

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



TESIS:

**Efecto de métodos de extracción y contenido de fenoles totales
de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, Ayacucho 2025**

Para optar el título profesional de:
BIÓLOGA, ESPECIALIDAD: MICROBIOLOGÍA

PRESENTADO POR:
Bach. Sol Andrea Lucero VEGA APARICIO

ASESOR:
Dr. Raúl Antonio MAMANI AYCACHI

AYACUCHO - PERÚ

2026

A mis padres y familia, por todo el apoyo brindado durante mi educación y por la motivación a seguir creciendo como profesional. A mis amigas, mi familia por elección, por estar presente en cada paso aconsejándome y animándome a seguir. A todas las personas que me apoyaron incondicionalmente durante este largo camino.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, mi *Alma Mater*, por brindarme la oportunidad de formarme tanto académica como personalmente, para así poder enriquecer mis conocimientos y otorgarme las herramientas necesarias para mi desarrollo como un buen profesional. A los docentes y personal administrativo de la Facultad de Ciencia Biológicas, cuya dedicación y compromiso han sido fundamentales a lo largo de mi carrera.

Al Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas, por facilitar el uso de sus instalaciones, equipos y recursos, indispensables para el desarrollo de la presente investigación.

Al Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi, asesor de la presente tesis, con profunda estima y reconocimiento, extendiendo mi más sincera gratitud, por su dedicación como docente, sabiduría, paciencia y su inestimable guía que han sido los pilares fundamentales en el desarrollo y enriquecimiento de esta investigación.

Al Dr. Reynán Cóndor Alarcón, por su paciente ayuda y guía en el análisis estadístico de la presente tesis.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTO	iii
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	viii
RESUMEN	xi
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Antecedentes internacionales	3
2.1.2. Antecedentes Nacionales	5
2.2. Bases teóricas	6
2.2.1. <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don.	6
2.2.2. Fenoles	9
2.2.3. Métodos de extracción de metabolitos secundarios	15
2.2.4. Extractos vegetales	17
2.2.5. Sólidos totales	18
2.2.6. Espectrofotometría	18
III. MATERIALES Y MÉTODOS	20
3.1. Descripción de la zona de estudio	20
3.1.1. Ubicación política	20
3.1.2. Ubicación geográfica	20
3.2. Población y muestra	21
3.3. Población	21
3.4. Muestra	21
3.5. Metodología	21
3.5.1. Obtención y recolección de muestra	21
3.5.2. Desinfección y secado	21
3.5.3. Preparación del extracto etanólico con agitación y sin agitación de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> .	22
3.5.4. Trasvasado y almacenamiento	22
3.5.5. Determinación del contenido de fenoles totales	22
3.5.6. Determinación del contenido de sólidos totales	23

3.6.	Análisis de datos	24
IV.	RESULTADOS	25
V.	DISCUSIÓN	31
VI.	CONCLUSIONES	36
VII.	RECOMENDACIONES	37
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	38
	ANEXOS	45

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 1. Curva de calibración de fenoles totales.	60
Tabla 2. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 12 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	61
Tabla 3. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 24 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	61
Tabla 4. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 36 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	62
Tabla 5. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 48 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	62
Tabla 6. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 12 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	63
Tabla 7. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 24 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	63
Tabla 8. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 36 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	64
Tabla 9. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 48 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	64
Tabla 10. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 60 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	65

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Estructuras químicas de los fenoles simples.	10
Figura 2. Estructura base de flavonoides.	11
Figura 3. Estructura química de antocianidinas.	11
Figura 4. Antocianina 3-glucósido.	12
Figura 5. Ubicación del Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho–Perú.	20
Figura 6. Promedio del contenido de fenoles totales en hojas de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta”, obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.	25
Figura 7. Promedio del contenido de fenoles totales en flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> , obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.	26
Figura 8. Comparación del contenido promedio de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> , obtenido mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.	27
Figura 9. Promedio del contenido de sólidos totales en hojas de <i>Chuquiraga spinosa</i> , obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.	28
Figura 10. Promedio del contenido de sólidos totales en flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> , obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.	29
Figura 11. Comparación del contenido promedio de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> , obtenido mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.	30

ÍNDICE DE ANEXOS

	Página
Anexo 1. Constancia de identificación taxonómica de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don “huamanpinta”.	46
Anexo 2. <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don “huamanpinta”, colectada en el distrito de Hualla, provincia de Víctor Fajardo, departamento de Ayacucho.	47
Anexo 3. Flujograma del procedimiento para la obtención de extractos etanólicos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación.	48
Anexo 4. Selección y colecta de muestra de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don “huamanpinta”.	49
Anexo 5. Clasificación y molienda de la muestra de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta”.	50
Anexo 6. Proceso de filtrado y evaporación en baño María del extracto etanólico de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta”.	51
Anexo 7. Trasvasado y almacenamiento	52
Anexo 8. Flujograma del procedimiento para la determinación del contenido de fenoles totales en extractos etanólicos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación.	53
Anexo 9. Preparación y lectura de muestras para la obtención de la curva espectral y la curva de calibración.	54
Anexo 10. Cuantificación de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta”.	55
Anexo 11. Flujograma del procedimiento para la determinación del contenido de sólidos totales en extractos etanólicos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación.	57
Anexo 12. Determinación del contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta”.	58
Anexo 13. Curva espectral de fenoles totales	59
Anexo 14. Curva de calibración de fenoles totales	60

Anexo 15.	Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 12 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	61
Anexo 16.	Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 24 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	61
Anexo 17.	Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 36 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	62
Anexo 18.	Contenido de fenoles totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 48 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	62
Anexo 19.	Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 12 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	63
Anexo 20.	Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 24 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	63
Anexo 21.	Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 36 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	64
Anexo 22.	Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 48 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	64
Anexo 23.	Contenido de sólidos totales en hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> “huamanpinta” a 60 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.	65
Anexo 24.	Análisis estadístico del contenido de fenoles totales en hojas de <i>Chuquiraga spinosa</i> a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.	66
Anexo 25.	Análisis estadístico del contenido de fenoles totales en flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de	67

	varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.	
Anexo 26.	Análisis estadístico del contenido de sólidos totales en hojas de <i>Chuquiraga spinosa</i> a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.	68
Anexo 27.	Análisis estadístico del contenido de sólidos totales en flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.	69
Anexo 28.	Matriz de consistencia	70

RESUMEN

Chuquiraga spinosa (R. & P.) D. Don, conocida como “huamanpinta”, es una especie vegetal empleada tradicionalmente en el Perú para el tratamiento de diversas afecciones. A pesar de su uso medicinal, aún existe información limitada respecto a la composición y comportamiento de sus metabolitos bioactivos durante los procesos de extracción. Por ello, la presente investigación tuvo como objetivo evaluar el efecto de dos métodos de extracción, con agitación y sin agitación, sobre el contenido de fenoles totales y sólidos totales en extractos etanólicos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*. El estudio se desarrolló en el Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, bajo un enfoque descriptivo. Los extractos se obtuvieron mediante maceración durante 12, 24, 36, 48 y 60 horas. El contenido de fenoles totales se determinó mediante el método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu, mientras que los sólidos totales se determinaron mediante un procedimiento gravimétrico. Los datos obtenidos fueron sometidos a análisis de varianza (ANOVA) y a la prueba de comparaciones múltiples de Tukey. El mayor contenido de fenoles totales correspondió al extracto de hojas obtenido mediante maceración con agitación durante 24 horas, con 13,72 mg EAG/L. En cuanto a los sólidos totales, el valor más elevado se obtuvo en las hojas sometidas a agitación durante 48 horas, alcanzando 22,44 g/L. Los resultados evidenciaron que las condiciones de extracción evaluadas influyeron en el contenido de fenoles totales de las hojas, así como en el contenido de sólidos totales de hojas y flores. En consecuencia, las condiciones de maceración deben considerarse como un factor relevante para la obtención de extractos de *Chuquiraga spinosa*, particularmente cuando se busca optimizar la recuperación de compuestos fenólicos y sólidos totales.

Palabras clave: *Chuquiraga spinosa*, fenoles totales, sólidos totales, extracción etanólica, maceración.

I. INTRODUCCIÓN

Chuquiraga spinosa (R. & P.) D. Don es una especie arbustiva que puede alcanzar aproximadamente de 0,4 a 1,2 m de altura y presenta una distribución principalmente andina en el Perú, donde se desarrolla entre los 2650 y 4500 m s.n.m. (Tovar, 1952). Su uso forma parte de la medicina tradicional y comprende el tratamiento de diferentes afecciones del sistema urinario y reproductivo, entre ellas infecciones vaginales, procesos inflamatorios de origen renal y prostático, cáncer de próstata e impotencia sexual. Asimismo, el análisis fitoquímico de sus partes aéreas ha permitido identificar diversos compuestos bioactivos en extractos alcohólicos, entre los cuales se encuentran flavonoides, compuestos fenólicos, saponinas, alcaloides, taninos, terpenos y esteroides (Pérez-Chauca et al., 2020).

Las propiedades atribuidas a *Chuquiraga spinosa* también han motivado el uso de sus tallos, hojas y flores con fines cicatrizantes, antiinflamatorios, diuréticos y antisépticos, así como para atender determinadas afecciones renales y hepáticas. Por otro lado, estudios realizados empleando extractos metanólicos y acuosos de las partes aéreas de la especie han demostrado actividad antioxidante y antiinflamatoria mediante evaluaciones *in vivo* e *in vitro*, además de un efecto antifúngico. Estas actividades se han relacionado con la composición fenólica de la especie, particularmente con la presencia de flavonoides y derivados de ácidos fenólicos (Condorhuamán et al., 2019).

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios ampliamente presentes en organismos vegetales y se caracterizan por presentar capacidad antioxidante. Esta propiedad se relaciona con su participación frente a los radicales libres y con la reducción de los efectos asociados al estrés oxidativo, proceso que puede

ocasionar alteraciones en biomoléculas necesarias para el funcionamiento adecuado del organismo. A su vez, el estrés oxidativo ha sido relacionado con la aparición o progresión de diversas enfermedades, entre ellas diabetes, aterosclerosis, cáncer, enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas y autoinmunes. Debido a su amplia distribución en la naturaleza, estos metabolitos pueden encontrarse en plantas y alimentos de origen vegetal, como cereales, frutas y verduras, además de estar presentes en distintos órganos de las plantas, entre ellos hojas, flores, tallos, frutos y raíces (Abarca-Vargas & Petricevich, 2018). A partir de estas consideraciones, la presente investigación busca determinar la relación entre el método de extracción empleado y el contenido de fenoles totales obtenido durante diferentes tiempos de maceración, con la finalidad de aportar información que contribuya a optimizar la extracción de estos compuestos a partir de *Chuquiraga spinosa*. Para ello, se establecieron los siguientes objetivos:

Objetivo general

- Evaluar el efecto de dos métodos de extracción en el contenido de fenoles y sólidos totales de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don.

Objetivos específicos

- Determinar el efecto de dos métodos de extracción con y sin agitación por 12, 24, 36 y 48 horas en el contenido de fenoles totales de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don.
- Determinar el contenido de sólidos totales por dos métodos de extracción, con y sin agitación por 12, 24, 36, 48 y 60 horas de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

2.1.1. Antecedentes internacionales

Malpica et al. (2024) estudiaron tres alternativas para la obtención de extractos a partir de hojas de *Plectranthus amboinicus*: extracción convencional con agitación, extracción mediante baño de ultrasonido y extracción asistida con sonda ultrasónica. En cada procedimiento se analizaron el rendimiento de extracción, el contenido de fenoles totales y la capacidad antioxidante; adicionalmente, se realizó un seguimiento de la estabilidad de los compuestos fenólicos durante el almacenamiento. La cuantificación de fenoles totales se efectuó mediante el método de Folin-Ciocalteu. Entre los tratamientos evaluados, el empleo de la sonda ultrasónica permitió alcanzar un rendimiento 33,93 % superior al obtenido mediante el procedimiento convencional con agitación. Por su parte, el mayor contenido de fenoles totales correspondió al baño de ultrasonido, con 10,32 mg EAG/g ms, mientras que la actividad antioxidante más elevada se registró con el método convencional, alcanzando 19,43 mg ET/g ms. Durante el periodo de almacenamiento, los compuestos fenólicos conservaron su estabilidad hasta los 34 días, sin observarse diferencias significativas ($p \geq 0,05$).

Sakdasukon y Thanachasai (2022) analizaron la influencia de la agitación sobre la recuperación de compuestos bioactivos presentes en el pericarpio maduro de *Wodyetia bifurcata*. Para ello, se contrastaron procedimientos de extracción realizados bajo condiciones con y sin agitación, considerando como variables de evaluación el rendimiento, el contenido de fenoles totales y flavonoides, así como

la actividad antioxidante, determinadas mediante técnicas espectrofotométricas. El empleo de agitación produjo un incremento significativo ($p < 0,05$) tanto en el rendimiento de extracción como en la cantidad de compuestos fenólicos y flavonoides recuperados, acompañado de una mayor actividad antioxidante. Los autores también observaron que una mayor velocidad de agitación favorecía la extracción de estos compuestos.

Mediante un diseño experimental, Valdez et al. (2022) establecieron las condiciones más favorables para la extracción por maceración de *Nephelium lappaceum*. El procedimiento permitió alcanzar un nivel de deseabilidad de 97,10 %, valor próximo al óptimo esperado. Las condiciones que presentaron el mejor desempeño comprendieron un tamaño de partícula de 0,5 mm, el uso de la variedad amarga, la aplicación de agitación y una solución hidroalcohólica al 80 %. Por otro lado, el tiempo de extracción no mostró una influencia estadísticamente significativa sobre el proceso. En cuanto a las características fisicoquímicas evaluadas, se encontraron diferencias significativas en parámetros como el pH y el contenido de sólidos totales.

Durante un año se realizó el seguimiento de la estabilidad de extractos etanólicos al 70 % elaborados a partir de hojas de *Spondias mombin*, manteniéndolos a temperatura ambiente. El material vegetal fue recolectado en distintas etapas de su ciclo de vida y posteriormente sometido a un proceso de maceración. La caracterización mediante cromatografía líquida de alta resolución permitió identificar al ácido gálico y derivados de la quercetina como los componentes predominantes. Asimismo, se determinaron diferentes parámetros fisicoquímicos, entre ellos pH, densidad relativa, sólidos totales y contenido de fenoles y flavonoides. Los resultados mostraron que el extracto mantuvo un comportamiento estable a lo largo del periodo evaluado (Pérez-Portero et al., 2021).

Benítez-Benítez et al. (2019) estudiaron la obtención de extractos etanólicos de *Scutellaria incarnata* y *Justicia pectoralis* mediante maceración bajo condiciones con y sin agitación. Se consideraron además dos formas de preparación del material vegetal: entero y molido, y cinco periodos de extracción: 6, 12, 24, 48 y 92 horas. La combinación de material molido con agitación y un tiempo de 48 horas permitió alcanzar los mayores rendimientos, estableciéndose este periodo como el tiempo óptimo bajo las condiciones evaluadas. Para el tratamiento

estadístico de los resultados se empleó un diseño de bloques completos al azar con arreglo factorial, mediante análisis de varianza (ANOVA).

A partir de hojas y flores de *Chuquiraga jussieui*, Ortiz (2017) obtuvo extractos mediante maceración utilizando solventes acuosos y etanólicos, con el propósito de evaluar sus principios activos y posteriormente estudiar algunas de sus propiedades biológicas. Los extractos obtenidos fueron sometidos a un proceso de secado por aspersión y, posteriormente, se evaluaron *in vitro* sus actividades antiinflamatoria, citotóxica y antioxidante. Entre los tratamientos analizados, el extracto hidroalcohólico elaborado con hojas secadas al sol presentó los resultados más favorables, lo que permitió destacar su potencial biológico.

En una investigación sobre la recuperación de compuestos fenólicos de *Chuquiraga jussieui*, se estudiaron diferentes condiciones para la extracción sólido-líquido empleando un medio acuoso. Para los ensayos se utilizó material vegetal seco y previamente molido, mientras que la cuantificación de fenoles totales se efectuó mediante el método de Folin-Ciocalteu. Los resultados permitieron establecer que factores como la concentración del material vegetal y el tiempo de contacto ejercen una influencia significativa sobre la extracción de compuestos fenólicos (Dueñas et al., 2016).

2.1.2. Antecedentes Nacionales

Solís et al. (2023) caracterizaron fitoquímicamente macerados elaborados a partir de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*. Para su preparación se empleó pisco como solvente, manteniendo el material vegetal a 20 °C durante 30 días bajo un diseño experimental. En el macerado obtenido de las hojas se identificaron alcaloides, fitoesteroles, taninos y flavonoides, hallazgos que respaldan su posible utilidad en aplicaciones relacionadas con procesos inflamatorios y cardiovasculares. En contraste, las flores mostraron una capacidad antioxidante superior a la registrada en las hojas.

La conservación de los compuestos fenólicos y de la capacidad antioxidante durante el almacenamiento fue estudiada por Flores-Aguilar y Flores-Rivera (2018) en bebidas funcionales formuladas con maíz morado y *Uncaria tomentosa*. Durante 86 días, las bebidas fueron almacenadas a 4 y 18 °C, bajo condiciones protegidas de la luz, y se realizó el seguimiento de las antocianinas, los fenoles totales y la capacidad antioxidante. Los resultados indicaron que tanto el contenido de fenoles totales como la actividad antioxidante permanecieron estables durante

el periodo de evaluación, sin depender de la temperatura de almacenamiento. Además, las formulaciones conservaron niveles adecuados de antocianinas y presentaron una buena aceptación sensorial.

Sánchez y Anicaina (2015) analizaron extractos etanólicos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* con el propósito de determinar su contenido de polifenoles totales y su actividad antioxidante *in vitro*. La extracción se realizó mediante maceración con etanol al 96 % durante siete días, mientras que la cuantificación de los compuestos fenólicos se efectuó mediante el método de Folin-Ciocalteu. En ambas estructuras vegetales se identificaron flavonoides, taninos y alcaloides. Sin embargo, las flores presentaron un contenido de polifenoles considerablemente mayor que las hojas, con valores de $354,2 \pm 1,9$ mg EAG/g de extracto y $51,8 \pm 1,27$ mg EAG/g, respectivamente.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don.

Chuquiraga spinosa (R. & P.) D. Don es una especie perteneciente a la familia Asteraceae, grupo botánico que comprende aproximadamente 250 géneros y 1590 especies, entre las que predominan formas herbáceas, arbustivas y subarbustivas. La especie recibe diferentes denominaciones de acuerdo con la región, entre ellas “huamanpinta”, “huancapita” y “qari sirwi” (Pérez-Chauca et al., 2020).

2.2.1.1. Clasificación sistemática de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don

La posición taxonómica de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don, según el sistema de clasificación de Cronquist (1988), es la siguiente:

Reino	: Plantae
División	: Magnoliophyta
Clase	: Magnoliopsida
Subclase	: Asteridae
Orden	: Asterales
Familia	: Asteraceae
Género	: Chuquiraga
Especie	: <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don
Nombre común	“Huamanpinta” o “Qari sirwi”

Nota. La identificación taxonómica se sustenta en la constancia presentada en el Anexo 1.

2.2.1.2. Hábitat y distribución geográfica

El género *Chuquiraga* presenta una distribución restringida al continente sudamericano y se extiende por diferentes sectores de la cordillera de los Andes, alcanzando desde Colombia hasta el extremo austral de la Patagonia Argentina. En el territorio peruano, *C. spinosa* se localiza principalmente en sectores altoandinos de las regiones centro y sur, donde se registra entre los 2650 y 4500 m s.n.m. (Tovar, 1952).

En Ayacucho, la presencia de esta especie ha sido registrada en localidades como Quinua, Chiara, Vinchos y Cangallo. Su desarrollo se asocia con ambientes de relieve accidentado y suelos pedregosos, particularmente en el bosque húmedo montano subtropical. También puede encontrarse en áreas de transición hacia el páramo muy húmedo subandino subtropical (Sánchez & Anicaina, 2015).

2.2.1.3. Descripción botánica

Chuquiraga spinosa (R. & P.) D. Don presenta hábito arbustivo y alcanza una altura de 0,4 a 1,2 m. Su tallo es ramoso y las ramas superiores presentan pubescencia fina; además, posee espinas axilares amarillentas cuya longitud varía entre 7 y 18 mm. Las hojas, de 4,5 a 20 mm de longitud y 2,6 a 5 mm de ancho, son alternas y sésiles, con forma óvalo-lanceolada. Asimismo, se caracterizan por ser uninervadas, coriáceas y lustrosas, con margen entero y ápice espinoso.

Las estructuras reproductivas se disponen en capítulos de 9 a 14 flores, generalmente solitarios, terminales o axilares y de condición sésil. El involucreo presenta una altura de 32 a 45 mm y un diámetro de 12 a 24 mm, y está constituido por brácteas de tonalidad rojo-anaranjada. Las flores son amarillas y tienen una longitud de 19 a 22 mm, mientras que el limbo termina en cinco lóbulos.

El fruto corresponde a un aquenio de 3 a 4 mm de longitud y 1,9 a 2,2 mm de ancho. Este presenta pelos ascendentes rígidos de color blanco, además de pelos plumosos amarillentos cuya longitud oscila entre 13 y 20 mm. En el Perú, la especie se encuentra principalmente en ambientes andinos situados entre los 2650 y 4500 m s.n.m. (Tovar, 1952).

2.2.1.4. Composición química

Los estudios fitoquímicos realizados en las partes aéreas de *Chuquiraga spinosa* han permitido identificar diferentes grupos de metabolitos a partir de extractos alcohólicos e hidroalcohólicos. Entre los compuestos reportados se encuentran flavonoides, compuestos fenólicos, saponinas, alcaloides, taninos, terpenos, esteroides y acetofenonas. Asimismo, el análisis del aceite esencial de estas

estructuras vegetales permitió identificar aproximadamente 70 componentes, entre los cuales destacan p-hidroxiacetofenona, p-metoxiacetofenona, linalool, α -terpineol, nonanal, apiol, pulegona, β -humuleno, α -curcumeno, cupareno y espatulenol (Pérez-Chauca et al., 2020).

En cuanto a su composición mineral, Sullca (2019) reportó en muestras secas de *Chuquiraga spinosa* la presencia de potasio, calcio, fósforo, azufre y silicio, con concentraciones de 3,22 %, 4,37 %, 0,68 %, 0,69 % y 2,35 %, respectivamente.

2.2.1.5. Etnobotánica

La importancia etnobotánica de *Chuquiraga spinosa*, conocida como “huamanpinta”, se encuentra vinculada principalmente con su uso tradicional en comunidades altoandinas del Perú. En este contexto, las hojas y flores constituyen las estructuras más empleadas y suelen utilizarse para preparar infusiones o decocciones. A estas preparaciones se les atribuyen propiedades antiinflamatorias, diuréticas y cicatrizantes, además de su utilización tradicional frente a afecciones del sistema urinario y reproductor, incluidos algunos trastornos relacionados con la próstata (Sánchez & Anicaina, 2015; Bussmann & Sharon, 2006).

El empleo tradicional de esta especie constituye parte de un conocimiento transmitido entre generaciones, en el que las prácticas medicinales mantienen una relación estrecha con los recursos de la biodiversidad y con el contexto cultural de las comunidades andinas. Por ello, *C. spinosa* representa no solo un recurso empleado en la medicina tradicional, sino también una especie asociada con la preservación de conocimientos etnobotánicos locales (Bussmann & Sharon, 2006).

El uso medicinal de *Chuquiraga spinosa* también ha sido registrado en distintos países de la región andina y sudamericana, entre ellos Argentina, Bolivia, Chile, Colombia, Ecuador y Perú. Las partes aéreas suelen prepararse mediante infusión o decocción, ya sea como único componente o junto con otras especies medicinales. Para estas preparaciones se han descrito cantidades de 5 a 10 g de hojas y flores por litro de agua, con un periodo de ebullición de tres a cinco minutos. Su administración tradicional corresponde aproximadamente a tres tazas diarias durante un periodo máximo de 15 días (Pérez-Chauca et al., 2020).

La investigación científica también ha aportado evidencia relacionada con algunos de los usos atribuidos tradicionalmente a *C. spinosa*. Entre las actividades biológicas descritas para la especie se encuentran efectos antioxidantes,

antiinflamatorios, antifúngicos e inmunomoduladores, así como posibles efectos protectores asociados con el síndrome metabólico y la hipercolesterolemia. Asimismo, se ha investigado su potencial citotóxico frente a diferentes líneas celulares de origen cancerígeno (Pérez-Chauca et al., 2020).

2.2.2. Fenoles

Los compuestos fenólicos constituyen un amplio grupo de metabolitos secundarios presentes principalmente en el reino vegetal. Desde el punto de vista químico, se caracterizan por presentar uno o más anillos aromáticos que contienen grupos hidroxilo (-OH) unidos directamente a su estructura. Pueden encontrarse como moléculas libres o formando conjugados con otros componentes, entre ellos azúcares, ácidos y lípidos. Esta diversidad estructural comprende desde moléculas relativamente sencillas, como los ácidos fenólicos, hasta estructuras más complejas, entre las que se encuentran flavonoides y taninos (Dai & Mumper, 2010).

Los ácidos fenólicos representan uno de los principales grupos dentro de los compuestos fenólicos y se caracterizan por incorporar grupos carboxilo en su estructura, característica relacionada con sus propiedades biológicas (Hu et al., 2024). Se producen naturalmente en numerosas especies vegetales y forman parte de la composición de diferentes alimentos, entre ellos frutas, hortalizas, raíces y cereales.

Además de su importancia biológica, los compuestos fenólicos participan en algunas características sensoriales de los alimentos, interviniendo en aspectos como la coloración, el sabor y la astringencia. Su relevancia nutricional se relaciona, entre otros aspectos, con su capacidad antioxidante. Esta actividad deriva de sus propiedades de óxido-reducción, que les permiten participar como agentes reductores y donadores de hidrógeno, así como intervenir en la neutralización de especies reactivas y en la quelación de determinados metales (Soto, 2022).

2.2.2.1. Clasificación de fenoles

Fenoles simples

Los fenoles simples comprenden estructuras que presentan dos o tres grupos hidroxilo asociados al anillo aromático. De acuerdo con la posición que ocupan estos grupos, pueden encontrarse configuraciones 1,2; 1,3; 1,4, así como estructuras con tres sustituyentes en las posiciones 1,3,5 o 1,2,3. Entre los

compuestos de este grupo se encuentran derivados del resorcinol, los cuales han sido identificados en diferentes cereales (Soto, 2022).

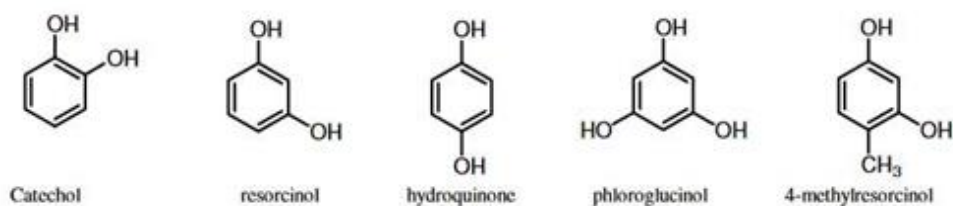


Figura 1.
Estructuras químicas de los fenoles simples (Peñarrieta et al., 2014)

Ácidos fenólicos

Los ácidos fenólicos pueden agruparse principalmente en ácidos hidroxibenzoicos y ácidos hidroxicinámicos. Algunas características estructurales influyen sobre su capacidad antioxidante; entre ellas se encuentra el número de grupos hidroxilo presentes y la disposición de la estructura que conecta el grupo carbonilo con el anillo aromático. Estos compuestos forman parte de diversos alimentos de origen vegetal, como frutas, verduras y cereales. En términos generales, los ácidos hidroxicinámicos presentan una capacidad antioxidante superior a la de los ácidos hidroxibenzoicos (Soto, 2022).

La actividad antioxidante de estos compuestos está relacionada con su capacidad para reaccionar con radicales libres y especies reactivas de oxígeno, proceso en el que intervienen los grupos hidroxilo de naturaleza fenólica. Además de esta propiedad, se han descrito efectos antibacterianos y antiinflamatorios. Los primeros se han asociado con alteraciones en la membrana de las células bacterianas, mientras que los efectos antiinflamatorios se relacionan con la modulación de mediadores involucrados en la respuesta inflamatoria (Hu et al., 2024).

Flavonoides

Los flavonoides corresponden a una de las principales familias de polifenoles presentes en las plantas y participan de manera importante en la coloración de flores y frutos. Su denominación deriva del término latino *flavus*, relacionado con el color amarillo característico de algunos de estos compuestos cuando se encuentran en estado purificado.

En términos generales, los flavonoides presentan una estructura constituida por tres anillos denominados A, B y C (Figura 2). Los anillos A y B poseen naturaleza aromática, mientras que el anillo C contiene un átomo de oxígeno y corresponde

a la porción heterocíclica de la molécula. El anillo A suele presentar grupos hidroxilo en las posiciones 5 y 7, mientras que el patrón de sustitución del anillo B puede variar e incluir estructuras mono-, orto-dihidroxiadas o vic-trihidroxiadas. También pueden encontrarse grupos metoxi ($-\text{OCH}_3$). Dependiendo de la estructura del anillo C, este puede adoptar configuraciones correspondientes a sistemas pirano, pirilio o pirona (Soto, 2022).

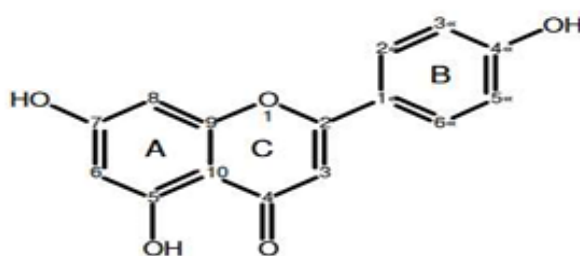


Figura 2.
Estructura base de flavonoides (Peñarrieta et al., 2014)

Antocianidinas

Las antocianidinas pertenecen al grupo de los flavonoides y presentan como característica estructural un catión flavilio. Generalmente, incorporan además un grupo hidroxilo en la posición 3 del anillo C, característica que permite diferenciarlas de otros miembros de esta familia (Figura 3). Son responsables de diversas tonalidades observadas en estructuras vegetales, que pueden variar desde rojo y anaranjado hasta azul, violeta y morado. La expresión de estas coloraciones está condicionada por factores como el pH, la interacción con iones metálicos y la combinación de diferentes antocianidinas (Soto, 2022).

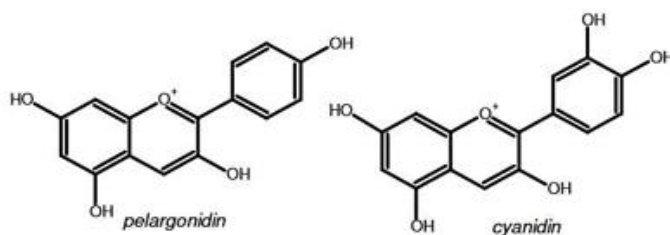


Figura 3.
Estructura química de antocianidinas (Peñarrieta et al., 2014)

Antocianinas

Las antocianinas corresponden a formas glucosiladas de las antocianidinas. En estas moléculas, el componente azucarado —frecuentemente glucosa— se encuentra unido al grupo hidroxilo ubicado en la posición 3 del anillo C (Figura 4). Debido a esta característica, presentan una amplia distribución en alimentos vegetales y participan en la coloración característica de numerosas flores y frutos.

Tanto las antocianinas como las antocianidinas han despertado interés debido a sus propiedades antioxidantes y a su posible participación en efectos beneficiosos para el organismo. Entre estos se encuentran aquellos relacionados con la protección frente a alteraciones asociadas al estrés oxidativo, incluyendo enfermedades cardiovasculares y cáncer (Soto, 2022).

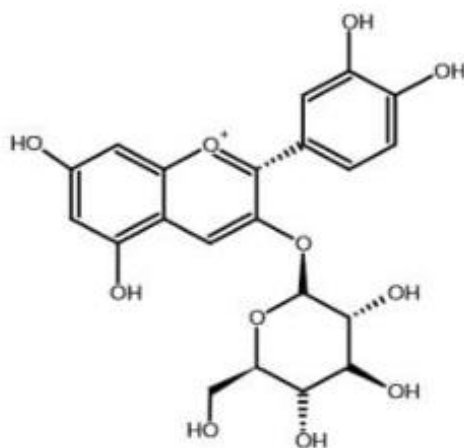


Figura 4.

Antocianina 3-glucósido (Peñarrieta et al., 2014)

Estilbenos

Los estilbenos constituyen un grupo de compuestos fenólicos que se encuentran generalmente en concentraciones reducidas en la alimentación humana. Dentro de este grupo destaca el resveratrol, compuesto ampliamente investigado debido a las propiedades biológicas que se le atribuyen, entre ellas efectos anticancerígenos, antiinflamatorios y cardioprotectores. Puede encontrarse en diferentes fuentes naturales, como cacahuates, determinadas especies arbóreas y plantas con flores (Soto, 2022).

La actividad antioxidante constituye otra de las propiedades descritas para los estilbenos, debido a su capacidad de reaccionar con radicales libres y contribuir a la disminución de procesos relacionados con el estrés oxidativo. Esta característica ha generado interés en relación con su posible participación en la prevención de enfermedades crónicas no transmisibles (Dai & Mumper, 2010).

Lignan

Los lignanos constituyen un grupo de compuestos fenólicos que pueden presentar diferentes configuraciones espaciales, incluyendo formas enantioméricas. Su diversidad estructural permite la existencia de numerosas variantes químicas. En las plantas comestibles pueden encontrarse tanto en forma libre como asociados a moléculas de azúcar.

Entre las fuentes alimentarias con mayor contenido de lignanos destaca la linaza. También se han identificado en fibra dietética, semillas oleaginosas, vegetales, nueces, ajo, frutas, aceite de oliva, vino y bebidas como té y cerveza. El café contiene cantidades menores de estos compuestos (Soto, 2022).

Taninos

Los taninos son compuestos fenólicos hidrosolubles cuyo peso molecular puede situarse aproximadamente entre 500 y 3000 Da. Su estructura se caracteriza por presentar numerosos grupos hidroxilo y otros grupos funcionales, lo que favorece su interacción con diferentes moléculas. Una de sus propiedades más características es la capacidad de formar complejos y precipitar proteínas, entre ellas las glucoproteínas presentes en la saliva. Este fenómeno disminuye la lubricación de la cavidad oral y contribuye a la sensación de astringencia característica de determinados alimentos vegetales.

Estos compuestos también presentan facilidad para experimentar procesos de oxidación en presencia de determinados metales, cloruro férrico o enzimas vegetales, pudiendo ocasionar cambios de coloración y oscurecimiento de las soluciones. Los taninos se encuentran en alimentos como peras, uvas, manzanas, duraznos, castañas y avellanas, y también se les ha atribuido actividad antimicrobiana (Soto, 2022).

2.2.2.2. Importancia

Los compuestos fenólicos cumplen diversas funciones en las plantas, entre ellas la participación en mecanismos de protección frente a factores ambientales y biológicos. Su producción puede incrementarse como respuesta a situaciones de estrés ocasionadas, por ejemplo, por radiación ultravioleta, presencia de patógenos o herbívoros. La cantidad de estos metabolitos no es constante, debido a que puede estar condicionada tanto por características genéticas como por factores ambientales. En consecuencia, variables relacionadas con el cultivar, las condiciones del lugar de crecimiento y las prácticas agronómicas pueden generar diferencias en su concentración, incluso entre órganos de una misma especie vegetal (Pandey & Rizvi, 2009; Miklavčič et al., 2025).

El interés por estos compuestos también se relaciona con su actividad antioxidante. Los fenólicos pueden intervenir en procesos de neutralización de radicales libres y otras especies reactivas, contribuyendo al control del estrés oxidativo. Debido a esta propiedad, han sido objeto de investigación en relación

con enfermedades crónicas, entre ellas el cáncer, la diabetes y las enfermedades cardiovasculares y neurodegenerativas (Pandey & Rizvi, 2009).

Su distribución en las plantas es amplia y pueden formar parte de diferentes órganos vegetales. Asimismo, constituyen componentes habituales de numerosos alimentos y bebidas de origen vegetal, como frutas, verduras, cereales, legumbres, té, café, cerveza y vino. Además de su importancia biológica, intervienen en determinadas características sensoriales de estos productos, particularmente en atributos como el amargor y la astringencia (Dai & Mumper, 2010).

La importancia de los compuestos fenólicos también se relaciona con la diversidad de actividades biológicas que se les atribuyen. Entre ellas se encuentran efectos antioxidantes, antidiabéticos, anticancerígenos, antiinflamatorios, analgésicos, vasodilatadores, antihipertensivos, antimicrobianos y antialérgicos, lo que ha incrementado el interés por su estudio y por sus posibles aplicaciones en la prevención y el manejo de diferentes enfermedades (Abarca-Vargas & Petricevich, 2018).

2.2.2.3. Métodos de cuantificación de fenoles

El contenido de fenoles totales en materiales y extractos vegetales puede determinarse mediante diferentes procedimientos analíticos. Entre los métodos espectrofotométricos más utilizados se encuentra el ensayo con el reactivo de Folin-Ciocalteu. El fundamento de esta técnica radica en la reacción de sustancias con capacidad reductora con el complejo constituido por molibdeno y tungsteno, generándose una coloración azul cuya intensidad puede ser medida espectrofotométricamente. Los resultados suelen expresarse como equivalentes de ácido gálico (EAG), utilizando una curva de calibración elaborada con este compuesto como patrón (Singleton et al., 1999).

Para una caracterización más específica también pueden emplearse técnicas cromatográficas. La cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) permite separar, identificar y cuantificar diferentes compuestos fenólicos de manera individual, mientras que la cromatografía de gases (GC) puede utilizarse para la separación e identificación de determinados compuestos fenólicos, especialmente aquellos que presentan características adecuadas para este tipo de análisis (Khoddami et al., 2013).

2.2.3. Métodos de extracción de metabolitos secundarios

La obtención de metabolitos secundarios a partir de material vegetal puede realizarse empleando muestras frescas, congeladas o previamente deshidratadas. Antes de efectuar la extracción, la materia prima suele someterse a operaciones destinadas a reducir su tamaño y favorecer la interacción con el disolvente, como trituración, molienda y homogeneización. Dependiendo del procedimiento, estas operaciones pueden estar precedidas por procesos de secado convencional o liofilización (Dai & Mumper, 2010).

La elección de las condiciones de extracción constituye una etapa importante, ya que variables como el tipo de disolvente, el tiempo de contacto, la temperatura y las características de la materia prima pueden modificar la cantidad y naturaleza de los compuestos recuperados. Asimismo, el disolvente empleado debe presentar propiedades compatibles tanto con los analitos de interés como con el procedimiento analítico posterior. Entre las características deseables se encuentran una adecuada capacidad de extracción, estabilidad química, baja toxicidad y facilidad de eliminación cuando el procedimiento lo requiera (Arceusz et al., 2013).

Entre los disolventes empleados con mayor frecuencia para la extracción de metabolitos vegetales se encuentran el metanol, etanol, acetona y acetato de etilo, además de las mezclas de estos compuestos con agua. La selección del disolvente depende principalmente de la polaridad y de las características fisicoquímicas de las sustancias que se pretende recuperar (Arceusz et al., 2013). De acuerdo con el tipo de procedimiento utilizado, las técnicas de extracción pueden agruparse en métodos convencionales y no convencionales (Cumbicos, 2021).

2.2.3.1. Convencionales

Dentro de los procedimientos convencionales empleados para obtener extractos vegetales se encuentran la maceración, la percolación, la infusión y la extracción Soxhlet.

La maceración (MC) consiste en mantener el material vegetal en contacto con un disolvente dentro de un recipiente cerrado durante un periodo determinado, generalmente bajo condiciones de temperatura ambiente. La eficiencia del procedimiento está condicionada por las características de la materia prima y por las propiedades del disolvente seleccionado (Cumbicos, 2021).

En la percolación (PR), el disolvente atraviesa de manera continua el material vegetal contenido en un equipo denominado percolador, favoreciendo la transferencia de los componentes solubles hacia el líquido de extracción. En cambio, la infusión (I) utiliza agua caliente o en ebullición para establecer contacto con el material vegetal y favorecer la solubilización de sustancias hidrosolubles (Cumbicos, 2021).

La extracción Soxhlet (ES) emplea un sistema de extracción continua en el que el disolvente se calienta, posteriormente se condensa y entra nuevamente en contacto con la muestra. Este ciclo se repite durante el procedimiento, permitiendo mantener una extracción prolongada de los componentes solubles presentes en el material vegetal (Cumbicos, 2021).

2.2.3.2. No convencionales

Los métodos no convencionales comprenden procedimientos desarrollados para incrementar la eficiencia de extracción y, en determinados casos, reducir el tiempo, consumo de disolventes o requerimientos energéticos del proceso. Entre ellos se encuentran la hidrodestilación, las técnicas asistidas por microondas, la extracción con fluidos supercríticos y la extracción asistida por ultrasonido.

La hidrodestilación (HD) se basa en el calentamiento del material vegetal en presencia de agua, de modo que los componentes volátiles son transportados por el vapor hasta un sistema de condensación. Una variante de este procedimiento es la hidrodestilación asistida por microondas (HAM), en la cual la energía de microondas contribuye al calentamiento de la matriz y permite disminuir el tiempo requerido para la obtención de los compuestos volátiles (Cumbicos, 2021).

La extracción con fluidos supercríticos (EFS) emplea sustancias que se encuentran bajo condiciones de presión y temperatura superiores a sus puntos críticos. El dióxido de carbono constituye uno de los fluidos más utilizados para este propósito, debido a que puede facilitar la recuperación de determinados compuestos bioactivos y posteriormente ser eliminado del extracto sin dejar residuos significativos de disolvente (Cumbicos, 2021).

En la extracción asistida por ultrasonido (EAU), las ondas ultrasónicas generan fenómenos de cavitación que favorecen la ruptura o permeabilización de estructuras celulares y facilitan el contacto entre la matriz vegetal y el disolvente. Esta técnica puede incrementar la transferencia de masa y reducir los requerimientos de tiempo y disolvente, dependiendo de las condiciones empleadas (Cumbicos, 2021).

Por su parte, la extracción asistida por microondas (EAM) utiliza radiación de microondas para favorecer el calentamiento de la matriz vegetal y del disolvente. El incremento de temperatura facilita la liberación de determinados compuestos y puede contribuir a disminuir el tiempo de extracción y la cantidad de disolvente requerida. Estas características han favorecido su aplicación en la obtención de extractos con compuestos de interés funcional y antioxidante (Cumbicos, 2021).

2.2.4. Extractos vegetales

Los extractos vegetales son preparaciones obtenidas mediante la transferencia de sustancias solubles presentes en una matriz vegetal hacia un medio de extracción apropiado. Dependiendo de la parte de la planta utilizada, pueden emplearse hojas, flores, raíces, cortezas, frutos u otras estructuras. El proceso requiere seleccionar un disolvente capaz de favorecer la solubilización de los componentes de interés, por lo que pueden emplearse medios acuosos, orgánicos o mezclas de ambos. Entre los metabolitos que pueden encontrarse en estos extractos se incluyen compuestos fenólicos, flavonoides, alcaloides y terpenoides, entre otros (Sasidharan et al., 2011).

2.2.4.1. Clasificación de los extractos según solvente

Una forma de clasificar los extractos vegetales es considerar la naturaleza del disolvente utilizado durante su preparación, debido a que la polaridad de este influye en los compuestos que pueden ser extraídos.

Los extractos acuosos se preparan empleando agua como medio de extracción y favorecen principalmente la recuperación de sustancias polares. Entre los componentes que pueden ser extraídos mediante este tipo de disolvente se encuentran determinados carbohidratos, proteínas solubles, taninos hidrosolubles y algunos flavonoides. Además, las preparaciones acuosas tienen especial importancia en la medicina tradicional debido a la facilidad de su elaboración (Sasidharan et al., 2011).

Los extractos hidroalcohólicos o metanólicos utilizan mezclas de agua con etanol o metanol. La combinación de ambos componentes permite ampliar el intervalo de polaridad del medio de extracción y favorecer la recuperación de diferentes metabolitos, entre ellos ácidos fenólicos, flavonoides y determinadas saponinas. Debido a esta capacidad, estos sistemas son utilizados con frecuencia en investigaciones fitoquímicas (Azwanida, 2015; Stalikas, 2007).

En contraste, los extractos obtenidos mediante disolventes de baja polaridad, como hexano, cloroformo y éter de petróleo, se orientan principalmente hacia la

recuperación de sustancias lipofílicas. Entre los componentes susceptibles de ser extraídos se encuentran aceites, terpenos, esteroides, clorofilas y determinados alcaloides. Por ello, estos disolventes son particularmente útiles cuando se busca obtener fracciones de naturaleza lipídica o compuestos poco polares (Handa et al., 2008).

2.2.5. Sólidos totales

Los sólidos totales representan la cantidad de material no volátil que permanece en una muestra después de someterla a un proceso controlado de evaporación y secado. Este parámetro permite estimar la cantidad total de sustancias sólidas presentes, incluyendo aquellas que se encuentran disueltas y, dependiendo del procedimiento, las partículas suspendidas (Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras [INVEMAR], 2003).

2.2.6. Espectrofotometría

La espectrofotometría constituye una técnica instrumental utilizada para estudiar la interacción entre la radiación electromagnética y la materia. En el análisis de soluciones, permite determinar la cantidad de radiación que una muestra absorbe o transmite al ser atravesada por un haz de luz de determinada longitud de onda. Para realizar estas mediciones se emplea un espectrofotómetro, instrumento que registra la intensidad de la radiación antes y después de su interacción con la muestra. Las mediciones obtenidas pueden relacionarse con la concentración del analito mediante relaciones matemáticas establecidas (García, 2018).

2.2.6.1. Transmitancia y absorbancia

Cuando una radiación de intensidad inicial (I_0), atraviesa una solución, una fracción de esta energía es absorbida por las sustancias presentes en la muestra (I_a) y otra parte continúa su recorrido hasta el detector (I_t). Por ello, la intensidad incidente puede expresarse como la suma de las intensidades absorbida y transmitida: $I_0 = I_a + I_t$ (Abril et al., 2000).

- **Transmitancia (T).** La transmitancia corresponde a la proporción existente entre la intensidad de radiación que atraviesa la muestra y alcanza el detector (I_t) y la intensidad de radiación que incidió inicialmente sobre ella (I_0). Se expresa mediante:

$$T = I_t/I_0$$

Y, cuando se expresa porcentualmente:

$$\% T = (I_t/I_0) \times 100$$

La relación entre la transmitancia y la concentración no es lineal; esta relación puede expresarse mediante una función logarítmica (Abril et al., 2000).

- **Absorbancia (A).** La absorbancia representa una medida de la radiación retenida por la muestra y se relaciona matemáticamente con la transmitancia mediante:

$$A = \log 1/T = -\log T = -\log I_t/I_0$$

Dentro del intervalo en el que se cumple la ley de Beer-Lambert, la absorbancia presenta una relación lineal con la concentración del analito y con la longitud del trayecto óptico recorrido por la radiación a través de la muestra (Abril et al., 2000).

2.2.6.2. Curva de calibración

La curva de calibración permite establecer la relación entre la respuesta instrumental y la concentración conocida de un analito. Para su elaboración se preparan varias soluciones patrón con concentraciones diferentes y se determina la absorbancia correspondiente bajo las mismas condiciones analíticas. Cuando se trabaja mediante espectrofotometría, las lecturas se realizan a una longitud de onda seleccionada, generalmente aquella en la que el analito o el producto de la reacción presenta su máxima absorción.

Los valores conocidos de concentración se representan en el eje de las abscisas, mientras que las absorbancias obtenidas se colocan en el eje de las ordenadas. Dentro del intervalo en el que existe proporcionalidad entre ambas variables, se obtiene una recta cuya ecuación permite estimar la concentración de muestras desconocidas. Fuera de este intervalo puede perderse la linealidad, por lo que las determinaciones deben realizarse dentro del rango de trabajo establecido (Abril et al., 2000).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Descripción de la zona de estudio

Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.

3.1.1. Ubicación política

País : Perú
Región : Ayacucho
Provincia : Huamanga
Distrito : Ayacucho

3.1.2. Ubicación geográfica

Ubicación : Av. Independencia S/N, ciudad universitaria “los módulos”.
Coordenadas UTM : Zona 18L, 583634 m E y 8549493 m N.



Figura 5. Ubicación del Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, Ayacucho–Perú. (elaboración propia).

3.2. Población y muestra

3.3. Población

La población de estudio estuvo constituida por ejemplares de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don, conocida como “huamanpinta”, presentes en zonas aledañas al distrito de Hualla, provincia de Víctor Fajardo, departamento de Ayacucho, 2025.

3.4. Muestra

La muestra vegetal estuvo conformada por 4 kg de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don “huamanpinta”, recolectadas en zonas próximas al distrito de Hualla, provincia de Víctor Fajardo, departamento de Ayacucho, a una altitud de 3341 m s.n.m.

3.5. Metodología

3.5.1. Obtención y recolección de muestra

La recolección del material vegetal de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don, denominada comúnmente “huamanpinta”, se efectuó en el distrito de Hualla, provincia de Víctor Fajardo, departamento de Ayacucho. El área de procedencia correspondió a la zona UTM 18L, ubicada en las coordenadas 607094 m E y 8460252 m N, a una elevación de 4319 m s.n.m. Una vez obtenida la muestra, el material vegetal fue cortado en segmentos de aproximadamente 10 cm y acondicionado en bolsas de papel, con la finalidad de mantenerlo en condiciones apropiadas durante su conservación y traslado.

Luego, el material recolectado fue llevado al Laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, instalación en la que se desarrollaron las etapas de procesamiento y los análisis correspondientes.

3.5.2. Desinfección y secado

Las muestras vegetales fueron sometidas a un proceso de desinfección mediante una solución diluida de hipoclorito de sodio al 0,05 %, seguido de un enjuague con agua destilada para eliminar posibles residuos del desinfectante. Posteriormente, el material vegetal (ramas con hojas y flores) se dispuso sobre papel en un ambiente oscuro y seco para su presecado, completándose el proceso en estufa a 40 °C por 12 horas.

Una vez secas, las hojas y flores fueron separadas manualmente y sometidas a trituración con el fin de incrementar el área de contacto sólido-solvente. Seguidamente, el material obtenido fue tamizado para uniformizar el tamaño de

partícula y almacenado en condiciones adecuadas hasta su posterior uso. (Chilón & Tingal, 2020)

3.5.3. Preparación del extracto etanólico con agitación y sin agitación de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*

Para obtener los extractos, se utilizaron 8 g de material vegetal, correspondientes a hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*. Cada muestra fue colocada en frascos ámbar previamente identificados mediante rotulación. Posteriormente, se adicionó etanol al 70 %, utilizando los volúmenes establecidos para cada tipo de material vegetal, y se procedió a homogenizar la mezcla.

Los frascos destinados al tratamiento sin agitación fueron almacenados en un ambiente oscuro y fresco, mientras que aquellas sometidas a agitación fueron agitadas de manera periódica durante intervalos de tiempo previamente establecidos (12, 24, 36, 48 y 60 horas).

Transcurridos los tiempos de extracción, las muestras fueron filtradas y los extractos obtenidos se trasvasaron a placas de Petri, las cuales se llevaron a baño María a 60 °C hasta evaporación total del solvente. Posteriormente, los residuos secos fueron resuspendidos con metanol para su posterior análisis. El procedimiento general se resume en el Anexo 3, donde se presenta el flujograma correspondiente.

3.5.4. Trasvasado y almacenamiento

La solución resuspendida fue trasvasada a frascos de 30 mL previamente rotulados para su adecuada identificación. Posteriormente, los frascos fueron almacenados en condiciones de refrigeración a una temperatura de 4 °C hasta su posterior análisis.

3.5.5. Determinación del contenido de fenoles totales

3.5.5.1. Elaboración de la curva de calibración y de la curva espectral

Para establecer la curva de calibración se prepararon seis soluciones patrón de ácido gálico en fioles de 10 mL, con concentraciones de 5, 10, 15, 20, 25 y 30 mg/L, utilizando como punto de partida una solución madre de 100 mg/L.

A cada una de las soluciones preparadas se incorporó 0,5 mL de reactivo de Folin-Ciocalteu 1 N. Las mezclas fueron sometidas a agitación durante 5 minutos. Posteriormente, se agregó 1,25 mL de carbonato de sodio al 20 % y se completó el volumen con agua destilada hasta alcanzar los 10 mL. Finalmente, las soluciones permanecieron en reposo durante 1 hora, permitiendo el desarrollo de la reacción.

a. Elaboración de la curva espectral

Se realizó un barrido espectral mediante lecturas seriadas utilizando un espectrofotómetro UNICO 1200, con intervalos de 10 nm, en un rango comprendido entre 500 y 760 nm. A partir de este análisis se determinó la longitud de onda de máxima absorbancia (λ_{max}), la cual correspondió a 660 nm.

b. Elaboración de la curva de calibración

Una vez preparadas las diferentes concentraciones del estándar, se determinaron sus respectivas absorbancias mediante lecturas espectrofotométricas realizadas a 660 nm. Los valores obtenidos fueron utilizados para establecer la relación entre la concentración del estándar de ácido gálico y la respuesta espectrofotométrica, a partir de la cual se obtuvo el factor de calibración empleado posteriormente en la cuantificación de fenoles totales.

3.5.5.2. Cuantificación de fenoles totales en la muestra de *C. spinosa*

Previamente al análisis, los extractos fueron sometidos a una dilución 1:5 con etanol al 70 %. De cada solución diluida se tomó una alícuota y se adicionó 0,25 mL del reactivo de Folin-Ciocalteu. La mezcla fue agitada durante 5 minutos. Posteriormente, se incorporó 0,5 mL de carbonato de sodio al 20 % y se completó el volumen utilizando etanol al 70 %. Las soluciones fueron mantenidas en reposo durante 1 hora a temperatura ambiente, con el propósito de permitir el desarrollo de la reacción.

Finalmente, se realizó la lectura de la absorbancia a una longitud de onda de 660 nm y el contenido de fenoles totales se determinó mediante la aplicación del factor de calibración obtenido previamente. El procedimiento descrito se presenta de manera esquemática en el Anexo 8.

3.5.6. Determinación del contenido de sólidos totales

Para determinar los sólidos totales, inicialmente se registró el peso de placas de Petri de 60 mm de diámetro, previamente limpiadas y secas. Posteriormente, se colocaron 15 mL del extracto etanólico recién filtrado en cada una de las placas previamente rotuladas.

Los extractos obtenidos a diferentes tiempos de maceración fueron sometidos a evaporación en baño María a 60 °C hasta la eliminación total del solvente. Luego, las placas se dejaron enfriar a temperatura ambiente durante un tiempo determinado. Finalmente, se efectuó el pesaje de las placas con el residuo seco

y, a partir de los valores obtenidos, se realizaron los cálculos necesarios para determinar el contenido de sólidos totales. La secuencia general del procedimiento se presenta en el Anexo 11.

3.6. Análisis de datos

Los resultados correspondientes al contenido de fenoles totales y sólidos totales de las hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*, obtenidos bajo los diferentes tiempos de maceración y condiciones de extracción, fueron organizados y procesados mediante Microsoft Excel 2016. Este programa se utilizó para efectuar los cálculos y elaborar las tablas y representaciones gráficas de los resultados.

Para evaluar estadísticamente los datos se aplicó un análisis de varianza (ANOVA), considerando un nivel de confianza del 95 % y un criterio de significancia de $p < 0,05$. El análisis permitió determinar si existían diferencias estadísticamente significativas entre los métodos de extracción y los diferentes tiempos de maceración.

Cuando se identificaron diferencias significativas, se aplicó la prueba de comparaciones múltiples de Tukey, con la finalidad de establecer entre qué tratamientos se encontraban dichas diferencias.

IV. RESULTADOS

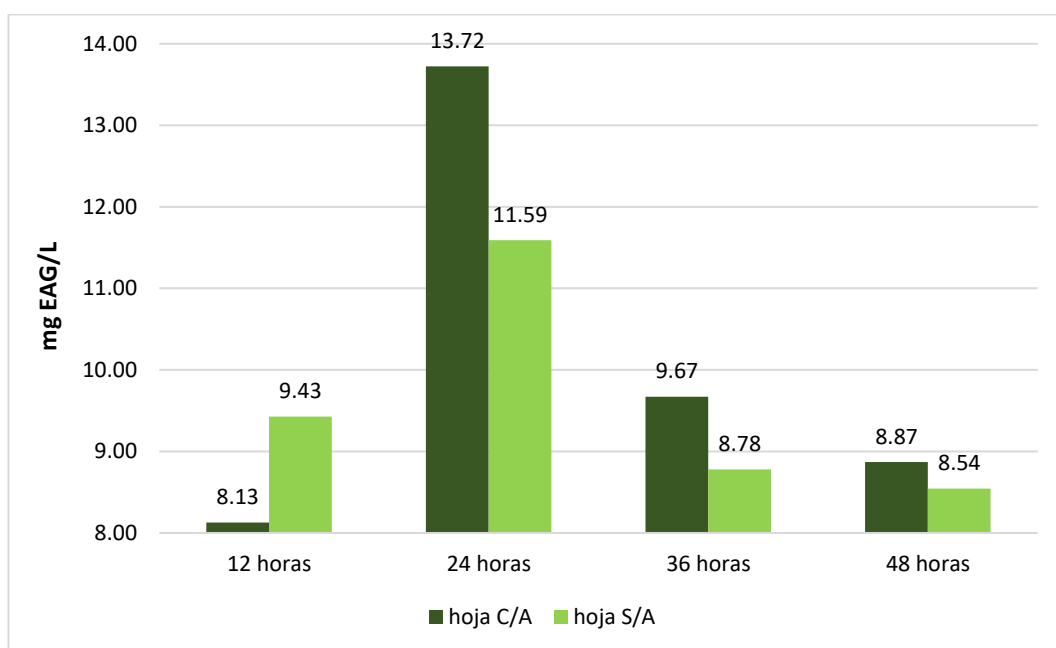


Figura 5.

Promedio del contenido de fenoles totales en hojas de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.

Nota. El mayor contenido promedio de fenoles totales correspondió al extracto etanólico de hojas sometido a 24 horas de maceración con agitación, alcanzando 13,72 mg EAG/L. En segundo lugar, se ubicó el tratamiento de 24 horas sin agitación, cuyo promedio fue de 11,59 mg EAG/L. La diferencia observada entre ambos tratamientos sugiere que, bajo las condiciones evaluadas, la aplicación de agitación durante la maceración favoreció la recuperación de compuestos fenólicos a las 24 horas de extracción.

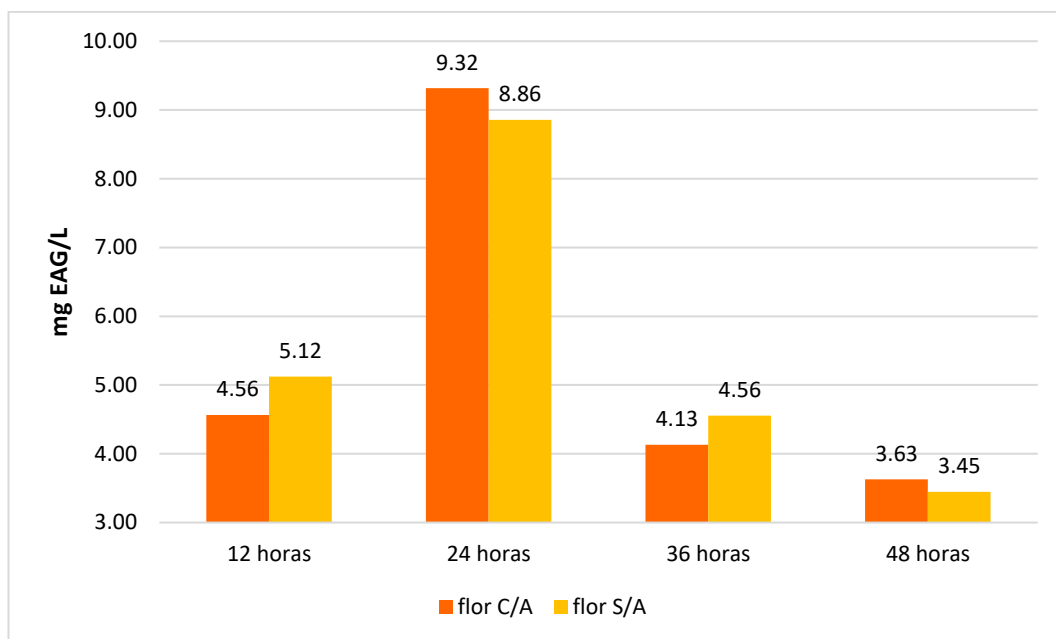


Figura 6.

Promedio del contenido de fenoles totales en flores de *Chuquiraga spinosa*, obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.

Nota. En los extractos etanólicos de flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, los mayores valores de fenoles totales se obtuvieron a las 24 horas de maceración, alcanzando una media de 9,32 mg EAG/L bajo condiciones de agitación y de 8,86 mg EAG/L sin agitación. Esta diferencia indica que la agitación ejerce un efecto favorable, aunque moderado, en la extracción de compuestos fenólicos en las flores a este tiempo de maceración.

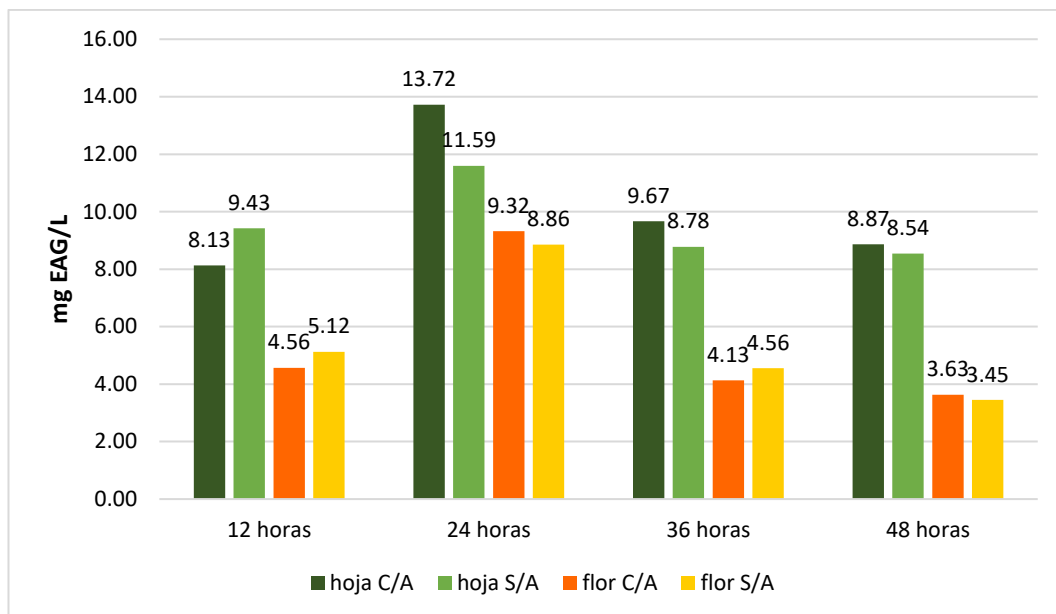


Figura 7.

Comparación del contenido promedio de fenoles totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*, obtenido mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.

Nota. En ambas partes vegetales, el mayor contenido promedio de fenoles totales se obtuvo con el tratamiento de 24 horas de maceración con agitación. Este resultado evidencia un comportamiento favorable de la agitación durante dicho periodo, posiblemente debido a una mayor interacción entre el material vegetal y el solvente, lo que podría facilitar la liberación de los compuestos fenólicos presentes en la matriz vegetal. Asimismo, al comparar ambas estructuras, se observó un mayor contenido de fenoles totales en las hojas que en las flores.

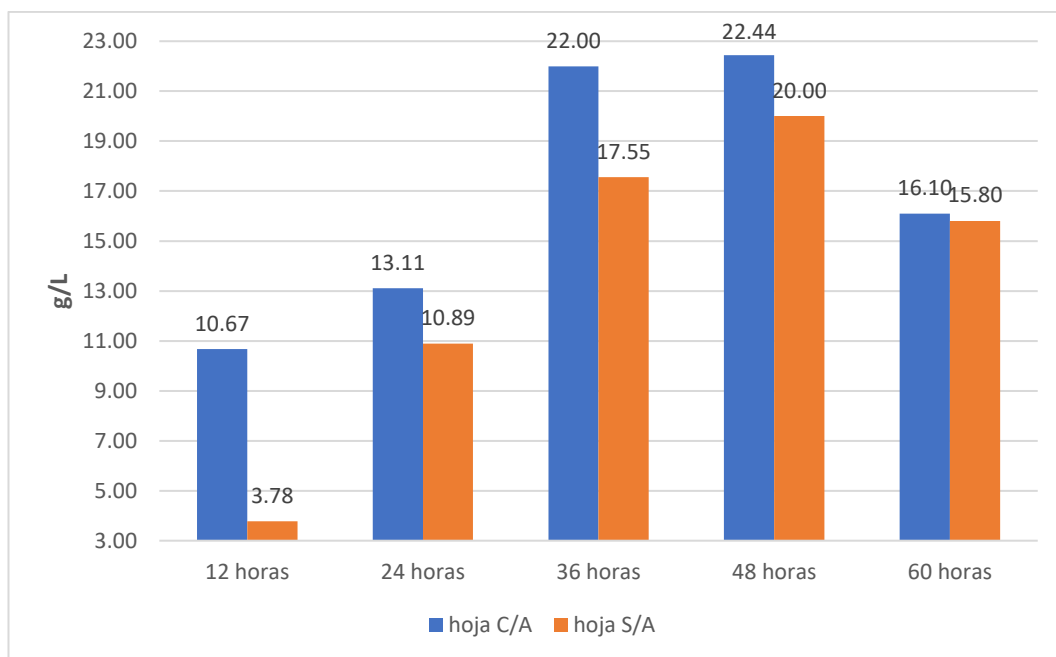


Figura 8.

Promedio del contenido de sólidos totales en hojas de *Chuquiraga spinosa*, obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.

Nota. El mayor contenido promedio de sólidos totales se obtuvo en los extractos etanólicos de hojas de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” sometidos a 48 horas de maceración con agitación, con un valor de 22,44 g/L. El segundo valor más elevado correspondió al tratamiento de 48 horas sin agitación, con un promedio de 20,00 g/L. En conjunto, estos resultados muestran que, bajo las condiciones evaluadas, el tratamiento con agitación presentó una mayor recuperación de sólidos totales a las 48 horas de maceración.

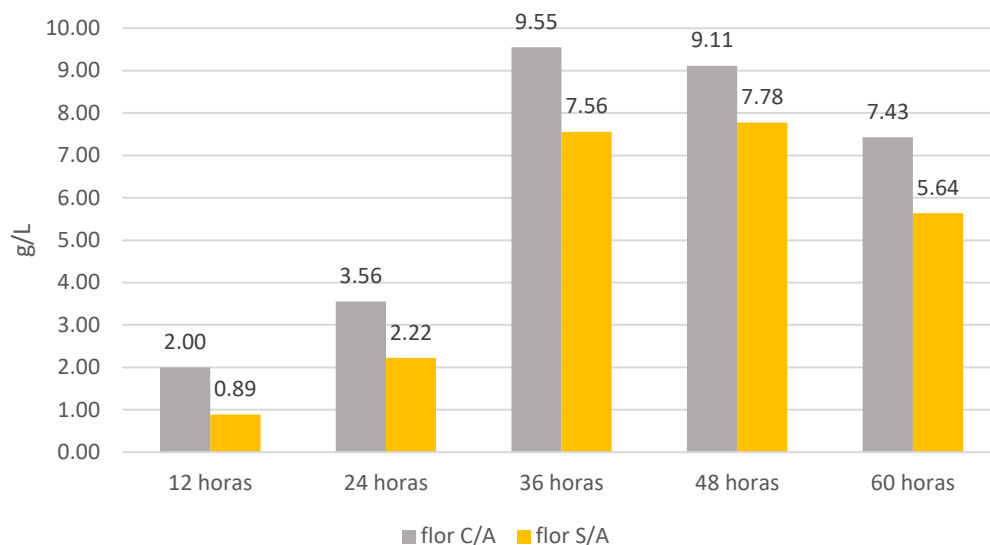


Figura 9.

Promedio del contenido de sólidos totales en flores de *Chuquiraga spinosa*, obtenidos mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.

Nota. En los extractos etanólicos de flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, el mayor contenido promedio de sólidos totales se obtuvo después de 36 horas de maceración con agitación, alcanzando 9,55 g/L. El segundo valor más elevado correspondió al tratamiento de 48 horas con agitación, con un promedio de 9,11 g/L. Estos resultados muestran que, en las condiciones evaluadas para las flores, el mayor valor de sólidos totales se alcanzó a las 36 horas de maceración, observándose posteriormente una ligera disminución a las 48 horas.

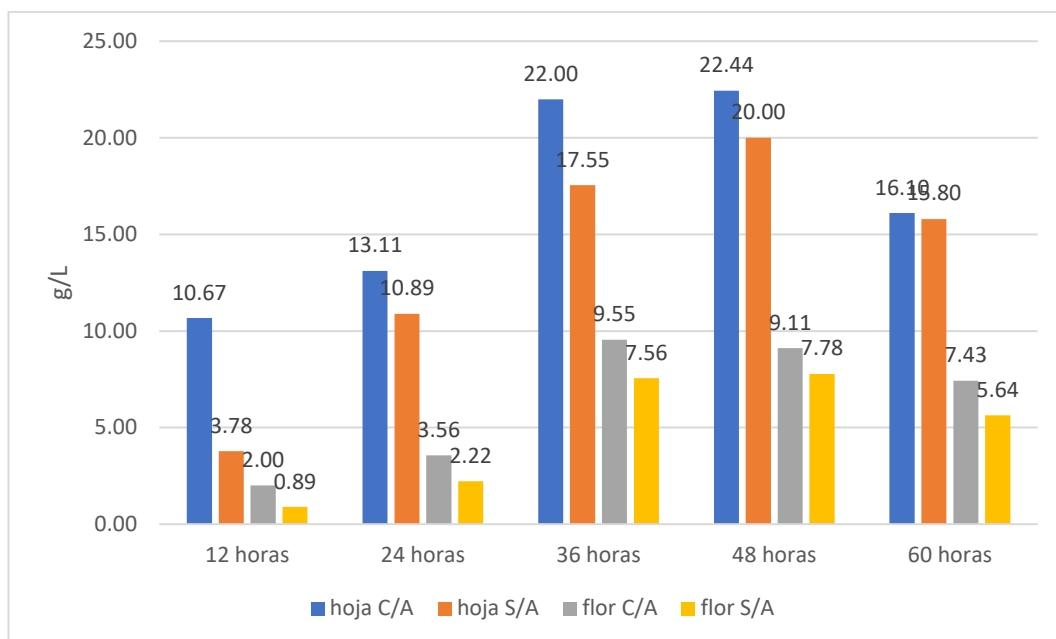


Figura 10.

Comparación del contenido promedio de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*, obtenido mediante dos métodos de extracción a diferentes tiempos de maceración, Ayacucho-2025.

Nota. En las hojas de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, el mayor contenido promedio de sólidos totales se obtuvo mediante 48 horas de maceración con agitación, mientras que en las flores el valor más elevado correspondió a 36 horas de maceración con agitación. Este comportamiento evidencia una variación en los valores máximos de sólidos totales según la parte vegetal evaluada. Asimismo, se observó que las hojas presentaron un mayor contenido de sólidos totales que las flores bajo las condiciones de extracción estudiadas.

V. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos indican que el tiempo de maceración y la aplicación de agitación, ejercieron una influencia significativa en la recuperación de fenoles totales y sólidos totales de los extractos etanólicos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*. De forma general, los extractos de hojas mostraron mayores valores de fenoles totales y sólidos totales comparados con los de flores, lo cual podría relacionarse con la distribución diferencial de metabolitos secundarios en los órganos vegetales, un patrón que ha sido reportado en otros estudios de plantas donde la afinidad del solvente y las condiciones de extracción influyen en la eficiencia de recuperación de compuestos.

Como se observa en la Figura 5, el mayor contenido promedio de fenoles totales en las hojas de *Chuquiraga spinosa* se obtuvo después de 24 horas de maceración con agitación (13,72 mg EAG/L), en comparación con 11,59 mg EAG/L sin agitación; posteriormente, se observa una disminución en ambos tratamientos. Este comportamiento indica que la agitación y el tiempo de contacto favorecen la extracción de compuestos fenólicos, mientras que tiempos prolongados podrían generar su degradación u oxidación.

En *Chuquiraga jussieui*, Dueñas et al. (2016) registraron concentraciones de fenoles totales de 797,4 y 535,2 mg EAG/L bajo diferentes condiciones de agitación, valores que superan a los obtenidos en el presente estudio, lo cual puede atribuirse a diferencias en el solvente, las condiciones de extracción y la especie estudiada. No obstante, los resultados coinciden con Sakdasukon y Thanachasai (2022), quienes evidenciaron que la agitación incrementa el contenido de compuestos fenólicos, y con Muzykiewicz-Szymańska et al. (2024), quienes señalan la existencia de un tiempo óptimo de extracción, tras el cual el contenido de polifenoles disminuye, aun empleando técnicas más intensivas (1,6 g EAG/L en *Salvia officinalis*).

En conjunto, estos hallazgos confirman que la agitación mejora la eficiencia extractiva y que 24 horas constituye el tiempo óptimo para maximizar la obtención de compuestos fenólicos en hojas de *Chuquiraga spinosa*.

De acuerdo con la Figura 6, los extractos de flores alcanzaron su mayor contenido promedio de fenoles totales después de 24 horas de maceración, con valores de 9,32 mg EAG/L para el tratamiento con agitación y 8,86 mg EAG/L para el tratamiento sin agitación. Posteriormente, ambos tratamientos presentaron una reducción en sus valores. La cercanía entre ambas medias, respaldada por el análisis estadístico, evidencia que la aplicación de agitación no produjo diferencias significativas en el contenido de fenoles totales de las flores, mientras que el tiempo de maceración presentó un efecto significativo.

Sánchez y Anicaina (2015) reportaron 354,2 mg EAG/g en extractos etanólicos de flores de *Chuquiraga spinosa* tras siete días de maceración. En la misma línea, Solís et al. (2023) señalaron una mayor presencia de metabolitos secundarios en flores bajo maceraciones prolongadas. Asimismo, Espinoza-Córdova et al. (2024) reportaron 38,131 mg EAG/g en extractos etanólicos de *Vaccinium floribundum* de Cajamarca, siendo aproximadamente cuatro veces mayor que en muestras provenientes de Ecuador. Estas diferencias ponen de manifiesto que la concentración de compuestos fenólicos puede estar condicionada por factores como la procedencia geográfica del material vegetal, las condiciones ambientales y las características del procedimiento extractivo.

En conjunto, estos resultados indican que, en flores de *Chuquiraga spinosa*, el tiempo de maceración determina la eficiencia extractiva, alcanzándose un máximo a las 24 horas, mientras que la agitación no genera un incremento significativo en el contenido de fenoles totales.

La comparación presentada en la Figura 7 evidencia una mayor concentración de fenoles totales en los extractos de hojas respecto de los obtenidos a partir de flores. En ambos casos, el valor máximo se alcanzó después de 24 horas de maceración con agitación, registrándose 13,72 mg EAG/L en hojas y 9,32 mg EAG/L en flores. A partir de las 36 horas, se observa una disminución en ambos órganos y tratamientos, lo que sugiere la existencia de un tiempo óptimo de extracción.

Los hallazgos de esta investigación guardan relación con los resultados de Benítez-Benítez et al. (2019), quienes obtuvieron una mayor eficiencia extractiva al emplear 48 horas de maceración con agitación. De manera similar,

Muzykiewicz-Szymańska et al. (2024) señalaron que la prolongación del periodo de extracción puede ocasionar una disminución en la concentración de polifenoles. En este sentido, Bouterfas et al. (2014) atribuyen esta disminución a procesos de degradación u oxidación de compuestos fenólicos durante maceraciones prolongadas.

Los resultados obtenidos por Sánchez y Anicaina (2015) mostraron un comportamiento diferente al observado en esta investigación, ya que determinaron un contenido de fenoles de 354,2 mg EAG/g en flores y de 51,8 mg EAG/g en hojas. La discrepancia entre ambos estudios podría estar relacionada con las diferencias en las condiciones y procedimientos de extracción, así como con la distribución y concentración de los compuestos fenólicos entre los distintos órganos de la planta. Al respecto, Harborne (1998) y Singleton et al. (1999) señalan que estos compuestos se distribuyen de manera heterogénea en la planta, siendo las hojas una de las estructuras donde frecuentemente se encuentran en mayor concentración debido a su papel en los mecanismos de defensa y adaptación, mientras que Nemat et al. (2025) destacan que su contenido puede variar entre especies, poblaciones, individuos e incluso entre diferentes partes de una misma planta, así como por factores fisiológicos, etapa de desarrollo y condiciones ambientales. Asimismo, Espinoza-Córdova et al. (2024) evidenciaron que el contenido fenólico puede variar incluso dentro de una misma especie según el origen geográfico y las condiciones de extracción.

En conjunto, estos resultados confirman que las hojas presentan mayor capacidad de acumulación de fenoles bajo las condiciones evaluadas, y que el tiempo de maceración es un factor crítico para optimizar su extracción.

La Figura 8 evidencia que los extractos de hojas de *Chuquiraga spinosa* alcanzaron su mayor contenido de sólidos totales después de 48 horas de maceración, tanto con agitación (22,44 g/L) como sin agitación (20,00 g/L), observándose una disminución a las 60 horas. Este comportamiento indica que el incremento del tiempo de maceración favorece inicialmente la extracción de compuestos solubles, aunque periodos prolongados pueden reducir su contenido. Ortiz (2017) registró un contenido de sólidos totales de 36,67 g/L en *Chuquiraga jussieu*, mientras que Pérez-Portero et al. (2021) obtuvieron 37,06 g/L en *Spondias mombin*. Asimismo, Ochoa et al. (2013) informaron un valor de 25,22 g/100 mL para *Petiveria alliacea*. En los tres casos, los valores reportados fueron superiores a los obtenidos en la presente investigación, lo cual puede atribuirse a

diferencias en el solvente, la especie y las condiciones de extracción. Por su parte, Valdez et al. (2022) señalaron que factores como el tamaño de partícula, la agitación y el uso de solventes hidroalcohólicos influyen significativamente en el rendimiento de sólidos totales.

En conjunto, estos resultados confirman que el tiempo de maceración y la agitación favorecen la extracción de compuestos solubles en hojas de *Chuquiraga spinosa*, estableciéndose 48 horas como el tiempo óptimo bajo las condiciones evaluadas.

De acuerdo con la Figura 9, el contenido máximo de sólidos totales en los extractos de flores de *Chuquiraga spinosa* se obtuvo después de 36 horas de maceración con agitación, alcanzando 9,55 g/L, en comparación con 7,56 g/L sin agitación observándose posteriormente una disminución en ambos tratamientos. Este comportamiento indica que el tiempo de maceración influye directamente en la extracción de compuestos solubles, alcanzándose un punto máximo antes de que el rendimiento disminuya.

La reducción observada a tiempos prolongados puede atribuirse a fenómenos de saturación del solvente o degradación de los compuestos extraídos. En este sentido, Bouterfas et al. (2014) señalan que maceraciones prolongadas pueden generar oxidación y transformación de compuestos fenólicos, mientras que Muzykiewicz-Szymańska et al. (2024) indican que un exceso en el tiempo de extracción puede reducir el contenido final de polifenoles. Asimismo, Cacace y Mazza (2003) explican que este comportamiento responde a un proceso de difusión que alcanza un equilibrio, y Azmir et al. (2013) destacan que tiempos prolongados incrementan el riesgo de degradación de los compuestos.

En conjunto, estos resultados confirman que el tiempo de maceración es un factor determinante en la extracción de sólidos totales en flores de *Chuquiraga spinosa*, existiendo un intervalo óptimo entre 36 y 48 horas bajo las condiciones evaluadas.

En la Figura 10 se observa que las hojas de *Chuquiraga spinosa* presentaron un contenido de sólidos totales superior al registrado en las flores, alcanzando su valor máximo a las 48 horas de maceración con agitación. A partir de las 60 horas, se observa una disminución en ambos órganos y tratamientos, lo que indica la existencia de un tiempo óptimo de extracción.

Este comportamiento sugiere que la maceración favorece inicialmente la liberación de materia soluble (incluyendo compuestos fenólicos y otros

metabolitos); sin embargo, tiempos prolongados pueden generar saturación del solvente o degradación de los compuestos extraídos. Según Laloo et al. (2024), la recuperación de compuestos mediante extracción sólido-líquido está condicionada por las características del proceso y por el periodo de contacto con el solvente, mientras que Valdez et al. (2022) indican que el contenido de sólidos totales está directamente relacionado con la cantidad de fitoquímicos presentes en la matriz vegetal.

En conjunto, estos resultados confirman que las hojas presentan mayor rendimiento de sólidos totales y que 48 horas constituye el tiempo óptimo de extracción bajo las condiciones evaluadas.

Los resultados del análisis estadístico mostraron un efecto significativo del método de extracción sobre los fenoles totales presentes en las hojas; en contraste, dicho efecto no fue significativo en las flores, lo que sugiere diferencias en la composición y en la respuesta de los tejidos vegetales frente a la agitación. Asimismo, se observó un efecto significativo del método sobre el contenido de sólidos totales tanto en hojas como en flores, confirmando que la agitación constituye un factor relevante en la eficiencia del proceso extractivo. La cantidad de sustancias extraídas y las características funcionales del producto final pueden variar en función de las condiciones aplicadas durante el proceso extractivo, tal como han señalado Mohamed y Loumerem (2024).

En términos generales, el proceso extractivo presentó variaciones según el tiempo de maceración, la aplicación de agitación y el órgano vegetal evaluado. Las hojas de *Chuquiraga spinosa* registraron mayores contenidos de fenoles y sólidos totales que las flores. Los valores máximos se obtuvieron a las 24 horas para fenoles totales y a las 48 horas para sólidos totales, observándose posteriormente una disminución. La agitación favoreció principalmente la extracción en hojas, mientras que en flores su efecto fue limitado. Estos resultados ponen de manifiesto la importancia de establecer condiciones extractivas adecuadas y seleccionar el órgano vegetal de interés para optimizar la obtención de extractos con potencial aplicación biológica.

VI. CONCLUSIONES

1. El contenido de fenoles totales de los extractos etanólicos de *Chuquiraga spinosa* presentó variaciones asociadas al método de extracción, al tiempo de maceración y a la parte vegetal analizada. El mayor contenido se obtuvo en hojas sometidas a agitación durante 24 horas (13,72 mg EAG/L), mientras que en flores no se evidenciaron diferencias significativas entre los tratamientos con y sin agitación, lo que indica una respuesta diferencial según la parte de la planta.
2. Los extractos etanólicos obtenidos a partir de las hojas de *Chuquiraga spinosa* presentaron un contenido de sólidos totales superior al registrado en los extractos de flores, alcanzando su valor máximo a las 48 horas de maceración con agitación (22,44 g/L). Asimismo, el método de extracción influyó significativamente en este parámetro tanto en hojas como en flores.
3. Los resultados obtenidos muestran que la cantidad de compuestos fenólicos y sólidos totales recuperados de *Chuquiraga spinosa* varió según el método extractivo, el periodo de maceración y la parte vegetal analizada, siendo la agitación y tiempos de extracción intermedios a prolongados factores clave para optimizar el rendimiento de los extractos.

VII. RECOMENDACIONES

1. Ampliar la caracterización fitoquímica de *Chuquiraga spinosa* mediante el análisis cuantitativo de otros compuestos bioactivos presentes en la especie.
2. Realizar estudios de toxicidad con el fin de determinar la seguridad en el uso de *Chuquiraga spinosa*.
3. Aplicar y comparar otros métodos de extracción, con el fin de optimizar la obtención de fenoles totales.
4. Evaluar otras variedades de *Chuquiraga spinosa* disponibles en las distintas localidades de nuestra región, a fin de determinar posibles variaciones en su composición química.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Abarca-Vargas, R., & Petricevich, V. L. (2018). Importancia biológica de los compuestos fenólicos. *Inventio*, 14(34), 33–38. <https://inventio.uaem.mx/index.php/inventio/article/view/111/61>
- Abril, N., Bárcena, J. A., Fernández, E., Galván, A., Jorrín, J., Peinado, J., Meléndez-Valdés, F. T., & Túnez, I. (2000). *Espectrofotometría: Espectros de absorción y cuantificación colorimétrica de biomoléculas*. https://www.uco.es/dptos/bioquimica-biol-mol/pdfs/08_ESPECTROFOTOMETRIA.pdf
- Arceusz, A., Wesolowski, M., & Konieczynski, P. (2013). Methods for extraction and determination of phenolic acids in medicinal plants: A review. *Natural Product Communications*, 8(12), 1821–1829. <https://doi.org/10.1177/1934578X1300801238>
- Azmir, J., Zaidul, I. S. M., Rahman, M. M., Sharif, K. M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M. H. A., Ghafoor, K., Norulaini, N. A. N., & Omar, A. K. M. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117(4), 426–436. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>
- Azwanida, N. (2015). A review on the extraction methods used in medicinal plants: Principles, strengths and limitations. *Medicinal & Aromatic Plants*, 4(3), Article 196. <https://doi.org/10.4172/2167-0412.1000196>
- Benítez-Benítez, R., Sarria-Villa, R. A., Gallo-Corredor, J. A., Pérez, N. O., Álvarez, J. H., & Giraldo, C. I. (2019). Obtención y rendimiento del extracto etanólico de dos plantas medicinales. *Revista de la Facultad de Ciencias Básicas*, 15(1), 31–40. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7975126>
- Bouterfas, K., Mehdadi, Z., Benmansour, D., Boumedien, M., Bouterfas, M., & Latreche, A. (2014). Optimization of extraction conditions of some phenolic compounds from *Marrubium vulgare* L. leaves. *International Journal of Organic Chemistry*, 4(5), 292–308. <https://doi.org/10.4236/ijoc.2014.45032>
- Bussmann, R. W., & Sharon, D. (2006). Traditional medicinal plant use in Northern Peru: Tracking two thousand years of healing culture. *Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine*, 2, 47. <https://doi.org/10.1186/1746-4269-2-47>

- Cacace, J. E., & Mazza, G. (2003). Mass transfer process during extraction of phenolic compounds from milled berries. *Journal of Food Engineering*, 59(4), 379–389. [https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(02\)00497-1](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(02)00497-1)
- Chilón, N., & Tingal, A. (2020). *Cuantificación de hierro en los extractos de Beta vulgaris “acelga” y Spinacia oleracea “espinaca” para incentivar su consumo en la prevención de anemia* [Tesis para optar el título profesional, Universidad Privada Antonio Guillermo Urrelo]. Repositorio Institucional Universidad Privada Antonio Guillermo Urrelo. <http://repositorio.upagu.edu.pe/handle/UPAGU/1383>
- Condorhuamán, M., Rojas, L., Collado, A., Lizano, J., Hernandez, E., Contreras, E., Obregon, A., Cuba, R., Enciso, E., Quiñones, J., & Tapia, E. (2019). Efecto del extracto etanólico de *Chuquiraga spinosa* (huamanpinta) sobre el síndrome metabólico en ratas. *Revista Peruana de Medicina Integrativa*, 4(1), 12–19. <https://rpmi.pe/index.php/rpmi/article/view/512>
- Cumbicos, L. (2021). *Análisis comparativo de métodos de extracción de metabolitos secundarios producidos por tres especies de plantas medicinales nativas del Ecuador* [Tesis de licenciatura, Universidad Técnica de Ambato]. Repositorio Institucional UTA. <https://repositorio.uta.edu.ec/server/api/core/bitstreams/490560db-b45d-4db6-8c90-e26edaf1bdc3/content>
- Dai, J., & Mumper, R. J. (2010). Plant phenolics: Extraction, analysis and their antioxidant and anticancer properties. *Molecules*, 15(10), 7313–7352. <https://doi.org/10.3390/molecules15107313>
- Dueñas, A., Alcívar, U., Sacon, E., Bravo, L., & Villanueva, G. (2016). Determinación de las condiciones de extracción de compuestos fenólicos a partir de *Chuquiraga jussieui* J.F. Gmel. usando la lixiviación de muestras sólidas. *Tecnología Química*, 36(2). <https://www.redalyc.org/journal/4455/445546335005/>
- Espinoza-Córdova, G., Retuerto-Figueroa, M. G., Vargas-De La Cruz, C., Huamaní, J. P., Aronés-Jara, M. R., Calixto-Cotos, M. R., Ramos, E., Torres Aguilar, T., Gorriti, A., & Espichán, F. (2023). Caracterización fisicoquímica y capacidad antioxidante del extracto de *Vaccinium floribundum* Kunth “pushgay”. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 89(3), 182–192. <https://doi.org/10.37761/rsqp.v89i3.437>

- Flores-Aguilar, E., & Flores-Rivera, E. del P. (2018). Estabilidad de los niveles de antocianinas, fenoles totales y actividad antioxidante de bebidas obtenidas de maíz morado (*Zea mays* L.) y uña de gato (*Uncaria tomentosa* sp.). *Información Tecnológica*, 29(2), 175–184. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642018000200175>
- Folin, O., & Ciocalteu, V. (1927). On tyrosine and tryptophane determinations in proteins. *Journal of Biological Chemistry*, 73(2), 627–650.
- García, R. D. (2018). Instrumentos que revolucionaron la química: La historia del espectrofotómetro. *Avances en Química*, 13(3), 79–82. <https://www.redalyc.org/journal/933/93368279004/>
- Handa, S. S., Khanuja, S. P. S., Longo, G., & Rakesh, D. D. (Eds.). (2008). *Extraction technologies for medicinal and aromatic plants*. United Nations Industrial Development Organization & International Centre for Science and High Technology. https://www.unido.org/sites/default/files/2009-10/Extraction_technologies_for_medicinal_and_aromatic_plants_0.pdf
- Harborne, A. J. (1998). *Phytochemical methods: A guide to modern techniques of plant analysis* (3rd ed.). Springer. <https://link.springer.com/book/9780412572609>
- Hu, K., Liu, X., Ma, H., Zhao, D., Song, J., Zeng, H., & Zhang, Z. (2024). Selective extraction and analysis of phenolic acids in herbal plants using Fe₃O₄@MXene@PEI aerogel. *Talanta*, 277, 126344. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2024.126344>
- Instituto de Investigaciones Marinas y Costeras (INVEMAR). (2003). *Manual de técnicas analíticas para la determinación de parámetros fisicoquímicos y contaminantes marinos: aguas, sedimentos y organismos* (3.^a ed.). Programa Calidad Ambiental Marina (CAM). [INVEMAR – Manual de técnicas analíticas](#)
- Khoddami, A., Wilkes, M. A., & Roberts, T. H. (2013). Techniques for analysis of plant phenolic compounds. *Molecules*, 18(2), 2328–2375. <https://doi.org/10.3390/molecules18022328>
- Laloo, N., Terblanche, U., Ssemakalu, C. C., & Pillay, M. (2024). The effect of solvent, pH, extraction time and temperature on the extraction of phenolic compounds and antioxidant activity of *Carpobrotus edulis*.

- Journal of Phytology*, 16, 1–7.
<https://doi.org/10.25081/jp.2024.v16.8393>
- Malpica, S., Acosta, A., Benedito, J., & Castillo, R. (2024). Efecto de tres métodos de extracción en el rendimiento, actividad antioxidante, fenoles totales y estabilidad de extractos de hojas de *Plectranthus amboinicus*. *CienciaUAT*, 18(2), 91–108.
<https://doi.org/10.29059/cienciauat.v18i2.1797>
- Miklavčič Višnjevec, A., Kozlovič, G., Fonseca, G., Zamuner, A., Barp, L., & Moret, S. (2025). Optimization of pressurized liquid extraction of phenolic compounds from green pea (*Pisum sativum*) flour. *Food Chemistry*, 493, 144997.
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2025.144997>
- Mohamed, A., & Loumerem, M. (2024). Effect of different extraction methods on phenolic content, flavonoid levels, and antioxidant activities of four local populations of pea (*Pisum sativum* L.) from Southern Tunisia. *Journal of Oasis Agriculture and Sustainable Development*, 6(4), 1–9.
<https://doi.org/10.56027/JOASD.282024>
- Muzykiewicz-Szymańska, A., Kucharska, E., Pelech, R., Nowak, A., Jakubczyk, K., & Kucharski, Ł. (2024). The optimisation of ultrasound-assisted extraction for the polyphenols content and antioxidant activity on *Sanguisorba officinalis* L. aerial parts using response surface methodology. *Applied Sciences*, 14(20), 9579.
<https://doi.org/10.3390/app14209579>
- Nemat Shahi, N., Abrishamchi, P., Radjabian, T., & Salami, S. A. (2025). Impact of plant age on phenolic acids production in *Salvia leriifolia* Benth. as a medicinal plant: Insights into the contributions of enzymes and biosynthetic pathways. *South African Journal of Botany*, 184, 794–805. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2025.05.021>
- Ochoa, A., Marín, J., Rivero, D., & Aguilera, E. M. (2013). Caracterización física, físico-química y química de extractos totales de hojas frescas de *Petiveria alliacea* L. con acción antimicrobiana. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 44(1), 52–59.
https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1870-01952013000100007

- Ortiz, T. A. (2017). *Evaluación de la actividad antioxidante, antiinflamatoria y citotóxica in vitro de diferentes extractos de Chuquiraga jussieui obtenidos mediante secado por aspersión* [Trabajo de titulación, Universidad Técnica de Ambato].
https://docs.bvsalud.org/biblioref/2019/06/998245/evaluacion-de-la-actividad-antioxidante-antiinflamatoria-y-cito_YPKwOBc.pdf
- Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2009). Plant polyphenols as dietary antioxidants in human health and disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2(5), 270–278.
<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.4161/oxim.2.5.9498>
- Peñarrieta, J. M., Tejeda, L., Mollinedo, P., Vila, J. L., & Bravo, J. A. (2014). Phenolic compounds in food. *Revista Boliviana de Química*, 31(1), 15–23.
https://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0250-54602014000100003
- Pérez-Chauca, E., Saldaña-Bobadilla, V., & Minchán-Herrera, P. (2020). Etnobotánica, farmacología, fitoquímica y usos medicinales de Huamanpinta en el Perú – *Chuquiraga spinosa* Less. (Asteraceae). *Ethnobotany Research and Applications*, 19, 1–13.
<https://doi.org/10.32859/era.19.22.1-13>
- Pérez-Portero, Y., Vera-Ayala, A., García-Díaz, J., Escalona-Arranz, J. C., & Casals-Hung, M. (2021). Estabilidad físico-química del extracto hidroetanólico al 70 % de hojas de *Spondias mombin* L. *Revista Cubana de Química*, 33(3), 305–325.
http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S2224-54212021000300305
- Sakdasukon, T., & Thanachasai, S. (2022). Effect of agitation on extraction of phenolic compounds from ripe pericarp of *Wodyetia bifurcata*. *Maejo International Journal of Energy and Environmental Communication*, 4(1), 44–48. <https://doi.org/10.54279/mijeec.v4i1.246121>
- Sánchez, M., & Anicaina, N. (2015). *Contenido de polifenoles totales y actividad antioxidante in vitro del extracto etanólico de hojas y flores de Chuquiraga spinosa* Less. “huamanpinta” [Tesis de licenciatura, Universidad Nacional San Luis Gonzaga]. Repositorio Institucional UNICA.

<https://repositorio.unica.edu.pe/server/api/core/bitstreams/dfffae17-a7f3-44aa-9d78-593de035a7bf/content>

- Sasidharan, S., Chen, Y., Saravanan, D., Sundram, K., & Yoga, L. (2011). Extraction, isolation and characterization of bioactive compounds from plants' extracts. *African Journal of Traditional, Complementary and Alternative Medicines*, 8(1), 1–10. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC3218439/>
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299, 152–178. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(99\)99017-1](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(99)99017-1)
- Solís, C., Ore, F., Javier, J., Gavilán, H., & Gaspar, B. (2023). Evaluación de las propiedades fitoquímicas del macerado de los fragmentos de *Chuquiraga spinosa* (huamanpinta). *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 7(2), 2345–2361. <https://ciencialatina.org/index.php/cienciala/article/view/13667/19620>
- Soto Haro, M. A. (2022). *Métodos de extracción de compuestos fenólicos presentes en el cáliz de la flor de jamaica (Hibiscus sabdariffa) y su actividad antioxidante* [Trabajo de titulación, Universidad Central del Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/29105>
- Stalikas, C. D. (2007). Extraction, separation, and detection methods for phenolic acids and flavonoids. *Journal of Separation Science*, 30(18), 3268–3295. <https://doi.org/10.1002/jssc.200700261>
- Sullca, R. (2019). *Propiedades farmacológicas y fitoterapéuticas de la Chuquiraga spinosa* [Trabajo monográfico, Instituto Superior Tecnológico “Arzobispo Loayza”]. <https://es.scribd.com/document/417144640/Huamanpinta>
- Tovar, O. (1952). Revisión de las especies peruanas del género *Chuquiraga*. *Publicaciones del Museo de Historia Natural “Javier Prado”, Serie B: Botánica*, (5), 1–30. https://museohn.unmsm.edu.pe/docs/pub_botanica/Publicaciones%20Bot%C3%A1nica%20Serie%20B%20N%C2%B0%205.pdf
- Valdez, L. L., Gutiérrez Gaitén, Y. I., García Mir, V., & Nieto Acosta, O. M. (2022). Caracterización del proceso extractivo por maceración mediante un diseño factorial fraccionado en *Nephelium lappaceum* L.

Revista Cubana de Farmacia, 55(3), e738.
<https://www.medigraphic.com/pdfs/revcubfar/rcf-2022/rcf223i.pdf>

ANEXOS

Anexo 1. Constancia de identificación taxonómica de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don “huamanpinta”.

CONSTANCIA

**LA BIOLOGA LAURA AUCASIME MEDINA ESPECIALISTA EN
TAXONOMÍA Y SISTEMÁTICA DE PLANTAS DEJA CONSTANCIA:**

Que, la Bach. en Ciencias Biológicas, **Srta. Sol Andrea Lucero, Vega Aparicio**, ha solicitado la identificación de una muestra vegetal para trabajo de tesis.

Dicha muestra ha sido estudiada y determinada según el Sistema de Clasificación de Cronquist. A. 1988, siendo su posición taxonómica la siguiente:

DIVISIÓN	:	MAGNOLIOPHYTA
CLASE	:	MAGNOLIOPSIDA
SUB CLASE	:	ASTERIDAE
ORDEN	:	ASTERALES
FAMILIA	:	ASTERACEAE
GENERO	:	Chuquiraga
ESPECIE	:	<i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don
N.V.	:	“huamanpinta”, “qari sirwi”

Se expide la certificación correspondiente a solicitud de la interesada para los fines que estime conveniente.

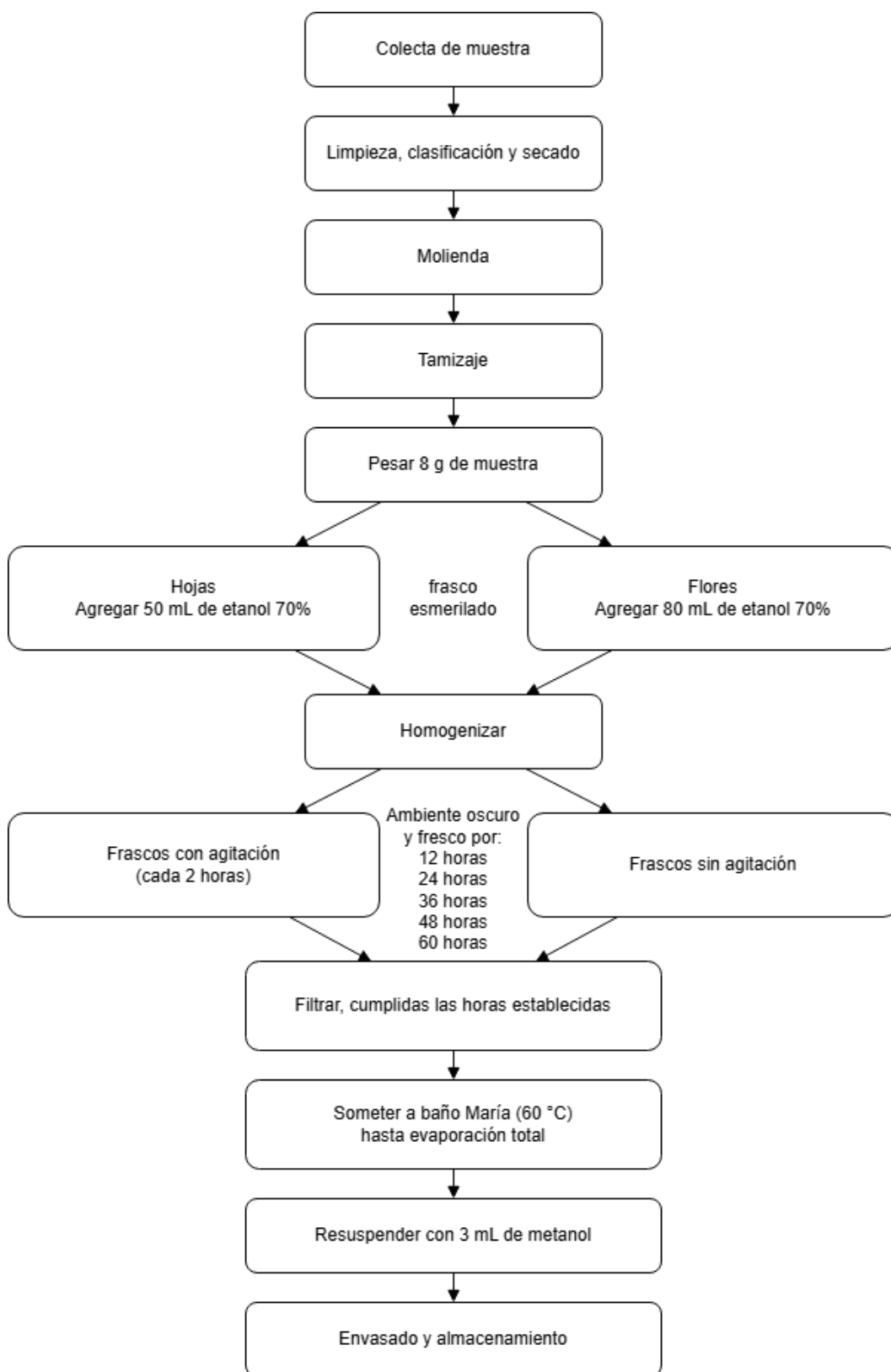
Ayacucho, 12 de abril del 2025


LAURA AUCASIME MEDINA
BIÓLOGA
Reg. C.B.P. N° 583 C.R. - XIII

Anexo 2. *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don “huamanpinta”, colectada en el distrito de Hualla, provincia de Víctor Fajardo, departamento de Ayacucho.



Anexo 3. Flujograma del procedimiento para la obtención de extractos etanólicos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación.



Anexo 4. Selección y colecta de muestra de *Chuquiraga spinosa* (R. & P.) D. Don “huamanpinta”.

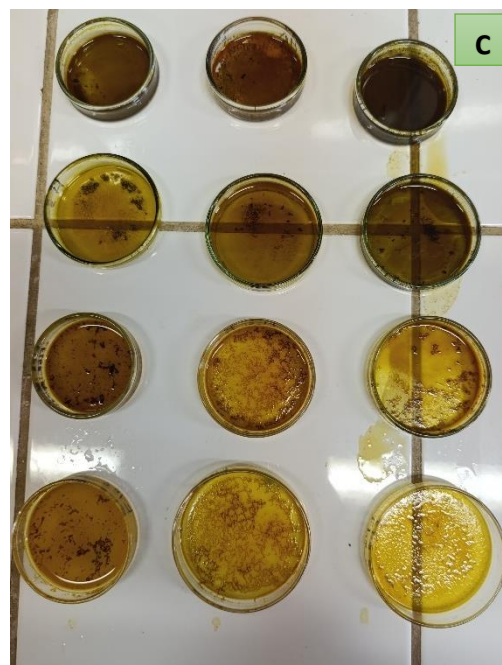


Anexo 5. Clasificación y molienda de la muestra de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”.



Nota: La imagen (A) presenta la clasificación de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*; (B y C) corresponden a las flores y las hojas, respectivamente; mientras que la imagen (D) muestra la molienda de hojas (parte superior) y flores (parte inferior).

Anexo 6. Proceso de filtrado y evaporación en baño María del extracto etanólico de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”.



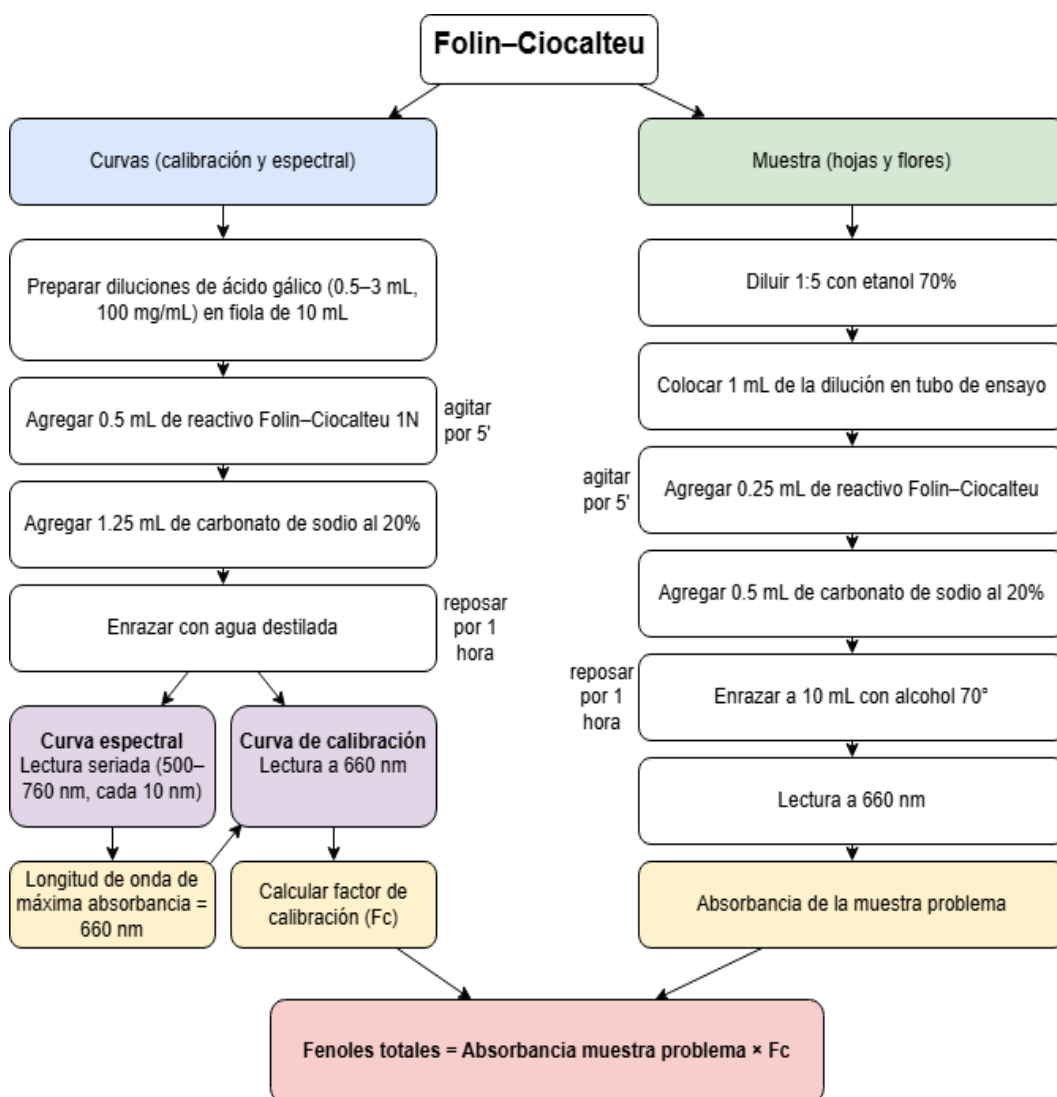
Nota: En la imagen (A) se muestra el proceso de filtrado de los extractos de hojas y flores sometidos a 12 horas de maceración, con y sin agitación; en las imágenes (B) y (C), las muestras en baño María hasta la evaporación total.

Anexo 7. Envasado y almacenamiento



Nota: En la imagen (A) se muestra el proceso de resuspensión de las muestras con metanol; en la imagen (B), el trasvasado de la muestra resuspendida a frascos de vidrio para su almacenamiento.

Anexo 8. Flujograma del procedimiento para la determinación del contenido de fenoles totales en extractos etanólicos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación.



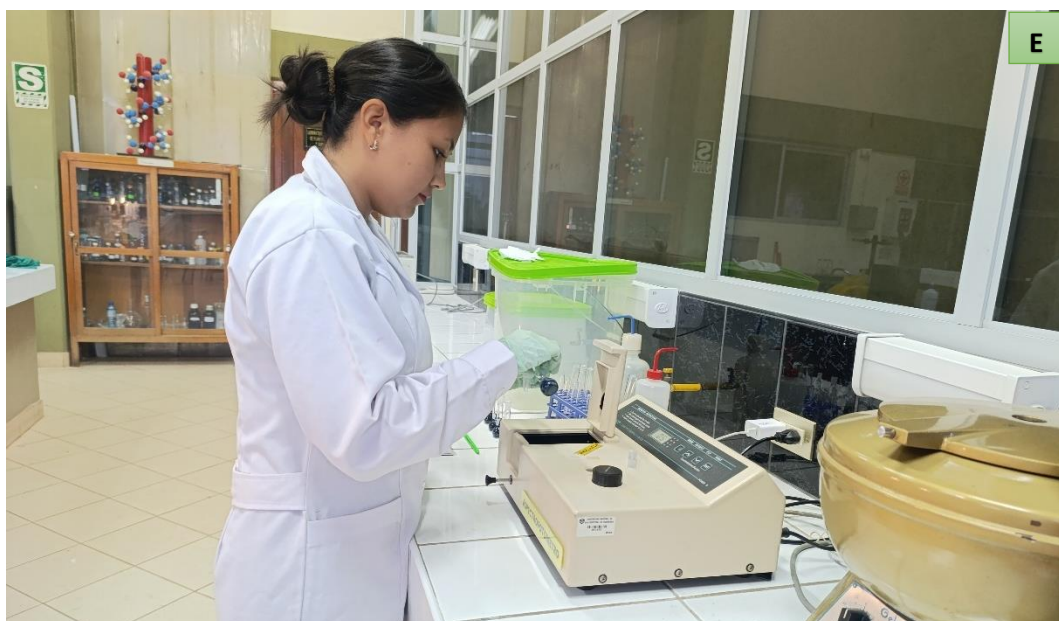
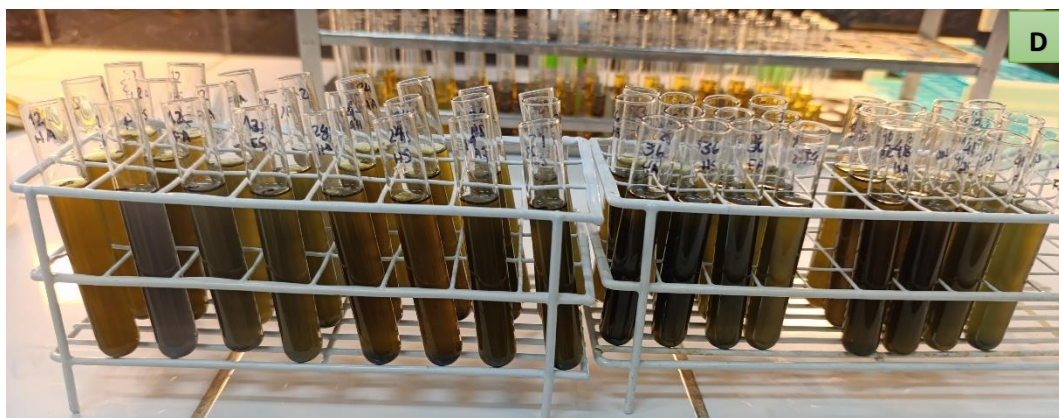
Anexo 9. Preparación y lectura de muestras para la obtención de la curva espectral y la curva de calibración.



Nota: En la imagen (A) se observan las diluciones de ácido gálico, con concentraciones de 5, 10, 15, 20, 25 y 30 mg/L; (B), la lectura seriada en el espectrofotómetro; y en la imagen (C), el estándar de ácido gálico utilizado en el análisis.

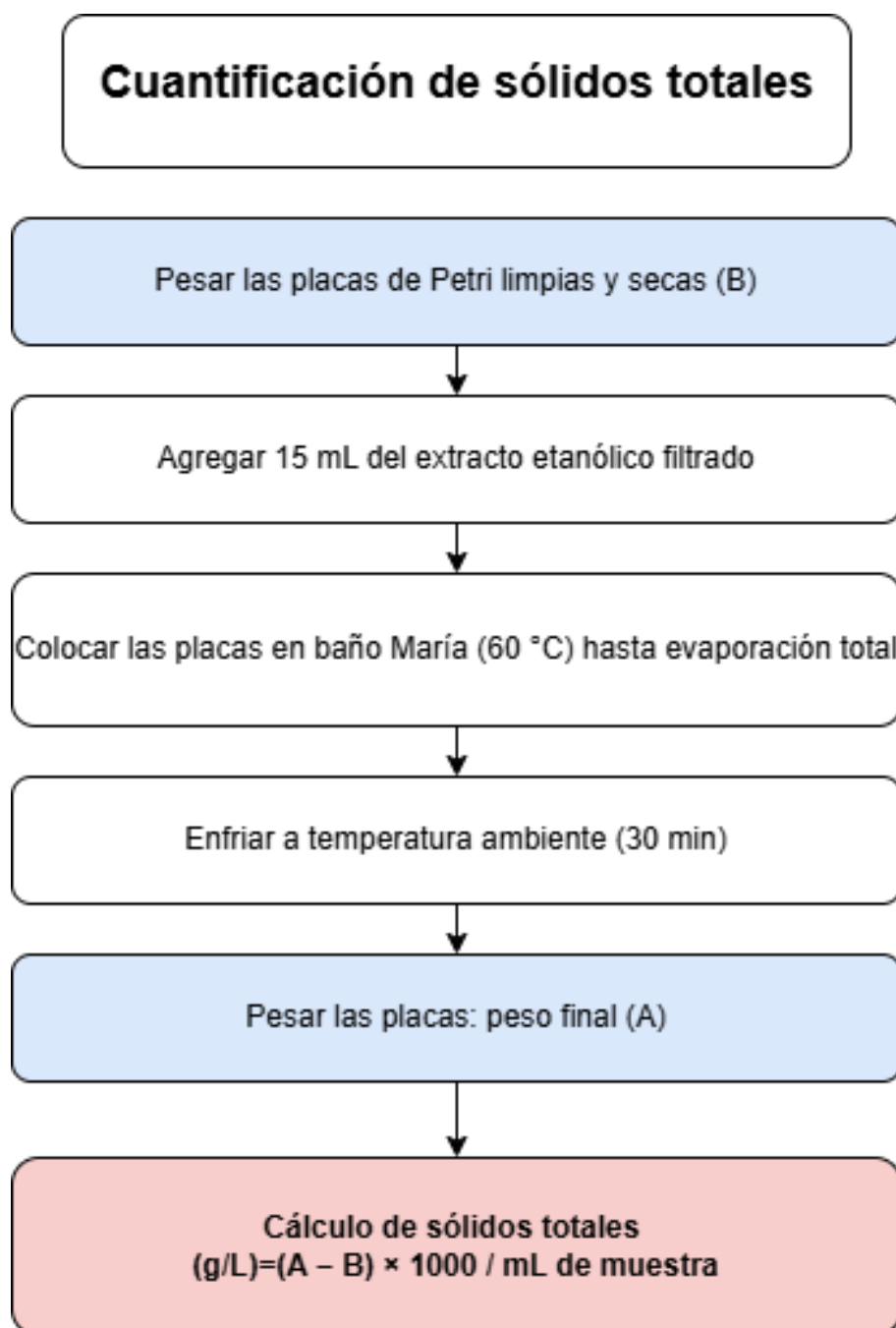
Anexo 10. Cuantificación de fenoles totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”.





Nota: En las imágenes (A) y (B) se observan 48 muestras de los extractos obtenidos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa*, a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación; en la imagen (C), la dilución 1:5 con etanol; en la imagen (D), la formación de la coloración azul característica de la reducción del complejo fosfomolibdotúngstico; y en la imagen (E), la lectura en el espectrofotómetro.

Anexo 11. Flujograma del procedimiento para la determinación del contenido de sólidos totales en extractos etanólicos de hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación.

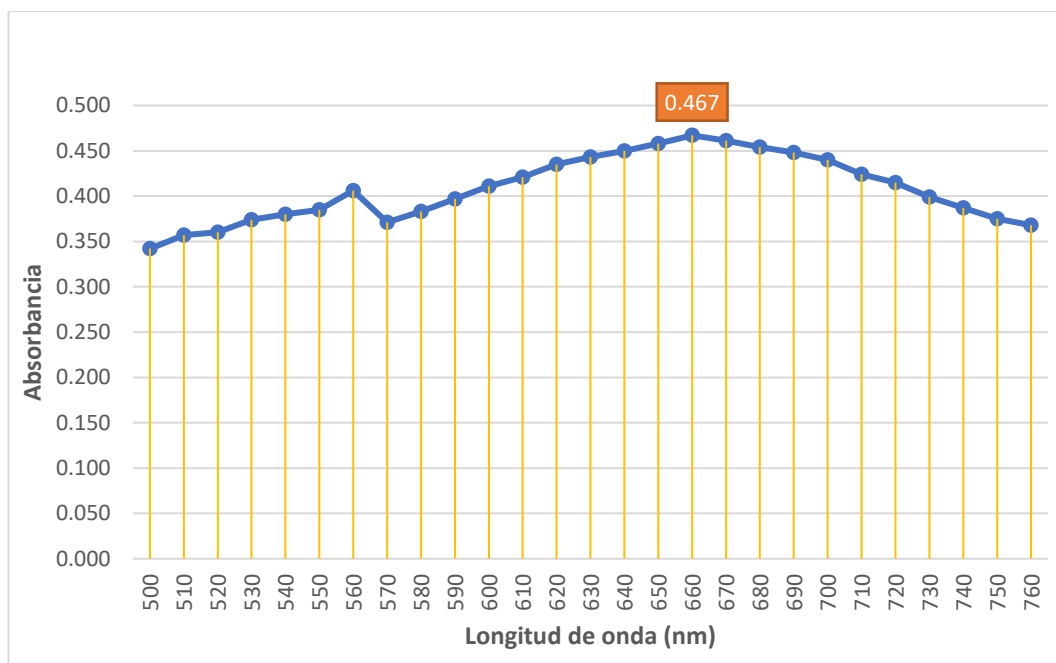


Anexo 12. Determinación del contenido de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”.



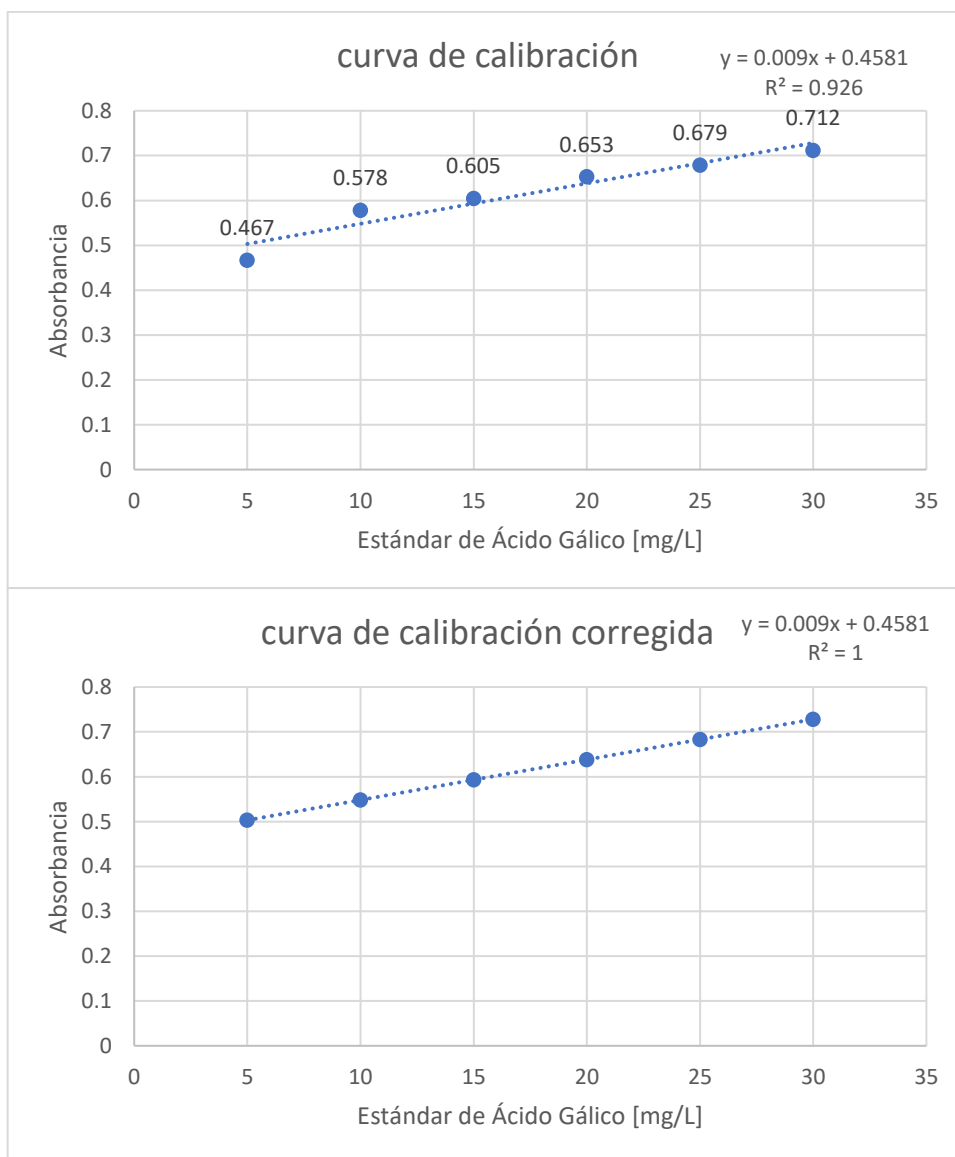
Nota: En la imagen (A) se muestra la toma de 15 mL de extracto etanólico filtrado para su trasvase a una placa previamente pesada, limpia y seca; en las imágenes (B) y (C) se observa el proceso de evaporación en baño María hasta la eliminación total del solvente; y en la imagen (D), el pesaje final.

Anexo 13. Curva espectral de fenoles totales.



Anexo 14. Curva de calibración de fenoles totales.

Concentración de fenoles	Absorbancia
5 mg/L	0,467
10 mg/L	0,578
15 mg/L	0,605
20 mg/L	0,653
25 mg/L	0,679
30 mg/L	0,712



Anexo 15. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 12 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 mg EAG/L	R2 mg EAG/L	R3 mg EAG/L	Promedio mg EAG/L	Desv. Est.
Hoja c/a	8,34	7,58	8,47	8,13	0,48
Hoja s/a	9,55	9,88	8,85	9,43	0,53
Flor c/a	4,87	5,14	3,68	4,56	0,78
Flor s/a	5,06	5,09	5,22	5,12	0,09

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 16. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 24 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 mg EAG/L	R2 mg EAG/L	R3 mg EAG/L	Promedio mg EAG/L	Desv. Est.
Hoja c/a	13,10	14,34	13,72	13,72	0,62
Hoja s/a	11,66	11,10	12,02	11,59	0,46
Flor c/a	8,88	10,09	8,99	9,32	0,67
Flor s/a	8,39	9,50	8,69	8,86	0,57

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 17. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 36 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 mg EAG/L	R2 mg EAG/L	R3 mg EAG/L	Promedio mg EAG/L	Desv. Est.
Hoja c/a	9,07	9,42	10,53	9,67	0,76
Hoja s/a	8,66	8,25	9,42	8,78	0,59
Flor c/a	4,47	4,01	3,92	4,13	0,29
Flor s/a	3,82	5,01	4,84	4,56	0,65

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 18. Contenido de fenoles totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 48 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 mg EAG/L	R2 mg EAG/L	R3 mg EAG/L	Promedio mg EAG/L	Desv. Est.
Hoja c/a	8,55	8,25	9,80	8,87	0,82
Hoja s/a	8,28	9,04	8,31	8,54	0,43
Flor c/a	3,55	4,19	3,14	3,63	0,53
Flor s/a	3,49	35,7	3,27	3,45	0,15

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 19. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 12 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 g/L	R2 g/L	R3 g/L	Promedio g/L	Desv. Est.
Hoja c/a	10,00	11,33	10,67	10,67	0,67
Hoja s/a	3,33	4,67	3,33	3,78	0,77
Flor c/a	2,67	1,33	2,00	2,00	0,67
Flor s/a	0,67	1,33	0,67	0,89	0,38

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 20. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 24 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 g/L	R2 g/L	R3 g/L	Promedio g/L	Desv. Est.
Hoja c/a	14,00	13,33	12,00	13,11	1,02
Hoja s/a	10,00	11,33	11,33	10,89	0,77
Flor c/a	3,33	4,00	3,33	3,56	0,38
Flor s/a	2,00	2,67	2,00	2,22	0,38

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 21. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 36 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 g/L	R2 g/L	R3 g/L	Promedio g/L	Desv. Est.
Hoja c/a	22,67	22,00	21,33	22,00	0,67
Hoja s/a	17,33	18,00	17,33	17,55	0,39
Flor c/a	10,00	9,33	9,33	9,55	0,39
Flor s/a	6,67	8,67	7,33	7,56	1,02

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 22. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 48 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 g/L	R2 g/L	R3 g/L	Promedio g/L	Desv. Est.
Hoja c/a	22,00	22,67	22,67	22,44	0,38
Hoja s/a	20,00	20,67	19,33	20,00	0,67
Flor c/a	8,00	10,00	9,33	9,11	1,02
Flor s/a	8,00	8,00	7,33	7,78	0,38

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 23. Contenido de sólidos totales en hojas y flores de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta” a 60 horas de maceración, con y sin agitación, Ayacucho-2025.

	R1 g/L	R2 g/L	R3 g/L	Promedio g/L	Desv. Est.
Hoja c/a	15,89	16,72	15,69	16,10	0,55
Hoja s/a	15,12	16,20	16,08	15,80	0,59
Flor c/a	8,23	7,11	6,95	7,43	0,70
Flor s/a	5,89	6,34	4,69	5,64	0,85

Donde:

c/a: Con agitación

s/a: Sin agitación

R1: Repetición 1

R2: Repetición 2

R3: Repetición 3

Anexo 24. Análisis estadístico del contenido de fenoles totales en hojas de *Chuquiraga spinosa* a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

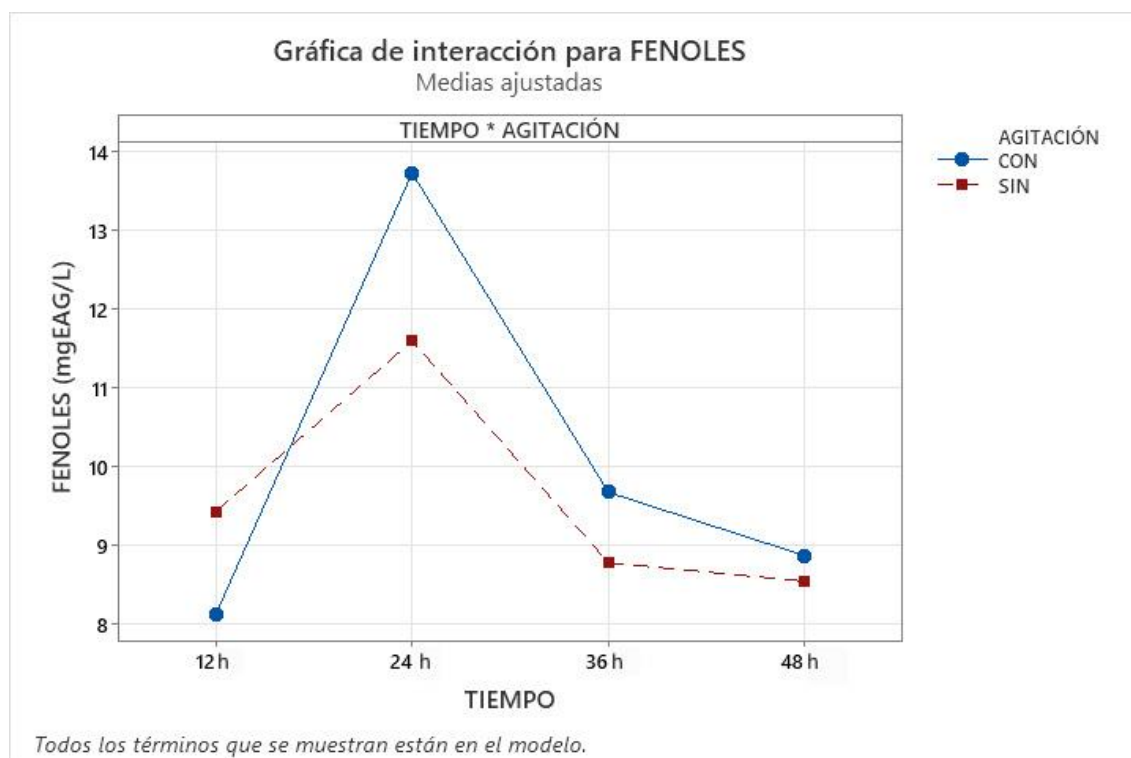
Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
TIEMPO	3	64.376	21.4588	59.27	0.000
AGITACIÓN	1	1.573	1.5726	4.34	0.054
TIEMPO*AGITACIÓN	3	9.113	3.0375	8.39	0.001
Error	16	5.793	0.3620		
Total	23	80.855			

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

TIEMPO*AGITACIÓN	N	Media	Agrupación
24 H CON	3	13.7214	A
24 H SIN	3	11.5924	B
36 H CON	3	9.6709	C
12 H SIN	3	9.4273	C
48 H CON	3	8.8680	C
36 H SIN	3	8.7778	C
48 H SIN	3	8.5432	C
12 H CON	3	8.1282	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Anexo 25. Análisis estadístico del contenido de fenoles totales en flores de *Chuquiraga spinosa* a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

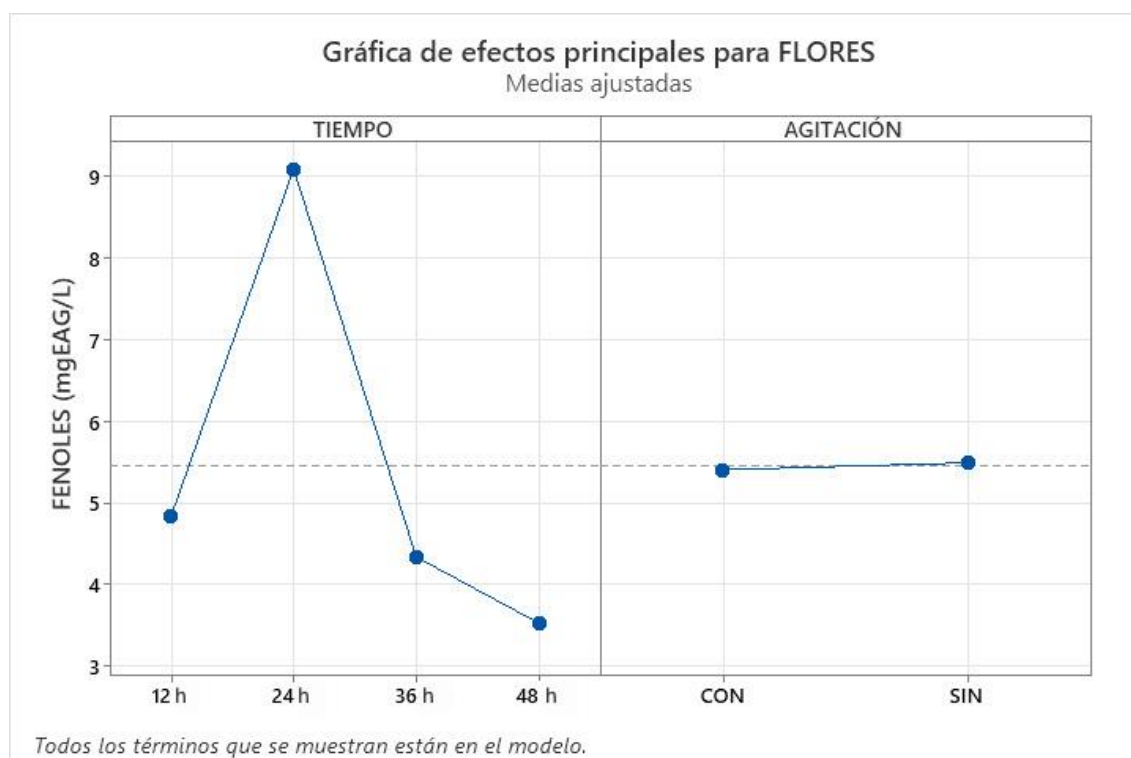
Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
TIEMPO	3	110.968	36.9893	134.16	0.000
AGITACIÓN	1	0.044	0.0441	0.16	0.695
TIEMPO*AGITACIÓN	3	1.061	0.3537	1.28	0.314
Error	16	4.411	0.2757		
Total	23	116.485			

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

TIEMPO	N	Media	Agrupación
24 H	6	9.08899	A
12 H	6	4.84446	B
36 H	6	4.34377	B C
48 H	6	3.53636	C

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.



Anexo 26. Análisis estadístico del contenido de sólidos totales en hojas de *Chuquiraga spinosa* a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

Análisis de Varianza

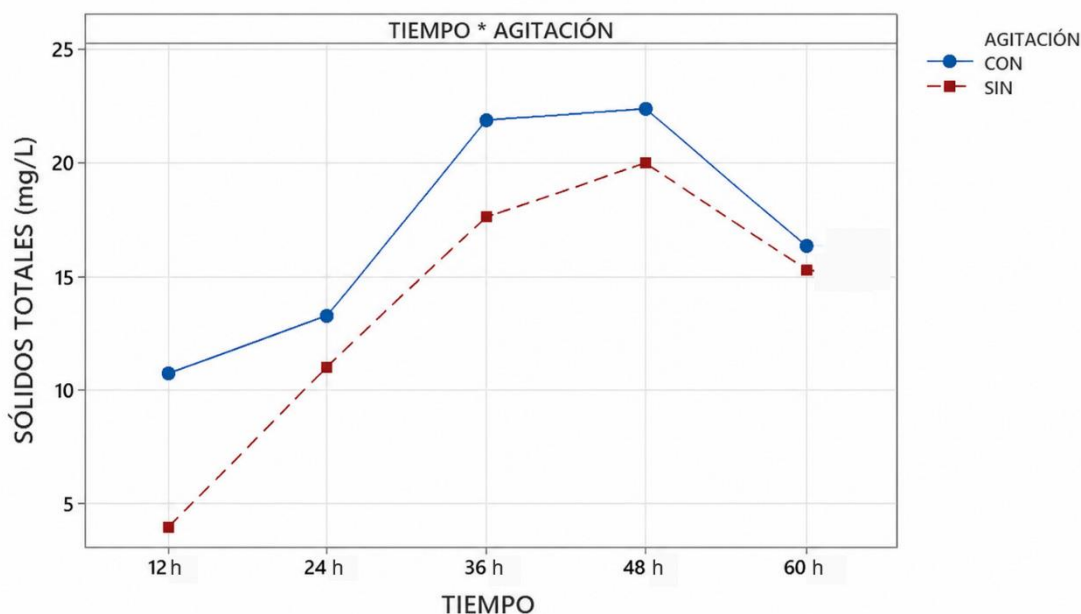
Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
TIEMPO	4	790.126	197.531	437.75	0.000
AGITACIÓN	1	79.772	79.772	176.78	0.000
TIEMPO*AGITACIÓN	4	37.624	9.406	20.85	0.000
Error	20	9.025	0.451		
Total	29	916.547			

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

TIEMPO*AGITACIÓN	N	Media	Agrupación
48 H CON	3	22.4444	A
36 H CON	3	22.0000	A
48 H SIN	3	20.0000	B
36 H SIN	3	17.5533	C
60 H CON	3	16.1000	C
60 H SIN	3	15.8000	C
24 H CON	3	13.1100	D
24 H SIN	3	10.8867	E
12 H CON	3	10.6678	E
12 H SIN	3	3.7778	F

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Gráfica de interacción para SÓLIDOS TOTALES
Medias ajustadas



Todos los términos que se muestran están en el modelo.

Anexo 27. Análisis estadístico del contenido de sólidos totales en flores de *Chuquiraga spinosa* a diferentes tiempos de maceración, con y sin agitación, utilizando análisis de varianza (ANOVA) y la prueba de comparaciones múltiples de Tukey.

Análisis de Varianza

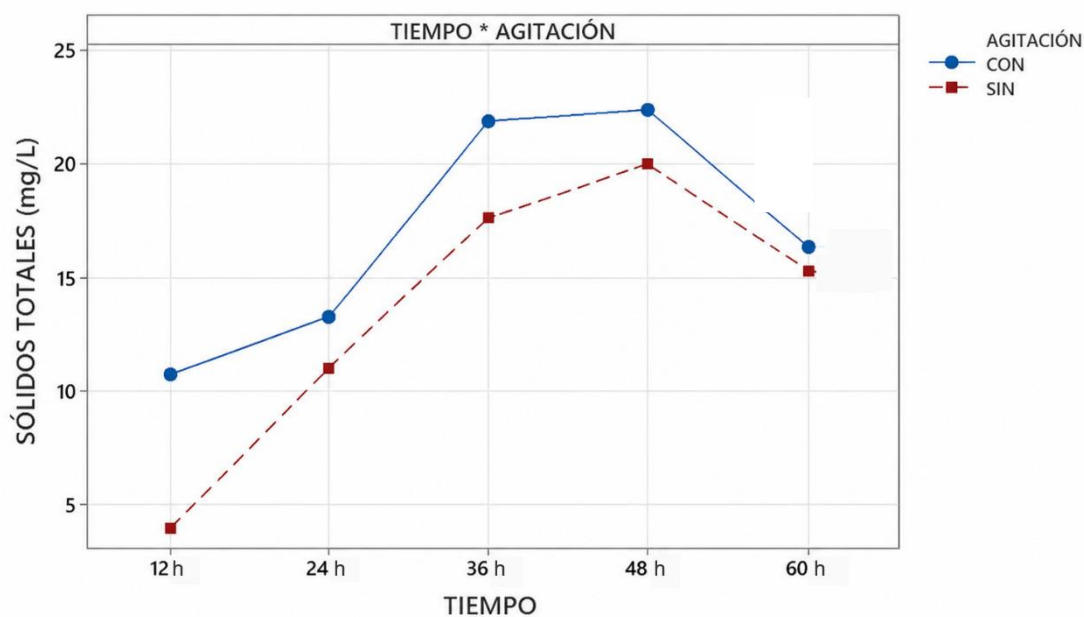
Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
TIEMPO	4	193.905	48.476	88.73	0.000
AGITACIÓN	1	0.560	0.560	1.02	0.323
TIEMPO*AGITACIÓN	4	15.642	3.911	7.16	0.001
Error	20	10.925	0.546		
Total	29	221.032			

Agrupar información utilizando el método de Tukey y una confianza de 95%

TIEMPO*AGITACIÓN	N	Media	Agrupación
36 H CON	3	9.55333	A
48 H CON	3	9.11000	A
48 H SIN	3	7.77778	B
36 H SIN	3	7.55667	B
60 H CON	3	7.43000	B
60 H SI	3	5.64000	C
24 H CON	3	3.55556	D
24 H SIN	3	2.22222	E
12 H CON	3	2.00000	E
12 H SIN	3	0.88889	F

Las medias que no comparten una letra son significativamente diferentes.

Gráfica de interacción para SÓLIDOS TOTALES
Medias ajustadas



Todos los términos que se muestran están en el modelo.

Anexo 28. Matriz de consistencia

Efecto de métodos de extracción y contenido de fenoles totales de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, Ayacucho-2025

PROBLEMA	OBJETIVO	MARCO TEÓRICO	VARIABLES	METODOLOGÍA
¿Cómo influyen los métodos de extracción en el contenido de fenoles y sólidos totales de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don?	Objetivo general: Evaluar el efecto de dos métodos de extracción en el contenido de fenoles y sólidos totales de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don. Objetivos específicos •Determinar el efecto de dos métodos de extracción con y sin agitación por 12, 24, 36 y 48 horas en el contenido de fenoles totales de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don. •Determinar el contenido de sólidos totales por dos métodos de extracción, con y sin agitación por 12, 24, 36, 48 y 60 horas de extractos etanólicos obtenidos de hojas y flores de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don	•Antecedentes •<i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don •Hábitat y distribución geográfica •Descripción botánica •Composición química •Propiedades •Fenoles •Importancia •Métodos de cuantificación •Métodos de extracción de metabolitos secundarios •Convencionales •No convencionales •Extractos vegetales •Clasificación de los extractos según solvente •Estabilidad de los extractos •Sólidos totales •Rendimiento •Espectrofotometría •Curva de calibración	Variable Método de extracción Indicadores Con agitación Sin agitación Variable Tiempo de extracción Indicadores 12 horas 24 horas 48 horas 60 horas Variable Contenido de fenoles totales en mg EAG/L Variable Contenido de sólidos totales en mg/l	Tipo y diseño de investigación Descriptivo Régimen de la investigación Libre Definición de la muestra Población Plantas de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don de zonas aledañas al distrito de Hualla, provincia de Víctor Fajardo, departamento de Ayacucho. Muestra 3kg de las hojas de <i>Chuquiraga spinosa</i> (R. & P.) D. Don Metodología •Recolección y preparación de las muestras. •Determinar el rendimiento del extracto. •Cuantificación de sólidos totales. •Cuantificación de fenoles totales del extracto por el método de Folin-Ciocalteu. Análisis estadístico Para el procesamiento estadístico de los resultados se aplicará un análisis de varianza (ANOVA) correspondiente a un diseño completamente al azar, empleando el software SPSS versión 26 para cada una de las variables evaluadas.

**UNSCH**FACULTAD DE
CIENCIAS BIOLÓGICAS

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS
Bach. Sol Andrea Lucero VEGA APARICIO
RESOLUCIÓN DECANAL N° 120-2026-UNSCH-FCB-D

En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro de la tarde del día jueves treinta de julio del año dos mil veintiséis, se reunieron los miembros del Jurado Evaluador en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, actuando como presidenta encargada la Dra. Roberta Brita ANAYA GONZÁLEZ, con Memorando N° 165-2026 - UNSCH-FCB-D con fecha veintidós de julio del dos mil veintiséis, a su vez (Miembro - Jurado), el Mg. Rebelino ACUÑA MARTÍNEZ (Miembro - Jurado), Dr. Raúl Antonio MAMANI AYCACHI (Miembro - Asesor), actuando como secretario docente el Mg. Luis Uriel MOSCOSO GARCÍA, para presenciar la sustentación de tesis titulada: **Efecto de métodos de extracción y contenido de fenoles totales de Chuquiraga spinosa "huamanpinta", Ayacucho 2025**, presentado por la **Bach. Sol Andrea Lucero VEGA APARICIO**, la presidenta después de verificar la documentación presentada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación que da fe al acto académico. Seguidamente informó a la sustentante que cuenta con un tiempo máximo de cuarenta y cinco minutos para exponer su trabajo de investigación, tal como se establece en el Reglamento General de Grados y Títulos de la Escuela Profesional de Biología de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Culminada la exposición, la presidenta invitó a cada uno de los Miembros del Jurado evaluador a participar con sus observaciones, sugerencias y preguntas, luego se solicitó a la sustentante y el público asistente abandonan momentáneamente el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas, para que el jurado evaluador pueda realizar la deliberación correspondiente tal como se refleja a continuación:

Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Respuesta/preguntas	Promedio
Dra. Roberta Brita ANAYA GONZÁLEZ	18	18	18
Mg. Rebelino ACUÑA MARTÍNEZ	17	17	17
Dr. Raúl Antonio MAMANI AYACHI	18	18	18
PROMEDIO			18

La sustentante alcanzó el promedio de dieciocho (18) aprobatorio. Acto seguido, la presidenta invitó a la sustentante y el público asistente a ingresar al Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. La presidenta dio a conocer los resultados, indicando que de este modo ha concluido el presente acto académico, siendo las seis de la tarde del mismo día; firmando al pie de dicho documento en señal de conformidad.

Dra. Roberta Brita ANAYA GONZÁLEZ
Miembro – Jurado

Mg. Rebelino ACUÑA MARTÍNEZ
Miembro – Jurado

Dr. Raúl Antonio MAMANI AYACHI
Miembro – Asesor

Mg. Luis Uriel MOSCOSO GARCÍA
Secretario – Docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA-ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

Nº 43-2026-FCB-D

Yo, SERAPIO ROMERO GAVILÁN, Director de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; autoridad encargada de verificar la tesis titulada: **Efecto de métodos de extracción y contenido de fenoles totales de *Chuquiraga spinosa* “huamanpinta”, Ayacucho 2025**, por SOL ANDREA LUCERO VEGA APARICIO; he constatado por medio del uso de la herramienta TURNITIN, procesado CON DEPÓSITO, una similitud de 3%, grado de coincidencia, menor a lo que determina la ausencia de plagio definido por el Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación de la UNSCH, aprobado con Resolución del Consejo Universitario Nº 039-2021-UNSCH-CU.

En consecuencia, la tesis cumple con las normas para el uso de citas y referencias establecidas por la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga. Se acompaña el INFORME FINAL DE TURNITIN correspondiente.

Ayacucho, 25 de agosto de 2026.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL DE HUAMANGA
FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
Escuela Profesional de Biología

Dr. Serapio Romero Gavilán
DIRECTOR

Efecto de métodos de extracción y contenido de fenoles totales de Chuquiraga spinosa “huamanpinta”, Ayacucho 2025

por SOL ANDREA LUCERO VEGA APARICIO

Efecto de métodos de extracción y contenido de fenoles totales de Chuquiraga spinosa “huamanpinta”, Ayacucho 2025

INFORME DE ORIGINALIDAD

3%	3%	2%	2%
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga	1%
	Trabajo del estudiante	
2	repositorio.unsch.edu.pe	1%
	Fuente de Internet	
3	repositorio.unica.edu.pe	1%
	Fuente de Internet	
4	hdl.handle.net	1%
	Fuente de Internet	
5	Submitted to Universidad Agraria del Ecuador	<1%
	Trabajo del estudiante	

Excluir citas	Activo	Excluir coincidencias	< 30 words
Excluir bibliografía	Activo		