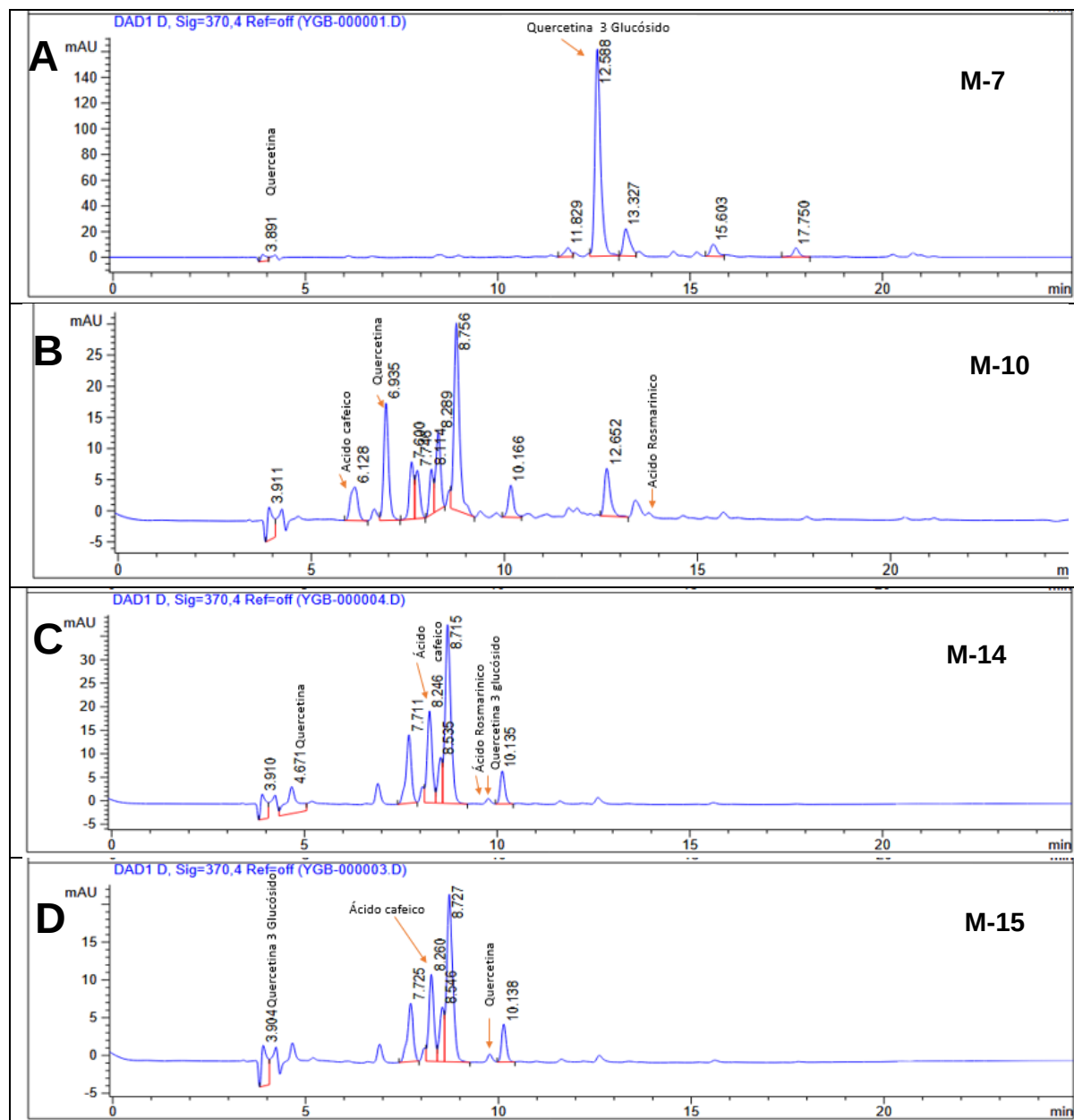
4.9 CROMATOGRAFÍA LIQUIDA DE ALTA RESOLUCION (HPLC) DEL EXTRACTO CH-50

Como se indicó antes, se eligió el extracto CH-50 para este análisis debido a que en el resultado de la cromatografía de la columna se encontró que este poseía mayor concentración de flavonoides. Por ello, se analizaron las fracciones M-7, M-10, M-14 y M-15, así como, los estándares quercetina -3-glucosido, ácido cafeico, ácido rosmarinico y quercetina.

El análisis de las fracciones M-7, M-10, M-14 y M-15 del extracto CH-50 colectadas durante la cromatografía en columna se realizó en condiciones analíticas adecuadas para flavonoides, como descrito en el punto 3.7.3.3. Los cromatogramas obtenidos por cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC) se muestran en la Figura 31, y los respectivos espectros UV-vis de los picos seleccionados están en la Figura 32.

Figura 31

Cromatograma por HPLC de la fracción de la columna M-7, M-10, M-14 y M-15 del extracto colorante CH-50



Al comparar el cromatograma de fracción M-7 con el tiempo de retención (TR) de los estándares (Figura 31-A) se observa igual (TR) para el pico en 12.588 min de la quercetina.

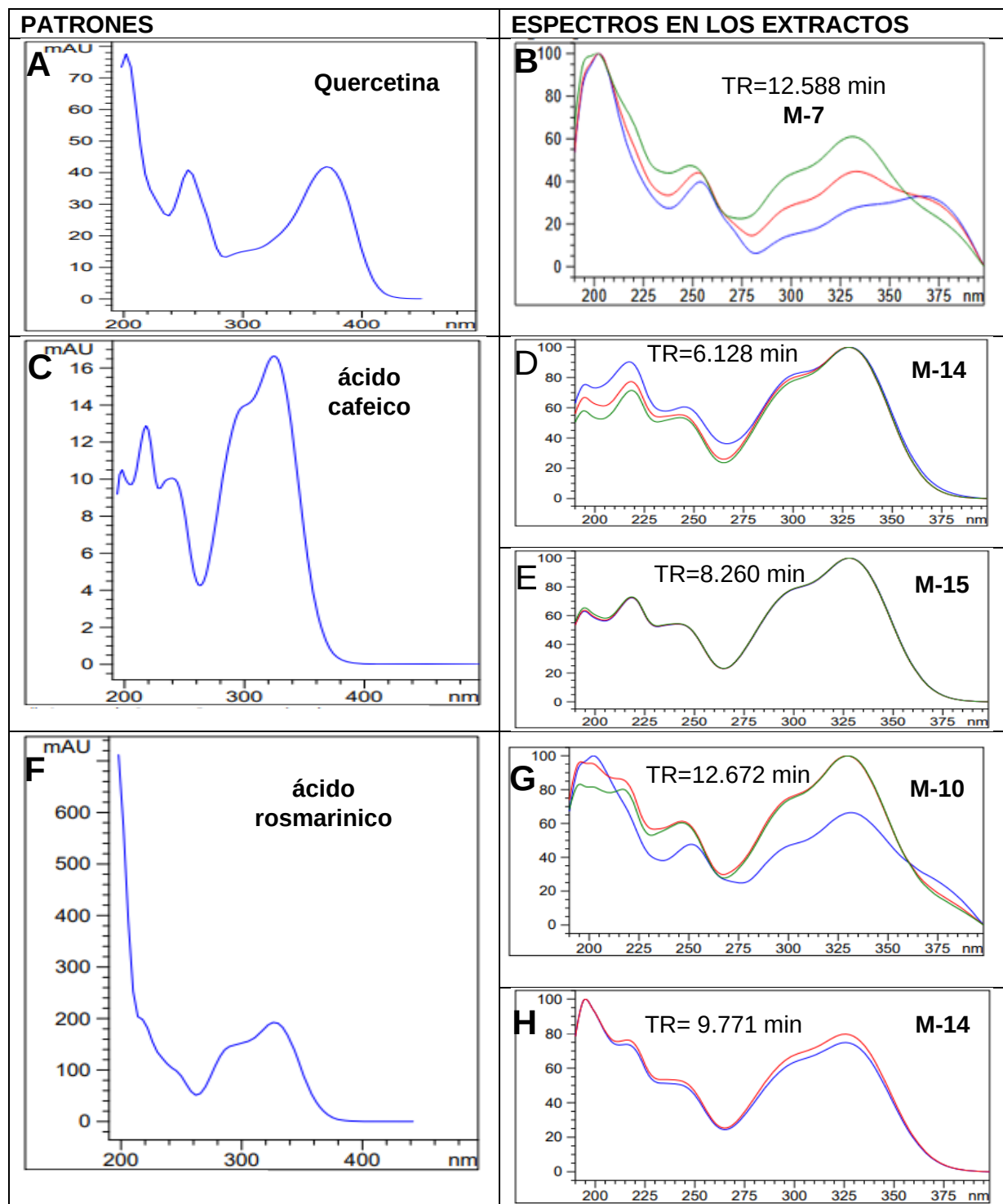
En el cromatograma de la fracción M-10 (Figura 31-B) se observa que, por comparación con los estándares se identifica un pico con $t = 1.128$ min del ácido cafeico, TR = 6.935 min para quercetina y adicionalmente un pico de baja intensidad en un TR = 12.672 min para el ácido rosmarinico.

El perfil cromatográfico de la fracción M-14 (Figura 31-C) muestra $TR = 4.671$ min verificándose la presencia de quercetina, ácido rosmarinico con $TR = 9.771$ min y también quercetina -3-glucósido con un $TR = 9.771$ min.

El perfil cromatográfico de la fracción M-15 (Figura 31-D) muestra la presencia de un pico con $TR = 3.904$ min similar a la quercetina -3-glucósido, un pico con $TR = 8.260$ min similar al del ácido cafeico y otro pico $TR = 9.777$ min correspondiente a la quercetina.

Figura 32

Espectro UV vis de la fracción de columna M-7, M-10, M-14 y M-15 del extracto colorante CH-50 y patrones



Al comparar los espectros UV- vis de los picos con TR mencionados en el párrafo anterior, se encuentra similitud con los de los espectros UV- visible de los patrones. Así, en la fracción M-7 se confirma la presencia del flavonoide quercetina (Figura 32 A y B); en las fracciones

M-14 y M-15 se confirma presencia de ácido cafeico (Figura 32-C con 32-D y 32-E); en las fracciones M-10 y M-14 se confirma presencia de ácido rosmarinico (Figura 32-F con 32-G y 32-H).

Todos estos resultados de HPLC ratifican la presencia de quercetina, ácido cafeico, ácido rosmarinico y quercetina-3-glucósido en el extracto CH-50 de las hojas de chillca. Según Prada et al., (2016) en el género *baccharis* se basa principalmente en su composición química en flavonoides (quercetina, Naringenina, kaempferol y apigenina), diterpenos y triterpenos.

4.10 TINCIÓN DE LAS FIBRAS DE ALPACA Y LANA DE OVEJA

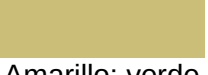
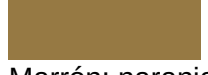
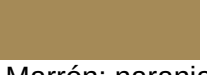
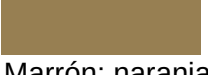
En las Figuras 33 y 34 se muestran los resultados de tinción con los diferentes extractos (CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25). Los mordientes utilizados en ambos procesos de tinción de fibra de alpaca y lana de oveja fueron: Sulfato ferroso de aluminio hidratado el denominado “*qollpa amarilla*”, sulfato de aluminio denominado “*qollpa blanca*”, sulfato de cobre (II) (CuSO_4), alumbre de potasio y aluminio ($\text{KAl}(\text{SO}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$), sulfato de amonio y hierro (II) ($\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$), sulfato ferroso (FeSO_4) y dicromato de potasio ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$).

Sin embargo, el uso del mordiente influyó en el pH de la solución o baño, variando de 4 a 6 siendo el más frecuente pH = 4. La variación en el extracto colorante usado (CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25) influyó notoriamente en el color y tono del producto final tanto para la fibra de alpaca (Figura 33) como para la lana de oveja (Figura 34), generando colores de tono marrón, marrón – amarillo, amarillo-verde, gris, gris claro y gris oscuro para la fibra de alpaca y colores de tono marrón, marrón – amarillo, amarillo-verde, verde, gris, gris claro y gris oscuro para lana de oveja.

Figura 33
Tinciones de fibra de alpaca

Mordiente	CH-96	CH-70	CH-50	CH-25
Qollpa amarilla	 Gris – marrón: Naranja	 Gris – marrón: Amarillo oscuro	 Gris –Amarrillo claro	 Gris claro – Naranja Amarrillo
Qollpa blanca	 Amarillo- verde	 Amarillo- verde	 Amarillo- verde	 Amarillo naranja
CuSO ₄	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde desteñido	 Amarillo: verde
Alumbre de potasio	 Amarillo – verde	 Amarillo – verde	 Amarillo: verde desteñido	 Amarillo – verde
sulfato de amonio y hierro (II)	 Gris- marrón: naranja oscuro	 Gris- amarillo naranja	 Gris oscuro	 Gris
FeSO ₄	 Gris – amarillo: naranja	 Gris claro	 Gris	 Gris oscuro
K ₂ Cr ₂ O ₇	 Marrón: amarillo	 Marrón: amarillo	 Marrón: amarillo	 Marrón: amarillo

Figura 34
Tinciones de lana de oveja

Mordiente	CH-96	CH-70	CH-50	CH-25
Qollpa amarilla	 Gris - marrón: Naranja	 Gris - amarillo: naranja	 Gris - amarillo: naranja	 Gris - amarillo: naranja
Qollpa blanca	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde oscuro	 Verde	 Amarillo - verde
CuSO ₄	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde	 Amarillo: naranja	 Amarillo: naranja
Alumbre de potasio	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde	 Amarillo: verde
sulfato de amonio y hierro (II)	 Gris- amarillo naranja oscuro	 Gris oscuro	 Gris oscuro	 Gris- naranja amarillo
FeSO ₄	 Gris	 Gris	 Gris	 Gris
K ₂ Cr ₂ O ₇	 Marrón: naranja	 Marrón: naranja	 Marrón: naranja	 Marrón: naranja

En la Figura 33 y 34 los colores obtenidos como el gris- marrón, gris oscuro, gris claro, marrón- amarillo, marrón naranja, y amarillo son nuevos colores, obtenidos con el extracto colorante chillca. Según (Andrade Carlosama, 2016), con hojas secas y hojas verdes de chillca al ser tinturado dio colores verdes y amarillos.

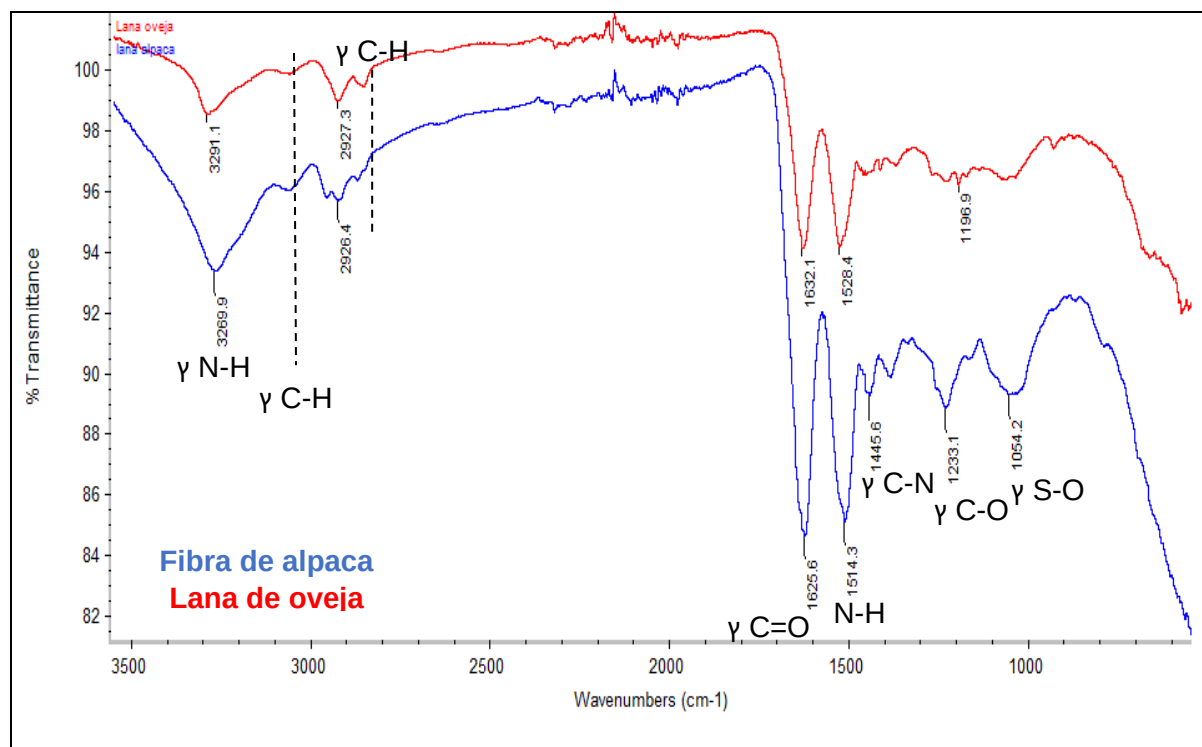
4.11 EVALUACION DE FIBRAS Y LANAS TEÑIDAS

4.11.1 Espectroscopia FTIR-ATR de la fibra de alpaca y lana de oveja

Tanto la fibra de alpaca como la lana de oveja son de origen animal, por lo que tienen composición similar, proteínica de queratina (Lewis & Rippon, 2013) es decir una secuencia de Ropón aminoácidos lo que se ve reflejado en sus respectivos espectros infrarrojos. Esta composición se refleja en el espectro FTIR-ATR (Figura 35).

Figura 35

Espectros FTIR-ATR de fibra de alpaca y lana de oveja sin teñir

**Tabla 15**

Grupos funcionales presentes en los espectros FTIR-ATR de las fibras de alpaca y oveja sin teñir

Vibraciones moleculares de queratina	Frecuencias teóricas queratina, cm^{-1} (Pielesz et al., 2003)	Fibra de alpaca, cm^{-1}	Lana de oveja, cm^{-1}
N-H	3500-3100	3269	3291
C-H	3000-2840	2926	2927
C-H sp3, CH3	3000-2850	-	3067
C-H sp3, CH2	3000-2850	2927	2928
C=O (banda de amida I)	1700-1650	1625	1632
N-H (banda de amida II)	1630-1510	1514	1528
C-N	1470-1430	1445	1463
C-O	1330-1050	1233	1196
S-O	1250-800	1054	1066

En la Figura 35 se observan los espectros FTIR – ATR de la lana y fibra que se han comparado con los de (Pielesz et al., 2003). Se muestran las vibraciones de estiramiento de los enlaces N-H que, presenta un pico en 3269 cm^{-1} en la fibra de alpaca y en 3291 cm^{-1} para

la lana de oveja; el estiramiento del grupo C-H se presenta en 2926 cm^{-1} (fibra) y en 2927 cm^{-1} (lana). La banda de la amida I (Tabla 15) está relacionada principalmente con la vibración de estiramiento de C=O en 1625 cm^{-1} (fibra) y 1632 cm^{-1} (lana). La banda de transmisión de la amida II se forma entre N-H en fibra 1514 cm^{-1} y 1528 cm^{-1} para la lana. La banda de la amida III se observa en la fibra 1233 cm^{-1} y lana 1196 cm^{-1} , estas frecuencias pertenecen a la queratina, encontrándose una mínima diferencia en la banda C-H 2059 cm^{-1} encontrándose en fibra de alpaca y no se encontró en lana de oveja.

4.11.1.1 Espectroscopía FTIR-ATR de extracto colorante CH-96 con diferentes mordientes

El extracto de CH-96 teñida con los diferentes mordientes, en la Figura 36 y la Tabla 16 los picos son similares de la fibra de alpaca sin teñir y las fibras de alpaca teñidas con diferentes mordientes. Las interacciones estarían ocurriendo en las vibraciones de estiramiento de los enlaces N-H, C-H, C=O y las vibraciones de flexión de los enlaces N-H de las fibras teñidas con los diferentes mordientes.

Figura 36

Espectro FTIR-ATR de CH-96 con los diferentes mordientes

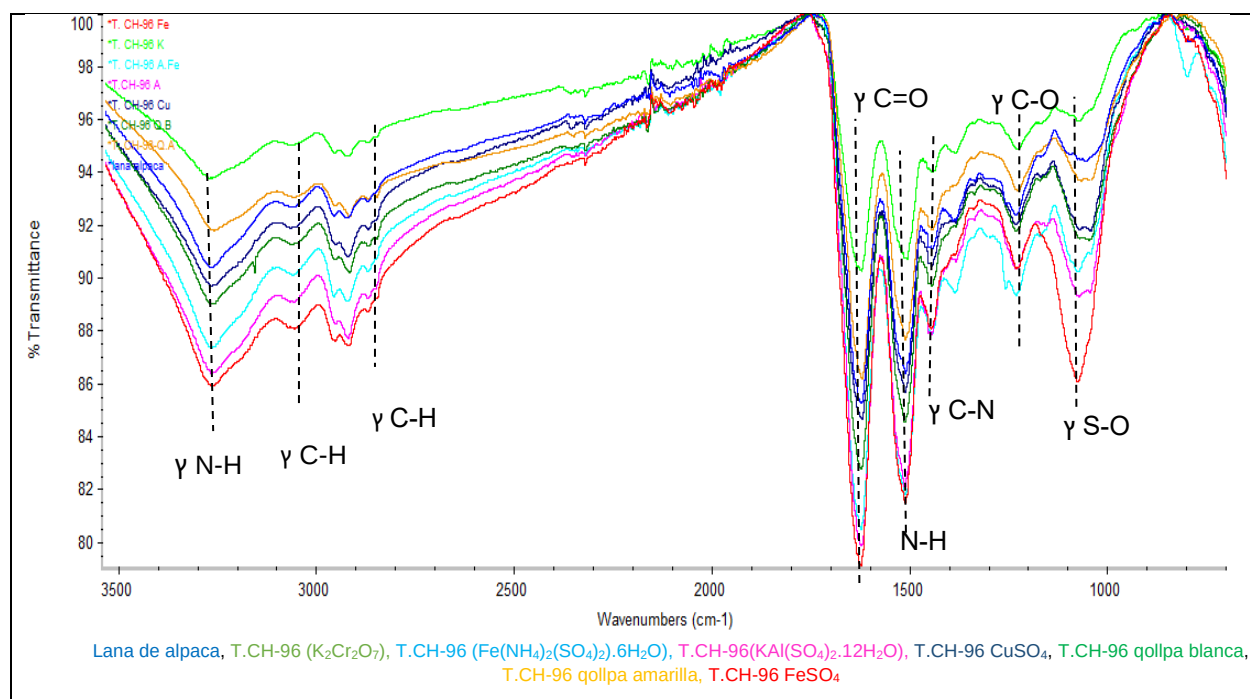


Tabla 16*Grupos funcionales presentes CH-96 con los distintos mordientes*

Vibración molecular	Frecuencia teórica (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	T.CH-96 Q.A (cm ⁻¹)	T.CH-96 Q.B (cm ⁻¹)	T.CH-96 CuSO ₄ (cm ⁻¹)	T.CH-96 Fe(NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂ (cm ⁻¹)	T.CH-96 FeSO ₄ (cm ⁻¹)	T.CH-96 K ₂ Cr ₂ O ₇ (cm ⁻¹)	T.CH-96 KAl(SO ₄) ₂ (cm ⁻¹)
N-H	3500-3100	3269	3262	3271	3271	3269	3264	3273	3270
C-Hsp ³ , CH ₃	3000-2850	-	3057	3064	3068	3065	3060	3064	3061
C-Hsp ³ , CH ₂	3000-2850	2927	2871	2872	2873	2872	2874	2872	2873
C=O (banda de amida I)	1700-1650	1625	1622	1625	1623	1624	1626	1624	1626
N-H (banda de amida II)	1630-1510	1514	1514	1515	1514	1513	1514	1508	1514
C-N	1470-1430	1445	1448	1446	1446	1446	1448	1445	1446
C-O	1330-1050	1233	1229	1231	1232	1232	1230	1231	1231
S-O	1250-800	1054	1069	1075	1073	1076	1077	1078	1074

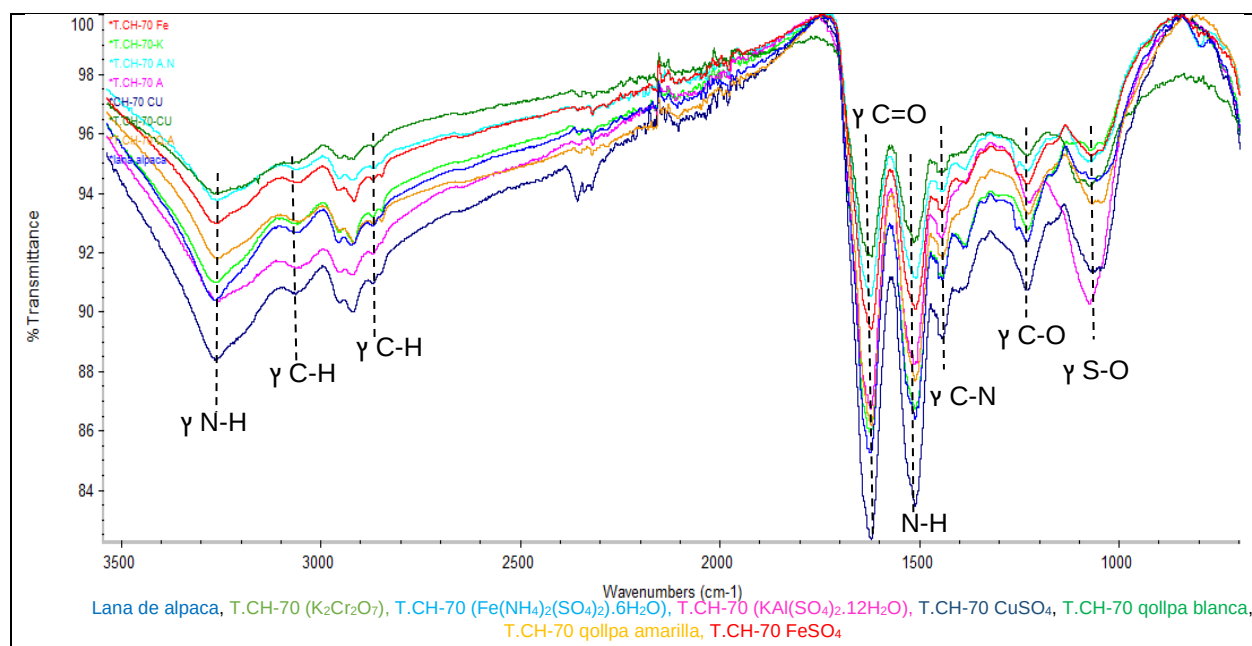
T.CH = tinción chillca, Q.A = qollpa amarilla, Q.B = qollpa blanco

4.11.1.2 Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-70 con diferentes mordientes

En la Figura 37 y Tabla 17 el extracto de CH-70 teñida con los diferentes mordientes, los picos son similares de la fibra de alpaca sin teñir y las fibras de alpaca teñidas con diferentes mordientes. Las interacciones estarían ocurriendo en las vibraciones de estiramiento de los enlaces N-H, C-H, C=O y las vibraciones de flexión de los enlaces N-H de las fibras teñidas con los diferentes mordientes.

Figura 37

Espectro FTIR-ATR de CH-70 con los diferentes mordientes

**Tabla 17**

Grupos funcionales presentes CH-70 con los distintos mordientes

Vibración molecular	Frecuencias teóricas (cm ⁻¹)	Fibra de alpaca (cm ⁻¹)	T.CH-70 Q.A (cm ⁻¹)	T.CH-70 Q.B (cm ⁻¹)	T.CH-70 CuSO ₄ (cm ⁻¹)	T.CH-70 Fe(NH ₄) ₂ (SO ₄) ₂ (cm ⁻¹)	T.CH-70 FeSO ₄ (cm ⁻¹)	T.CH-70 K ₂ Cr ₂ O ₇ (cm ⁻¹)	T.CH-70 KAl(SO ₄) ₂ (cm ⁻¹)
N-H	3500-3100	3269	3262	3267	3261	3264	3266	3270	3261
C-Hsp3, CH3	3000-2850	-	3057	3065	3059	3065	3067	3061	3065
C-Hsp3, CH2	3000-2850	2927	2871	2872	2873	2873	2874	2873	2874
C=O (banda de amida I)	1700-1650	1625	1622	1622	1622	1624	1623	1626	1624
N-H (banda de amida II)	1630-1510	1514	1514	1514	1515	1511	1513	1514	1513
C-N	1470-1430	1445	1446	1445	1446	1446	1446	1447	1447
C-O	1330-1050	1233	1229	1230	1229	1229	1233	1231	1228
S-O	1250-800	1054	1069	1072	1076	1071	1074	1074	1075

T.CH = tinción chillca

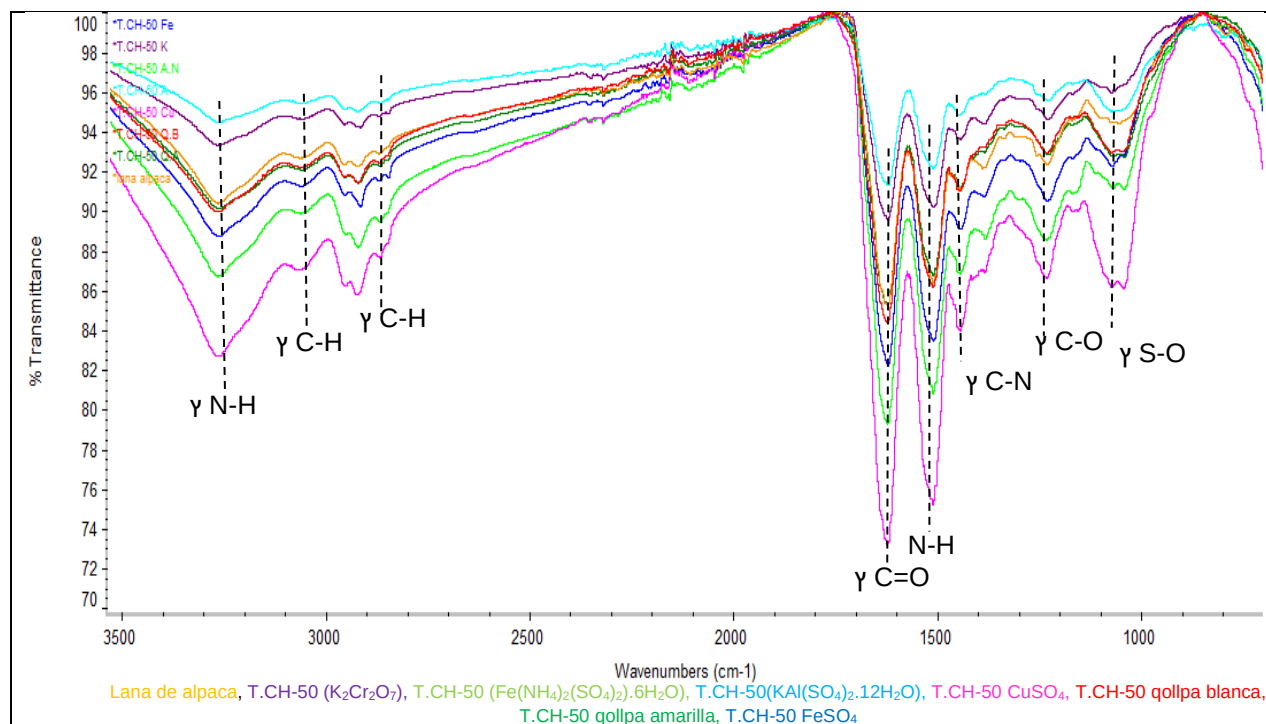
4.11.1.3 Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-50 con diferentes mordientes

El extracto de CH-50 teñida con los diferentes mordientes, en la Figura 38 y Tabla 18 los picos son similares de la fibra de alpaca sin teñir y las fibras de alpaca teñidas con diferentes mordientes. Las interacciones estarían ocurriendo en las vibraciones de estiramiento de los

enlaces N-H, estiramiento de enlaces C-H, estiramiento de enlaces C=O y las vibraciones de flexión de los enlaces N-H de las fibras teñidas con los diferentes mordientes.

Figura 38

Espectro FTIR-ATR de CH-50 con los diferentes mordientes



T.CH = tinción chillca

Tabla 18

Grupos funcionales presentes CH-50 con los distintos mordientes

Vibración molecular	Frecuencias teóricas (cm^{-1})	Fibra de alpaca (cm^{-1})	T.CH-50 Q.A (cm^{-1})	T.CH-50 Q.B (cm^{-1})	T.CH-50 $CuSO_4$ (cm^{-1})	T.CH-50 $Fe(NH_4)_2(SO_4)_2$ (cm^{-1})	T.CH-50 $FeSO_4$ (cm^{-1})	T.CH-50 $K_2Cr_2O_7$ (cm^{-1})	T.CH-50 $KAl(SO_4)_2$ (cm^{-1})
N-H	3500-3100	3269	3269	3270	3272	3270	3263	3269	3272
C-Hsp3, CH3	3000-2850	-	3064	3062	3070	3069	3065	3961	3061
C-Hsp3, CH2	3000-2850	2927	2873	2873	2874	2873	2874	2876	2871
C=O (banda de amida I)	1700-1650	1625	1626	1626	1626	1625	1624	1624	1625
N-H (banda de amida II)	1630-1510	1514	1515	1515	1515	1514	1513	1515	1513
C-N	1470-1430	1445	1447	1447	1446	1446	1447	1446	1446
C-O	1330-1050	1233	1231	1232	1235	1235	1232	1231	1231
S-O	1250-800	1054	1076	1074	1074	1074	1074	1075	1070

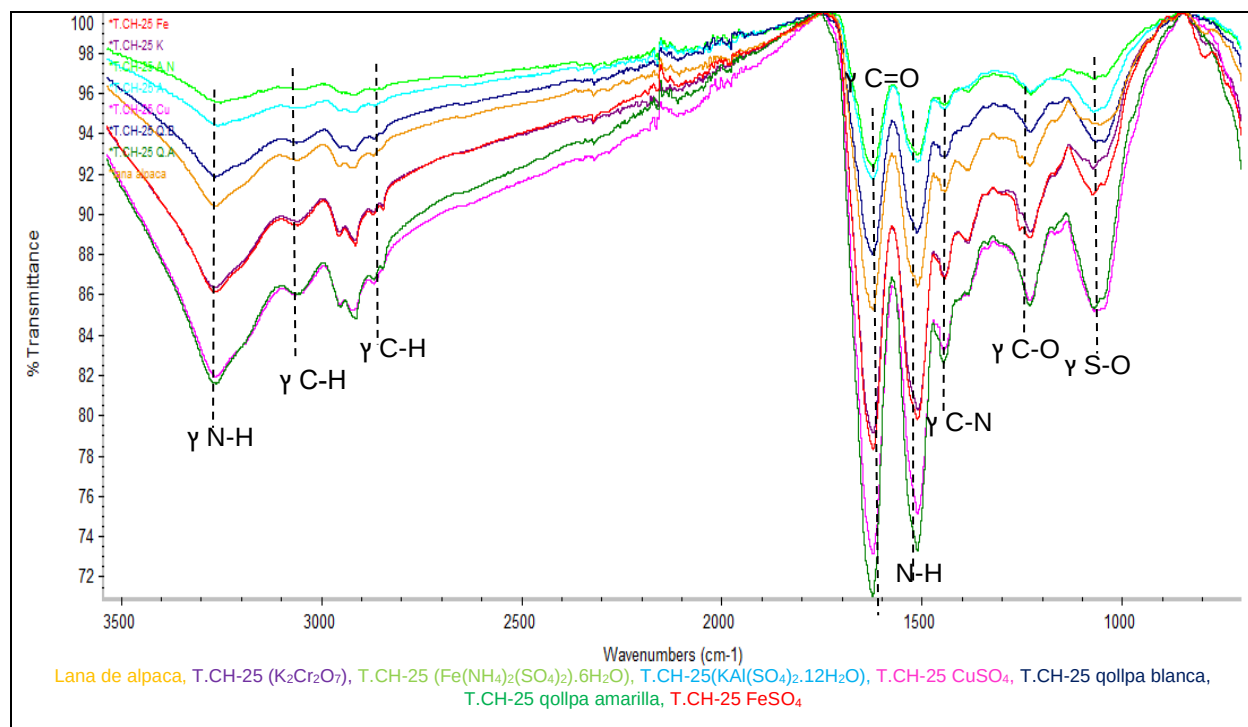
4.11.1.4 Espectroscopia FTIR-ATR de extracto colorante CH-25 con diferentes mordientes

En la Figura 39 y Tabla 19 el extracto de CH-25 teñida con los diferentes mordientes, los picos son similares de la fibra de alpaca sin teñir y las fibras de alpaca teñidas con diferentes

mordientes según (Pielesz et al., 2003). Las interacciones estarían ocurriendo en las vibraciones de estiramiento de los enlaces N-H, C-H, C=O y las vibraciones de flexión de los enlaces N-H de las fibras teñidas con los diferentes mordientes.

Figura 39

Espectro FTIR-ATR de CH-25 con los diferentes mordientes



T.CH = tinción chillca

Tabla 19

Grupos funcionales presentes CH-25 con los distintos mordientes

Vibración molecular	Frecuencias teóricas (cm^{-1})	Fibra de alpaca (cm^{-1})	T.CH-25 Q.A (cm^{-1})	T.CH-25 Q.B (cm^{-1})	T.CH-25 $CuSO_4$ (cm^{-1})	T.CH-25 $Fe(NH_4)_2(SO_4)_2$ (cm^{-1})	T.CH-25 $FeSO_4$ (cm^{-1})	T.CH-25 $K_2Cr_2O_7$ (cm^{-1})	T.CH-25 $KAl(SO_4)_2$ (cm^{-1})
N-H	3500-3100	3269	3268	3270	3268	3654	3270	3265	3264
C-Hsp3, CH3	3000-2850	-----	3065	3066	3069	3950	3062	3065	3055
C-Hsp3, CH2	3000-2850	2927	2873	2873	2873	2872	2873	2873	2872
C=O (banda de amida I)	1700-1650	1625	1626	1625	1625	1623	1625	1625	1625
N-H (banda de amida II)	1630-1510	1514	1514	1515	1513	1514	1514	1514	1513
C-N	1470-1430	1445	1447	1446	1446	1445	1447	1446	1446
C-O	1330-1050	1233	1233	1231	1231	1230	1233	1232	1232
S-O	1250-800	1054	1072	1668	1671	1073	1076	1076	1072

4.12 RESISTENCIA AL DESGASTE DE LAS FIBRAS ANIMALTEÑIDAS CON EXTRACTOS ETANOLICOS CON HOJAS DE CHILLCA

Los resultados de las pruebas de solidez de la fibra de alpaca y lana de oveja teñidas se muestran a continuación. Así, en la Tabla 20 y el anexo 15-B se observa la respuesta de las tinciones de la lana de oveja en las pruebas de solidez al frote, lavado y a la luz la mayoría de las muestras tienen una excelente resistencia (5). Mientras que a la luz con qollpa amarilla, $K_2Cr_2O_7$ y CH-96- $CuSO_4$ destiñen poco (4), la qollpa blanca destiñe sensiblemente (3), el alumbre destiñe fuertemente (2). La proteína que constituye la lana de oveja tiene mayor interacción con Cu^{+2} , Fe^{+2} al frote, lavado, y a la luz, en cambio Al^{+3} y Cr^{+3} interactúa muy poco. Con la proteína los resultados se compararon con la Tabla 4.

En la Tabla 20 y anexo 15-A las tinciones de la fibra alpaca en las pruebas de solidez lavado al frote y al lavado todas las muestras tienen una excelente resistencia (5). Mientras que a la luz con el alumbre destiñe (2), con qollpa amarilla y dicromato de potasio destiñe poco (4). La proteína que constituye la fibra de alpaca tiene mayor interacción con Cu^{+2} , Fe^{+2} al frote, lavado, y a la luz, en cambio Al^{+3} y Cr^{+3} interactúa muy poco, según los parámetros Tabla 5.

Tabla 20
Pruebas de resistencia a las fibras y lanas teñidas

Condición de tinción	Solidez de la fibra de alpaca			Solidez de la lana de oveja		
	A la luz	Al frote	Al lavado	A la luz	Al frote	Al lavado
CH-96-Q. A	5	5	5	4	5	5
CH-70-Q. A	5	5	5	4	5	5
CH-50-Q. A	4	5	5	4	5	5
CH-25-Q. A	5	5	5	4	5	5
CH-96-Q. B	3	5	5	3	5	4
CH-70-Q. B	4	5	5	3	5	5
CH-50-Q. B	4	5	5	3	5	5
CH-25-Q. B	4	5	5	3	5	5
CH-96- CuSO ₄	5	5	5	4	5	5
CH-70- CuSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-50- CuSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-25- CuSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-96-A	2	5	5	2	5	4
CH-70-A	2	5	5	2	5	5
CH-50-A	2	5	5	2	5	5
CH-25-A	2	5	5	2	5	5
CH-96-A. Fe	5	5	5	5	5	5
CH-70-A. Fe	5	5	5	5	5	5
CH-50-A. Fe	5	5	5	5	5	5
CH-25-A. Fe	5	5	5	5	5	5
CH-96- FeSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-70- FeSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-50- FeSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-25- FeSO ₄	5	5	5	5	5	5
CH-96- K ₂ Cr ₂ O ₇	4	5	5	4	5	5
CH-70- K ₂ Cr ₂ O ₇	4	5	5	4	5	5
CH-50- K ₂ Cr ₂ O ₇	4	5	5	4	5	5
CH-25- K ₂ Cr ₂ O ₇	4	5	5	4	5	5

Q. A = qollpa amarilla, Q. B = qollpa blanca, A = alumbre de potasio, A. Fe = sulfato de amonio y hierro (II), 1 = destiñe muy fuerte (malo), 2 = destiñe fuertemente (regular), 3 = destiñe sensiblemente (bueno), 4 = destiñe un poco (muy bueno), 5 = no destiñe (excelente).

4.13 DIVERSIDAD DEL COLOR

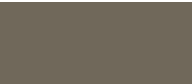
4.13.1 Paleta de colores de las tinciones con fibra de alpaca y lana de oveja

En la Tabla 21 los colores obtenidos en la fibra de alpaca, con qollpa amarilla, sulfato de amonio y hierro (II), FeSO_4 se obtuvieron tonalidades de grises, con qollpa blanca, Alumbre de potasio, CuSO_4 tonalidades amarillo- verdes. Con el mordiente $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ colores marrones.

En la Tabla 22 los colores obtenidos en lana de oveja con qollpa amarilla, sulfato de amonio y hierro (II), FeSO_4 se obtuvieron tonalidades de grises, con qollpa blanca, alumbre de potasio, CuSO_4 tonalidades amarillo- verdes, verde. Con el mordiente $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ colores marrones obtenido diversidad de colores a partir de las hojas de chillca.

Tabla 21

Colores de tinciones en fibra de alpaca con los extractos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25

Mordiente	Cantidad (g)	pH	CH-96	CH-70	CH-50	CH-25
Qollpa amarilla	0.3	4	 Gris - marrón: Naranja Hex: # 70685A	 Gris - marrón: Amarillo oscuro Hex: # A9A698	 Gris - Amarillo claro Hex: # BAB7A4	 Gris claro - Naranja Amarillo Hex: # 89857A
Qollpa blanca	0.6	4	 Amarillo-verde Hex: # A59F60	 Amarillo-verde Hex: # 8E8F51	 Amarillo-verde Hex: # 9D9C5A	 Amarillo naranja Hex: # BEB385
CuSO ₄	0.5	4	 Amarillo-verde Hex: # 908E59	 Amarillo-verde Hex: # 817E4E	 Amarillo-verde desteñido Hex: # 9B9C60	 Amarillo-verde Hex: # 868154
Alumbre de potasio	0.2	4	 Amarillo-verde Hex: # 89804B	 Amarillo-verde Hex: # ABAC6D	 Amarillo-verde desteñido Hex: # BBBC81	 Amarillo-verde Hex: # CAC286
sulfato de amonio y hierro (II)	0.3	5	 Gris-marrón: naranja oscuro Hex: # 484238	 Gris-naranja Hex: # 918D7C	 Gris oscuro Hex: # 595854	 Gris Hex: # 7371BE
FeSO ₄	0.6	5	 Gris - amarillo: naranja Hex: # A39D87	 Gris claro Hex: # B3B2AE	 Gris Hex: # A6A6A0	 Gris oscuro Hex: # 575655
K ₂ Cr ₂ O ₇	0.2	6	 Marrón: amarillo Hex: # B39B54	 Marrón: amarillo Hex: # A9955F	 Marrón: amarillo Hex: # 9C895B	 Marrón: amarillo Hex: # B29F6D

La cantidad de mordiente varia por que algunos mordientes como en qollpa blanca y sulfato ferroso no impregnaban bien por ello tienen más cantidad de mordientes. El pH 4, fue similar

en qollpa amarilla, Qollpa blanca, sulfato de cobre, alumbre de potasio; pero en el caso del sulfato de amonio y hierro (II) y del sulfato ferroso el pH fue 5, dando tonos oscuros; en caso del dicromato de potasio el pH fue 6, obteniendose colores oscuros. Estos colores grises, amarillos y marrones son nuevos en comparación con los colores de tinción artesanal con chilla, ya que solo se obtienen colores verdes, modificando nueva diversidad de coloracion de las hojas de chillca.

Tabla 22

colores de tinciones en lana de oveja con los extractos CH-96, CH-70, CH-50 y CH-25

Mordiente	Cantidad (g)	pH	CH-96	CH-70	CH-50	CH-25
Qollpa amarilla	0.3	4	 Gris - marrón: Naranja Hex: # A4976C	 Gris - amarillo: naranja Hex: # B5B240	 Gris - amarillo: naranja Hex: # 948F65	 Gris - amarillo: naranja Hex: # 808773
Qollpa blanca	0.6	4	 Amarillo: verde Hex: # A4A75D	 Amarillo: verde oscuro Hex: # A8B25C	 Verde Hex: # 65813E	 Amarillo - verde Hex: # 857F47
CuSO ₄	0.5	4	 Amarillo: verde Hex: # BCB76F	 Amarillo: verde Hex: # 88804B	 Amarillo: naranja Hex: # 908346	 Amarillo: naranja Hex: # 9A8B4F
Alumbre de potasio	0.2	4	 Amarillo: verde Hex: # C3C066	 Amarillo: verde Hex: # 9F9B43	 Amarillo: verde Hex: # ACA249	 Amarillo: verde Hex: # CABE79
sulfato de amonio y hierro (II)	0.3	5	 Gris- amarillo naranja oscuro Hex: # 46433B	 Gris oscuro Hex: # 484745	 Gris oscuro Hex: # 514E4B	 Gris- naranja amarillo Hex: # A39D90
FeSO ₄	0.6	5	 Gris Hex: # 66635A	 Gris Hex: # 6B6A68	 Gris Hex: # 6A6860	 Gris Hex: # B3B0A3
K ₂ Cr ₂ O ₇	0.2	6	 Marrón: naranja Hex: # 967943	 Marrón: naranja Hex: # A58A57	 Marrón: naranja Hex: # AC8D55	 Marrón: naranja Hex: # 977F52

Los compuestos fenólicos y flavonoides reaccionan químicamente con mordientes metálicos como el Cu^{+2} , Al^{+3} formando complejos de coordinación verde y amarillo. En cambio, con el Fe^{+2} se forma complejos químicos oscuros como el gris entre el colorante. El Cr^{+3} interactúa con los grupos funcionales como O-H y C=O para formar complejos metálicos cromóforos otorgando colores marrones o tonos terrosos. Modificando colores en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "chillca". Generando colores que no existen en el mercado actual se encontró según Paredes Martínez, (2002) colores verde y amarillo con la tinción.

CONCLUSIÓN

- Se modificó el color de la fibra animal a colores verde, amarillo, gris y marrón usando los extractos de *Baccharis latifolia* (chillca).
- Se obtuvieron los extractos hidroetanólicos colorantes de hojas secas de *Baccharis latifolia* (chillca) en diferentes porcentajes de etanol. El extracto CH-96 dio un rendimiento de 15%, el extracto CH-70 al 16% de rendimiento, el extracto CH-50 dio 21% rendimiento y el extracto CH-25 al 19%. Siendo el extracto colorante CH-50 al que mostró el más alto porcentaje de rendimiento por lo que sería el más factible para una extracción a mayor escala del colorante.
- Los compuestos fenólicos y flavonoides reaccionan químicamente con mordientes metálicos como el Cu^{+2} , Al^{+3} formando complejos de coordinación verde y amarillo, respectivamente. En cambio, con el Fe^{+2} se forma complejos químicos oscuros como el gris entre el colorante. El Cr^{+3} interactúa formando complejos metálicos otorgando colores marrones o tonos térreos, obteniendo una amplia gama de tonos de colores en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "chillca".
- Los metabolitos secundarios mayoritarios responsables de la coloración que generan los extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca) basados en los resultados del análisis fitoquímico preliminar, espectroscopía UV-vis, espectroscopia FTIR-ATR y HPLC son: Quercetina (flavonoide) y compuestos fenólicos: Ácido cafeico y ácido rosmarínico. Estos metabolitos estarían formando complejos de coordinación con los metales que constituyen los mordientes, e interactúan con la fibra animal.
- La fibra de alpaca y lana de oveja fueron teñidas con los extractos hidroalcohólicos y a rangos de pH 4, 5 y 6, generando una diversidad de colores: Gris, verde, amarillo y marrón, con solidez al lavado y frotación muy buena (grado 5), el Fe^{+2} , Cu^{+2} presentan una buena interacción, lo contrario sucede con el Al^{+3} , Cr^{+3} que interactúan poco con la lana o fibra.

RECOMENDACIONES

- Realizar estudios sobre la qollpa amarilla y qollpa blanca, así como la fórmula y sus propiedades.
- Realizar tinciones mezclando diferentes mordientes con el extracto.
- Que el presente trabajo sirva como base para seguir investigando los metabolitos presentes o aislar sus componentes.
- Promover el cultivo de las plantas tintóreas y medicinales.
- Extraer con métodos modernos para comparar el rendimiento en la extracción de colorantes.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Akram, Md. W., Banna, B. U., Mahmud, S. H., Easmin, S., & Repon, M. (2024).
Explorando la extracción asistida por ultrasonidos y el medio ambiente
Teñido de algodón orgánico con hojas de *Syzygium cumini* extractos.
ChemistrySelect. <https://doi.org/10.1002/SLCT.202400394>
- Alarcon Silvera, G. E., & Lucas Osorio, J. (2020). *Extracción de colorantes naturales a partir de plantas endémicas del Perú y su aprovechamiento en la industria textil, revisión bibliográfica* [Universidad César Vallejo].
<https://repositorio.ucv.edu.pe/handle/20.500.12692/53155>
- Álvarez Liliana América, V., Serna Sandra, L., & Romero V. María Elba, O. (2015).
Retención del colorante textil alizarina en una red metal orgánica de cobre.
(124515456). 7(3), 889-889-894. Complementary Index.
<https://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=edb&AN=124515456&site=eds-live>
- Andrade Carlosama, J. A. (2016). *Tinturado artesanal de hilo de lana de oveja con colorante natural Baccharis latifolia (chilca) para elaborar accesorios de vestir femeninos*.
<http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/5354>
- Apaza Maron, T. L. (2016). *Comparación del colorante de maíz morado (Zea mays L.) con la tinción de hematoxilina de harris, para nucleos en cortes histológicos de piezas anatómicas en el servicio de anatomía patológica del Hospital Honorio Delgado Espinoza, Arequipa. 2016*.
<https://repositorio.uap.edu.pe/xmlui/handle/20.500.12990/5440>
- Aragadvay Yungán, S. P. (2010). *Elaboración y Control de Calidad de Tintura y Gel Cicatrizante y Antiinflamatorio de Chilca (Baccharis latifolia) y Hierbamora (Solanum nigrum)* [bachelorThesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo].
<http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/216>

- 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>
- Browman, D. L. (2004). Tierras comestibles de la Cuenca del Titicaca: Geofagia en la prehistoria boliviana. *Estudios atacameños*, 28, 133-141.
<https://doi.org/10.4067/S0718-10432004002800011>
- Cabrera, A. Q., & Gonza, A. T. (2020). Descripción del proceso de la elaboración de tintes naturales y artificiales – Chincheros Cusco. *La Vida & la Historia*, 11, Article 11.
<https://doi.org/10.33326/26176041.2020.11.943>
- Cabrera Forero, J. (2020). Identificación primaria de metabolitos secundarios de *Ulex europaeus* L. retamo espinoso y su actividad biológica. *Biología*.
<https://ciencia.lasalle.edu.co/biologia/97>
- Catauro, M., Papale, F., Bollino, F., Piccolella, S., Marciano, S., Nocera, P., & Pacifico, S. (2015). Silica/querctin 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>
- Cevallos Suárez, J. A., & Guerrero Carriel, J. Y. (2017). *Extracción y caracterización de colorante natural a partir de la Borra de Café* [bachelorThesis, Universidad de Guayaquil, Facultad de Ingeniería Química].
<http://repositorio.ug.edu.ec/handle/redug/18241>
- 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* [unsa].
<https://repositorio.unsa.edu.pe/items/af27e2bd-0fce-4d68-919e-80bda8a83059>
- Chavez Cruz, B. K. (2022). *Caraterización y evaluación de la resistencia mecánica de la mezcla de hilos de fibra de alpaca con fibra proteica de leche*.
<https://hdl.handle.net/20.500.12773/15848>

Córdova Leiva, L. C. (2017). *Métodos para separar, identificar y caracterizar una mezcla binaria constituida por los flavonoides naringenina y quercetina.*

<http://repositorio.utmachala.edu.ec/handle/48000/10845>

Dafalla, H. (2021).

Extracción de betacaroteno como colorante natural a partir de Cucumis melo mediante Soxhlet método de extracción. *Journal of Chemistry: Education Research and Practice*. <https://doi.org/10.33140/JCERP.05.02.05>

Enriquez Orellana, S. (2016). *Concentración de flavonoides en la masa foliar de chilca (Baccharis latifolia) a tres niveles altitudinales en época de transición (humeda—Seca) Lluto—La Paz* [Thesis].

<http://repositorio.umsa.bo/xmlui/handle/123456789/6834>

Fernández Alcántara, W. L., & Saavedra Estrella, D. L. (2019). *Obtención y caracterización de colorante natural a partir de la Baccharis Salicifolia (Chilca Blanca) para uso textil.*

<http://repositorio.unprg.edu.pe/handle/20.500.12893/3998>

Gaete Pérez, J. (2018). *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>

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

<http://repositorio.unap.edu.pe/handle/UNAP/11716>

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>

Lewis, D. M., & Rippon, J. A. (2013). *La coloración de la lana y otros Fibras de queratina.* John Wiley & Sons.

Lock, O., Cabello, I., & Doroteo, V. H. (2006). Análisis de flavonoides en plantas. *Pontificia Universidad Católica del Perú*, 11.

<https://d1wqtxts1xzle7.cloudfront.net/45721840/Practica-VI-6-libre>.

Lockuán Lavado, F. E. (2012). *La industria textil y su control de calidad*. (V.Tintorea).

Google-Books-ID: 6yjBvmYZrTsC

Lockuán Lavado, F. E. (2013). *II. La industria textil y su control de calidad: Vol. Version 0.1*.

<http://lfidel-lockuan.webs.com>.

Loja Herrera, B., Alvarado Yarasca, Á., Salazar Granara, A., Ramos Yica, E., & Jurado, B.

(2017). Cribado fitoquímico del *Baccharis latifolia* (R&P.) Pers. (Chilca). *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 22(1), 1-7.

http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S1028-47962017000100015&lng=es&nrm=iso&tlng=es

Mamani, L. D. O. (2013). *Medicina tradicional aimara - perú traditional aymara medicine - Perú*.

Marcano, D. (2018). *Introducción a la Química de los Colorantes* (Segunda Edición).

Academia de Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales.

Marreros Castañeda, S. H. (2021). *Determinación de Flavonoides y ácidos Fenólicos por HPLC-DAD en los extractos de las flores de Citrus sinensis (naranja), Citrus limetta (lima) y Prunus pérsica (durazno)* [ULADECH].

<https://repositorio.uladech.edu.pe/handle/20.500.13032/23495>

Masias Bocker, K. (2007). Caracterización de las propiedades tintóreas del extracto de nogal (*Juglans neotropica* Diles) proveniente de la cuenca alta del río Zaña.

Universidad Nacional Agraria La Molina.

<http://repositorio.lamolina.edu.pe/handle/20.500.12996/421>

Mattavelli Junca, S. (2020). *Obtención de un colorante natural a partir de la clorofila de Chlorella vulgaris como alternativa al uso de colorantes sintéticos en la industria textil, Bogotá, Colombia*.

<https://repositorio.unbosque.edu.co/handle/20.500.12495/8132>

- Ochoa Amado, L. S., & Sarmiento Mora, A. J. (2018). *Estudio fitoquímico de la especie vegetal Bucquetia glutinosa (L.f.) DC (Melastomataceae) y evaluación de su actividad biológica*. <https://repository.udca.edu.co/handle/11158/996>
- Paredes Martínez, B. I. (2002). *Análisis y obtención del colorante natural a partir de la Baccharis latifolia (chilca)*. <http://repositorio.utn.edu.ec/handle/123456789/3529>
- Pasto, D. J., & Johnson, R. C. (2023). *Determinación de estructuras orgánicas*. Reverte. https://books.google.com.pe/books?id=KwCzEAAAQBAJ&printsec=frontcover&hl=es&source=gbs_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=false
- Pielesz, A., Freeman, H. S., Weselucha-Birczyńska, A., Wysocki, M., & Wlochowicz, A. (2003).
Evaluación de la estructura secundaria de una fibra de lana teñida mediante espectroscopias FTIR y FTR. *Journal of Molecular Structure*.
[https://doi.org/10.1016/S0022-2860\(03\)00210-2](https://doi.org/10.1016/S0022-2860(03)00210-2)
- Prada, J., Ordúz-Díaz, L. L., & Coy-Barrera, E. (2016). *Baccharis latifolia: Una Asteraceae poco valorada con potencialidad química y biológica en el neotrópico*. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 12(1), Article 1. <https://doi.org/10.18359/rfcb.1858>
- Rehman, F., Qayyum, M. A., Zainab, K., Adeel, S., Habib, N., Mia, R., Imran, M., & Nasir, S. (2024).
Aislamiento y aplicación más limpios de una nueva y novedosa fuente sostenible de colorante natural a partir de sebo laureal (Litsea glutinosa) para teñir seda. *Energy Science & Engineering*.
<https://doi.org/10.1002/ESE3.1835>
- 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>

Rolón Boytovich, N. E. (2018). *Colorante natural con capacidad antimicrobiana a partir de Morus nigra* [Master thesis, UNI - FCyT].

<http://repositorio.conacyt.gov.py/handle/20.500.14066/3129>

Ruiz Benitez, M. L. (2020). *Cromatografía líquida de alto rendimiento (HPLC) y cromatografía de gases (CG)*.

<https://bonga.unisimon.edu.co/handle/20.500.12442/7985>

Sandoval Velasco, M. E. (2021). *Análisis de las características fitoquímicas, propiedades farmacológicas, usos y aplicaciones más comunes de la Chilca (Baccharis latifolia) en el Ecuador* [bachelorThesis, Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología. Carrera de Ingeniería Bioquímica].

<https://repositorio.uta.edu.ec:8443/jspui/handle/123456789/33670>

Stuart, B. H. (2004). *Infrared Spectroscopy: Fundamentals and Applications*. John Wiley & Sons.

https://books.google.es/books?id=xQVog8RrJKcC&printsec=frontcover&hl=es&source=gbp_ge_summary_r&cad=0#v=onepage&q&f=true

Tito Humpiri, J. M., Rodríguez Llapa, J., Apaza Ticona, F., Barreda Álvarez, F., Castillo Yepes, L. E., Choquehuanca Rodrigo, J., Luque Huanca, T., Maldonado Rodríguez, L. S., Mamani Colque, A. P., Mamani Mamani, P. W., Sillo Peñaloza, M. A., & Zapana Quispe, B. (2017). *Plantas Andinas como Colorantes en el Teñido de Sustratos Textiles de Lana. Universidad Nacional de Juliaca*.

<http://repositorio.unaj.edu.pe:8080/handle/UNAJ/6>

ANEXOS

Anexo 1

Certificado de taxonómica de *Baccharis latifolia* (chillca)

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° 04-2023-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 **Nayruth Cusihuaman Chalco**, Bachiller de la Carrera Profesional de Química, con código de matrícula N°133328; ha presentado a la Dirección del Herbario Vargas CUZ, una muestra botánica para su determinación taxonómica (**expediente N° 505844**), para realizar el proyecto de tesis "**Capacidad de tinción y caracterización del colorante de las hojas de *Baccharis latifolia* "chillca"**", 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 LOCAL
1	Asteraceae	<i>Baccharis latifolia</i> (Ruiz & Pav.) Pers.	"chillca"

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

Cusco, 01 de febrero de 2023

Blga. María Luisa Ochoa Cámara
Directora del Herbario Vargas CUZ



Anexo 2

Resolución del permiso de SERFOR



Firmado digitalmente por
CHANCASANAMPA MEDINA Ronald
Serial FAU 20562836927 soft
Cargo: Administrador Técnico
Motivo: Soy el autor del documento
Fecha: 16.09.2023 16:26:36 -05:00

RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

Cusco, 16 de Septiembre del 2023

RA N° D000213-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS - CUSCO

VISTO:

El Informe Técnico N° D000168-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO del 01 de agosto de 2023 y la Solicitud S/N del 23 de mayo de 2023 con número de expediente 2023-0022478, presentada por la señora Nayruth Cusihuaman Chalco, identificada con DNI N° 73707115, quien solicita autorización con fines de investigación científica en flora y/o fauna silvestre, fuera de Áreas Naturales Protegidas, como parte del proyecto titulado "Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "Chillca", a desarrollarse en la Asociación de Propietarios Agrícolas Ccoricancha, distrito de Chinchero, 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 Cinzia Jessica FAU
20562836927 soft
Motivo: Doy V° B°
Fecha: 15.09.2023 14:58:40 -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: XHXM02J



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 23 de mayo de 2023, la señora Nayruth Cusiuhuan Challco, identificada con DNI N° 73707115, solicitó autorización con fines de investigación científica de flora y/o fauna silvestre, para el proyecto titulado: "Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "Chillca"", a desarrollarse en el área de la Asociación de Propietarios Agrícolas Ccoricancha, distrito de Chinchero, provincia de Urubamba, departamento de Cusco, por el periodo de seis (6) 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:

- a. 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.
- b. Carta de presentación de los investigadores participantes expedida por la institución científica de procedencia.
- c. Documento que acredite el consentimiento informado previo, expedido por la respectiva organización comunal representativa, de corresponder.
- d. 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 que cumple con los criterios técnicos para llevar a cabo el proyecto denominado "Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "Chillca" por el periodo de seis (6) meses, según el cronograma de trabajo del plan de investigación presentado, el cual se llevará a cabo en la localidad de la Asociación de Propietarios Agrícolas Ccoricancha, distrito Chinchero 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 el utilizar extractos colorantes de hojas de *Baccharis latifolia* —chillca por el método maceración etanólica de 96%, 70%, 50% y 25% para obtener una paleta de colores en fibra animal y como objetivos específicos los de i) Obtener los extractos hidroalcohólicos 96%, 70%, 50% y 25% de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca); ii) Teñir la fibra animal con los extractos hidroalcohólicos obtenidos en el OE1 y los mordientes: sulfato de cobre (CuSO_4), sulfato de hierro (FeSO_4), dicromato de potasio, ($\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$), alumbre ($\text{Fe}(\text{NH}_4)_2 \cdot 12\text{H}_2\text{O}$), ($\text{Fe}(\text{NH}_4)_2(\text{SO}_4)_2$) y iii) Identificar a los metabolitos secundarios mayoritarios presentes en el extracto colorante de las hojas de *Baccharis latifolia* (chillca).

Que, respecto a la justificación del proyecto la solicitante refiere que actualmente el uso de colorantes naturales es muy empleado para la tinción de la fibra de oveja o de alpaca. Los métodos y técnicas a utilizar serán: i) la colecta del material vegetal (El muestreo de *Baccharis latifolia* "chillca" se realizará en el distrito de Chinchero exactamente en (Asociación de propietarios agrícolas Ccoricancha), a una altitud de 3754 m.s.n.m., departamento del Cusco, ubicado a unos cuarenta y cinco minutos de la ciudad de Cusco. Se recolectará la planta con el tallo y sus hojas con mucho cuidado); ii) Espectrofotómetro ultravioleta-visible (uv-vis) (Se analizarán las muestras de extractos colorantes preparando diluciones a diferentes concentraciones. Con el método de barrido de (190-700 nm), resolución 2nm. Se observará en el espectrofotómetro y el software visión pro v); iii) Espectroscopía infrarroja con transformada de fourier (FT- IR) (Se preparará las muestras de extractos colorantes secas de las diferentes concentraciones, lanas sin tinción, lanas teñidas. La muestra acondicionada se coloca en el soporte de diamante para la lectura en un rango de análisis (400 – 4000 cm^{-1}), resolución 4nm y el software OMNIC) y iv) Cromatografía de capa fina (Se preparará la fase móvil indicada, luego aplicar el colorante en la fase estacionaria (silica gel 60 F254), también se sembrará algunos patrones de metabolitos secundarios para Comparar, terminando la corrida se revelará con la lámpara UV 254 y 366 nm). Asimismo, se especifica que no habrá disposición de las muestras a una



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

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° D000168-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO del 01 de agosto de 2023, es pertinente otorgar la autorización con fines de investigación científica de flora silvestre a la señora Nayruth Cusihaman Chalco identificada con DNI N° 73707115 para la ejecución del proyecto titulado "Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "Chillca".

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 Nayruth Cusihaman Chalco identificada con DNI N° 73707115, para la realización de la investigación científica titulada: "Diversidad de color obtenido en fibra animal por tinción con diferentes extractos etanólicos de las hojas de *Baccharis latifolia* "Chillca" en la que participará como investigadora principal, en virtud de las consideraciones antes expuestas, correspondiéndole el Código de Autorización N° **08-CUS/AUT-IFL-2023-003**.

Artículo 2°.- El desarrollo de la investigación científica autorizada se circunscribe a la localidad de la Asociación Propietarios Agrícolas Ccoricancha, distrito Chinchero, provincia Urubamba, departamento 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 sujeto al cumplimiento del cronograma de trabajo del plan de investigación aprobado, por el periodo comprendido de seis (6) 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

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: XHXM02J



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

- las autoridades comunales correspondiente.
- 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 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 a 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



RESOLUCIÓN ADMINISTRATIVA

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° D000168-2023-MIDAGRI-SERFOR-ATFFS-CUSCO del 01 de agosto de 2023, a la señora Nayruth CusiHuaman Chalco, 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 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° D000168-2023-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

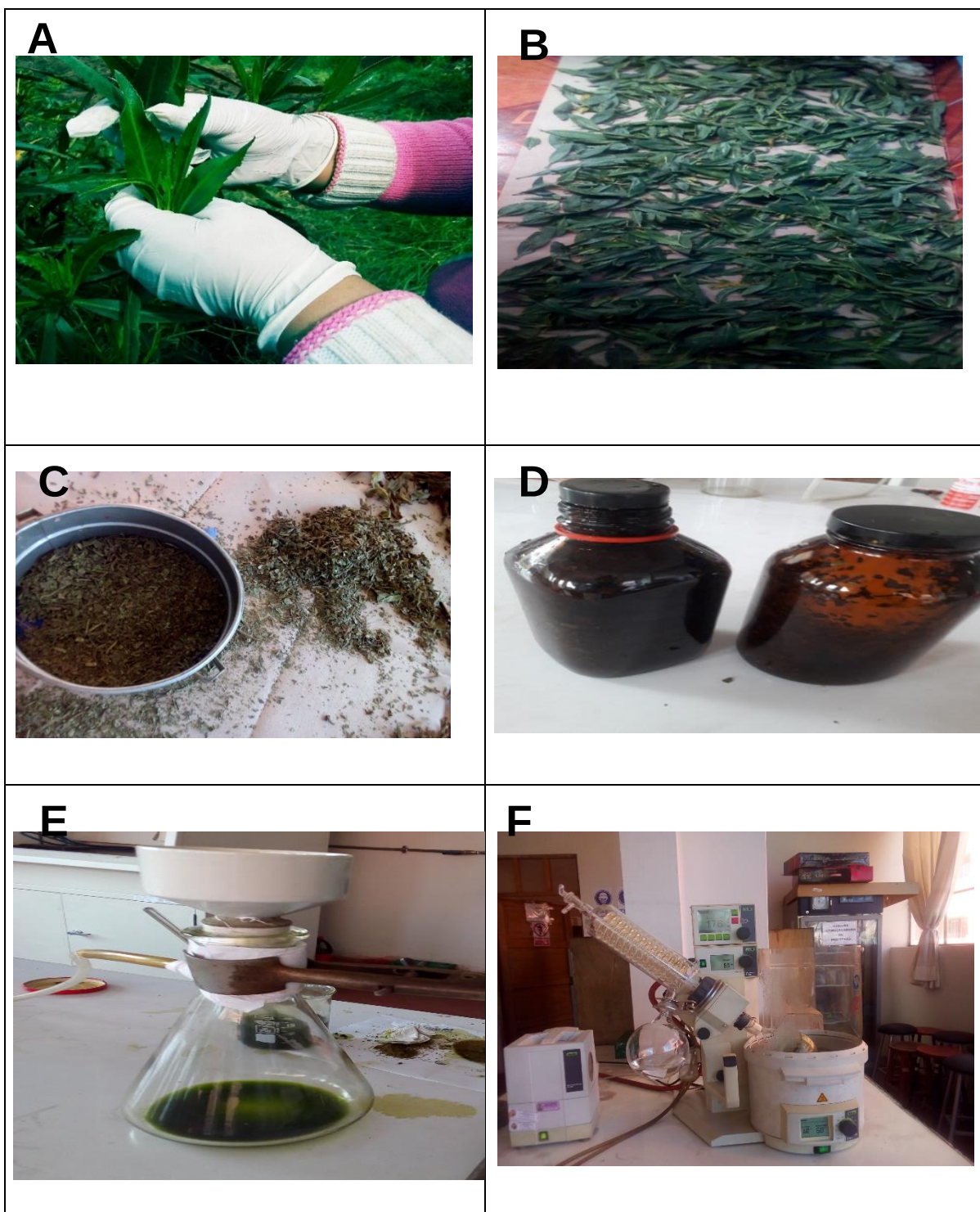
Regístrese y comuníquese,

Documento firmado digitalmente

RONALD SENIN CHANCASANAMPA MEDINA
ADMINISTRADOR TECNICO
ATFFS - CUSCO

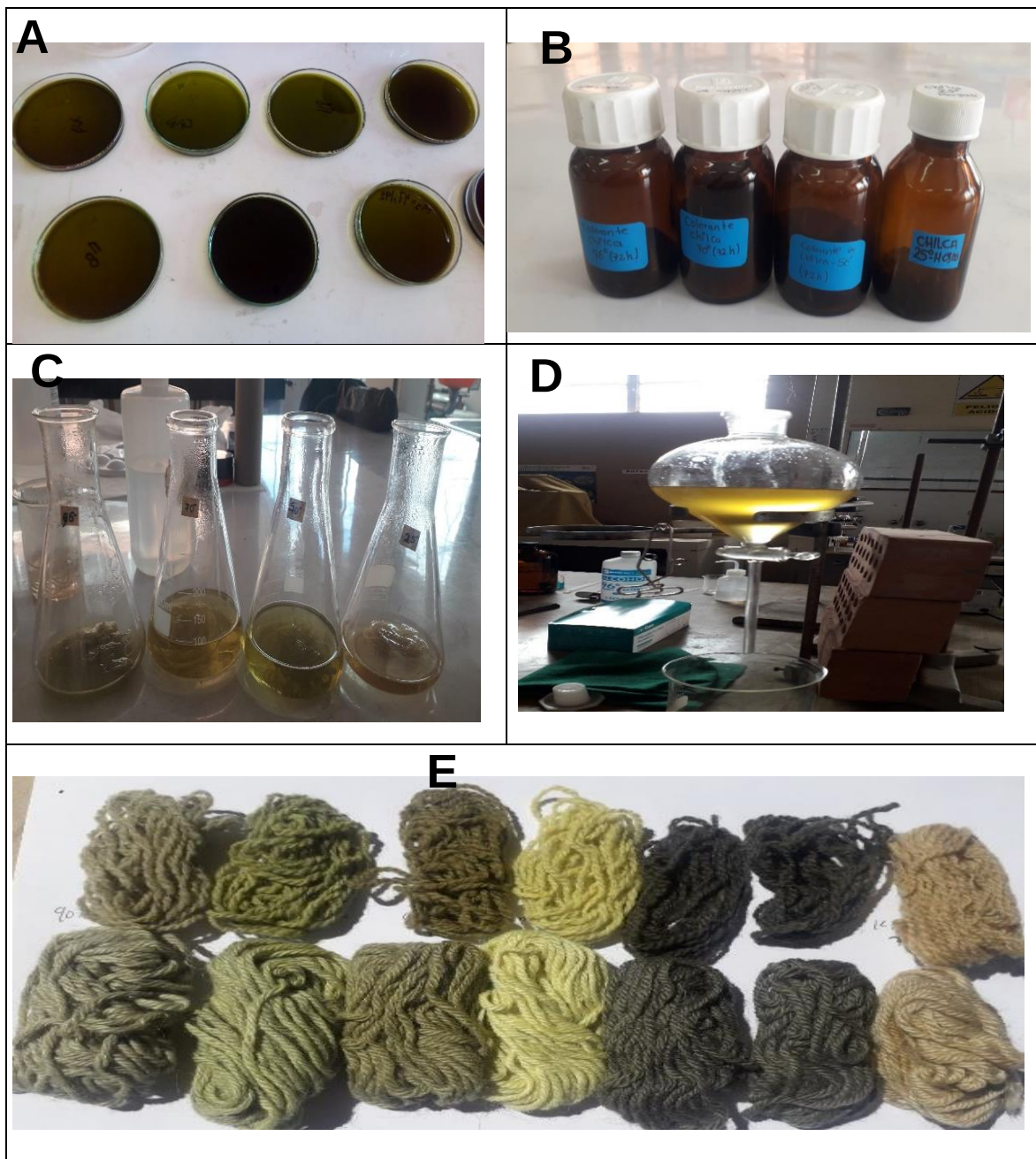
Anexo 3

A) Muestreo, B) Secado, C) Trituración, D) Maceración, E) Filtración, F) Purificación



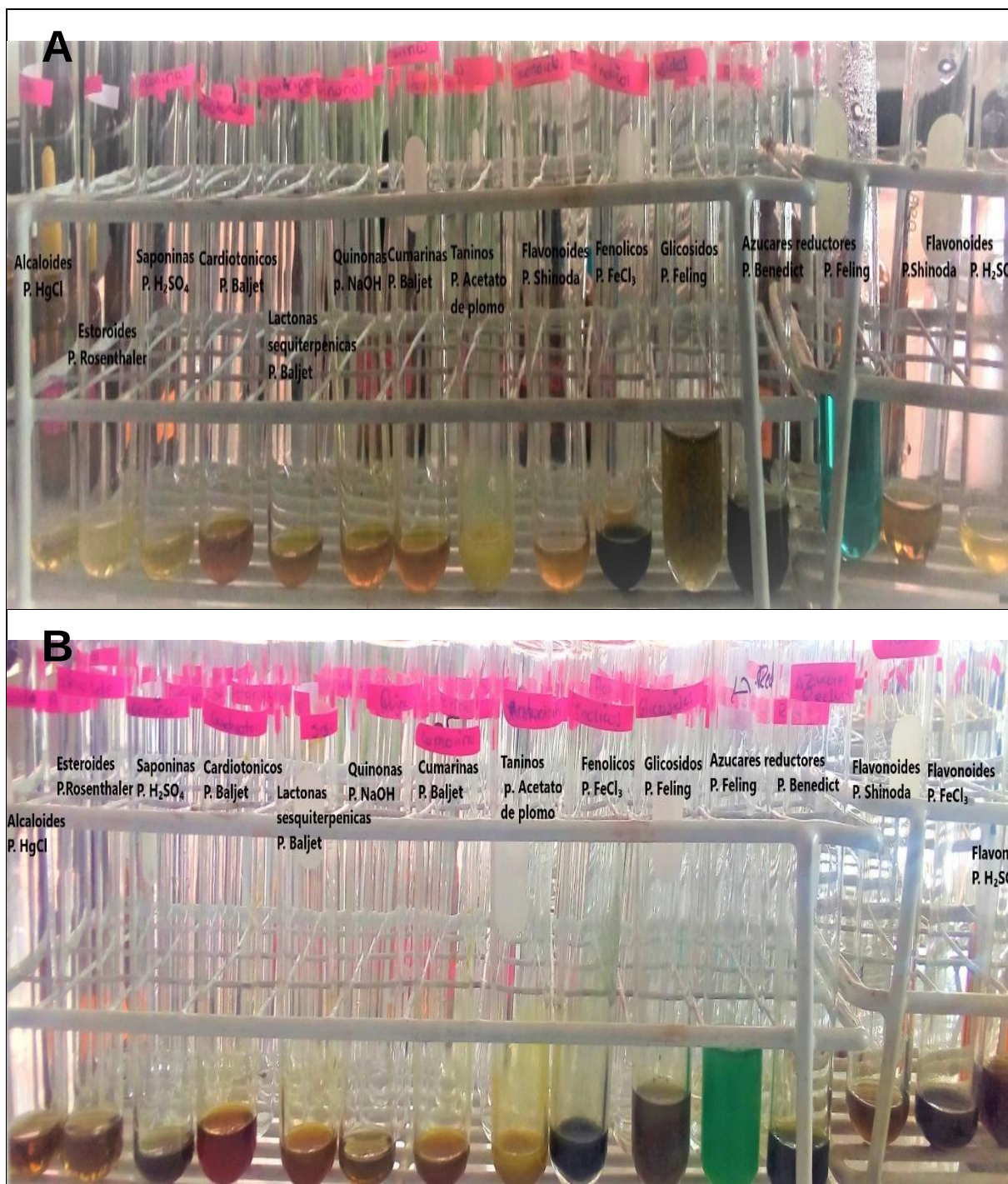
Anexo 4

A) Secado, B) Extractos colorante, C) Tinción en fibra y lana, D) Purificación del extracto colorante, E) Fibras y lanas teñidas



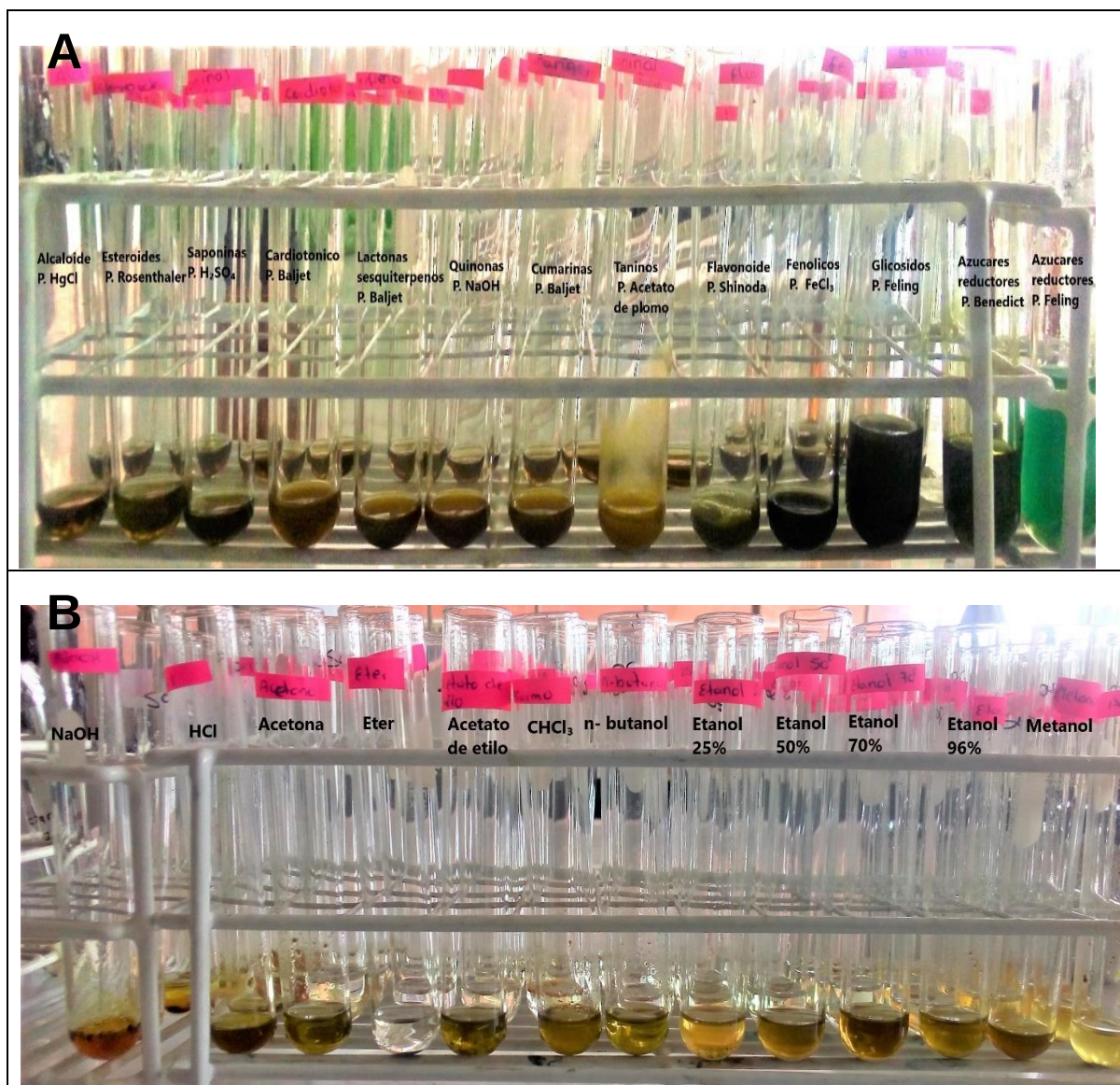
Anexo 5

A) Marcha fitoquímica preliminar del extracto CH-25, B) Marcha fitoquímica preliminar del extracto CH-70



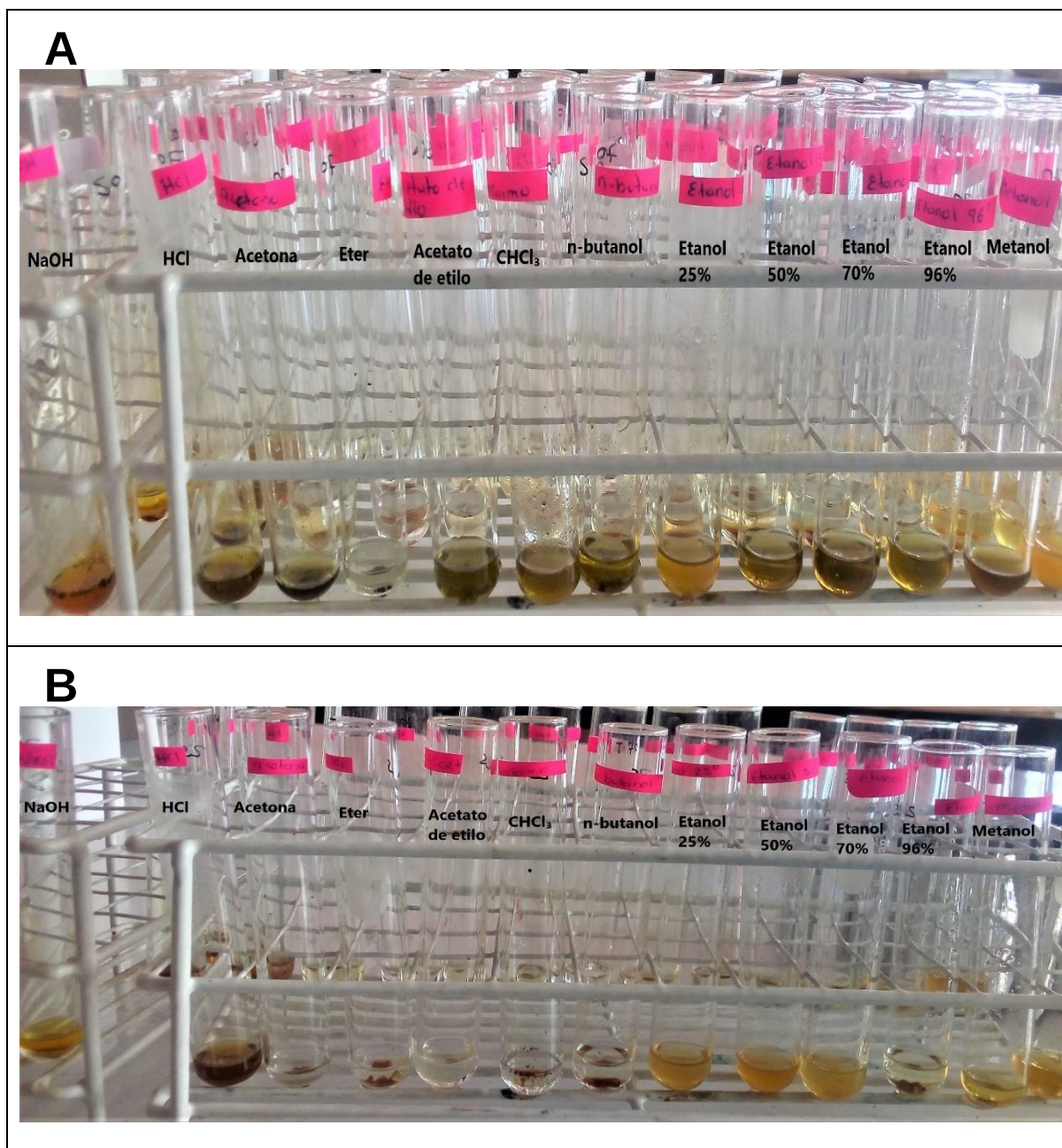
Anexo 6

A) Marcha fitoquímica preliminar del extracto CH-96, B) Solubilidad de CH-50



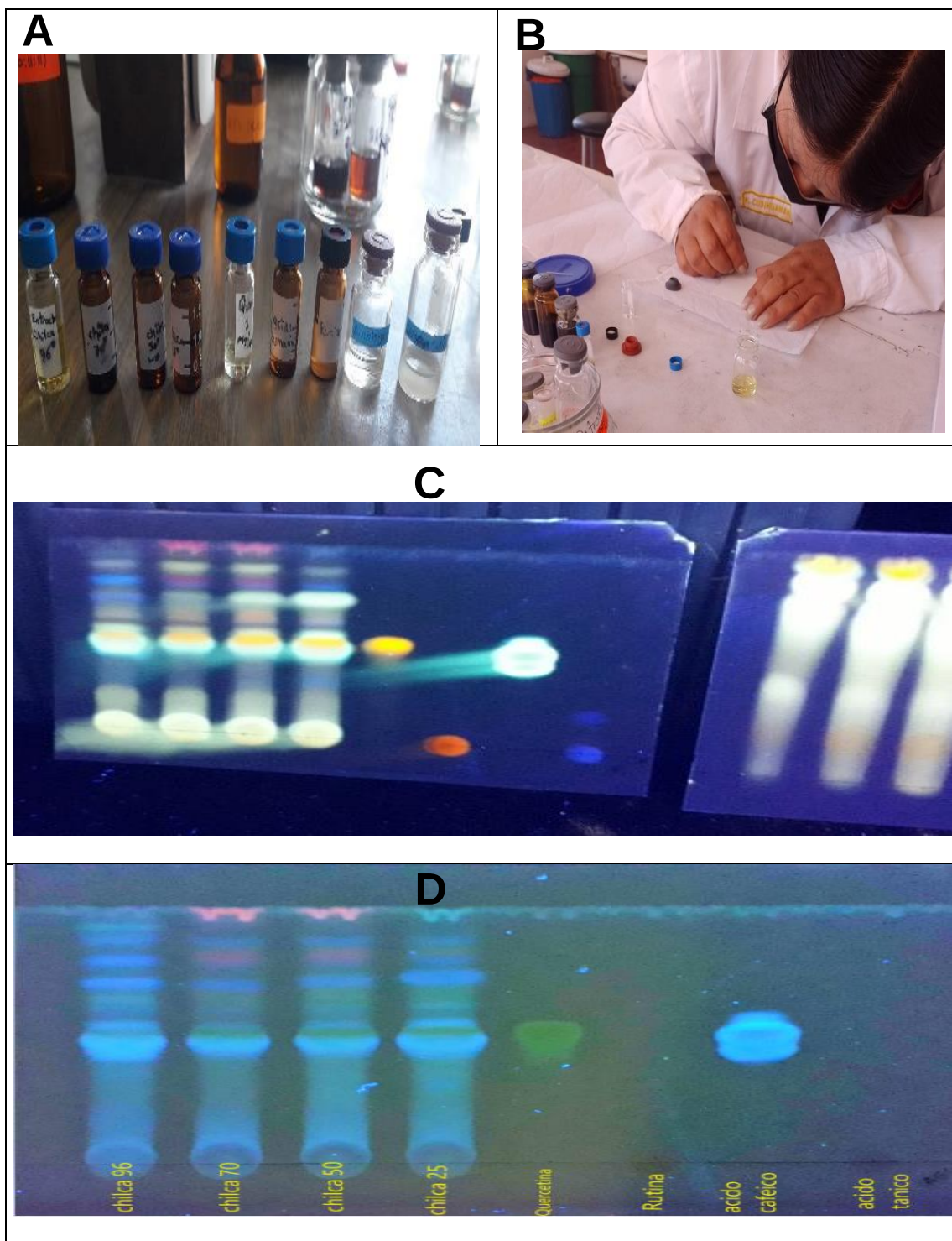
Anexo 7

A) Solubilidad de extracto CH-70, B) Solubilidad de extracto CH-25



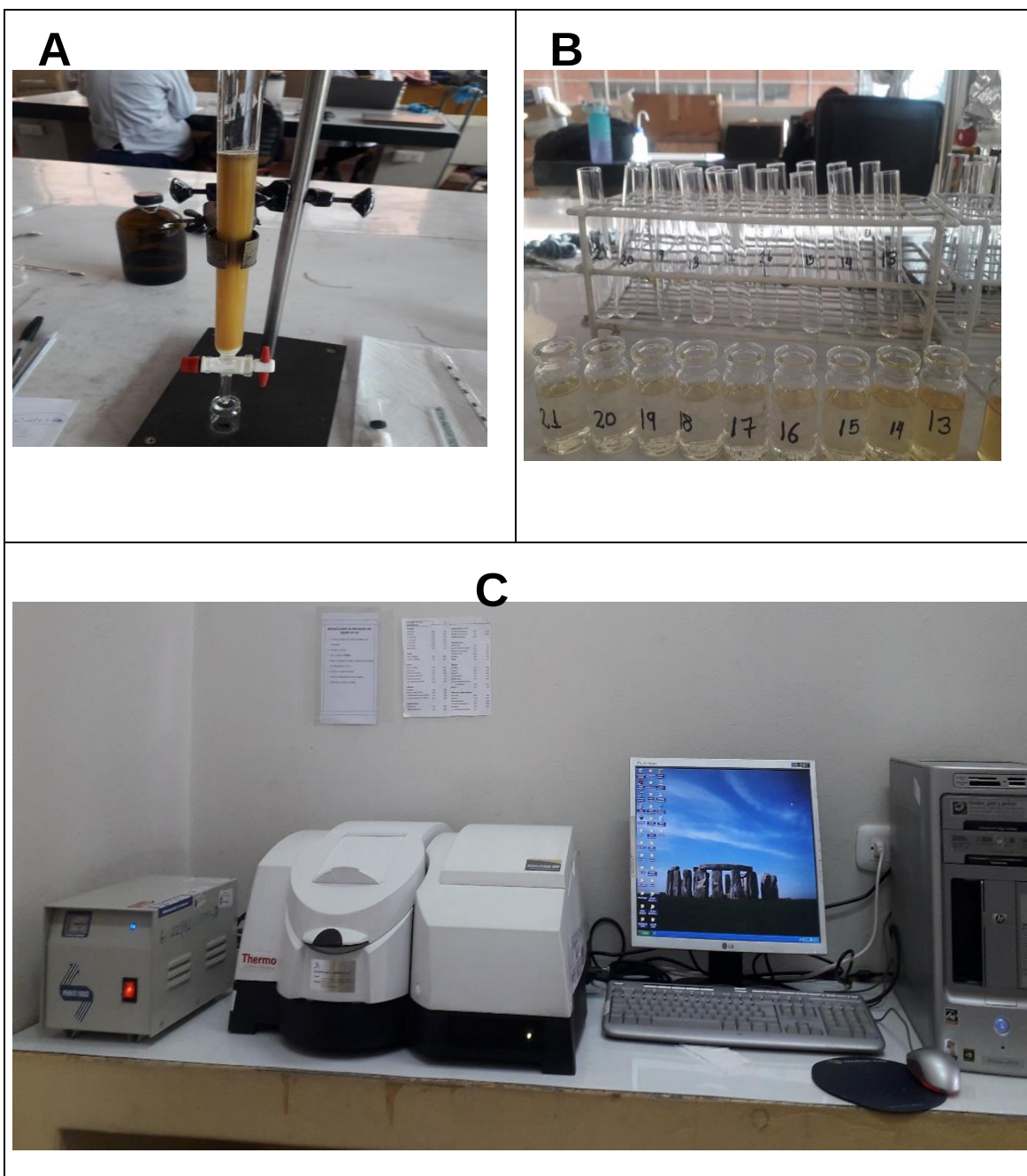
Anexo 8

A) Extracto colorante y patrones, B) Sembrado en la cromatoplasas, C) Revelado en la lampara UV 254 nm, D) Cromatografía para agliconas



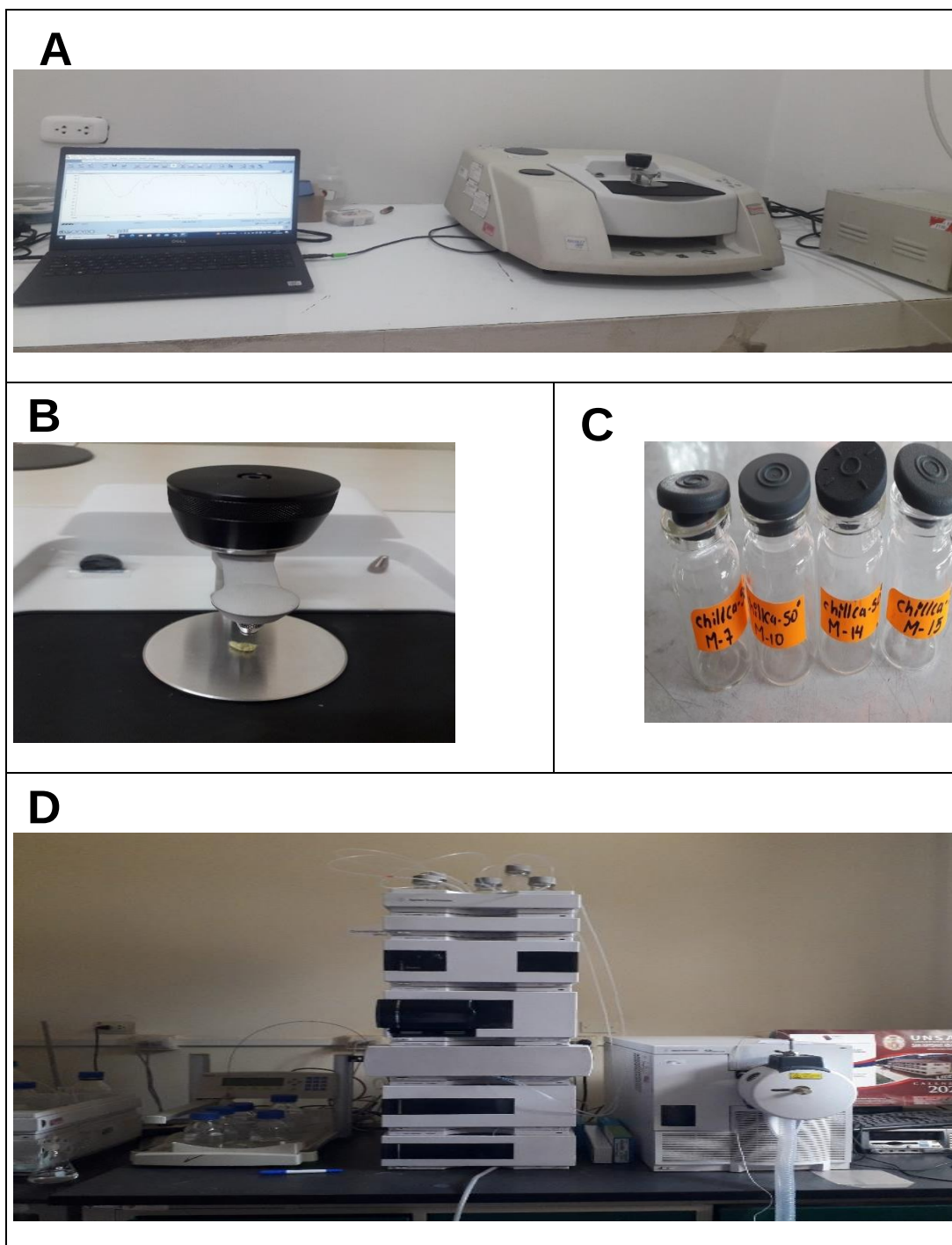
Anexo 9

A) Cromatografía de columna con el extracto CH-50, B) Fracciones de la cromatografía en columna, C) Corrida en el espectro UV-visible



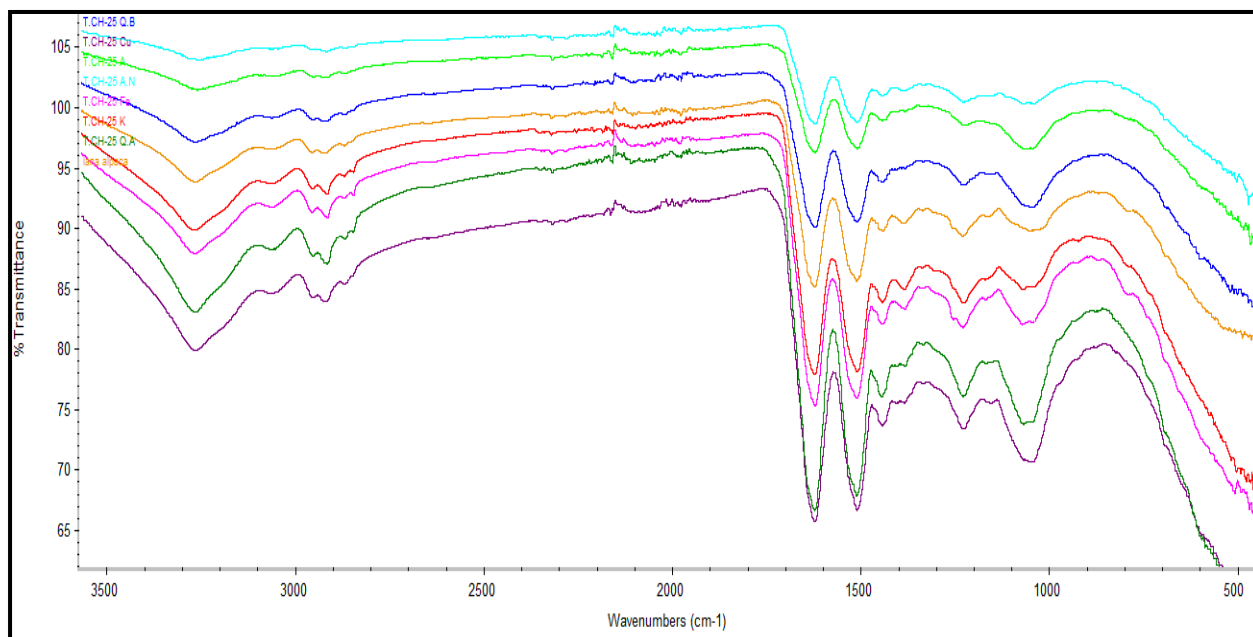
Anexo 10

A) Corrida de las muestras del extracto, B) Muestra colocada en el diamante de FTIR, C) Muestras para HPLC, D) equipo de HPLC



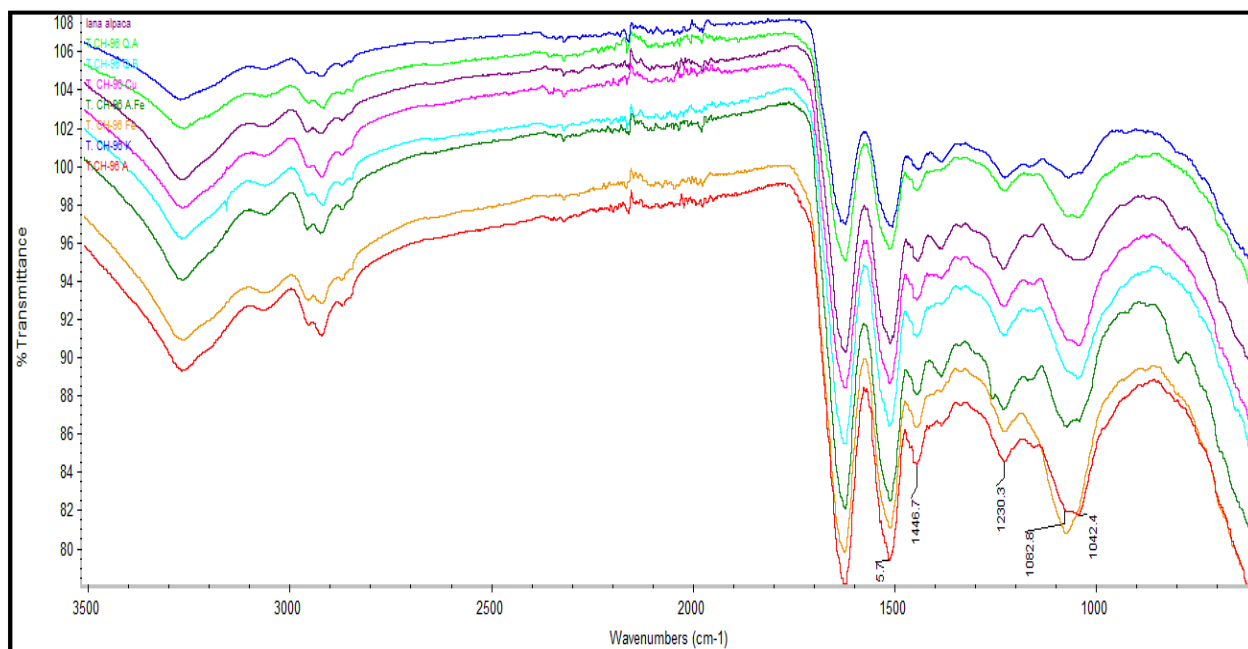
Anexo 11

Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-25



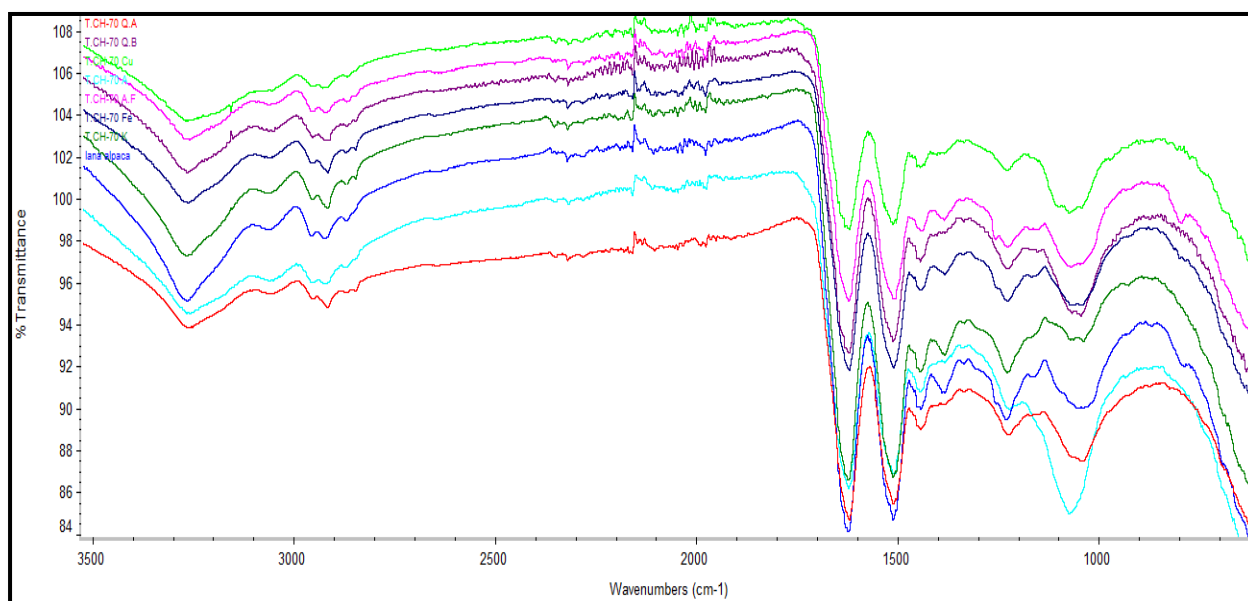
Anexo 12

Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-96

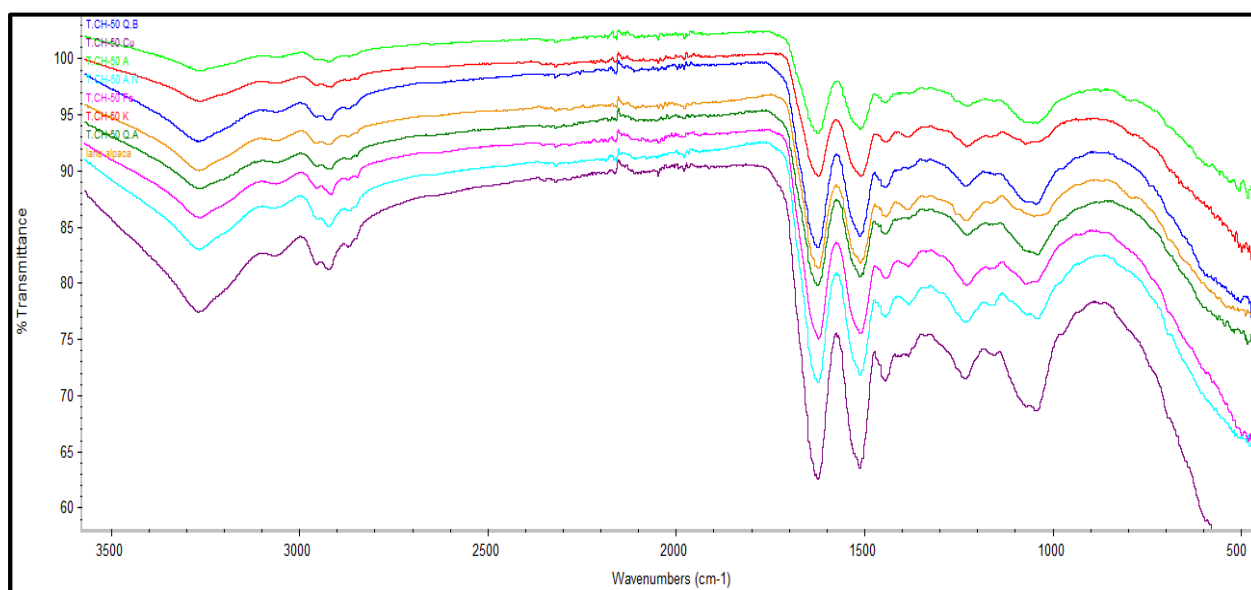


Anexo 13

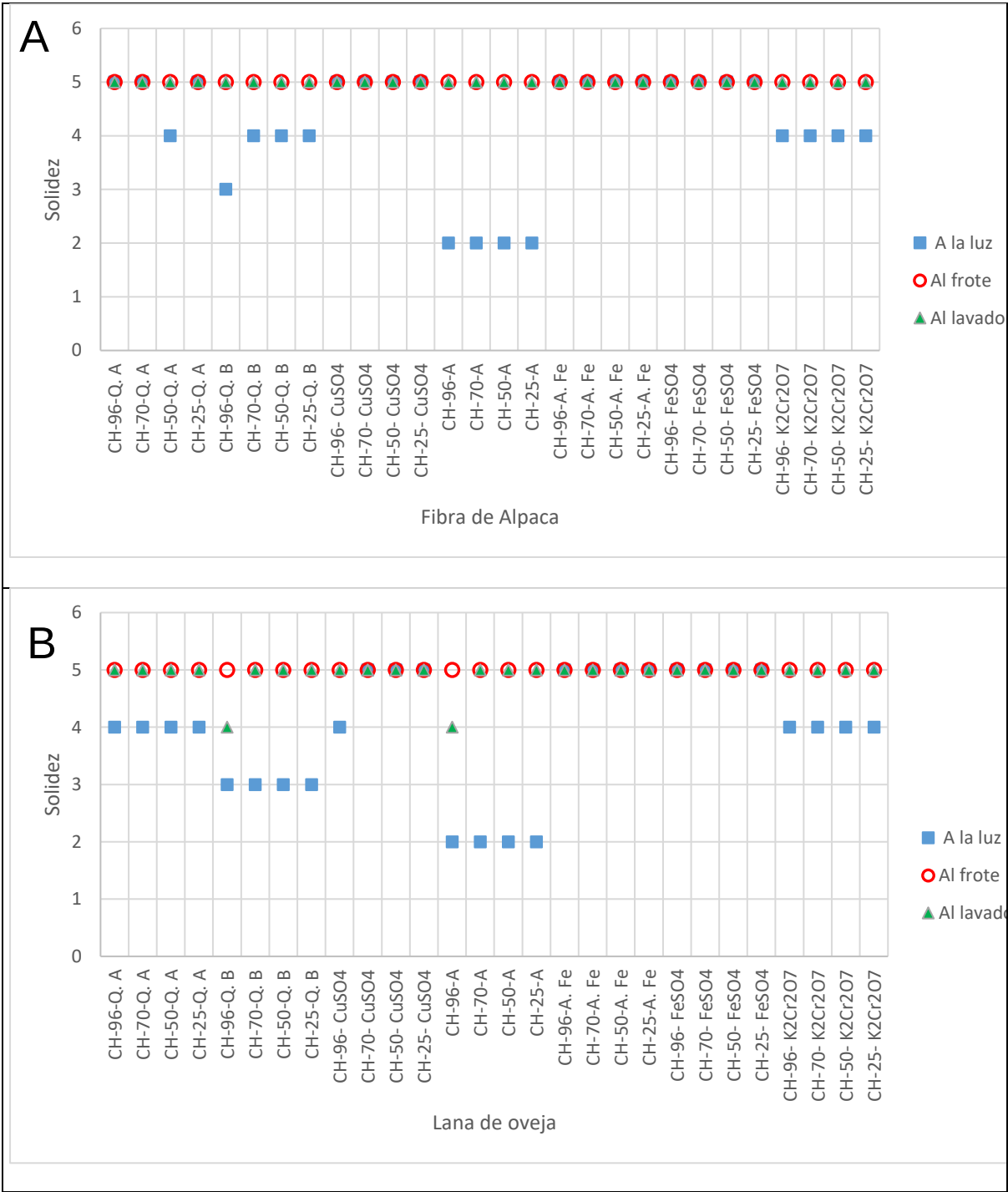
Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-70

**Anexo 14**

Espectro FTIR de las tinciones de lana de oveja de CH-50



Anexo 15
Pruebas realizadas a las fibras de alpaca teñidas



Anexo 16*Preparación de reactivos*

FEHLING • Sol A: Disolver 35 g de sulfato de cobre pentahidratado en 500 mL de agua destilada. • Sol B: Disolver 175 g de tartrato de sodio y potasio, 50 g de hidróxido de sodio en 500 mL de agua destilada. • Reactivo: sol A+ sol B
BENEDICT Disolver 1.73 g de sulfato de cobre pentahidratado, 17.3 g de citrato de sodio y 10 g de carbonato de sodio anhidro en 100 mL de agua destilada.
ACETATO DE PLOMO Disolver 18 g de acetato de plomo en 100 mL de agua destilada (solución saturada)
BALJET • Sol A: Disolver 1 g de ácido pícrico en etanol. • Sol B: Disolver 10 g de hidróxido de sodio en 100 mL de agua destilada. Mezclar en volúmenes iguales el sol A Y sol B.
ROSENTHALER Preparar solución etanólica al 1% de Vainillina.

Anexo 17*Fracciones de cromatografía de columna comparados con patrones*

Fracción	Patrón ácido Rosmarínico	Patrón ácido Cafeico	Patrón Rutina	Patrón Naringenina
M-5	-	-	-	+++
M-6	-	-	-	+++
M-7	+++	-	-	-
M-8	+++	-	-	-
M-9	+++	-	-	-
M-10	-	+++	-	-
M-11	-	+++	-	-
M-12	-	+++	-	-
M-13	-	+++	-	-
M-14	+++	-	-	-
M-15	+++	-	-	-
M-16	++	-	-	-
M-17	+	-	-	-
M-18	+	-	-	-
M-19	+	-	-	-
M-20	+	-	-	-
M-21	+	-	-	-