

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



**TAMIZAJE FITOQUÍMICO, EVALUACIÓN DE COMPUESTOS
FENÓLICOS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN EXTRACTOS DE**
Brosimum alicastrum (MANCHINGA)

Tesis

Para optar el título de:

INGENIERO FORESTAL

PRESENTADO POR:

JHON JAIRO MARTIN PORTILLA INOCENCIO

Tingo María – Perú

2023



ACTA DE SUSTENTACION DE TESIS N° 113-2023-FRNR-UNAS

Los que suscriben, miembros del Jurado de Tesis, reunidos con fecha 03 de noviembre del 2023 a hora 11:00 a. m. a través de la Sala Virtual de Conferencias Microsoft Teams de la Escuela Profesional de Ingeniería Forestal de la Facultad de Recursos Naturales Renovables para calificar la Tesis titulada:

“TAMIZAJE FITOQUÍMICO, EVALUACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN EXTRACTOS DE *Brosimum alicastrum* (MANCHINGA)”

Presentado por el Bachiller: **PORTILLA INOCENCIO, JHON JAIRO MARTIN**, después de haber escuchado la sustentación y las respuestas a las interrogantes formuladas por el Jurado, se declara **APROBADO** con el calificativo de “**MUY BUENA**”.

En consecuencia, la sustentante queda apta para optar el Título Profesional de **INGENIERO FORESTAL** que será aprobado por el Consejo de Facultad, Tramitándolo al Consejo Universitario para el otorgamiento del Título Correspondiente.

Tingo María, 26 de diciembre de 2023



Dr. EDILBERTO CHUQUILIN BUSTAMANTE
PRESIDENTE



(*)

Ing. M. Sc. WILFREDO TELLO ZEVALLOS
MIEMBRO


Ing. M. Sc. JOSÉ BLAS MATIENZO
MIEMBRO


Dra. TANIA E. GUERRERO VEJARANO
ASESOR


Ing. JOEL PORFIRIO SULLON VARGAS
ASESOR



"Año del Bicentenario, de la consolidación de nuestra Independencia, y de la conmemoración de las heroicas batallas de Junín y Ayacucho"

CERTIFICADO DE SIMILITUD T.I. N° 062 - 2024 - CS-RIDUNAS

El Director de la Dirección de Gestión de Investigación de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, quien suscribe,

CERTIFICA QUE:

El Trabajo de Investigación; aprobó el proceso de revisión a través del software TURNITIN, evidenciándose en el informe de originalidad un índice de similitud no mayor del 25% (Art. 3° - Resolución N° 466-2019-CU-R-UNAS).

Programa de Estudio:

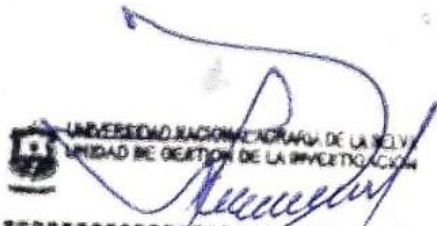
Ingeniería Forestal

Tipo de documento:

Tesis	X	Trabajo de Suficiencia Profesional	
-------	---	------------------------------------	--

TÍTULO	AUTOR	PORCENTAJE DE SIMILITUD
TAMIZAJE FITOQUÍMICO, EVALUACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS Y CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EN EXTRACTOS DE <i>Brosimum alicastrum</i> (MANCHINGA)	JHON JAIRO MARTIN PORTILLA INOCENCIO	20 % Veinte

Tingo María, 26 de febrero de 2024


UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
UNIDAD DE GESTIÓN DE LA INVESTIGACIÓN
Dr. Tomas Menacho Mallqui
DGE

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



Tamizaje fitoquímico, evaluación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante en extractos de *Brosimum alicastrum* (manchinga)

Autor	: Bach. Jhon Jairo Martin Portilla Inocencio
Asesor(es)	: Dra. Tania Elizabeth Guerrero Vejarano Ing. Joel Porfirio Sullón Vargas
Programa de investigación	: Ciencias básicas forestales
Línea de investigación	: Química forestal
Eje temático	: Fitoquímica
Lugar de ejecución	: Laboratorio de fitoquímica
Duración	: 7 meses
Financiamiento	: S/. 3103,00

Tingo María – Perú. 2023

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA DE LA SELVA
FACULTAD DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA FORESTAL



TESIS



Título : Tamizaje fitoquímico, evaluación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante en extractos de *Brosimum alicastrum* (manchinga)

Programa de investigación : Ciencias básicas forestales

Línea de investigación : Química forestal

Eje temático : Fitoquímica

Autor : PORTILLA INOCENCIO, Jhon Jairo Martin

Asesor(es) : Dra. GUERRERO VEJARANO, Tania Elizabeth 
Ing. SULLÓN VARGAS, Joel Porfirio 

Lugar de ejecución : LABORATORIO DE FITOQUÍMICA

Duración del trabajo : 07 meses

Financiamiento : S/. 3103, 00

FEDU : No.

Propio : Sí.

Otros : No.

Tingo María – Perú Julio, 2023

DEDICATORIA

Agradezco a Dios por otorgarme un día más de vida y me llena de incertidumbre no saber si estaré aquí mañana. Sin embargo, este sentimiento me impulsa a vivir mi vida con pasión, aprovechando al máximo cada segundo y valorando las oportunidades y experiencias que se presentan en el camino que estoy comenzando a transitar.

Hablar de mi familia, un párrafo es muy corto, pero decir que, en mis tropiezos y avances, su presencia ha sido inquebrantable, porque no puedo ignorar donde estoy gracias a los valores y enseñanzas que mis padres Lesly y Jenner me supieron brindar, nunca me ha faltado los abrazos eternos de mi abuela Jesús, el cariño eterno de mi abuelo Javier, el apoyo incondicional de mis tíos Reyko, Olivia y Denis, y la motivación por seguir avanzando al ver a mi hermano Paul y mis primas Ruby, Rosa e Ivonni, pero sobretodo no puedo, solo queda decir que los amo y no importa a donde llegue, nunca me sentiré solo si pienso en ustedes.

A mis amigos “los estresados”, aunque algunos están lejos y otros cerca, seguimos manteniendo nuestra confianza y nuestras conversaciones, haciendo que parezca que estamos en clase antes de dirigirnos a disfrutar de unas cervezas juntos. Una amistad que merece ser preservada.

Y a todas las personas con las que compartí momentos, ya sean breves o prolongados, quiero expresar mi gratitud por permitirme ser parte de sus vidas y por todo lo que aprendí mientras nos conocíamos. Cada experiencia, sean buenos o malos, son experiencias que me han convertido en la persona que soy ahora, por que como dijo Sartre: "Somos lo que hacemos con lo que hicieron de nosotros".

AGRADECIMIENTO

A mi alma mater la Universidad Nacional Agraria de la Selva por haberme formado profesionalmente.

A mis profesores de la Escuela Profesional de Ingeniería Forestal por sus enseñanzas.

A mis queridos asesores del presente estudio de investigación, la Dra. Tania Elizabeth Guerrero Vejarano y al Ing. Joel Porfirio Sullón Vargas, por su apoyo incondicional, la confianza, amistad y sus enseñanzas que me permitieron aprender mucho más durante la ejecución del trabajo de investigación.

Al Ing. Darlym Reátegui Díaz y la Ing. Sisi Pérez Peláez por su apoyo, por su amistad y siempre estar dispuestos a brindarme sus conocimientos los cuales me sirvieron de mucho en la ejecución de mi investigación.

Quiero agradecer al Ing. Roy Reátegui Rodríguez y a la técnica Consuelo Luz Espinoza Gonzales por ayudarme en mis procedimientos en el laboratorio de Fitoquímica, estoy muy agradecido por ello.

También quiero dar las gracias al señor Anselmo Cenepo Pinedo y al señor Elias Cenepo Pinedo por brindarme y facilitarme las muestras y aprender más de la especie y saber más misterios que el centro turístico Pukka Shungo nos puede ofrecer.

Finalmente quisiera agradecer al Dr. Julio Alfonso Chia Wong por su valioso tiempo, dedicación, amistad y sabios consejos. Es un privilegio ser uno de sus estudiantes y por darme la motivación e inspiración aprendiendo mientras voy siguiéndolo, y además en reconocer el gran potencial que tengo en mi carrera.

ÍNDICE

	Página
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Objetivo general:	2
1.2. Objetivos específicos:.....	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. Marco teórico	3
2.1.1. Descripción taxonómica de manchinga.....	3
2.1.2. Descripción botánica de <i>B. alicastrum</i>	3
2.1.3. Usos medicinales	5
2.1.4. Polifenoles totales.....	5
2.1.5. Radicales libres.....	6
2.1.6. Estrés oxidativo	6
2.1.7. Antioxidantes.....	7
2.1.8. Antioxidantes exógenos	7
2.1.9. Determinación de la capacidad antioxidante.....	8
2.1.10. Estado del arte	8
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	13
3.1. Lugar de ejecución	13
3.2. Recolección y acondicionamiento de material vegetal	13
3.3. Materiales	13
3.3.1. Materiales de laboratorio	13
3.3.2. Equipos.....	14
3.3.3. Reactivos	14
3.4. Preparación de las muestras	14
3.4.1. Secado y pesado	14
3.4.2. Triturado/molienda.....	15
3.4.3. Extracción acuosa.....	15
3.4.4. Extracción etanólica	15
3.5. Metodología.....	16
3.5.1. Tamizaje Fitoquímico en hojas y corteza.....	16

3.5.2.	Tamizaje fitoquímico en látex	19
3.5.3.	Asignación cualitativa para el tamizaje fitoquímico	23
3.5.4.	Determinación de polifenoles totales	23
3.5.5.	Actividad antioxidante	24
3.5.6.	Tipo y diseño de investigación	26
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	28
4.1.	Tamizaje fitoquímico de hojas, corteza y látex de <i>B. alicastrum</i>	28
4.2.	Polifenoles totales en hojas, corteza y látex de <i>B. alicastrum</i>	34
4.3.	Actividad antioxidante en hojas, corteza y látex de <i>B. alicastrum</i>	38
V.	CONCLUSIONES	42
VI.	PROPUESTAS A FUTURO	43
VII.	REFERENCIAS	44
VIII.	ANEXOS	58

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla	Página
1. Valoración cualitativa para el tamizaje fitoquímico.	23
2. Concentraciones del ácido gálico con agua destilada.	24
3. Factores estudiados con sus correspondientes niveles.	26
4. Análisis de varianza para las evaluaciones realizadas de <i>B. alicastrum</i>	27
5. Tamizaje fitoquímico de hojas y corteza de <i>B. alicastrum</i>	32
6. Análisis de varianza para Polifenoles.	34
7. Polifenoles totales en hojas, corteza y látex de <i>B. alicastrum</i>	35
8. Análisis de varianza para DPPH*.	38
9. Análisis de varianza para ABTS*.	38
10. Actividad antioxidante por el método DPPH y ABTS en hojas, cortezas y látex de <i>B. alicastrum</i>	39
11. Concentración y absorbancia de polifenoles.	79

ÍNDICE DE FIGURAS

Figuras	Página
1. Extracción de hojas y corteza de <i>B. alicastrum</i>	59
2. Extracción del látex de <i>B. alicastrum</i>	59
3. Constancia de determinación botánica de la especie <i>B. alicastrum</i>	60
4. Descripción botánica de la especie <i>B. alicastrum</i> . a) simples, alternas. b) Láminas elípticas a ovadas. c) Estípulas puntiagudas. d) Haz verde oscuro, lustroso. e) Envés verde pálido y opaco.....	60
5. Muestra de látex de <i>B. alicastrum</i>	61
6. Reconocimiento de triterpenos en hoja de <i>B. alicastrum</i>	61
7. Reconocimiento de quinonas en hoja de <i>B. alicastrum</i>	62
8. Reconocimiento de taninos en hoja de <i>B. alicastrum</i>	62
9. Reconocimiento de leucoantocianidinas en hoja de <i>B. alicastrum</i>	63
10. Reconocimiento de saponinas en hojas de <i>B. alicastrum</i>	63
11. Reconocimiento de flavonoides en hoja de <i>B. alicastrum</i>	64
12. Reconocimiento de alcaloides utilizando Dragendorff en hoja de <i>B. alicastrum</i>	64
13. Reconocimiento de cardiotónicos en hoja de <i>B. alicastrum</i>	65
14. Reconocimiento de alcaloides utilizando valser en hoja de <i>B. alicastrum</i>	65
15. Reconocimiento de alcaloides utilizando mayer en hoja de <i>B. alicastrum</i>	66
16. Reconocimiento de cumarinas en hoja de <i>B. alicastrum</i>	66
17. Reconocimiento de taninos en corteza de <i>B. alicastrum</i>	67
18. Reconocimiento de saponinas en corteza de <i>B. alicastrum</i>	67
19. Reconocimiento de leucoantocianidinas en corteza de <i>B. alicastrum</i>	68
20. Reconocimiento de flavonoides en corteza de <i>B. alicastrum</i>	68
21. Reconocimiento de alcaloides (Mayer) en corteza de <i>B. alicastrum</i>	69
22. Reconocimiento de alcaloides (Valser) en corteza de <i>B. alicastrum</i>	69
23. Reconocimiento de alcaloides con dragendorff en corteza de <i>B. alicastrum</i>	70

24. Reconocimiento de quinonas en corteza de <i>B. alicastrum</i>	70
25. Reconocimiento de cardiotónicos en corteza de <i>B. alicastrum</i>	71
26. Reconocimiento de cumarinas en corteza de <i>B. alicastrum</i>	71
27. Reconocimiento de alcaloides con Dragendorff en látex de <i>B. alicastrum</i>	72
28. Reconocimiento de alcaloides con mayer en látex de <i>B. alicastrum</i>	72
29. Reconocimiento de quinonas en látex de <i>B. alicastrum</i>	73
30. Reconocimiento de cardiotónicos en látex de <i>B. alicastrum</i>	73
31. Reconocimiento de alcaloides con valser en látex de <i>B. alicastrum</i>	74
32. Reconocimiento de flavonoides en látex de <i>B. alicastrum</i>	74
33. Reconocimiento de leucoantocianidinas en látex de <i>B. alicastrum</i>	75
34. Reconocimiento de saponinas en látex de <i>B. alicastrum</i>	75
35. Reconocimiento de taninos en látex de <i>B. alicastrum</i>	76
36. Reconocimiento de cumarinas en látex de <i>B. alicastrum</i>	76
37. Cuantificación de polifenoles totales de <i>B. alicastrum</i>	77
38. Cuantificación de antioxidante con el reactivo DPPH* de <i>B. alicastrum</i>	77
39. Cuantificación de antioxidante con el reactivo ABTS* de <i>B. alicastrum</i>	78
40. Curva patrón de ácido gálico.	79

RESUMEN

En la Amazonía del Perú se encuentran numerosas especies de árboles, las cuales comunidades nativas de las zonas, aprovechan sus propiedades medicinales, entre ellos se encuentra el *Brosimum alicastrum* Swartz, localmente llamado “manchinga”, una especie reconocida por su versátil uso medicinal debido a sus metabolitos secundarios que desempeñan en los procesos bioquímicos y fisiológicos, sin embargo, existen pocos estudios que respalden los beneficios que puede ofrecer a la sociedad. En esta investigación se identificó los metabolitos secundarios (tamizaje fitoquímico), se evaluó los compuestos fenólicos (Folín Ciocalteu) y se determinó la capacidad antioxidante (DPPH y ABTS), elaborados en extractos etanólicos y acuosos en diferentes drogas (hojas, corteza y látex) de manchinga en la región de Leoncio Prado. Teniendo como resultados la presencia de saponinas, leucoantocianidinas, cumarinas y alcaloides, siendo el látex la que sobresalió, asimismo, las hojas en extracto etanólico mostraron mayor cantidad de polifenoles totales ($2,09 \pm 0,0158$ mg AGE/g) y mayor capacidad antioxidante con los radicales DPPH ($1428 \pm 39,7$ ug/mL) y ABTS ($36,2 \pm 0,2$ ug/mL), siendo superior el ABTS* por ser sensible a antioxidantes hidrosolubles. Se concluyó que los metabolitos secundarios de manchinga poseen actividad reguladora, indagando los usos medicinales que esta especie puede ofrecer.

Palabras claves: antioxidante, *Brosimum alicastrum*, manchinga, polifenoles, tamizaje.

ABSTRACT

In the Peruvian Amazon, numerous tree species can be found, and native communities in the area utilize their medicinal properties. One such species is *Brosimum alicastrum* Swartz, commonly known as "manchinga," which is recognized for its versatile medicinal use attributed to its secondary metabolites that play a role in biochemical and physiological processes. However, there is limited research supporting the benefits it can offer to society. In this study, secondary metabolites were identified through phytochemical screening, and phenolic compounds were evaluated using the Folin Ciocalteu method. The antioxidant capacity was determined using DPPH and ABTS radicals, prepared from ethanolic and aqueous extracts of different parts of the manchinga plant (leaves, bark, and latex) in the Leoncio Prado region. The results revealed the presence of saponins, leucoanthocyanidins, coumarins, and alkaloids, with the latex standing out. Additionally, the leaves exhibited a higher concentration of total polyphenols ($2,09 \pm 0,0158$ mg AGE/g) and greater antioxidant capacity against DPPH ($1428 \pm 39,7$ ug/mL) and ABTS radicals ($36,2 \pm 0,2$ ug/mL), with ABTS* demonstrating higher sensitivity to hydrophilic antioxidants. In conclusion, the secondary metabolites of manchinga possess regulatory activity, shedding light on the medicinal uses that this species can offer.

Keywords: antioxidant, *Brosimum alicastrum*, manchinga, polyphenols, screening.

I. INTRODUCCIÓN

La biodiversidad en los bosques, tanto en su diversidad de fauna como floral, han sido durante mucho tiempo un símbolo en nuestra región. La riqueza que nos rodea alrededor abre mundos a la investigación y al aprovechamiento en materias primas y sus derivados. Entre tantas cualidades, las plantas tienen propiedades en uso medicinal. Enfocándonos en esta cualidad, una sola especie puede otorgar múltiples usos en la medicina alternativa o tradicional. En nuestra localidad, existen cientos de especies cuyas propiedades fitoquímicas se desconocen, lo que lleva a que algunas especies sean depredadas sin conocer dicho potencial por parte de la misma comunidad e incluso por la propia autoridad.

Dentro de muchas especies de individuos desconocidas se encuentra *B. alicastrum*. A pesar de existir múltiples investigaciones tanto en el interior como en el exterior del país, se han resaltado estudios en el aprovechamiento de su semilla, la cual después de ser procesada en polvo, se determinó que contiene componentes químicos nutritivos, entre ellos compuestos fenólicos y su capacidad antioxidante. Estas sustancias naturales desempeñan un papel fundamental en la bioquímica y la fisiología de los seres vivos, ya que nos permite comprender sus mecanismos de acción, su impacto en la salud y su potencial terapéutico. Sin embargo, aunque es un hecho afirmar que la semilla ofrece beneficios al consumidor, por literatura, los componentes fenólicos también deberían estar presentes en el resto del individuo. Por lo tanto, se analizó las demás estructuras físicas de *B. alicastrum*, como las hojas, la corteza y el látex, ya que no hay estudios relevantes que indiquen si contienen niveles similares o más elevados de compuestos químicos, como los compuestos fenólicos, los metabolitos secundarios, capacidad antioxidante, entre otros. En relación a lo descrito, surge la siguiente pregunta acerca de *B. alicastrum*: ¿Qué tipo de metabolitos secundarios y cuál es la cantidad de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante presentará en extractos de manchinga (*B. alicastrum*)?

Debido al desconocimiento tanto cualitativa como cuantitativa de estos compuestos químicos y la incógnita al por que estas muestras vegetativas de la especie *B. alicastrum* son altamente demandadas en la medicina alternativa, esta investigación ha permitido identificar los distintos tipos y concentraciones de compuestos químicos presentes en las diversas estructuras de dicha especie.

Por lo tanto, teniendo los siguientes objetivos, permitirán abrir futuras investigaciones ya

sea en propagación a nivel *in vitro*, actividad antimicrobiana y antifúngica, de tal forma continuar analizando con mayor detalle la diversidad de beneficios que el *B. alicastrum* puede aportar en la sociedad.

1.1. Objetivo general:

- Realizar un tamizaje fitoquímico y evaluar los compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante presentes en hojas, corteza y látex en diferentes extractos de Manchinga (*B. alicastrum*).

1.2. Objetivos específicos:

- Realizar un tamizaje fitoquímico en hoja, corteza y látex de *B. alicastrum* (manchinga).
- Cuantificar los compuestos fenólicos totales en hoja, corteza y látex de *B. alicastrum* (manchinga).
- Determinar la capacidad antioxidante en hoja, corteza y látex de *B. alicastrum* (manchinga) evaluado por su capacidad de neutralización de radicales libres DPPH* y ABTS*.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Marco teórico

2.1.1. Descripción taxonómica de manchinga

Según Calvi (2013), proviene de una familia natural con una posición sistemática muy definida, sin ambigüedades en su inclusión en el orden Urticales. Se consideran relativamente primitivas.

Pese a ser antiguas, de ellas derivan otros géneros y tribus, su distinción de las especies más cercanamente relacionadas radica en su capacidad para reunir plantas que producen látex y tienen frutos compuestos. (Tolaba, 1996).

De acuerdo con el Instituto Nacional de Biodiversidad en 1997, la clasificación botánica de la manchinga es la siguiente:

Reino:	:Plantae
División	:Magnoliophyta
Clase	:Magnoliopsida
Orden	:Rosales
Familia	:Moraceae
Tribu	:Dorstenieae
Género	:Brosimum
Especie	: <i>B. alicastrum</i> Swart
Nombre común	:manchinga

2.1.2. Descripción botánica de *B. alicastrum*

Oliva et al (2014), señalan que es un árbol de gran tamaño que generalmente alcanza alturas de 20-25 metros y diámetros de 50-90 centímetros. Sin embargo, en casos excepcionales puede llegar a medir entre 35-40 metros de altura y tener un diámetro del tronco de hasta 150 centímetros. El tronco suele ser recto y presenta aletas bien desarrolladas. Las ramas tienden a crecer hacia arriba, formando una copa redondeada o piramidal. La corteza es áspera, de

color gris negruzco y a menudo muestra escamas grandes y cuadradas.

– **Hoja**

Según ITTO (s.f.), describen que las hojas se caracterizan por ser simples y alternas, con una longitud que oscila entre 5 y 17 cm. Tienen una forma ovado-lanceolada, elíptica a ovada, con la punta aguda y el borde liso. El color de las hojas en la parte superior es verde oscuro y brillante, mientras que en la parte inferior son de tonalidades verde grisáceas a verde amarillentas; se pueden observar claramente las venas en el centro de la hoja, que sobresalen. Los peciolo de las hojas son gruesos y presentan estípulas puntiagudas (Niembro et al. 2010).

– **Látex**

La familia Moraceae se destaca por su amplia gama de propiedades medicinales, ornamentales, gastronómicas e industriales desde la antigüedad. De acuerdo con Berg (2001), citado por Calvi (2013), el látex de esta familia posee propiedades antihelmínticas que han sido utilizadas para tratar infecciones parasitarias, así como para el tratamiento de verrugas.

La savia o látex pegajoso que emana de la corteza del árbol es una de sus características distintivas. Al entrar en contacto con el aire, la sustancia se vuelve rosada debido a la oxidación que ocurre en su superficie expuesta (Oliva et al., 2014).

– **Semilla**

Según Oliva et al. (2014), la semilla está cubierta por un papel amarillento testa. Esta última posee dos cotiledones que, al estar frescos, adquieren un tono verdoso y presentan una asimetría.

– **Frutos**

El fruto puede aparecer de manera individual o agrupado en racimos, siendo de color verde-amarillento en un inicio y tomando una tonalidad anaranjado-rojizo cuando se encuentra en estado de madurez. El fruto está cubierto por una gran cantidad de pequeñas escamas blancas y contiene una semilla de aproximadamente 1 cm de diámetro, con una pulpa poco

abundante y con un sabor dulce. En su interior, se encuentra una única semilla de color café (ITTO, s.f.).

2.1.3. Usos medicinales

De acuerdo con ITTO (s.f.), se emplean infusiones de las hojas del Ramón para tratar infecciones pulmonares y asma, mientras que la corteza se utiliza como tónico. En Nicaragua, se usa la savia para promover la producción de leche en mujeres lactantes, mientras que en México, se recurre a extractos de los frutos con el mismo propósito. Niembro et al. (2010) mencionan que el látex que se obtiene del tronco y las ramas del Ramón es comestible y se le atribuyen propiedades medicinales populares en casos de asma, diabetes, tuberculosis y bronquitis. Serralta (2002), destaca que el látex de esta especie se utiliza contra la mordedura de serpientes, asma, diabetes, como antitusivo, balsámico, emenagogo, galactogogo y para aliviar la bronquitis. Por otro lado, según Panduro et al. (2020), se ha observado que las comunidades kichwa del valle del Sisa y otras ubicadas en el Huallaga Central en Perú emplean la savia de Manchinga con fines medicinales, específicamente como un componente de una práctica de "purga". Esta práctica implica consumir ciertos vegetales siguiendo un régimen estricto de medidas dietéticas.

De acuerdo con Oliva et al. (2014), todas las partes vegetativas del árbol *B. alicastrum* son utilizadas en diversas actividades, lo que ha llevado a la identificación de nuevos usos de esta especie. En particular, se ha reportado el uso del follaje (hojas y semillas) y las flores para la producción de miel. Además, se aprovecha la madera de este árbol para la construcción de viviendas, la fabricación de muebles y como fuente de leña.

Sin embargo, pese a los datos anteriores, la especie forestal resalta en el aprovechamiento de ser comestible y la medicina tradicional.

2.1.4. Polifenoles totales

Los tejidos vegetales tienen una gran capacidad para sintetizar metabolitos secundarios o fitoquímicos, siendo muchos de ellos polifenoles. Estos compuestos son muy abundantes en tejidos vegetales, especialmente en aquellos que están expuestos a altos niveles de estrés oxidativo y daño por radicales libres, como aquellos derivados de la exposición a la luz solar.

Algunos de los polifenoles tienen propiedades antioxidantes en sistemas biológicos, lo que podría explicar su valor biológico. En general, se sabe que cientos de compuestos genéricamente clasificados como polifenoles tienen estas propiedades (Leighton, 2000).

Según Plazas (2015), la cuantificación de polifenoles y flavonoides en cualquier extracto de estudio, se puede clasificar en tres categorías:

- Bajo (entre 1 – 10).
- Medio (entre 11 – 40).
- Alto con más de 40 mg de AGE/g de extracto.

2.1.5. Radicales libres

Estas moléculas poseen uno o más electrones desapareados en su órbita exterior. Esta particularidad los lleva a reaccionar de manera rápida con otras moléculas. Debido a su alta reactividad, los radicales libres son sumamente tóxicos y, al tener la capacidad de robar electrones de otras moléculas vecinas al entrar en contacto con ellas, provocan la alteración de las demás moléculas. Esto genera una reacción en cadena, alterando innumerables procesos bioquímicos a nivel celular, como el daño al ADN y las proteínas, entre otros, y afectando finalmente a la célula. Esto puede provocar diversos tipos de enfermedades (Cárdenas et al., 2021).

2.1.6. Estrés oxidativo

Es un estado en la célula en el cual sufre un desbalance en su homeostasis en reducción y oxidación intracelular. Dentro de la célula dañada (citoplasma, membrana, núcleo, ADN, proteínas y cualquier parte de la célula) puede llegar a provocar la muerte de la célula. El desequilibrio mencionado ocurre cuando se produce un exceso de especies reactivas de oxígeno y/o cuando los mecanismos antioxidantes son deficientes, lo que puede resultar en daño celular. La presencia de estrés oxidativo en el desarrollo de enfermedades crónicas y degenerativas indica la importancia de los antioxidantes, tanto los que se generan internamente en el cuerpo como los que se obtienen externamente, para proteger los componentes celulares del daño causado por la oxidación (Coa, 2022).

Según Cárdenas et al. (2021), el estrés oxidativo es causado por diversos factores y situaciones que pueden presentarse en la vida diaria, como el trabajo, el consumo de tabaco, una alimentación inadecuada, la exposición a la contaminación ambiental y la radiación ultravioleta. Todos estos factores pueden generar una producción excesiva de especies reactivas de oxígeno y una disminución en los mecanismos antioxidantes, lo que puede ocasionar daño celular y contribuir a la aparición de enfermedades crónicas y degenerativas.

2.1.7. Antioxidantes

Según Kobus et al. (2014), un antioxidante viene a ser la capacidad de una sustancia que puede retardar o prevenir la oxidación al proporcionar uno o más electrones para estabilizar los componentes biológicos que han perdido sus pares de electrones debido al ataque de los radicales libres.

Para Cárdenas et al. (2021), los antioxidantes son capaces de regular la actividad de las enzimas que generan radicales libres, lo que contribuye a prevenir el estrés oxidativo en las células y, por ende, enfermedades neurodegenerativas como el Alzheimer, así como enfermedades metabólicas como la obesidad, la anemia y la diabetes.

La investigación de compuestos antioxidantes presentes en la naturaleza ha adquirido una gran relevancia debido a su conexión directa con la reducción del riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares, cáncer y otras afecciones (Rojas et al., 2009).

2.1.8. Antioxidantes exógenos

El cuerpo humano cuenta con su propia producción de antioxidantes, también conocidos como antioxidantes endógenos o antioxidantes enzimáticos, como la superóxido dismutasa, catalasa, glutatión reductasa y glutatión peroxidasa. Además, el reino vegetal proporciona una amplia variedad de antioxidantes exógenos, los cuales son el foco de estudio en relación a la actividad antioxidante. Entre los principales antioxidantes exógenos se encuentran la vitamina E, el β -caroteno, el licopeno, la vitamina C, la vitamina A, los flavonoides, entre otros (Carhuapoma, 2006).

2.1.9. Determinación de la capacidad antioxidante

– Método con DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracil)

Según Coa (2022), el método DPPH (2,2 difenil, 1 picrilhidrazil) es una técnica indirecta para medir la actividad antioxidante. El radical DPPH es un compuesto orgánico nitrogenado estable con una coloración morada. A diferencia de otros métodos, no necesita ser activado previamente y es fácilmente accesible. Al ser un radical libre, reacciona con los antioxidantes (donadores), lo que provoca que cambie de color de morado a amarillo, ya que el DPPH* sustrae un átomo de hidrógeno del antioxidante.

– Ensayo ABTS (Acido 2,2'-azino-bis-3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)

El ABTS* es un radical utilizado en un método espectrométrico para medir la actividad antioxidante. Originalmente, se generaba mediante la activación de la metilmioglobina con peróxido de hidrógeno en presencia de ABTS*, pero este enfoque presentaba limitaciones. Por ello, se ha desarrollado un formato mejorado que genera el radical ABTS+ de manera estable antes de su reacción con los antioxidantes, ofreciendo una evaluación más precisa de la actividad antioxidante. En resumen, el ABTS* es un radical utilizado en un método para medir la actividad antioxidante, y su generación estable previa a la reacción con antioxidantes ha mejorado la precisión del ensayo (Re et al., 1999).

2.1.10. Estado del arte

En algunas investigaciones, se han realizado estudios similares, en otras especies en relación en el campo de la fitoquímica.

Presentado en una investigación, Zuloeta (2014) determinó los compuestos químicos y capacidad antioxidante de 16 cultivares de semillas de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) usando tres métodos analíticos: ABTS, FRAP y ORAC. Teniendo como resultado distintas capacidades significativas de antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos en las tres pruebas, esto debido a que las propiedades antioxidantes dependen de la metodología que se esté usando, logrando concluir que las propiedades antioxidantes logran estar presentes en la semilla de sacha inchi.

Según Reategui (2003) se llevó a cabo un estudio sobre los compuestos químicos y actividad antioxidante del agua de coco (*Cocos nucifera* L.) de dos variedades: amarillo y verde, con dos niveles de contenido de albúmina (1-10% y 10-20%). La evaluación de la actividad antioxidante demostró que la variedad verde con un contenido de albúmina de 1-10% mostró una sensibilidad significativa. Los resultados revelaron una inhibición del 32,4% en el catión ABTS* y una concentración de 252 mg/ml en el radical DPPH.

Cárdenas et al. (2021) detectaron la capacidad antioxidante del fruto liofilizado de dos variedades rojo y amarillo de *Anacardium occidentale* L. “marañón”, utilizando los métodos CUPRAC y DPPH”, obtuvieron como resultado a la existencia de los grupos de metabolitos secundarios, mediante sus análisis, añadieron que existe una diferencia significativa de las concentraciones de polifenoles en ambas variedades, teniendo como conclusión que en la variante roja del Marañón, su capacidad antioxidante se debe a la concentración de compuestos fenólicos, mientras que en la variante amarilla resalte más el ácido ascórbico.

Según Coa (2022) presentó la determinación de la capacidad antioxidante *in vitro* del fruto *Quararibea cordata* zapote, utilizando el método DPPH en tres distintas muestras (etanol, cloroformo, n – pentano) teniendo como resultado que en dos muestras se hallaron capacidad de antioxidante, excepto en el n – pentano.

Así mismo, Arnao et al. (2012) evaluaron la actividad antioxidante de los extractos acuosos de las hojas y raíces de *Smallanthus sonchifolius*, también conocido como yacón. Se utilizaron la prueba de DPPH y se determinaron los compuestos químicos como los fenoles y flavonoides en los extractos ERY y EHY. Los resultados revelaron que el contenido de fenoles totales y flavonoides en el extracto EHY fue mayor en comparación con el extracto ERY ($66,4 \pm 1,05$ mg de EAG/g y $17,0 \pm 0,65$ mg de EQH/g). El alto contenido de antioxidante observado en el extracto EHY en comparación con el ERY se asoció de manera directa con su mayor contenido de fenoles totales y flavonoides, así como con su menor IC₅₀ en la prueba de DPPH. Se encontró que alrededor del 24% del total de fenólicos en los extractos de ERY, EHY y diversas mezclas utilizadas en el estudio correspondían a flavonoides.

De igual forma, García (2017) investigó la capacidad antioxidante de extractos de hojas de *Moringa oleifera* de diferentes ubicaciones geográficas, específicamente Galicia y Guinea. La evaluación de la capacidad antioxidante se llevó a cabo utilizando los métodos

de DPPH y ABTS. Los resultados obtenidos indicaron que el polvo de hoja de Moringa de la Universidad de la Coruña presentaba una capacidad antioxidante superior en comparación con el polvo de hojas de Guinea, independientemente del método utilizado y el tipo de solvente o patrón empleado. Además, se estableció una relación directa entre la cantidad de fenoles totales y la capacidad antioxidante, según los datos recopilados en el estudio.

Daza (2008) analizó la composición química de la flor de *Mauritia flexuosa* l. f. (aguaje) en Tingo María, confirmando por medio de sus resultados, la presencia de reacciones positiva en antocianinas, leucoantocianidinas, taninos y flavonoides. Enfatizando en la existencia de polifenoles, donde se aclara que existe en mayor cantidad en la flor masculina (22,20 mg AGE/g de muestra seca).

Según Quintero et al. (2019) evaluaron el efecto del tostado sobre el valor nutricional y componentes antioxidantes de la semilla de Capomo (*B. alicastrum*: Moraceae) con el objetivo de otorgar un valor nutricional a la semilla. Teniendo como resultado a que la semilla presenta minerales como Fe, Ca, K, Mg, siendo superiores a las gramíneas de mayor consumo y demanda, añadiendo también que los compuestos fenólicos son más altos en el tratamiento STA (567,57 mg ET/100geso fresco) teniendo una correlación con su capacidad antioxidante quien también tuvo mayor capacidad.

Yactayo (2021) analizó un tamizaje fitoquímico y se evaluó la capacidad antioxidante del extracto acuoso de hojas y corteza de *Miconia barbeyana*, conocida como paliperro. En cuanto a la cuantificación de los polifenoles totales, se encontró un valor de $173,97 \pm 2,38$ mgAGE/g en la corteza a una temperatura de 95°C ($P < 0,05$). Además, se observó que la corteza a una temperatura de 95°C exhibió la mayor actividad antioxidante, con un valor de $8,89 \pm 0,9$ uMTEAC/g. En conclusión, la especie *Miconia barbeyana* presentó un contenido elevado de polifenoles totales y flavonoides, y la corteza en particular muestra una buena capacidad antioxidante.

Según Noriega (2016) analizó el contenido de metabolitos secundarios y el patrón electroforético de proteínas en las hojas de *B. alicastrum* en tres ubicaciones experimentales: Tuxtla Gutiérrez, Cintalapa y Villaflores, en el estado de Chiapas. Mediante técnicas de extracción y cuantificación, se determinó la cantidad de metabolitos secundarios presentes en las hojas de diferentes regiones de Chiapas. Los resultados obtenidos en este proyecto de investigación

revelaron, por primera vez, la concentración de metabolitos secundarios y el tamaño de las proteínas presentes en las hojas de *B. alicastrum*. Estos hallazgos demostraron el potencial biotecnológico y nutricional disponible en este árbol, abriendo nuevas perspectivas en cuanto a su uso y aprovechamiento.

Así mismo, Tovar (2013) investigó la capacidad antioxidante de extractos obtenidos de 30 especies recolectadas en la ecorregión cafetera. Se realizaron pruebas utilizando los DPPH* y ABTS* para evaluar los extractos crudos de metanol y diclorometano de nueve familias diferentes. Se observó que los extractos de metanol presentaron un mayor porcentaje de actividad antioxidante en comparación con los extractos de diclorometano. Entre las especies más destacadas, el extracto de metanol de *Topobea cf discolor* (Melastomataceae) mostró una actividad antioxidante del 40,80%, mientras que el extracto de *Alchornea grandis* (Euphorbiaceae) presentó un 39,27%. Por otro lado, el extracto de diclorometano de *Tovomita guianensis* (Clusiaceae) exhibió el extracto de mayor porcentaje de actividad antioxidante, con un valor de 54,97%. También se observó que los extractos de las plantas pertenecientes a la familia Clusiaceae mostraron actividad antioxidante. Estos hallazgos respaldan la idea de que ciertas plantas medicinales pueden ser una fuente de antioxidantes naturales, y sugieren que la presencia de flavonoides y compuestos fenólicos en la composición fitoquímica de las plantas está relacionada con su actividad antioxidante. Los espectros UV de los extractos también evidenciaron esta relación. En particular, *T. guianensis* (Clusiaceae) mostró los mejores resultados en términos de actividad antioxidante, con un 54,97% y una alta presencia de flavonoides, lo cual es prometedor y podría ser objeto de un análisis más detallado como una alternativa natural.

De igual manera, Jara et al. (2020) llevaron a cabo una investigación para evaluar la actividad antiinflamatoria, antibacteriana y antioxidante del extracto hidroalcohólico obtenido a partir de las hojas de *Ophryosporus chilca*, conocida como "Shequia". Los resultados obtenidos revelaron una alta actividad antioxidante en el extracto, que fue evaluada utilizando los métodos de DPPH y ABTS. En el método de DPPH, se obtuvo un IC₅₀ de 38,391 µg/mL y un valor equivalente de vitamina C (VCEAC) de 77,85 mg/g de extracto seco. Por otro lado, en el método de ABTS, se encontró un IC₅₀ de 9,664 µg/mL y un VCEAC de 239,134 mg/g de extracto seco. Estos hallazgos sugieren que el extracto de *O. chilca* posee una alta capacidad antioxidante, lo cual puede ser beneficioso para la salud debido a su capacidad para neutralizar los radicales libres y prevenir el estrés oxidativo.

Por otro lado, Rodríguez y Vega (2019) evaluaron la actividad antioxidante y la presencia de compuestos fenólicos en el látex y las hojas de *Jatropha curcas* "piñón blanco". Se utilizó un extracto etanólico acidificado con un 1% de ácido fórmico en los análisis antioxidantes, utilizando la prueba del DPPH en un espectrofotómetro UV-VIS, se realizaron mediciones para determinar la actividad antioxidante del extracto hidroalcohólico de las hojas. Los resultados revelaron una actividad antioxidante significativa en las hojas a una concentración de 5 mg, con un promedio de absorción del 0,015% y una inhibición del 90,02%. Además, se encontró un contenido de fenoles totales de 1 568,53 mg en 100 g de muestra original. En el caso del látex, también se observó una alta actividad antioxidante a una concentración de 5 mg, con un promedio de absorción del 0,016% y una inhibición del 95,48%. Asimismo, se obtuvo un contenido de fenoles totales de 2 943,91 mg en 100 g de muestra original. Estos resultados indicaron que la especie *Jatropha curcas* posee una alta actividad antioxidante, tanto en las hojas como en el látex. Se concluyó que el extracto etanólico del látex muestra una actividad antioxidante significativa a una concentración de 0,36 mg/ml, mientras que las hojas muestran actividad a una concentración de 0,12 mg/ml.

Cohuo et al. (2019) evaluaron la actividad antioxidante de extractos de harina de *B. alicastrum* utilizando dos métodos de extracción: CO₂ supercrítico y convencional. Los resultados mostraron la presencia de diversos compuestos antioxidantes, como α y γ -tocoferol, β -caroteno, fucosterol, escualeno, estigmasterol y luteína. Además, se observó que a medida que se incrementaba la proporción de etanol como co-solvente en la extracción con CO₂ supercrítico, se observaba un aumento correspondiente en el contenido de compuestos fenólicos totales en la harina. Por consiguiente, se recomendó utilizar etanol puro como co-solvente en este procedimiento. En cuanto al ensayo ABTS+, se encontró que el extracto de harina obtenido mediante el método E-CO₂-Co mostró la mayor actividad antioxidante, con un valor de 649,29 \pm 20,50 mM Trolox/100 g de extracto seco.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de ejecución

El estudio se llevó a cabo en dos laboratorios de la Universidad Nacional Agraria de la Selva en Tingo María, específicamente en el Laboratorio de Fitoquímica Forestal y en el Laboratorio de HPLC (Cromatografía Líquida de Alta Resolución). Estos laboratorios se encuentran ubicados en una altitud de 660 metros sobre el nivel del mar, en el distrito de Rupa Rupa, provincia de Leoncio Prado, región Huánuco, en Perú. La zona se caracteriza por tener una temperatura media anual de 24 °C y está situada en las coordenadas 9° 17'08 S y 75° 59'52 O.

3.2. Recolección y acondicionamiento de material vegetal

Las hojas, corteza y látex de *B. alicastrum*, fueron recolectados en el centro recreativo Pukka Shungo, ubicado en el distrito José Crespo y Castillo, una zona muy húmedo y pre montado tropical con temperatura promedio a 24 °C.

Se recolectó las hojas y corteza en bolsas de polipropileno, de igual modo, se utilizó un frasco de plástico para guardar la extracción del látex (**Figura 1** y **Figura 2**), todas las muestras se guardaron fuera del alcance del sol para luego ser identificados (**Figura 3**) y ser transportados al laboratorio.

Los tipos de droga (hojas, corteza y látex) como se ven en la **Figura 4** y **Figura 5**, se seleccionó libres de impurezas y en su estado fresco, luego cada una de las muestras se pesó 5kg de hojas y 5kg de corteza, menos el látex que esta se consideró en cantidad total extraída, y finalmente se almacenó a una temperatura de 10 °C.

3.3. Materiales

3.3.1. Materiales de laboratorio

Se emplearon los siguientes materiales: una fiola de 50 ml, matraces 50, 100 ml, pipetas volumétricas, gradillas de la marca Fisher Scientific, tubos de plástico (Falcon),

microtubos de 100 μ l (Axygen), unas cubetas de poliestireno de la marca BrandTM. (1cm \times 1cm \times 4,5cm), vasos de precipitación (Marienfeld), micropipetas (Fisherbrand) (1000 μ l, 100 μ l, 10 μ l), etiquetas (Pegafan), papel filtro (Whatman), limaduras de magnesio (Underground), 18 papel bulki A4 (Graphos), hisopos (Tuinies), papel toalla (Elite), pinzas de madera (Amazon), tubos de ensayo (Pyrex).

3.3.2. Equipos

Se emplearon los siguientes equipos: Centrífuga (Hettich- Alemania, 22R), molino de cuchilla (Toyama, TYPE Y90L-4), Espectofotómetro (UV/VIS Genesys 10, USA), balanza analítica (Sartorius BP, 3100S), plancha calefactora (Fisher Scientific, SB162-3), estufa (Mettler, INB 500), homogenizador (TYPE, 37600 Mixer), Baño María (Mettler WNB 10), Lámpara UV/Vis (Ali, AD2038UV MG/WM), cámara fotográfica (Canon, EOS Rebel S12 C), refrigeradora (Electrolux, DW44S).

3.3.3. Reactivos

Alcohol 96° (Alkofarma), Carbonato de sodio, Hidróxido de sodio (Scharlau), Ácido gálico, Nitrito de sodio, 2,2-difenil-1-picrilhidrazil (DPPH*), Tolueno, Reactivo de Dragendorff, Reactivo de Mayer, Reactivo de Hagger, Reactivo de Wagner (Sigma Aldrich), Cloruro de aluminio 6-Hidrato, Peróxido de hidrógeno, Gelatina-sal, Sulfato de sodio anhídrido (Merck), Folin-Ciocalteu (Himedia), Anhídrido acético, Cloruro de sodio, Acetato de plomo (J.T Baker), Metanol (Lichrosolv), Ácido acético (Sigma Chemical), Cloruro férrico. (Alfa Aesa), Urea (Bio Systems), Diclorometano (R.J.T Baker), Amoniaco (Valvone).

3.4. Preparación de las muestras

3.4.1. Secado y pesado

Luego de un proceso de selección, se lavó y secó en una área limpia y ventilada a temperatura entre 25-30°C, a la sombra, luego se llevó a una estufa con circulación natural a 40 °C por 24 horas y luego ser pesadas, teniendo un contenido de humedad del 20% (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

3.4.2. Triturado/molienda

Una vez secas, se procedió a moler las hojas y la corteza por separado utilizando un pilón y mortero hasta obtener partículas de muestra. Luego, se trasladaron al laboratorio y se les asignó un código único para cada muestra, con el fin de realizar extracciones acuosas y etanólicas posteriormente (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

3.4.3. Extracción acuosa

Se pesó 5 gramos de material vegetal (hojas o corteza) y 0,05 gramos de látex, los cuales se mezcló con 50 ml de agua destilada obteniendo una concentración de 100 mg/ml y 1 mg/ml, respectivamente. La mezcla se llevó a ebullición durante 10 minutos y se dejó reposar durante 30 minutos. Luego, se filtró los extractos a través de un papel filtro Whatman de 20-25 micras y se recolectó los sobrenadantes en microtubos de 2 ml. Posteriormente se centrifugó a 10000 rpm a 4 °C durante 10 minutos y los sobrenadantes se almacenaron a -20 °C para luego ser analizados (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

3.4.4. Extracción etanólica

Se pesó 5 gramos de material vegetal (hojas o corteza) y 0,05 gramos de látex, y se agregó 50 ml de etanol al 50% para obtener una concentración de 100 mg/ml y 1 mg/ml, respectivamente, a temperatura ambiente. La mezcla se dejó reposar durante 14 horas. Luego, se filtró los extractos a través de un papel filtro Whatman de 20-25 micras y se recolectó los sobrenadantes en microtubos de 2 ml. Así mismo, se centrifugó a 10000 rpm a 4 °C durante 10 minutos y los sobrenadantes se logró almacenar a -20 °C para sus respectivos análisis (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

3.5. Metodología

3.5.1. Tamizaje Fitoquímico en hojas y corteza

– Reconocimiento de alcaloides

Se añadió 5 g de muestra seca de hoja y corteza y se colocaron en dos vasos de precipitado. Se añadió HCl al 5% para cubrir la muestra y se calentó en baño maría durante 5 minutos, mientras se agitó suavemente. Luego, se dejó reposar durante 30 minutos y se filtró utilizando papel filtro. A continuación, se tomaron 2 ml del filtrado ácido y se distribuyeron en 4 tubos de ensayo. En cada tubo se agregaron dos gotas de los reactivos correspondientes (Dragendorff, Hagger, Mayer y Wagner). Se consideró que la muestra contenía alcaloides si se observaba turbidez o precipitado en al menos tres de los tubos (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000) (**Figura 12, Figura 14 y Figura 15**).

– Reconocimiento de flavonoides, leucoantocianidinas y cardiotónicos

En un vaso precipitado, se añadieron 5 gramos de muestra seca, luego se agregó suficiente alcohol etílico para cubrir completamente la muestra y permitir su fluidez. La mezcla se calentó en un baño maría durante 5 minutos con agitación constante. Luego, se dejó enfriar y se filtró para obtener el filtrado. Al filtrado se le añadió una cantidad igual de una solución de acetato de plomo al 4%, que contenía ácido acético al 0,5%. Después se agitó y se dejó reposar durante 15 minutos antes de filtrarlo nuevamente. El filtrado obtenido se utilizó para realizar ensayos de reconocimiento de flavonoides, leucoantocianidinas y cardiotónico (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

– Ensayo para flavonoides

Se colocaron limaduras de magnesio en un tubo de ensayo y se agregaron 2 ml del filtrado. A continuación, se añadieron gotas de HCl concentrado a lo largo de la pared del tubo. La aparición de colores naranja, rojo, rosado o violeta sería una señal positiva de la presencia de flavonoides en la muestra (**Figura 11 y Figura 20**).

– **Ensayo para leucoantocianidinas**

Se utilizó 2 ml del filtrado en un tubo de ensayo. Posteriormente, se añadió 1 ml de ácido clorhídrico concentrado y se procedió a calentar la mezcla en un baño de agua hirviendo durante 5 minutos. La aparición de un color rojo sería un indicio positivo de la presencia de leucoantocianidinas en la muestra (**Figura 9**).

– **Ensayo para cardiotónicos**

Se añadió 1 ml del filtrado a otro tubo, luego 0,5 ml de reactivo de Kedde (composición: 1 ml de solución A + 1 ml de solución B). Si se observaba un color morado o morado, se consideraba una prueba positiva para la presencia de desencadenantes cardíacos. (**Figura 13 y Figura 25**).

– **Reconocimiento de saponinas, taninos, esteroides y/o triterpenoides y quinonas**

Se utilizó el método descrito por Alejandro (1973) y Miranda et al. (2000) para extraer los componentes de las hojas y corteza de *B. alicastrum*. Se colocaron 5 g de muestra seca en dos vasos de precipitado y se añadió suficiente alcohol para cubrir la muestra. Luego, se sometió la mezcla a calentamiento en un baño maría durante 10 minutos con agitación. Después de este tiempo, se procedió a filtrar la muestra en caliente y se concentró hasta reducir a la mitad de su volumen.

Posteriormente, se utilizó un embudo de separación para extraer dos porciones de 10 ml cada una de diclorometano. A continuación, se añadió agua al embudo para generar dos fases, y ambas fueron recuperadas. La fase acuosa se filtró y se utilizó para llevar a cabo ensayos de detección de taninos, saponinas y quinonas.

Por otro lado, la fase orgánica se recuperó, se secó con sulfato de sodio anhidrido y se filtró. Con los filtrados obtenidos se realizaron ensayos para identificar la presencia de triterpenos o esteroide

– **Ensayo para saponinas**

Se utilizó 4 ml del filtrado acuoso en un tubo de ensayo tapado, el cual se agitó vigorosamente durante 1 minuto. La presencia de una espuma abundante y persistente indica la presencia de saponinas en la muestra (**Figura 10**).

– **Ensayo para taninos**

Se tomó 1 ml del filtrado acuoso y se transfirió a un tubo de ensayo. A este se le agregó 1 ml del reactivo de gelatina-sal y se procedió a disolver el precipitado formado en 2 ml de urea al 10M. Posteriormente, se añadieron 2 o 3 gotas de cloruro férrico al 10%. La formación de colores o precipitados en tonos verde, azul o negro indicaría la presencia de taninos en la muestra (**Figura 17**).

– **Ensayo para triterpenos y/o esteroides**

En un tubo de ensayo, se agregó 1 ml del filtrado orgánico y se añadió 1 ml de anhídrido acético. Con cuidado, se agregaron 1-2 gotas de ácido sulfúrico concentrado a lo largo de la pared del tubo. La aparición de colores en tonos rojo, violeta, azul o verde indicaría la presencia de esteroides y/o triterpenoides en la muestra (**Figura 6**).

– **Ensayo para quinonas**

Se utilizó un tubo de ensayo donde se agregó aproximadamente 5 ml del filtrado acuoso, 1 ml de peróxido de hidrógeno al 20% y 1 ml de ácido sulfúrico al 50%. La muestra se sometió a calentamiento en un tiempo de 15 minutos en un baño de agua en ebullición, seguido de un período de enfriamiento. Luego, se añadieron 5 ml de tolueno y se agitó suavemente. Si la capa acuosa experimenta un cambio de color hacia tonos rojos o rosados, se confirma la presencia de quinonas en la muestra (**Figura 7 y figura 24**).

– **Reconocimiento de antocianinas**

En un vaso precipitado, se incorporaron 5 gramos de muestra seca, seguidos de aproximadamente 100 ml de agua. La mezcla se calentó hasta alcanzar el punto de

ebullición durante aproximadamente 5 minutos y posteriormente se filtró. En otro tubo de ensayo, se extrajo 2 ml del filtrado y se añadió 1 ml de una solución diluida de NaOH, observando el color resultante. En un tubo adicional, se tomaron 2 ml del filtrado y se agregaron 2 gotas de ácido mineral diluido (ácido sulfúrico), nuevamente observó el color formado. Las antocianinas se caracterizan por exhibir distintos colores en función del pH (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

– **Reconocimiento de cumarinas**

Se procedió de la siguiente manera: se añadieron 5 gramos del material vegetal en un tubo de ensayo y se cubrió con etanol 96° comercial hasta que todo el material quedara sumergido. Se cubrió la abertura del tubo de ensayo con un papel filtro blanco y se sujetó el tubo con pinzas mientras se calentaba hasta alcanzar el punto de ebullición. Luego se añadieron 5 gotas de NaOH disuelto al 5% en un papel filtro que cubría la abertura del tubo, y se dejó hervir durante 5 minutos tras el calentamiento inicial. Después de enfriar, se retiró el papel filtro (**Figura 16**). Finalmente, se observó la presencia de una fluorescencia (verde, roja o amarilla) en el papel filtro utilizando luz ultravioleta a una longitud de onda de 365 nm, lo que indica la presencia de cumarinas (Alejandro, 1973 y Miranda et al., 2000).

3.5.2. Tamizaje fitoquímico en látex

– **Extracción etanólica**

La preparación del extracto pasó por un pesado del material vegetativo 50 mg, agregando 150 ml de etanol (96%) a temperatura ambiente, luego se dejó reposar por 24 horas. Luego se filtró haciendo uso de un papel filtro Whatman de 20-25 micras. Finalmente, el sobrenadante se almacenó a -20 °C para su posterior análisis (Miranda et al., 2000).

– **Reconocimiento de alcaloides (Dragendorff)**

Se tomó una muestra de 2 ml del extracto y se sometió a evaporación utilizando un baño de agua, quedando un residuo al que se le agregó 1 ml de ácido clorhídrico al 1% en agua y se calentó suavemente. Luego, se permitió que la solución ácida se enfriara hasta alcanzar la acidez deseada. Para realizar el ensayo, se agregaron 3 gotas del reactivo de Dragendorff

a la solución acuosa ácida (**Figura 27**). Se consideró la presencia de compuestos si se observaba opalescencia o turbidez en la muestra (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de alcaloides (Mayer)**

El procedimiento seguido fue similar al ensayo de Dragendorff, obteniendo una solución ácida. Posteriormente, se agregó una pequeña cantidad de cloruro de sodio en forma de polvo, se agitó y se filtró. Se añadieron de 2 a 3 gotas de la solución reactiva de Mayer (**Figura 28**). Si se observaba opalescencia o turbidez, se consideraba presencia de alcaloides (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de alcaloides (Wagner)**

La solución ácida se preparó de manera similar a los casos anteriores, se añadió 2 o 3 gotas del reactivo y se clasificó el resultado de la misma forma, como se indicó en Miranda (2006).

– **Reconocimiento de flavonoides**

Se añadió una muestra de 2 ml al tubo de ensayo, junto con 1 ml de ácido clorhídrico concentrado y un pequeño trozo de cinta de magnesio metálico. Después de permitir que la reacción ocurriera durante 5 minutos, se agregó 1 ml de alcohol amílico. Se mezclaron las fases y se dejaron reposar hasta que se separaron (**Figura 32**). La prueba se consideró positiva si el alcohol amílico adquiría un color amarillo, naranja, carmelita o rojo intenso en todos los casos (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de leucoantocianidinas**

Se utilizó 2 ml de la muestra en un tubo de ensayo, seguidos de la adición de 1 ml de ácido clorhídrico concentrado. Luego, se sometió a calentamiento en un baño de agua hirviendo por 5 minutos (**Figura 33**). La presencia de leucoantocianidinas se afirmará cuando la solución indique un color rojo (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de cardiotónicos**

Se añadieron 2 ml de la alícuota del extracto etanólico en un tubo de ensayo y se combinaron con 1 ml del reactivo Kedde. La mezcla se dejó reposar durante 5 a 10 minutos (**Figura 30**). La presencia de un resultado positivo se evidenciaba mediante la formación de una coloración violácea duradera, que se mantenía visible durante 1 a 2 horas (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de saponinas**

Se tomó una alícuota de 2 ml de la muestra y se diluyó con 5 veces su volumen en agua en un tubo de ensayo. La mezcla se agitó vigorosamente durante 5 a 10 minutos (**Figura 34**). Se determinó un resultado positivo cuando se observó la formación de espuma en la superficie del líquido, con una altura superior a 2 mm y que se mantuvo durante más de 2 minutos (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento en taninos**

Según Miranda (2006), se agregó 2 ml de una muestra alcohólica a un tubo de ensayo, seguido de la adición de 3 gotas de una solución de tricloruro férrico al 5% en solución salina fisiológica. Un resultado positivo se caracterizó por la aparición de ciertos cambios de color específicos (**Figura 35**).

- Una coloración rojo-vino indicaba la presencia de compuestos fenólicos en general.
- Una coloración verde intensa indicaba la presencia de taninos del tipo pirocatecolicos.
- Una coloración azul indicaba la presencia de taninos del tipo pirogalotánicos.

– **Reconocimiento de triterpenos y/o esteroides**

Se añadieron 2 ml de la alícuota etanólica a un tubo de ensayo, seguido de la adición de 1 ml de anhídrido acético y una completa mezcla. Luego, se dejaron caer 2-3 gotas de ácido sulfúrico concentrado a lo largo de la pared del tubo de ensayo, evitando cualquier agitación. Un resultado positivo se caracterizó por un cambio de color rápido (Miranda, 2006).

- Si se observó un cambio de color de rosado a azul muy rápido.

- Si se apreció un cambio de color de verde intenso de forma visible y rápida.
- Si se manifestó un cambio de color de verde oscuro a negro, indicando el final de la reacción.

En algunos casos, el ensayo resultó en la formación de dos fases o en el desarrollo de colores. Rara vez, el primer cambio de color puede ser observable. El tercer cambio generalmente se produce cuando la muestra evaluada contiene cantidades significativas de estos compuestos (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de quinonas**

Se agregó 2 ml de la alícuota del extracto a un tubo de ensayo y se calentaron en un baño de agua durante 5 minutos. Luego, se añadió 1 ml de cloroformo y 1 ml de hidróxido de sodio al 5% en agua. Se agitó la mezcla para asegurar la homogeneidad y se dejó reposar hasta que las fases se separaron (**Figura 29**).

Si la fase acuosa alcalina, que se encuentra en la parte superior, adquirió una coloración rosada o roja, el ensayo se consideró positivo. Se clasificó como coloración rosada (++) , o coloración roja (+++) dependiendo de la intensidad del color observado (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de antocianinas**

Se añadió 2 ml del extracto etanólico a un tubo de ensayo y se calentó durante 10 minutos con la adición de 1 ml de ácido clorhídrico concentrado. Después de enfriar, se agregaron 1 ml de agua y 2 ml de alcohol amílico. La mezcla se agitó y se permitió que las dos fases se separaran. La presencia de un color que va desde rojo hasta marrón en la fase amílica indica un resultado positivo en el ensayo (Miranda, 2006).

– **Reconocimiento de cumarinas**

En un tubo de ensayo se colocaron 2 ml de la alícuota etanólica. A continuación, se cubrió la abertura del tubo utilizando un papel filtro blanco y se aseguró con pinzas de tubo de ensayo. Posteriormente, se agregó algunas gotas de NaOH al 5% disuelto en papel filtro, asegurándose de cubrir completamente la abertura del tubo de ensayo. Después de un período de

ebullición y posterior enfriamiento, se retiró el papel filtro para dejarlo enfriar (**Figura 36**).

Por último, al observar el papel filtro bajo luz UV con una longitud de onda de 365 nm, se pudo apreciar una fluorescencia de tonalidad verde, roja o amarilla, lo que indica la presencia de Cumarinas (Miranda, 2006).

3.5.3. Asignación cualitativa para el tamizaje fitoquímico

Se llevó a cabo una asignación cualitativa con el fin de medir los metabolitos secundarios, y durante este proceso, se fueron identificando las reacciones pertinentes (Carvajal, 2009).

Tabla 1. Valoración cualitativa para el tamizaje fitoquímico.

Resultado	Asignación
Negativo	-
Dudoso	+/-
Escaso	+
Regular	++
Moderado	+++
Abundante	++++

3.5.4. Determinación de polifenoles totales

Se realizó mediante el método de Folín – Ciocalteu reportado por Sultana et al. (2009), para la construcción de la curva estándar de ácido gálico (Sigma-Aldrich) se preparó las siguientes concentraciones de 10, 25, 50, 75, 100 µg/ml (**Tabla 11**). A partir de las concentraciones preparadas del estándar (ácido gálico) (**Figura 40**) se añadió 100 µl (para el caso de los extractos de la muestra también se tomó 100 µl) en microtubos de capacidad de 2 ml, luego se adicionó 500 µl de solución Fenol de Folín – Ciocalteu (Merk) 1/10 y se incubó a temperatura ambiente por un minuto. Finalmente, se adicionó 400 µl de Na₂CO₃ (Sigma Aldrich) al 7,5% y se incubó por dos horas a temperatura ambiente. Adicionalmente, se preparó una muestra en blanco a la cual se

agregó 100 μl de agua destilada, 500 μl de solución Fenol de Folín - Ciocalteu (Merk) 1/10 después de un minuto se mezcló con 400 μl de Na_2CO_3 (Sigma Aldrich) al 7,5% y se almacenó por dos horas a temperatura ambiente (**Tabla 2**).

La absorbancia se registró a 740 nm (espectrofotómetro UV/VIS Genesys 10, USA) usando cubetas de poliestireno de (1 cm x 1 cm x 4,5 cm) (**Figura 37**).

Es importante señalar que el contenido de polifenoles cuantificados de los extractos preparados para los diferentes tipos de droga se reportara como miligramos de ácido gálico equivalente por gramo de materia seca (mgAGE/g).

Tabla 2. Concentraciones del ácido gálico con agua destilada.

N°	($\mu\text{g}/\text{ml}$)	Ácido Gálico (μl)	Agua dd ¹ (μl)/Etanol (μl)
1	100	100	900
2	75	75	925
3	50	50	950
4	25	25	975
5	10	10	990

¹dd: Agua destilada.

3.5.5. Actividad antioxidante

– Evaluación de la actividad antioxidante por el método DPPH

Se empleó el radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil) para la respectiva evaluación, tal como fue descrito en el estudio realizado por Bran-Williams et al (1995).

Se preparó un stock 1000 μM de DPPH* a partir de la cual se preparó una solución de trabajo de 100 μM y se guardó en refrigeración. Se hizo reaccionar 25 μL de infusión y 975 μL del radical DPPH, dejando reaccionar durante 30 minutos. Posteriormente, se midió la absorbancia utilizando un espectrofotómetro UV-VIS a una longitud de onda de 517 nm. Para determinar el valor de IC50, se construyó una curva que relacionaba las diferentes concentraciones utilizadas con los porcentajes de inhibición obtenidos, representando las concentraciones frente a

los porcentajes de inhibición (Figura 38). El porcentaje de inhibición se calculó utilizando la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Inhibición DPPH}^* = [(A_{\text{control}} - A_{\text{muestra}}) / A_{\text{control}}] \times 100 \quad (1)$$

A_{control} : absorbancia del radical DPPH.

A_{muestra} : absorbancia de la muestra.

– **Evaluación de la actividad inhibidora del catión radical del ácido 2,2'-azinobis-(3- etilbenzotiazolina)-6-sulfónico (ABTS*)**

La capacidad de eliminación de radicales libres de las infusiones se determinó mediante el ensayo de decoloración por ABTS*. tal como lo describe Re et al. (1999). El radical catiónico ABTS* fue generado a partir de una reacción entre ABTS (7 mM) y persulfato de potasio (2,45 mM) a una concentración final, incubada en la oscuridad durante 16 horas a temperatura ambiente. Posteriormente, la mezcla de reacción se diluyó con etanol hasta alcanzar una absorbancia de $0,750 \pm 0,050$ a 734 nm. Se combinó una pequeña cantidad (10 μL) de la infusión con 975 μL de la solución diluida de ABTS* y se incubó a temperatura ambiente durante 30 minutos. La disminución de la coloración, resultado de la reducción de los cationes por los antioxidantes presentes en la infusión, se cuantificó midiendo la absorbancia a 734 nm utilizando un espectrofotómetro Genesys 150 UV/VIS (Thermoscientific). Los valores de IC₅₀ se calcularon representando las concentraciones frente a los porcentajes de inhibición (**Figura 39**). El porcentaje de inhibición se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$\% \text{ Inhibición ABTS}^* = [(A_{\text{control}} - A_{\text{muestra}}) / A_{\text{control}}] \times 100 \quad (2)$$

A_{control} : absorbancia del radical ABTS*.

A_{muestra} : absorbancia de la muestra.

Según el valor de IC₅₀ presenta en los resultados, En otras investigaciones, se han establecido criterios para la selección de extractos vegetales basados en el valor del IC₅₀.; se considera que aquellos con valores menores a 30 $\mu\text{g}/\text{mL}$ tienen un alto potencial antioxidante, mientras que aquellos con valores entre 30 $\mu\text{g}/\text{mL}$ y 100 $\mu\text{g}/\text{mL}$ se consideran de moderado potencial antioxidante. Aquellos con valores de IC₅₀ por encima de 100 $\mu\text{g}/\text{mL}$ se consideran de

bajo potencial antioxidante (Ramos et al., 2003).

3.5.6. Tipo y diseño de investigación

3.5.6.1. Tipo de investigación

El trabajo de investigación que se llevó a cabo, se clasificó como investigación básica.

3.5.6.2. Diseño de investigación

a. Diseño experimental y factores estudiados

Se utilizó un análisis de Diseño Completamente al Azar (DCA) con un arreglo factorial de 3Ax2B. En la **Tabla 3**, se muestra los factores estudiados y sus correspondientes niveles.

Tabla 3. Factores estudiados con sus correspondientes niveles.

Factores	Niveles	Combinación	Símbolo	Tratamiento
A) Tipo de droga	Hoja (a ₁)	Hoja*acuoso	a ₁ b ₁	T ₁
	Corteza (a ₂)	Hoja*etanólico	a ₁ b ₂	T ₂
	Látex (a ₃)	Corteza*acuoso	a ₂ b ₁	T ₃
B) Tipo de solvente	Acuoso (b ₁)	Corteza*etanólico	a ₂ b ₂	T ₄
	Etanólico (b ₂)	Látex*acuoso	a ₃ b ₁	T ₅
		Látex*etanólico	a ₃ b ₂	T ₆

b. Análisis estadístico

Los datos se analizaron bajo el DCA con un arreglo factorial de 3Ax2B con 3 repeticiones, las mismas que se muestran en el **Tabla 4**. Para comparar la diferencia entre promedios se utilizó la prueba de Tuckey (P<0,05).

Tabla 4. Análisis de varianza para las evaluaciones realizadas de *B. alicastrum*.

Fuente de variación	Grados de libertad
Tipo de droga (A)	a-2=1
Tipo de solvente (B)	b-1=1
A*B	(a-1) (b-1) =2
Error experimental	(a*b*)*(n-1)=12
Total	17

– **Modelo aditivo lineal**

$$Y_{ijk} = \mu + A_i + B_j + (A*B)_{ij} + E_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} : Variable respuesta u observación

μ : Media poblacional

A_i : Efecto del i-ésimo tipo de droga

B_j : Efecto del j-ésimo tipo de solvente

$(A*B)_{ij}$: Efecto de la interacción del i – ésimo nivel del factor tipo de droga con el j – ésimo del nivel del factor tipo de solvente

E_{ijk} : Error experimental

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Tamizaje fitoquímico de hojas, corteza y látex de *B. alicastrum*

Se observó una abundante presencia de saponinas (++++), como a su vez moderada y regular presencia de leucoantocianidinas (+++), cumarinas (+++), y alcaloides (+++); continuando, con una regular presencia de antocianinas (++) , una escasa presencia en taninos (+) y finalmente una nula presencia de flavonoides y quinonas (-) en los extractos (**Tabla 5**).

Estos datos tienen similitudes con reportes químicos en *B. alicastrum*, realizados en otros lugares, como Tení (2008), encontrando presencia de cumarinas, saponinas, esteroides y flavonoides, Así mismo, Noriega (2016), reportó presencia de saponinas, taninos grupos de flavonoides, cumarinas y fenoles.

Igualmente, con otros datos reportados en investigaciones en otras especies de la familia Moraceae, como en Jiménez (2015), que identificó alcaloides, triterpenos, esteroides, grasas y aceites en la especie *Brosimum utile*; Alba et al (2007), reportó cumarinas y triterpenos en *Brosimum rubescens*, complementando con esta última investigación; Fachín et al (2012), reportó la presencia de quinonas, taninos, triterpenoides, alcaloides, flavonoides y saponina. Así mismo, Abubakar et al (2017), reveló la presencia de taninos, saponinas, alcaloides, flavonoides, esteroides, terpenoides en *Ficus Sycomorus* Linn, y Montaña (2020), indicó la presencia de flavonoides, terpenos y/o esteroides en las especies *F. insipida*, *F. benjamina*, *F. elástica* y *F. bullenei*.

Además, se observaron diferencias en las respuestas y reacciones de las diferentes drogas, lo que sugiere una variación en su composición fitoquímica.

En los alcaloides, se observó reacciones positivas en la corteza (**Figura 21**, **Figura 22**, **Figura 23**) y látex (**Figura 27**, **Figura 28** y **Figura 31**), similares resultados a lo que Gaibor (2013), realizó en el látex del *B. utile*. La concentración de metabolitos en plantas puede variar según la familia y la distribución de los mismos puede ser mayor en semillas y frutos. Además, los factores ambientales también pueden influir en la presencia y cantidad de estos metabolitos (Leonora et al., 2023). Por ello, los alcaloides tienen una importancia en las plantas, ya que funcionan como agentes protectores para las plantas, gracias a su capacidad antibacteriana,

además de ser tóxicos para insectos y animales herbívoros. Estas propiedades también han permitido su uso en la medicina natural y farmacéutica, donde se han utilizado como analgésicos, relajantes musculares, tranquilizantes y antioxidantes, entre otros (Zenk et al., 2007 y Rubio et al., 2013).

En los cardiotónicos, el látex fue el único que tuvo reacción (**Figura 30**), una causa subyacente podría ser la alta toxicidad que puede generar este metabolito, ya que estudios previos han demostrado que niveles elevados pueden ser perjudiciales para la especie, llegando incluso a afectarla negativamente. Los cardiotónicos presentes en las plantas, tienen la función de proteger a la planta de depredadores y parásitos (Krishna et al., 2015). A pesar de esto, han sido ampliamente utilizados en la medicina para tratar enfermedades del corazón como la insuficiencia cardíaca y la fibrilación auricular (Macias, 2014 y Manrique, 2015). Sin embargo, al igual que a las plantas, el consumo en altas dosis puede generar efectos tóxicos severos sobre el corazón, llegando a ser mortal (Baños et al., 2002 y Casamitjana, 2002).

En las saponinas, se detectó presencia en los tres tipos de drogas (**Figura 10**, **Figura 18** y **Figura 34**), destacando en entre ellos el látex; la presencia de espuma se produjo debido a la formación de micelas, ya que estos compuestos poseen moléculas hidrofílicas e hidrofóbicas (Leonora et al., 2023), y la abundancia de este metabolito nos da a entender que en la planta actúan como una barrera protectora (fitoprotectores) contra patógenos y herbívoros, (Ahumada et al., 2016); por tal motivo que son responsables en dar el sabor amargo al ser consumido, además de poseer propiedades hemolíticas (destrucción de glóbulos rojos) y hormonales (baja producción de huevos y retraso en el crecimiento en animales y germinación en plantas) (Leonora et al., 2023). Sin embargo, también presentan algunos beneficios, ya que poseen propiedades farmacológicas (fitoterapia y antiinflamatorio) y en la medicina popular (expectorante, efecto estimulante, tonificante y anti estrés), no obstante, las saponinas contienen una alta toxicidad si es que se consume en dosis altas, provocando dolor estomacal, vómitos y diarrea (Ahumada et al., 2016 y Leonora et al., 2023).

En el reconocimiento en Taninos, los tres tipos de drogas dieron reacción escasa positiva (**Figura 8**, **Figura 17** y **Figura 35**), esto se respalda con lo reportado de Galindo et al. (2003), demostrando que las semillas de *B. alicastrum* contienen elevadas concentraciones de taninos. Esto se debe a que la alta concentración de taninos se encuentre en estructuras reproductivas y en las frutas, reduciendo su nivel con la madurez. Este reparto de concentración

espacial y temporal sirve como una protección para sus estructuras vitales y, al mismo tiempo, le permite adaptarse para hacerla más atractiva y apetecible cuando alcanza su madurez fisiológica presentando semillas viables, siendo fundamental este proceso para el éxito de la expansión de la especie (Robil et al., 2015). Sin embargo, la presencia de taninos en otros órganos, son esenciales contra la actividad microbiana y parasitaria, debido a esto son utilizados en la medicina popular (antiséptico, antiinflamatorio, desparasitación), en la nutrición (inhibidores, alta capacidad antioxidante) (Leonora et al., 2023; Ramírez, 2019; Pérez, 2018; Awika, et al, 2017 y Galindo et al., 2003), incluso se ha mostrado que los taninos pueden generar un impacto en los suelos, disminuyendo la mineralización del carbono y compuestos del nitrógeno (Huang, 2018). Pero, debido a estos factores que genera, son consideradas como anti-nutrientes, ya que al ser consumidos en altas concentraciones puede generar estreñimiento, intoxicación, desnutrición, anemia y alteración al crecimiento de la flora intestinal. Por tales motivos, algunos animales evitan el contacto con plantas ricas en taninos (Leonora et al., 2023).

En los triterpenos y/o esteroides, hubo reacción escasa positiva en las hojas (**Figura 6**) y la corteza, excepto en el látex, no se observó reacción positiva. Una posible explicación es que no se llevó a cabo una extracción sucesiva con solventes de polaridad creciente, que habría permitido concentrar compuestos hidrófilos y lipófilos en mayor cantidad (Miranda, 2006). Mientras que, en las hojas y corteza, fue escasa. Esto se debe a que la mayoría de Triterpenos y/o esteroides se encuentran concentradas en las semillas y frutos de una especie, comprobando con otras investigaciones, se informó que en los frutos de cinco especies distintas se encontraron triterpenos y/o esteroides, siendo más prominentes en comparación con las muestras de hojas y flores (Plazas, 2015). El motivo de que estos metabolitos se encuentren en dichos órganos de la planta se debe a sus múltiples funciones (protección antibacteriana, resistencia al estrés, estructurales y transporte de nutrientes) (Valitova et al., 2016 y Pironi et al., 2018). Además, estos compuestos también pueden actuar como agentes de control de plagas, ya que, al ser consumidos, sufren adversos como reducción de peso, disminución de muda, incluso la mortandad. Al mismo tiempo, generan toxicidad y un sabor amargo al ser consumido por los animales (Ávalos et al., 2009 y Leonora et al., 2023). Por otra parte, los triterpenos y/o esteroides poseen propiedades en la medicina farmacéutica (antitumorales, inmunosupresoras, hepatoprotectoras, gastroprotector. hipoglucemiantes, antibacterianas, hormonales, antinociceptivos, antiinflamatorios) y nutricional (dieta) (Chen et al., 2005; García et al., 2004 y Liu, 2005).

En las antocianinas y leucoantocianidinas (**Figura 9, Figura 19 y Figura 33**),

se obtuvo una reacción escasa y moderada, respectivamente. Según la literatura, las antocianinas están unidas a un azúcar mientras que las leucoantocianidinas no, la cantidad de estos metabolitos detectados podría explicarse por su función en la pigmentación de flores y frutos, donde se encontraron mayores cantidades de leucoantocianidinas en forma libre que de antocianinas adheridas a azúcares, estos pigmentos conforman un papel significativo en la polinización y en el proceso de propagación de las semillas (Ávalos et al., 2009); y en hojas, sólo se producen durante la temporada de otoño, cuando éstas adquieren tonalidades rojizas o anaranjadas. Debido a la coloración que provocan, son utilizados como colorantes (Yatim, 2019), Otro tipo de propiedades que ofrecen a la planta, es la resistencia a infecciones microbianas, defensa con ataques fúngicos, bacterianos o herbívoros y resistencia a los estímulos ambientales (radiación UV, sequía, salinidad) (Tripp et al., 2018). Debido a los efectos que presentan, también son utilizados en la medicina farmacéutica y popular (anticancerígenos, antidiabéticos, antiinflamatorios, antialérgicos, antihepatóxicos, gastroprotectores, cardioprotectores, antitrombóticos, antiviral, resistentes al estrés oxidativo) (Leonora et al., 2023).

Se detectó la presencia de cumarinas en los tres tipos de drogas (**Figura 16, Figura 26 y Figura 36**), destacando en entre ellos el látex, esta información se corrobora por un estudio demostrando la existencia de 3 cumarinas en *B. alicastrum* (Parra et al., 2017). El reconocimiento presentó una fluorescencia cian bajo la exposición a rayos UV, según información de la Leonora (2023), algunas cumarinas tienen la capacidad de absorber radiación UV y reflejar fluorescencia cian actuando como un agente protector solar. Es importante destacar que estas cumarinas se encuentran presentes en diversas plantas y animales ya que funciona como un tolerante a la radiación solar y ayuda a disuadir a sus depredadores (Herrera, 2017 y Naukas, 2011).

Pese a que las distintas investigaciones tuvieron diferentes tipos de solventes y tipos de droga, los resultados muestran que metabolitos secundarios como saponinas, taninos, cumarinas triterpenos, esteroides, alcaloides y flavonoides son predominantes en la mayoría de especies de la familia Moraceae, pero en distintos porcentajes (Galindo, 2003 y Leonora et al., 2023).

Los metabolitos secundarios del *B. alicastrum* también cumplen la función de contener, reducir o modular a seres patógenos, fúngicos, depredaciones y heridas, que un claro ejemplo en respuesta rápida, la planta excreta su látex para sellar el daño (Ávalos et al., 2009; Patra et al., 2010; Rice-Evans et al., 1997; Sepúlveda et al., 2003; Vaca et al., 2016 y Wallace, 2004),

también proporcionan beneficios nutricionales a otras especies, teniendo un alto valor nutricional en semillas, frutos, hojas y demás (Martínez et al., 2019; Quintero et al., 2019; Sarmiento et al., 2022 y Vélez et al, 2014), sin embargo, los metabolitos secundarios son un conjunto de sustancias presentes en las plantas que tienen propiedades bioquímicas relacionadas con el crecimiento (Patra et al., 2010), incluso pueden que sea una determinante en el desarrollo de la planta y su crecimiento en su estadio vegetativo (Rangel, 2020). Con todo lo mencionado y los estudios que se han realizado en esta investigación, podemos vincular a las saponinas, terpenos y compuestos fenólicos con su crecimiento y desarrollo. Por consiguiente, podemos decir que las Moraceae son especies que presentan abundancia y riqueza en sus localidades (Calvi, 2013 y Sarmiento, 2022).

Es importante tener en cuenta que, durante la extracción de drogas, pueden surgir variaciones en la composición de los metabolitos debido a diversos factores como el momento de recolección, las fluctuaciones climáticas entre distintas ubicaciones, entre otros aspectos (Gaibor, 2013). En otras palabras, la presencia de metabolitos secundarios en las plantas puede ser influenciada por una variedad de factores, como el tipo y la variedad de la especie, condiciones ambientales como la exposición solar y el suministro de agua, el momento de la recolección, las fases de la luna, la tasa de crecimiento, la madurez, la salud nutricional del suelo, el estrés ambiental y la exposición a enfermedades y plagas, todos los cuales pueden incidir en el desarrollo y rendimiento de las plantas. Estos aspectos pueden tener un impacto en la composición de los metabolitos secundarios extraídos de la planta (Harborne, 1993 y Waterman et al. 1994).

Tabla 5. Tamizaje fitoquímico de hojas y corteza de *B. alicastrum*.

Parte de la droga	Reactivo utilizado	Metabolito Secundario	Prueba
Corteza	Dragendorff	Alcaloides	++
	Mayer	Alcaloides	-
	Wagner	Alcaloides	+++
	Valser	Alcaloides	-
Hoja	Dragendorff	Alcaloides	-
	Mayer	Alcaloides	-
	Wagner	Alcaloides	-

	Valsler	Alcaloides	-
	Dragendorff	Alcaloides	+++
Látex	Mayer	Alcaloides	++
	Wagner	Alcaloides	+++
	Valsler	Alcaloides	++
Corteza	HCl y cinta de Magnesio	Flavonoides	-
Hoja	HCL y cinta de Magnesio	Flavonoides	-
Látex	HCL y cinta de Magnesio	Flavonoides	-
Corteza	HCL	Leucoantocianidinas	++
Hoja	HCL	Leucoantocianidinas	++
Látex	HCL	Leucoantocianidinas	+++
Corteza	Kedde	Cardiotónicos	-
Hoja	Kedde	Cardiotónicos	-
Látex	Kedde	Cardiotónicos	++
Corteza	Agitar	Saponinas	+++
Hoja	Agitar	Saponinas	++
Látex	Agitar	Saponinas	++++
Corteza	Cloruro férrico 10%,	Tanino	+
Hoja	Cloruro férrico 10%,	Tanino	+
Látex	Cloruro férrico 10%	Tanino	+
Corteza	H ₂ SO ₄ cc	Triterpenos/Esteroides	+
Hoja	H ₂ SO ₄ cc	Triterpenos/Esteroides	+
Látex	H ₂ SO ₄ cc	Triterpenos/Esteroides	-
Corteza	Peróxido de hidrogeno 20%, H ₂ SO ₄ 50%, Tolueno	Quinonas	-
Hoja	Peróxido de hidrogeno 20%, H ₂ SO ₄ 50%, Tolueno	Quinonas	-
Látex	Cloroformo, NaOH	Quinonas	-
Corteza	NaOH, H ₂ SO ₄	Antocianinas	+
Hoja	NaOH, H ₂ SO ₄	Antocianinas	+

Látex	HCl cc, agua, alcohol amílico	Antocianinas	++
Corteza	NaOH (5%)	Cumarinas	++
Hoja	NaOH (5%)	Cumarinas	++
Látex	NaOH (5%)	Cumarinas	+++

Nulo (-), dudoso (+-), escaso (+), regular (++), moderado (+++), abundante (++++).

4.2. Polifenoles totales en hojas, corteza y látex de *B. alicastrum*

En la **Tabla 6**, se muestra el análisis estadístico entre las drogas y los solventes, revelando una diferencia significativa ($P < 0,05$), indicando interacción en ambos factores.

Tabla 6. Análisis de varianza para Polifenoles.

Fuente de variación	Gl	MC	Valor F.	Significancia ¹
A	2	2.925	41253.574	.000 *
B	1	.046	654.360	.000 *
A * B	2	.528	7439.850	.000 *
Error	12	0.00		
Total	18			

1. Expresa diferencia significativa

Con el fin de comparar las medias individuales provenientes de un análisis de varianza, se realizó la Prueba de Tukey. Según la **Tabla 7**, se pueden observar que, las hojas demuestran tener mayor contenido de polifenoles totales ($2,09 \pm 0,0158$ mg AGE/g en etanol y $1,33 \pm 0,0103$ mg AGE/g en acuoso) respecto a la corteza y el látex, por lo tanto se puede decir que el tipo de solvente no interfiere en la extracción de compuestos activos. Estos resultados son justificados con Plazas (2015) y Galindo et al. (2003), obteniendo los resultados de las hojas superiores con respecto la corteza y látex. Así mismo, mientras que en los tipos de solventes no hay un solvente predeterminado, esto no implica que el efecto de un factor (muestra) en la variable dependiente es consistente a lo largo de los niveles del otro factor (solvente). Es decir, el impacto de las muestras en la variable dependiente no varía dependiendo del tipo de solvente utilizado.

Tabla 7. Polifenoles totales en hojas, corteza y látex de *B. alicastrum*.

Tipo de droga	Solvente	Polifenoles totales ¹ (mg EAG/g)
Hoja	Etanol	2,09 ± 0,0158 ^a
Hoja	Acuoso	1,33 ± 0,0103 ^b
Corteza	Acuoso	0,93 ± 0,00628 ^c
Corteza	Etanol	0,54 ± 0,00391 ^d
Látex	Acuoso	0,39 ± 0,00299 ^e
Látex	Etanol	0,32 ± 0,00246 ^f

¹Los valores representan el promedio ± DS (desviación estándar). Diferentes superíndices entre líneas, representan diferencia estadística significativa, prueba de Tukey ($P < 0,05$).

La cantidad de polifenoles muestran ser superiores a datos informados en otras investigaciones, uno de los ejemplos, Galindo et al. (2003), reportó polifenoles en *B. alicastrum* (1,8 mg/g) obtenidos del follaje de este, y semejantes a sus semillas ($2,7158 \pm 0,2089$ mg EAG/g) (Quintero et al. 2019).

Asimismo, Ordoñez et al. (2018), reportó la cantidad de polifenoles en las hojas de algunos cítricos como la *Citrus medica* L “limón cidra” ($0,79 \pm 0,02$ mgEAG/g), *Citrus aurantifolia* Swingle “Limon sutil” ($0,96 \pm 0,02$ mgEAG/g) y la *Citrus sinensis* L sbeck “Naranja Valencia” ($1,40 \pm 0,04$ mgEAG/g), *Citrus reticulada* “mandarina común” ($2,86 \pm 0,04$ mg EAG/g), *Citrus reshni* “mandarina Cleopatra” ($2,92 \pm 0,04$ mg AGE/g), también Valdez et al. (2018) reportó en plantas medicinales como *Curcuma Longa* “Palillo” ($1,44 \pm 0,06$ mg AGE/g), y en semillas como almendras (0,9 mg EAG/g,) (Martinez, 2018).

No obstante, podemos decir que los valores en la tabla, logran ser inferiores a datos reportados en contenido de fenólicos totales en algunas Moraceae como Nikolaeva et al. (2015), reportó en el tallo, hojas y corteza de la *Maclura tinctoria* “árbol de mora” (10 ± 1 mg AGE/g, 18 ± 1 mg AGE/g, y 26 ± 1 mg AGE/g) respectivamente; y en el *Ficus citrifolia* en extracto acuoso ($7,634$ mg AGE/ml) (Aldana et al. 2014).

Como también en otras especies: *Tithonia diversifolia* Hemsl “Marisol” ($17,64 \pm 1,5$ mg AGE/g) (de la Cruz et al., 2022), en algas como *Caulerpa filiformis* (22 mg AGE/g) (Saravia, 2021), *Chuiraga spinosa* Less “Huamanpinta” ($51,8 \pm 1,27$ mg EAG/g) (Sánchez et al.,

2015); y en otras especies como *Satureja hortensis* “ajedrea de jardín” (166 mg AGE/g), *Satureja cuneifolia* (151 mg de AGE/g) y *Origanum syriacum* (119 mg de AGE/g) (Dorman et al., 2004), *Minthostachys mollis* (Kunth) Griseb “Muña” ($92,7 \pm 1,2$ mg de AGE/g) y *Clinopodium bolivianum* (Benth.) Kuntze “Inca muña” ($91,8 \pm 8,3$ mg de AGE/g) (Yapuchura, 2010), en hojas de *Disterigma alartenoides* (125,6 mg EAG/g), *Bejaria resinosa* (142,2 mg EAG/g), *Macleania rupestris* (202,2 mg EAG/g), *Cavendishia bracteta* (205,6 mg EAG/g), *Thibaudia floribunda* (237,8 mg EAG/g), *Gaultheria erecta* (230 mg EAG/g) (Plazas, 2015).

Analizando los datos obtenidos con los resultados anteriores, según Plazas (2015), el contenido de polifenoles en las hojas *B. alicastrum* se encontraría en un rango entre 1 – 10 mg AGE/g considerándose como un nivel bajo.

Además, al considerar los resultados del análisis fitoquímico preliminar llevado a cabo, se podría evidenciar una relación con la capacidad antioxidante (Plazas, 2015) de los extractos y las variedades de drogas. Se determinó que los extractos de hojas presentan un contenido más alto de fenoles totales en comparación con otras formas de drogas. No obstante, se observó que el látex tiene la menor cantidad de polifenoles.

Podemos decir que esto se debe a que las hojas del *B. alicastrum* contienen taninos, y saponinas, de los cuales son compuestos únicos ante la defensa de radiación solar estrés ambiental, y resistencia a plagas y patógenos (Hernández et al., 2019; Plazas, 2015; De la Cruz, 2022 y Gómez et al., 2015).

Sin embargo, el tamizaje fitoquímico en el látex se demostró resultados positivos en la mayoría de metabolitos secundarios, por lo cual, podemos decir que el bajo contenido de polifenoles obtenido es debido al proceso de extracción y al tipo de disolvente que se usó; dado que, durante las lecturas en el espectrofotómetro, se detectó la existencia de partículas que presentaban una apariencia de grumos semi-transparentes o de color blanquecino. Por ello, Chirinos et al. (2007), logra explicar que, para lograr mejores extracciones de drogas, es importante considerar la polaridad de los solventes utilizados en la mezcla. En este sentido, se ha observado que los solventes de polaridad intermedia (acetona o metanol) son más eficientes para este propósito en comparación con los solventes de alta polaridad, (agua), o los de baja polaridad, (cloroformo o el hexano) (Miranda, 2006).

Claros ejemplos como Padilla et al. (2008), elaboró una mezcla entre metanol-agua acidificada (50:50 v/v) y acetona-agua (70:30 v/v), para utilizar 100 ml de la dilución para 1g de muestra; y Sailema (2019), demostró que los sistemas de etanol:agua 75:25 y metanol al 100% mostraron una mayor eficacia de extracción en comparación con el agua pura, lo que sugiere que ciertos compuestos son más solubles en estas mezclas que en otros disolventes.

Por otro lado, en términos de toxicología, se ha establecido que ambos solventes representan menores riesgos en comparación con el metanol, lo que los convierte en sustancias más amigables con el medio ambiente y relativamente seguros para la salud humana (Sailema, 2019).

Según los resultados, en comparación con los otros tipos de drogas, se reportó que la corteza tiene contenido de polifenoles por debajo las hojas, sin embargo, en otras investigaciones como en Nikolaeva et al. (2015), obtuvo resultados (26 ± 1 mg de AGE/g) superiores a las hojas de la misma especie que investigó, esto se debe a que, en la elaboración de las muestras, se utilizaron cinco solventes (hexano, acetato de etilo, acetona, metanol y agua).

Es importante tener en cuenta que, al igual que en el proceso de tamizaje fitoquímico, los resultados obtenidos en esta investigación pueden variar en comparación con los obtenidos en otras investigaciones. Tal como explica Simbaña (2019), señala que los niveles de polifenoles totales en los frutos pueden variar según la época de cosecha, ya que las especies vegetales que crecen predominantemente en verano tienen una mayor cantidad de polifenoles totales. Este concepto puede generar una investigación, ya que Panduro et al. (2020), describe que la *B. alicastrum* que hay en la región de San Martín tiene un periodo de floración (junio – Noviembre), defoliación (agosto – noviembre), fructificación de semillas (octubre – diciembre), y maduración y cosechas de semillas (enero – mayo), sabiendo que la región se distingue por sus dos estaciones: seca (junio – setiembre) y lluvioso (octubre – mayo) (Weather, 2023).

También se dice que los niveles de polifenoles totales suelen ser más altos en las partes externas de la planta. La cantidad de luz y las condiciones climáticas del lugar donde se cultiva la especie vegetal también influyen en los niveles de polifenoles totales, ya que la producción de estos compuestos está relacionada con la exposición a la luz solar. En países con más horas de sol, como Ecuador, las plantas pueden tener un contenido de polifenoles totales más elevado. La temperatura también puede influir en la síntesis de polifenoles totales, siendo los climas cálidos más propicios para su producción (Simbaña, 2019).

4.3. Actividad antioxidante en hojas, corteza y látex de *B. alicastrum*

De acuerdo a los resultados obtenidos de la evaluación de la capacidad antioxidante por el método de DPPH y ABTS se muestra en la **Tabla 8** y **Tabla 9** que existen diferencias significativas ($P < 0,05$), arrojando interacción entre los factores en los dos tipos de radicales según el análisis estadístico entre las drogas y los solventes.

Tabla 8. Análisis de varianza para DPPH*.

Fuente de variación	Gl	MC	Valor F.	Significancia ¹
A	2	408.737	5157.087	.000 *
B	1	.597	7.528	.018 *
A * B	2	7.160	90.332	.000 *
Error	12	.079		
Total	18			

1. Expresa diferencia significativa

Tabla 9. Análisis de varianza para ABTS*.

Fuente de variación	Gl	MC	Valor F.	Significancia ¹
A	2	0.02	3366.15	.000 *
B	1	0.00	322.16	.000 *
A * B	2	0.00	273.98	.000 *
Error	12	0.00		
Total	18			

1. Expresa diferencia significativa

Al determinar la diferencia significativa, se realizó la prueba de Tukey para ambos tratamientos como se ve en la **Tabla 10**, de los cuales se demostró los siguientes resultados: El tratamiento con mayor capacidad antioxidante entre los métodos DPPH y ABTS, se obtuvo en la hoja en extracto etanólico ($1428 \pm 39,7$ ug/mL y $36,2 \pm 0,2$ ug/mL) respectivamente.

El estudio demostró en el método DPPH, que los valores del látex tuvieron resultados similares respecto a los tipos de solventes, por lo tanto, se consideran semejantes, de igual forma, la hoja en solvente etanólico y la corteza en solvente acuoso tuvieron valores cercanos; de igual manera que en los polifenoles totales mostrando que hay una interacción que sugiere que

los efectos de los tipos de droga no dependen del tipo de solvente, dado que no hay un solvente predeterminado en los tipos de extracciones, esto sugiere que el impacto de un factor (muestra) en la variable dependiente varía de manera inconsistente a lo largo de los diferentes niveles del otro factor (solvente).

Tabla 10. Actividad antioxidante por el método DPPH y ABTS en hojas, cortezas y látex de *B. alicastrum*.

Tipo de droga	Solvente	DPPH* IC ₅₀ ¹ (ug/mL)	ABTS* IC ₅₀ ¹ (ug/mL)
Látex	Etanol	17185 ± 246,2 ^a	180,1 ± 4,1 ^a
Látex	Acuoso	16560 ± 641,1 ^a	152,5 ± 1,7 ^b
Hoja	Etanol	1428 ± 39,7 ^d	36,2 ± 0,2 ^f
Hoja	Acuoso	4281 ± 21,2 ^b	51,79 ± 0,3 ^e
Corteza	Etanol	2893 ± 26,9 ^c	140,36 ± 4,3 ^c
Corteza	Acuoso	1740 ± 40,5 ^d	86,67 ± 1,3 ^d

¹Los valores representan el promedio ± DS (desviación estándar). Diferentes superíndices entre líneas, representan diferencia estadística significativa, prueba de Tukey ($P < 0,05$).

Comparado al resultado que Mickely et al. (2021), obtuvo mediante el IC₅₀ en DPPH* del *Brosimum gaudichaudii* (800 ug/mL), no difiere significativamente.

En relación a estudios previos, se encontraron resultados en algunas Moraceae con valores mínimos de IC₅₀ en DPPH* como en la *Ficus abutilifolia* (38 ± 2 ug/mL) (Madeleine et al., 2020), *Artocarpus heterophyllus* (643,3 ± 2,9 ug/mL) (Guamán et al., 2021). A su vez, se encontraron valores superiores de IC₅₀ en valores DPPH* y ABTS* como en la *Ficus elástica* (2,4 mg/L y 3,7 mg/L), *F. bullenei* (3,9 mg/L y 3,0 mg/L), *F. insipida* (4,8 mg/L y 2,8 mg/L), *F. benjamina* (5,4 mg/L y 2,9 mg/L) respectivamente (Furnieles, 2020).

Como también valores de DPPH* y ABTS* diversos de IC₅₀ en otras especies: *Citrus. limetta* (1080 ± 5 ug/mL y 198,4 ± 5,3 ug/mL), *C. medica L.* (1041 ± 4,2 ug/mL y 206,7 ± 7,4 ug/mL), *C. limonia* (924 ± 5,3 ug/mL y 180,9 ± 6,1 ug/mL), *C. jamibhiri L.* (1853 ± 4,4 ug/mL y 234,6 ± 7,2 ug/mL), *C. aurantifolia S.* (1583 ± 2,1 ug/mL y 210,3 ± 7,8 ug/mL), *C. sinensis L.* (1696 ± 3,8 ug/mL y 204 ± 4,6 ug/mL) (Ordoñez, 2018); *Palicourea andaluciana Standl* (137,6 ug/ml y 3588 ug/ml), *Topobea cf discolor* (49,18 µg/ml y 2886 µg/ml), *Vismia laevis* (35,64 µg/ml

y 1865 µg/ml) *Passiflora danielli* (967,3 µg/ml y 2115 µg/ml), *Blepharodon grandifolium* (298,1 µg/ml y 536 µg/ml) (Tovar, 2013); *Opuntia ficus indica* Mill “tuna” (1673 ± 4 ug/mL y 1087 ± 1,4 ug/mL), *Vitis Vinífera* “uva” (1313 ug/mL y 1582 ug/mL) y *Pourouma cecropiifolia* “uvilla” (1621 ± 1,1 ug/mL y 1720 ± 0,7 ug/mL), respectivamente (Ordoñez, 2019).

Según los criterios de clasificación de Ramos et al. (2003), los valores IC₅₀ del DPPH* y el ABTS* obtenidos en esta investigación, son considerados como bajo potencial (>100 ug/mL) y moderado potencial antioxidante (> 30ug/mL y < 100 ug/mL) respectivamente.

Al correlacionar entre la actividad antioxidante, el contenido de polifenoles totales y los valores del IC₅₀, se demuestra en los reportes, que los extractos con mayores concentraciones de estos compuestos presentan valores mínimos de IC₅₀, su actividad antioxidante será alta. Por lo tanto, esta relación de la actividad antioxidante viene a ser directamente proporcional con los polifenoles totales, e inversamente con los valores del IC₅₀ (Plazas, 2015 y Murillo, 2006).

El bajo nivel de capacidad antioxidante puede deberse al resultado de la cantidad limitada de metabolitos secundarios como alcaloides y taninos presentes en ellas, ya que se observó una baja presencia de estos metabolitos durante el tamizaje. Aunque se sabe que los taninos tienen una alta capacidad antioxidante (Leonora et al., 2023 y Zenk et al., 2007), los resultados confirman que hay una escasez de estos y otros tipos de metabolitos antioxidantes en las tres drogas evaluadas.

Otra de las causas sería en el proceso de extracción, ya que una extracción con solventes de polaridad creciente, logre concentrar compuestos hidrófilos y lipófilos en mayor cantidad (Miranda, 2006). Hay pocos estudios que evalúen simultáneamente las propiedades antioxidantes hidrofílicas y lipofílicas. Un ejemplo de ello es un estudio realizado por Cano (2004), en el cual se separaron selectivamente los componentes solubles en agua y los solubles en disolventes orgánicos. Luego, se utilizaron métodos para estimar la actividad antioxidante hidrofílica (AAH) y lipofílica (AAL), obteniendo la contribución a una actividad antioxidante total (AAT).

También podemos decir que el bajo nivel de antioxidantes sea por la sensibilidad, la velocidad y el rango de absorción que los radicales DPPH y ABTS presentan. Ya

que el DPPH* es más sensible a los antioxidantes hidrofílicos, como los ácidos fenólicos, y a los antioxidantes lipofílicos, mientras el ABTS* es más sensible a los antioxidantes hidrofílicos y a los antioxidantes con grupos aminos, pero a su vez, es el que mayor rango de absorbancia posee, lo que permite medir la capacidad antioxidante de una muestra en una mayor gama de longitudes de onda y obtener resultados más rápidamente (Tovar, 2013 y Kuskoski et al., 2005).

V. CONCLUSIONES

- a) Los resultados del tamizaje fitoquímico de hojas, corteza y látex de *B. alicastrum*, se mostró la presencia abundante y moderada en saponinas, como moderada y regular presencia en leucoantocianidinas, cumarinas y alcaloides, en diferentes extractos. Los ensayos de alcaloides en el extracto de látex resultaron particularmente destacados, obteniendo reacciones rápidas. Además, se observó una presencia regular de antocianinas, presencia escasa de taninos y nula presencia en flavonoides y quinonas.
- b) El estudio de la cuantificación de polifenoles totales de hojas, corteza y látex de *B. alicastrum* reveló una notable interacción entre las diferentes partes de la planta y el tipo de solvente y se demostró que la hoja en extracto etanólico presentó mayor contenido de polifenoles totales con un valor de $2,09 \pm 0,0158$ mg AGE/g de muestra seca, también se demostró que las hojas fueron las muestras con mayor cuantificación de polifenoles, por otra parte, el látex en extracto etanólico reveló un valor de $0,32 \pm 0,00246$ mg AGE/g de muestra seca, indicando un menor contenido de polifenoles totales.
- c) Los resultados mostraron una significativa variación en la capacidad antioxidante de cada muestra vegetativa en los métodos de DPPH y ABTS, revelando una interacción entre las diferentes partes de la planta y el tipo de solvente, así mismo, la hoja tuvo un valor IC_{50} de $1428 \pm 39,7$ ug/mL y $36,2 \pm 0,2$ ug/mL, respectivamente, indicando una mayor capacidad antioxidante. Sin embargo, se observó que el látex en solvente etanólico tuvo un valor de IC_{50} de $17185 \pm 246,2$ ug/mL y $180,1 \pm 4,1$ ug/mL en ambos métodos, indicando poseer una menor capacidad antioxidante.

VI. PROPUESTAS A FUTURO

- Cualificar y cuantificar la cantidad de polifenoles, metabolitos secundarios y la actividad antioxidante que presenta el *B. alicastrum* en diferentes zonas de la región de Leoncio Prado
- Investigar más a fondo el comportamiento de los metabolitos secundarios ante estrés ambiental, radiación, depredación, resistencia a plagas y patógenos
- Realizar una investigación en la metodología de extracción para el látex de *B. alicastrum* en su dilución para realizar una lectura más nítida y eficiente en el espectrofotómetro
- Sería interesante una investigación que indique las diferencias en contenido de polifenoles y actividad antioxidante en hojas, corteza y látex en periodos de floración, defoliación, fructificación y maduración/cosechas de semillas
- Se podría investigar si los extractos de *B. alicastrum* tienen actividad antibacteriana y/o antifúngica *in vitro* y/o *in vivo*, y si esta actividad está relacionada con la presencia de ciertos compuestos fenólicos o antioxidantes.

VII. REFERENCIAS

- Abubakar, U. S., Danmalam, U. H., Musa, K. Y., Ahmed, A., Jajere, U. M. y Abdullahi, S. (2017). Anticonvulsant activity of the methanol root bark extract of *Ficus sycomorus* Linn. (Moraceae). *Journal of Pharmacy & Pharmacognosy Research*, 5(1), 69-77.
- Ahumada, A., Ortega, A., Chito, D. y Benítez, R. (2016). Saponinas de quinoa (*Chenopodium quinoa* Willd.): un subproducto con alto potencial biológico. *Revista Colombiana de Ciencias Químico - Farmacéuticas*, 45(3), 438-469. <https://doi.org/10.15446/rcciquifa.v45n3.62043>
- Alba Sandoval, M. P. y Cuca Suárez, L. E. (2007). Identificación de metabolitos secundarios de *Brosimum rubescens*(moraceae), determinación de actividad antimalárica. *Scientia Et Technica*, XIII (33), 129-131.
- Aldana C. D. y Guayasamín L. E. (2014). *Evaluación de la actividad antioxidante de los extractos (alcohólico y acuoso) de las hojas de ficus citrifolia y caracterización química de los polifenoles* [Tesis de título profesional, Universidad Politécnica Salesiana]. Repositorio Institucional – Universidad Politécnica Salesiana <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/6011>
- Alejandro Domínguez, X. (1973). *Métodos de Investigación Fitoquímica (1era ed.)*. Limusa S.A.
- Ávalos García, A y Perez-Urria Carril, E. (2009). Metabolismo secundario de plantas. *Reduca (Biología)*. *Serie Fisiología Vegetal*. 2 (3): 119-145. <https://eprints.ucm.es/id/eprint/9603/>
- Awika, J. M. (2016) Bioactive polyphenols and peptides in cowpea (*Vigna unguiculata*) and their health promoting properties: A review. *Journal of functional Foods*. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2016.12.002>
- Baños Diez, L. E. y Farré Albaladejo, M. (2002). Principios de farmacología clínica: bases científicas de la utilización de medicamentos. *Gac Sanit* 2002;17(2):169-71.
- Brand Williams W., Cuvelier, M. E. y Berset, C. (1995). Use of a Free, Radicals Method to

Evaluate Antioxidant Activity. *LWT - Food Science and Technology*. 28(1), 25–30.
[https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)

Cabrera Meléndez, J. L. (2014). *Determinación de metabolitos secundarios en tres pteridofitos, plantas con interés medicinal* [Tesis para título profesional, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. Repositorio de Tesis Digitales – Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Calvi Loza, S. P. (2013). *Diversidad y distribución de la familia Moraceae en los bosques de la región Madidi, La paz – Bolivia*. [Tesis para título profesional, Universidad Mayor De San Andrés].

https://www.missouribotanicalgarden.org/Portals/0/Portal/0/Science%20and%20conservation/themadidiproject/publications/Calvi_2013_Thesis.pdf

Cano, A. y Bañón Arnao, M. (2004). Actividad antioxidante hidrofílica y lipofílica y contenido en vitamina C de zumos de naranja comerciales: relación con sus características organolépticas. *Ciencia y Tecnología Alimentaria*, 4(3), 185-189.

Carbajal Rojas, L., Hata Uribe, Y., Sierra Martínez, N. y Rueda Niño, D. (2009). Análisis fitoquímico preliminar de hojas, tallos y semillas de cupatá (*Strychnos schultesiana* Krukoff). *Revista Colombia Forestal*, 12(1)161-170.
<http://www.scielo.org.co/pdf/cofo/v12n1/v12n1a11>.

Cárdenas Pimentel, N. P.; Paye Turpo, M. E. (2021). *Capacidad antioxidante del fruto liofilizado de dos variedades rojo y amarillo de Anacardium occidentale L. 'Marañón' Arequipa-2021*. [Tesis de título profesional, Universidad Católica de Santa María]. Repositorio Institucional - Universidad Católica de Santa María

Carhuapoma Y., M., Bonilla R., P., Suarez C., S., Villa, R., y López G., S. (2005). Estudio de la composición química y actividad antioxidante del aceite esencial de Luma chequen (Moliná) A. Gray "arrayán". *Ciencia E Investigación*, 8(2), 73–79.
<https://doi.org/10.15381/ci.v8i2.5306>

Casamitjana Núria. C. (2002). Glucósidos cardiotónicos. Acción y usos. *Revistar farmacia*

profesional, 16(4) 90 – 94.

Chirinos, R., Rogez, H., Campos, D., Pedreschi, R., y Larondelle, Y. (2007). Optimization of extraction conditions of antioxidant phenolic compounds from mashua (*Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pavón) tubers. *Separation and Purification Technology*, 55(2), 217-225. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2006.12.005>

Cisneros, R; Suárez, S; Trabucco, J., y Arnao, I (2012). Evaluación de la capacidad antioxidante de los extractos acuosos de la raíz y las hojas de *Smallanthus sonchifolius* (Yacón). *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 78(2), 120-125.

Coa, M. A. (2022). *Determinación de la capacidad antioxidante in vitro del fruto Quararibea cordata (Zapote)*. [Tesis de título profesional, Universidad Católica de Santa María]. Repositorio Institucional – Universidad Católica de Santa María

Daza Panduro, G. (2008). *Composición química de la flor de (Mauritia flexuosa l. f.) “aguaje” en Tingo María*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional – Universidad Nacional Agraria de la Selva.

de la Cruz-López J, Hernández-Villegas M. M., Aranda-Ibáñez M. E., Bolio-López G. I., Velázquez-Carmona M. A. y Córdova-Sánchez S. (2022). Potencial nutricional y fitohelmíntico de los extractos acuosos de *Tithonia diversifolia* Hemsl. (Asteraceae) en pequeños rumiantes en el trópico mexicano. *ITEA-Información Técnica Económica Agraria* 118(1): 69-81. <https://doi.org/10.12706/itea.2021.016>

Dorman Dorman, H.J., Bachmayer, O., Kosar, M. y Hiltunen, R. (2004). Antioxidant properties of aqueous extracts from selected Lamiaceae species grow in turkey. *Agricultural and Food Chemistry*, 52(4), 762–770. <https://doi.org/10.1021/jf034908v>

Fachín Espinar, M., López Del Águila, P., Arzubialdes, K., Gutiérrez, W. y Alva, A. (2012). Actividad antifúngica del extracto de *Brosimum rubescens*(Palisangre). *Ciencia Amazónica(Iquitos)*, 2(2), 100-107. <http://dx.doi.org/10.22386/ca.v2i2.33>

Furnieles Nuñez, H. (2020). Estudio químico taxonómico y evaluación de la actividad antioxidante

de extractos etanólicos foliares de cuatro especies del género *Ficus* L. (moraceae), Planeta Rica (Córdoba- Colombia).

Gaibor, D. V. (2013). *Determinación de la actividad gastroprotectora de savia de Sande (Brosimum utile) en ratas (Rattus norvegicus) con lesiones gástricas inducidas*. [Tesis de título profesional, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo]. Repositorio institucional – Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Galindo, J., Marrero, Y., González, N., y Aldama, A. I. (2003). Efecto del follaje de dos árboles tropicales (*Brosimum allicastrum* y *Leucaena leucocephala*) en la población microbiana ruminal en condiciones in vitro. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*, 37(4), 395-401.

García, D. E. y López, O. (2004). Los fitoestrógenos: ¿mito o amenaza para la alimentación animal en el trópico? *Pastos y Forrajes*, 27: 303.

García Hernández, R. (2017). *Estudio sobre la capacidad antioxidante de extractos de hoja de Moringa oleifera de diferente origen geográfico*. [Archivo PDF]. <http://hdl.handle.net/2183/19625>

Gómez-Caravaca, A. M., Verardo, V., Toselli, M., Segura-Carretero, A., Fernández-Gutiérrez, A. y Caboni, M. F. (2015). Determination of the major phenolic compounds in pomegranate juices by HPLC–DAD–ESI-MS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 63(27), 6388-6398. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.5b00564>

Guamán, M. A., Paredes, J. L. y Robayo, D. M. (2021). *Artocarpus Heterophyllus* (Jackfruit): propiedades antiinflamatorias y antioxidantes. *Revisión de la literatura. Medicencias UTA*, 5(4.1), 22–26. <https://doi.org/10.31243/mdc.uta.v5i4.1.1443.2021>

Harborne, B. (1993). *Introduction to Ecological Biochemistry*. 4th Edición. Academic Press, Harcomt Brace & Co. Publishers, New York, USA. 320 p. <https://www.elsevier.com/books/introduction-to-ecological-biochemistry/harborne/978-0-08-091858-7>.

Herrera-Fuentes, I., Quimis-Ponce, K., Sorroza-Rojas, N., García-Larreta, F., Mariscal-Santi, W.

y Mariscal-Garcia, R. (2017). Determinación de Taninos y Cumarinas presente en la planta tres filos. *Polo del Conocimiento*, 2(7), 500-522. doi:<http://dx.doi.org/10.23857/pc.v2i7.257>

Hernández Herrera, K y Salgado Chávez, J. (2019). Evaluación de la concentración de polifenoles y el potencial antioxidante de extractos florales de *Ipomea pes-caprae* (L.) R. Br. XXIII Jornada de la Investigación y Extensión. Sede Central Tunja, Colombia.

Huang Q.; Liu X.; Zhao, G; Hu T.; Wang Y. (2018) Potential and challenges of tannins as an alternative to in-feed antibiotics for farm animal production. *Animal Nutrition*. 4(2),137-150. <https://doi.org/10.1016/j.aninu.2017.09.004>

Instituto Nacional de Biodiversidad. (1997). *Jerarquía Taxonómica*. en línea.

ITTO lesser used species. (3 de junio de 2022). *Ramón, guaimaro (Brosimum alicastrum)*. <http://www.tropicaltimber.info/es/specie/ramon-brosimum-alicastrum/>

Jara, R.N. y Cusi, G. A. (2020). *Evaluación de la actividad antiinflamatoria, antibacteriana y antioxidante del extracto hidroalcohólico de las hojas de Ophryosporus chilca (Kunth) Hieron "Shequia"*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. Repositorio de Tesis Digitales – Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Jiménez Haro, A. L. (2015). *Estudio fitoquímico y evaluación de la actividad antidermatófica in vitro del látex de Brosimum utile (Kunth C.S.) (Leche de Sandi)*. [Tesis de título profesional, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo]. Repositorio Institucional – Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Krishna A., Kumar H., Vinay M., Sharma K. y Sharma, N. (2015). Plant Cardenolides in Therapeutics. *International Journal of Indigenous Medicinal Plants*. 48(2): 1871 – 1896.

Kobus, J., Flaczyk, E., Rudzińska, M., y Kmiecik, D. (2014). Antioxidant properties of extracts from *Ginkgo biloba* leaves in meatballs. *Meat Science, Poznan, Poland*. 97(2), 174–180. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2014.01.011>

- Kuskoski, E. M., Asuero, A. G., Troncoso, A. M., Mancini-Filho, J., y Fett, R. (2005). Aplicación de diversos métodos químicos para determinar actividad antioxidante en pulpa de frutos. *Food Science and Technology*, 25(4), 726–732. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612005000400016>
- Leighton, F. (2000). Polifenoles Vegetales, Ciencia y Bienestar. *Biological Research*, 33(2), 6. <https://dx.doi.org/10.4067/S0716-97602000000200001>
- Leonora Sánchez, F. y García Figueroa. L. (2023). Fitoquímica. Editorial de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.
- Liu J. (1995). Pharmacology of oleanolic acid and ursolic acid. *Journal of ethnopharmacology*, 49(2), 57–68. [https://doi.org/10.1016/0378-8741\(95\)90032-2](https://doi.org/10.1016/0378-8741(95)90032-2)
- Macias Contreras, M. I. (2014). *Ventrículo de Mytilus californianus: un modelo para la acción cardioactiva*. [Tesis de maestría, Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada]. Repositorio de tesis - Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada. <http://cicese.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1007/562>
- Madeleine, D. T., Noël, N. J., Theodore, A. A. de, Abdoulaye, H., Emmanuel, T., Laurent, S., Henoumont, C., Leonel, D. T. C. y Tanyi, J. M. (2020). Antioxidant Activity and Chemical Constituents from Stem Bark of *Ficus abutilifolia*. Miq (Moraceae). *European Journal of Medicinal Plants*, 31(13), 48–59. <https://doi.org/10.9734/ejmp/2020/v31i1330311>
- Manrique Cabrera, L. (2015). *Extracción y purificación de glicósidos presentes en Nerium oleander y Thevetia peruviana por UPLC acoplado a espectrometría de masas a partir del material vegetal*. [Tesis para título profesional, Universidad ICESI]. Repositorio insitucional – Universidad Icesi. http://repository.icesi.edu.co/biblioteca_digital/handle/10906/78823
- Martínez, N. R., Larqué, A., López, J. A. y De la Rosa, L. (2018). Diseño de un alimento funcional adicionado con harina de semilla de *Brosimum alicastrum* SW. para el adulto mayor con presarcopenia. Memorias del XXVI Congreso Mexicano de Psicología (83). Chihuahua,

México: Editorial Sociedad Mexicana de Psicología A.C. y el Colegio de Psicólogos del Estado de Chihuahua, A.C.

Martínez, N. R., Torres, L. E. J., del Hierro, J. C. y Larqué, A. (2019). Bebida adicionada con *Brosimum alicastrum* Sw: una alternativa para requerimientos dietarios especiales. *Revista Salud Pública y Nutrición*. 18 (3), 1-10.

Mickely, L., Engelbrecht, W., Vicente, R., Cristiane, Y., dos Santos, V., Pavan, E., Oliveira D. y Luiz, E. (2021). *Chem. Biodiversity*. <https://doi.org/10.1002/cbdv.202001068>

Miranda, M., & Cuellar, A. (2000). *Manual de prácticas de Laboratorio. Farmacognosia y Productos Naturales*. Félix Varela.

Miranda, M. (2006). *Farmacognosia y productos naturales*. Universidad de la Habana. Habana-Cuba.

Moo-Huchin, M. I., Cohuo-Huchin, M. d. R., & Moo-Huchin, V. M. (2019). Compuestos bioactivos y actividad antioxidante de extractos (CO₂ supercrítico y convencional) de harina de *Brosimum alicastrum*. *Ciencias biológicas y químicas*. https://www.ecorfan.org/proceedings/Proceedings_Biologia_y_Quimica_TI/Proceedings_Biologia_y_Quimica_TI_3.pdf

Murillo, E. (2006). Actividad Antioxidante "In Vitro" de las bebidas de frutas. Universidad de Panamá, Instituto de Alimentación y Nutrición (IANUT), *Laboratorio Bioquímica Nutrición*. Alfa Editores Técnicos.

Naukas. (2011). ¿Por qué son fluorescentes los escorpiones? Naukas. Recuperado el 6 de mayo del 2023 de <https://naukas.com/2011/04/20/por-que-son-fluorescentes-los-escorpiones/>

Nikolaeva, S., Saavedra-Arias, J. J., Sáenz-Arce, G., Salas, R., Baudrit, J. Vega, Rodriguez, G., Pantyukhov, P. y Popov, A. (2015). Materiales poliméricos compuestos con polietileno (PEBD) y fibras del árbol Maclura tinctoria(Moraceae). Cuadernos de Investigación UNED, 7(2), 209-216. Retrieved April 28, 2023, from http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1659-

42662015000200209&lng=en&tlng=es.

Niembro Rocas, A., Vázquez Torres, M. y Sánchez Sánchez, O. (2010). *Arboles de Veracruz 100 especies para la reforestación estratégica*. Gobierno del Estado de Veracruz. https://www.sev.gob.mx/servicios/publicaciones/colec_veracruzsigloXXI/ArbolesVeracruz100especies.pdf

Noriega Utrilla, J. E. (2016). *Determinación del contenido de metabolitos secundarios y el patrón electroforético de proteínas en las hojas de Brosimum alicastrum Sw.* [Tesis de título profesional, Instituto Tecnológico de Tuxtla Gutiérrez]. <http://repositoriodigital.tuxtla.tecnm.mx/xmlui/bitstream/handle/123456789/3234/MDRPIBQ2016038.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Oliva Mendoza, M. A. y Rivas Moreno, R. J. (2014). *Elaboración de harina a base de semilla de árbol de pan (Artocarpus altilis) y semilla de árbol de ojushte (Brosimum alicastrum) como un enriquecedor por su alto contenido nutricional*. [Tesis de título pre-grado no publicada]. Universidad Dr. José Matías Delgado

Orantes García, C., Caballero Roque, A. y Velázquez Méndez, M. A. (2012). Aprovechamiento del árbol nativo *Brosimum alicastrum* Swartz (Moraceae) en la selva de Zoque, Chiapas, México. *Lacandonia*, 6(1), 71-82.

Ordoñez, S., León, A., Rivera, H. y Vargas, E. (2019). Cuantificación de polifenoles totales y capacidad antioxidante en cáscara y semilla de cacao (*Theobroma cacao* L.), tuna (*Opuntia ficus indica* Mill), uva (*Vitis Vinífera*) y uvilla (*Pourouma cecropiifolia*). *Scientia Agropecuaria*, 10(2), 175-183. <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2019.02.02>

Ordoñez-Gómez, E.S, Reátegui-Díaz, D. y Villanueva-Tiburcio, J.E. (2018). Polifenoles totales y capacidad antioxidante en cáscara y hojas de doce cítricos. *Scientia Agropecuaria*, 9(1), 113-121. <https://dx.doi.org/10.17268/sci.agropecu.2018.01.13>

Panduro Salas, H., Schulte. R., Guerra Saldaña, C., Ubeda Olivas, M. F., Leiva Zamora, Z. del S., Reategui Calampa, L., Tuanama Lumba, B., García Ríos, E., Reategui Vega, J., Ríos Ramírez, O., Vohman, E. y Vecco G, C. D. (2020). *Protocolos para optimizar la calidad*

de la semilla de Manchinga para la industria alimentaria: Guía Técnica. Estudios Amazónicos. <https://estudiosamazonicos.com/wp-content/uploads/2021/08/Protocolo-manchinga.pdf>

Parra, A. M. (2019). *Evaluación de extractos de plantas en la nutrición y salud de animales herbívoros*. [Tesis de título profesional, Universidad Autónoma del Estado de México]. Repositorio institucional – Universidad Autónoma del Estado de México.

Parra-H.; Garnica, R.; Sotelo, D. M.; Hernández, G. A.; González, R. M.; Torres R.; Gaitán, M. A. (2018). Estudio químico y farmacológico de la corteza de *Brosimum alicastrum*. Colección Memorias de los Congresos de la Sociedad Química de México 52° Congreso Mexicano de Química y 36° Congreso Nacional de Educación Química. Puerto Vallarta, Jalisco, México: Editorial Sociedad Química de México.

Patra, A. y Saxena, J. (2010). A new perspective on the use of plant secondary metabolites to inhibit methanogenesis in the rumen. *Phytochemistry*, 71(11-12), 1198–222. doi: 10.1016/j.phytochem.2010.05.010.

Pérez Almeida, C. P. (2018). *Efecto inhibitorio in vitro de taninos de Guarango (Caesalpinia spinosa) y saponinas de Quinoa (Chenopodium quinoa Willd) en Rhizopus sp* [Tesis de título profesional, Universidad de las Américas]. Red de repositorios Latinoamericanos – Universidad de las Américas.

Pironi, A. M., de Araújo, P. R., Fernandes, M. A., Salgado, H. R. N. y Chorilli, M. (2018). Characteristics, Biological Properties and Analytical Methods of Ursolic Acid: A Review. *Critical reviews in analytical chemistry*, 48(1), 86–93. <https://doi.org/10.1080/10408347.2017.1390425>

Plazas, E. A. (2015). Tamizaje fitoquímico preliminar, evaluación de la actividad antioxidante in vitro y toxicidad de seis especies de Ericaceas colombianas. *Revista Cubana de Plantas Medicinales*, 20(2), 182-199.

Quintero Hilario, C. d C., Esparza Torres, F., García Mateos, M. d R., Ybarra Moncada, M. C. Hernández Ramos, L. (2009). Efecto del tostado sobre el valor nutritivo y componentes

antioxidantes de la semilla de capomo (*Brosimum alicastrum*: Moraceae). *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 25(3), 199-212. doi: 10.5154/r.rchsh.2019.03.007

Ramírez, E. L. (2019). Cuantificación de compuestos fenólicos totales, taninos totales y actividad antioxidante de dos plantas medicinales del Paraguay: Tapekue (*Acanthospermum australe*) y Ñandypa (*Genipa americana* L.). *Revista Sobre Estudios E Investigaciones Del Saber académico*, (13), 15–21.

Ramos, A.; Vizoso, A.; Piloto, J.; García, A.; Rodríguez, C.A.; Rivero, R. (2003). Screening and antimutagenicity via antioxidant activity in Cuban medicinal plants. *Journal of ethnopharmacology*; 87(1), 241-246.

Rangel, A. L. (2020). Principales plantas empleadas en agroforestería en bosque seco tropical: metabolitos secundarios reportados y las implicaciones en su rápido crecimiento. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/10554/50666>.

Re R., Pellegrini Ni., Proteggente A., Pannala A., Yang M., Rice-Evans C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology and Medicine*, 26(9-10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/s0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/s0891-5849(98)00315-3)

Reategui Diaz, D. (2003). *Composición física, química y actividad antioxidante del agua de dos variedades de Coco (Cocos nucifera* L.). [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional – Universidad Nacional Agraria de la Selva.

Rice-Evans, C., Miller, N. J. y Paganga, G. (1997). Antioxidant properties of phenolic compounds. *Trends in Plant Science* 2(4), 152-159. [https://doi.org/10.1016/S1360-1385\(97\)01018-2](https://doi.org/10.1016/S1360-1385(97)01018-2)

Robil, J. y Tolentino, V. (2015) Histological localization of tannins at different developmental stages of vegetative and reproductive organs in *Medinilla magnifica* (Melastomataceae). *Flora - Morphology, Distribution, Functional Ecology of Plants*, 217(1), 82–89. <https://doi.org/10.1016/j.flora.2015.10.003>

Rodríguez López, R. I. y Vega Valles, C. D. (2019). *Actividad antioxidante y compuestos fenólicos*

de la hoja y látex del Jatropha curcas (Piñón blanco). [Tesis de título profesional, Universidad Nacional de la Amazonía Peruana]. Repositorio institucional – Universidad Nacional de la Amazonía Peruana

Rojas Barquera, D y Narváez Cuenca, C. E. (2009). Determinación de vitamina c, compuestos fenólicos totales y actividad antioxidante de frutas de guayaba (*Psidium guajava* L.) Cultivadas en Colombia. *Quim. Nova*, 32(9), 2336-2340. <https://doi.org/10.1590/S0100-40422009000900019>

Rubio-Pina, J. y Vázquez Flota, F. (2013). Applicatons of the Benzylisoquinoline Alkaloids from *Argemone mexicana* L. *Current Topics in Medicinal Chemistry*. 13(17), 2200-7. <https://doi.org/10.2174/15680266113139990152>

Sailema Ortiz, M. L. (2019). *Extracción simultánea de polifenoles totales y flavonoides totales en hojas de Fragaria spp.* [Tesis de título profesional, Universidad Técnica de Ambato]. <https://repositorio.uta.edu.ec/jspui/handle/123456789/29997>

Sánchez Llamosa, M. J. y Anicama Pariona, N. E. (2015). *Contenido de polifenoles y actividad antioxidante in vitro del extracto etánolico de hojas y flores de Chuiraga spinosa Less “huamanpinta”*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional San Luis Gonzaga]. <http://repositorio.unica.edu.pe/handle/20.500.13028/2277>

Saravia Borda, J. (2021). *Determinación de compuestos fenólicos y de la actividad antioxidante del alga Caulerpa filiformis que habita en la reserva nacional de paracas 2020*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional San Luis Gonzaga]. <https://hdl.handle.net/20.500.13028/3743>

Sarmiento-Franco, L., Montfort-Grajales, Sandoval-Castro C. (2022). La semilla del árbol Ramón (*Brosimum alicastrum* Swartz): alternativa alimentaria energética para animales de producción y seres humanos. *Bioagrociencias* 15(1):19-27.

Sepúlveda Jiménez, G., Porta Ducoing, H., & Rocha Sosa, M. (2003). La Participación de los Metabolitos Secundarios en la Defensa de las Plantas. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 21(3), 355-363.

- Serralta Peraza, L. E., Rosado May, F. J., Méndez Mena, J. I., y Cruz Martínez, S. (2002). Flora con uso medicinal en Oxtankah, Quintana Roo, México. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 25(3), 45-56.
- Simbaña, T. Y. (2019). *Caracterización agronómica y de polifenoles totales en segregantes interespecíficos (Solanum betaceum x Solanum unilobum)* [Tesis de título profesional – Universidad Central del Ecuador]. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/17657>
- Sultana, B., Anwar, F. y Ashraf, M. (2009). Effect of extraction solvent/technique on the antioxidant activity of Selected Medicinal Plant Extracts. *Molecules* 14(6): 2167-2180.
- Tení Milián, D. M. (2008). *Tamizaje fitoquímico, extracción fraccionada y evaluación biosida del extracto diclorometano y metanólico de Brosimum alicastrum Swartz (ramón) fruto, semilla y hojas*. [Tesis de título profesional, Universidad de San Carlos de Guatemala]. Repositorio institucional – Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Tovar del Rio, J. (2013). *Determinación de la actividad antioxidante por DPPH y ABTS de 30 plantas recolectadas en la ecoregion cafetera*. [Tesis de título profesional, Universidad Tecnológica de Pereira]. Repositorio institucional – Universidad Tecnológica de Pereira.
- Tripp E., Zhuang Y., Schreiber M., Stone H. y Berar A. (2018). Evolutionary and Ecological Drivers of Plant Flavonoids Across A Large Latitudinal Gradient. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 128(1), 147–161. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2018.07.004>
- Vaca Sánchez, M. S., González Rodríguez, A, Maldonado López, Y, Fernandes G., W., Cuevas Reyes, P. (2016). Importancia de los taninos en especies del género *Quercus* como metabolitos secundarios asociados a defensa contra insectos herbívoros. *Biológicas*, 18(1), 10–20.
- Valdez, E., Toscano, E., Coronado, J., Reátegui, O., Zimic, M. y Best, I. (2018). Evaluación de la actividad hipoglucemiante in vitro de plantas alimenticias y medicinales del Perú. 3° Congreso Internacional de Alimentos Funcionales y Nutraceuticos (Far-17). Sinaloa, México: Editorial de la Red de investigación, innovación y Desarrollo tecnológico en

Alimentos Funcionales y Nutraceuticos.

- Valitova J., Sulkarnayeva, A. y Minibayeva F. (2016). Plant Sterols: Diversity, Biosynthesis, and Physiological Functions. *Biochemistry Moscow*, 81(8), 819–834. <https://doi.org/10.1134/S0006297916080046>
- Vélez-Terranova, M., Campos Gaona, R. y Sánchez-Guerrero, H. (2014). Uso de metabolitos secundarios de las plantas para reducir la metanogénesis ruminal. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 17(3): 489-499.
- Wallace R. J. (2004). Antimicrobial properties of plant secondary metabolites. *The Proceedings of the Nutrition Society*, 63(4), 621–629. <https://doi.org/10.1079/pns2004393>
- Waterman., G. y Mole, S. (1994). *Method in Ecology. Analysis of Phenolic Plant Metabolites*. Blackwell Scientific. <https://www.worldcat.org/title/analysis-of-phenolic-plant-metabolites/oclc/30073068>.
- Weather Spark (2023). El clima y el tiempo promedio en todo el año en San Martín. Recuperado el 04 de mayo del 2023 de <https://es.weatherspark.com/y/150255/Clima-promedio-en-San-Mart%C3%ADn-durante-todo-el-a%C3%B1o>
- Yactayo Abregú, V. S. (2021). *Tamizaje fitoquímico y evaluación antioxidante del extracto acuoso a diferentes temperaturas de hojas y corteza de Miconia barbeyana (paliperro)*. [Tesis de título profesional, Universidad Nacional Agraria de la Selva]. Repositorio institucional – Universidad Nacional Agraria de la Selva.
- Yapuchura R. (2010). *Estudio de los componentes antioxidantes de las hojas de Muña (Menthostachys mollis (Kunth) Griseb.) e Inca Muña (Clinopodium bolivianum (Benth.) Kuntze)*. [Tesis de maestría, Universidad Nacional Agraria la Molina]. Repositorio institucional – Universidad Nacional Agraria la Molina.
- Yatim Harkous, A. (2019). Efectos de los polifenoles en el tratamiento de la esclerosis múltiple. *Terapeía. Estudios Y Propuestas En Ciencias De La Salud*, 11(1), 121-154.

Zenk, M. H., y Juenger, M. (2007). Evolution and current status of the phytochemistry of nitrogenous compounds. *Phytochemistry*, 68(22-24), 2757–2772.
<https://doi.org/10.1016/j.phytochem.2007.07.009>

VIII. ANEXOS



Figura 1. Extracción de hojas y corteza de *B. alicastrum*.



Figura 2. Extracción del látex de *B. alicastrum*.



CERTIFICADO

El que suscribe, profesor de Ecología con línea de investigación en Sistemática Vegetal, de la Facultad de Recursos Naturales Renovables de la Universidad Nacional Agraria de la Selva, certifica que los especímenes colectados de una especie proveniente de la localidad Los Milagros, José Crespo y Castillo, Leoncio Prado, Huánuco, correspondiente al proyecto de tesis Tamizaje fitoquímico, evaluación de compuestos fenólicos y capacidad antioxidante en extractos de manchinga (*Brosimum alicastrum*), presentado por el Bach. JHON JAIRO MARTÍN PORTILLA INOCENCIO para su determinación pertenece a la especie que se indica a continuación:

Reino: : Plantae
 División: : Spermatophyta
 Clase: : Magnoliopsida
 Orden: : Rosales
 Familia: : Moraceae
 Género: : Brosimum
 Especie: : *Brosimum alicastrum* Sw.

Se expide el presente certificado para los fines pertinentes.

Tingo María, 24 de enero del 2023



Dr. Edilberto Chuquilín Bustamante
 Profesor Principal
 Jefe del Jardín Botánico-UNAS
 Cátedra de Ecología y Sistemática Vegetal
 Escuela Profesional de Ingeniería Ambiental
 Facultad de Recursos Naturales Renovables
 Universidad Nacional Agraria de la Selva

Figura 3. Constancia de determinación botánica de la especie *B. alicastrum*.

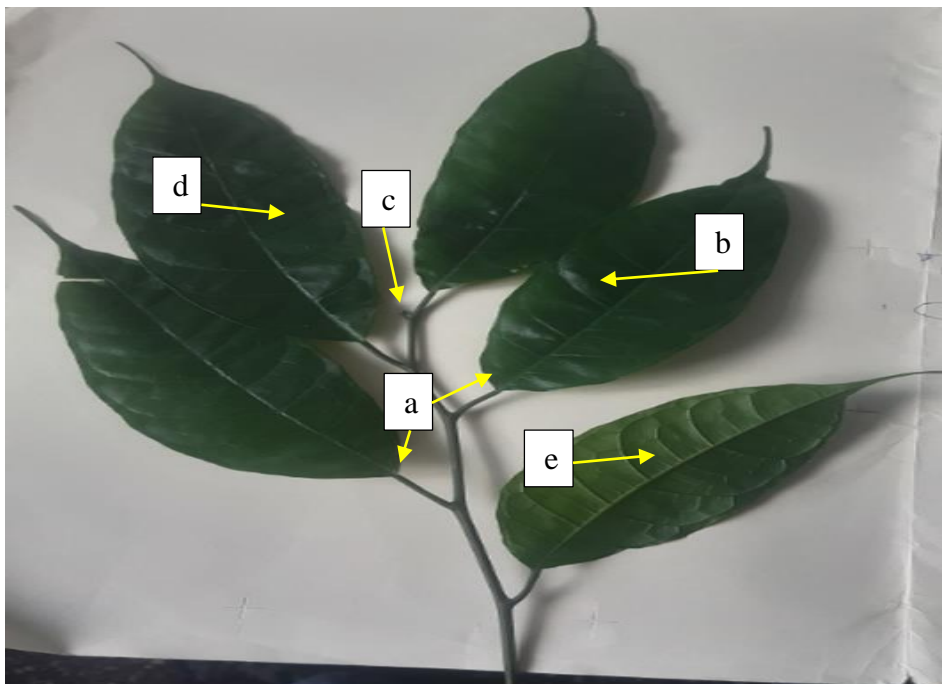


Figura 4. Descripción botánica de la especie *B. alicastrum*. a) simples, alternas. b) Láminas elípticas a ovadas. c) Estípulas puntiagudas. d) Haz verde oscuro, lustroso. e) Envés verde pálido y opaco



Figura 5. Muestra de látex de *B. alicastrum*.

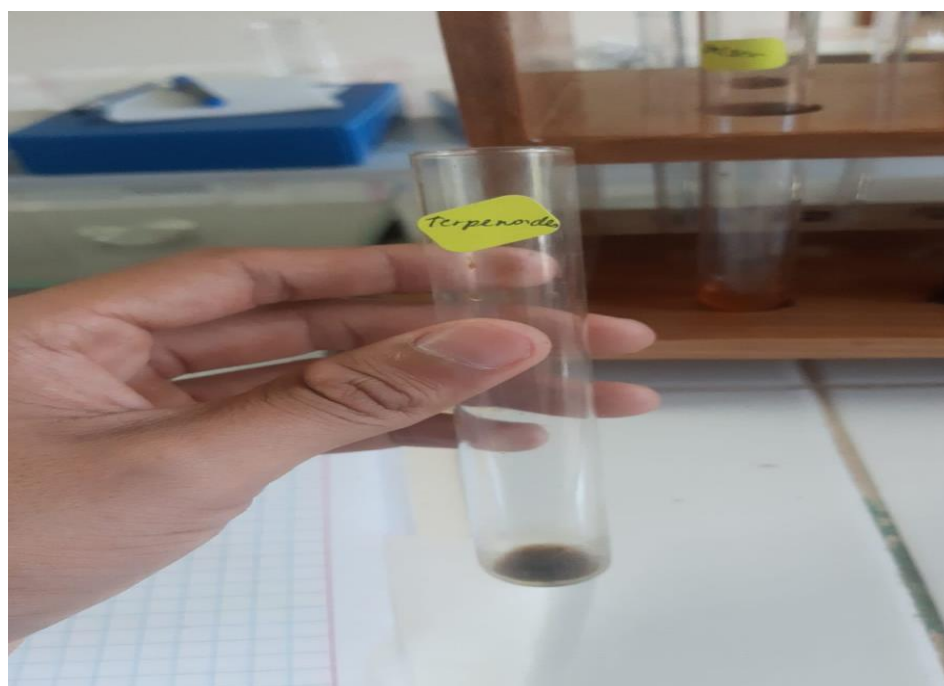


Figura 6. Reconocimiento de triterpenos en hoja de *B. alicastrum*

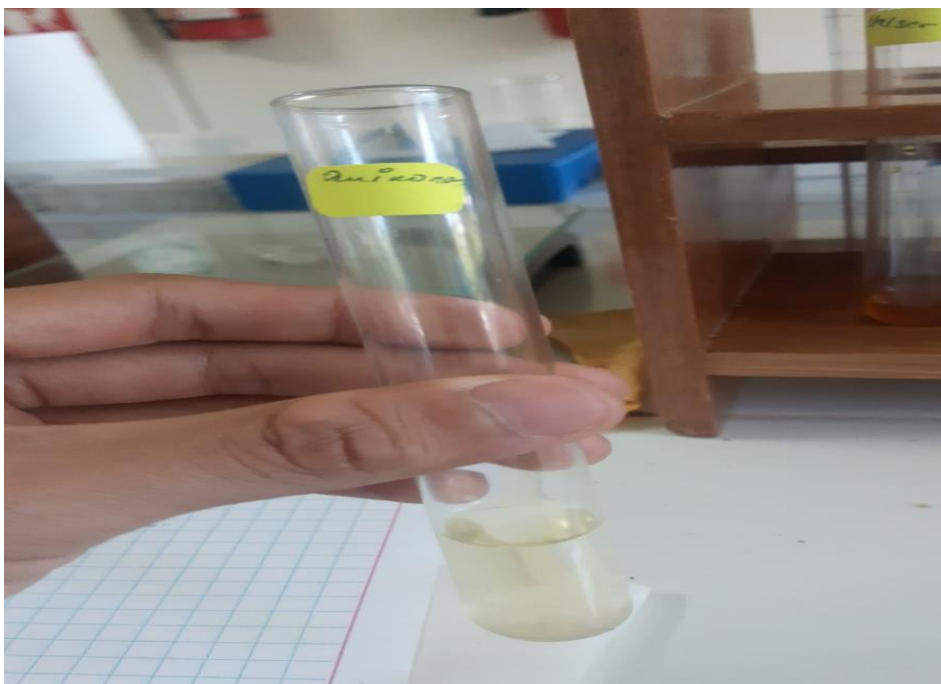


Figura 7. Reconocimiento de quinonas en hoja de *B. alicastrum*

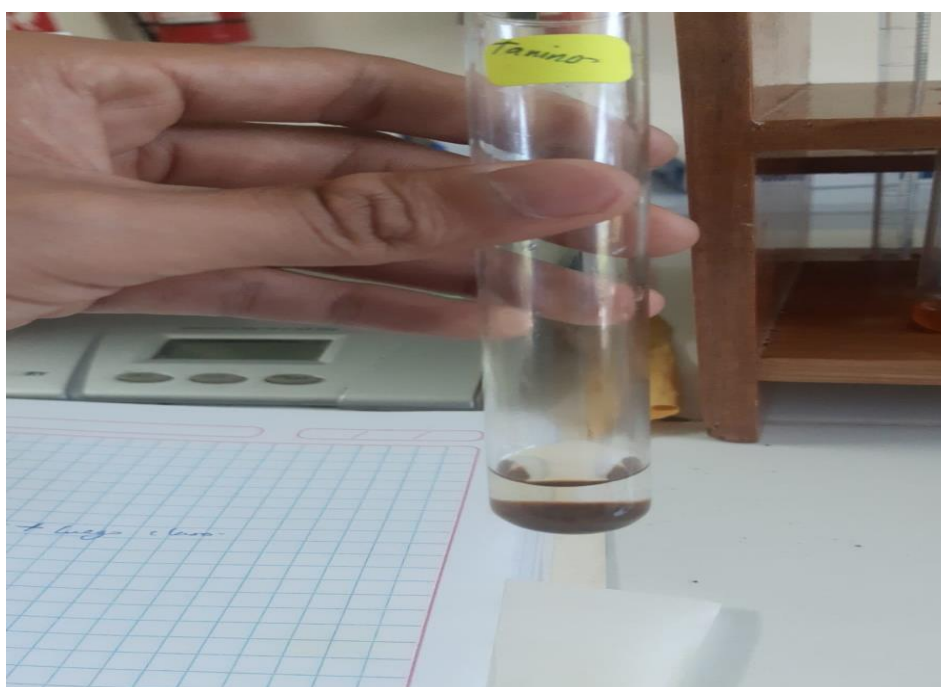


Figura 8. Reconocimiento de taninos en hoja de *B. alicastrum*.

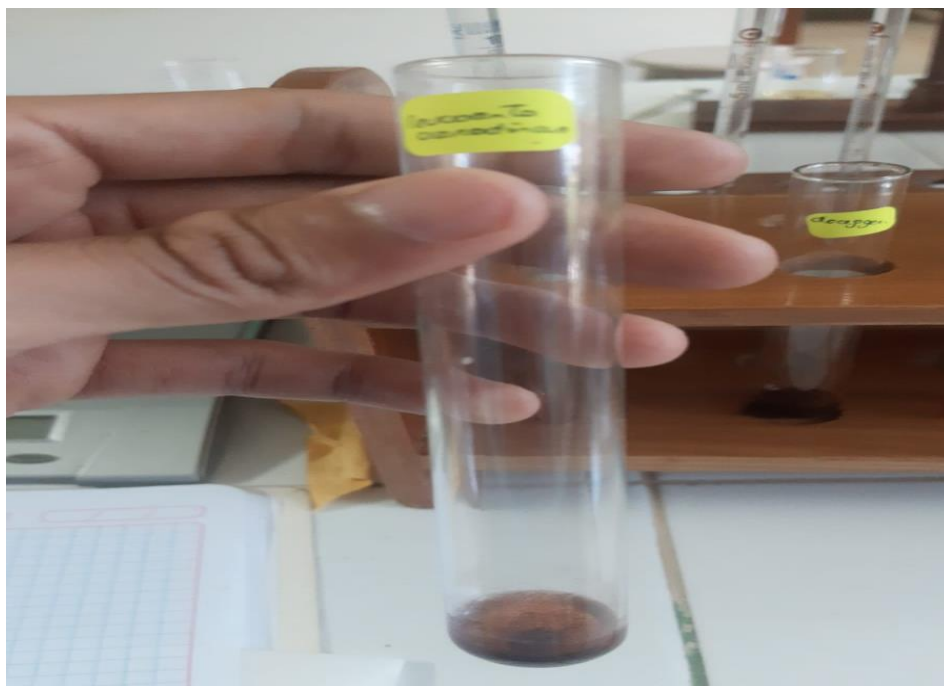


Figura 9. Reconocimiento de leucoantocianidinas en hoja de *B. alicastrum*.



Figura 10. Reconocimiento de saponinas en hojas de *B. alicastrum*.

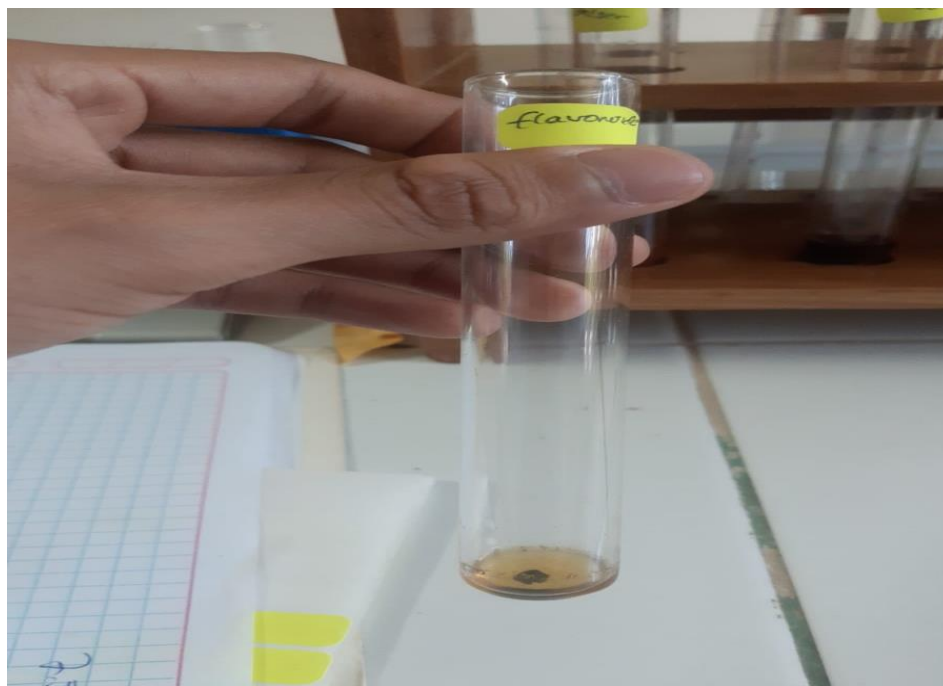


Figura 11. Reconocimiento de flavonoides en hoja de *B. alicastrum*.



Figura 12. Reconocimiento de alcaloides utilizando Dragendorff en hoja de *B. alicastrum*.

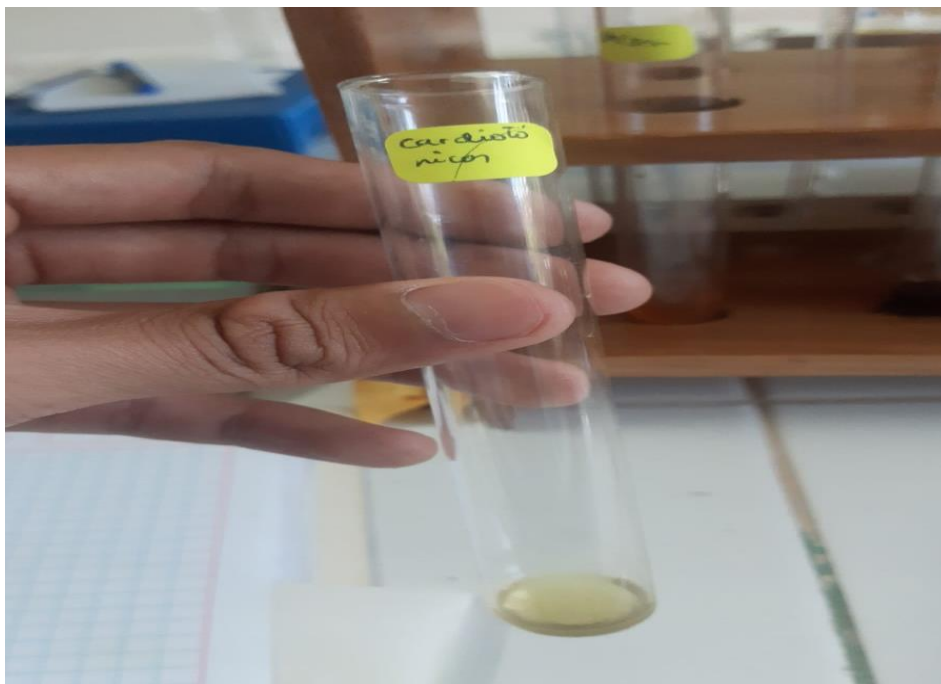


Figura 13. Reconocimiento de cardiotónicos en hoja de *B. alicastrum*.

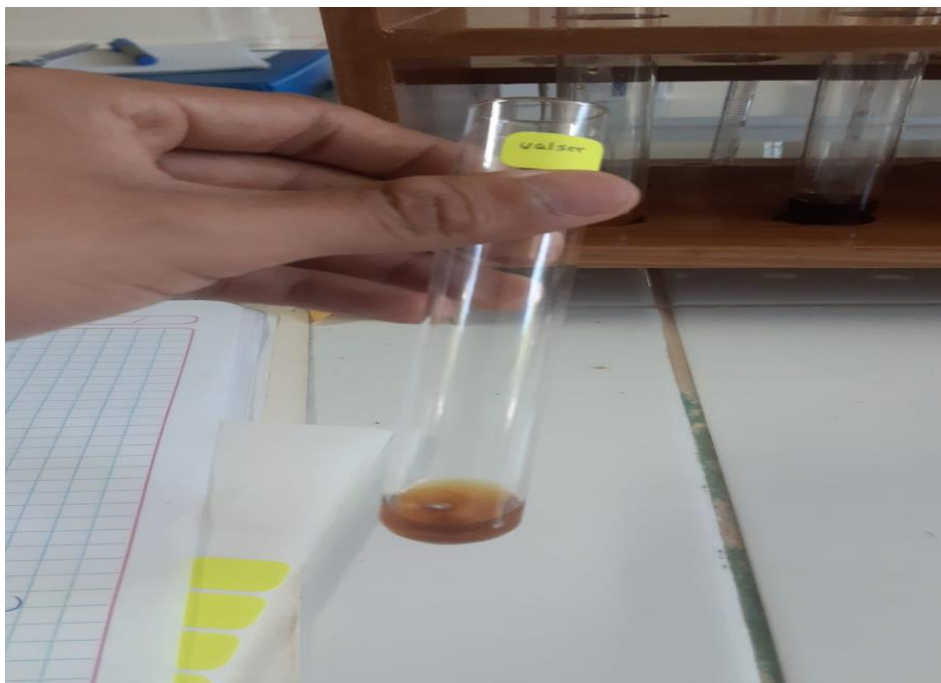


Figura 14. Reconocimiento de alcaloides utilizando valser en hoja de *B. alicastrum*.

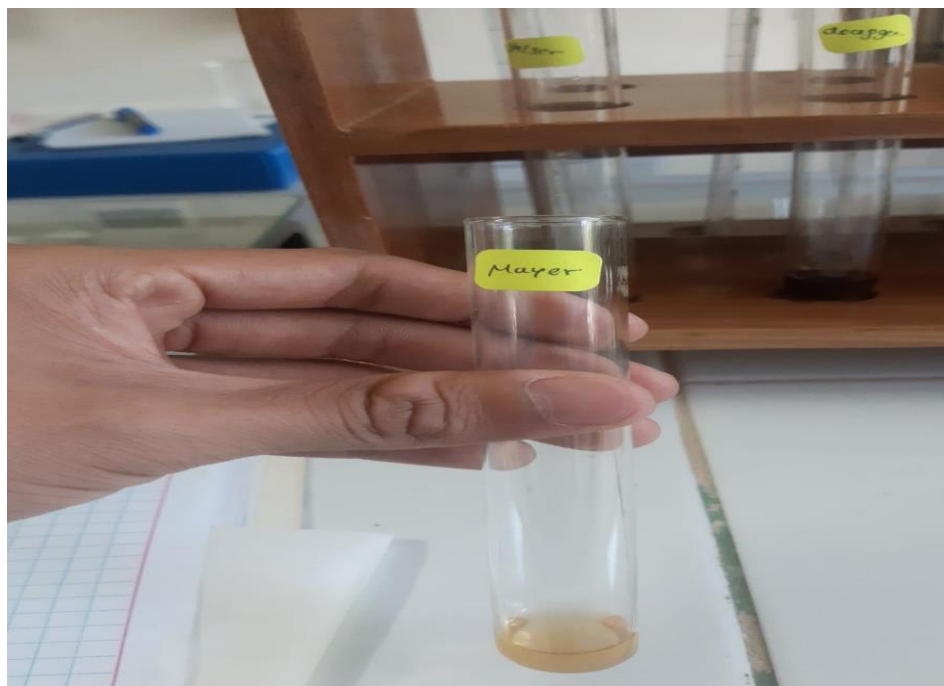


Figura 15. Reconocimiento de alcaloides utilizando mayer en hoja de *B. alicastrum*.

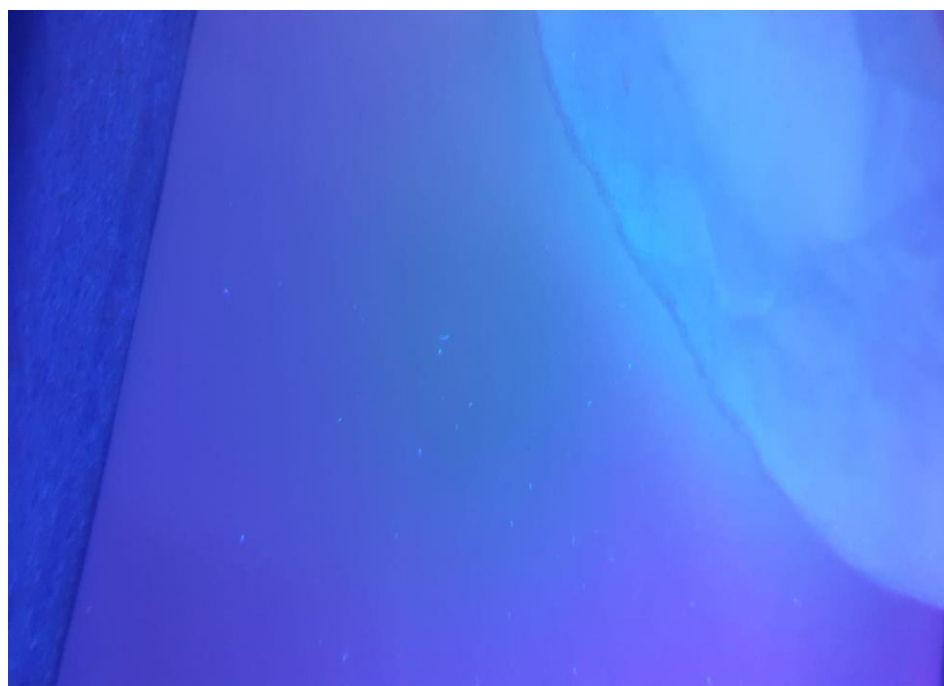


Figura 16. Reconocimiento de cumarinas en hoja de *B. alicastrum*.



Figura 17. Reconocimiento de taninos en corteza de *B. alicastrum*.



Figura 18. Reconocimiento de saponinas en corteza de *B. alicastrum*.



Figura 19. Reconocimiento de leucoantocianidinas en corteza de *B. alicastrum*.



Figura 20. Reconocimiento de flavonoides en corteza de *B. alicastrum*.

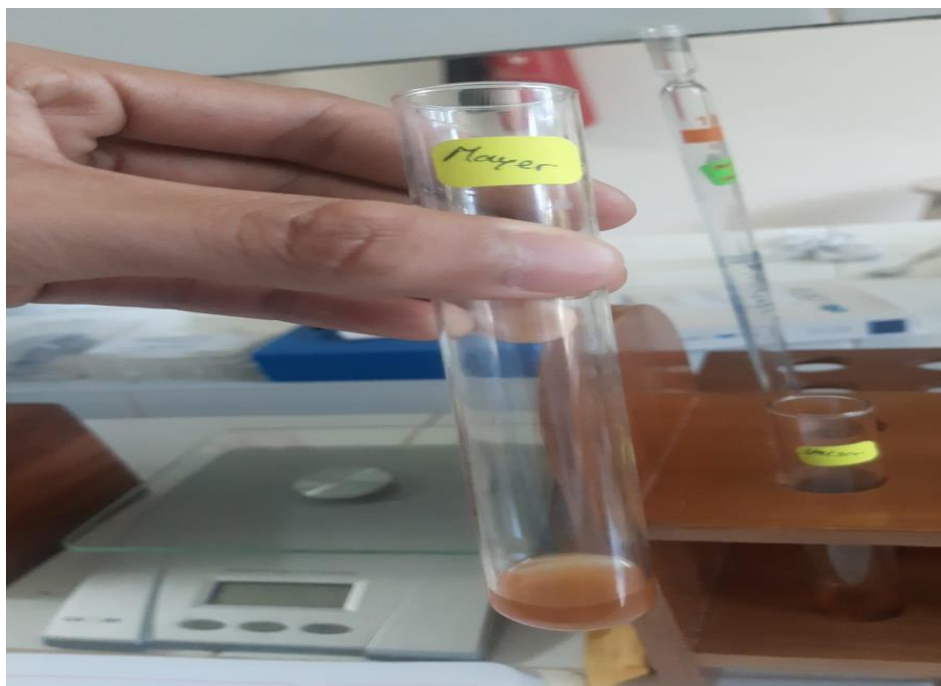


Figura 21. Reconocimiento de alcaloides (Mayer) en corteza de *B. alicastrum*.

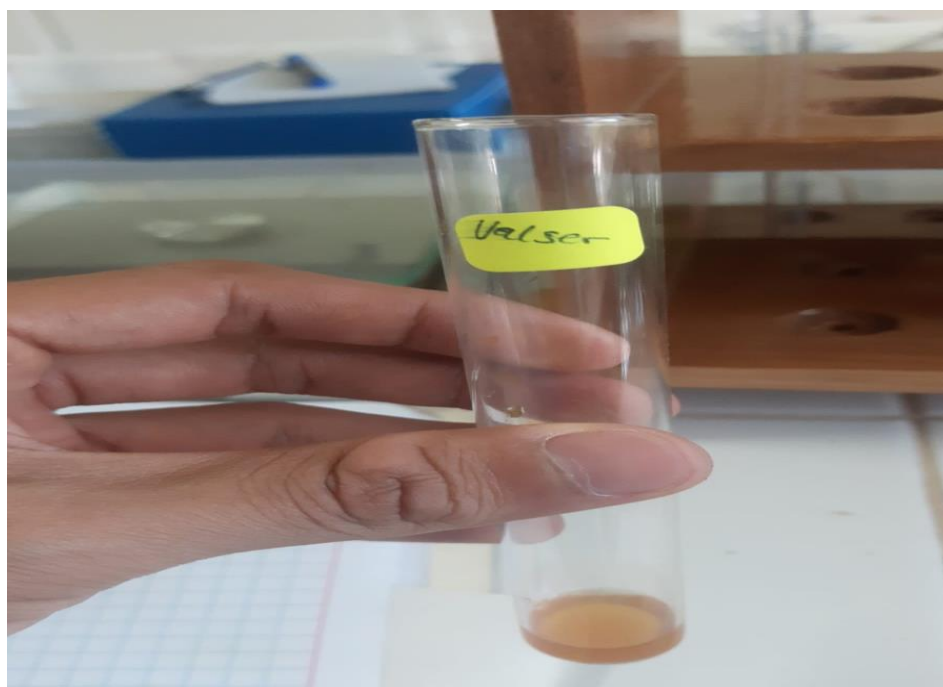


Figura 22. Reconocimiento de alcaloides (Valser) en corteza de *B. alicastrum*.

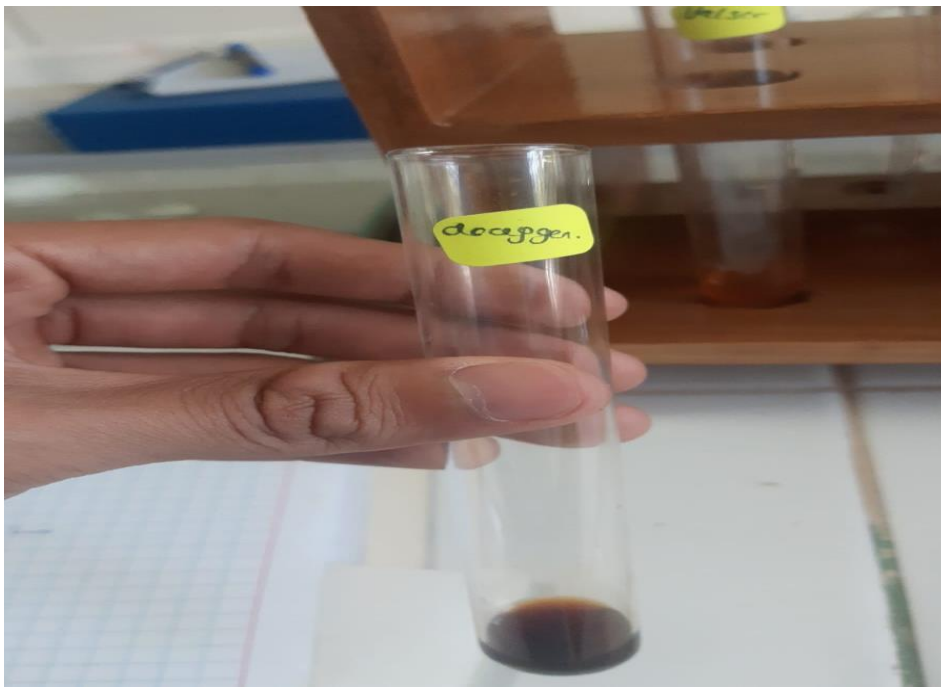


Figura 23. Reconocimiento de alcaloides con dragendorff en corteza de *B. alicastrum*.



Figura 24. Reconocimiento de quinonas en corteza de *B. alicastrum*.



Figura 25. Reconocimiento de cardiotónicos en corteza de *B. alicastrum*.



Figura 26. Reconocimiento de cumarinas en corteza de *B. alicastrum*.

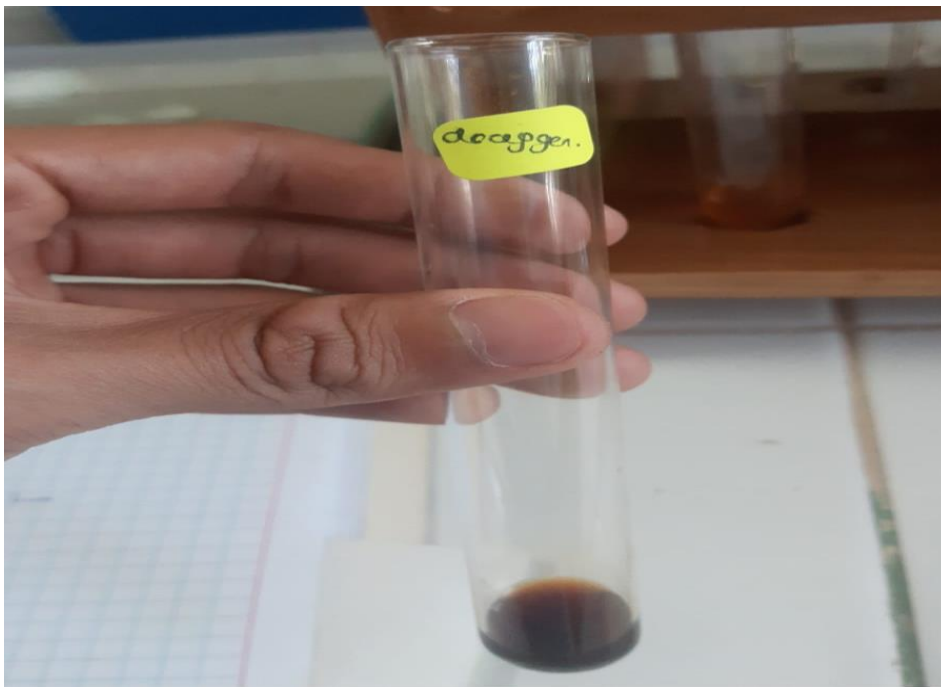


Figura 27. Reconocimiento de alcaloides con Dragendorff en látex de *B. alicastrum*.

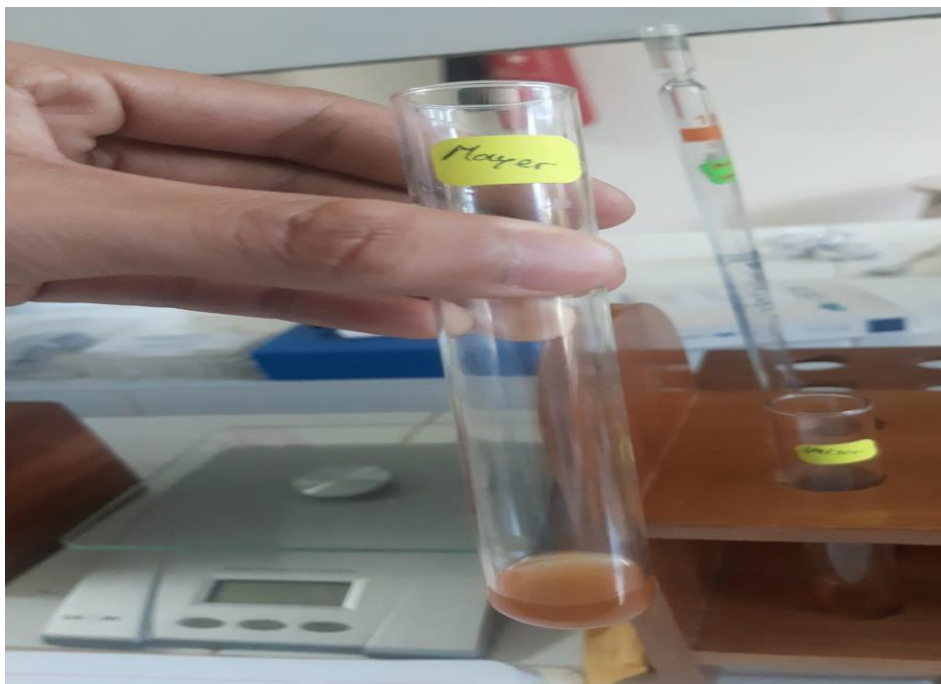


Figura 28. Reconocimiento de alcaloides con mayer en látex de *B. alicastrum*.

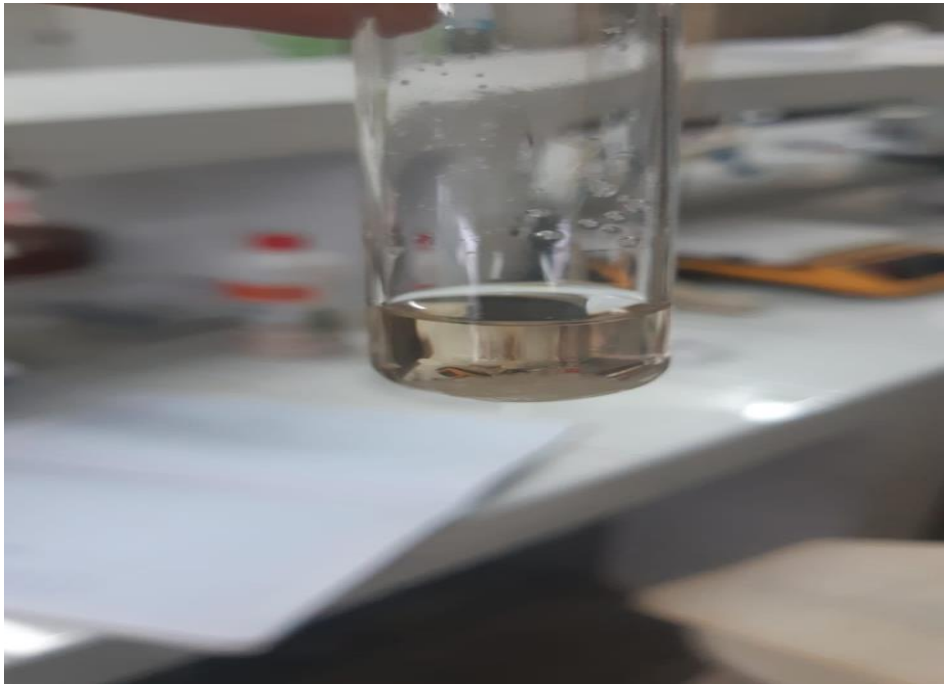


Figura 29. Reconocimiento de quinonas en látex de *B. alicastrum*.



Figura 30. Reconocimiento de cardiotónicos en látex de *B. alicastrum*.

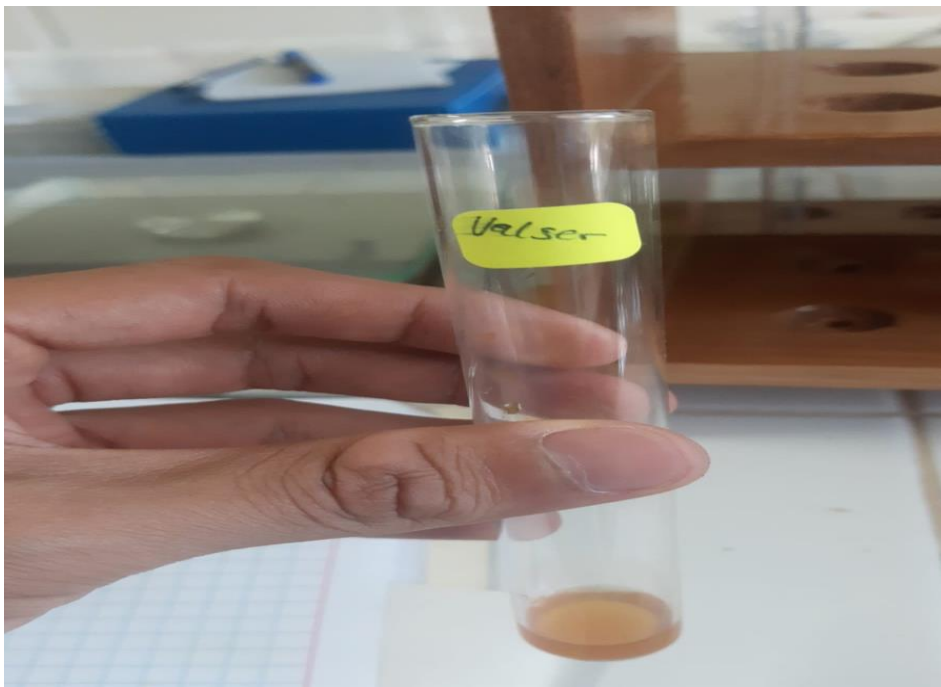


Figura 31. Reconocimiento de alcaloides con valser en látex de *B. alicastrum*.



Figura 32. Reconocimiento de flavonoides en látex de *B. alicastrum*.



Figura 33. Reconocimiento de leucoantocianidinas en látex de *B. alicastrum*..



Figura 34. Reconocimiento de saponinas en látex de *B. alicastrum*.



Figura 35. Reconocimiento de taninos en látex de *B. alicastrum*.

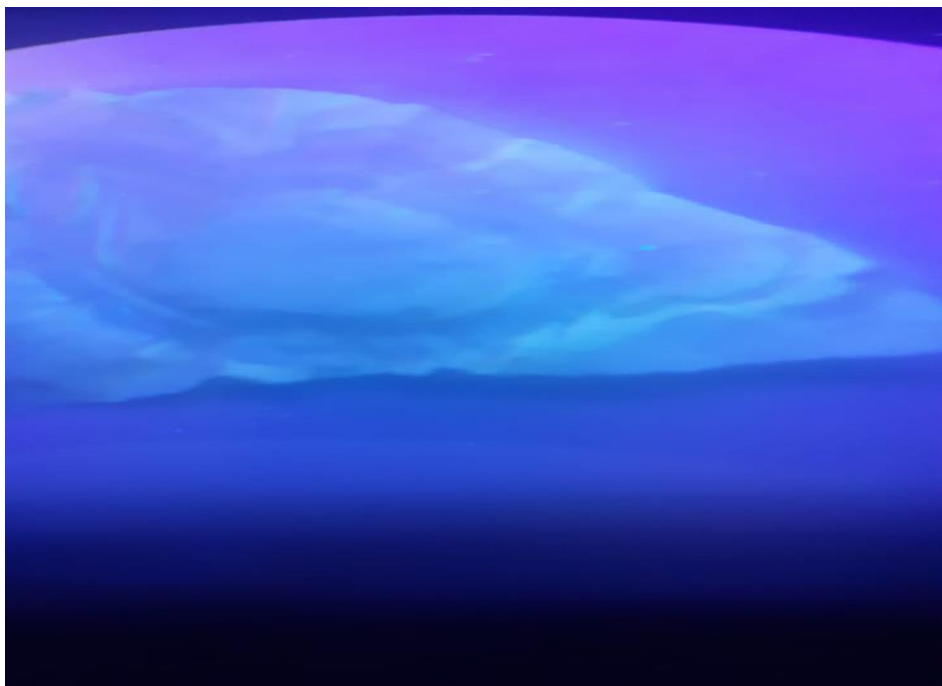


Figura 36. Reconocimiento de cumarinas en látex de *B. alicastrum*.

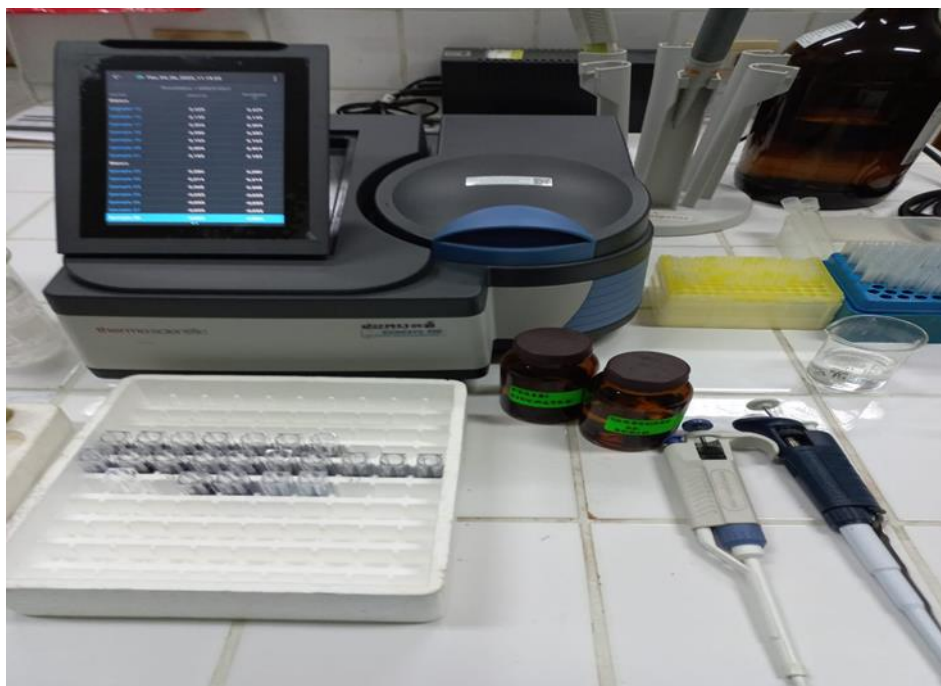


Figura 37. Cuantificación de polifenoles totales de *B. alicastrum*.

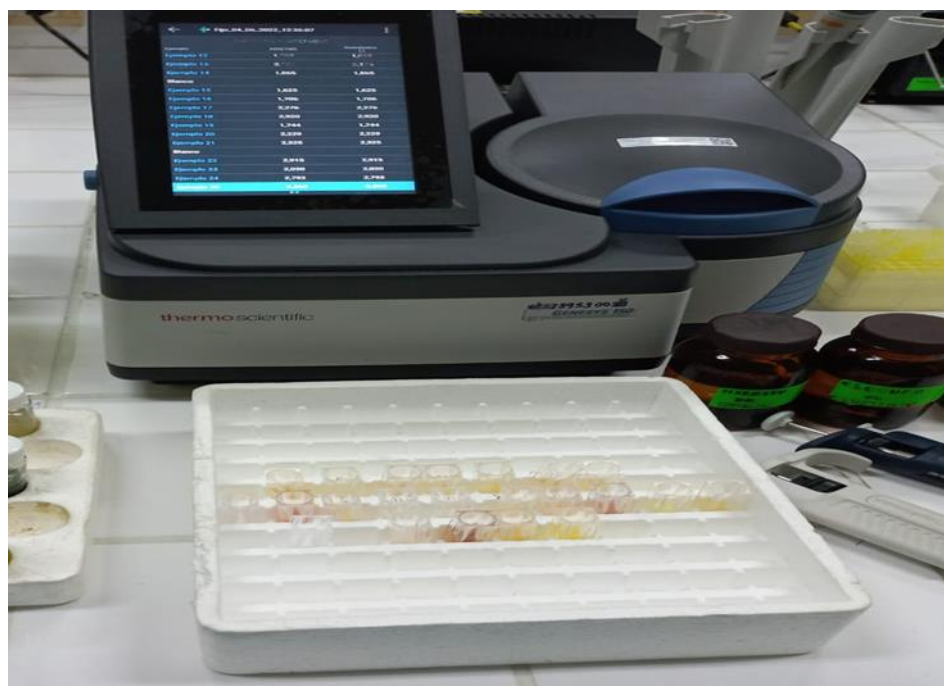


Figura 38. Cuantificación de antioxidante con el reactivo DPPH* de *B. alicastrum*.

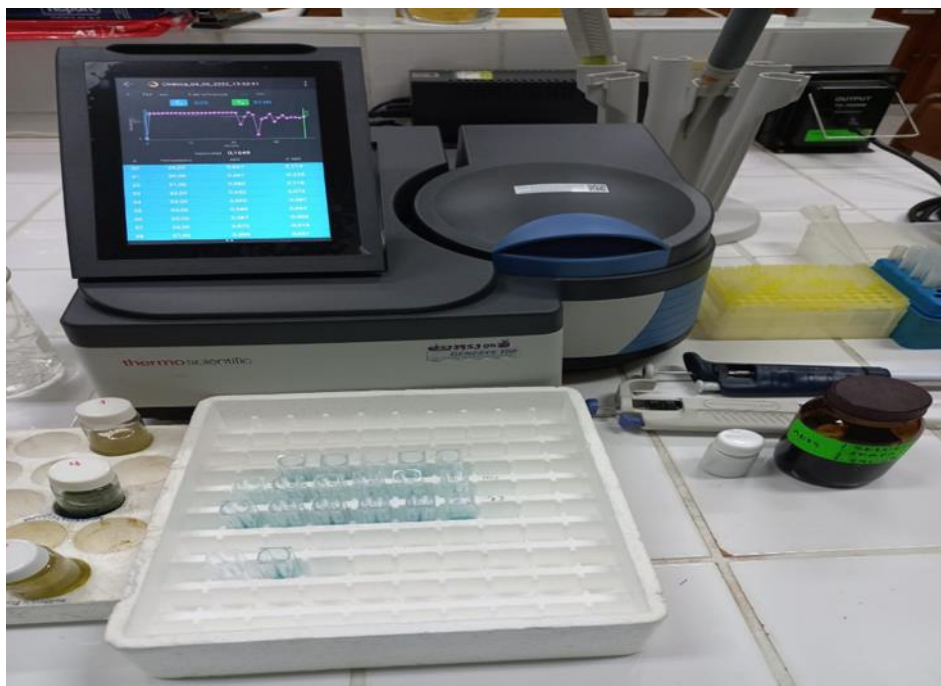
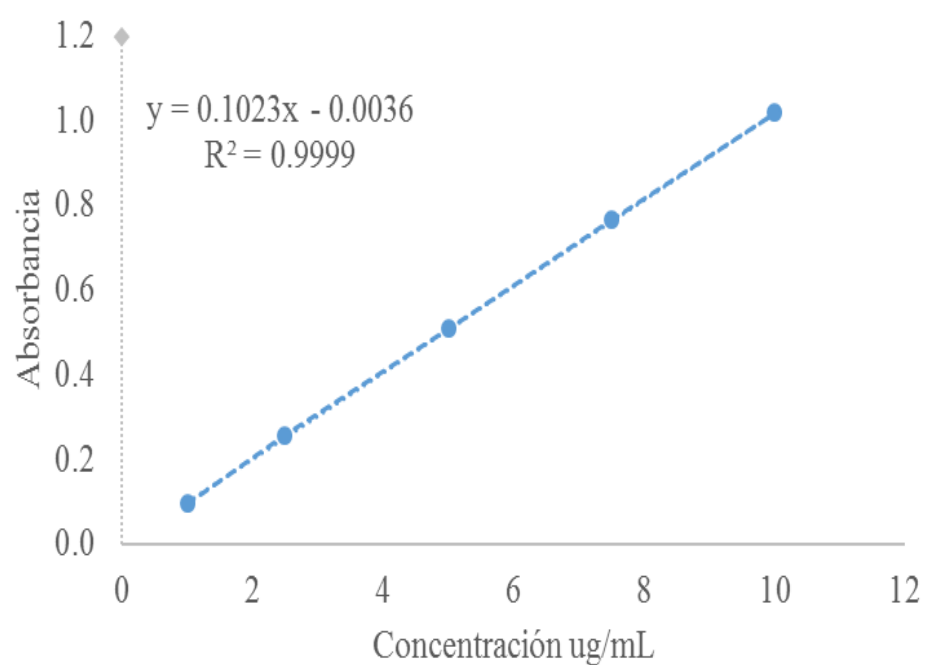


Figura 39. Cuantificación de antioxidante con el reactivo ABTS* de *B. alicastrum*.

Anexo 2. Tablas de evaluación.

Tabla 11. Concentración y absorbancia de polifenoles.

Concentración. ug/mL	Absorbancia
1	0,094
2,5	0,257
5	0,508
7,5	0,766
10	1,017

**Figura 40.** Curva patrón de ácido gálico.