

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO

FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA



EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE FLAVONOIDES A

PARTIR DE LAS FLORES DE MISIQ'Ó (*Bidens andicola*)

TESIS

PRESENTADA POR:

GLADYS JOSAFAB LAURA MAMANI

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO QUÍMICO

PUNO – PERÚ

2018

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA QUÍMICA

**EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE FLAVONOIDES A PARTIR DE
LAS FLORES DE MISIQ'O (*Bidens andicola*)**

TESIS PRESENTADA POR:

GLADYS JOSAFAB LAURA MAMANI

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO QUÍMICO

APROBADA POR EL JURADO REVISOR CONFORMADO POR:

PRESIDENTE:


M.Sc. SALOMÓN TTITO LEÓN

PRIMER MIEMBRO:


M.Sc. ROGER HUANQUI PÉREZ

SEGUNDO MIEMBRO:


D.Sc. LIDIA ENSUEÑO ROMERO IRURI

DIRECTOR / ASESOR:


D.Sc. MOISÉS PÉREZ CAPA

ÁREA : Procesos Industriales

TEMA : Obtención de Productos Industriales

LÍNEA : Tecnologías Ambientales y Recursos Naturales

FECHA DE SUSTENTACIÓN: 14/09/2018

DEDICATORIA

A Dios, por ser mi guía y por hacer posible la culminación de mis estudios y logro de mis metas profesionales.

A mis queridos padres, Lucio y Gumercinda, por su comprensión, confianza y apoyo incondicional que siempre y en todo momento se mostraron conmigo que me motiva a seguir adelante.

A mis hermanos Nicodemo y Luis por ser parte importante de mi vida y representar la unidad familiar.

A mi familia en general, porque me han brindado su apoyo y compartir conmigo buenos y malos momentos.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios por haberme acompañado y guiado a lo largo de mi carrera, por ser mi fortaleza en los momentos de debilidad y por brindarme una vida llena de aprendizajes, experiencias y sobre todo felicidad.

Le doy gracias a mis padres por apoyarme en todo momento, por los valores que me han inculcado, y por haberme dado la oportunidad de tener una excelente educación en el transcurso de mi vida. Sobre todo por ser un excelente ejemplo de vida a seguir.

A mi director de tesis D.Sc. Moisés por su orientación durante el desarrollo de la investigación y por su amistad brindada.

A mis miembros del jurado por todo su apoyo y tiempo brindado.

A M.Sc. Salomón por la orientación, paciencia y tiempo que me brindó para el desarrollo de esta tesis.

A nuestro padrino de promoción Ph.D. Walther B. Aparicio y docentes por el apoyo brindado a nuestra promoción.

A mis docentes de facultad por brindarme sus conocimientos en mi formación profesional.

Al personal administrativo por la ayuda y apoyo en el desarrollo de la investigación.

A mis amigas por todos los momentos que pasamos juntos. Por las tareas que juntos realizamos y por todas las veces que a mí me explicaron gracias. Por la confianza que en mí depositaron y haber hecho de mi etapa universitaria un trayecto de vivencias que nunca olvidaré.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE TABLAS	8
ÍNDICE DE FIGURAS	9
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS.....	10
RESUMEN	12
ABSTRACT.....	13
I. INTRODUCCIÓN	14
1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	15
1.2. JUSTIFICACIÓN DEL PROYECTO	16
1.3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN	17
1.3.1. Objetivo General	17
1.3.2. Objetivos Específicos.....	17
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	18
2.1. ANTECEDENTES	18
2.2. MARCO TEÓRICO.....	23
2.2.1. Flor de Misiq'ó.....	23
2.2.2. Flavonoides	25
2.2.3. Colorantes	30
2.2.4. Fibras naturales	42
2.2.5. Teñido	42
2.2.6. Consideración química de la fibra.....	49
2.2.7. Métodos espectrofotométricos de análisis	52
2.2.8. Análisis fisicoquímico de las hojas de misiq'ó.....	54
2.2.9. Proceso de extracción del flavonoide.....	55
2.3. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN.....	58
2.3.1. Hipótesis General	58
2.3.2. Hipótesis Específicos	58
2.4. IDENTIFICACIÓN DE VARIABLES.....	58
2.4.1. Variables independientes	58
2.4.2. Variables dependientes.....	58
2.5. OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES	58
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	59

3.1. Equipos	59
3.2. Materiales.....	59
3.2.1. Reactivos	59
3.2.2. Materia prima	60
3.3. Metodología experimental de extracción del colorante	60
3.3.1. Colecta de materia prima	60
3.3.2. Selección de la materia prima	60
3.3.3. Caracterización físico-química de las flores de misiq'ó (Bidens andicola).....	60
3.3.4. Método para la extracción del flavonoide en las flores de misiq'ó (Bidens andicola).....	61
3.3.5. Técnicas utilizadas para la identificación de flavonoides	63
3.3.6. Diagrama de flujo del proceso de extracción del colorante	64
3.4. Metodología experimental del teñido	65
3.4.1. Lavado y mordentado.....	65
3.4.2. Teñido de la fibra de ovino	65
3.4.3. Enjuagues finales y secado.....	65
3.4.4. Datos utilizados para teñido de fibra de ovino	66
3.4.5. Curva de agotamiento en el teñido de fibra de ovino.....	66
3.4.6. Diagrama de flujo del teñido de fibra de ovino.....	67
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	68
4.1. Resultados de la caracterización fisicoquímica de las flores de misiq'ó (Bidens andicola)	68
4.2. Resultado de la extracción del colorante de las flores de misiq'ó (Bidens andicola) en el equipo Soxhlet con solvente alcohol	68
4.3. Resultados de la caracterización fisicoquímica del flavonoide	69
4.4. Resultados de la caracterización de flavonoide mediante grupos funcionales en las flores de misiq'ó (Bidens andicola).....	69
4.5. Pruebas para la identificación de flavonoides en extracto alcohólico de colorante de los pétalos de misiq'ó (bidens andicola)	70
4.6. Resultados de la cantidad de flavonoide	71
4.7. Resultados del análisis de la estructura cristalina en el microscopio.....	71
4.8. Resultado del teñido con parámetros de temperatura y pH ácido.....	72
4.9. Resultado de teñido con parámetros de temperatura y pH neutro	73

4.10. Resultados de teñido con parámetros de temperatura y pH alcalino	74
4.11. Pruebas de resistencia solar durante 10 días	75
4.12. Diseño estadístico experimental	76
V. CONCLUSIONES	78
VI. RECOMENDACIONES	79
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	80
ANEXOS	83

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Grupos cromóforos	31
Tabla 2: Grupos auxócromos	32
Tabla 3: Clasificación de los colorantes naturales por sus características químicas	33
Tabla 4: Especies vegetales utilizadas en el teñido de fibras	35
Tabla 5: Operacionalización de variables	58
Tabla 6: Datos utilizados para teñido de fibra	66
Tabla 7: Características fisicoquímicas de las flores de misiq'o.....	68
Tabla 8: Extracción de colorante de flores de misiq'o	68
Tabla 9: Características fisicoquímicas del flavonoide	69
Tabla 10: Análisis infrarrojo de la muestra pulverizada de las flores de misiq'o (Bidens andicola)	69
Tabla 11: Identificación de flavonoides del extracto alcohólico de colorante con diferentes reactivos.....	70
Tabla 12: Flavonoides totales expresados como quercetina por el método espectrofotométrico	71
Tabla 13: Visualización de muestra en el microscopio	71
Tabla 14: Pruebas de resistencia solar	75
Tabla 15: Rangos de las variables independientes y sus tres niveles.	76

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Misiq'o (Bidens andicola)	23
Figura 2: Estructura de la Quercetina	24
Figura 3: Estructura de la beta-D-glucopiranososa	24
Figura 4: Estructura básica del esqueleto flavonólico	26
Figura 5: Estructura central del esqueleto flavonólico de los principales subgrupos de flavonoides.	28
Figura 6: Cadenas de glucosa formando la celulosa, estructura principal de la fibra de algodón.	42
Figura 7: Información del color	47
Figura 8: Modelo de la interacción entre la fibra y diversos mordientes	51
Figura 9: Extracción con Soxhlet en el momento en que se produce el sifonamiento del solvente.....	56
Figura 10: Equipo rotavapor BUCHI R-3.....	57
Figura 11: Curva de agotamiento en el teñido	66
Figura 12: Efecto de la temperatura y pH ácido en el teñido	72
Figura 13: Efecto de la temperatura y pH neutro en el teñido	73
Figura 14: Efecto de la temperatura y pH alcalino en la fibra	74
Figura 15: Diagrama de Pareto	77
Figura 16: Superficie de respuesta estimada.....	77

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

<u>Abreviatura</u>	<u>Significado</u>
°C	Grados Celsius
CI ₅₀	Concentración inhibidora media
CL- EM	Cromatografía de líquidos- espectrómetro de masas
cm	Centímetro
DMSO	Dimetilsulfóxido
g	Gramo
h	Hora
HCl	Ácido clorhídrico
HCl _(C)	Ácido clorhídrico concentrado
H ₂ SO ₄	Ácido sulfúrico
H ₂ SO _{4(C)}	Ácido sulfúrico concentrado
IR	Infrarroja
IRC	Infrarrojo cercano
IRM	Infrarrojo medio
IRL	Infrarrojo lejano
Kg	Kilógramo
L	Litro
mL	Mililitro
MeOH	Metanol
Mg	Magnesio
mg	Milígramo
MS	Materia seca
NaOH	Hidróxido de sodio
Nm	Nanómetros
PEG	Polietilenglicol
pH	Potencial de hidrógeno
rpm	Revoluciones por minuto
UVC	Ultrasonido, vortex y centrífuga

UV-VIS

Ultravioleta- visible

μm

Micrómetros

μg

Micrógramos

RESUMEN

El presente trabajo de investigación lleva como objetivo principal extraer y caracterizar flavonoides a partir de las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*) para la aplicación de teñido en fibra de ovino; las pruebas fueron desarrollados en los laboratorios de Control de Calidad y Ciencias Básicas de la Facultad de Ingeniería Química de la Universidad Nacional del Altiplano – Puno. La metodología consistió en la extracción de flavonoide en solución alcohólica a partir de las flores de misiq'ó, para ser aplicado en la industria del teñido, la extracción del colorante se realizó por el método del equipo soxhlet, utilizando como solvente alcohol de 94% por 180 minutos, así obteniéndose una solución coloreada viscosa que se llevó a la estufa a 40 °C para el secado y purificación con solvente orgánico siendo los volúmenes de la mezcla 10 mL acetona, 10 mL éter petróleo (éter dietílico) y 10 mL agua destilada luego se agitó, y por diferencia de densidades se separan los solventes, en la superficie se encuentra el solvente de menor densidad con la grasa y en el sedimentado el agua con el colorante en el que ambos se llevaron a secado a la estufa, se llegó a los siguientes resultados en la caracterización fisicoquímica 10,8 % de humedad, 2% de grasa, 0,04 % de cenizas y 11 g de colorante. Para la determinación de la presencia de flavonoide se realizó las tres pruebas fitoquímicas, que comprueban la presencia de flavonoides. A la muestra obtenida se realizó el análisis espectrofotométrico para determinar flavonoides totales del 1,73 %, además se llevó a un análisis de espectro infrarrojo las flores, para determinar las bandas características de los grupos funcionales presentes en el colorante y los máximos de absorción del principio activo causante del color. Para la fijación del flavonoide en el teñido de la fibra de ovino se realizó con los parámetros de pH y temperaturas diferentes, el mordiente que se aplicó el cloruro de sodio más ácido cítrico que ayudó en la tonalidad del color de más bajo a lo más intenso, la adherencia y fijación del color depende de los grupos cromóforo y auxócromo que tiene en su estructura el flavonoide y del mordiente a utilizar en este caso el mordiente que se utilizó fue más efectiva para el color amarillo en un pH =1, prueba de resistencia solar no hubo decoloración, pero en pH= 9 de color anaranjado si hubo decoloración mínima en resistencia solar; con los datos obtenidos se ha ajustado los resultados de color según longitud de onda en diseño estadístico experimental. De esta manera se llegó a la conclusión que los valores obtenidos fueron apropiados y la técnica utilizada es efectiva para la extracción de colorantes naturales.

Palabras clave: Misiq'ó, extracción, flavonoide, absorción, teñido.

ABSTRACT

The main aim of this research is to extract and characterize the flavonoids from the misiqo flowers (*Bidens andicola*) for the application of sheep fiber; the tests in the Quality Control and Basic Sciences laboratories of the Faculty of Chemist Engineering in the Altiplano University in Puno. The methodology consisted in the extraction of flavonoid in the alcoholic solution from the flowers of misiqo, to be applied in the dyeing industry, the extraction of the dye was carried out the equipment method, using as solvent 94% alcohol for 180 minutes , thus obtaining a viscous colored solution that is seen at the temperature at 40 ° C for drying and purification with organic solvent in the mixture 10ml acetone, 10ml petroleum ether (diethyl ether) and 10ml distilled water then stirred, and by difference of densities the solvents are separated, on the surface the solvent of lower density is found with the Fat and in the sediment the water with the dye in which both took a drying to the stove, the following results were reached; in the physical-chemical characterization 10,8% humidity, 2% fat, 0,04% ash and 11g of dye. In order to determine the presence of flavonoid, the three phytochemical tests were performed, which prove the presence of flavonoids. To the obtained sample the spectrophotometric analysis was made to determine total flavonoids of 1,73%, in addition the flowers were taken to an infrared spectrum analysis, to determine the characteristic bands of the functional groups present in the dye and the absorption maxima of the active ingredient causing the color. For the fixation of the flavonoid in the dyeing of the sheep fiber it was carried out with the parameters of pH and different temperatures, the fixative that applied the sodium chloride plus citric acid that helped in the tone of the color from the lowest to the most intense, the adherence and fixation of the color depends on the chromophore and auxocromo groups that have in their structure the flavonoid and the mordant to use. in this case it was more effective for the yellow color at pH = 1, the solar resistance test did not fade, but at pH=9 orange if there was a minimum discoloration in the solar resistance, with the obtained data the color results were adjusted according to the wavelength in experimental statistical design. In this way, it was concluded that the values obtained were appropriate and that the technique used is effective for the extraction of natural dyes.

Key words: Misiqo, extraction, flavonoid, absorption, dyeing.

I. INTRODUCCIÓN

Desde los tiempos prehistóricos hasta la mitad del siglo XIX, el teñido fue hecho con colorantes naturales. La importancia de estos colorantes naturales disminuyó cuando en 1856, el inglés William Henry Perkin, en su intento de sintetizar quinina, óxido sulfato de anilina con dicromato potásico produjo el primer colorante sintético: la mauveína, de color púrpura, posteriormente, los químicos alemanes perfeccionaron los colorantes derivados del alquitrán de hulla hasta tal punto que empresas de colorantes vegetales, se arruinaron totalmente antes de que finalizara el siglo XIX. **(Lock, 1997)**

En años recientes se ha renovado el interés en colorantes naturales por recientes limitaciones en el uso de algunos sintéticos en alimentos, medicamentos y en productos cosméticos debido a su toxicidad. Los colorantes son sustancias de origen natural o artificial que se utilizan para dar o aumentar color a los alimentos, telas, tintas y otros, el color es uno de los factores más importantes responsables de la aceptación o rechazo de los vegetales. **(Toc & Oliva, 2013)**

Los colorantes naturales son considerados en general como inocuos y consecuentemente las limitaciones específicas en su utilización son menores que las que afectan a los colorantes artificiales. Un criterio útil de clasificación de los colorantes naturales es en base a su estructura molecular, que permite agrupar componentes afines en cuanto a su comportamiento y propiedades genéricas, con los colorantes naturales se comienza a estudiar al grupo más numeroso, como es el de los colorantes vegetales, que se pueden agrupar en seis familias que son: carotenoides, clorofílicos, antocianínicos, flavonoides, bitalaínicos y tanínicos. **(Marín & Mejía, 2012)** Los flavonoides es uno de los grupos más numerosos y ampliamente distribuidos de constituyentes naturales, conocidos algunas veces como antoxantinas, las características generales de estos compuestos debemos señalar su solubilidad en agua y en etanol, su carácter fenólico y su intensa absorción en la región ultravioleta y visible del espectro debido a la presencia de sistemas aromáticos y conjugados. Por ende, se aprovecha las propiedades para extraer y caracterizar flavonoides a partir de las flores de misiq'ó (*bidens andicola*) en la aplicación del teñido en fibra de ovino, y determinar la cantidad de flavonoide presente en las flores, y su fijación del color en el teñido a diferentes pH y temperaturas.

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Nuestro país se caracteriza por ser productor de fibra mas no de colorantes naturales y con el pasar del tiempo surge la necesidad de tener un mayor conocimiento de la vegetación muy variada y extensa que posee nuestro país, las mismas que de manera adecuada brindan al ser humano una alternativa diferente para su comodidad y beneficio; sin embargo, no es competitivo en su producción y comercialización, debido a que carece de técnicas específicas para realizar la extracción de colorantes naturales para ofrecer productos diversos en el mercado nacional. **(Rojas, Maldonado, & Perez, 2008)**

Las exigencias del cuidado ambiental como medida de prevención para el cuidado de la salud, recaen en la necesidad de buscar tecnologías limpias sobretodo que no alteren el medio ambiente, hoy en día la industria textil no está ajena a este cambio siendo el área del teñido textil la causante de grandes afluentes de contaminación, es por eso el estudio amplio de las propiedades de los colorantes naturales se hace importante. **(Málaga & Gomes, 2011)**

El aprovechamiento de la vegetación que la naturaleza nos brinda, nos lleva principalmente a realizar técnicas para la extracción de colorante natural de las flores de misiq'o (*Bidens andicola*) y así poder contribuir y dar un valor agregado a los colorantes naturales para teñido de fibras de ovino y suplir los colorantes sintéticos que además son tóxicos en la salud según **(Elias & Gamero, 1988)**. Plantearemos las siguientes interrogantes:

¿En qué medida será posible extraer y caracterizar la presencia de flavonoides en las flores de misiq'o y su fijación en el teñido de la fibra de ovino?

- ¿Será posible caracterizar e identificar la presencia de flavonoide obtenido a partir de las flores de misiq'o (*Bidens andicola*)?
- ¿Será posible determinar la cantidad de flavonoide que contiene las flores de misiq'o (*Bidens andicola*)
- ¿Será posible obtener flavonoide para la fijación de teñido en la fibra de ovino, empleando los parámetros de pH y temperatura?

1.2. JUSTIFICACIÓN DEL PROYECTO

Los flavonoides son compuestos fenólicos con una alta capacidad de antioxidante que están presentes en la mayoría de las plantas especialmente en las frutas y hortalizas. Su actividad antioxidante ha atraído fuertemente la atención en la industria de alimentos, de tal manera se busca la preferencia de los colorantes naturales en la industria textil por su calidad y poder tintóreo; y así suplir los colorantes sintéticos. **(Ochoa & Alaya, 2011)**

Los flavonoides se encuentran ampliamente distribuidos en el reino vegetal, ausentes prácticamente en las algas, se encuentran en helechos y gimnospermas; pero su variedad estructural es pequeña, por el contrario, están ampliamente representados en las Angiospermas, donde su diversidad estructural es máxima. Probablemente sintetizados a partir de los plastidios citoplasmáticos, los flavonoides se acumulan en el jugo vacuolar. Se encuentran en el mesófilo y la epidermis de las hojas, en la cutícula epidérmica de los frutos y se pueden encontrar también en otros órganos. En general abundan con preferencia en órganos jóvenes. Algunos flavonoides son antioxidantes, otros son inhibidores enzimáticos o bien pantalla frente a las radiaciones nocivas. **(Cartaya & Reynaldo, 2001)**

La función ecológica de estos pigmentos es más evidente: responsables del color de las flores, por lo tanto, motivos visibles solo para los insectos, atraen y guían a los polinizadores, favoreciendo así la reproducción de la especie. Los flavonoides se caracterizan por su color amarillo. El creciente uso de estos colorantes, ha dado como resultado el incremento de la demanda; generando en algunos casos problemas de abastecimiento en el mercado mundial. Los colorantes naturales han tenido mucho auge debido a su biodegradabilidad y a su baja toxicidad, dichos colorantes se emplean tanto para el teñido de fibras naturales o sintéticas, especialmente en Latinoamérica. **(Membreño & Gonzales, 2006)**

El proyecto se realizará con la finalidad de aprovechar los recursos naturales de la región de Puno y así suplir los colorantes sintéticos por los colorantes naturales para el teñido de fibras.

1.3. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.3.1. Objetivo General

- Extraer y caracterizar flavonoides a partir de las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*) para la aplicación de teñido en fibra de ovino.

1.3.2. Objetivos Específicos

- Caracterizar e identificar la presencia de flavonoide obtenido a partir de las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*).
- Determinar la cantidad de flavonoide que contiene las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*)
- Obtener flavonoide para la fijación de teñido en la fibra de ovino, empleando los parámetros de pH y temperatura.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. ANTECEDENTES

Fajardo et al. (2016), en su investigación realizada “Extracción de flavonoides totales de la envoltura externa de cebolla roja (*Allium cepa*)” utilizó como materia prima cáscaras de cebolla roja 15 g para los tres métodos como agitación, ultrasonido y UVC (ultrasonido, vortex y centrifuga) y reactivos similares, empleó muestras congeladas y a temperatura ambiente. Determinó el método más eficiente, identificó de manera cualitativa la presencia de flavonoides y se cuantificó por ultravioleta la concentración de flavonoides totales expresados en quercetina. Los mejores resultados obtuvo para las muestras congeladas, empleando el método UVC. La cuantificación por ultravioleta que realizó le permitió obtener concentraciones reproducibles en promedio de 178,4307 mg/L para los extractos congelados y 70,1590 mg/L para los extractos a temperatura ambiente, obtenidos de la envoltura de la cebolla roja.

Marín & Mejía (2012), realizó “Extracción de Colorante a partir de la Flor de Jamaica” utilizó Flor de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) previamente deshidratada. En este procedimiento se determinó el porcentaje de humedad que dio como resultado 13.51%, luego se procedió a la extracción del colorante; colocó 39,00 g de la materia prima (Flor de Jamaica) ya pulverizada en un cartucho de material poroso que se situó en la cámara del extractor. Se calentó 400 mL del disolvente extractante, en el matraz de 500 mL; teniendo como variable la solución extractora (etanol o etanol con ácido cítrico); cuando este alcanzó su temperatura de ebullición se evaporó hasta llegar al refrigerante del equipo, condensándose y cayendo gota a gota sobre el cartucho que contenía la muestra de flor de Jamaica, extrayendo así los analitos solubles. Cuando el nivel del disolvente condensado en la cámara alcanzó la parte superior del sifón lateral, el disolvente, con los analitos disueltos, descendió por el sifón y retorno al matraz de ebullición, luego se recurrió a un Rotavapor BUCHI. Las condiciones a que se operó el equipo, fueron las designadas en el manual de operación para el alcohol etílico: una temperatura de 60 °C y una presión de vacío de 175 mmHg, a 100 RPM, esto permitió que la porción alcohólica de los extractos sea removida sin la necesidad de aplicar calor excesivo y logrando así concentrar las muestras obtenidas; obtuvo 15 mL de colorante líquido para realizar el poder tintóreo.

Málaga & Gomes (2011), en la investigación que realizaron “Evaluación del equipo extractor – teñidor tipo autoclave presurizada, con colorantes naturales en el teñido de fibra de alpaca.” Indica el proceso que realizaron en la extracción del colorante de 6 especies vegetales como (Queñua, Colli, Qariwa, Ayrampo, Maíz morado y Chilca), utilizó los colorantes extraídos para el teñido de fibra de alpaca; primero indicó la recolección de los vegetales, selección de la materia prima y extracción de colorantes naturales; utilizó el equipo extractor-teñidor y como solvente etanol al 45 % y 70%, en un tiempo de 2 horas y con una temperatura de 72 °C, finalmente llegó a los siguientes resultados con etanol al 45%: (Queñua: 43,1977 g; Colli: 43,8837 g; Qariwa: 42,8258 g; Ayrampo: 42,5120 g; Maíz morado: 44,3037 g y Chilca: 43,7496 g); de igual manera con el solvente etanol al 70 %: (Queñua: 43,4481 g; Colli: 44,1805 g; Qariwa: 43,1155 g; Ayrampo: 42,7995 g; Maíz morado: 44,6033 g y Chilca: 44,0455 g). El teñido de fibra de alpaca utilizó 50 g de madeja de fibra de alpaca, 21 L volumen de baño, pH de 3,5 a 4,5 y como mordiente utilizó el sulfato de aluminio 20 % del peso de la fibra, crémor tártaro 10 % del peso de la fibra, temperatura de teñido a 82 °C y tiempo de teñido 60 min. En el teñido de fibras llegó a los siguientes resultados: La queñua es el colorante natural que mejores resultados les dio en pruebas de solidez al lavado y solidez a la luz, siendo un colorante natural con un potencial a explotar.

Barrón et al. (2011), en su trabajo “Flavonoides y actividad antioxidante de *Calia Secundiflora* (ort.) yacovlev” indica el proceso de extracción de flavonoide comenzó obteniendo el material vegetal (1 kg) se sometió a un proceso de extracciones exhaustivas (3 x 48 h) con metanol (MeOH), seguido de una decantación del disolvente, el cual se concentró a sequedad mediante vacío en un rotaevaporador Büchi R-210® (Slawil, Switzerland) a 45 °C. Se usaron 5 g del extracto metanólico para hacer su partición con diclorometano: agua (5 x 5 mL). La fase acuosa se fraccionó con butanol (5 x 5 mL) y la porción butanólica se concentró a sequedad mediante vacío. La detección de flavonoides se efectuó en los extractos metanólico y butanólico por cromatografía en capa fina en gel de sílice 60 F254 (Merck), y como eluyente utilizó una mezcla de butanol: ácido acético: agua (BAW) en una proporción de 40:10:50 % (v/v). Las placas cromatográficas se revelaron por aspersion sucesiva de los reactivos NP (ácido 2-amino-etil éster difenil bórico al 1 % en metanol, p/v) y PEG (polietilenglicol 4000 a 5 % en metanol, p/v). Las placas se visualizaron a una longitud de onda de 365 nm. Se observó una fluorescencia de color anaranjado, característica de los flavonoides. El análisis por CL-EM permitió

identificar siete glicósidos en los flavonoles quercetina, isoramnetina y kaenferol, no descritos previamente para esta especie. El contenido de compuestos fenólicos totales ($8.31 \pm 0.38 \text{ mg g}^{-1}$ de MS) fue mayor al de flavonoides ($3.08 \pm 0.32 \text{ mg g}^{-1}$ de MS). Estos resultados explican la actividad antioxidante ($CI_{50} = 88.54 \pm 0.15; 109.44 \pm 0.48 \mu\text{g mL}^{-1}$) que presentaron los extractos de hoja. La identificación de estos flavonoides puede contribuir a la quimiotaxonomía del género.

Stanciuc (2011), en su trabajo de investigación sobre “Teñido de fibras sintéticas utilizando colorante extraído de maíz morado (*Zea mays* l.)” indica que el proceso de obtención de colorante de zuros de maíz morado comenzó con la selección de la materia prima, con el fin de eliminar partes dañadas e impurezas; una vez limpia fue colocada en una estufa a 45°C durante 8 horas para evitar el crecimiento microbiano; la trituración se hizo manualmente hasta obtener partículas moderadamente gruesas. La extracción del colorante se realizó por maceración a temperatura ambiente por 24 horas, en una solución hidroalcohólica (etanol-agua 30:70), regulando el pH hasta 3 con ácido clorhídrico concentrado y una relación solvente-zuros de 20:1 L/kg. Se filtró a vacío con bomba de succión sobre papel filtro Whatman N°1; una vez filtrado se procedió a concentrar en un rota evaporador a 45°C , a presión reducida y 60 rpm. El proceso de secado del extracto se hizo en la estufa a una temperatura de secado de 60°C . Se seleccionó este proceso de secado por ser el método más fácil para deshidratar líquidos concentrados. Finalmente se almacenó con una humedad de 5.2%, en recipientes de color ámbar a temperatura ambiente en un lugar fresco y seco. Se debe precisar que la cantidad de colorante extraído y concentrado se ha realizado solamente para analizar las características de los colorantes del maíz morado. La proporción de antocianinas aciladas en los extractos etanólicos de las variedades de maíz estudiadas fue menor que la obtenida cuando se empleó en la mezcla de extracción el metanol. Los porcentajes relativos de antocianinas aciladas obtenidas con metanol fueron 54,7; 38,1; 55,2 y 63,3 % para las variedades: peruano, arrocillo, purepecha y cónico, respectivamente, mientras que con etanol se obtuvo: 29,9; 28,9; 47,3 y 34,4 % para las mismas variedades.

Aguilar et al. (2010), “Extracción de antocianinas de las corontas de *zea mays* l. “maíz morado” con alcohol al 40% a pH 2 y 4” Se pesó 1.25 g de coronta de maíz morado trozado en la balanza analítica, el cual colocó posteriormente en un vaso de precipitado al cual le añadió solución etanólica al 40% de 120 mL y pH 2 y 4 ajustados con HCl_{conc} , la cual llevó a calentar hasta notar una fuerte coloración del solvente, evitando su total

evaporación. Los extractos obtenidos fueron filtrados utilizando papel filtro Whatman N°1. La disolución que obtuvo colocó en tubos de ensayo para su centrifugación por un tiempo de 20 minutos, extrajo el sobrenadante y al precipitado llevó a secado siendo este el colorante. El factor estudiado fue el pH cuyos resultados mostraron cantidades de antocianinas entre 100.8 y 104 mg/g de coronta a pH de 2 y 4, mostrando esta última sería la condición más óptima.

Limachi (2009), “ Obtención de colorante natural a partir de amor seco (*Bidens Pilosa* L.) para su aplicación en la industria textil”, realizó la extracción de colorante de Amor Seco en el equipo soxhlet a diferentes temperaturas y concentración con un solvente (etanol) 96% y agua, en el que realizó pruebas para ver la eficiencia del solvente y llegó a la conclusión que el etanol es el mas eficiente para la extracción del colorante que fue de 96,11% en un tiempo de 2 horas y media la extracción.

Gorriti et al. (2009), “Extracción de antocianinas de las corontas de zea mays l. (maíz morado)” en este trabajo se realizó los siguientes pasos para la obtención de la antocianina: Pesó 2,5 g de coronta de maíz morado molida y tamizada a diámetro de 1 mm extraídos con 200 ml de agua destilada y solución etanólica al 20% y 40%, pH 2 y 4 ajustados con HCl_{conc}, durante tiempos de extracción de 30, 60, 120 y 240 minutos, a temperaturas de 25, 60, 75 y 90 °C. Los extractos que obtuvo fueron filtrados utilizando papel filtro Whatman N°1 con la ayuda de un equipo de vacío. Una alícuota del extracto diluyó en una fiola de 25 ml con soluciones buffer de cloruro de potasio (pH 1) y acetato de sodio (pH 4,5). En las soluciones preparadas determinó el contenido de antocianinas según el método de pH diferencial, utilizando espectrofotómetro UV-VIS y su contenido expresó como cianidina-3-glucósido. El resultado depende de la temperatura y el tiempo de extracción, siendo favorecidas por el medio etanólico al 20% y pH entre 2 y 4, alcanzando valores de 46,534 mg de antocianina/g muestra.

Gutierrez & Puelles (2012), en su trabajo “Etnobotánica y Fitoquímica de Plantas Tintoreas en las Comunidades de Rumira, Chaullacocha y Chupani: Provincia de Urubamba- Cusco” indica el proceso de extracción de colorantes a partir de las plantas, que inicio con la colecta de muestra pasando luego al secado en ausencia del sol (temperatura ambiente), pasó a moler la planta y realizó las pruebas preliminares con 20 g de muestra y 170 mL de solvente determinado, luego paso a la maceración por 1 semana, después se filtró y la solución acuosa se puso al rotavapor y estufa a 40°C.

Sotomayor (2009), “Extracción y cuantificación de antocianinas a partir de los granos de *Zea mays* L. (maíz morado)” Pesó 100 g de maíz morado. Calentó 500 mL de agua y antes de que llegue a ebullición colocó los 100 g de maíz morado. Dejó por espacio de 20 minutos y retiró del fuego. Dejó enfriar. Realizó el análisis fitoquímico, luego procedió a evaluar el extracto con las reacciones de Dragendorff cambió rojo a naranja en presencia de alcaloides; Shinoda cambió a tonos rojo indicando la presencia de flavonoides. Finalmente obtuvo un pigmento natural en polvo del maíz morado *Zea mays* L. a nivel de laboratorio, con un rendimiento del 2, 25% en extracto de NaOH para su aplicación en la industria alimentaria.

Tacuri (2008), “Control de calidad del teñido de fibra de alpaca con el colorante natural presente en la queñua (*polylepisincana* H. B. K.), en comparación con el colorante químico Lanaset Brow B.”, en su trabajo realizado muestra resultados de la estabilidad de la fijación de los colorantes natural y químico al realizar las pruebas de solidez: solidez al frote en húmedo, solidez al frote en seco, solidez al lavado, solidez al sudor, y finalmente solidez a la luz mediante pruebas de laboratorio. Determinó la estabilidad de fijación en el teñido tomó factores como: la acidez (pH), temperatura (°C) y tiempo; determinó que las temperaturas óptimas son de 74 °C y 103 °C; y pH óptimo es de 6-9 para mayor estabilidad de fijación del colorante en el proceso de teñido, y con colorantes naturales queñua (*polylepisincana* H. B. K.), y colorantes químicos Lanaset Brow B.”

Solis et al. (1991), en su investigación “Contribución al estudio Fitoquímico de la *bidens andicola*”, pesó 14 g de pétalos secos molidos se desengrasaron con hexano en un Soxhlet, por 58 horas; la muestra desengrasada extrajo con etanol por 80 horas. Por concentración a presión reducida obtuvo un residuo resinoso de color pardo amarillento; al residuo se le sometió a partición en un sistema agua: hexano, la fracción acuosa se hidrolizó con HCl al 4% por 4 horas y nuevamente sometió a partición con hexano. Los flavonoides extrajo de la solución acuosa ácida con éter etílico y de la fase etérea se extrajo con una solución saturada de bórax, luego esta solución se llevó a pH ligeramente ácido para nuevamente realizar una segunda extracción con éter etílico obteniéndose un extracto etéreo de color amarillo claro; después de evaporar el éter se extrae con acetona, se evapora el solvente y finalmente el flavonoide se extrae con acetato de etilo en el que cristaliza en forma de agujas, con un rendimiento de 1,13% en base a muestra húmeda.

2.2. MARCO TEÓRICO

2.2.1. Flor de Misiq'o



Figura 1: Misiq'o (*Bidens andicola*)

Fuente: **Tinajero (2015)**

2.2.1.1. Descripción botánica de *Bidens andicola*

Dominio:	Eucariota
Reino:	Plantae
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Sub Clase:	Asteridae
Orden:	Asterales
Familia:	Asteraceae
Subfamilia:	Asteroideae
Tribu:	Coreopsideae
Género:	<i>Bidens</i>
Epíteto Específico:	<i>Andicola</i>
Autor Epíteto Específico:	Kunth
Nombre vulgar:	Ñachag(kichwa), nachak sisa, ñachi, ñakachay, flor de ñachak, k'ello T'ica, Misiq'o

Fuente: **Tinajero (2015)**

2.2.1.2. Características botánicas

La *Bidens andicola* es una hierba silvestre anual, de unos 20 a 30 cm. de altura, distribuyéndose fitogeográficamente en amplias zonas de los departamentos del Perú (Puno, Cusco, Arequipa, Apurímac, Ayacucho), Bolivia, Venezuela, Ecuador. (Solis et al.,1991)

2.2.1.3. Aplicaciones

Sus flores de color amarillo se utilizan en medicina tradicional para tratar procesos inflamatorios de diversa índole, reportados como: insolación, inflamación interna, fiebre, ardor de estómago, resfrío, colerina y diarrea de niños; así mismo se usa como colorante para teñido de lana. (Solis et al.,1991)

2.2.1.4. Composición y principios activos

Estudios farmacognósticos previos de *Bidens andicola* indican que presentan metabolitos secundarios como taninos, esteroides, lactonas sesquiterpénicas y flavonoides tales como los isómeros de flavonas llamadas chalconas y 7, 8, 3', 4' tetrahidroxiflavanona (principios activos principales) flavonol 7-O-glicósidos (1-5), que tienen la quercetina, y cadenas de azúcar formadas por tres o cuatro azúcares, incluidas la beta-D-glucopiranososa, alfa-L-rhamnopyranose, y beta-D-xilopiranososa y glicósidos de éster de chalcona. (De Tommasi et al.,1998)

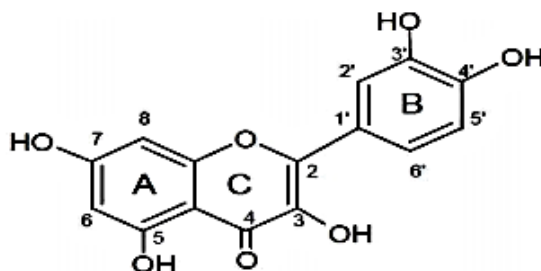


Figura 2: Estructura de la Quercetina

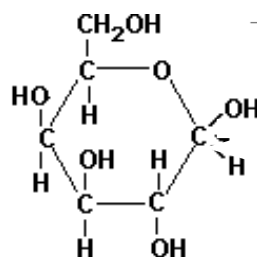


Figura 3: Estructura de la beta-D-glucopiranososa

Fuente: Pereira (2016)

2.2.2. Flavonoides

Los flavonoides son pigmentos naturales presentes en los vegetales, fueron descubiertos por el Nobel en Fisiología y Medicina Dr. Albert Szent-Gyorgi natural de Budapest-Hungría, quien los denominó como “vitamina P” por permeabilidad. Poco tiempo después, este nombre fue descartado debido a que no se confirmó que estos compuestos hicieran parte de las vitaminas. Gyorgi también descubrió que estas sustancias potenciaban la acción de la vitamina C, mejorando su absorción y protegiéndola del daño oxidativo. (Martínez et al., 2002)

Los flavonoides forman parte de una clase muy abundante de productos naturales presentes en las plantas superiores, así también en helechos, pero no en hongos, mohos ni bacterias. Químicamente, estas sustancias son de naturaleza fenólica y se caracterizan por poseer dos anillos aromáticos bencénicos unidos por un puente de tres átomos de carbono, con la estructura general $C_6-C_3-C_6$, los cuales pueden o no formar un tercer anillo. (Martínez et al., 2002)

En general, los flavonoides son más estables ante el calor y las reacciones de oxidación que las antocianinas y resisten la mayoría de los tratamientos térmicos que se emplean en la manufactura de los alimentos enlatados. (Badui, 2006)

2.2.2.1. Estructura

Se conoce como diez clases de flavonoides, todos contienen quince átomos de carbono en su núcleo básico y están arreglados bajo un sistema $C_6-C_3-C_6$, en el cual dos anillos aromáticos A y B están unidos por una unidad de tres carbonos que pueden o no forman un tercer anillo, que en caso de existir es llamado anillo C. (Lock, 1994)

Los flavonoides se encuentran generalmente en mezclas como agliconas y/o glicosidos, aun de las diferentes clases siendo esto último más común; en muchos casos, debido a la complejidad de la mezcla es más frecuente el estudio de estos compuestos en forma de agliconas en extractos de plantas previamente hidrolizados. Se hallan presentes en todas las partes de las plantas, algunas clases se encuentran más ampliamente distribuidas que otras, siendo más comunes las flavonas y flavonoles y más restringidas en su ocurrencia las isoflavonas, las chalconas y auronas. (Lock, 1994)

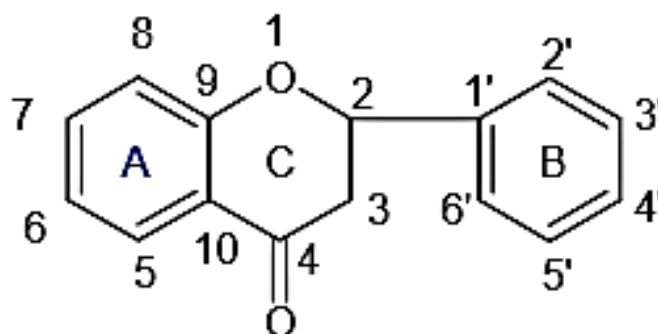


Figura 4: Estructura básica del esqueleto flavonólico

Fuente: Lock (1994)

2.2.2.2. Características y propiedades

Como características generales de estos compuestos debemos señalar su solubilidad en agua y etanol, su carácter fenólico y su intensa absorción en la región ultravioleta y visible del espectro debido a la presencia de sistemas aromáticos y conjugados. Los flavonoides se emplearon durante mucho tiempo como colorantes de lana, y actualmente se usan en la conservación de grasas o jugos de frutas debido a las propiedades antioxidantes de algunas polihidroxi flavonas. **(Lock, 1994)**

Las propiedades físicas dependen de la clase y la forma del flavonoide (libre, glicósido o sulfatado). Las flavonas, flavonoles y auronas, debido al sistema conjugado son compuestos sólidos con colores que comprenden desde el amarillo muy tenue hasta el rojo. Las antocianidinas son de colores rojo intenso, morado, violeta y azul. Las flavanonas y flavanoles debido al carbono quiral C-2 presentan el fenómeno de la rotación óptica. Los glicósidos son en general sólidos amorfos, mientras que las agliconas y los altamente metoxilados son cristalinos. **(Cartaya & Reynaldo, 2001)**

La solubilidad depende de la forma en que se encuentra y el número y clase de sustituyentes presentes. Los glicósidos, las antocianidinas y los sulfatos son solubles en agua y alcohol. La agliconas flavonoides altamente hidroxiladas son solubles en etanol, metanol y n-butanol, mientras que las poco hidroxiladas lo son en solventes como éter etílico, acetato de etilo y acetona. Las agliconas altamente metoxilados son solubles en solventes menos polares como el éter de petróleo y el cloroformo. **(Cartaya & Reynaldo, 2001)**

2.2.2.3. Clasificación

Varios subgrupos de flavonoides son clasificados de acuerdo con la sustitución del anillo C. En esta clasificación es importante el estado de oxidación del anillo heterocíclico y la posición del anillo B.

Los tipos de flavonoides están relacionados por una ruta biosintética común, la que incorpora precursores de las rutas del shiquimato y la de acetato- malonato. Posteriores modificaciones ocurren en varios estados, lo que resulta en la extensión de la hidroxilación, metilación, isoprenilación, dimerización y glicosilación, produciendo O y C-glicósidos. La glicosilación de los flavonoides produce que sean menos reactivos y más solubles en agua. El azúcar que generalmente está presente en los flavonoides es la glucosa, aunque también se puede encontrar galactosa, ramnosa y xilosa. En el caso de los flavonoides C-glicósidos, los azúcares pueden unirse al núcleo bencénico del flavonoide por enlaces carbono-carbono, con la diferencia de que el ataque se realiza sólo a las posiciones 6 y 8 del núcleo del flavonoide. **(Cartaya & Reynaldo, 2001)**

Enseguida se presentan los flavonoides de mayor importancia en los alimentos:

En los flavonoles es el grupo más importante: la quercetina se encuentra en la cebolla, miel, manzanas, brócoli, cerezas, uvas, col, col de Bruselas, espinacas y habas; el kampferol en fresas, puerro, brócoli, rábano y remolacha; y la miricetina en uvas. Dada su capacidad de capturar radicales libres y de crear complejos con los iones metálicos, tienen una actividad antioxidante muy alta; sin embargo, el hecho de que sean poco solubles en lípidos los hace poco adecuados para este fin; también inhiben la oxidación de la vitamina C en algunos alimentos. **(Badui, 2006)**

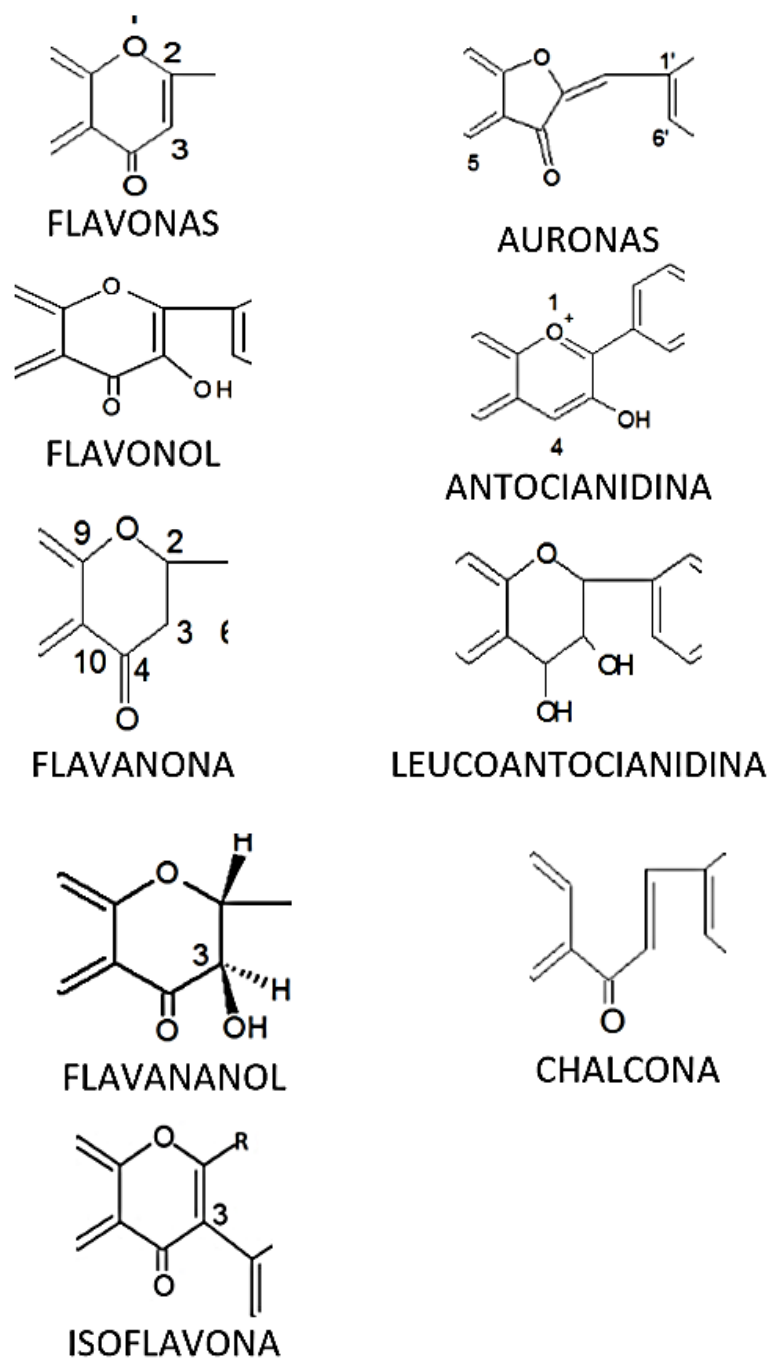


Figura 5: Estructura central del esqueleto flavonólico de los principales subgrupos de flavonoides.

Fuente: Lock (1997)

2.2.2.4. Métodos de separación del flavonoide

La extracción de los diferentes flavonoides se realiza a partir del material vegetal fresco, aunque esta también puede realizarse con el material vegetal seco siempre y cuando el proceso de secado no altere la composición de los flavonoides. El material vegetal debe molerse finamente para de esta forma facilitar la extracción de los compuestos

flavonoicos; estos compuestos se pueden extraer indistintamente debido a la solubilidad que estos presentan en diferentes solventes orgánicos. Los flavonoides que poseen un gran número de grupos hidroxilos insustituídos o azúcares son considerados compuestos polares, por lo que son moderadamente solubles en solventes polares como: etanol, metanol, butanol, acetona, DMSO (dimetilsulfóxido), agua. Por otro lado, las agliconas menos polares como isoflavonas y flavanonas tienden a ser más solubles en solventes tales como éteres y cloroformo. (Cartaya & Reynaldo, 2001)

2.2.2.5. Identificación de flavonoides

La reacción más usual para la detección de los flavonoides en un extracto de planta es:

- **Reacción de Shinoda:** Al extracto alcohólico incoloro o ligeramente amarillo se le coloca un pequeño trozo de magnesio y unas pocas gotas de ácido clorhídrico concentrado, el desarrollo inmediato de coloración es indicativo de la presencia de flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta), flavanonas (rojo, magenta, violeta, azul), isoflavonas (amarillo); isoflavononas y auronas no dan coloración. (Lock, 1997)

Otras reacciones de color usuales son:

- **Reacción con álcalis:** Los extractos acuosos pueden mostrar variaciones de color con el agregado de un álcali, si hay presencia de flavonas, flavonoles e isoflavonas se ponen amarillas; flavonas y flavonoles cambian de amarillo a naranja; chalconas de naranja a rojizo.
- **Prueba de Marini Bettolo:** Con solución de $SbCl_5$ en CCl_4 , los flavonoides en general dan colores característicos o formación de precipitados; por ejemplo, las flavonas dan precipitado amarillo o anaranjado, y las chalconas, rojo oscuro o violeta.
- **Reacción con H_2SO_4 (C):** las flavonas y flavonoles dan coloraciones fuertemente amarillas; las flavonas, anaranjadas o guindas; las chalconas y auronas, rojo guinda o rojo azulado.
- **Reacción con solución acuosa o etanólica de $FeCl_3$:** Aunque hay coloración en presencia de cualquier compuesto fenólico, la aparición de un color verde sugiere la presencia de un derivado de catecol y de un color azul de un derivado de pirogalol. (Lock, 1997)

2.2.3. Colorantes

A los colorantes en la industria textil se los conoce con el nombre de sustancias coloreadas, las cuales son capaces de teñir las fibras vegetales y animales. Para que un colorante sea útil debe ser capaz de unirse fuertemente a la fibra y por lavado no debe perder su color; además debe ser relativamente estable física y químicamente soportando así la acción de la luz, agentes oxidantes, entre otras cosas. Los colorantes se han usado desde los tiempos más remotos, empleándose para ello diversas materias procedentes de vegetales y animales, así como distintos minerales con el propósito de obtener una gama extensa de los mismos. **(Obando, 2013)**

Los colorantes suelen confundirse con los pigmentos, que son sustancias polvorosas de color que precisan mezclarse con agentes adhesivos antes de aplicarse a una superficie. Tampoco se debe confundir con una tinte, el cual constituye un pigmento o colorante químico, disuelto en un vehículo (agua, alcohol o aceites), empleado para colorear vidrio, papel, tejidos maderas, **(Marín & Mejía, 2012)**

Los colorantes son pertenecientes a un extenso grupo de sustancias, que son empleados para colorear productos que han perdido su color por el tratamiento industrial o para hacerlo más agradable a la vista y apetecible al consumidor. **(Osorio, 2011)**

Un colorante es una sustancia que es capaz de teñir las fibras vegetales y animales. Los colorantes se han usado desde los tiempos más remotos, empleándose para ello diversas materias procedentes de vegetales (cúrcuma, índigo natural y otros) y de animales (cochinilla, moluscos y otros.) así como distintos minerales.

En química, se llama colorante a la sustancia capaz de absorber determinadas longitudes de onda de espectro visible. Los colorantes son sustancias que se fijan en otras sustancias y las dotan de color de manera estable ante factores físicos/químicos como, por ejemplo: luz, etc. **(Osorio, 2011)**

2.2.3.1. Estructura de los colorantes

Los colorantes son compuestos químicos de esta estructura complicada que, según la teoría de Witt pueden tener en su fórmula estructural determinados grupos, los cuales reaccionará con grupos de la fórmula química de la fibra; estos grupos son:

- Grupo cromóforo
- Grupo auxócromo

2.2.3.1.1. Grupo cromóforo

La palabra cromóforo se deriva del griego: (CROMOS: el color y FOROS: llevar). o portadores de color, son la causa inmediata de la posible aparición del color, aun cuando ellos la mayor parte de las veces presentan colores propios muy débiles. Es decir, según la teoría de Witt, la palabra cromóforo significa llevar un color a la fibra. (Klages, 1968)

Al observar los diversos colorantes conocidos por entonces, Witt observó que todos tenían un grupo saturado responsable fundamental del color. Por regla general se necesita más de un grupo cromóforo para que aparezca el color: por ejemplo, la acetona. (Morales, 2003) En este grupo de absorción de la luz se destacan los más comunes que son:

Tabla 1: Grupos cromóforos

AZO	-N=N-
TIOCARBONILO	$\diagup \text{C} = \text{S}$
NITRO	$\begin{array}{c} \text{O} \\ \parallel \\ -\text{N} \\ \diagdown \\ \text{O} \end{array}$
NITROSO	-N=O
ETILENICO	-C=C-
CARBINOL	$\diagup \text{C} = \text{O}$
AZOMETINO	$\begin{array}{c} -\text{C} = \text{N}- \\ \\ \text{H} \end{array}$
DISULFURO	-S=S-

Fuente: Morales (2003)

También son compuestos que tienen electrones resonando a determinada frecuencia por eso absorben y rechazan luz, pero estas sustancias que se forman aún no son auténticos colorantes.

2.2.3.1.2. Grupo auxócromo

La palabra auxócromo se deriva del latín *auxilium*=auxilio, a los que pertenecen ante todo los grupos OH y NH₂, así como todos sus derivados. Estos grupos no comunican color a las combinaciones saturadas, pero tienen la propiedad de intensificar considerablemente la acción coloreante de los grupos cromóforos. (Klages, 1968)

El grupo cromóforo necesariamente deben contener en sus moléculas grupos auxóchromos ya que son los responsables de la fijación del teñido, son capaces de fijar la molécula del colorante y en algunos casos pueden incluso intensificar el papel de los cromóforos. Los grupos auxóchromos más comunes son:

Tabla 2: Grupos auxóchromos

HIDRÓXILO	- OH
AMINO	- NH
CARBOXILO	-COOH
AMINO MONOSUSTITUIDO	$\begin{array}{l} \text{R} \\ \diagup \\ \text{- N} \\ \diagdown \\ \text{H} \end{array}$
AMINO DISUSTITUIDO	$\begin{array}{l} \text{R} \\ \diagup \\ \text{- N} \\ \diagdown \\ \text{R} \end{array}$
SULFÓNICO	-SO ₃ H
ÁCIDO r = radical del ácido graso	-CO - r
SULFURO	-SR

Fuente: Morales (2003)

2.2.3.2. Clasificación química de colorantes

- **Colorantes azoicos o azocolorantes:** Esta clase constituye el grupo mayor de tinturas. Estos colorantes se preparan uniendo una amina aromática diazotada con un fenol o una amina aromática. El más sencillo de estos colorantes es el “amarillo de anilina”, que corresponde al “para-amino azo-benceno”. Se usa para teñir lana y seda, su color es fugaz. Se emplea para preparar otros colorantes con dos grupos azo.

- **Colorantes del trifenilmetano:** Son tinturas básicas para lana, seda o algodón, mordentado con ácido tánico. Son colorantes muy estimados por su color brillante. Tienen el inconveniente de no ser resistentes a la luz o al lavado, excepto aplicados a fibras acrílicas. Ejemplo de ellos es el “verde malaquita”.

- **Colorantes de la antraquinina:** Pertenecen a las tinturas mordientes. El representante más conocido es la alizarina, tintura natural, ya conocida por los antiguos egipcios y persas. Existe en la raíz de la rubia. La alizarina es poligenética, produce diferentes colores, con diferentes mordientes. Con magnesio da color violeta, con mordiente a base de calcio da color rojo púrpura, con mordiente de bario da color azul, con aluminio da

color rosado, con cromo da color castaño violeta y con hierro (ferroso), da color negro violeta. Se empleó para producir el color rojo turco en el algodón.

- **Colorantes indigoides:** Es el colorante vegetal cuyo empleo es el más antiguo. Las vestiduras de las momias egipcias fueron teñidas con índigo. En muchas plantas se encuentra en forma de un glucósido, el índigo. La fórmula molecular del índigo es $C_{16}H_{10}N_2O_2$. Es una sustancia insoluble en agua. Es de color azul oscuro con reflejos bronceados. Se aplica en la industria textil. Es resistente a la luz y al lavado y su bajo costo hace que sea el colorante azul más empleado.

-**Colorantes Nitrosos y nitrocolorantes:** De los nitrocolorantes más antiguos, todavía se usa el amarillo. Actualmente los miembros más importantes de los colorantes nitrados son las nitrofenilaminas, que dan tonos amarillo, anaranjado y marrón. Se preparan por reacción de una amina aromática con un nitrocompuesto aromático que contenga un halógeno reactivo. Algunas de las nitrofenilaminas más simples se usan como colorantes dispersos para el acetato de celulosa y el nylon. (Christie, 2001)

2.2.3.3. Características químicas

Tabla 3: Clasificación de los colorantes naturales por sus características químicas

Naturaleza Química	Algunos Ejemplos	Color predominante	Longitud de Onda λ_{max} (nm)
Tetrapirroles (lineales y cíclicos)	Ficobilinas	Azul-verde	610-650 (ficocianinas)
	Clorofila	Amarillo-rojo	540-570 (ficoeritrinas)
Carotenoides (tetraterpenoides)	Carotenoides	Verde	640-660
		Amarillo-anaranjado	400-500
Flavonoides	Flavonas	Blanco-crema	310-350
	Flavonoles	Amarillo-blanco	330-360
	Chalconas	Amarillo	340-390
	Auronas	Amarillo	380-430
	Antocianinas	Rojo-azul	480-550
Xantonas	Xantonas	Amarillo	340-400
	Quinonas	Naftoquinonas	Rojo-azul-verde
	Antraquinonas	Rojo-púrpura	420-460
Derivados indigoides e índoles	Índigo	Azul-rosado	470-485(betaxantinas)
	Betalainas	Amarillo-rojo	530-554(betacianinas)
Pirimidinas sustituidas	Pterinas	Blanco-amarillo	
	Flavinas	Amarillo	
	Fenoxazinas	Amarillo-rojo	
	Fenazinas	Amarillo-púrpura	

Fuente: Lock (1997)

2.2.3.4. Clasificación de colorantes

La más elemental división de los colorantes es la que se distingue entre naturales y artificiales. Los colorantes naturales han sido muy importantes durante toda la historia de la sociedad en cuanto a la vestimenta y ornamentación que resulta imposible ignorarlos.

Por otra parte, la variedad de colorantes artificiales que se obtienen en laboratorios, se hace poco menos infinita, la solidez, ha sido tan perfeccionada que en la vestimenta actual la vida del color es ya comparable a la propia vida del tejido; pero nos enfocaremos de forma particular en colorantes naturales. **(Obando, 2013)**

2.2.3.5. Colorantes Naturales

Como su nombre lo dice, son sustancias naturales que se añaden para dar o devolver algún color. Se encuentran presentes como pigmentos en plantas, hojas y frutos.

La distinción entre colorante natural y artificial, es un término muy grande puesto que los colorantes naturales tienen que ser tratados químicamente para ser estables, identificables y con tono uniforme. En sentido estricto, solo sería natural el color que un alimento tiene por sí mismo, esto puede generalizarse a los colorantes presentes de forma espontánea en otros alimentos y extraíbles de ellos, pero puede hacer confusa la situación de aquellas sustancias totalmente idénticas pero obtenidas por síntesis química, también la de colorantes obtenidos de materiales biológicos no alimentarios, insectos, por ejemplo, y la de aquellos que pueden bien añadirse o bien formarse espontáneamente al calentar un alimento, como es el caso del caramelo. **(Obando, 2013)**

Los colorantes naturales son considerados en general como inocuos y consecuentemente las limitaciones específicas en su utilización son menores que las que afectan a los colorantes artificiales, son permitidos sin restricciones. **(Obando, 2013)**

2.2.3.5.1. Colorantes vegetales

Actualmente se están utilizando distintas plantas para realizar el teñido de fibras. Las partes de la planta que se utilizan en el proceso de teñido, son generalmente hojas, corteza, flores, frutos, cáscaras del fruto, semillas y raíces. El hecho que se utilicen plantas, no significa que se afecte el equilibrio ecológico, la mayor parte de materia prima para tinción son desechos de las plantas, por ejemplo, del aguacate se utiliza la pepa, del coco la cáscara. **(Cano, 2007)**

En la siguiente tabla se enlistan los nombres de algunas plantas, que se utilizan para teñir, el nombre científico y el color que proporcionan, la combinación de algunas plantas produce una coloración distinta, dependiendo la proporción de cada una de ellas. Este proceso es considerado como un arte, debido a la forma en que se combinan las plantas en el momento de teñir. (Cano, 2007)

Tabla 4: Especies vegetales utilizadas en el teñido de fibras

Espece/Famiia	Nombre común	Parte utilizada	Color obtenido
<i>Acacia macrocantha</i> Humb & Bonpl. / Mimosaceae	huarango	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Acalipha macrostachya</i> Jacq. / Euphorbiaceae	yana-vara, pispita	Tallo	negro
<i>Acca lanuginosa</i> R.et.P. / Rosaceae	pacra, manzanita silvestre	frutos maduros	rojo y naranja
<i>Allium cepa</i> L. / Liliaceae	cebolla	cascaras externas coloreadas	Amarillo aceituna oscuro
<i>Alnus jorullensis</i> H.B.K. / Betuiaceae	aliso de los andes	hojas y ramas tiernas	amarillo verde
<i>Amaranthus caudatus</i> L. / Amaranthaceae	Kihuicha	partes aéreas	carmín
<i>Amaranthus hybridus</i> L / Amaranthaceae	ataqu, atakco	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Baccharis genistelloides</i> Pers. / Asteraceae	kimsa kucho	Hojas	verde
<i>Baccharis lanceolata</i> Kunth / Asteraceae sin. <i>B. salicifolia</i> R.et.P.	chilca	hojas y ramas tiernas	amarillo verde
<i>Baccharis spp.</i> (varias especies) / Asteraceae	taya blanca	hojas y ramas tiernas	verde
<i>Bactris gasipaes</i> H.B.K. / Palmacea	pijuayo	Hojas	
<i>Berberís boliviana</i> Lechl. / Berberidaceae	checche	fruto raíz, tallo	Plomo amarillo
<i>Berberís flexuosa</i> R.et.P. / Berberidaceae	ayrampito, chiqchi	corteza de tallos y raíces frutos morados	amarillo violeta-morado
<i>Berberís lutea</i> R.&P. / Berberidaceae	espino-amarillo, checche	ramas hojas	amarillo verde
<i>Berberís vulgaris</i> L. / Berberidaceae	agracejo	raíces o corteza	amarillo
<i>Bidens andicola</i> H.B.K. / Asteraceae	amor seco, sillkawdepuna	toda la planta	amarillo
<i>Bidens pilosa</i> L. / Asteraceae	amor seco, sillkaw	toda la planta	amarillo

<i>Bixaorellana L. /Bixaceae</i>	achiote	Semilla	anaranjado
<i>Bocconia integrifolia H.&B. / Papaveraceae</i>	pinculio	Corteza	amarillo a anaranjado
<i>Bougainvillea pachyphylla Heirmerl/ Nyctaginaceae</i>	papelillo	ramas y hojas	marrón
<i>Buddleia coriacea Remy / Buddlejaceae</i>	colli o kiswar	inflorescencia anaranjada	rojo y naranja
<i>Buddleia longifolia H.B.K. / Buddlejaceae</i>	quishuar	Inflorescencia	amarillo
<i>Caesalpinia coriaria Wüldenow/ Leguminosae</i>	divi divi	Frutos	
<i>Caesalpinia paipai R.et.P. / Leguminosae</i>	charan, paipai	Frutos	negro
<i>Caesalpinia spinosa (Mol) Kuntze / Leguminosae</i>	tara	frutos, hojas, ramas tiernas	azul grisáceo gris a negro
<i>Calceolaria deflexa R.&P. / Schrophularaceae</i>	ayac-zapatito	Flores	amarillo
<i>Calceolaria lineris R.et.P. / Schrophularaceae</i>	wawillay, romero silvestre	hojas, ramas tiernas y flores	amarillo
<i>Calceolaria pinnata R.&P. / Schrophularaceae</i>	ayac, zapatito	Flores	amarillo
<i>Calceolaria speciosa Penneil / Schrophularaceae</i>	zapatito de muerto	hojas, ramas tiernas y flores	amarillo
<i>Calendula officinalis L. / Asteraceae</i>	calendula, chunchita	Flores	amarillo
<i>Canna edulis Ker. / Cannaceae</i>	achira	semillas secas	rojo y naranja
<i>Cassia hoockeriana Gilb. / Leguminosae</i>	mutuy, muchas cassia	hojas y ramas tiernas	verde
<i>Cassia lateopetiolata Dombey / Leguminosae</i>	mutuy	flores, hojas corteza	amarillo beige
<i>Cedrella fissilis Veli / Meliaceae</i>	cedro	Corteza	beige
<i>Cestrum hedioidinum Dun. / Solanaceae</i>	hierba santa	frutos baya	azul
<i>Clorophora tinctoria L. Gaud / Moraceae</i>	insira, insira caspi	madera, látex	amarillo, verde oliva
<i>Colietia spinosa Gmelin / Ramnaceae</i>	roque, puyukasha	Corteza	amarillo
<i>Coreopsis senaria Blake & Sherff / Asteraceae</i>	pulí	Flores	amarillo
<i>Coreopsis sp. / Asteraceae</i>	pahuau, panau	flor y hojas	naranja
<i>Coriaria ruscifolia L /Coriariaceae</i>	mio-mio	Frutos	color casi negro
<i>Curcuma longa L / Z'ngiberaceae</i>	palio, curcuma	Raíz	marrón dorado
<i>Cybistax antisiphilitica / Bignoniaceae</i>	achínhua, llangua	Hojas	azul
<i>Cybistaxquinquefoiia (Veil.) Macbr. / Bignoniaceae</i>	achihua - achihua llangua	Hojas	Azul negro

<i>Cynara scolymus L / Asteraceae</i>	alcachofa	Hojas	verde
<i>Chenopodium ambrosioides L / Chenopodiaceae</i>	paico	Hojas	Amarillo
<i>Chenopodium murale L / Chenopodiaceae</i>	hierba del gallinazo	hojas y tallos	verde
<i>Chenopodium quinoa Willd / Chenopodiaceae</i>	quinua	Panoja	Amarillo-anaranjado
<i>Dactilopius coccus costa</i>	cochinilla	cuerpo del insecto hembra	Marrón oscuro diversos tonos de rojo
<i>Daphnopsis weberbaueri Domke / Timelaceae</i>	cholito	hojas y corteza de tallo	Amarillo y marrón claro
<i>Daucus carota L / Apiaceae</i>	zanahoria	tallos y hojas verdes	Amarillo
<i>Datura stramonium L. / Solanaceae</i>	chamico	hojas y ramas tiernas	verde
<i>Ephedra americana H.&B. / Ephedraceae</i>	pinco-pinco	Raíz	Champaña
<i>Ephedra torreyana / Ephedraceae</i>	pinco - pinco	tallos tiernos	Amarillo
<i>Erythrina cristagalli L / Fabaceae</i>	pisonay	Corteza	Beige
<i>Erythrina edulis Triana / Fabaceae</i>	basul	Corteza	Beige
<i>Erythroxylum paraense Peyr/ Eritroxilaceae</i>	puca llaja	Hojas	Verde
<i>Escallonia resinosa R.etP. Pers. / Saxifragaceae</i>	chachacuma	Hojas	Encarnado y morado
<i>Eucalyptus globulus Labill / Myrtaceae</i>	eucalipto	hojas y ramas tiernas	Verde
<i>Eugenia riparis D.C. / Myrtaceae</i>	carapacho, raupíña	Frutos	
<i>Ficus carica L. / Moraceae</i>	higuera común, higo	hojas y ramas tiernas	Amarillo
<i>Flaveria bidentis / Asteraceae</i>		Hojas	Amarillo
<i>Foeniculum vulgare Mill / Umbelliferae</i>	hinojo	hojas y tallos	Verde
<i>Fourcroya andina Trel. / Agavaceae</i>	pajpa, cabuya	Hojas	Marrón
<i>Fuchsia macrostema R.etP. / Onagraceae</i>		Todo	Negro, gris
<i>Galium aparine L. / Rubiaceae</i>	chapi	Fruto	Rojo
<i>Genipa americana L / Rubiaceae</i>	acuisho-ana, huitoc	Frutos	Azul negro
<i>Genipa oblongifolia R.&P. / Rubiaceae</i>	huitoc	fruto y corteza	Negro
<i>Genista tinctoria L. / Fabaceae</i>	retama	Flores	Amarillo vivo verde
<i>Guarea purpurea C.D.C. / Meliaceae</i>	yecheñor		marrón

<i>Hedera helix</i> L./Araliaceae	hiedra	hojas y bayas	Verde gris
<i>Hypericum laricifolius</i> Juss/ Clusiaceae	chinchango	hojas y flores	Amarillo a anaranjado
<i>Ingafeuillei</i> D.C. / Mimosaceae	pacae	hojas y ramas tiernas	verde
<i>Indigofera añil</i> L. / Fabaceae	añil o índigo	hojas frescas	Azul
<i>Indigofera suffruticosa</i> Mill. / Fabaceae	índigo mutui	Hojas	Azul
<i>Indigofera tinctoria</i> L / Fabaceae	añil	Hojas	azul
<i>Indigofera truxillensis</i> H.B.K. / Fabaceae	añil - añil	Hojas	azul
<i>Iris germanica</i> L / Iridaceae	lirio	Hojas	amarillo
<i>Juglans neotropica</i> Diels. / Juglandaceae	nogal peruano	hojas, ramas, frutos inmaduros y corteza de tallo	marrón - caoba
<i>Kageneckia lanceolata</i> R.et.P. / Rosaceae	lloqi	hojas y ramas tiernas	azul grisáceo gris a negro
<i>Krameria triandra</i> R.&P. / Krameriaceae	pachalloqe	raíz ramas	pardo anaranjado
<i>Lawsonia inermis</i> L / Litraceae	henna	Hojas	marrón dorado
<i>Lepechinia meyenii</i> (Walp) Epl. / Lamiaceae	puna salvia pasa salvia (cerr.)	Todo	amarillo
<i>Lepidium chichicara</i> Desv. / Brassicaceae	chichicara	toda la planta	verde
<i>Lepidophyllum quadrangulare</i> (Meyen) Benth & Hook / Asteraceae	tola	Todo	amarillo, kaki, verde
<i>Lepidophyllum tola</i> / Asteraceae	tola	Todo	amarillo
<i>Lupinus aridulus</i> C.P.Smith / Fabaceae	q'era	Flor	amarillo
<i>Lupinus paniculatus</i> Desr. / Fabaceae	q'era	Todo	amarillo
<i>Malphigia glabra</i> L. / Malpighiaceae	cerezo, barbados cherry	Madera	encamado
<i>Marrubium vulgare</i> L. / Labiatae o Lamiaceae	uqi-qura, hierba gris	hojas y tallos tiernos	amarillo
<i>Miconiachrysophyllia</i> (LC.Rich.) Urb. / Melastomataceae	pucamullaca		pardusco
<i>Minthostachys mollis</i> (Kunth) Griseb/ Lamiaceae (Labiatae)	muña	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Mirabilis jalapa</i> L. / Nyctaginaceae	Buenas tardes, don Diego de noche	hojas, ramas y flores amarillas flores azules	amarillo azul
<i>Morus nigra</i> L. / Moraceae	mora	Hojas	amarillo verdoso
<i>Monnina salicifolia</i> R.etP. / Polygalaceae	tutawiña, pichucha	flores y frutas	azul

<i>Muehlenbeckia hastulata</i> (Smith) Standl. / Polygonaceae	mullaca, huano negro	raíz y tallo	azul
<i>Muehlenbeckia volcánica</i> (Benth) Endl./ Polygonaceae	mullaca, bejuquillo	Frutos	azul
<i>Murraya paniculata</i> (L.) Jack / Rutaceae	naranjillo	Flores	negro
<i>Mutisia viciaefolius</i> Cav. / Asteraceae	chinchilcoma, mankapaki	hojas, ramas tiernas o inflorescencias	amarillo
<i>Myrcia splendens</i> (Sw.) D.C. / Myrtaceae	arrayán, pampa orégano	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Myrica pubescens</i> H. & B. / Myricaceae	huacan-timbu, laurel	toda la planta	negro .
<i>Ocimum basilicum</i> L. / Lamiaceae	aJbahaca	Hojas	verde
<i>Olea europea</i> L/Oleaceae	olivo, aceituna	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Opuntia soeherensii</i> Britt & Rose / Cactaceae	ayrampu	frutos y semillas	rojo y naranja
<i>Papaver rhoeas</i> / Papaveraceae	amapola	Flores	rojo
<i>Persea americana</i> Mill / Lauraceae	palta	Fruto	rojo
<i>Petroselinum sativum</i> Hoffm / Umbelliferae	perejil	hojas y tallos	amarillo verde
<i>Phytolacca</i> spp. / Phytolaccaceae	achiote silvestre	Frutos	rojo oscuro
<i>Picramia</i> spp. /Simaroubaceae	simatuba	ramas y hojas	negro
<i>Poecilochroma punctata</i> (R. & P.) Miers. / Solanaceae	campanilla	frutos baya	azul
<i>Polylepsis incana</i> H.B.K. / Rosaceae	quiñual, quinoa	hojas y tallos	beige
<i>Prosopis chilensis</i> (Molina) Stuntz/ Leguminosae	algarrobo	resina aserrín del tallo	pardo oscuro mostaza
<i>Prosopis juliflora</i> (SW.) D.C. / Leguminosae	algarrobo, huarango	Frutos	azul grisáceo gris a negro
<i>Psoralea pubescens</i> Pers. / Fabaceae	culén, wallwa	hojas y tallos tiernos	amarillo
<i>Pteridium aquilinum</i> L / Denstedtiaceae	helécho, águila	brotos y ramas jóvenes hojas	dorado amarillo verdoso amarillo
<i>Punica granatum</i> L. / Punicaceae	granado	corteza de fruto	amarillo
<i>Ranunculus</i> spp. / Ranunculaceae	botón de oro	hojas y tallos	amarillo
<i>Relbunium hypocarpium</i> (L) Hemsl. / Rubiaceae	antanco, chapi-chapi	Raíces	marrón - rojizo rojo
<i>Relbunium microphyllum</i> (A. Gray) Hermerl / Rubiaceae	chapi-chapi	Raíces	rojo
<i>Renalmia macrantha</i> Poepp. & Endl. / Zingiberaceae	mishqui - panga	Frutos	negro
<i>Ricinus communis</i> L. / Euphorbiaceae	higuerilla, ricino	frutos secos	marrón - caoba

<i>Rorippa nasturtium-aquaticum</i> (L.) Hayek/ Brassicaceae	berro	hojas y tallos	verde
<i>Rosmarinus officinalis</i> L. / Labiatae	romero	hojas y ramas secas	amarillo
<i>Rumex acetocella</i> / Polygonaceae	pucalojo	Ramas	verde
<i>Rumex crispus</i> L. / Polygonaceae	lengua de vaca, acetosa	hojas y raíces	amarillo
<i>Rumex cuneifolius</i> Campd. / Polygonaceae	romaza ollaque	Raíces	anaranjado, gris
<i>Rumex sp.</i> /Polygonaceae	lengua de vaca, romaza	Ramas	verde
<i>Salix chiiensis</i> Mol. / Salicaceae	sauce común	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Salix humboldtiana</i> Willd / Salicaceae		Corteza	bayo
<i>Salvia sagittata</i> R.et.P. / Labiatae o Lamiaceae	salvia	hojas y tallos	amarillo
<i>Sambucus peruvianus</i> H.B.K. / Caprifoliaceae	saúco	corteza hojas fruto	amarillo verde, marrón morado, azul
<i>Satureja pavoniana</i> Briq. / Labiatae o Lamiaceae	wayra sacha	hojas y ramas tiernas	amarillo
<i>Schinus molle</i> L. / Anacardiaceae	molle, mullí, falso pimiento	hojas y ramas tiernas	amarillo verde
<i>Senecio roudbeckiaefolius</i> (Meyen & Walp) / Asteraceae	maiccha	flores y ramas	amarillo
<i>Solanum lycioides</i> L / Solanaceae	upatankar	tallo y hojas	amarillo
<i>Solanum nitidum</i> R.et.P. / Solanaceae	ñuñunga	frutos (tipo baya)	rojo y naranja
<i>Solanum tuberosum</i> L. / Solanaceae	papa	cascara (T)	violeta, azul
<i>Spartium junceum</i> L. / Leguminosae	retama	flores y tallos tiernos fotosintéticos	amarillo
<i>Swietenia macrophylla</i> G. King / Meliaceae	caoba	Corteza	rojo
<i>Swietenia sp.</i> / Meliaceae	pitotsi	Líber	pardo
<i>Tagetes minuta</i> L. / Asteraceae	wakatay	hojas y tallos	marrón - caoba
<i>Tagetes spp.</i> / Asteraceae	wakatay, chikchimpay	hojas, tallos y flores	amarillo
<i>Tecoma stans</i> (L) Juss / Bignoniaceae	huarango, huaranhua	tallos y hojas	amarillo, beige
<i>Teloschistes flavicans</i> / Teloschistaceae		Todo	rojo-ladrillo
<i>Thamnia vermicularis</i> L. Ach. / Usneaceae	ayapatutum, ujutillo	Todo	amarillo
<i>Tillandsia capillaris</i> R.&P. / Bromeliaceae	clavel del aire	Todo	ámbar anaranjado

Fuente: Lock & Melgar (1997).

2.2.3.6. Colorantes de origen mineral

Son un grupo de materias procedentes de un mineral, se denominan también colorantes orgánicos o inorgánicos diferenciándose así de los de origen vegetal y animal considerados como orgánicos. Pertenecen a este tipo los que se encuentran directamente en la naturaleza como los obtenidos artificialmente. Dentro de los colorantes minerales los más destacados son: **(Jaramillo, 1988)**

- Arsénico (verde)
- Arcilla (ámbar)
- Cadmio (verde, rojo, amarillo, naranja)
- Carbón (negro)
- Cromo (amarillo, verde)
- Cinabrio (bermellón)
- Cobalto (azul)
- Cobre (verde, azul, púrpura)
- Plomo (blanco, amarillo-rojo)
- Limonita (siena)
- Titanio (blanco, beige, amarillo, negro)
- Zinc (blanco)

En el caso del amarillo y dorado del hierro oxidado los producen las sales del hierro este es afín a la celulosa y simplemente sumergido el tejido en una solución de sus sales y seguidamente exponiéndolo a continuación al aire, se obtiene un color amarillo dorado. **(Jaramillo, 1988)**

2.2.3.7. Colorantes artificiales

Son los obtenidos por síntesis química, de los que actualmente se conocen más de 3 000 aunque la lista de los utilizados en alimentación es muy reducida (menos del 10%).

Los colorantes artificiales son tan utilizados por sus excelentes propiedades:

- Proporcionan un color persistente (resistente a ataques).
- Ofrecen colores variados y uniformes.
- Son de alta pureza y bajo costo.
- Se pueden obtener en grandes cantidades.

Al igual que la mayoría de los productos adulterados, el uso de estos colorantes en la industria alimenticia también trae consigo desventajas, cobran miles de víctimas por intoxicación y causan muchas enfermedades, es por ello que se ha ido desplazando el uso de estos, siendo sustituidos por colorantes naturales. (Marín & Mejía, 2012)

2.2.4. Fibras naturales

Algunas de las fibras naturales usadas en productos artesanales son la lana y el algodón en forma manta. El algodón es una fibra vegetal que se obtiene de semillas, por lo que es una fibra celulósica (94% de celulosa), y dado que la unidad básica de la molécula de la celulosa es la glucosa, el algodón está constituido por una gran cantidad de cadenas de glucosa, polímero de azúcar (Figura 4). Por lo que su reactividad química está relacionada a los grupos hidroxilo u oxidrilo (-OH), que constituyen la unidad básica de la glucosa. La estructura física que caracteriza a esta fibra son sus convoluciones o dobleces las cuales producen un torcido formando una ondulación natural (Hollen *et al.*, 2005).

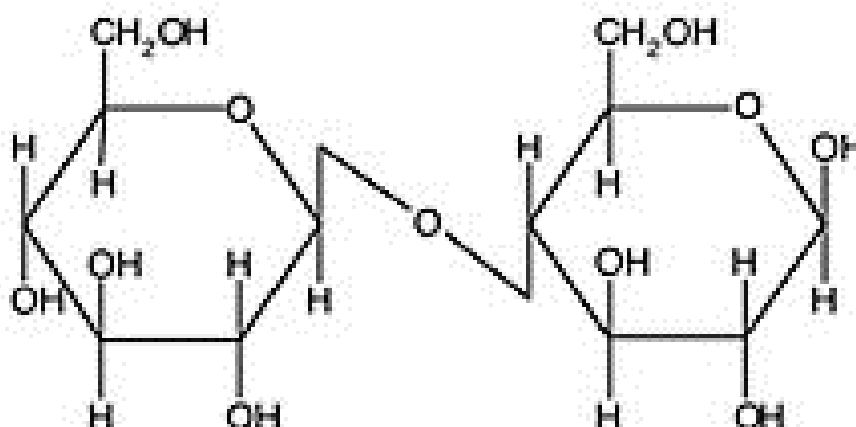


Figura 6: Cadenas de glucosa formando la celulosa, estructura principal de la fibra de algodón.

Fuente: Hollen (2005).

2.2.5. Teñido

El teñido, según opinión generalmente aceptada, es el arte de colorear, de manera más o menos permanente, fibras textiles u otras sustancias mediante la saturación de las mismas con una solución de colorante. (Horsfall & Lawrie, 1976)

El teñido es el proceso en el que la materia textil, al ser puesta en contacto con una solución de colorante, absorbe este de manera que habiéndose teñido ofrece desistencia a devolver el colorante al baño. El proceso molecular tintóreo es lo que llamamos cinética tintórea. En torno a esta definición de teñido, establecemos dos principios fundamentales:

- Que la tintura consiste en una compenetración entre colorante y fibra, que no es el recubrimiento exterior de una fibra con un colorante, si no absorción de colorante al interior de la fibra.
- Que es un proceso de efecto durable; si una fibra se destiñe fácilmente es que no ha sido teñida.

Lo mismo en teoría que experimentalmente en laboratorio, se puede seguir el proceso de tintóreo a nivel molecular, observando las diferentes fases por las que atraviesa una molécula de colorante:

Difusión: movimiento de la molécula a través del líquido en el que se deposita, acercándose a la fibra textil.

Absorción: Contacto de la molécula de colorante con la fibra y penetración en su cuerpo físico.

Difusión sólida: La difusión del colorante a través del interior de la fibra.

Fijación: Es el establecimiento de enlaces estables entre las moléculas de la fibra y de colorante. Llegando a este punto de fijación se puede decir que el colorante a teñido la fibra y el proceso de tintura a terminado, estando todas las moléculas de fibra enlazadas con moléculas de colorante. **(Perinat, 1997)**

2.2.5.1. Difusión del colorante

Existen diversos factores que condicionan la difusión del colorante, acelerando o retardándolo, por ejemplo: el estado de agregación del colorante, la estructura cristalina de estas moléculas, las fuerzas de repulsión eléctrica desde las fibras o el tamaño de los poros amorfo en la estructura cristalina molecular de la fibra. Las moléculas del colorante que hay en una solución tintórea pueden agregarse formando macromoléculas, además de existir monomoléculas en el mismo baño. Pero solo en agregación monomolecular este colorante puede ser absorbido por la fibra a tintar; cada monomolécula absorbida desplaza equilibrio de agregación hasta la formación de más monomoléculas. Cuanto más alto es el índice de agregación del colorante más bajo será el de la velocidad de difusión de ese colorante. La difusión del colorante se manifiesta exteriormente por lo que llamamos la igualación, la apariencia de regularidad y uniformidad que presenta la materia teñida. **(Perinat, 1997)**

2.2.5.2. Factores de difusión

Los factores más influyentes en el coeficiente de difusión son los siguientes:

- Concentración del colorante
- Afinidad colorante – fibra
- Temperatura
- Substrato
- Peso molecular del colorante
- Constitución del colorante

2.2.5.2.1. Concentración del colorante

Con el aumento de la concentración del colorante el substrato aumenta el coeficiente de difusión; este se da siempre como aparente. El coeficiente de difusión varía de cero al infinito, según varía la concentración de cero al infinito. **(Perinat, 1997)**

2.2.5.2.2. Afinidad colorante-fibra

Para el caso de la afinidad colorante-fibra, ésta no es directamente proporcional al coeficiente de difusión. Si se trata de una elevada afinidad, la tintura es rápida en el inicio de la penetración de la fibra, pero enseguida se retarda por la propia concentración del colorante en ese principio que frena más partículas de colorante con las suyas propias.

Las capas exteriores se tiñen mucho y las interiores muy poco y muy despacio. Con baja afinidad, si bien el coeficiente pueda que no aumente, sin embargo, la penetración al interior es más uniforme. Puede verse el fenómeno en una sección transversal de una fibra al microscopio. **(Perinat, 1997)**

2.2.5.2.3. Temperatura

La temperatura es proporcional al coeficiente de difusión. Aumentar temperatura es agregarle energía al baño del teñido.

2.2.5.2.4. Substrato a teñir

El substrato a teñir es determinante en todo proceso tintóreo. ya se ha visto en algunas estructuras moleculares el colorante solo puede ocupar las regiones amorfas de los mismos, no pudiendo romper la estructura cristalina de la formación molecular de la fibra. **(Perinat, 1997)**

2.2.5.2.5. Velocidad de teñido

Se llama velocidad de teñido al peso de colorante absorbido por la fibra en una unidad de tiempo. El peso de colorante absorbido se mide por defecto del porcentaje de agotamiento en el baño.

Este tiempo se toma como el necesario para que la fibra absorba la mitad de colorante que debiera absorber para el estado de equilibrio; es decir, que en interior de la fibra haya tanto colorante como para saturar la fibra y que la tintura se detenga.

Los factores influyentes en la velocidad de la tintura son, por tanto, aquellos que actúan sobre el factor tiempo. **(Perinat, 1997)**

- La temperatura del baño, que modifica, como ya se ha anotado antes, el coeficiente de difusión del colorante, modificando así el tiempo que éste necesita para cubrir externa e internamente su espacio en la fibra.
- Los otros factores son de tipo mecánico, que modifican la superficie de contacto colorante /fibra: agitación del baño, agitación de la fibra, relación entre volumen del baño y peso de la fibra, diámetro –sección de hilos, etc.

2.2.5.2.6. Poder de igualación de un colorante

Se llama poder igualador a la propiedad que tiene los colorantes de producir teñidos uniformes sobre los textiles, de tal manera que las irregularidades de colorante existentes en el tejido antes del teñido son corregidas en ella. Hay que tener en cuenta que esta propiedad es muy importante en el trabajo de teñido; que no se trata de una cuestión accesoria, sino que la calidad de teñido depende de que esta cuestión se resuelva para todo el substrato a tratar. La igualación no es algo instantáneo. Todas las fases de la tintura son decisivas para el buen resultado final.

La igualación puede describirse en tres fases:

1. Desde el comienzo de la tintura hasta que todo el textil ha contactado con el colorante.
2. Fase de calentamiento y subida de colorante a la fibra.
3. Fase de migración del colorante que se desplaza a través del baño, desde las partes más teñidas a las menos teñidas. **(Perinat, 1997)**

2.2.5.3. Teñido por agotamiento

Se entiende por teñido por agotamiento al periodo prolongado de tiempo (tiempo de teñido) durante el cual el colorante tiene ocasión de pasar del baño de tintura al material, es decir, hilado, tops o floca.

En este proceso, el colorante migra o se difunde en el interior de la fibra, y allí se fija; el baño rico en colorante se va empobreciendo, mientras que el colorante pasa progresivamente a la fibra. Para el procedimiento de agotamiento se realiza con una proporción previamente establecida de hilado y baño, es decir lo que se denomina relación de baño. (INCA TOPS S.A. 2008)

2.2.5.4. Medición del color

Como vimos anteriormente, de acuerdo con su composición química particular, cada sustancia absorbe luz de diferentes colores, es decir, absorbe determinadas longitudes de onda del espectro luminoso. Se dice, por lo tanto, que cada sustancia tiene un espectro de absorción propio.

Conocer el espectro de absorción de una sustancia nos permite medir su concentración en una solución. Y esta es una tarea habitual en el laboratorio. Porque, para realizar cualquier experimento, el investigador necesita saber con qué cantidad de una determinada sustancia está trabajando. Pues el método científico exige reproducibilidad, es decir, que los resultados de un experimento no se hayan logrado por casualidad, sino que puedan repetirse tantas veces como se quiera, en cualquier lugar del planeta. Y esto solamente es posible si se conocen todos los detalles acerca de cómo fue efectuado el ensayo; entre ellos, la concentración de las sustancias empleadas.

En nuestro caso, para medir la eficacia del proceso de teñido, al final de los experimentos debemos determinar la concentración de colorante en el agua de desteñido. Recordemos que, a menor desteñido (por lo tanto, menor concentración de colorante en el agua de lavado), mayor será la eficiencia del proceso.

Cuanta más cantidad de colorante hay en una solución, más intenso veremos el color. Esto se debe a que, si hay más moléculas de colorante, hay más cromóforos y, por lo tanto, más color. En otras palabras, la intensidad de color que presenta una determinada sustancia en una solución es proporcional a la concentración de esa sustancia en la solución: (Dos Santos & Maier, 2008)



Figura 7: Información del color

Fuente: Dos Santos & Maier (2008)

2.2.5.5. Clasificación de colorantes naturales utilizados en el teñido

- a) **Colorantes sustantivos:** son aquellos que pueden teñir directamente a las fibras.
- b) **Colorantes mordientes:** el mordiente es un producto que se adiciona a la fibra y es absorbido por ella, pudiendo consecutivamente atraer el colorante. Este término se usa principalmente para los colorantes que se adicionan usando óxidos metálicos como mordientes. Especialmente se emplean como mordientes los óxidos de aluminio y cromo para formar precipitados insolubles.
- c) **Colorantes a la tina:** son sustancias insolubles que se pueden reducir a materiales alquil-solubles. El colorante se aplica en su forma reducida y se re-oxida en presencia de la fibra.
- d) **Colorantes reactivos:** Estos colorantes contienen grupos que reaccionan con los grupos de hidroxilos presentes en la celulosa. Aunque su uso se ha extendido a otras fibras como el nylon o las fibras proteínicas, su mayor aplicación es en la tintura de fibras celulósicas. La reacción entre un colorante reactivo y la fibra, produce un enlace covalente.
- e) **Colorantes dispersos:** Usados para el acetato de celulosa, el nylon y las fibras de poliésteres, son en general amino-antraquinonas simples o sus derivados que tienen uno o más átomos de hidrógeno de los grupos amino reemplazado por otros grupos.
- f) **Colorantes directos:** se absorbe directamente por las fibras en soluciones acuosas. Hay colorantes ácidos y básicos de este tipo. Estos dos tipos se emplean especialmente en el teñido de lanas y en poliamidas sintéticas.

- g) **Colorantes básicos:** son sales amónicas o complejos formados de cloruro de zinc o aminas. Algunos colorantes básicos, de elevado peso molecular, son absorbidos por el algodón y el rayón.
- h) **Colorantes ácidos:** son sales de los ácidos sulfúricos o carboxílicos que se precipitan sobre la fibra. Este tipo de colorante se llama así, porque en su constitución química del colorante se encuentran moléculas de grupos ácidos. Son colorantes solubles en agua y se aplican generalmente en fibras de lana, nylon y fibras acrílicas. Otros usos importantes son el teñido de la piel y el papel. **(Christie, 2001)**

2.2.5.6. Acidez y alcalinidad de los tintes naturales

El grado de acidez o alcalinidad del baño de tinte es muy importante, ya que afecta el comportamiento que puede tener el tinte. Por lo que es necesario tener un debido control de la acidez del baño de teñido, para ello se utilizan potenciómetros o papel medidor de pH. **(Cano et al., 2007)**

2.2.5.6.1. Ácidos suaves

Los ácidos de origen natural que pueden utilizarse en el teñido de fibras son:

- a. Limón
- b. Lima
- c. Crémor tártaro
- d. Vinagre

Debe evitarse el uso de ácidos fuertes, es decir ácidos con pH menor de 3, ya que estos afectan el proceso de teñido.

La lana, seda y otras fibras animales, se tiñen generalmente con baños ácidos. Ahora bien, el algodón puede ser dañado por los ácidos fuertes por lo que se recomienda no utilizarlos. El pH se debe mantener arriba de 5 durante el teñido del algodón y luego neutralizarlo, lavándolo con un jabón neutro que tenga pH de 7. **(Cano et al., 2007)**

Los jabones y detergentes, carbonato y bicarbonato de sodio son álcalis suaves. El carbonato de sodio se utiliza para ajustar el pH del baño de tinte del añil. Otros álcalis fuertes incluyen la lejía de ceniza o el hidróxido de sodio.

Cuando cualquier fibra haya sido expuesta a un baño alcalino fuerte debe neutralizarse con un jabón neutro, de otra manera las fibras perderán su brillo natural y resistencia. El añil es el único tinte que necesita un pH arriba de 10. **(Cano et al., 2007)**

2.2.6. Consideración química de la fibra

Fibras: son estructuras unidimensionales, largas y delgadas. Se doblan con facilidad y su propósito principal es la creación de tejidos. Las fibras pueden dividirse en 3 clases: fibras naturales, fibras celulósicas y fibras no celulósicas. La fibra de ovino pertenece a las fibras naturales. (Osorio, 2011)

2.2.6.1. Propiedades de la fibra de ovino

Las propiedades más importantes del algodón son las que se demuestran a continuación:

- a) La fibra de ovino consiste esencialmente de proteína pura por ser natural.
- b) Cuando las fibras naturales que no han sido tratadas y están bajo ampliación, estas tienen un aspecto plano o torcido.
- c) La fibra natural y el algodón son fuertes cuando están seco, y cuando están mojados esta fuerza aumenta cerca de un 25%.
- d) La fibra natural es un buen conductor del calor, y la ropa hecha de este material es caliente a temperaturas bajas. (Osorio, 2011)

2.2.6.2. Metodología tintórea

La tintura de las fibras naturales con los colorantes reactivos tiene lugar en tres diferentes etapas: (Osorio, 2011)

Absorción.

En esta fase, el colorante reactivo no sufre ninguna descomposición, produciéndose tan solo la difusión hacia el interior de la fibra donde se absorbe sobre las cadenas proteicas o celulósicas a través de fuerzas de tipo secundario. Una pequeña parte de colorante se encuentra en el agua contenida en el interior y el resto permanece en la solución externa. Una vez alcanzado el equilibrio en la absorción, se añade álcali a la solución de tintura iniciándose la segunda fase, la reacción, la cual es simultánea con una mayor absorción. En la absorción influyen los siguientes parámetros: naturaleza del colorante, relación del baño, concentración del electrolito, pH, temperatura y tipo de fibra.

Reacción.

Una vez alcanzado el equilibrio a pH neutro, se añade álcali a la solución fijándose la reacción del colorante con la celulosa y con el agua. Parece sorprendente que siendo posible la reacción del colorante con la celulosa y con el agua y estando esta última en mayor proporción el colorante reaccione preferentemente con la celulosa.

Eliminación.

Es la última etapa de la tintura la cual consiste en la eliminación del colorante hidrolizado que, si bien se procura que sea mínimo, siempre existe en mayor o menor proporción.

2.2.6.3. Mordientes

El término mordiente es aplicado a cualquier sustancia de origen natural o sintético que sirva para fijar el colorante a la fibra, de manera uniforme y estable al contacto con la luz y el agua. (Dos Santos & Maier, 2008)

Antiguamente se empleaba para esa función a ciertos productos naturales como, por ejemplo, cenizas, hojas de palta, o corteza de nogal. Hoy en día se utilizan sales solubles de metales, como aluminio, cobre, hierro y estaño.

El mordentado de la fibra puede realizarse antes o después del teñido, y generalmente comprende el agregado del mordiente en agua caliente junto con la fibra. Los mordientes se usan en poca cantidad, para no dañar la fibra. Utilizados en exceso pueden dejarla rígida y áspera. Los mordientes también son utilizados para variar las tonalidades del color agregándolos en la parte final del teñido.

El mordiente actúa al colocarlo en el agua caliente, el mordiente se disuelve. En ese proceso, la sal se disocia, y el metal queda como catión metálico (ion positivo). Entonces, el catión se une a la fibra textil, y forma un complejo con la molécula de colorante.

El tipo de metal que forme parte del complejo determina la tonalidad del color. Es decir, para un mismo tipo de colorante y fibra, el agregado de distintos mordientes producirá diferentes tonos o colores. (Dos Santos & Maier, 2008)

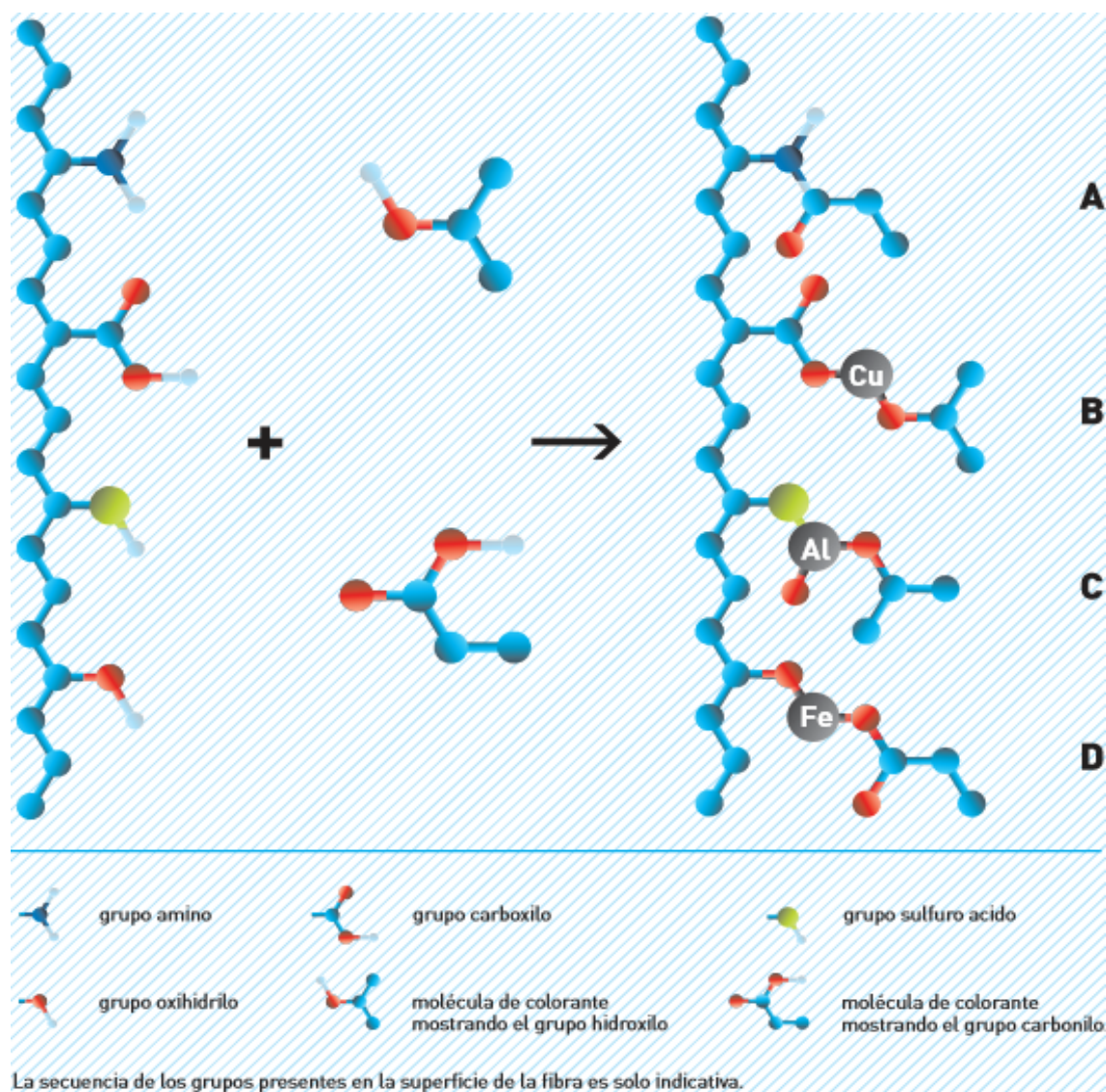


Figura 8: Modelo de la interacción entre la fibra y diversos mordientes

Fuente: Dos Santos & Maier (2008)

2.2.6.3.1. Tipos de Mordientes:

Aluminio (Sulfato de aluminio y potasio) 25%: Es el mordiente que más frecuentemente se usa por los tintoreros naturales (Conocido como alumbre). No es tóxico relativamente, pero es muy astringente y puede secar la piel. Este mordiente es de mediana resistencia a la luz y se usa casi siempre en combinación con cremor tártaro. (Osorio, 2011)

Cromo (Dicromato de potasio) 1.5 - 4%: Es una sustancia muy cáustica y venenosa en todas sus formas (en polvo, en solución líquida o en vapor), no se puede utilizar en conjunto con otros mordientes. El cromo se utiliza en pequeñas cantidades para obtener

su efecto y por eso no se utiliza mucho en la actividad tintórea, debido a que es muy difícil manejar dichas cantidades. Este mordiente es más efectivo cuando se usa después del teñido. (Osorio, 2011)

Cobre (Sulfato de cobre) 3%: también se le conoce como vitriolo azul. Es un químico muy venenoso. El cobre generalmente tiene un efecto verde claro cuando se está utilizando en la tinción. El cobre puede ser utilizado sólo como mordiente, o puede ser añadido como postmordiente para oscurecer los colores, o convertir un amarillo o un amarillo – verde a un verde más definido. (Osorio, 2011)

Hierro (Sulfato ferroso) 3%: se le conoce también como vitriolo verde, y su efecto es oscurecer los colores. Generalmente el hierro se usa, cuando al final de una tinción sobra tinte al cual se le desea cambiar el tono. Se deben hacer pruebas en las fibras a teñir, ya que en fibras finas puede causar daños.

Ácido tánico: es una sustancia natural encontrada en la corteza de los árboles, en las agallas del roble, en las hojas de té, y en otras partes de la planta. El ácido tánico generalmente es usado como un asistente del aluminio. Sin embargo, puede ser utilizado sólo como mordiente, haciendo que los colores sean más oscuros.

Estaño (Cloruro estañoso) 2 – 4%: esta sustancia es utilizada en pequeñas cantidades, debido a que puede causar daños a la fibra. La mejor forma para utilizar el estaño es como postmordiente, con el fin de aclarar los colores. Este mordiente produce los colores más brillantes que otros mordientes de carácter alcalino.

Cloruro de sodio: Ayuda a reforzar el efecto del mordiente, se agrega durante el tinturado y así fijar el color, provocando uniformidad del color.

Las cenizas: Preferentemente de madera (tallo del árbol de arrayán mas utilizado), se ocupa para dar un efecto diferente al color final.

Ácido acético o vinagre: se utiliza como agente fijador, o para lavar o avivar los colores. Mejor utilizado en la tinturación de rojos y rosados. (Osorio, 2011)

2.2.7. Métodos espectrofotométricos de análisis

La espectrofotometría es la técnica que utiliza la medición de la cantidad de energía radiante que absorbe o emite un sistema químico en función de la longitud de onda de la radiación con el propósito de identificarlo o cuantificarlo.

Cualquier instrumento capaz de medir la energía absorbida o emitida por una sustancia se llama espectrómetro, pero este término hace alusión a un equipo que hace la elección de la longitud de onda mediante un filtro. Si la elección de la longitud de onda se realiza por un monocromador, el equipo tiene mayor resolución y se llama espectrofotómetro. Los instrumentos actuales presentan este tipo de sistema óptico por lo que, actualmente se habla de espectrofotometría y no de espectrometría. (Osorio, 2011)

2.2.7.1. Espectrofotometría infrarroja (IR)

Cuando la radiación infrarroja incide sobre una muestra, es capaz de provocar cambios en los estados vibracionales de las moléculas constituyentes de la misma. La absorción de radiación por parte de una muestra es indicativa del tipo de enlaces y grupos funcionales presentes en la misma.

Tanto desde el punto de vista instrumental como de sus aplicaciones es conveniente dividir la región infrarroja en tres regiones denominadas infrarrojo cercano (IRC), infrarrojo medio (IRM) e infrarrojo lejano (IRL). La gran mayoría de las aplicaciones analíticas clásicas de la espectroscopia infrarroja se basan en el empleo del infrarrojo medio ($4000-600\text{ cm}^{-1}$) y el infrarrojo cercano, que proporciona la posibilidad de convertir esta técnica en una técnica cuantitativa.

En espectrometría infrarroja existe una región llamada “Región de la huella digital” que va desde $6,5$ a $14\text{ }\mu\text{m}$, en esta región es donde los compuestos orgánicos presentan sus picos característicos.

Aplicaciones: la espectroscopia infrarroja es una de las técnicas espectroscópicas más versátiles y de mayor aplicación. Las posibles aplicaciones de esta técnica son por tanto innumerables. Sin embargo, a continuación, se citan algunas de las aplicaciones más importantes:

Caracterización e identificación de materiales: polímeros y plásticos, sólidos inorgánicos (minerales, catalizadores, materiales compuestos), análisis de productos farmacéuticos y de síntesis, análisis de contaminantes, ciencia forense (identificación), biomedicina (análisis de tejidos), conservación artística (análisis de pigmentos, materiales utilizados), industria del reciclaje (identificación de materiales poliméricos), agricultura y alimentación (IRC). Seguimiento de procesos químicos, polimerizaciones, curado, reticulaciones, reacciones catalíticas. (Osorio, 2011)

2.2.8. Análisis fisicoquímico de las hojas de misiq'ó

2.2.8.1. Humedad en los alimentos

Todos los alimentos, contienen agua en mayor o menor proporción. Las cifras de contenido en agua varían entre un 60 y un 95% en los alimentos naturales. En los tejidos vegetales y animales, puede decirse que existe en dos formas generales: “agua libre” Y “agua ligada”. El agua libre o absorbida, que es la forma predominante, se libera con gran facilidad. El agua ligada se halla combinada o absorbida. Se encuentra en los alimentos como agua de cristalización (en los hidratos) o ligada a las proteínas y a las moléculas de sacáridos y absorbida sobre la superficie de las partículas coloidales. (Marín & Mejía, 2012)

2.2.8.1.1. Métodos de secado

Los métodos de secado son los más comunes para valorar el contenido de humedad en los alimentos; se calcula el porcentaje en agua por la pérdida en peso debida a su eliminación por calentamiento bajo condiciones normalizadas. Aunque estos métodos dan buenos resultados que pueden interpretarse sobre bases de comparación, es preciso tener presente que: (Marín & Mejía, 2012)

- a. Algunas veces es difícil eliminar por secado toda la humedad presente.
- b. A cierta temperatura el alimento es susceptible de descomponerse, con lo que se volatilizan otras sustancias además de agua.
- c. También pueden perderse otras materias volátiles aparte de agua.

2.2.8.2. Pruebas de cenizas

Se denomina ceniza total a toda la materia inorgánica que forma parte de los alimentos que corresponden a las sales minerales, permanecen como residuo luego de la calcinación de los compuestos orgánicos del alimento.

La calcinación debe efectuarse a una temperatura adecuada, que sea lo suficientemente alta para que la materia orgánica se destruya totalmente, pero que no sea excesiva para evitar que los compuestos inorgánicos sufran alteraciones o volatilizaciones.

En la estructura de todo alimento existen compuestos orgánicos e inorgánicos dentro de los cuales existen minerales, pero es muy difícil establecer cómo se presentan en los mismos ya que al calcinarlos y destruir la materia orgánica cambian su naturaleza. (Banderas, 2012)

2.2.9. Proceso de extracción del flavonoide

- **Extracción con el equipo Soxhlet**

El equipo Soxhlet es uno de los más utilizados para la extracción de colorantes y grasas, se aplica a analitos que no se pueden separar por volatilización (en fase gas) pero sí son extraíbles empleando un disolvente orgánico adecuado. La gran ventaja del Soxhlet es la eficacia en el proceso de remojo de la fase sólida (Nuñez, 2008).

El esquema del instrumento es sencillo:

1. Un matraz de base redonda que contendrá el disolvente orgánico volátil.
2. Un contenedor intermedio de vidrio en el cual se coloca la muestra dentro de un cartucho que está abierto en su parte superior siendo poroso al disolvente y a la posterior disolución del analito.
3. Refrigerante.

El matraz es calentado con una manta calefactora hasta que el disolvente orgánico se evapora, el vapor de disolvente atraviesa el cartucho que contiene la muestra ascendiendo por el contenedor hasta el refrigerante. Cuando el vapor de disolvente llega al refrigerante este condensa y cae en forma líquida de nuevo en dirección al matraz, pero en su camino, este golpea con la muestra disolviéndola (para que esto ocurra la muestra debe estar perfectamente seca y finamente dividida). El analito disuelto en disolvente orgánico pasa por un sifón el cual, al llenarse y desbordar, descarga sobre el matraz redondo.

Cuando el proceso de disolución se da por finalizado se añade una última etapa: la evaporación. El disolvente se evapora por calentamiento concentrando la muestra.

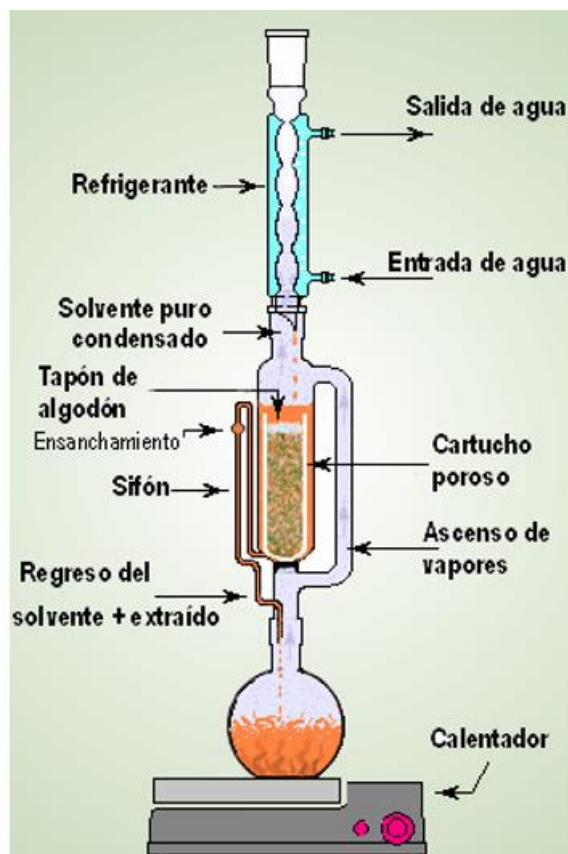


Figura 9: Extracción con Soxhlet en el momento en que se produce el sifonamiento del solvente.

Fuente: Nuñez (2008)

Ventajas del uso del Extractor Soxhlet

- El disolvente y la muestra están en contacto íntimo y repetido. De manera que se mejora muchísimo la extracción porque siempre se emplea un disolvente limpio.
- El disolvente proviene de una condensación y está caliente. Favoreciendo de manera la solubilidad del analito.
- No se requiere filtración posterior. El disolvente orgánico se evapora quedando sólo el analito.
- Gran capacidad de recuperación.
- Instrumentación simple

Desventajas del uso del Extractor Soxhlet.

- Es un proceso extremadamente lento e imposible de acelerar.
- Se requiere gran cantidad de disolvente.
- Inaplicable a analitos termolábiles, que se descompongan con el calor o reaccionen.
- Necesidad de etapa final de evaporación.

- El método no depende de la matriz sólida.

- **Concentrado en el equipo rotavapor**

Se utiliza para la concentración del extracto y recuperación del solvente. Consiste en un motor eléctrico que produce el giro de un tubo con un ajuste esmerilado al que se acopla un balón de fondo de pera que contiene la disolución. Dicho balón se sumerge parcialmente en un termostato manteniendo el giro continuo. Acoplado al sistema se encuentra un refrigerante por el que circula un líquido que produce la condensación del disolvente que se recoge en un balón colector. Todo el sistema tiene acoplado una bomba de vacío.



Figura 10: Equipo rotavapor BUCHI R-3

Fuente: Manual de laboratorio Control de Calidad

- **Secado en la estufa**

Las estufas son utilizadas en el laboratorio para el secado de material y para secar sales químicas, regularmente sus temperaturas oscilan de 20°C a 300°C. La circulación del aire asegura una intensa transmisión del calor, por lo tanto, un secado más rápido. Un orificio de salida de aire, en la pared superior (en el techo) asegura una renovación continua del aire. La muestra obtenida de este proceso, se llevó a una estufa a 40° C, hasta obtener el extracto seco. (ver anexo A-2)

2.3. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN

2.3.1. Hipótesis General

- Mediante el método soxhlet se extrae el concentrado de flavonoide que se encuentra en las flores de misiq'ó con la finalidad de efectivizar la fijación de teñido en la fibra de ovino.

2.3.2. Hipótesis Específicos

- Se caracteriza y determina la presencia de flavonoide obtenido a partir de las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*).
- Mediante el análisis espectrofotómetro se determina la cantidad de flavonoide que contiene las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*).
- El flavonoide se obtiene para la fijación en el teñido de fibra de ovino, empleando los parámetros de pH y temperatura.

2.4. IDENTIFICACIÓN DE VARIABLES

2.4.1. Variables independientes

- Peso de flores de misiq'ó

2.4.2. Variables dependientes

- Temperatura
- pH
- Flavonoide
- Solidez a la luz

2.5. OPERACIONALIZACIÓN DE VARIABLES

Tabla 5: Operacionalización de variables

VARIABLES	INDICADORES		ÍNDICES
INDEPENDIENTES	Flores de misiq'ó	Pétalo	g
DEPENDIENTES	Temperatura	Temperatura	°C: 42, 62, 82
	pH	Concentración de H ⁺	pH: 1,3,5,7,9,11,13
	Flavonoide	Porcentaje	%
	Solidez a la luz		

Fuente: Elaboración propia

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Equipos

- Equipo Extractor Soxhlet.
- Equipo Rotavapor BUCHI R-3
- Balanza analítica AB204 METTLER TOLEDO
- Microscopio PIONEER ®
- Estufa VWR
- pHmetro METTLER
- Mufla FURNACE 1400
- Cocinilla VISIONEER

3.2. Materiales

- Alcoholímetro NACH Vol. %
- Papel filtro Whatman N° 01
- Probeta (10 mL, 100 mL y 500 mL)
- Vaso precipitado (250 mL)
- Erlenmeyer (100 mL, 250 mL y 1000 mL)
- Embudo de vidrio PIREX ®
- Termómetro ENVIRO- SAFA®
- Crisol de porcelana
- Pipeta
- Mortero
- Pinzas
- Soporte universal
- Pera de decantación

3.2.1. Reactivos

- Alcohol 94 % vol.
- Ácido clorhídrico concentrado (HCl)_(C)
- Limaduras de magnesio (Mg)
- Ácido sulfúrico concentrado (H₂SO₄)_(C)
- Hidróxido de sodio (NaOH) 40%
- Cloruro de sodio (NaCl)

- Agua destilada
- Ácido cítrico (limón)

3.2.2. Materia prima

- Muestra de flor de misiq'ó (Bidens Andicola)
- Lana de oveja

3.3. Metodología experimental de extracción del colorante

3.3.1. Colecta de materia prima

Se procedió a la colecta de muestras en campo, en el distrito de Ayapata- Carabaya- Puno donde se registró gran cantidad de flores de misiq'ó (Bidens andicola).

3.3.2. Selección de la materia prima

La selección de muestra se realizó cuidadosamente separando los pétalos de las flores de misiq'ó (Bidens andicola).

3.3.3. Caracterización físico-química de las flores de misiq'ó (Bidens andicola)

- **Determinación de humedad**

En un recipiente enfriado y tarado, previamente calentado a $130\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 3\text{ }^{\circ}\text{C}$, pesar unos 5 g de muestra. Poner la cubierta y someter la muestra durante 1 hora en una mufla provisto de ventilación a una temperatura de $130\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 3\text{ }^{\circ}\text{C}$. Transferir el recipiente con su cubierta al desecador y pesar poco después de llegar a la temperatura ambiente. La pérdida de peso es reportada como la humedad. Según Método 925.10 (A.O.A.C., 2005).

$$\% \text{ Humedad} = \frac{(M - m)}{M} * 100 \dots \dots \dots (1)$$

Dónde:

M = Peso inicial en g de la muestra.

m = Peso en g del producto seco.

- **Determinación de cenizas**

Se coloca en la mufla 5 g de muestra previamente calentada a $600\text{ }^{\circ}\text{C}$ y mantener a esta temperatura por 2 horas, hasta que las cenizas adquieran un color blanco o grisáceo. Según Método 923.03 (A.O.A.C., 2005).al material inorgánico no destruido se le llama ceniza.

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{(P_1 - P_2)}{P} * 100 \dots \dots \dots (2)$$

Dónde:

P = Peso en g de la cápsula con la muestra.

P₁ = Peso en g de la cápsula con las cenizas.

P₂ = Peso en g de la cápsula vacía.

3.3.4. Método para la extracción del flavonoide en las flores de misiq'ó (Bidens andicola)

3.3.4.1. Extracción con equipo Soxhlet

Utilizado para la extracción sólido-liquido, está provisto de una chaqueta con espigas para la entrada y salida del agua de enfriamiento, conformado por un cilindro de vidrio, el cual sostiene el cartucho de celulosa que contiene 39 g de muestra seleccionada de flores de misiq'ó (Bidens andicola) debidamente pulverizada de donde se extrajo el colorante presente en las flores, y por un balón de destilación en el que se encuentra el solvente (etanol 94 %), la extracción del colorante se realiza durante 3 horas. (Figura 9)

$$\% \text{ Colorante} = \frac{(m_2 - m_1)}{M} * 100 \dots \dots \dots (3)$$

Donde:

m₁= Masa en g del matraz de fondo redondo vacío.

m₂= Masa en g del matraz de fondo redondo con colorante tras el secado.

M= Peso de la muestra en gramos.

3.3.4.2. Concentración del extracto

Habiendo sometido la muestra en el equipo Soxhlet hasta haber terminado la décima sifonada, esta se sometió a la acción del rotavapor, para recuperar el solvente alcohólico, se llevó a una temperatura de 65°C, 556 mbar y 100 rpm.

3.3.4.3. Secado de la muestra obtenida

La muestra obtenida de este proceso, se llevó a una estufa a 40° C, durante 2 horas hasta que volatilice el solvente y obtener una muestra pastosa.

3.3.4.4. Caracterización físico-química del flavonoide obtenido de las flores de misiq' o (*Bidens andicola*)

- **Determinación del contenido graso**

La determinación de grasas se realizó por extracción con éter de petróleo mediante el método de la AOAC. 945.16.

$$\% \text{ Grasa} = \frac{(P_1 - P_2)}{P} * 100 \dots \dots \dots (4)$$

Donde:

P_1 = Peso en gramos del matraz con el extracto etéreo.

P_2 = Peso en gramos del matraz vacío.

P = Peso en gramos de la muestra empleada.

- **Determinación de cenizas**

Se coloca en la mufla 0, 5 g de muestra previamente calentada a 600 °C y mantener a esta temperatura por 1 horas, hasta que las cenizas adquieran un color blanco o grisáceo. Según Método 923.03 (A.O.A.C., 2005).al material inorgánico no destruido se le llama ceniza.

$$\% \text{ Cenizas} = \frac{(P_1 - P_2)}{P} * 100 \dots \dots \dots (5)$$

Dónde:

P = Peso en g de la cápsula con la muestra.

P_1 = Peso en g de la cápsula con las cenizas.

P_2 = Peso en g de la cápsula vacía.

3.3.4.5. Purificación

De la muestra pastosa se tomó 0,2 g para llevar a la pera de decantación agregándole una mezcla de 10 mL de agua destilada, 10 mL de acetona y 10 mL de éter de petróleo, para separar la grasa presente en la muestra, se agitó con los disolventes, dejando reposar durante 30 min. y se observó la separación de fases por diferencia de densidades. El sobrenadante (solvente más grasa) y el sedimentado (colorante más agua) se llevó a secado en diferentes recipientes para determinar la cantidad presente de grasa y colorante.

3.3.4.6. Visualización de la forma del cristal en el microscopio

El colorante seco se llevó al microscopio para identificar la estructura cristalina del flavonoide. (ver anexo D-15)

3.3.5. Técnicas utilizadas para la identificación de flavonoides

Reactivo de Shinoda:

Al extracto alcohólico incoloro o ligeramente amarillo se le coloca un pequeño trozo de magnesio y unas pocas gotas de HCl concentrado el desarrollo inmediato de coloración es indicativo de la presencia de flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta) flavanonas (rojo, magenta, violeta, azul), isoflavonas (amarillo), isoflavononas, chalconas y auronas no dan coloración. Cuya preparación fue la siguiente. (Lock, 1997)

2 mL de muestra + limaduras de Mg + 3 gotas HCl (c)

- **Reactivo de ácido sulfúrico concentrado**

Las flavonas y flavonoles dan coloraciones fuertemente amarillas, las flavanonas, anaranjadas o guindas; las chalconas y auronas, rojo guinda o rojo azulado. (Lock, 1997)

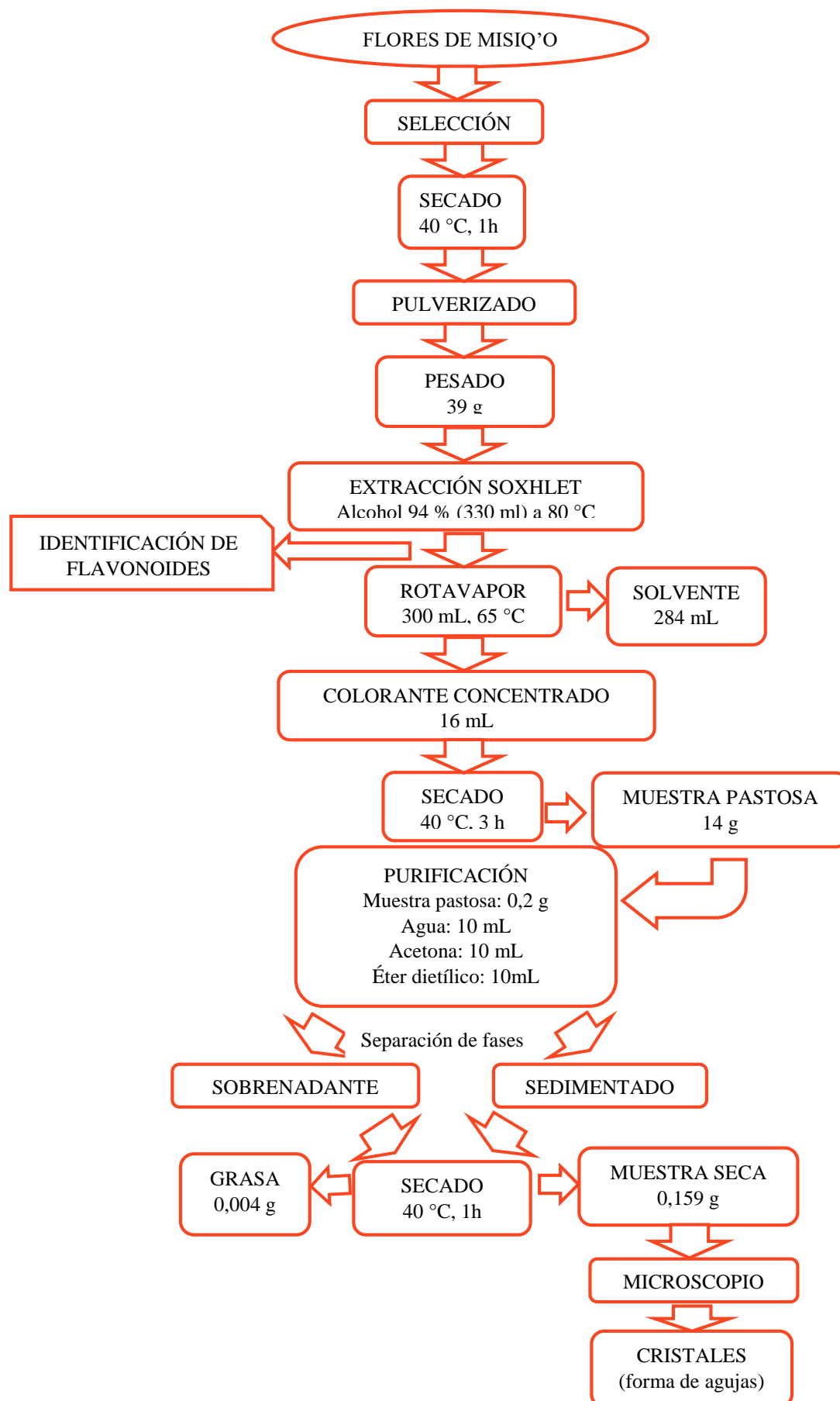
2 mL de muestra + H₂SO₄(C)

- **Reactivo con álcalis**

Los extractos acuosos pueden mostrar variaciones de color con el agregado de un alcali, si hay presencia de flavonas, flavanonoles e isoflavonas cambian de amarillo a naranjado; flavanonas y flavonoles cambian de amarillo a naranja. (Lock, 1997)

2 mL de muestra + NaOH

3.3.6. Diagrama de flujo del proceso de extracción del colorante



3.4. Metodología experimental del teñido

3.4.1. Lavado y mordentado

La fibra de ovino previamente seleccionada libre de suciedad e impurezas presentes, fue sometida al lavado a una temperatura de 50°C con detergente, así estar preparada para que el colorante se fije mejor a la fibra. El mordentado se efectuó con cloruro de sodio y ácido cítrico; con el cual se obtienen colores claros, no altera el color del extracto de la planta en el teñido, abrillanta los colores y no es tóxico.

3.4.2. Teñido de la fibra de ovino

El teñido de fibra de ovino con colorantes naturales consiste en impregnar la fibra en soluciones de sales metálicas solubles en agua como el cloruro de sodio en porcentaje en peso de la fibra entre al 20%, para luego tratarlos con los extractos tintóreos. Una vez mordentada la fibra se procede al teñido por agotamiento, se coloca la fibra de ovino en el vaso precipitado con una relación de baño (1/50), junto con la cantidad de extracto tintóreo para obtener la tonalidad deseada. Posteriormente se hace una curva de agotamiento que es adecuada para la fibra de ovino (figura 11), pasando por dos etapas importantes la primera es la etapa de fijación del colorante a la fibra que se realiza en la etapa de calentamiento hasta la temperatura cercana al punto de ebullición (82°C); y luego la etapa de agotamiento que se realiza a una temperatura constante (82°C) hasta que se transfiera todo el colorante hacia la fibra durante (60min).

3.4.3. Enjuagues finales y secado

Terminado el teñido se procede a realizar enjuagues a (40°C/5min.), con la finalidad de eliminar el exceso de colorante no fijado a la fibra. Posteriormente secar bajo sombra para que no pierda sus cualidades orgánicas por ser colorante natural.

3.4.4. Datos utilizados para teñido de fibra de ovino

Tabla 6: Datos utilizados para teñido de fibra

Concentración (g/L)	400
Temperatura (°C)	42 - 62 – 82
Potencial de hidrógeno en medio ácido (pH)	1-3-5
Potencial de hidrógeno en medio neutro (pH)	7
Potencial de hidrógeno en medio alcalino (pH)	9-11-13
Volumen de agua (mL)	250
Mordiente (g)	0,5
Tiempo de teñido (min)	60
Ácido cítrico (limón) mL	0,15
Fibra de ovino (g)	5

Fuente: Elaboración propia

3.4.5. Curva de agotamiento en el teñido de fibra de ovino

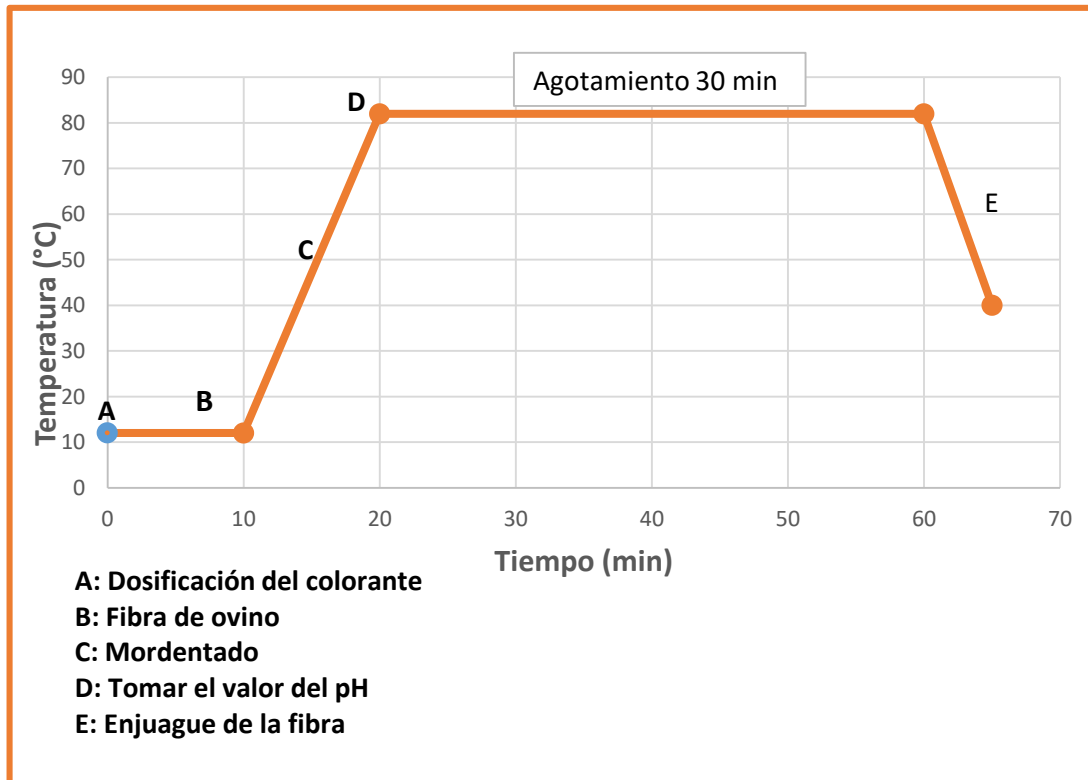
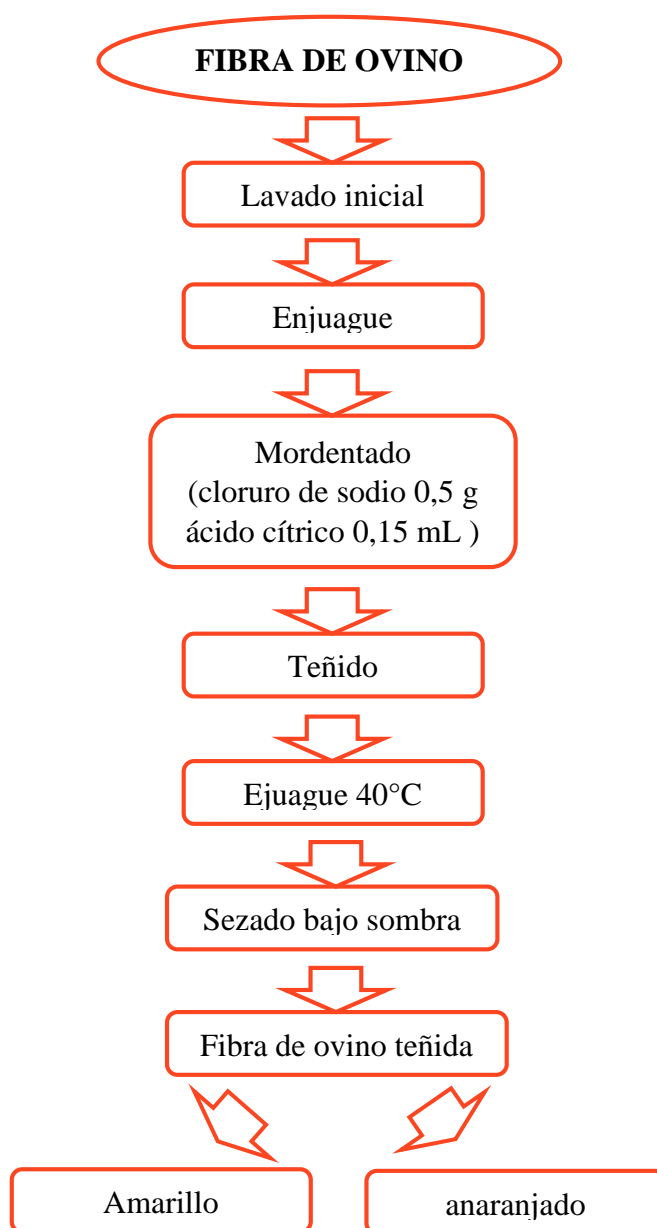


Figura 11: Curva de agotamiento en el teñido

Fuente: Elaboración propia

La figura 11 muestra la curva de agotamiento para el teñido de fibra de ovino donde la figura explica la temperatura y tiempo que se introduce la cantidad de colorante, fibra de ovino como también se mide el pH en el que se encuentra el baño con el debido mordiente a utilizar para el teñido, llegando a la temperatura de 82°C en un tiempo de 20 min empieza a agotar el colorante terminado a una temperatura constante de 82°C en un tiempo de 60 min el agotamiento del colorante en la fibra de ovino, luego la curva cae con el enjuague de la fibra para eliminar el exceso de colorante no fijado a la fibra.

3.4.6. Diagrama de flujo del teñido de fibra de ovino



IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Resultados de la caracterización fisicoquímica de las flores de misiq'o (*Bidens andicola*)

Los resultados próximos de la muestra de flores de misiq'o se muestra en la tabla los porcentajes de humedad, grasa y cenizas de acuerdo al cálculo que se menciona en la metodología.

Tabla 7: Características fisicoquímicas de las flores de misiq'o

PARÁMETRO	PORCENTAJE
Humedad	10,8 %
Cenizas	0,41 %

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 7 se observa el porcentaje de humedad, grasa y cenizas que se ha obtenido durante el proceso: 10,8 %, 2 % respectivamente; el porcentaje de humedad que se ha obtenido fue óptimo para la prueba de extracción de colorantes. Según Marin y Mejia, en su trabajo que realizaron obtuvieron un promedio de 13,51% de humedad lo cual indica que el método utilizado fue óptimo; para la comparación del resultado de cenizas no se encontró antecedentes en el área.

4.2. Resultado de la extracción del colorante de las flores de misiq'o (*Bidens andicola*) en el equipo Soxhlet con solvente alcohol

Tabla 8: Extracción de colorante de flores de misiq'o

Método de extracción	Equipo Soxhlet
Cantidad del solvente (mL de alcohol 94%)	330
Cantidad de muestra (g)	39
Tiempo (min)	180
Temperatura (°C)	65
Color observado del extracto	Amarillo oscuro
Cantidad de colorante (g)	11

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 8 se realizó una extracción, utilizando 330 mL de alcohol de 94 % más 39 g de pétalos de flores de misiq'ó (*Bidens andicola*), aplicándole el método del equipo soxhlet se obtuvo 330 mL extracto de color amarillo oscuro, pasando al proceso de rotavapor, separando la grasa del colorante y secado se obtuvo 11 g de colorante seco. (ver anexo C)

4.3. Resultados de la caracterización fisicoquímica del flavonoide

Tabla 9: Características fisicoquímicas del flavonoide

PARÁMETRO	PORCENTAJE
Cenizas	0, 04%
Grasa	2 %

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 9 se observa resultados de cenizas 0,04% y grasa 2% que se realizó en la investigación, para lo cual no se encontraron antecedentes de otra investigación para realizar la comparación respectiva.

4.4. Resultados de la caracterización de flavonoide mediante grupos funcionales en las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*)

Tabla 10: Análisis infrarrojo de la muestra pulverizada de las flores de misiq'ó (*Bidens andicola*)

LONGITUD DE ONDA (cm ⁻¹)	GRUPO FUNCIONAL	RANGO DE LONGITUD DE ONDA (cm ⁻¹)
3291,63	Vibraciones de estiramiento de H-O-H y estiramiento de N-H	3300 – 3600
2919,36	Vibraciones C-H de estiramiento metilo, metileno y grupos metoxi	2923,78
2851,03	Vibraciones C-H de estiramiento metilo, metileno y grupos metoxi	2923,78
1732,74	Estiramiento carbonilo	1748,15
1607,25	Estiramiento C=C	1636,17
1022,42	C-O de alcoholes y ácidos carboxílicos	1333,24-1022

Fuente: LABICER-UNI (2018)

La tabla 10 representa resultados en el espectro infrarrojo de las flores de misiq'ó para observar su estructura por grupos funcionales y ver la semejanza que existe con la estructura del flavonoide estos resultados fueron evaluados por LABICER- UNI; en la longitud de onda 3291,63 (cm^{-1}) evidencia grupos funcionales como el grupo amino que tiene en su estructura nitrógeno lo que indica que en todas las variedades de planta existen nitrógeno en su estructura. Así mismo en la longitud de onda 2919,36 (cm^{-1}) y 2851,03 (cm^{-1}) muestran grupos funcionales de metilo, metileno y grupos metoxi característico de las flores; de tal manera en la longitud de onda 1732,74 (cm^{-1}) expone grupo funcional de carbonilo; en la longitud de onda 1607,25 (cm^{-1}) presenta la existencia de un anillo aromático y el grupo cromóforo quien es el responsable del color; finalmente en la longitud de onda 1022,42 (cm^{-1}) explica los grupos ácidos carboxílicos y el grupo auxócromo (OH) quienes son los responsables de intensificar el color en los teñidos , realizando el análisis de cada pico y su longitud de onda en el espectro infrarrojo de la muestra pulverizada de las hojas de misiq'ó, presenta las bandas características de los grupos funcionales (OH- y C-H, C=O, anillos aromáticos y C-O), presentes en la estructura de un flavonoide.

4.5. Pruebas para la identificación de flavonoides en extracto alcohólico de colorante de los pétalos de misiq'ó (*bidens andicola*)

Tabla 11: Identificación de flavonoides del extracto alcohólico de colorante con diferentes reactivos

Determinación	Prueba	Resultado esperado	Resultado obtenido	Inferencia	Ver anexo E
flavonoides	Prueba de Shinoda	Rojo	Rojo claro	Positivo	17
	Prueba con H_2SO_4 (C)	Anaranjadas o guindas	Anaranjado	Positivo	18
	Prueba con NaOH al 40%	Anaranjado	Anaranjado	Positivo	19

Fuente: Elaboración propia.

La tabla 11 muestra los resultados de la identificación de flavonoides del extracto alcohólico, se realizaron 3 pruebas distintas como: prueba de Shinoda que resultó positivo la coloración de una muestra de color amarillo a rojo claro; en la prueba con ácido sulfúrico concentrado da un resultado positivo de color amarillo a naranjado y finalmente

en la prueba con álcali resulto positivo de color amarillo a naranjado, lo que indicó estas pruebas realizadas en las muestras alcohólicas de colorante tiene presencia de flavonoides.

4.6. Resultados de la cantidad de flavonoide

Tabla 12: Flavonoides totales expresados como quercetina por el método espectrofotométrico

ANÁLISIS	RESULTADO (%)
Determinación de flavonoides (p/p expresado como quercetina)	1,73

Fuente: Laboratorio de ensayo de control de calidad de la Universidad Católica de Santa María (2018)

En la tabla 12, muestra el resultado de flavonoides totales que esta expresado como quercetina el cual fue 1,73 %, determinado en el Laboratorio de ensayo de control de calidad de la Universidad Católica de Santa María- Arequipa; en comparación con el resultado de **Solis et al. (1991)** en su trabajo obtuvo 1,13 % de flavonoide, indica que la metodología utilizada en esta investigación es efectiva, ya que el resultado obtenido fue mayor.

4.7. Resultados del análisis de la estructura cristalina en el microscopio

Tabla 13: Visualización de muestra en el microscopio

Muestra	Visualización	Forma	Ver anexo
Colorante seco	Cristales	Agujas	D-15

Fuente: Elaboración propia.

La tabla 13 muestra el resultado de la forma de cristales que tiene el flavonoide, como se observa en el anexo D-15, se visualiza la forma de agujas lo cual indica que si hay presencia de flavonoide en las hojas de misiq'o (*Bidens andicola*), el resultado confirma lo señalado por **Solis et al. (1991)**, en su investigación "Contribución al estudio Fitoquímico de la *Bidens andicola*", que indica la cristalización en forma de agujas del flavonoide.

4.8. Resultado del teñido con parámetros de temperatura y pH ácido

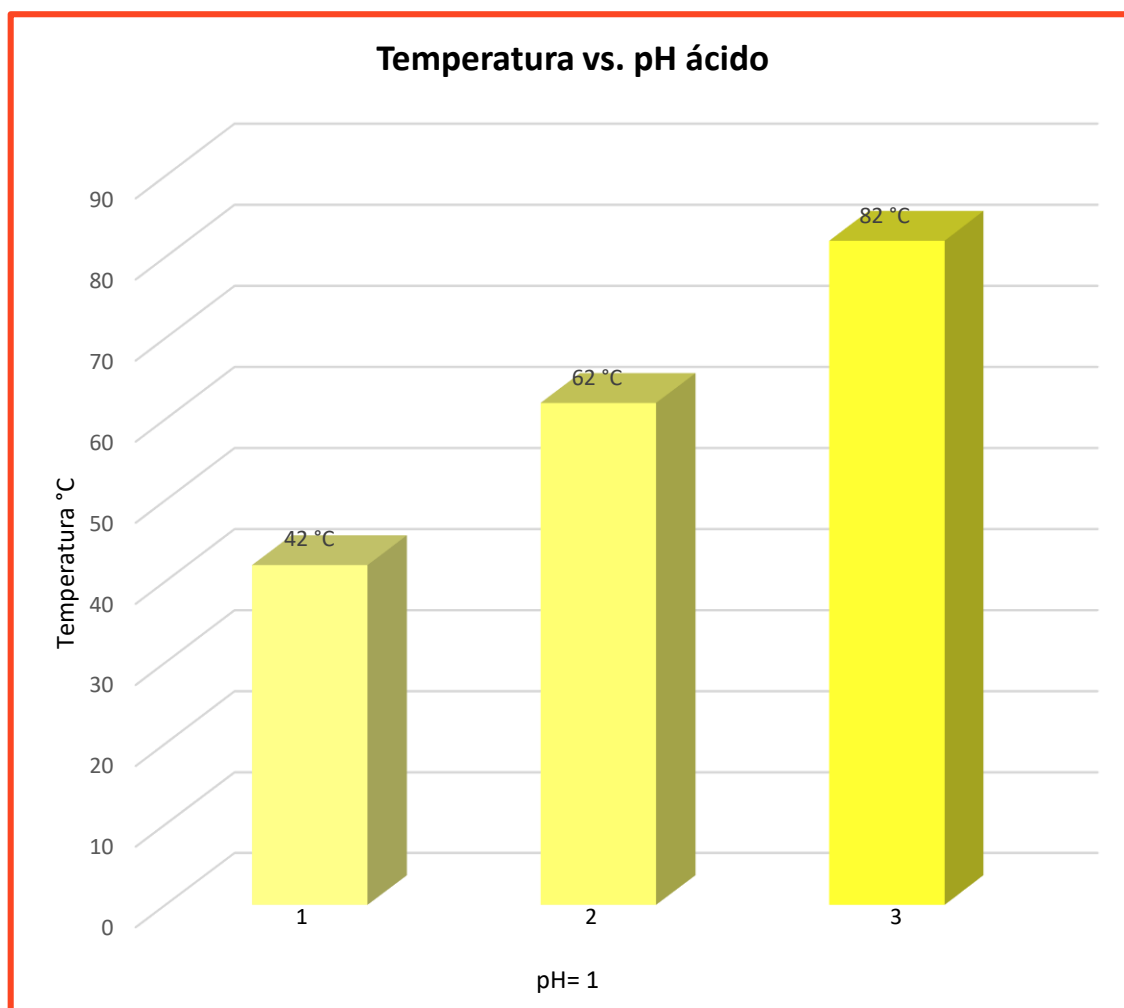


Figura 12: Efecto de la temperatura y pH ácido en el teñido

En la figura 12, en la barra 1 se observa el comportamiento de teñido de pH ácido equivalente a 1 que da lugar a un color amarillo según la longitud de onda 591 nm ver anexo H-33, a una temperatura de 42 °C, la fijación del color es baja, tal como se observa en el anexo G-25; en la barra 2, a temperatura de 62°C se observa un incremento en la intensidad de color manteniéndose el pH constante de 1. Mientras que en la barra 3 variando la temperatura a 82 °C el rendimiento de teñido fue más intenso y el de mejor performance. (ver anexo G-25)

4.9. Resultado de teñido con parámetros de temperatura y pH neutro

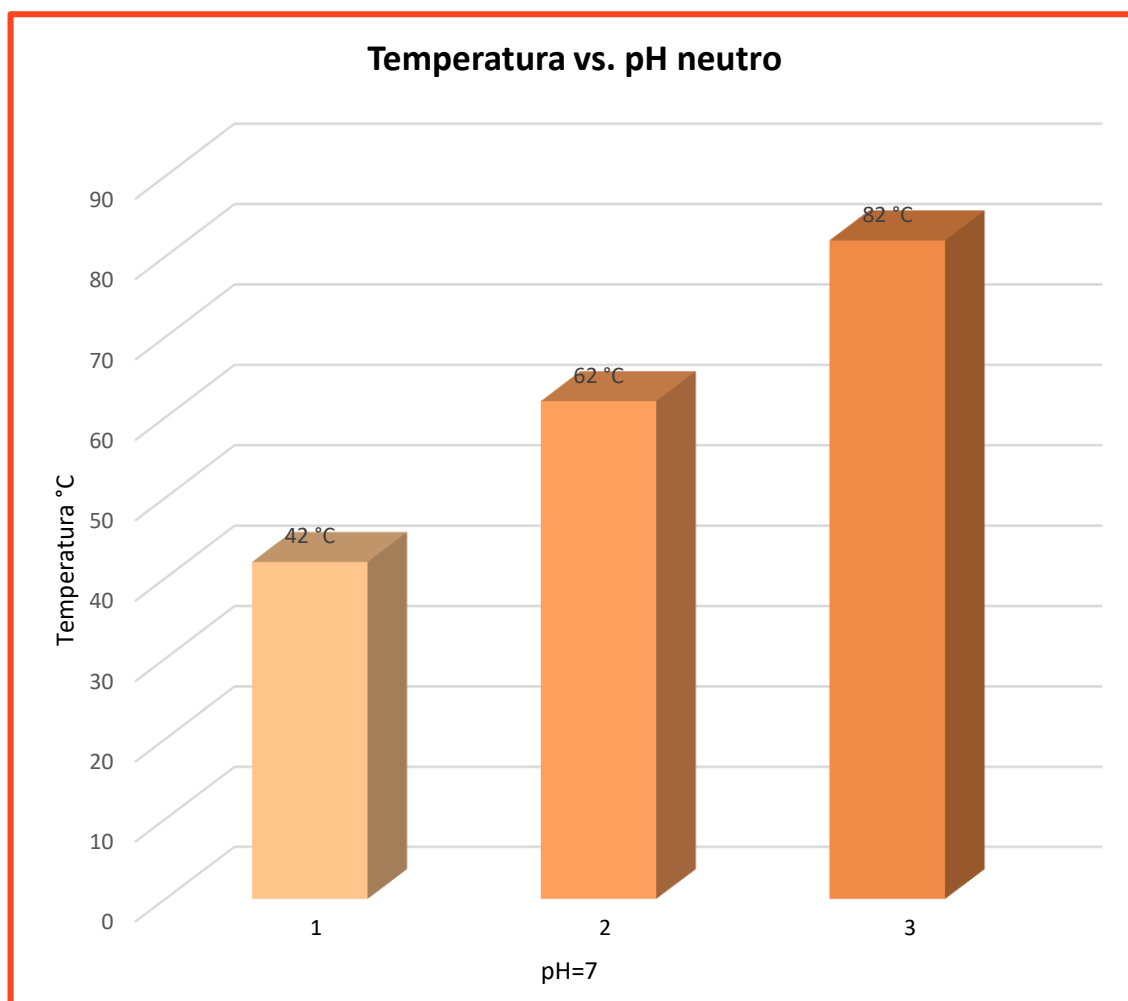


Figura 13: Efecto de la temperatura y pH neutro en el teñido

En la figura 13, en la barra 1 se observa el comportamiento de teñido de pH neutro da un color anaranjado según la longitud de onda 606 nm ver anexo H-34 , a temperatura de 42 °C la tonalidad del color es baja, así como se muestra en el anexo G-28; en la barra 2 se muestra el color de temperatura 62°C, la tonalidad del color aumenta, mientras que en la barra 3 de temperatura 82°C se observa el color más intenso. (anexo G-28)

4.10. Resultados de teñido con parámetros de temperatura y pH alcalino

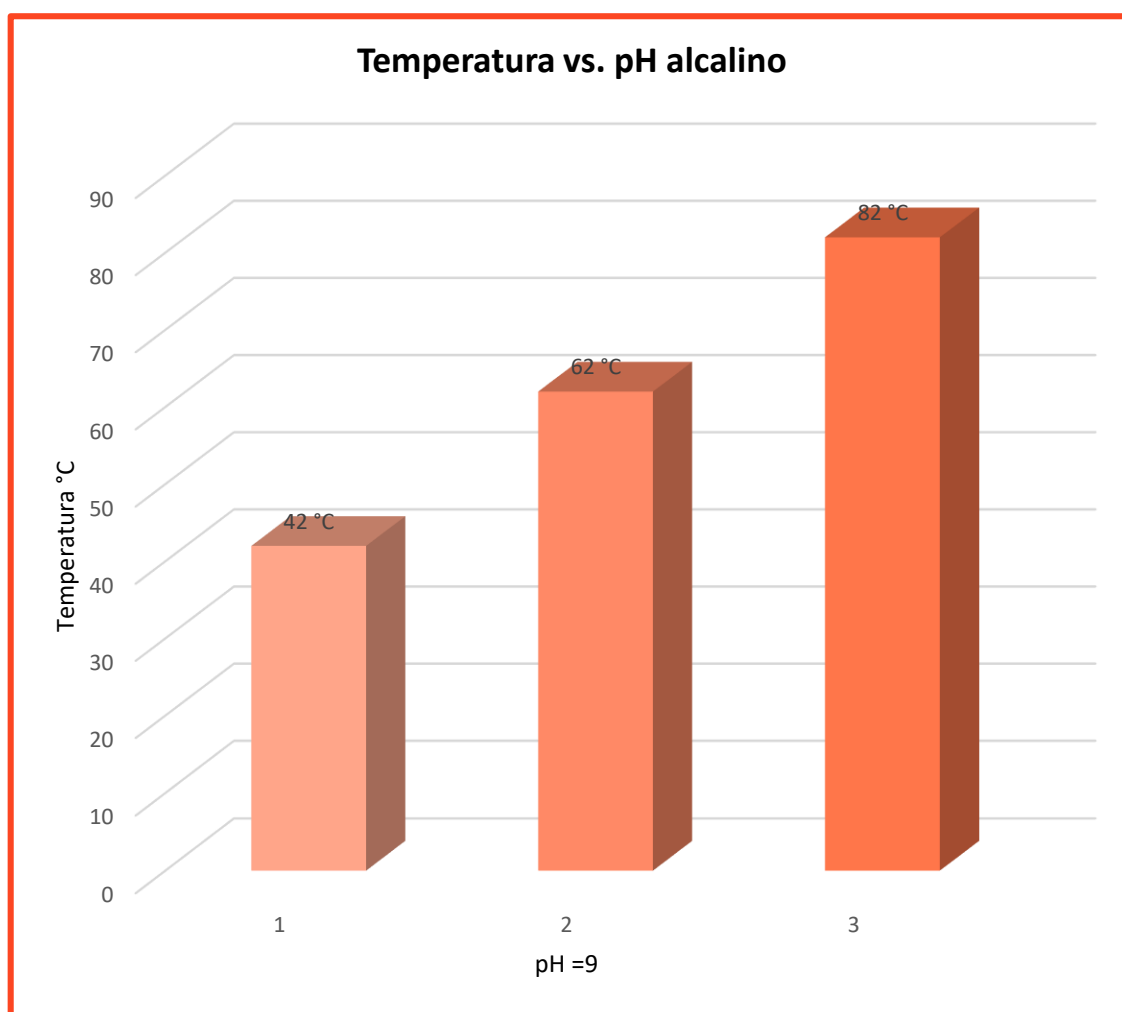


Figura 14: Efecto de la temperatura y pH alcalino en la fibra

La figura 14, se observa en la barra 1 el comportamiento de teñido de pH básico equivalente a 9 que da lugar a un color anaranjado según longitud de onda 613 nm ver anexo H-34 , a una temperatura de 42 °C, la fijación del color es baja, como se observa en el anexo G-29; en la barra 2, a temperatura de 62°C se observa un incremento en la intensidad de color manteniendose el pH constante de 9. Mientras que en la barra 3 al variar la temperatura a 82 °C el rendimiento de teñido fue más intenso ver anexo G-29.

4.11. Pruebas de resistencia solar durante 10 días

Tabla 14: Pruebas de resistencia solar

pH	Temperatura °C	Color	Resistencia solar
1	42	Amarillo	Si resiste
1	62	Amarillo	Si resiste
1	82	Amarillo	Si resiste
3	42	Amarillo	Si resiste
3	62	Amarillo	Si resiste
3	82	Amarillo	Si resiste
5	42	Amarillo	Si resiste
5	62	Amarillo	Si resiste
5	82	Amarillo	Si resiste
7	42	Naranjado	No resiste
7	62	Naranjado	No resiste
7	82	Naranjado	No resiste
9	42	Naranjado	No resiste
9	62	Naranjado	No resiste
9	82	Naranjado	No resiste
11	42	Naranjado	No resiste
11	62	Naranjado	No resiste
11	82	Naranjado	No resiste
13	42	Naranjado	No resiste
13	62	Naranjado	No resiste
13	82	Naranjado	No resiste

Fuente: Elaboración propia

En la tabla 14, presenta los resultados de resistencia solar, las muestras fueron expuestas durante 10 días bajo el sol como se muestra en el anexo G-24, en todas las temperaturas y pH que se realizaron, en medio ácido presenta el color amarillo y si es resistente al sol, pero en medio neutro y básico no es resistente al sol ya que presenta una decoloración mínima. Según Málaga y Gomes la prueba de resistencia al sol fue de la planta la Chilca, colorante natural que mejores resultados dio por su variedad de matiz que va del color amarillo al verde, lo que indica que el grupo cromóforo del colorante de las flores de misiq' o actúan de manera excelente en medio ácido mas no en medio básico.

4.12. Diseño estadístico experimental

Se empleó el diseño factorial 2^k con replica en todos los puntos del diseño, para dos niveles y dos variables independientes aplicados para la investigación individual e interacción de los efectos para las variables del proceso cuyas variables son: pH y temperatura, para la obtención de la longitud de onda de los colores obtenidos en medio ácido y medio alcalino que se realizó en pruebas de teñido. Para el cálculo estadístico, las variables del proceso serán codificadas a dos niveles (-1 y +1) y la codificación se realizará mediante la siguiente ecuación:

$$x_i = \frac{X_i - X_z}{\Delta X_i} \quad i = 1, 2, 3 \dots k \dots \dots \dots \dots \dots (6)$$

Donde:

x_i , es el valor adimensional de la variable independiente; X_i , el valor real de la variable independiente.

X_z el valor real de la variable independiente en el punto central.

ΔX_i la razón de cambio del valor de la variable i . Las variables independientes y sus niveles están en la tabla

Tabla 15: Rangos de las variables independientes y sus tres niveles.

Variables independientes	Factores	Nivel	
		pH inicial	pH
Temperatura (°C)	T	-1	+1
Variable dependiente			
Longitud de onda (nm)	λ		

Fuente: Elaboración propia

De la tabla 15 despliega la ecuación de regresión que se ha ajustado a los datos. La ecuación del modelo ajustado es:

$$\lambda = 565.933 + 2.51667 * X_1 + 0.283333 * X_2 - 0.00833333 * X_1 * X_2$$

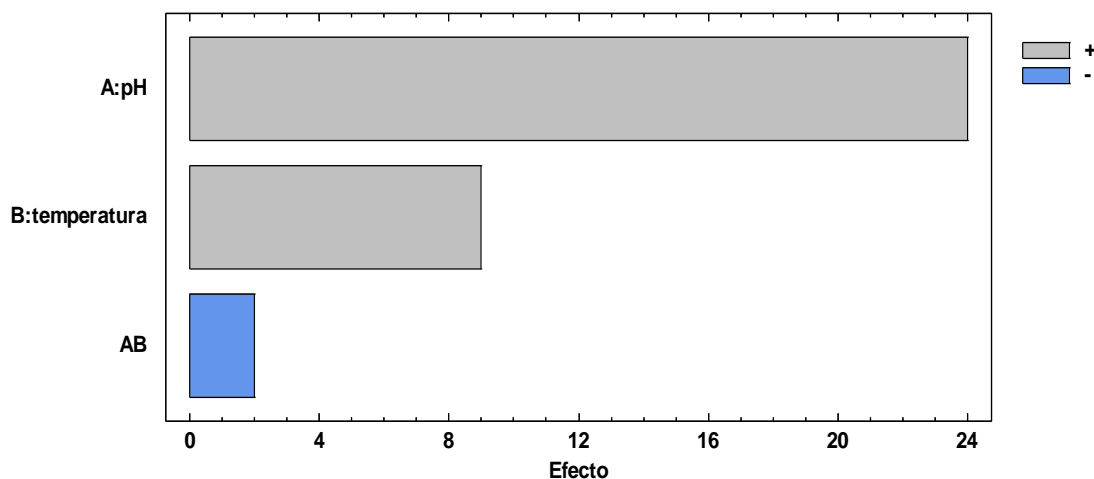


Figura 15: Diagrama de Pareto

Fuente: Elaboración propia

En la figura 15 se observa que la variable pH es la más relevante en el proceso de teñido seguido de la variable temperatura, siendo la interacción AB fué irrelevante. El análisis de varianza no produjo resultados, por lo tanto, no existe varianza significativa.

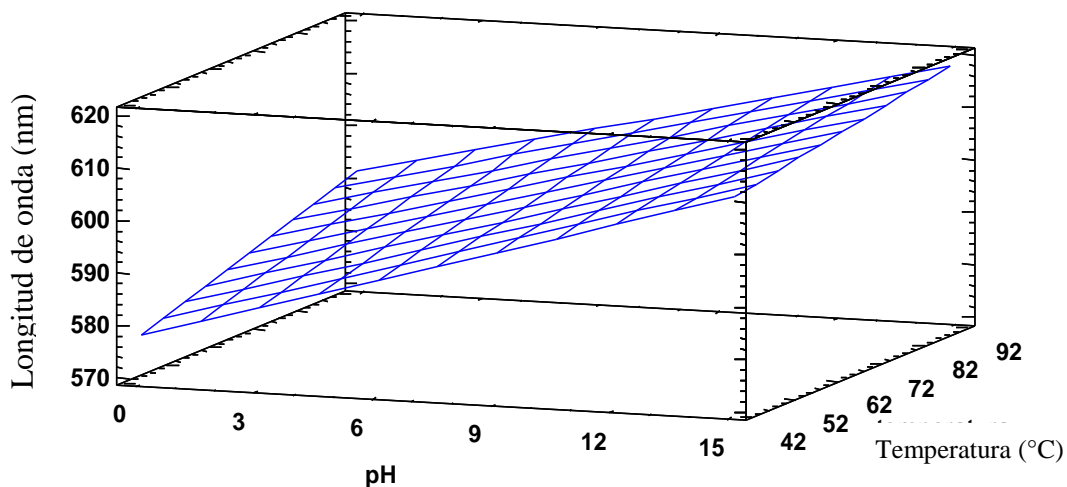


Figura 16: Superficie de respuesta estimada

Fuente: Elaboración propia

En la figura 16 se aprecia resultados que según el pH en el teñido de fibra de ovino la tonalidad de color varia de amarillo a anaranjado, y según la temperatura varia la tonalidad del color que se mide según la longitud de onda que resultaron, para el pH=9 y temperatura=82°C da como resultado 591nm, pH=1 y temperatura=82°C da como resultado 570nm, pH=1 y temperatura=42°C da como resultado 613nm.

V. CONCLUSIONES

- La extracción de colorante en el equipo soxhlet fue efectiva ya que se puede extraer metabolitos presentes en las plantas como el flavonoide para el uso en el teñido.
- Mediante análisis fisicoquímico e infrarrojo a la muestra de colorante y pulverizado de flores de misiq'o se ha caracterizado flavonoides por grupos funcionales; así mismo se identifica cualitativamente por tres pruebas distintas que confirmaron la presencia de flavonoide en el extracto, se determina el tipo de flavonoide presente debido al cambio de color que origina al realizar las pruebas indicando la presencia de flavonol.
- La cantidad obtenida de flavonoides totales expresado como quercetina fue determinada mediante el método de espectrofotómetro, la muestra utilizada fue el colorante extraído por ello es posible determinar flavonoide en extractos de plantas naturales.
- La fijación del color en las pruebas de teñido la temperatura es importante para una perfecta penetración del flavonoide en la fibra de ovino y a diferentes pH muestra resultados de dos colores como en medio ácido amarillo que es resistente a la luz solar y en medio básico anaranjado que es poco resistente a la luz solar, lo cual indica que el flavonoide si se fija en las fibras de ovino por los grupos cromóforos y auxóchromos presente en su estructura.

VI. RECOMENDACIONES

- En la extracción de colorante a partir de las flores de misiq'o (*bidens andicola*), se sugiere realizar el secado a temperaturas menores ya que a altas temperaturas puede alterar su composición o propiedades de las flores.
- Se sugiere pulverizar o moler las flores antes de la extracción para obtener un buen rendimiento al momento de la extracción del colorante en el equipo soxhlet.
- Al momento de utilizar el equipo soxhlet revisar las uniones de tal manera que estén ajustadas, donde no pueda volatilizarse los solventes utilizados en cualquier proceso a realizarse, si se usa solventes inflamables se sugiere usar cocinilla recubierta para evitar incendios.
- Al realizar el teñido con colorantes amarillos se recomienda usar temperaturas altas ya que el flavonoide reacciona mejor y en medio ácido.
- La extracción del flavonoide se hizo por medio del equipo Soxhlet con un solvente de alcohol 94°, se puede hacer uso en la industria de teñido, como también se puede extraer con diferentes solventes que deben ser estudiados, pero no fueron incluidos en esta investigación.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Badui Dergal, S. (2006). *Química de los alimentos. Cuarta edición*. Mexico: Pearson educación.
- Banderas Vega, M. J. (2012). *Análisis proximal de los principales componentes nutricionales de arroz pulido, harina de .* Quito.
- Barrón Yáñez, R., García Mateos, M. d., Soto Hernández, M. R., & Colinas León, T. (2011). Flavonoides y actividad antioxidante de *Calia secundiflora* (Ort.) Yakovlev. *Fitotec*, 151-157.
- Cano Morales, T. M., Cano Diaz, E. J., De León Morán, T. M., Godinez Lemus, J. E., Barrientos García, M., Saravia Molina, J. M., . . . Portillo Garcia, M. (2007). *Estudio tecnológico sobre los tintes naturales extraídos de la corteza de tres especies forestales cultivadas en Guatemala, para teñir fibras naturales que cumplan con especificaciones de calidad exigidas por el mercado*. Guatemala.
- Cano, M. T. (2007). *Evaluación de la Capacidad de Tinción de los Tintes Obtenidos de dos Especies Forestales Guatemaltecas en el Proceso de Teñido de Fibras de Lana y Maguey*. Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Cartaya, O., & Reynaldo, I. (2001). Flavonoides: Características químicas y aplicaciones. *Cultivos Tropicales*, 5-14.
- Christie, R. (2001). *La Química del Color*. España: ACRIBIA S.A. Zaragoza.
- De Tommasi, N., Piacente, S., & Pizza, C. (1998). Flavonol and chalcone ester glycosides from *Bidens andicola*. *Journal of natural products*, 973-977.
- Dos Santos, M., & Maier, M. (2008). *La química y color en los textiles*. Buenos Aires.
- Elias Samsoni, J. A., & Gamero Collado, D. (1988). *Obtención del colorante a partir del maíz morado*. Lima.
- Fajardo Romero, A., Arroyo Rivera, Á., & Ramírez Navas, J. S. (2016). Extracción de flavonoides totales de la envoltura externa de cebolla roja (*Allium cepa*). *UGCiencia*, 22,119-126.
- Gutierrez Usca, Y., & Puelles Linares, L. (2012). *Etnobotánica y fitoquímica de plantas tintoreas en las comunidades de Rumira, Chaullacocha y Chupani: Provincia de Urubamba -Cusco*. Cusco.
- Hollen, N., Saddler, J., & Langford, A. (2005). *Introducción a los textiles*. Noriega: Limusa.
- Horsfall, R. S., & Lawrie, L. G. (1976). *Tintura de las Fibras Textiles*. España: Imprenta

Claraso, Barcelona.

- Jaramillo Cisneros, H. (1988). *Tintes y textiles*. Cuenca-Ecuador: CIDAP.
- Klages, F. (1968). *Tratado de Química Orgánica*. Barcelona: REVERTÉ, S. A.
- Limachi Mozo, S. L. (2009). *Obtención de colorante Natural a partir de amor seco (Bidens Pilosa L.) para su aplicación en la industria textil*. Puno.
- Lock, S. d. (1994). *Investigación Fitoquímica*. Lima: Pontificia Universidad Católica del Perú.
- Lock, S. d. (1997). *Colorantes Naturales*. Lima: Fondo Editorial de la Pontificia Universidad Católica del Perú.
- Málaga Tejada, J. L., & Gomes Paredes, L. R. (2011). *Evaluación del equipo extractor-teñidor tipo autoclave presurizada, con colorantes naturales en el teñido defibra de alpaca*. Puno.
- Marín, S. E., & Mejía, M. C. (2012). *Extracción de Colorante a partir de la Flor de Jamaica*. Managua, Nicaragua.
- Martinez, B. I. (2002). *Análisis y Obtención de Colorante Natural a partir de las Baccharis Latifolia (Chilca)*. Ibarra-Ecuador.
- Martinez, S., Gonzalez, J., Culebras, J., & Tuñon, M. (2002). *Los flavonoides: propiedades y acciones antioxidantes*. España.
- Membreño Castillo, S. A., & Gonzales Ramirez, I. E. (2006). *Ensayo preliminar para la obtención de colorantes a partir de especies vegetales comestibles*. San Salvador.
- Membreño, S. A., & Gonzalez, I. E. (2006). *Ensayo Preliminar para la Obtención de Colorantes a partir de Especies Vegetales Comestibles*. SAN SALVADOR, EL SALVADOR, CENTRO AMÉRICA.
- Morales, N. (2003). *Guía del Textil en el acabado III*. Ibarra.
- Núñez, C. E. (2008). *Extracción con Equipo Soxhlet*.
- Obando, R. (2013). *Tintura Alternativa en Hilos de lana con Colores Naturales*. Ibarra.
- Ochoa M., C. I., & Alaya A., A. A. (2011). *Los flavonoides : apuntes generales y su aplicación en la industria de alimentos*.
- Osorio Cuellar, N. O. (2011). *Extracción de un Colorante Natural a partir de los Desechos de la Corteza de Myroxylon Balsamum (Balsamo de el Salvador)*. San Salvador.
- Osorio, N. (2011). *Extracción de un Colorante Natural a partir de los Desechos de la Corteza de Myroxylon Balsamum (Balsamo de el Salvador)*. San Salvador.
- Pereira Aranda, M. d. (2016). *Determinación de la capacidad antioxidante de productos*

alimenticios derivados de plantas. Jaèn.

Perinat, M. (1997). *Tecnología de la Confección Textil*. España: EDYM.

Rojas Lobato, A., Maldonado E., F., & Perez, O. A. (2008). *Cinetica y extraccion de colorantes naturales*. Mexico.

S.A., I. T. (2008). *Manual de Practicas de Tintorería*. . Arequipa-Perú.

Solis, A., Cutipa, L., Solis, L., & Delle, F. (1991). Contribución al Estudio Fitoquímico de la *Bidens Andicola*. *Revista de la Química*, 121-123.

Stanciuc Stanciuc, V. (2011). *Teñido de fibras sintéticas utilizando colorante extraído de maíz morado (Zea mays L.)*. Callao.

Tacuri Robles, R. (2008). *Control de calidad del teñido de fibra de alpaca con el colorante natural presente en la queñua (polylepisincana H. B. K.), en comparación con el colorante químico Lanaset Brow B*. Puno.

Tinajero, M. D. (2015). *Estudio Fitoquímico y E valución de la Actividad Fotoprotectora in-vitro del Componente Flavónico presente en Bidens Andicola*. Riobamba.

Toc Noriega, R. D., & Oliva Palencia, E. G. (2013). *Extracción y Cuantificación de Colorantes Naturales con Aplicación Agroindustrial y Evaluación de su Actividad Antioxidante en Rizoma de Smilax domingensis (Zarzaparrilla), Cálices de Hibiscus sabdariffa (Rosa de Jamaica) y Corteza de Rhizophora mangle (M. Guatemala*.

ANEXOS

ANEXO A: PASOS PARA LA DETERMINACIÓN DE HUMEDAD Y CENIZAS



1: Pesado de la muestra de flores de misiq'o



2: Secado de la muestra en la estufa



3: Calcinación de la muestra en la mufla



4: Cenizas de flores de misiq'o

ANEXO B: DETERMINACIÓN DEL PORCENTAJE DEL ALCOHOL



5: Alcoholímetro y muestra de solvente



6: Medida del solvente

ANEXO C: PROCESO DE EXTRACCIÓN DEL COLORANTE



7: Equipo soxhlet



8: Colorante extraído



9: Concentración del extracto
obtenido



10: Muestra pastosa



11: Purificación del
colorante

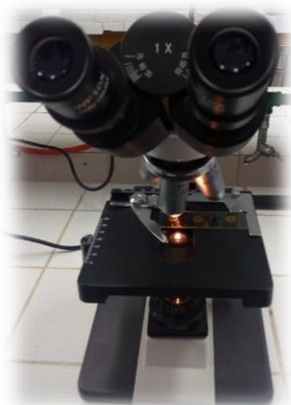


12: Muestra en la pera
de decantación

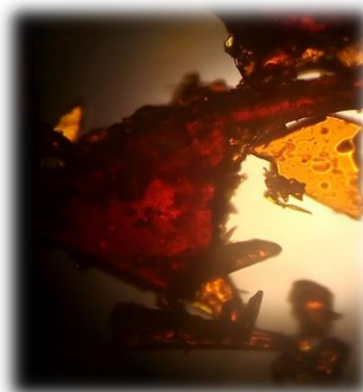


13: Cristales de colorante

ANEXO D: VISTA DE LA ESTRUCTURA DE FLAVONOIDE EN EL MICROSCOPIO



14: Microscopio



15: Estructura cristalina del flavonoide

ANEXO E: IDENTIFICACIÓN DE FLAVONOIDES SEGÚN TÉCNICAS



16: Limaduras de magnesio



17: Prueba de Shinoda (positivo)



18: Prueba con ácido sulfúrico



19: Prueba con hidróxido de sodio

ANEXO F: PRUEBAS DE TEÑIDO



20: Medida de temperatura



21: Teñido de fibra de ovino

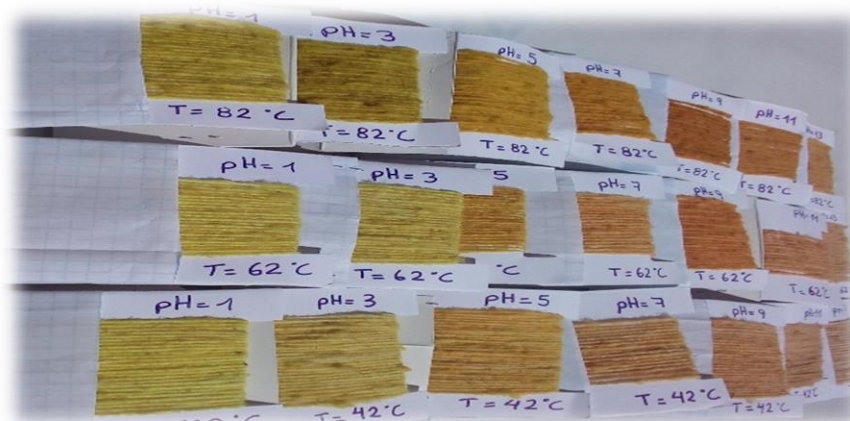


22: Control de temperatura en el proceso



23: Muestras de diferentes temperaturas y pH

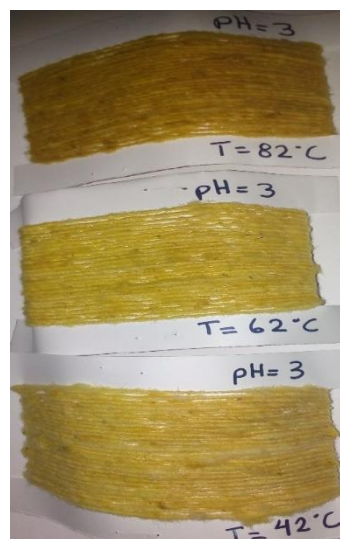
ANEXO G: PRUEBAS DE RESISTENCIA SOLAR



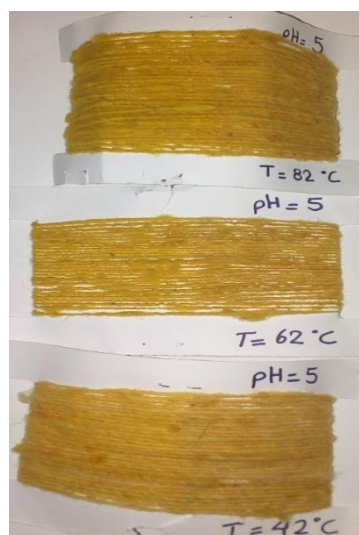
24: Pruebas de resistencia



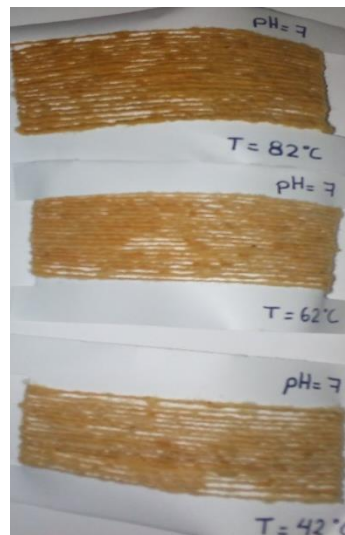
25: Color amarillo pH=1



26: Color amarillo pH=3



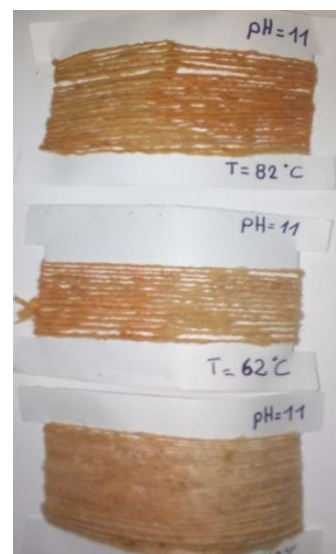
27: Color amarillo intenso pH=5



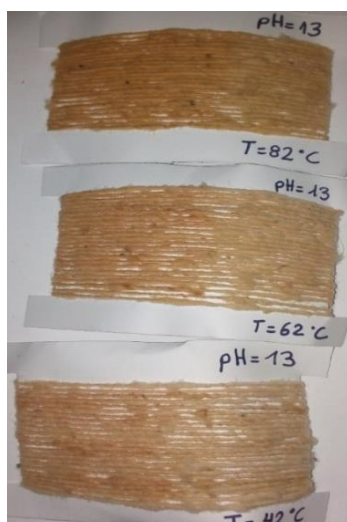
28: Color pardo pH=7



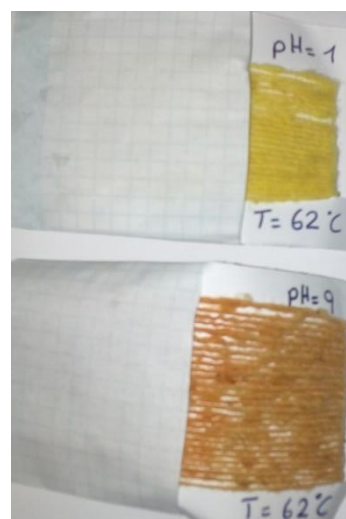
29: Color naranjado pH=9



30: Color naranjado pH=11



31: Color anaranjado pH



32: Prueba de resistencia solar

ANEXO H: COLORES DE ESPECTRO UV-VISIBLE

	<i>Amarillo fluorescente</i>	<i>Lima-limón</i>	<i>Amarillo puro o brillante</i>	<i>Amarillo estándar</i>	<i>Amarillo tráfico</i>
Longitud de onda ⁸	563 nm	571 nm	579-580 nm	586 nm	591 nm

33: Colores espectrales de luz visible del amarillo

	<i>Amarillo tráfico</i>	<i>Anaranjado</i>	<i>Anaranjado oscuro</i>	<i>Anaranjado</i>
Longitud de onda ⁸	591 nm	606 nm	613 nm	631 nm

34: Colores espectrales de luz visible del anaranjado



35: Espectro de luz visible de todos los colores

ANEXO I: CERTIFICADOS DE ANÁLISIS



UNIVERSIDAD CATOLICA DE SANTA MARIA
FACULTAD DE CIENCIAS FARMACEUTICAS, BIOQUIMICAS Y BIOTECNOLOGICAS
LABORATORIO DE ENSAYO Y CONTROL DE CALIDAD



Urb. San José S/N Umacollo CAMPUS UNIVERSITARIO H-204/205 ☎ + 51 54 382038 ANEXO 1166
 ✉ laboratoriodeensayo@ucsm.edu.pe 🌐 http://www.ucsm.edu.pe 📄 Aptdo. 1350
 AREQUIPA - PERÚ



INFORME DE ENSAYO
Nº DE INFORME: ANA22E18.003355

Nombre del Cliente	: Gladys Josafat Laura Mamani
Dirección del Cliente	: Jorge Basadre N° 849 Puno
RUC	: No corresponde
Condición del Muestreado	: Por el cliente
Descripción	: Colorante de Flores Misiq'o
Tamaño de muestra	: 2 g
Fecha de Recepción	: 22/05/2018
Fecha de Inicio del Ensayo	: 22/05/2018
Fecha de Emisión de Informe	: 29/05/2018
Página	: 1 de 1

I. ANALISIS FISICO – QUIMICO:

ANÁLISIS	RESULTADO
DETERMINACIÓN DE FLAVONOIDEOS (% p/ p expresado como quercetina) Método espectrofotométrico	1,73

OBSERVACIONES:

- Este documento al ser emitido sin el símbolo de acreditación, no se encuentra dentro del marco de la acreditación otorgada por INACAL –DA.
- Los resultados emitidos en el presente informe se relacionan únicamente a las muestras ensayadas y no deben ser utilizados como una certificación de conformidad con normas de producto o como certificado del sistema de calidad de la entidad que lo produce. Este documento no debe ser reproducido, sin autorización escrita del Laboratorio de Ensayo y Control de Calidad

Ricardo A. Abril Ramirez
 CQFDA 00824
 ESPECIALISTA EN CONTROL DE CALIDAD LECC





UNIVERSIDAD NACIONAL DE INGENIERÍA
 FACULTAD DE CIENCIAS
LABICER (Laboratorio N° 12)
ANÁLISIS QUÍMICO, CONSULTORÍA E INVESTIGACIÓN



INFORME TÉCNICO N° 1013 – 18 – LABICER

1. **DATOS DEL SOLICITANTE**
 - 1.1 NOMBRE DE LAS SOLICITANTES : GLADYS JOSAFAT LAURA MAMANI
 - 1.2 DNI : 70762379
2. **CRONOGRAMA DE FECHAS**
 - 2.1 FECHA DE RECEPCIÓN : 15 / 06 / 2018
 - 2.2 FECHA DE ENSAYO : 19 / 06 / 2018
 - 2.3 FECHA DE EMISIÓN : 21 / 06 / 2018
3. **SERVICIO SOLICITADO** : ANÁLISIS ESPECTROSCOPIA INFRARROJA
4. **DATOS REFERENCIALES DE LA MUESTRA SEGÚN EL SOLICITANTE**
 - 4.1 IDENTIFICACIÓN DE LA MUESTRA : 01 MUESTRA DE MISIQ' O (BIDENS ANDICOLA)
5. **LUGAR DE RECEPCIÓN** : LABORATORIO LABICER - FACULTAD DE CIENCIAS
6. **CONDICIONES AMBIENTALES** : Temperatura: 20 °C; Humedad relativa: 65%
7. **EQUIPO UTILIZADO** : Espectrofotómetro Infrarrojo PERKIN-ELMER, Frontier
8. **RESULTADOS**
 - 8.1 **ESPECTRO INFRARROJO DE LA MUESTRA DE MISIQ' O (BIDENS ANDICOLA)**

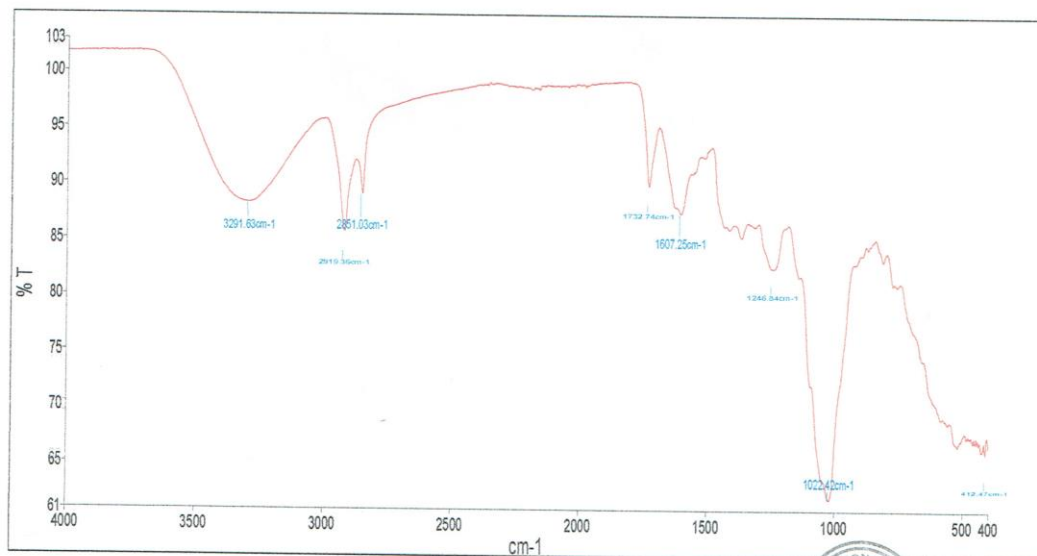


TABLA N°1: DATOS DEL ESPECTRO INFRARROJO DE LA MUESTRA DE MISIQ' O (BIDENS ANDICOLA)

LONGITUD DE ONDA (cm ⁻¹)	GRUPO FUNCIONAL	RANGO DE LONGITUD DE ONDA (cm ⁻¹)
3291,63	Vibraciones de estiramiento de H-O-H y estiramiento de N-H	3300 - 3600
2919,36	Vibraciones C-H de estiramiento metilo, metileno y grupos metoxi	2923,78
2851,03	Vibraciones C-H de estiramiento metilo, metileno y grupos metoxi	2923,78
1732,74	Estiramiento carbonilo	1748,15
1607,25	Estiramiento C=C	1636,17
1022,42	C-O de alcoholes y ácidos carboxílicos	1333,24-1022

9. VALIDEZ DEL INFORME TÉCNICO

El Informe técnico es válido solo para la muestra y las condiciones indicadas en los ítems del uno (1) al cuatro (4) del presente informe técnico.


 Bach. Jesús Utano Reyes
 Analista Químico
 LABICER - UNI


 M.Sc. Otilia Acha de la Cruz
 Responsable del análisis
 Jefe de Laboratorio
 CQP 202

(*) El Laboratorio no se responsabiliza del muestreo ni de la procedencia de la muestra.

*Universidad Nacional Del Altiplano - Puno***FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA
LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD**

CONSTANCIA

EL QUE SUSCRIBE, JEFE DEL LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD DE LA FACULTAD DE INGENIERÍA QUÍMICA DE LA UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO – PUNO.

HACE CONSTAR:

Que la Srta. **GLADYS JOSAFAB LAURA MAMANI**, con grado Bachiller de la Facultad de Ingeniería Química – UNA – PUNO, con el Proyecto de investigación “EXTRACCIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE FLAVONOIDES A PARTIR DE LAS FLORES DE MISIQ’O (BIDENS ANDICOLA), ha realizado pruebas para determinar porcentaje de humedad, cenizas y grasa obtenidos en los resultados para dicha investigación, en el Laboratorio de CONTROL DE CALIDAD de la Facultad de Ingeniería Química, en los meses de Mayo, Junio y Julio habiendo realizado el pago respectivo para el uso de equipos del laboratorio.

Se expide la presente constancia, a solicitud del interesado para los fines que estimen por conveniente.

Puno C.U., 01 de Setiembre del 2018



[Firma]
Sr. José Miguel Castillo Prado
Coordinador Laboratorio Control de Calidad
FACULTAD INGENIERIA QUIMICA
UNA-PUNO