

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA



TESIS:

**Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en
Lupinus paniculatus Desr. “qera”, Ayacucho - 2025**

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

PRESENTADO POR:
Bach. Nataly Rosa PILLACA GAMARRA

ASESOR:
Dr. Raúl Antonio MAMANI AYCACHI

AYACUCHO - PERÚ

2026

A mis padres y a mi hijo Mateo, mi
mayor inspiración y la razón de todo
mi esfuerzo.

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, mi *Alma Mater*, por la oportunidad de realizar mis estudios y brindarme herramientas necesarias en mi carrera profesional.

A la Facultad de Ciencias Biológicas, por su dedicación a la enseñanza y orientación a lo largo de mi carrera.

A mi asesor, Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi, por su apoyo, compromiso y dedicación constante en todo este trabajo de investigación.

A mis padres y familia por el apoyo y motivación constante.

INDICE GENERAL

Pág

DEDICATORIA	ii
AGRADECIMIENTOS	iii
INDICE GENERAL	iv
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	viii
RESUMEN	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. MARCO TEÓRICO	3
2.1. Antecedentes	3
2.1.1. Antecedentes Internacionales	3
2.1.2. Antecedentes Nacionales	5
2.1.3. Antecedentes locales	6
2.2. Bases teóricas	7
2.2.1. Alcaloides	7
2.2.2. Taninos	10
2.2.3. Flavonoides	13
2.2.4. <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”	18
2.2.4.1 Taxonomía de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”	18
2.2.4.2 Hábitat y adaptabilidad climática	19
2.2.4.3 Descripción botánica	19
2.2.4.4 Composición química	19
2.2.4.5 Usos etnomedicinales	20
2.2.5. Cuantificación de alcaloides totales por el método de Bouchardat.	20

2.2.6.	Cuantificación de taninos totales por el método de Folin-Ciocalteu	20
2.2.7.	Cuantificación de flavonoides totales por el método de Chang et al.(2002)	21
III.	MATERIALES Y MÉTODOS	22
3.1.	Ubicación del área de estudio	22
3.2.	Tipo de investigación	22
3.3.	Población	22
3.4.	Muestra	22
3.5.	Metodología y recolección de datos	22
3.5.1.	Preparación de la muestra	22
3.5.2.	Preparación del extracto hidroalcohólico de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”.	23
3.5.3.	Cuantificación de alcaloides totales por el Método de Bouchardat	23
3.5.4.	Cuantificación de taninos totales por el “Método de Folin-Ciocalteu”	23
3.5.5.	Cuantificación de flavonoides totales por el método de Chang et al.(2002)	24
3.6.	Análisis estadístico	25
IV.	RESULTADOS	26
V.	DISCUSIÓN	31
VI.	CONCLUSIONES	37
VII.	RECOMENDACIONES	38
VIII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39
	ANEXOS	43

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág
Tabla 1. Taxonomía de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera"	18
Tabla 2. Contenido de alcaloides totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", Ayacucho-2025	54
Tabla 3. Contenido de taninos totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", Ayacucho-2025	54
Tabla 4. Contenido de flavonoides totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", Ayacucho-2025	55
Tabla 5. Valores comparativos del contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", Ayacucho-2025	55

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág
Figura 1. Estructura química de ácido gálico y elágico.	12
Figura 2. Estructura química del flavan-3-ol y del flavan-3-4-diol.	12
Figura 3. Biosíntesis de los flavonoides	15
Figura 4. Estructura molecular de los flavonoides	16
Figura 5. Estructura básica del esqueleto de los flavonoides y sus clases	17
Figura 6. Contenido promedio de alcaloides totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”, Ayacucho-2025	27
Figura 7. Contenido promedio de taninos totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”, Ayacucho-2025	28
Figura 8. Contenido promedio de flavonoides totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”, Ayacucho-2025	29
Figura 9. Valores comparativos del contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales de hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”, Ayacucho-2025	30

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág
Anexo 1. Constancia de la identificación taxonómica de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera"	43
Anexo 2. Recolección de la muestra de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera".	44
Anexo 3. Secado de la muestra de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera".	45
Anexo 4. Flujograma de la preparación del extracto hidroalcohólico en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera".	46
Anexo 5. Flujograma para cuantificación de alcaloides totales en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", por el Método de Bouchardat.	47
Anexo 6. Flujograma para cuantificación de taninos totales en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", Método de Folin-Ciocalteu.	48
Anexo 7. Flujograma para cuantificación de flavonoides totales en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. "qera", por el método de Chang et al. (2002).	50
Anexo 8. Curva de calibración entre la absorbancia y la concentración estándar de cinconina (mg/mL).	51
Anexo 9. Curva de calibración entre la absorbancia y la concentración estándar de ácido tánico (mg/mL).	51
Anexo 10. Curva de calibración entre la absorbancia y la concentración estándar de quercetina (mg/mL).	52
Anexo 11. Curva espectral para la lectura de alcaloides totales (mg EC/g).	52
Anexo 12. Curva espectral para la lectura de taninos totales (mg EAT/g)	53
Anexo 13. Curva espectral para la lectura de flavonoides totales(mg EQ/g)	53
Anexo 14. Análisis estadístico	56
Anexo 15. Matriz de consistencia	58

RESUMEN

Las plantas medicinales han sido utilizadas desde la antigüedad como recurso terapéutico en diversas culturas, especialmente en zonas rurales donde forman parte de la medicina tradicional. En la región de Ayacucho, *Lupinus paniculatus* es una especie empleada con fines tradicionales. Por lo que resulta importante aportar evidencia fitoquímica sobre su contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales presentes en esta especie. En este contexto, el presente estudio tuvo como objetivo determinar el contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en hojas y tallos de *Lupinus paniculatus* Desr., “qera”. Esta investigación fue descriptiva. Las muestras de esta especie se recolectaron las primeras horas de la mañana en una zona aledaña a la ciudad de Vilcashuamán, región Ayacucho. El material vegetal recolectado fue trasladado al laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, donde fue lavado, secado y triturado para la obtención del extracto hidroalcohólico. Seguido se realizó la determinación del contenido de alcaloides totales por el método de Bouchardat, taninos totales mediante el método de Folin-Ciocalteu y los flavonoides totales mediante el método de Chang et al. (2002). Los resultados obtenidos evidenciaron un contenido promedio de alcaloides totales de 0,1915 mg EC/g en hojas y 0,1386 mg EC/g en tallos; de taninos totales de 0,2038 mg EAT/g en hojas y 0,1165 mg EAT/g en tallos; y de flavonoides totales de 1,0332 mg EQ/g en hojas y 0,2839 mg EQ/g tallos. En conclusión, las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, presentaron la mayor concentración de alcaloides con 0,1915 mg EC/g, taninos 0,2038 mg EAT/g y flavonoides totales 1,0332 mg EQ/g. Finalmente el análisis estadístico por la prueba U de Mann–Whitney, evidenció diferencias significativas ($p < 0,05$) en el contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales entre hojas y tallos de *Lupinus paniculatus* Desr., siendo las hojas las que presentaron las mayores concentraciones. Asimismo, el tamaño del efecto (Hedges g) indicó diferencias extremadamente grandes entre ambos órganos vegetales, evidenciando que las hojas presentan mayores concentraciones de metabolitos secundarios en comparación con los tallos.

Palabras claves: *Lupinus paniculatus* Desr., alcaloides, taninos, flavonoides totales.

I. INTRODUCCIÓN

Las plantas medicinales, desde tiempos antiguos, han tenido gran importancia, para satisfacer necesidades terapéuticas. Su uso es conocido en diversas culturas del mundo y se ha ido transmitiendo de generación en generación (Venegas, 2012).

En las zonas rurales, es común que la mayoría de las enfermedades sean tratadas mediante el uso de plantas nativas, todas las partes de la planta resultan de interés y son empleadas de diversas maneras. En este contexto, la medicina tradicional se ha consolidado como el principal recurso para la prevención, tratamiento y curación de diversas dolencias. No obstante, el conocimiento limitado sobre la naturaleza de los principios activos presentes en las plantas y las posibles reacciones que pueden generar en el organismo al ser consumidas generando lesiones, y agravar las enfermedades que se intenta tratar (Gallegos, 2017).

En la región de Ayacucho, *Lupinus paniculatus* Desr., conocida como “qera”, es una especie utilizada comúnmente en la medicina popular para el tratamiento de gastritis, úlceras estomacales y diversos procesos inflamatorios. Asimismo, se le atribuyen propiedades cicatrizantes y desinflamantes. Las hojas, tallos y flores son empleadas principalmente en infusión, lavado de heridas y baños de asiento (Casaverde, 2021).

Sin embargo, estudios previos solo han reportado la presencia cualitativa de metabolitos secundarios como flavonoides, alcaloides, taninos, entre otros (Jeri, 2012; Saume, 2016). A la fecha existe escasa evidencia fitoquímica respecto a la cuantificación exacta de estos compuestos en *Lupinus paniculatus* Desr., limitándose la literatura principalmente a su uso tradicional y a tamizajes preliminares. En este sentido, el estudio fitoquímico de las plantas empleadas en la medicina es de vital importancia ya que permite identificar los metabolitos responsables de su acción terapéutica y su uso apropiado (Venegas, 2012).

El hábitat natural de *Lupinus paniculatus* se extiende desde el oeste de Sudamérica hasta el noroeste de Venezuela. Es una especie de hábito sub-arbustiva que se desarrolla generalmente en el bioma tropical montano (Royal Botanic Gardens, Kew, s. f.).

Este trabajo de investigación busca aportar evidencia fitoquímica sobre el contenido de metabolitos secundarios, como alcaloides, taninos y flavonoides en hojas y tallos de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, especie utilizada en la medicina tradicional. Los resultados de este estudio proporcionan valores cuantitativos sobre el contenido de estos metabolitos, lo cual servirá como base para futuras investigaciones relacionadas con esta especie, además de contribuir al conocimiento y a la conservación de la misma. Por lo tanto, se plantearon los siguientes objetivos.

Objetivo general

Evaluar el contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.

Objetivos específicos

- Determinar el contenido de alcaloides totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.
- Determinar el contenido de taninos totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.
- Determinar el contenido de flavonoides totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.

II. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

2.1.1. Antecedentes Internacionales

Pablo-Pérez et al. (2015) determinaron el análisis químico proximal, así como el contenido de alcaloides totales (AT), polifenoles totales (PT) y taninos condensados (TC) en diferentes órganos de cuatro especies de *Lupinus* (*L. campestris*, *L. exaltatus*, *L. hintonii* y *L. montanus*). Estos autores mencionan que, en el follaje, el contenido para alcaloides totales varió entre 1.2 a 3.3 g/100 g, mientras que los polifenoles totales presentaron valores entre 556 a 813 mg/100 g y los taninos condensados variaron entre 66.85 a 99.7 mg/kg. Por otro lado, en las semillas el contenido de alcaloides totales fue de 2.4 a 5.4 g/100 g, siendo *Lupinus hintonii* la especie que presentó el contenido más alto. Asimismo, los polifenoles totales variaron entre 221 a 554 mg/100 g, y los taninos condensados de 0.0 a 22.7 mg/kg. Señalan que las especies de *Lupinus exaltatus* y *Lupinus campestris* no presentaron taninos condensados en semillas. Estos autores observaron que la concentración de estos metabolitos secundarios varía según la especie y el órgano analizado.

Curti et al. (2022) realizaron un estudio con el objetivo de obtener y caracterizar harinas de Lupino blanco y andino destinadas al consumo humano. Para ello desamargaron granos mediante tratamiento acuoso. Después, secaron en estufa, molieron y tamizaron. Asimismo, evaluaron el contenido de alcaloides, proteínas, grasas, fibra dietaria total, sodio, fósforo, color, índice de absorción y solubilidad en agua, polifenoles totales, flavonoides, carotenoides y perfil de fenoles en semillas crudas y harinas tratadas. Los resultados mostraron que las harinas tratadas presentaron un contenido de alcaloides inferior a 0,07 g/100 g, considerado seguro para el consumo humano. Asimismo, reportaron contenido de proteínas entre 25- 39 g/100g, grasas entre 12- 23 g/100g, fibra dietaria total 35- 50 g/100 g y cenizas entre 1,5 -3,3 g/100g. Los productos tratados presentaron

polifenoles entre 13,4 y 20,8 mg/100 g, flavonoides entre 8,7 y 27,5 mg/100 g y carotenoides 0,3 y 0,9 mg/100 g.

Cabrera-Carrión et al. (2017) analizaron la variabilidad en el contenido de alcaloides, fenoles totales, flavonoides y taninos en *Moringa oleifera* considerando la edad y la altura de la planta. Recolectaron hojas de la parte inferior, media y superior de plantas de moringa con 12, 15 y 18 meses de edad. Los metabolitos secundarios fueron cuantificados en extractos acuosos mediante espectrofotometría de absorción. Los resultados mostraron rangos de 0,58-0,77 mg/g para alcaloides, 7,36-19,27 mg/g para fenoles totales, 11,83-34,85 mg/g para flavonoides y 0,71-4,43 mg/g para taninos. Las concentraciones más elevadas de fenoles totales, flavonoides y taninos fueron registradas en plantas de 15 meses y en hojas ubicadas en la zona media de la planta.

Angarita y Castañeda (2016) elaboraron este estudio del género *Lupinus* (Fabaceae) para caracterizar su perfil químico y evaluar la variación de los metabolitos secundarios en distintos órganos. Usaron extractos etanólicos de hojas, tallos, flores, vainas y semillas en los cuales cuantificaron fenoles totales, flavonoides y la capacidad captadora de radicales libres. Para conocer metabolitos secundarios presentes, los investigadores analizaron extractos de los órganos vegetales mediante cromatografía líquida de alta eficiencia acoplada a espectrometría de masas. En total detectaron 28 compuestos mayoritarios, distribuidos de esta manera: 23 en hojas, 20 en tallos, 14 en flores, 17 en vainas y 21 en semillas. De estos compuestos identificaron tentativamente 27 flavonoides y un alcaloide. Los autores concluyeron que el perfil metabólico del género *Lupinus* perteneciente a la familia Fabaceae es amplio y variable, y que las diferencias en la composición y contenido de metabolitos secundarios pueden estar relacionadas con el lugar de crecimiento, las condiciones de la planta, el entorno y la época del año.

Zamora-Natera et al. (2009) evaluaron la composición y concentración de alcaloides en hojas, tallos, flores y frutos inmaduros de la especie *Lupinus exaltatus* durante cinco etapas de desarrollo de la planta. Las muestras fueron analizadas por cromatografía de gases capilar-espectrometría de masas. Este análisis les permitió identificar seis alcaloides quinolizidínicos como: lupanina, 3- β -hidroxilupanina, afilina, epiafilina, dehidro-oxoesparteína y α -isolupanina. Asimismo, la concentración de alcaloides totales presentó variaciones en los distintos órganos y etapas de crecimiento, con valores de 0,31-2,1%. Los tallos

presentaron menor contenido de alcaloides 0,63%, mientras que los frutos inmaduros alcanzaron el valor más alto con 1,95%. Entre ellos la lupanina fue el alcaloide predominante tanto en tallos y frutos. Los autores señalaron que el mayor riesgo de intoxicación del ganado por consumo de *Lupinus exaltatus* podría darse en etapas de formación de vainas y fructificación, por la alta concentración de alcaloides totales y abundancia de lupanina en los frutos inmaduros.

2.1.2. Antecedentes Nacionales

Fuertes et al. (1998) identificaron principales metabolitos secundarios en la especie *Lupinus Ballianus C.P Smith* y evaluaron la actividad antimicrobiana de alguno de sus principios activos. El análisis fitoquímico evidenció presencia de taninos, saponinas, flavonoides, alcaloides, destacando a estos dos últimos metabolitos con una reacción más intensa. Identificaron cinco alcaloides y cinco flavonoides. En cuanto al flavonoide genisteina lo determinaron usando espectroscopia UV-Visible, mientras que el análisis por espectroscopia infrarroja permitió evidenciar la presencia del alcaloide lupinina o hidroxilupanina. Estos autores encontraron que el flavonoide y el alcaloide tienen marcada acción antibacteriana y la última muestra también una actividad antifúngica.

Rengifo (2018) evaluó metabolitos secundarios presentes en el extracto etanólico de las hojas de *Desmodium vargasianum* Schubert, conocida como “pie de perro”. En el tamizaje fitoquímico y cromatografía en capa fina evidenciaron presencia de metabolitos secundarios como: flavonoides, taninos y alcaloides. Asimismo, la determinación de flavonoides totales mediante espectrofotometría UV-VIS presentó un valor de $202,05 \pm 1,10$ mg QE/g de extracto etanólico. En cuanto a la cuantificación de taninos totales, mediante la misma técnica, mostró un contenido de $178,50 \pm 0,75$ mg ATE/g de extracto etanólico.

Venegas (2012) estudió la cuantificación de flavonoides totales y taninos presentes en el extracto acuoso de hojas de *Thea sinensis* L., así como la evaluación de su capacidad antioxidante. Para ello, preparó un extracto acuoso que posteriormente fue sometido a un proceso de liofilización. La cuantificación de los flavonoides totales se realizó mediante el método Kostennikova Z., mediante lectura espectrofotométrica a una longitud de onda de 258 nm. Los resultados obtenidos en este estudio mostraron porcentajes de 1,6 % y 1.3% para el decocto e infuso de té verde, respectivamente, mientras que el decocto e infuso de té negro mostraron valores de 1,21 % y 1,12 %. Los taninos totales fueron determinados mediante espectrofotometría utilizando el método Folin adaptado.

El decocto de té verde presentó 15,29 % y el infuso 0,23 %, mientras que en el té negro obtuvieron valores de 21,68 en el decocto % y 2,61 % en el infuso, respectivamente.

Carbajal (2025) evaluó la actividad antioxidante del extracto etanólico de las partes aéreas de *Lupinus mutabilis* Sweet "Tarwi". En cuanto a la determinación de los metabolitos secundarios realizó un tamizaje fitoquímico mediante reacciones de coloración y/o precipitación, evidenciando presencia de alcaloides, flavonoides, triterpenoide y/o esteroides, antraquinonas, catequinas, saponinas y aminoácidos libres. La capacidad antioxidante fue evaluada mediante los métodos DPPH, FRAP y ABTS. En el ensayo DPPH se obtuvo un IC₅₀ de 5,08 mg/mL de extracto, mientras que mediante FRAP se determinó que 1 mM de Trolox fue equivalente a 0,750 mg/mL de extracto y mediante ABTS a 0,203 mg/mL. El autor concluyó que el extracto etanólico de las partes aéreas de *Lupinus. mutabilis* presenta actividad antioxidante.

2.1.3. Antecedentes locales

Saume (2016) evaluó el efecto biotóxico del extracto hidroalcohólico de las hojas de *Lupinus paniculatus* conocido como qera sobre larvas del tercer estadio del mosquito *Culex quinquefasciatus*. Preparó un extracto hidroalcohólico y evaluó diferentes concentraciones entre 15 000 y 25 000 ppm, donde la mortalidad larval fue evaluada bajo condiciones controladas de temperatura, humedad relativa y fotoperiodo. Los resultados mostraron porcentajes de mortalidad después de las 24 horas entre 38 % y 58 % en las concentraciones más altas como 22 500 y 25 000 ppm respectivamente. Asimismo, el análisis fitoquímico reveló la presencia de alcaloides, compuestos fenólicos, taninos y lactonas/cumarinas en abundante cantidad (+++), además de flavonoides en cantidad moderada (++). Por último, los azúcares reductores, antraquinonas y naftoquinonas, esteroides y/o triterpenoides y los cardenolidos, reportados como elementos en baja cantidad (+). El autor concluyó que los alcaloides, compuestos fenólicos, lactonas y esteroides y/o triterpenoides serían los principales metabolitos secundarios responsables del efecto biotóxico observado sobre las larvas de *Culex quinquefasciatus*.

Jeri (2012) determinó la actividad antiulcerosa del extracto hidroalcohólico de las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr., "qera" en cobayos utilizando el método de Lee, que se basa en la creación de una úlcera gástrica aguda al ser expuestos al etanol absoluto, empleó cobayos machos con un peso de entre 600 g a 700 g y empleo concentraciones diferentes del extracto hidroalcohólico de 100 , 250 y 500

mg/kg, además agua destilada como grupo de control y ranitidina 100 mg como patrón y alcohol como testigo. El tamizaje fitoquímico reveló la presencia de taninos, fenoles, flavonoides, catequinas, aminoácidos y alcaloides. Observó mayor eficacia protectora a las dosis de 250 mg/Kg y 500 mg/Kg respectivamente. En lo relacionado al análisis del contenido gástrico, la dosis de 500 mg/kg mostró resultados superiores con pH 4,10, un volumen 18,6mL y con un porcentaje de inhibición de 89,66 %. El extracto hidroalcohólico de las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr. no presentó toxicidad a una dosis de 2000 mg/Kg de peso corporal. El autor concluyó que las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr., "qera", llegó a proteger la mucosa frente al daño ocasionado por etanol absoluto.

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Alcaloides

Los alcaloides son el grupo más grande de metabolitos secundarios en las plantas. Están presentes en semillas, raíces, cortezas y hojas, ya sea en su forma libre, como glicósidos o formando sales con ácidos orgánicos (Lock Sing de Ugaz, 1994).

Estos metabolitos son compuestos de naturaleza básica debido a que contienen átomos de nitrógeno, los cuales suelen formar parte de estructuras heterocíclicas. El nitrógeno presente en los alcaloides proviene, en la mayoría de los casos, del metabolismo de los aminoácidos; por ello, los alcaloides derivados de un mismo aminoácido comparten rasgos estructurales similares (Sánchez y García Figueroa, 2022).

2.2.1.1. Funciones de los alcaloides en las plantas

Los alcaloides en las plantas cumplen diversas funciones fisiológicas. Entre ellas, actúan como compuestos de reserva o eliminación de nitrógeno, ya que pueden asociarse con ácidos orgánicos que facilitan su movilización interna. Asimismo, participan en mecanismos de defensa, debido a su sabor amargo que contribuye a disuadir el ataque de insectos. Por otro lado, se ha evidenciado que ciertos alcaloides intervienen en la regulación del crecimiento vegetal, incrementándose durante procesos como la germinación en condiciones específicas, por ejemplo, en suelos pobres de potasio. Además, estudios biotecnológicos han demostrado que algunas plantas pueden desarrollarse normalmente aun en ausencia de estos compuestos, lo que sugiere que no son estrictamente indispensables para su crecimiento (Frías & Rosales, 2023).

2.2.1.2. Biosíntesis de los alcaloides

Los alcaloides son compuestos nitrogenados pertenecientes al metabolismo secundario de las plantas y se caracterizan por presentar una amplia diversidad estructural. En especies del género *Lupinus*, predominan los alcaloides quinolizidínicos, los cuales cumplen funciones esenciales en la defensa química frente a herbívoros y otros factores ambientales (Wink, 1993).

Biosintéticamente, estos compuestos se originan principalmente a partir de la lisina, un aminoácido que actúa como precursor fundamental. La primera etapa comprende su descarboxilación para formar cadaverina, la cual posteriormente es transformada mediante reacciones enzimáticas que incluyen oxidaciones y ciclaciones, dan origen al núcleo quinolizidínico característico de estos alcaloides (Facchini, 2001).

En el proceso biosintético, se producen varias modificaciones estructurales, como condensaciones y reacciones de reducción, que incrementan la complejidad molecular de los alcaloides. Estas transformaciones están reguladas por enzimas específicas cuya actividad depende del estado fisiológico de la planta y de las condiciones ambientales, lo que explica la variabilidad en la acumulación de estos compuestos en el género *Lupinus* (Facchini, 2001).

Asimismo, la producción de alcaloides se encuentra relacionada con otras rutas metabólicas, como las del ácido shikímico y del mevalonato, las cuales aportan intermediarios que favorecen la diversidad estructural de estos metabolitos. Esta interacción metabólica permite a la planta ajustar la síntesis de alcaloides en función de factores de estrés o cambios en su entorno (Roberts & Wink, 1998).

2.2.1.3. Estructura química de los alcaloides

Estos metabolitos secundarios son compuestos orgánicos nitrogenados de origen vegetal, caracterizados por presentar uno o más átomos de nitrógeno, generalmente integrados en sistemas heterocíclicos. Estas moléculas poseen una diversidad estructural amplia de propiedades físico-químicas y actividades biológicas. Estos pueden clasificarse según su estructura química y su origen biosintético, destacando aquellos derivados de aminoácidos como lisina, ornitina, tirosina y triptófano (Facchini, 2001).

En las especies del género *Lupinus*, destacan los alcaloides quinolizidínicos, definidos por un sistema bicíclico formado por la fusión de dos anillos piperidínicos. Este tipo de estructura deriva biosintéticamente de la lisina y constituye el núcleo

básico sobre el cual se generan diversas modificaciones químicas que originan compuestos como la lupanina, esparteína y lupinina (Wink, 1993).

Los alcaloides quinolizidínicos estructuralmente presentan características como: Presencia de nitrógeno terciario, distintos grados de saturación y múltiples centros quirales, lo que contribuye a su diversidad estereoquímica. Estas variaciones estructurales influyen en sus propiedades biológicas, incluyendo su actividad farmacológica y su función como compuestos de defensa en las plantas. Por otro lado, pueden presentar grupos hidroxilo, carbonilo o ésteres, los cuales modifican su solubilidad y reactividad (Roberts & Wink, 1998).

Además, la complejidad estructural de los alcaloides está relacionada con procesos de modificación posteriores a la formación del esqueleto básico, tales como oxidaciones, reducciones, metilaciones y acilaciones. Estas transformaciones generan una amplia diversidad de metabolitos dentro de una misma especie (Facchini, 2001).

2.2.1.4. Clasificación de los alcaloides

Los alcaloides son metabolitos secundarios nitrogenados que presentan diversidad estructural amplia, lo que ha permitido establecer diferentes criterios de clasificación basados en su origen biosintético, su estructura química y sus características funcionales (Facchini, 2001).

Desde su origen biosintético, los alcaloides pueden clasificarse según el aminoácido precursor del cual derivan, entre ellos, originados a partir de lisina, ornitina, tirosina y triptófano. Esta clasificación permite comprender la relación entre la estructura química y las rutas metabólicas implicadas en su síntesis. En especies del género *Lupinus* destacan los alcaloides derivados de la lisina, conocidos como alcaloides quinolizidínicos, los cuales se forman mediante procesos de descarboxilación y ciclación (Facchini, 2001).

Desde su estructura química, los alcaloides se agrupan según el tipo de núcleo heterocíclico presente en su molécula, incluyendo alcaloides piridínicos, tropánicos, isoquinolínicos, indólicos y quinolizidínicos. Esta clasificación facilita el estudio de sus propiedades químicas y biológicas. Generalmente, los alcaloides quinolizidínicos, característicos en el género *Lupinus*, presentan una estructura bicíclica que influye en su actividad biológica y su función en la defensa vegetal (Wink, 1993).

Por otro lado, los alcaloides también pueden clasificarse en verdaderos alcaloides, protoalcaloides y pseudoalcaloides. Los verdaderos alcaloides derivan de

aminoácidos y contienen nitrógeno en un sistema heterocíclico; los protoalcaloides presentan nitrógeno fuera del anillo; mientras que los pseudoalcaloides no derivan directamente de aminoácidos, más bien de otras rutas metabólicas (Roberts & Wink, 1998).

En el caso del género *Lupinus*, los alcaloides presentes corresponden principalmente a verdaderos alcaloides de tipo quinolizidínico. Estos compuestos desempeñan funciones ecológicas como: Mecanismos de defensa frente a herbívoros, debido a su toxicidad y sabor amargo (Wink, 1993).

2.2.1.5. Propiedades terapéuticas de los alcaloides.

Los alcaloides presentan diferentes tipos de propiedades terapéuticas entre ellas:

a. Actividad hipoglucemiante (antidiabética)

Diversos estudios han demostrado que los alcaloides presentes en especies como *Lupinus mutabilis* aportan a la reducción de la glucosa en la sangre, posiblemente mediante mecanismos relacionados con la regulación metabólica y la secreción de insulina (Díaz-Núñez & Rivera-Torres, 2023).

b. Actividad antimicrobiana y antifúngica

Los alcaloides quinolizidínicos del género *Lupinus* han expuesto capacidad para inhibir el crecimiento de hongos y otros microorganismos patógenos (Layza-Vega et al., 2025).

c. Actividad neuroactiva y antiinflamatoria

Algunos alcaloides de *Lupinus* interactúan con receptores colinérgicos (nicotínicos y muscarínicos), generando efectos sobre el sistema nervioso central, incluyendo actividad neuroactiva y potenciales efectos antiinflamatorios (Schmeller et al., 1994).

2.2.2. Taninos

Son sustancias polifenólicas caracterizados por poseer una masa molecular relativamente alta y un sabor marcadamente astringente (Frías & Rosales, 2023), están formados por moléculas de gran tamaño cuyas soluciones acuosas presentan comportamiento coloidal, lo que les confiere una tendencia a enturbiarse por floculación y a generar precipitados. Se encuentran ampliamente dispersas en el reino vegetal en cantidades significativas, a menudo concentradas en ciertos segmentos de la planta como hojas, frutos, tallos, cortezas, semillas, raíces (Castro et al., 2013).

2.2.2.1. Funciones de los taninos en las plantas

Los taninos en las plantas aportan a la creación del súber, son esenciales para la formación de sustancias vegetales, como aceites esenciales, resinas, lignina, y otros. Por otro lado, tienen un rol de protección, impidiendo el ataque de insectos y hongos, de ahí que se les reconoce como fungicidas y bacteriostáticos. Además, desempeñan un rol regulador de los procesos de oxidación y de acciones antifermentativas, se les reconoce como sustancias de reserva, mientras que, en otras situaciones, tras salvaguardar a la planta en algunas fases del crecimiento, finalmente se destruyen o se depositan como resultado del metabolismo en ciertos tejidos muertos de la planta madura, tales como el súber externo, el leño y las agallas (Álvarez & Lock de Ugaz, 1992).

2.2.2.2. Biosíntesis de los taninos

La biosíntesis de los taninos en especies del género *Lupinus* ocurre generalmente a través de la vía del ácido shikímico y del metabolismo de los fenilpropanoides, rutas encargadas de producir diversos compuestos fenólicos como flavonoides y proantocianidinas. En este proceso participan enzimas como fenilalanina amonio liasa, chalcona sintasa y flavanona-3-hidroxilasa, las cuales intervienen en la formación de taninos condensados y otros metabolitos secundarios con función antioxidante y protectora para la planta (Guilengue et al., 2022).

La concentración de los taninos puede variar según factores ambientales y características genéticas de la especie, especialmente durante el desarrollo de semillas y tejidos vegetales (Gao et al., 2022).

Por otro lado, los taninos hidrolizables se generan directamente mediante la vía del ácido shikímico donde se forman el ácido gálico y ácido elágico, para luego unirse a moléculas de glucosa. Estas vías biosintéticas tienen gran importancia en leguminosas como *Lupinus*, ya que contribuyen a los mecanismos de defensa frente a condiciones de estrés y agentes externos (Mora et al., 2022).

2.2.2.3. Estructura química y clasificación de los taninos condensados e hidrolizables.

Los compuestos polifenólicos (CPF) abarcan una extensa variedad de compuestos que tienen al menos un grupo hidroxilo (-OH) en uno o varios anillos fenólicos (Olivas-Aguirre et al., 2015).

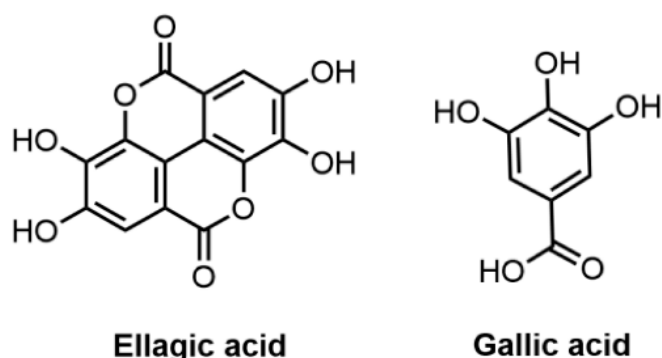
a. Taninos hidrolizables

Los taninos hidrolizables son compuestos formados por ésteres de ácidos fenólicos, como ácido gálico y ácido hexahidroxidifénico, unidos a una molécula

de glucosa. Estos compuestos pueden hidrolizarse mediante acción enzimática o en condiciones ácidas, de esa manera liberando azúcares y ácidos fenólicos. Estos taninos hidrolizables se dividen en dos grupos: los galotaninos y los elagitaninos. Los galotaninos contienen varias moléculas de ácido gálico esterificadas con glucosa, por otra parte, los elagitaninos derivan de la oxidación del ácido hexahidroxidifénico produciendo ácido elágico durante la hidrólisis (Fraga-Corral et al., 2021).

Figura 1

Estructura química de ácido gálico y elágico.



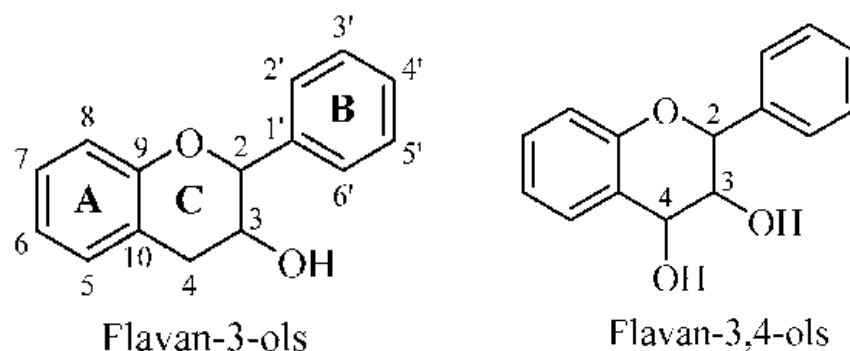
Nota. Adaptado de Cui et al. (2022).

b. Taninos condensados

Por otra parte, los taninos condensados, conocidos como proantocianidinas, están formados por polímeros de flavan-3-oles como catequina y epicatequina. Estos compuestos presentan enlaces carbono-carbono muy resistentes a la hidrólisis, lo que les facilita mayor estabilidad química y extensa distribución en especies vegetales (Melo et al., 2023).

Figura 2

Estructura química del flavan-3-ol y del flavan-3,4-diol.



Nota. Adaptado de Luo et al. (2022).

2.2.2.4. Propiedades terapéuticas de los taninos.

Los taninos poseen propiedades biológicas por su capacidad antioxidante, antimicrobiana, antiinflamatoria y quelante de radicales libres (Fraga-Corral et al., 2021).

La actividad antioxidante de los taninos en especies del género *Lupinus* presenta una de sus propiedades terapéuticas importantes. Estos compuestos tienen la capacidad de inhibir procesos de peroxidación lipídica y proteger biomoléculas como proteínas y ácidos nucleicos frente al estrés oxidativo. Esta actividad antioxidante se relaciona con la prevención de enfermedades inflamatorias y degenerativas (Molino et al., 2023).

Por otra parte, los taninos tienen actividad antimicrobiana frente a bacterias y hongos patógenos. Su mecanismo de acción está basada en la formación de complejos con proteínas de la membrana celular microbiana, provocando alteraciones estructurales y disminución de la actividad metabólica de los microorganismos (Fraga-Corral et al., 2021).

También los taninos presentan propiedades antiinflamatorias, por su capacidad para modular mediadores inflamatorios y disminuir la producción de radicales libres durante procesos inflamatorios (Melo et al., 2023).

Actualmente los taninos son considerados compuestos bioactivos con perspectivas prometedoras para la elaboración de productos antioxidantes naturales y alternativas terapéuticas de origen vegetal (Fraga-Corral et al., 2021).

2.2.3. Flavonoides

Los flavonoides son compuestos de bajo peso molecular que se sintetizan en prácticamente todas las plantas vasculares. Esta gran familia de compuestos ha estado en la naturaleza durante más de mil millones de años, por lo que han actuado con el desarrollo de muchos organismo (Estrada-Reyes et al., 2012). Estos metabolitos presentan una estructura básica conformada por dos anillos aromáticos unidos por una cadena heterocíclica de tres carbonos, conocida como estructura C6-C3-C6. La variación en el grado de oxidación y sustitución de esta estructura origina diferentes grupos de flavonoides con propiedades químicas y biológicas particulares (Panche et al., 2016).

Los flavonoides son de naturaleza polifenólica, están distribuidos en hojas, frutos, flores, semillas y raíces, donde participan en mecanismos de defensa frente a radiación ultravioleta, estrés oxidativo y ataque de microorganismos (Dias et al., 2021).

2.2.3.1. Funciones de los flavonoides en las plantas

Los flavonoides desempeñan funciones indispensables en el crecimiento, desarrollo y adaptación de las plantas frente a factores ambientales. Estos compuestos fenólicos participan en: Mecanismos de defensa, protección celular, pigmentación y regulación fisiológica, contribuyendo a la supervivencia y estabilidad metabólica de las especies vegetales (Dias et al., 2021).

Entre las funciones de los flavonoides está la protección frente a la radiación ultravioleta. Estos compuestos actúan como filtros naturales capaces de absorber radiación UV, generalmente en hojas y flores. Gracias a esta capacidad fotoprotectora, los flavonoides ayudan a preservar la integridad celular y la actividad fotosintética de las plantas (Kumar & Pandey, 2013).

Cumplen funciones antioxidantes por su capacidad para neutralizar especies reactivas de oxígeno generadas durante procesos metabólicos y situaciones de estrés ambiental (Panche et al., 2016).

También participan en los mecanismos de defensa vegetal frente a microorganismos patógenos e insectos herbívoros. Asimismo, pueden intervenir en señales de respuesta frente al estrés biótico, favoreciendo la activación de mecanismos de resistencia en la planta (Dias et al., 2021).

Participan en la pigmentación de flores, frutos y semillas. Las antocianinas, pertenecientes al grupo de los flavonoides, son responsables de tonalidades rojas, azules y violetas que facilitan la atracción de polinizadores y dispersores de semillas. Esta función ecológica contribuye directamente a la reproducción y propagación de las especies vegetales (Kumar & Pandey, 2013).

2.2.3.2. Biosíntesis de los flavonoides

Los flavonoides son sintetizados por las plantas por la ruta de los fenilpropanoides. Esta vía metabólica inicia con el aminoácido fenilalanina, el cuál es transformado por acción de la enzima fenilalanina amonio liasa (PAL), formando ácido cinámico, compuesto precursor de diversos metabolitos fenólicos vegetales (Kumar & Pandey, 2013).

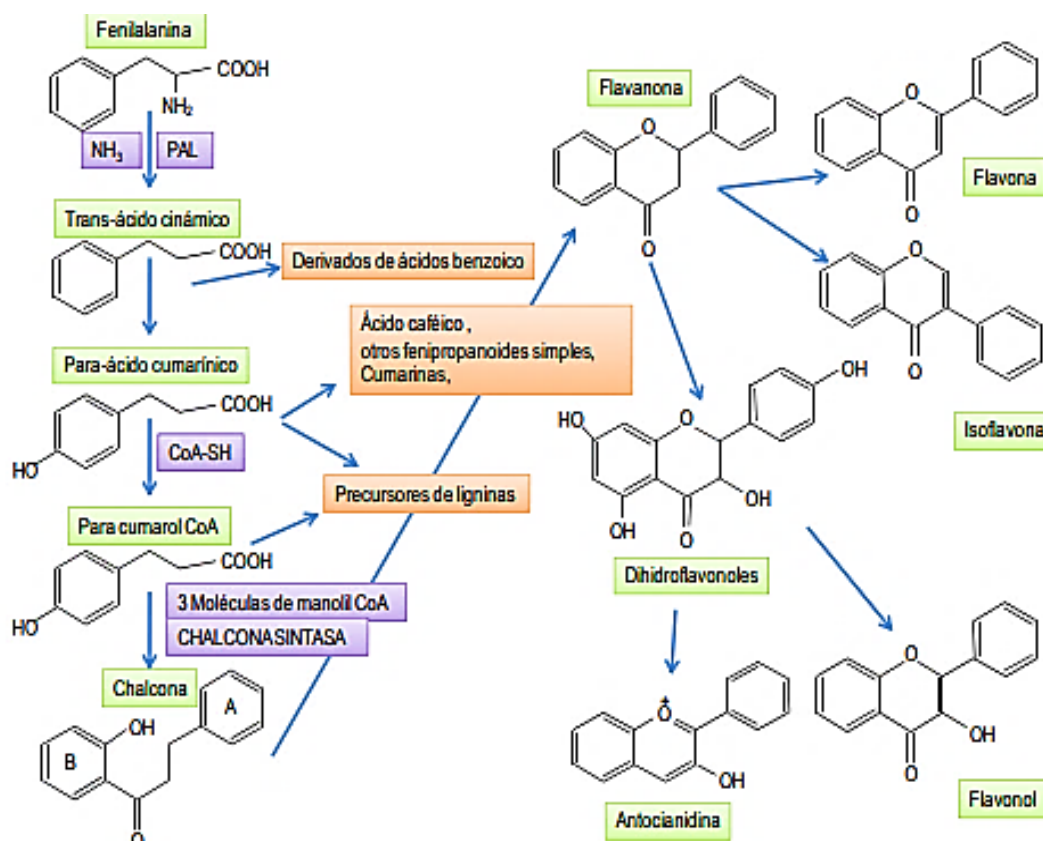
La biosíntesis de los flavonoides comprende una serie de reacciones enzimáticas que conllevan a la formación de diferentes estructuras flavonoides presentes en distintos órganos de la planta. Luego, el ácido cinámico es hidroxilado y activado para formar p-cumaril-CoA, molécula que participa como precursor directo en la síntesis de flavonoides (Dias et al., 2021). La enzima chalcona sintasa (CHS), cataliza la condensación entre una molécula de p-cumaril-CoA y tres moléculas

de malonil-CoA para formar chalconas, primeros intermediarios específicos de la biosíntesis flavonoide (Panche et al., 2016). Luego, las chalconas son transformadas en flavanonas por acción de la enzima chalcona isomerasa (CHI). A partir de estas estructuras intermedias se originan distintos grupos de flavonoides como flavonas, flavonoles, antocianinas e isoflavonas (Dias et al., 2021).

Las enzimas flavanona-3-hidroxilasa (F3H), flavonoide-3'-hidroxilasa (F3'H) y dihidroflavonol reductasa (DFR) regulan la formación de compuestos flavonoides con diferentes grados de hidroxilación y actividad biológica (Kumar & Pandey, 2013).

Figura 3

Biosíntesis de los flavonoides



Nota. Tomado de Rubio (2009).

2.2.3.3. Tipos de flavonoides

Según la nomenclatura de la Unión Internacional de Química Pura y Aplicada (IUPAC) pueden clasificarse, según su estructura molecular y vía metabólica en:

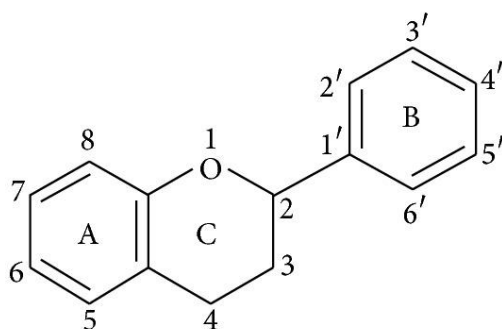
- a) Flavonoides:** derivados de la estructura 2-fenilcromen-4-ona (2-fenil-1,4-benzopirona).
- b) Isoflavonoides:** derivados de la estructura 3-fenilcromen-4-ona (3-fenil-1,4-benzopirona).
- c) Neoflavonoides:** derivados de la estructura 4-fenilcumarina (4-fenil-1,2-benzopirona) (Hernández et al., 2019).

2.2.3.4. Estructura molecular de los flavonoides

Los flavonoides presentan una estructura formada por 15 átomos de carbono C6-C3-C6, compuesta por dos anillos aromáticos (A y B), que usualmente contienen grupos hidroxilos, conectados mediante una cadena lineal de 3 carbonos. En algunos casos, el anillo heterocíclico C puede encontrarse en una conformación abierta (Hernández et al., 2019).

Figura 4

Estructura molecular de los flavonoides



Nota. Tomado de Kumar y Pandey (2013).

2.2.3.5. Clasificación de los flavonoides

Los flavonoides se clasifican principalmente en flavonas, flavonoles, flavanonas, flavanoles, antocianinas e isoflavonas. Esta clasificación depende de las modificaciones estructurales presentes en el anillo heterocíclico central, así como del número y posición de grupos hidroxilo y otros sustituyentes químicos (Dias et al., 2021).

Las flavonas y flavonoles representan uno de los grupos más abundantes en especies vegetales. Los flavonoles, como quercetina y kaempferol, poseen elevada capacidad antioxidante debido a la presencia de grupos hidroxilo fenólicos capaces de neutralizar radicales libres y disminuir procesos oxidativos celulares (Panche et al., 2016). Las flavonas se caracterizan por presentar un doble enlace entre los carbonos 2 y 3 del anillo central, además de un grupo cetona en el

carbono 4 (Kumar & Pandey, 2013). Por otro lado, los flavonoles presentan una estructura similar a las flavonas, pero contienen un grupo hidroxilo adicional en el carbono 3 (Panche et al., 2016).

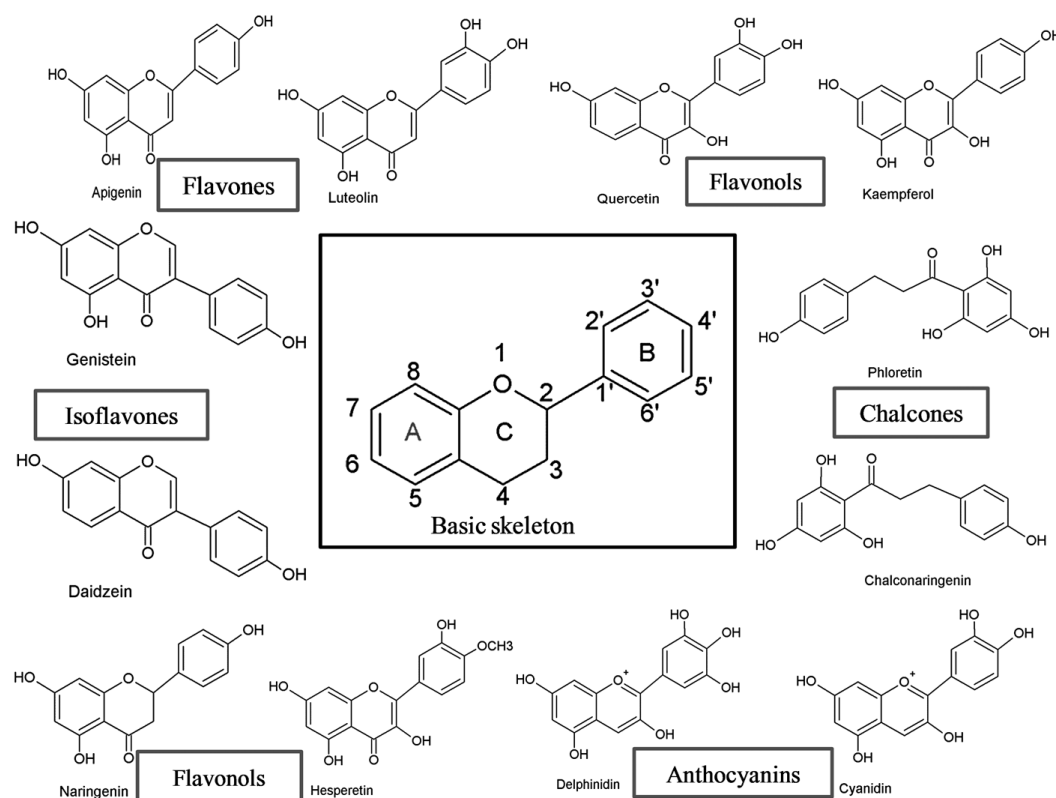
Las flavanonas son compuestos que carecen del doble enlace entre los carbonos 2 y 3, característica que les proporciona una estructura más saturada (Dias et al., 2021).

Los flavanoles o catequinas presentan estructuras reducidas y participan en la formación de taninos condensados (Kumar & Pandey, 2013).

Las antocianinas son pigmentos hidrosolubles responsables de las coloraciones rojas, violetas y azules presentes en flores, frutos y semillas (Dias et al., 2021).

Figura 5

Estructura básica del esqueleto de los flavonoides y sus clases



Nota. Tomado de Panche et al. (2016).

2.2.3.6. Propiedades terapéuticas de los flavonoides

Estos metabolitos secundarios poseen propiedades biológicas por su capacidad antioxidante, antiinflamatoria, antimicrobiana y cardioprotectora, son de interés en investigaciones farmacológicas y nutraceuticas (Dias et al., 2021). Estos compuestos presentan una elevada capacidad antioxidante debido a la presencia

de grupos hidroxilo fenólicos capaces de neutralizar radicales libres y disminuir el daño oxidativo celular (Guilengue et al., 2022).

Algunos estudios atribuyen a los flavonoides propiedades antiinflamatorias, por su capacidad para inhibir mediadores químicos involucrados en procesos inflamatorios y modular enzimas relacionadas con la producción de radicales libres (Dias et al., 2021). También, los flavonoides poseen actividad antimicrobiana frente a bacterias y hongos patógenos (Panche et al., 2016).

Otra propiedad terapéutica es su efecto cardioprotector. Estos compuestos contribuyen a disminuir procesos de oxidación lipídica y mejorar la función vascular, debido a su capacidad antioxidante y antiinflamatoria. Además, algunos flavonoides ayudan a regular enzimas relacionadas con el metabolismo de lípidos y presión arterial (Kumar & Pandey, 2013). En especies como *Lupinus mutabilis*, los flavonoides e isoflavonas han mostrado potencial hipoglucemiante y protector frente a alteraciones metabólicas (Guilengue et al., 2022).

Asimismo, los flavonoides han mostrado potencial actividad anticancerígena, debido a que pueden intervenir en diferentes procesos relacionados con el desarrollo y proliferación de células tumorales (Hernández et al., 2019).

2.2.4. *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”

2.2.4.1 Taxonomía de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”

Según Arthur Cronquist (1988) la clasificación taxonómica de *Lupinus paniculatus* Desr. es:

Tabla 1

Taxonomía de Lupinus paniculatus Desr. “qera”

División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Sub clase	Rosidae
Orden	Fabales
Familia	Papilionaceae
Género	Lupinus
Especie	<i>Lupinus paniculatus</i> Desr.
Nombre común	“qera”

Nota. La especie fue identificada por la Blga. Laura Aucasime Medina-2025.

2.2.4.2 Hábitat y adaptabilidad climática

El hábitat natural de esta especie se extiende desde el oeste de Sudamérica hasta el noroeste de Venezuela. Se trata de un subarbusto que predominan en el bioma tropical montano (Royal Botanic Gardens, Kew, s. f.).

Lupinus paniculatus Desr., se distribuye a altitudes entre los 2,700 hasta los 3000 metros sobre el nivel del mar, crece en el borde de los caminos (De la cruz et al., 2006).

2.2.4.3 Descripción botánica

El género *Lupinus* L. pertenece a la familia Fabaceae y comprende aproximadamente entre 200 y 275 especies distribuidas en diversas regiones del mundo. Está constituido por plantas herbáceas anuales o perennes y, en menor proporción, arbustos. Los tallos son generalmente erectos, herbáceos o semileñosos. Las hojas son alternas, pecioladas y típicamente palmado-compuestas (digitadas), con 5 a 17 folíolos de forma lanceolada u obovada. Las estípulas suelen estar soldadas parcialmente a la base del pecíolo. Las flores son papilionadas, hermafroditas y se agrupan en racimos terminales densos; la corola presenta colores variables desde blanco y amarillo hasta azul, violeta o púrpura. El cáliz es bilabiado y los diez estambres están soldados formando un tubo cerrado. El ovario es súpero y origina un fruto tipo legumbre o vaina, generalmente dehiscente, que contiene varias semillas de forma orbicular a elipsoide (Ishaq et al., 2022).

Lupinus paniculatus Desr., "qera" es una planta herbácea perenne, que alcanza aproximadamente 50 cm de altura. Sus hojas son digitadas de color cenizo Las flores son vistosas, exhibiendo un color azul, dispuestas en racimos terminales. Su fruto es una legumbre dehiscente y vellosa que contiene numerosas semillas (De la cruz et al., 2006).

2.2.4.4 Composición química

La composición química del género *Lupinus* se caracteriza por un elevado contenido de proteínas, lípidos, fibra dietética y diversos metabolitos secundarios de interés nutricional y farmacológico. Las semillas constituyen la principal fuente de estos compuestos, presentando entre 30 y 50 % de proteínas, 5 a 20 % de aceites, carbohidratos estructurales y no estructurales, además de minerales esenciales. Entre los metabolitos secundarios destacan los alcaloides quinolizidínicos, flavonoides, isoflavonoides, compuestos fenólicos, carotenoides, fitoesteroles y tocoferoles. Estos compuestos participan en la defensa de la planta

y confieren propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y antimicrobianas. Los alcaloides más comunes son lupanina, lupinina, esparteína y angustifolina, cuya concentración varía según la especie (Khan et al., 2015; Ishaq et al., 2022).

2.2.4.5 Usos etnomedicinales

El género *Lupinus* ha sido ampliamente reconocido por su importancia etnobotánica debido a sus usos en la medicina tradicional. Diferentes especies han sido empleadas para el tratamiento de afecciones relacionadas con el sistema cardiovascular, nervioso y urinario, así como para enfermedades de la piel como dermatitis y psoriasis. Asimismo, en la medicina popular también se le atribuyen usos en el manejo de trastornos metabólicos como la diabetes y afecciones digestivas. Estos usos etnomedicinales varían según la especie y la región geográfica (Ishaq et al., 2022).

Lupinus paniculatus Desr., es una especie utilizada tradicionalmente en la medicina popular para el tratamiento de afecciones gastrointestinales, como la gastritis y úlceras estomacales, así como también para aliviar diversos procesos inflamatorios. Asimismo, se le atribuyen propiedades cicatrizantes y desinflamantes. Para estos fines, las hojas, tallos y flores son empleadas principalmente en forma de infusión, lavado de heridas y mediante baños de asiento (Casaverde, 2021).

2.2.5. Cuantificación de alcaloides totales por el Método de Bouchardat.

El método de Bouchardat es una técnica empleada en estudios fitoquímicos para la identificación y determinación de alcaloides presentes en extractos vegetales. El fundamento del método se basa en la reacción entre los alcaloides y el reactivo de Bouchardat, compuesto por yodo (I_2) y yoduro de potasio (KI). Los alcaloides presentes en el extracto hidroalcohólico reaccionan con el reactivo de Bouchardat, formando un complejo iodo-alcaloide. Este complejo iodo-alcaloide es insoluble en agua y se precipita (Harborne, 1998).

2.2.6. Cuantificación de taninos totales por el método de Folin- Ciocalteu

Folin-Ciocalteu es un método para cuantificación de taninos en extractos de las plantas, el reactivo de Folin-Ciocalteu está compuesto por una mezcla de ácidos fosfotúngstico ($H_3PW_{12}O_{40}$) y fosfomolibdico ($H_3PMo_{12}O_{40}$), experimenta una reducción en medio alcalino, dando lugar a óxidos azules de tungsteno y molibdeno, los cuales presentan un máximo de absorción de luz cercano a 760 nm (Rocha et al., 2021).

2.2.7. Cuantificación de flavonoides totales por el método de Chang et al. (2002)

El método de Chang es una técnica espectrofotométrica usada para determinar flavonoides totales en extractos vegetales. El fundamento del método se basa en la capacidad de los flavonoides para formar complejos estables con sales de aluminio debido a la presencia de grupos hidroxilo y estructuras cromóforas en su molécula, las cuales presentan absorbancias características en la región ultravioleta-visible (Chang et al., 2002). En este procedimiento, los flavonoides presentes en el extracto vegetal reaccionan con nitrato de aluminio ($\text{Al}(\text{NO}_3)_3$) en presencia de acetato de sodio (CH_3COONa) y etanol ($\text{C}_2\text{H}_5\text{OH}$), formando un complejo coloreado.

La cuantificación se realiza mediante espectrofotometría UV-Visible, generalmente a una longitud de onda cercana a 415 nm, donde el complejo flavonoide-aluminio presenta máxima absorbancia (Chang et al., 2002; Kumar & Pandey, 2013).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Ubicación del área de estudio

Este estudio y su respectivo procesamiento de la especie recolectada se realizó en el Laboratorio de Bioquímica, de la Facultad de Ciencias Biológicas (Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga).

3.1.1. Ubicación política

Región : Ayacucho

Provincia : Huamanga

Distrito : Ayacucho

3.2. Tipo de investigación

Descriptivo

3.3. Población

Conformada por las plantas de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, presentes en la zona rural del anexo Estanciapata de la Provincia de Vilcashuamán, departamento de Ayacucho.

3.4. Muestra

Dos kg de hojas y tallos colectadas de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera” en buen estado que fueron sometidas a un secado a temperatura ambiente y a la sombra.

3.5. Metodología y recolección de datos

3.5.1. Preparación de la muestra

La recolección de la muestra fue realizada en una zona aledaña de la localidad de Vilcashuamán en las primeras horas de la mañana. Luego fueron trasladadas en recipientes de cartón al laboratorio de Bioquímica de la Facultad de Ciencias Biológicas, donde se realizó la desinfección con hipoclorito de sodio al 0.05 % y agua potable, seguidamente se dejó escurrir y colocada sobre papeles Kraft en un ambiente bajo sombra por 15 días, para concluir el secado la muestra fue colocada a 40°C por 2 horas en la estufa. Finalmente se realizó la trituration hasta la obtención de un polvo fino de la muestra.

3.5.2. Preparación del extracto hidroalcohólico de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.

Se pesó 200 g de las hojas y tallos de *Lupinus paniculatus* Desr., previamente pulverizados, los cuales fueron colocadas en un frasco ámbar, adicionándose 600 mL de alcohol al 70%, se mantuvo en maceración por un periodo de 10 días con agitación constante de 10 minutos diarios. Finalizado el proceso de maceración, fue filtrado y sometido a evaporación en baño maría a 40 °C.

3.5.3. Cuantificación de alcaloides totales por el Método de Bouchardat

a) Cuantificación de la muestra

Del extracto obtenido se tomó 1ml de la muestra (hoja y tallo) y completada a 10 mL con etanol, a partir de ella se tomó 1 mL de solución agregándose 200 uL de reactivo Bouchardat, por triplicado. Fue cubierta con papel aluminio y mantenida en reposo por 30 minutos. Finalmente, se realizó la lectura de la Absorbancia a 430 nm de longitud de onda.

$$\text{Concentración de alcaloides totales en mg EC/ g} = \text{FC} \times \text{Absorbancia problema}$$

b) Curva de calibración

Se preparó una solución estándar de Cinconina a una concentración 0.500 mg EC/ mL. A partir de esta solución se realizaron diluciones sucesivas para obtener concentraciones de 0,250 mg/mL; 0,125 mg/mL; 0,0625 mg/mL; 0,0313 mg/mL, 0,0156 mg/mL. De cada una de las soluciones estándar se tomó 1 mL, al cual se adicionó 200 uL del reactivo Bouchardat, completado con agua destilada a 10 mL, cubierto con papel aluminio, reposo 30 minutos a temperatura ambiente, finalmente se realizó la lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda.

Factor de calibración

$$FC = \frac{\sum \frac{c}{ab}}{n}$$

3.5.4. Cuantificación de taninos totales por el “Método de Folin-Ciocalteu”

Cuantificación de la muestra

a) Primera etapa

Se tomó 1mL del extracto más metanol, agregando 100 uL Folin-Ciocalteu y 100 uL de carbonato de sodio al 20%, llevándose a volumen final a 10 mL con agua destilada, cubierta con papel aluminio, reposo por 30 minutos a temperatura

ambiente. Finalmente, se realizó la lectura de la absorbancia a 760 nm de longitud de onda (Expresado como contenido de fenoles totales).

b) Segunda etapa

Del extracto se tomó una alícuota de 5 mL, a la cual se agregó 5 mL de gelatina al 20 %, 5 mL de solución ácida de cloruro de sodio 36% y 5 mL caolín 2.5%, completada con agua destilada. Luego, se extrajo 1 mL de la solución obtenida y agregó de 100 uL de Folin Ciocalteau y 100 uL de carbonato de sodio al 20%, mezclado, cubierto con papel aluminio, reposo 30 minutos, finalmente lectura de la absorbancia a 760 nm de longitud de onda (Expresado como contenido total de fenoles residuales).

El contenido de taninos totales se obtuvo de la diferencia de absorbancia de fenoles totales y fenoles residuales expresado en mg EAT/ g de muestra.

$$\text{Concentración de taninos totales en mg EAT/ g} = \text{FC} \times \text{Absorbancia problema}$$

d) Curva de calibración de ácido tánico ($\text{C}_{76}\text{H}_{52}\text{O}_{46}$)

Se preparó una solución estándar de ácido tánico a una concentración inicial de 2,5 mg/mL. A partir de esta solución se realizaron seis diluciones sucesivas, obteniéndose concentraciones de 1,250 mg/mL; 0,625 mg/mL; 0,313 mg/mL; 0,156 mg/mL; 0,078 mg/ mL y 0,039 mg/ mL. De cada una de las soluciones estándar se obtuvo 1 mL, al cual se agregó 100 uL Folin Ciocalteau y 100 uL de carbonato de sodio al 20%, enrazados con agua destilada a 10 mL y cubierto con papel aluminio, mantenidas en reposo durante 30 minutos, lectura de la absorbancia a 760 nm de longitud de onda.

Factor de calibración

$$FC = \frac{\sum \frac{c}{ab}}{n}$$

3.5.5. Cuantificación de flavonoides totales por el método de Chang et al. (2002)

a. Cuantificación de la muestra

Del extracto hoja y tallo se tomó 1mL de muestra y completada a 10 mL con etanol. Posteriormente se tomó una alícuota de 1 mL de esta solución, agregándose 200 uL de acetato de sodio 1M y 200 uL de nitrato de aluminio al 10%, completada con agua destilada a 10 mL, por triplicado, reposo por 30 minutos a temperatura

ambiente. Finalmente, se realizó la lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda utilizando un espectrofotómetro.

$$\text{Concentración de flavonoides totales en mg EQ/g} = FC \times \text{Absorbancia problema}$$

b) Curva de calibración de flavonoides

Se preparó una solución estándar con Quercetina Q.P., a una concentración de 0,500 mg /mL. A partir de esta solución se realizaron 5 diluciones sucesivas, obteniéndose concentraciones de 0,250 mg/mL; 0,125 mg/mL; 0,0625 mg/mL; 0,0313 mg/mL; 0,0156 mg/mL. De cada una de las soluciones estándar se extrajo 1 mL, agregándose 200 uL de acetato de sodio 1M y 200 uL de nitrato de aluminio al 10%, completado con agua destilada a 10 mL, mantenidas en reposo por 30 minutos a temperatura ambiente. Finalmente, se realizó la lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda.

Factor de calibración

$$FC = \frac{\sum \frac{c}{ab}}{n}$$

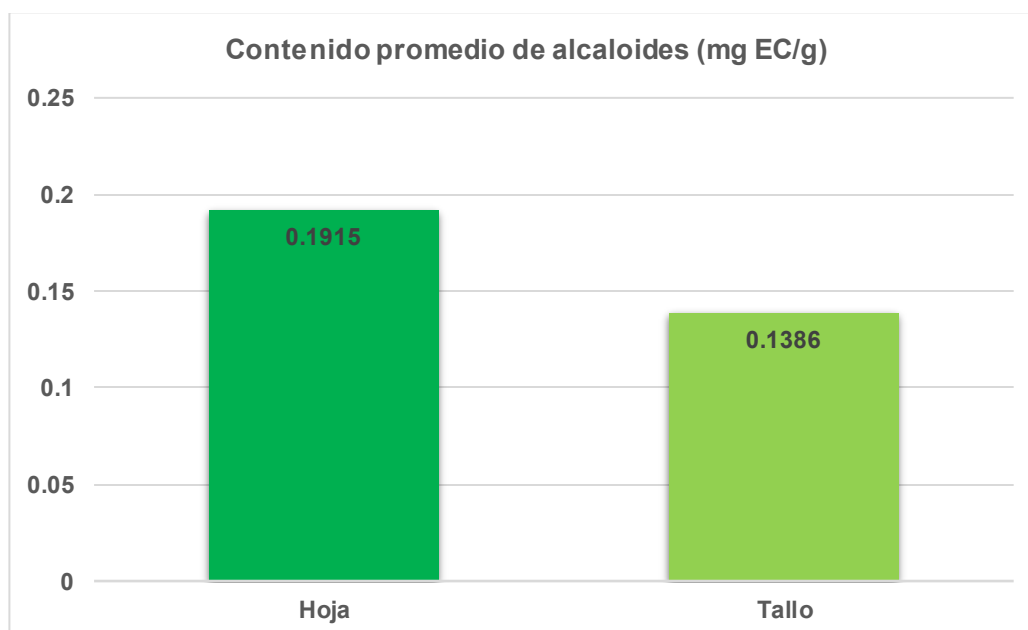
3.6. Análisis estadístico

Los datos obtenidos fueron procesados mediante el software IBM SPSS Statistics versión 27 y Microsoft Excel. Se realizó un análisis estadístico descriptivo mediante el cálculo de la media y la desviación estándar. Los resultados se organizaron en tablas y se representaron mediante gráficos de barras para facilitar su interpretación. Debido al tamaño muestral, la comparación entre grupos se efectuó mediante la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney. Asimismo, se calculó el tamaño del efecto mediante el estadístico Hedges'g para estimar la magnitud de las diferencias observadas entre los grupos evaluados.

IV. RESULTADOS

Figura 6

Contenido promedio de alcaloides totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. “qera”, Ayacucho-2025

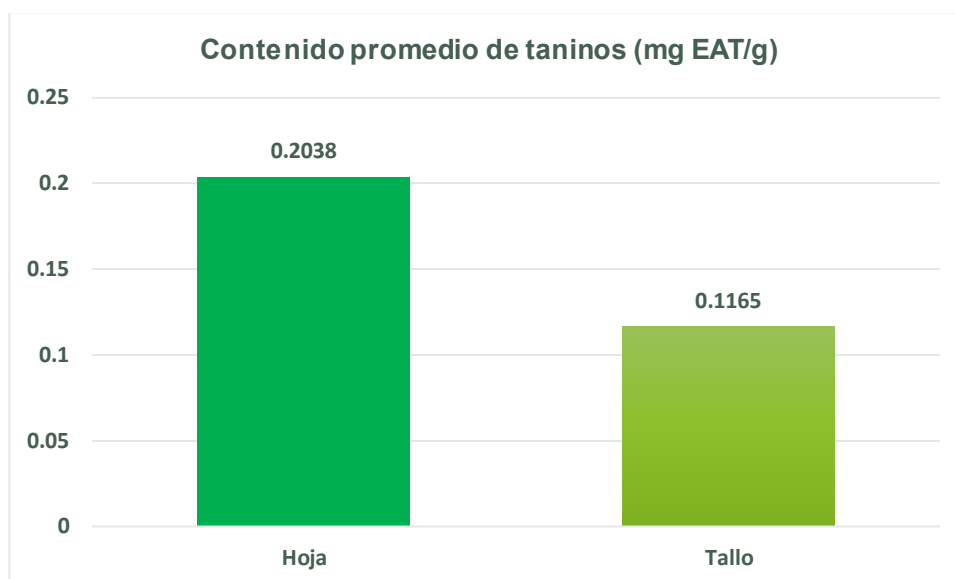


Nota. Se evidencia el contenido de alcaloides totales en *Lupinus paniculatus* Desr., donde la hoja presentó un contenido promedio de 0,1915 mg EC/g, el tallo 0,1386 mg EC/g. Elaboración propia.

Debido al tamaño de la muestra, la comparación del contenido de alcaloides totales entre hojas y tallos de *Lupinus paniculatus* Desr., se realizó mediante la prueba no paramétrica U de Mann–Whitney. Los resultados mostraron diferencias significativas entre ambos órganos vegetales ($U = 0$; $p < 0,05$), evidenciando que las hojas presentan una mayor concentración de alcaloides totales en comparación con los tallos. Asimismo, el tamaño del efecto calculado mediante el estadístico de Hedges ($g = 2,02$) indicó una diferencia extremadamente grande entre los grupos evaluados. Este resultado evidencia que las hojas presentan concentraciones considerablemente superiores a las encontradas en los tallos.

Figura 7

Contenido promedio de taninos totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

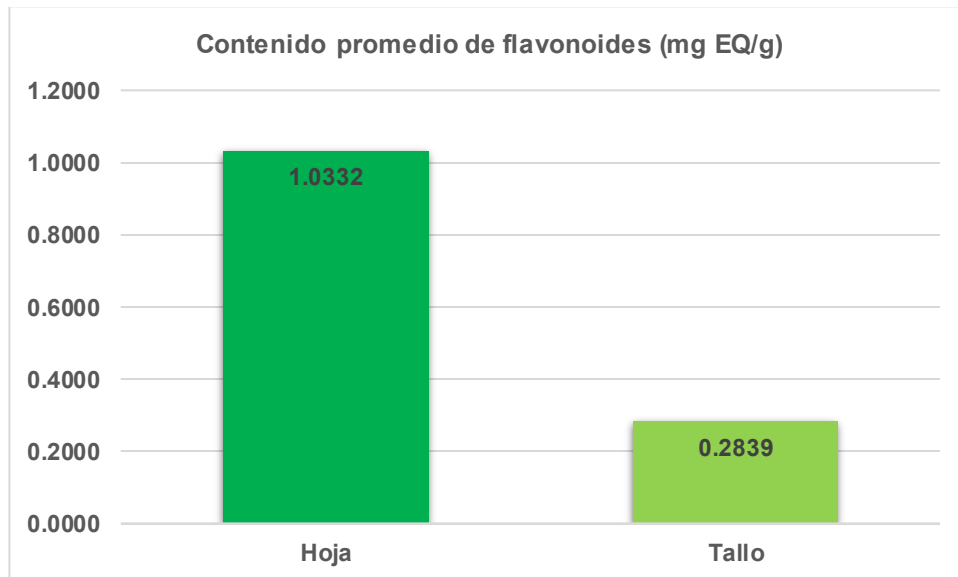


Nota. Se evidencia el contenido de taninos totales en *Lupinus paniculatus* Desr., donde la hoja presentó un contenido promedio de 0,2038 mg EAT/g, el tallo un promedio de 0,1165 mg EAT/g. Elaboración propia.

De acuerdo con el tamaño muestral, la comparación del contenido de taninos totales entre órganos vegetales se realizó mediante la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney. Los resultados evidenciaron diferencias estadísticamente significativas ($U = 0$; $p < 0,05$), indicando que las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr. presentaron un mayor contenido de taninos totales que los tallos. Por otro lado, el tamaño del efecto calculado mediante Hedges' g fue de 2,46, lo que indica una diferencia extremadamente grande entre ambos órganos vegetales, evidenciando que las hojas presentan concentraciones considerablemente mayores de taninos totales que los tallos.

Figura 8

Contenido promedio de flavonoides totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

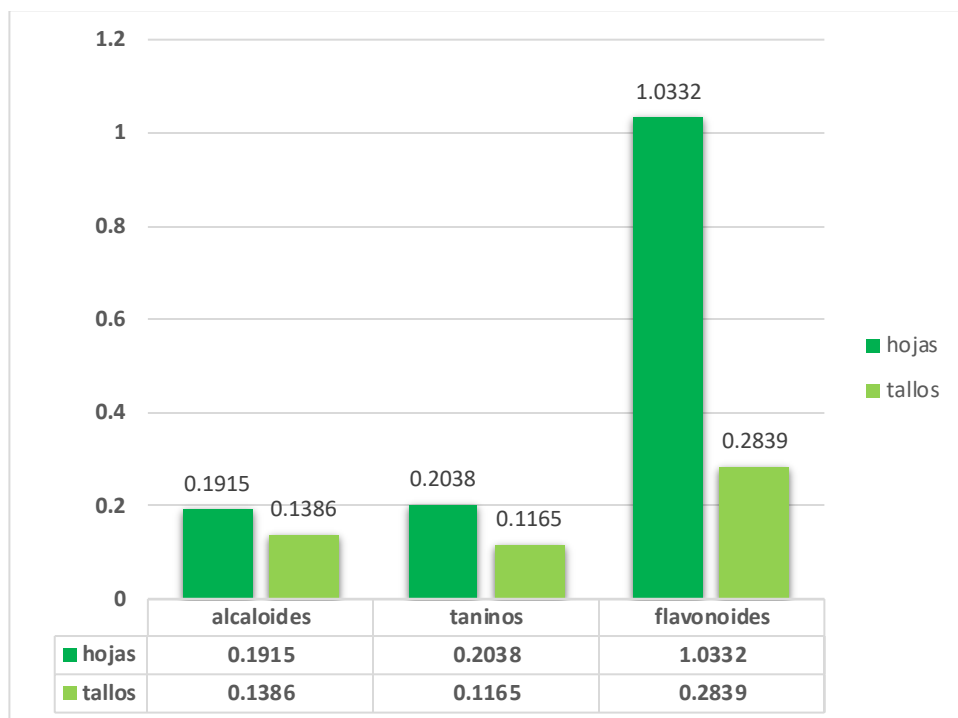


Nota. Se evidencia el contenido de flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr., donde la hoja presentó un contenido promedio de 1,0332 mg EQ/g, el tallo un promedio de 0,2839 mg EQ/g. Elaboración propia.

De acuerdo al tamaño muestral, la comparación entre órganos vegetales se realizó mediante la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney. Los resultados evidenciaron diferencias significativas ($U = 0$; $p < 0,05$), indicando que las hojas presentaron un mayor contenido de flavonoides totales que los tallos de *Lupinus paniculatus* Desr. El tamaño del efecto calculado mediante Hedges' g fue de 751.5, indicando una diferencia extremadamente grande entre hojas y tallos. Este resultado sugiere que la variable evaluada presenta valores superiores en hojas respecto a tallos.

Figura 9

Valores comparativos del contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. “qera”, Ayacucho-2025



Nota. Valores comparativos del contenido de alcaloides, taninos y flavonoides fue mayor en hojas que en tallos de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”. Elaboración propia.

V. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos en el presente estudio para los metabolitos secundarios evaluados en *Lupinus paniculatus* Desr. "qera", muestran contenidos diferentes en las hojas y tallos, lo cual evidencia que la distribución de alcaloides, taninos y flavonoides en esta especie no es homogénea y depende de cada órgano vegetal analizado.

En la figura 6 se observan concentraciones promedio de alcaloides de 0,1915 mg EC/g en hojas y 0,1386 mg EC/g en tallos de *Lupinus paniculatus* Desr. Evidenciándose una mayor acumulación de alcaloides en las hojas. De manera similar, Fuertes et al. (1998) reportaron abundante presencia de alcaloides en hojas de la especie *Lupinus Ballianus* C.P Smith conocido como "Jera". Aunque dicho estudio se limitó al análisis cualitativo de hojas y no incluyó tallos, sus hallazgos confirman la presencia de alcaloides en las hojas, resultado que también fue observado en este estudio. Asimismo, Pablo-Pérez et al. (2015) informaron contenido de alcaloides totales entre 1.2 a 3.3 g/100 g en el follaje y entre 2.4 a 5.4 g/100 g en semillas de diversas especies del género *Lupinus*, como *L. campestris*, *L. exaltatus*, *L. hintonii* y *L. montanus*. Aunque los valores reportados por estos autores fueron superiores a los obtenidos en este estudio, sus resultados respaldan la presencia y acumulación de alcaloides en los órganos aéreos de especies del género *Lupinus*. Asimismo, Cabrera- Carrión et al. (2017) reportaron concentraciones de alcaloides entre 0,58-0,77 mg/g en hojas de *Moringa oleífera* provenientes de la parte baja, intermedia y alta de 12, 15 y 18 meses de edad. Los valores reportados fueron superiores a los obtenidos en este estudio y corresponden a una especie diferente, ambos estudios evidencian la presencia de alcaloides en las hojas, lo que sugiere que este órgano constituye un importante sitio de acumulación de estos metabolitos secundarios. Por otro parte, Zamora-Natera et al. (2009) evaluaron alcaloides totales en diferentes órganos de *Lupinus exaltatus* durante cinco etapas fenológicas, encontrando variaciones significativas

entre 0,31-2,1%, dependiendo de la etapa de crecimiento. Asimismo, dichos autores señalaron que los tallos presentaron concentraciones menores de alcaloides de (0,63 %) en comparación con otros órganos vegetales. Asimismo, Carbajal (2025) determinó la presencia de alcaloides en el extracto etanólicos de las partes aéreas de *Lupinus mutabilis* Sweet “Tarwi”, concluyendo su actividad antioxidante. Del mismo modo, Saume (2016) reportó abundante presencia de alcaloides en extracto hidroalcohólico de hojas de *Lupinus paniculatus* conocido como “qera”, atribuyendo a estos metabolitos un efecto biotóxico sobre larvas de *Cx. quinquefasciatus*. También Jeri (2012) identificó una presencia moderada de alcaloides en hojas de la misma especie durante la evaluación de su actividad antiulcerosa en cobayos. Estos hallazgos confirman la presencia de alcaloides en las hojas de *Lupinus paniculatus*, en concordancia con lo observado en este estudio; no obstante, el presente estudio aporta información cuantitativa sobre su contenido en hojas y tallos.

En estudios realizados en semillas de la especie del género *Lupinus*, Breitmaier (2002) reportó valores de alcaloides totales entre 6,0 mg/g - 43,0 mg/g. Del mismo modo, Hatzold et al. (1983) en especies altoandinas como *Lupinus mutabilis*, han reportado valores cercanos a 30 mg/g, lo que responde a la necesidad de procesos de desamargados antes del consumo. En relación con ello, Gresta et al. (2017) señalaron que los denominados “Lupinus amargos” pueden presentar concentraciones de hasta 40 mg/g a 80 mg/g, mientras que variedades mejoradas “dulces” presentan valores comprendidas entre 0,02 y 0,6 mg/g, en cultivares comerciales. Asimismo, Madelou et al. (2024) reportaron concentraciones de alcaloides de 21,12 mg/g de materia seca en semillas antes del proceso de desamargado.

Los alcaloides se caracterizan por ejercer potentes efectos biológicos en organismos animales y humanos, cuando se administran en concentraciones muy bajas. Diversos estudios han demostrado que estos metabolitos presentan diversas actividades biológicas, entre las que destacan las propiedades antiinflamatorias, anticancerígenas, analgésicas, anestésicas locales, neuro farmacológicas, antimicrobianas y antifúngicas, entre otras. Debido a estas características, estos compuestos han adquirido relevancia como componentes de interés en la formulación de productos dietéticos, suplementos nutricionales y

preparados farmacéuticos, desempeñando un papel fundamental en la medicina y en múltiples aplicaciones relacionadas con la salud humana (Kurek, 2019).

En la figura 7, se presentan los resultados correspondientes al contenido de taninos totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, observándose concentraciones promedio de 0,2038 mg EAT/g en hojas, y 0,1165 mg EAT/g en tallos. Estos resultados evidencian una mayor acumulación de taninos en las hojas. Al respecto, Saume (2016) y Jeri (2012) en distintas investigaciones realizadas con *Lupinus paniculatus* “qera”, reportaron abundante presencia de taninos en extractos hidroalcohólicos obtenidos a partir de las hojas. Dichos estudios fueron de carácter cualitativo, sus hallazgos evidencian la presencia de taninos detectada en las hojas de *Lupinus paniculatus*, mientras, que este estudio permitió determinar su contenido en hojas y tallos. Asimismo, Fuertes et al. (1998) determinaron los principios activos presentes en *Lupinus ballianus* C.P. Smith, demostrando la presencia de taninos en las hojas de esta especie. Si bien dicho este estudio fue de carácter cualitativo, sus hallazgos evidencian la presencia de taninos en las hojas del género *Lupinus*, que también fue observado en nuestro estudio. Por otro lado, Cabrera-Carrión et al. (2017) reportaron concentraciones de taninos entre 0,71- 4,43 mg/g en hojas de *Moringa oleífera* provenientes de la parte baja, intermedia y alta de 12, 15 y 18 meses de edad. Aunque los valores reportados fueron superiores a los obtenidos en este estudio y son de una especie distinta, ambos estudios reportan contenido de taninos en las hojas, lo que resalta la importancia de este órgano vegetal como sitio de almacenamiento de estos compuestos. De manera similar, Rengifo (2018) evaluó metabolitos secundarios en extracto etanólico de las hojas de *Desmodium Vargasianum* Schubert y determinó mediante espectrofotometría UV-VIS, un contenido de taninos totales de $178,50 \pm 0,75$ mg ATE/g de extracto etanólico. Ambos estudios evidencian cuantificación de taninos en las hojas mediante métodos espectrofotométricos. Asimismo, Venegas (2012) estudió la cuantificación de taninos en extracto acuoso de hojas de *Thea sinensis* L. y evaluó su capacidad antioxidante, mediante espectrofotometría usando el método Folin. Los resultados mostraron concentraciones de taninos de 15,29 % en el decocto de té verde y 0,23 % en su infuso, mientras para el té negro, se registraron 21,68 % en el decocto y 2,61 % en el infuso. Los valores reportados difieren de los obtenidos en esta investigación, ambos estudios permitieron cuantificar el contenido de taninos mediante métodos espectrofotométricos. Dichas diferencias podrían atribuirse a la especie vegetal

analizada, al tipo de muestra evaluada y al procesamiento aplicado antes de la determinación de los taninos.

Por su parte Guemes-Vera et al. (2012) reportaron que las semillas pertenecientes al género *Lupinus* presentan contenidos variables de taninos, los cuales dependen de factores como la especie, condiciones ambientales y métodos de procesamiento. En especies como *Lupinus albus*, *Lupinus barkeri* y *Lupinus montanus*, se han descrito concentraciones de taninos comprendidas entre 0,70 y 0,93 mg/g de materia seca, valores superiores a los obtenidos en nuestro estudio. De igual manera, estudios relacionados con el procesamiento tecnológico de semillas de Lupino indican que las semillas crudas pueden presentar contenidos iniciales de taninos cercanos a 13,65 mg/g. Sin embargo, procedimientos como remojo, cocción y desamargado permiten disminuir significativamente estos compuestos, alcanzando valores aproximados de 0,95 mg/g después del tratamiento, debido a la solubilización y eliminación parcial de metabolitos fenólicos durante el procesamiento (Habtie et al., 2009).

Los taninos se caracterizan por presentar una elevada actividad biológica. En este sentido, estudios recientes han evidenciado múltiples beneficios, entre los que destacan sus propiedades antioxidantes, anticancerígenas, antialérgicas y antimicrobianas. Por presencia de estas características, estos compuestos son ampliamente aprovechados en las industrias farmacéutica, nutracéutica y alimentaria (Ozogul et al., 2025).

En la figura 8 se presentan los resultados correspondientes al contenido de flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, observándose una concentración promedio de 1,0332 mg EQ/g en hojas y 0,2839 mg EQ/g en tallos. Estos resultados evidencian una mayor acumulación de flavonoides en las hojas. Al respecto, Angarita y Castañeda (2016) analizaron extractos etanólicos de hojas, tallos, flores, vainas y semillas de especies del género *Lupinus*, identificando 27 flavonoides, lo que demuestra la amplia diversidad de estos compuestos en el género. En el presente estudio se cuantificó el contenido de flavonoides totales en hojas y tallos de *Lupinus paniculatus*. Asimismo, Saume (2016) y Jeri (2012) reportaron regular y abundante presencia de flavonoides en extractos hidroalcohólicos obtenidos a partir de hojas de *Lupinus paniculatus* “. Aunque no realizaron cuantificación ni comparación entre órganos, sus resultados respaldan la tendencia observada en este estudio, donde las hojas presentaron mayor contenido de flavonoides que los tallos. En comparación con otras

especies, Cabrera-Carrión et al. (2017) reportaron concentraciones de flavonoides entre 11,83–34,85 mg/g en hojas de *Moringa oleifera* provenientes de la parte baja, intermedia y alta de 12, 15 y 18 meses de edad, valores superiores a los encontrados en este estudio. Estas diferencias podrían atribuirse a la variabilidad propia de cada especie vegetal, así como a factores ambientales, condiciones de cultivo, estado fisiológico de la planta, metodología de extracción y cuantificación empleada, los cuales influyen en la acumulación de estos metabolitos. De manera similar, Rengifo (2018) evaluó metabolitos secundarios en extracto etanólico de las hojas de *Desmodium vargasianum* Schubert, donde reportó presencia de flavonoides mediante tamizaje fitoquímico y su confirmación por cromatografía en capa fina. Posteriormente, la cuantificación por espectrofotometría UV-Visible mostró un contenido de flavonoides totales de $202,05 \pm 1,10$ mg QE/g de extracto etanólico, evidenciando concentraciones que supera ampliamente al obtenido en el presente estudio. Venegas (2012) estudió la cuantificación de flavonoides totales en el extracto acuoso de hojas de *Thea sinensis* L., y evaluó su capacidad antioxidante. Los flavonoides totales fueron purificados y cuantificados empleando el método descrito por Kostennikova Z. Los resultados obtenidos mostraron porcentajes de 1,6 % para el decocto de té verde y 1,3 % para su infuso; en el caso del té negro, el decocto presentó 1,21 % y el infuso 1,12 %. Estos resultados respaldan la importancia de las hojas como órganos de acumulación de compuestos fenólicos, incluyendo flavonoides. Asimismo, Curti et al. (2022) reportaron la presencia de flavonoides en harinas tratadas de *Lupinus*, con concentraciones entre 8,7 y 27,5 mg/100 g, confirmando la presencia de estos compuestos en el género.

Por su parte, Tian et al. (2024) reportaron que las semillas de especies del género *Lupinus* presentan altos contenidos de flavonoides totales, los cuales varían según la especie y el tratamiento aplicado. En semillas de *Lupinus mutabilis* sin procesar, han descrito concentraciones de flavonoides comprendidas entre 1,87 y 2,52 mg/g de materia seca. Tras procesos de desamargado mediante remojo acuoso evidenciaron una disminución en el contenido de flavonoides, alcanzando valores entre 1,25 y 2,03 mg/g. Finalmente, los flavonoides son compuestos naturales producidos en distintos órganos vegetales y se caracterizan por su elevada capacidad antioxidante. Estos metabolitos secundarios regulan la acumulación de especies reactivas de oxígeno al actuar como agentes depuradores durante su generación. En consecuencia, los flavonoides cumplen un papel esencial en la

tolerancia de las plantas frente al estrés, además de presentar una notable importancia para la salud humana, principalmente por sus propiedades antiinflamatorias y antimicrobianas (Dias et al., 2021).

De acuerdo al tamaño muestral, la comparación del contenido de metabolitos secundarios entre hojas y tallos de *Lupinus paniculatus* Desr., se realizó la prueba no paramétrica U de Mann-Whitney. Los resultados evidenciaron diferencias estadísticamente significativas entre ambos órganos vegetales ($U = 0$; $p < 0,05$) en las tres variables evaluadas, indicando que las hojas presentan mayores concentraciones de alcaloides, taninos y flavonoides totales en comparación con los tallos. Asimismo, el tamaño del efecto calculado mediante el estadístico de Hedges (g) confirmó la magnitud de estas diferencias, observándose valores de $g = 2,02$ para alcaloides $g = 2,46$ para taninos y $g = 751,5$ para flavonoides. De acuerdo con los criterios de interpretación empleados, todos los valores corresponden a un tamaño del efecto extremadamente grande, evidenciando diferencias muy marcadas entre hojas y tallos. En conjunto, estos resultados muestran que las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr., presentan consistentemente mayores concentraciones de metabolitos secundarios que los tallos.

VI. CONCLUSIONES

1. El contenido de alcaloides totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, los promedios son de 0,1915 mg EC/g y 0,1386 mg EC/g respectivamente.
2. El contenido de taninos totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, los promedios son de 0,2038 mg EAT/g y 0,1165 mg EAT/g respectivamente.
3. El contenido de flavonoides totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, los promedios son de 1,0332 mg EQ/g y 0,2839 mg EQ/g respectivamente.

VII. RECOMENDACIONES

- Ampliar el estudio a diferentes periodos del año y etapas fenológicas, debido a la variación de metabolitos secundarios como consecuencia de estas variables.
- Realizar el estudio con especímenes de diversos lugares de procedencia geográfica y diferentes pisos altitudinales.
- Realizar estudios de identificación y caracterización de los alcaloides, taninos y flavonoides específicos presentes en *Lupinus paniculatus* Desr, mediante técnicas de cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas, cromatografía líquida de alta eficiencia acoplada a espectrometría de masas y espectroscopía infrarroja.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Álvarez, C., & Lock de Ugaz, O. (1992). Taninos. *Revista de Química*, 6(1), 47-63. <https://revistas.pucp.edu.pe/index.php/quimica/article/view/4619/4606>
- Angarita Pabón, S. P., & Castañeda González, L. Y. (2016). Perfilado metabólico de ejemplares del género *Lupinus* (Fabaceae) presentes en Cundimarca y Boyacá. [Tesis de Grado, Universidad Distrital Francisco Jose de Caldas.] <http://hdl.handle.net/11349/3480>
- Breitmaier, E. (2002). Nichtheterocyclische Alkaloide. En E. Breitmaier (Ed.), *Alkaloide: Betäubungsmittel, Halluzinogene und andere Wirkstoffe, Leitstrukturen aus der Natur* (pp. 77-92). Vieweg+Teubner Verlag. https://doi.org/10.1007/978-3-322-92687-6_5
- Cabrera-Carrión, J. L., Jaramillo-Jaramillo, C., Dután-Torres, F., Cun- Carrión, J., García, P. A., & Rojas de Astudillo, L. (2017). Variación del contenido de alcaloides, fenoles, flavonoides y taninos en *Moringa oleifera* Lam. En función de su edad y altura. *Bioagro*, 29(1), 53-60. <https://ve.scielo.org/pdf/ba/v29n1/art06.pdf>
- Carbajal Sairitupac, G. L. (2025). Determinación de la actividad antioxidante del extracto etanólico de las partes aéreas de *Lupinus Mutabilis* Sweet "Tarwi" [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional San Luis Gonzaga]. <https://hdl.handle.net/20.500.13028/5997>
- Casaverde Cisneros, I. (2021). Etnobotánica y fitoquímica de plantas medicinales del distrito de Ocros, provincia de Huamanga, Ayacucho 2017 [Tesis pregrado, Universidad Nacional De San Cristóbal De Huamanga]. <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/4493>
- Castro Mandujano, N., Yépez, A. M., & Pastor de Abram, A. (2013). Comparación de tres métodos para determinar el porcentaje de taninos con el método de la norma ASTM D6401 aplicado para la «tara», «quinual», «mimosa» y «pino». *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 79(4), 381-387. <http://www.scielo.org.pe/pdf/rsqp/v79n4/a09v79n4.pdf>
- Chang, C.-C., Yang, M.-H., Wen, H.-M., & Chern, J.-C. (2002). Estimación del contenido total de flavonoides en propóleo mediante dos métodos colorimétricos complementarios. *Journal of Food and Drug Analysis*, 10(3), 178-182. <https://doi.org/10.38212/2224-6614.2748>
- Cui, H., Xie, W., Hua, Z., Cao, L., Xiong, Z., Tang, Y., & Yuan, Z. (2022). Recent Advancements in Natural Plant Colorants Used for Hair Dye Applications: A Review. *Molecules*, 27(22), 8062. <https://doi.org/10.3390/molecules27228062>
- Curti, C. A., Alcócer, J. C., Rivas, M. A., Vinderola, G., & Ramón, A. N. (2022). Harinas de lupino blanco (*Lupinus albus*) y andino (*L. mutabilis*) aptas para consumo: Características físico-químicas y funcionales. *Diaeta*, 40(177), 1-9. <https://diaeta.aadynd.org.ar/index.php/2022/article/view/17>
- De la cruz, J., Aucasime, L., & Ramírez, A. (2006). Plantas medicinales alto-andinas de las zonas de Ayacucho-Huancavelica (Perú LNG UNSCH).
- Dias, M. C., Pinto, D. C. G. A., & Silva, A. M. S. (2021). Plant Flavonoids: Chemical characteristics and biological activity. *Molecules*, 26(17), 1-16. <https://doi.org/10.3390/molecules26175377>
- Díaz-Nuñez, D., & Rivera-Torres, B. (2023). Revisión exploratoria sobre la evidencia de cultivos andinos con efecto hipoglucemiante y de sus componentes bioactivos. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 40(4), 474-484. <https://doi.org/10.17843/rpmpesp.2023.404.12672>

- Estrada- Reyes, R., Ubaldo- Suarez, D., & Araujo- Escalona, A. G. (2012). Los flavonoides y el Sistema Nervioso Central. *Salud mental*, 35(5), 375-384. <https://www.scielo.org.mx/pdf/sm/v35n5/v35n5a4.pdf>
- Facchini, P. J. (2001). Alkaloid Biosynthesis in Plants. *Biochemistry, Cell Biology, Molecular Regulation, and Metabolic Engineering Applications. Annual Review of Plant Biology*, 52, 29-66. <https://doi.org/10.1146/annurev.arplant.52.1.29>
- Fraga-Corral, M., Otero, P., Cassani, L., Echave, J., Garcia-Oliveira, P., Carpena, M., Chamorro, F., Lourenço-Lopes, C., Prieto, M. A., & Simal-Gandara, J. (2021). Traditional Applications of Tannin Rich Extracts Supported by Scientific Data: Chemical Composition, Bioavailability and Bioaccessibility. *Foods*, 10(2), 251. <https://doi.org/10.3390/foods10020251>
- Frías Zepeda, M., & Rosales Castro, M. (2023). *Farmacognosia. Principios básicos*. (Primera edición). Universidad Juárez del Estado de Durango. <https://books.google.com/books?hl=es&lr=&id=zw73EAAAQBAJ&oi=fnd&pg=PA3&dq=Farmacognosia.+Principios+b%C3%A1sicos.+fr%C3%ADas&ots=DdeYbtCYu9&sig=GbbWZjY5eeNt1Y2vjUMzjDnmf04>
- Fuertes Ruitón, C. M., Roque Alcarraz, M., & Tristan Vidalón, M. (1998). Flavonoides y Alcaloides de *Lupinus Ballianus* C.P smith con actividad antibacteriana y antifúngica. *Ciencia e Investigación*, 1(2). https://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/ciencia/v01_n2/flavonoides.htm
- Gallegos Zurita, M. E. (2017). Las plantas medicinales: Usos y efectos en el estado de salud de la población rural de Babahoyo – Ecuador – 2015 [Tesis doctoral, Universidad Nacional Mayor de San Marcos]. <https://hdl.handle.net/20.500.12672/6415>
- Gao, Z., Mao, J., Chen, L., Wang, X., & Zhang, L. (2022). Comparative transcriptome analysis of *Lupinus polyphyllus* Lindl. Provides a rich molecular resource for research on coloration mechanism. *PeerJ*, 10, e13836. <https://doi.org/10.7717/peerj.13836>
- Gresta, F., Wink, M., Prins, U., Abberton, M., Capraro, J., Scarafoni, A., & Hill, G. (2017). Lupins in European cropping systems. En *Legumes in cropping systems* (pp. 88-108). CABI. <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/9781780644981.0088>
- Guilengue, N., Azinheira, H. G., Alves, S., Neves-Martins, J., Talhinhos, P., & Morais-Cecílio, L. (2022). The Analysis of Partial Sequences of the Flavonone 3 Hydroxylase Gene in *Lupinus mutabilis* Reveals Differential Expression of Two Paralogues Potentially Related to Seed Coat Colour. *Agronomy*, 12(2), 450. <https://doi.org/10.3390/agronomy12020450>
- Habtie, T., Admassu, s, & Asres, K. (2009). Effects of Processing Methods on Some Phytochemicals Present in the Seeds of *Lupinus albus* L. Grown in Ethiopia. *Ethiopian Pharmaceutical Journal*, 27(2), 91-102. <https://doi.org/10.4314/epj.v27i2.58269>
- Harborne, A. J. (1998). *Phytochemical Methods A Guide to Modern Techniques of Plant Analysis*. Springer Science & Business Media. <https://link.springer.com/book/9780412572609>
- Hatzold, T., Elmadfa, I., Gross, R., Wink, M., Hartmann, T., & Witte, L. (1983). Quinolizidine alkaloids in seeds of *Lupinus mutabilis*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 31(5), 934-938. <https://pubs.acs.org/doi/pdf/10.1021/jf00119a003>
- Hernández Guiance, S. N., Marino, L., Isern, D. M., Coria, I. D., & Irurzum, I. (2019). Flavonoides: Aplicaciones medicinales e industriales. *Invenio*, 22(40), 11-27.

- https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/113738/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Ishaq, A. R., El-Nashar, H. A. S., Younis, T., Mangat, M. A., Shahzadi, M., Ul-Haq, A. S., & El-Shazly, M. (2022). Genus *Lupinus* (Fabaceae): A review of ethnobotanical, phytochemical and biological studies. *Journal of Pharmacy and Pharmacology*, 74(12), 1700-1717. <https://doi.org/10.1093/jpp/rgac058>
- Jeri Jeri, L. A. (2012). Actividad antiulcerosa del extracto hidroalcohólico de las hojas de *Lupinus paniculatus* Desr. "qera" Ayacucho. [Tesis de Pregrado, Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga]. <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/5100>
- Khan, M. K., Karnpanit, W., Nasar-Abbas, S. M., Huma, Z., & Jayasena, V. (2015). Phytochemical composition and bioactivities of lupin: A review. *International Journal of Food Science and Technology*, 50(9), 2004-2012. <https://doi.org/10.1111/ijfs.12796>
- Kumar, S., & Pandey, A. K. (2013). Chemistry and biological activities of flavonoids: An Overview. *The Scientific World Journal*, (162750). <https://doi.org/10.1155/2013/162750>
- Kurek, J. (2019). Alkaloids—Their Importance in Nature and Human Life. En J. Kurek (Ed.), *Introductory Chapter: Alkaloids—Their Importance in Nature and for Human Life*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.85400>
- Layza-Vega, A. J., Cox-Trigoso, G. J., & Wilson-Krugg, J. H. (2025). Actividad antifúngica de extractos y compuestos bioactivos de la familia Fabaceae sobre dermatofitos: Una revisión. *REBIOL*, 45(1), 85-92. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/faccbiol/article/view/7248/7219>
- Lock Sing de Ugaz, O. (1994). Investigación fitoquímica. Métodos en el estudio de productos naturales. (Segunda edición). Pontificia Universidad Católica del Perú. Departamento de Ciencias. <https://repositorio.pucp.edu.pe/index/handle/123456789/181719>
- Luo, Y., Jian, Y., Liu, Y., Jiang, S., Muhammad, D., & Wang, W. (2022). Flavanols from Nature: A Phytochemistry and Biological Activity Review. *Molecules*, 27(3), 719. <https://doi.org/10.3390/molecules27030719>
- Madelou, N. A., Melliou, E., & Magiatis, P. (2024). Quantitation of *Lupinus* spp. Quinolizidine Alkaloids by qNMR and Accelerated Debittering with a Resin-Based Protocol. *Molecules*, 29(3), 582. <https://doi.org/10.3390/molecules29030582>
- Melo, L., Aquino-Martins, V. G., Silva, A. P. da, Oliveira Rocha, H. A., & Scortecci, K. C. (2023). Biological and pharmacological aspects of tannins and potential biotechnological applications. *Food Chemistry*, 414, 135645. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2023.135645>
- Molino, S., Francino, M. P., & Rufián Henares, J. A. (2023). Why is it important to understand the nature and chemistry of tannins to exploit their potential as nutraceuticals?. *Food Research International*, 173, 113329. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2023.113329>
- Mora, J., Pott, D. M., Osorio, S., & Vallarino, J. G. (2022). Regulation of Plant Tannin Synthesis in Crop Species. *Frontiers in Genetics*, 13(870976), 1-18. <https://doi.org/10.3389/fgene.2022.870976>
- Olivas-Aguirre, F. J., Wall-Medrano, A., González-Aguilar, G. A., López-Díaz, J. A., Álvarez-Parrilla, E., De la Rosa, L., & Ramos-Jimenez, A. (2015). Taninos hidrolizables; bioquímica, aspectos nutricionales y analíticos y efectos en la salud. *Nutrición hospitalaria*, 31(1), 55-66. <https://doi.org/10.3305/nh.2015.31.1.7699>
- Ozogul, Y., Ucar, Y., Endalew, E. E., Rathod, N., Kulawik, P., Trif, M., Esatbeyoglu, T., & Ozogul, F. (2025). Tannins for food preservation and human health: A

- review of current knowledge. *Applied Food Research*, 5(1), 100738. <https://doi.org/10.1016/j.afres.2025.100738>
- Pablo-Pérez, M., Lagunes-Espinoza, L., López-Upton, J., Aranda-Ibañez, E., & Ramos-Juárez, J. (2015). Composición química de especies silvestres del género *Lupinus* del estado de Puebla, México. *Revista fitotecnia mexicana*, 38(1), 49-55. <https://www.scielo.org.mx/pdf/rfm/v38n1/v38n1a7.pdf>
- Panche, A. N., Diwan, A. D., & Chandra, S. R. (2016). Flavonoids: An overview. *Journal of Nutritional Science*, 5, 1-15. <https://doi.org/10.1017/jns.2016.41>
- Rengifo Zevallos, D. R. (2018). Estudio fitoquímico cualitativo preliminar y cuantificación de flavonoides y taninos del extracto etanólico de hojas de *Desmodium vargasianum* Schubert. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 84(2), 175-182. <http://www.scielo.org.pe/pdf/rsqp/v84n2/a02v84n2.pdf>
- Roberts, M. F., & Wink, M. (Eds.). (1998). *Alkaloids. Biochemistry, Ecology, and Medicinal Applications*. (Primera edición). Springer US. <https://doi.org/10.1007/978-1-4757-2905-4>
- Rocha Martins, G., Ferreira Monteiro, A., Lopes do Amaral, F. R., & Sant'Ana da Silva, A. (2021). A validated Folin-Ciocalteu method for total phenolics quantification of condensed tannin-rich açai (*Euterpe oleracea* Mart.) seeds extract. *Journal of Food Science and Technology*, 58(12), 4693-4702. <https://doi.org/10.1007/s13197-020-04959-5>
- Royal Botanic Gardens, Kew. (s. f.). Plantas del mundo en línea. Plants of the World Online. Recuperado 17 de marzo de 2025, de <http://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:504878-1>
- Rubio Sánchez, S. (2009). Flavonoides con actividad antitumoral: Identificación y estudio del mecanismo de acción [Tesis doctoral, Universidad De Las Palmas De Gran Canaria]. https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/3490/1/tesis_flavonoides.pdf
- Sánchez y García Figueroa, F. L. (2022). Fitoquímica. UNAM, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. <https://www.zaragoza.unam.mx/fitoquimica/>
- Saume Torres, D. M. (2016). Efecto biotóxico del extracto hidroalcohólico de las hojas de *Lupinus paniculatus* "qera" sobre larvas del mosquito *Culex quinquefasciatus*. [Tesis de pregrado, Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga]. <http://repositorio.unsch.edu.pe/handle/UNSCH/1717>
- Schmeller, T., Sauerwein, M., Spore, F., Wink, M., & Müller, W. (1994). Binding of Quinolizidine Alkaloids to Nicotinic and Muscarinic Acetylcholine Receptors. *ACS Publications*, 57(9), 1316-1319. <https://pubs.acs.org/doi/pdf/10.1021/np50111a026>
- Venegas Casanova, E. A. (2012). Cuantificación de flavonoides totales y taninos presentes en el extracto acuoso de hojas de *Thea sinensis* L. y su capacidad antioxidante. *UCV - SCIENTIA*, 4(2), 161-174. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=4369412>
- Wink, M. (1993). Quinolizidine alkaloids. En P. Waterman (Ed.), *Methods in Plant Biochemistry* (Vol. 8, pp. 197-239). Academic Press. https://www.researchgate.net/publication/383497115_Wink_M_Quinolizidine_alkaloids_In_Methods_in_Plant_Biochemistry_P_Waterman_ed_Vol_8_Academic_press_London_197-239_1993
- Zamora-Natera, J., García-López, P., Ruiz-López, M., Salcedo-Pérez, E., & Rodríguez-Macías, R. (2009). Composición y concentración de alcaloides en *Lupinus Exaltatus* zucc. Durante su crecimiento y desarrollo. *Interciencia*, 34(9), 672-676. <https://www.redalyc.org/pdf/339/33913149013.pdf>

ANEXOS

Anexo 1. Constancia de la identificación taxonómica de *Lupinus paniculatus* Desr. "qera".

CONSTANCIA

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

Que, la Bach. en Ciencias Biológicas Srta. Nataly Rosa, PILLACA GAMARRA, ha solicitado la identificación de una muestra vegetal para trabajo de tesis

Dicha muestra ha sido estudiada y determinada según el Sistema de Clasificación de Cronquist. A. 1988. Siendo su taxonomía la siguiente:

DIVISIÓN	:	MAGNOLIOPHYTA
CLASE	:	MAGNOLIOPSIDA
SUB CLASE	:	ROSIDAE
ORDEN	:	FABALES
FAMILIA	:	PAPILIONACEAE
GENERO	:	Lupinus
ESPECIE	:	<i>Lupinus paniculatus</i> Desr.
N.V.	:	"qera"

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

Ayacucho, 14 de enero del 2025


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

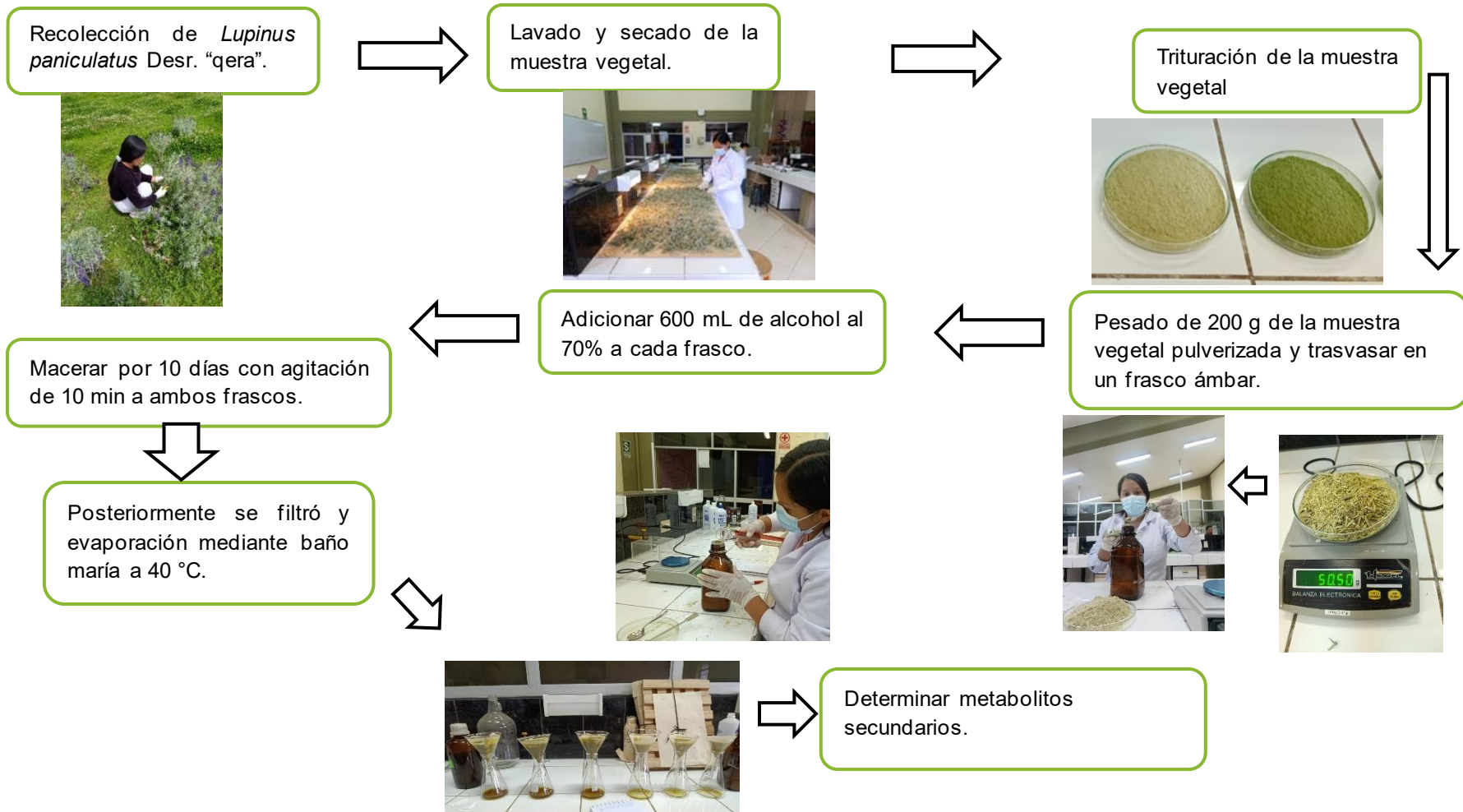
Anexo 2. Recolección de la muestra de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.



Anexo 3. Secado de la muestra de *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.



Anexo 4.Flujograma de la preparación del extracto hidroalcohólico en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”.



Anexo 5.Flujograma para cuantificación de alcaloides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, por el Método de Bouchardat.

Cuantificación de la muestra

Del extracto se tomó 1mL de la muestra (hoja y tallo) y completada a 10 mL con etanol.



De la dilución anterior se obtuvo 1mL de muestra hoja y tallo.

Se agregó 200 uL de reactivo Bouchardat y completada con agua destilada a 10 mL.



Se tapó con papel aluminio, reposo por 30 min a temperatura ambiente.



Se realizó la lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda.



Curva de calibración

Se preparó una solución estándar de cinconina a una concentración 0.500 mg / mL, de la cual se realizaron 5 diluciones cuyas concentraciones fueron 0,250; 0,125; 0,0625; 0,0313; y 0,0156 mg/mL.



Se extrajo 1mL de cada uno de los estándares.



Se agregó 200 uL de reactivo Bouchardat y se tapó con papel aluminio, reposo por 30 min.



Se realizó la lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda.



Anexo 6.Flujograma para cuantificación de taninos totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, método de Folin-Ciocalteu.

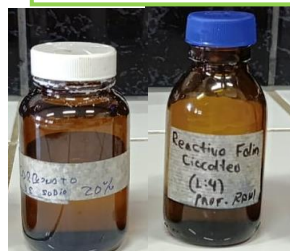
Cuantificación de la muestra

Primera etapa

Se tomó 1mL del extracto más metanol



Se agregó 100 uL Folin-Ciocalteu y 100 uL de carbonato de sodio al 20%



Se enrazó con agua destilada a un volumen de 10 mL, se cubrió con papel aluminio, reposo 30 min a TA.



Se realizó la lectura de la absorbancia a 760 nm de longitud de onda. (Contenido de fenoles totales).



Segunda etapa

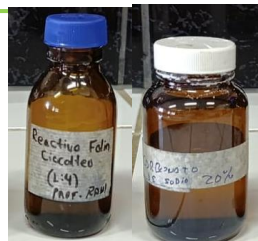
Del extracto se tomó una alícuota de 5mL.



Se agregó 5mL de gelatina 20%, 5 mL de solución ácida de cloruro de sodio 36% y 5 mL caolín 2.5%, se completó con agua destilada.



Se extrajo 1mL de la solución anterior y se agregó 100 uL de Folin-Ciocalteu y 100 uL de carbonato de sodio al 20%.



Se enrazó con agua destilada a 10 mL, se cubrió con papel aluminio, se dejó 30 min a TA.



Se realizó la lectura de la absorbancia a 760 nm de longitud de onda (contenido total de fenoles residuales).



Curva de calibración



Se preparó una solución estándar de ácido tánico a una concentración inicial de 2,5 mg/mL, de la cual se realizaron seis diluciones con concentraciones de 1,250; 0,625; 0,313; 0,156; 0,078 y 0,039 mg/mL.



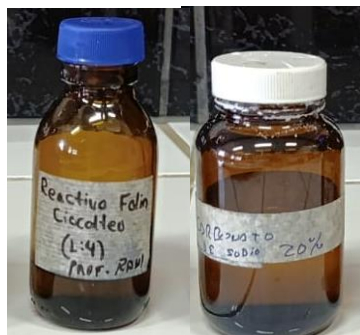
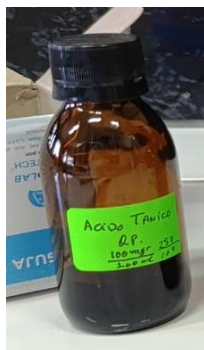
De cada uno de las soluciones estándar se obtuvo 1mL de cada uno y se agregó 100 uL Folin Ciocalteu y 100 uL de carbonato de sodio al 20%.



Se enrazó con agua destilada a 10 mL, se cubrió con papel aluminio, se dejó 30 min a TA.



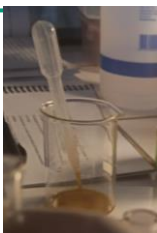
Se realizó la lectura de la absorbancia a 760 nm de longitud de onda



Anexo 7. Flujograma para cuantificación de flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, por el método de Chang et al. (2002).

Cuantificación de la muestra

Del extracto se tomó 1mL de la muestra (hoja y tallo) y completada a 10 ml con etanol.



De la dilución anterior se obtuvo una alícuota de 1mL



Se agregó 200 uL de acetato de sodio 1M y 200 uL de nitrato de aluminio al 10%.



Se completó con agua destilada a 10 mL, reposo por 30 min a TA.



Se realizó la lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda.



Curva de calibración

Se preparó una solución estándar de Quercetina a una concentración 0.500 mg / mL, de la cual se realizaron 5 diluciones cuyas concentraciones fueron 0,250; 0,125; 0,0625; 0,0313; y 0,0156 mg/mL.



Se extrajo 1 mL de cada uno de los estándares



Se agregó 200 uL de acetato de sodio 1M y 200 uL de nitrato de aluminio al 10%.



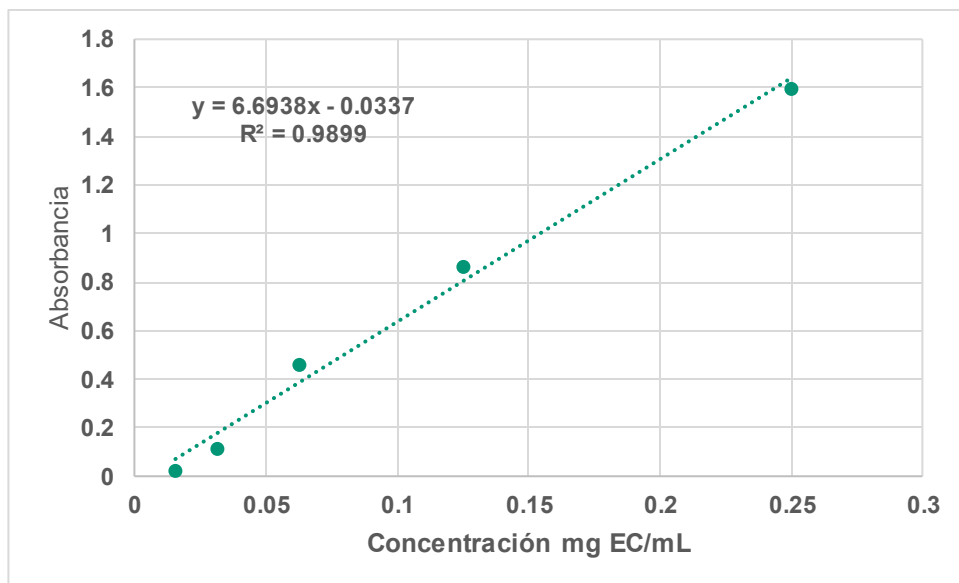
Se completó con agua destilada a 10 mL, reposo por 30 minutos a T.A



Lectura de la absorbancia a 430 nm de longitud de onda

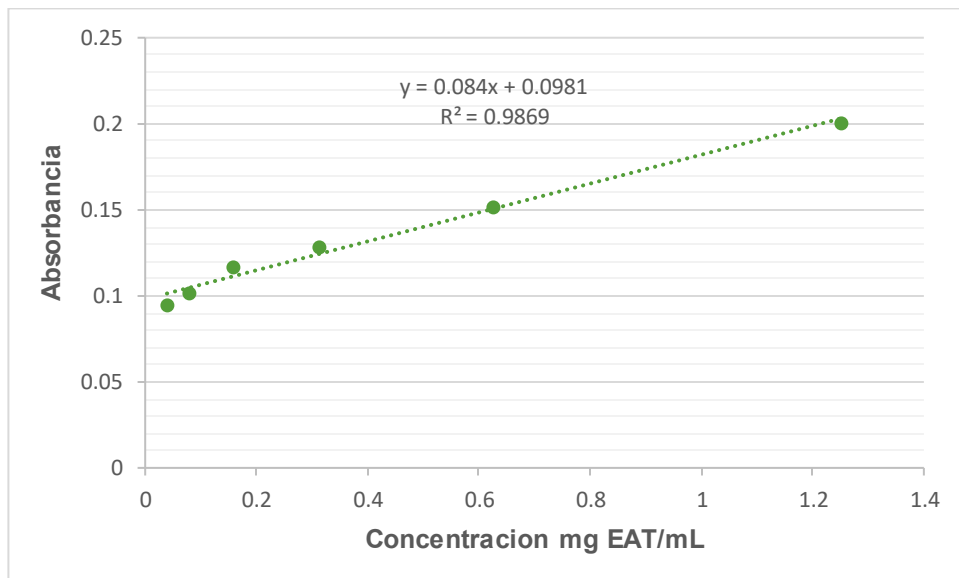


Anexo 8. Curva de calibración entre la absorbancia y la concentración estándar de cinconina (mg/mL).



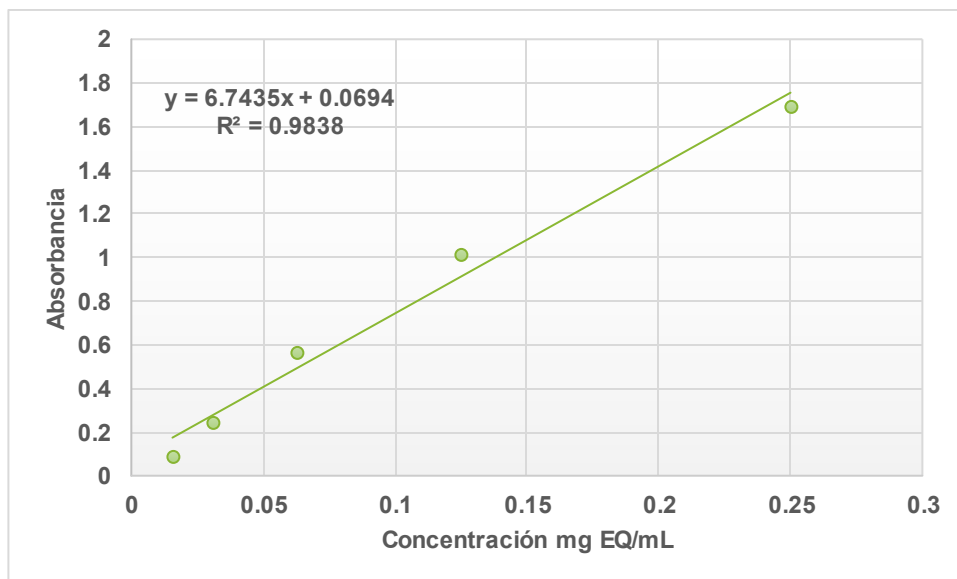
Nota. La curva de calibración presentó coeficiente de determinación $R^2 = 0,9899$, lo que indica una relación lineal entre la concentración estándar de cinconina (mg/mL) y la absorbancia, permitiendo su utilización para la cuantificación de alcaloides totales.

Anexo 9. Curva de calibración entre la absorbancia y la concentración estándar de ácido tánico (mg/mL).



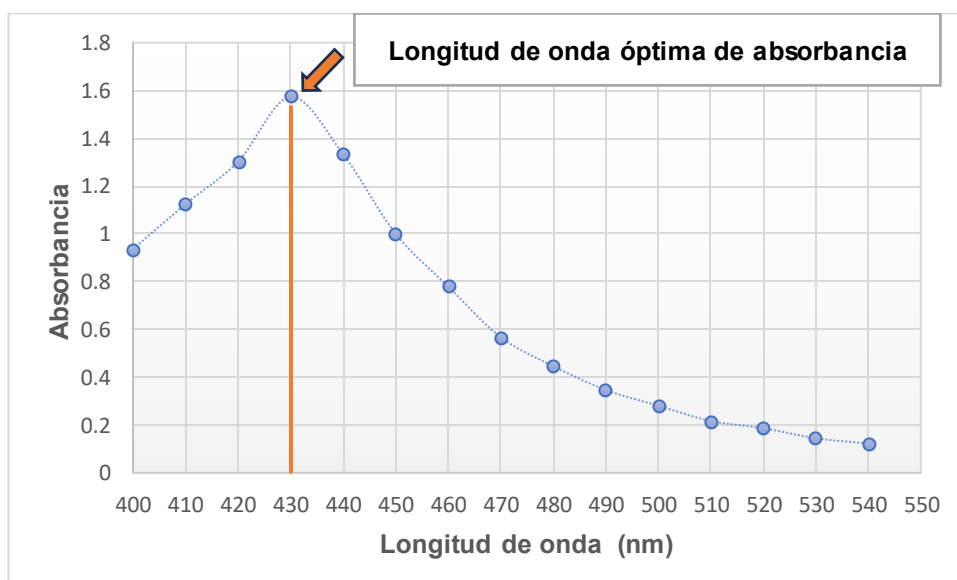
Nota. La curva de calibración presentó coeficiente de determinación $R^2 = 0,9869$, lo que indica una relación lineal entre concentración estándar de ácido tánico (mg/mL) y la absorbancia, permitiendo su utilización para la cuantificación de taninos totales.

Anexo 10. Curva de calibración entre la absorbancia y la concentración estándar de quercetina (mg/mL).



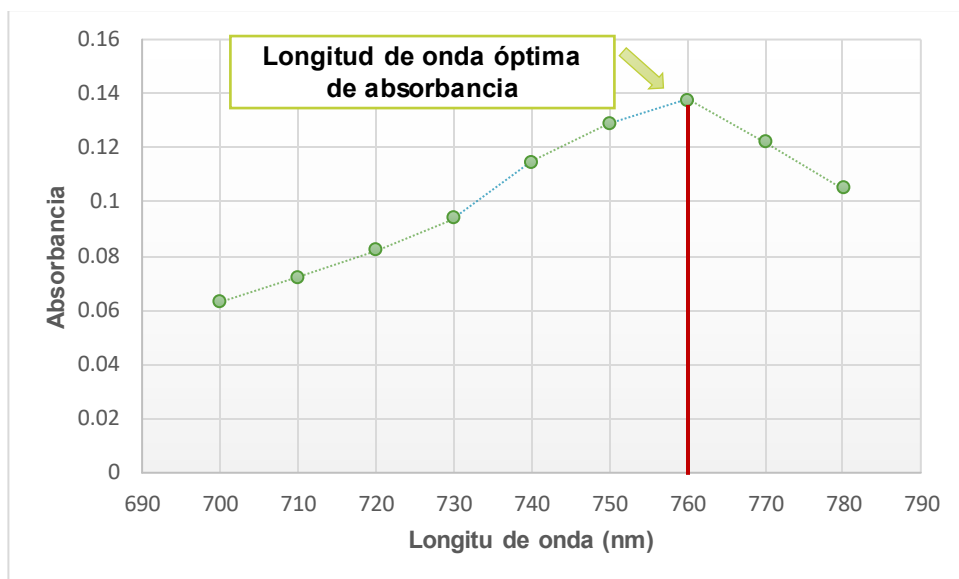
Nota. La curva de calibración presentó coeficiente de determinación $R^2 = 0,9838$, lo que indica una relación lineal entre concentración estándar de quercetina (mg/mL) y la absorbancia, permitiendo su utilización para la cuantificación de flavonoides totales.

Anexo 11. Curva espectral para la lectura de alcaloides totales (mg EC/g).



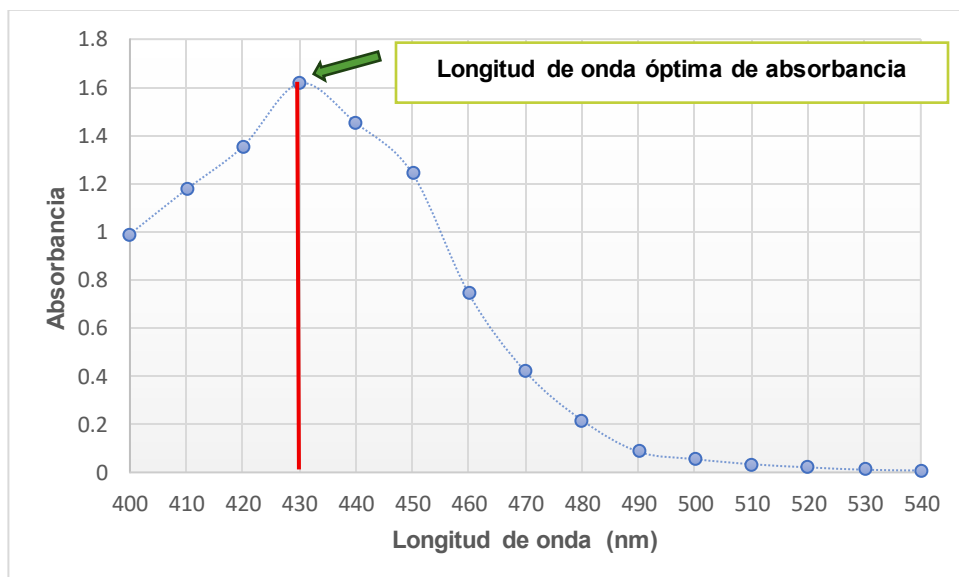
Nota. En el gráfico se aprecia la curva espectral correspondiente a los alcaloides (mg EC/g), la cual permitió establecer la longitud de onda óptima para la medición de la absorbancia mediante espectrofotometría. En este estudio, la cuantificación de alcaloides se realizó empleando una longitud de onda de 430 nm, considerada adecuada para una lectura precisa.

Anexo 12. Curva espectral para la lectura de taninos totales (mg EAT/g).



Nota. En el gráfico se aprecia la curva espectral correspondiente a los taninos totales (mg EAT/g), la cual permitió establecer la longitud de onda óptima para la medición de la absorbancia mediante espectrofotometría. En este estudio, la cuantificación de taninos se realizó empleando una longitud de onda de 760 nm, considerada adecuada para una lectura precisa.

Anexo 13. Curva espectral para la lectura de flavonoides totales (mg EQ/g).



Nota. En el gráfico se aprecia la curva espectral correspondiente a los flavonoides totales (mg EQ/g), la cual permitió establecer la longitud de onda óptima para la medición de la absorbancia mediante espectrofotometría. En este estudio, la cuantificación de flavonoides se realizó empleando una longitud de onda de 430 nm.

Tabla 2

Tabla de Contenido de alcaloides totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

Órgano de la planta	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Contenido promedio de alcaloides [mg EC/g]	Desviación estándar
Hoja	0,1588	0,2030	0,2128	0,1915	0,0288
Tallo	0,1312	0,1437	0,1410	0,1386	0,0066

Nota. Se presenta el contenido de alcaloides totales en *Lupinus paniculatus* Desr., donde la hoja presentó un contenido promedio de 0.1915 mg EC/g con una desviación estándar de 0.0288, el tallo un promedio de 0,1386 mg EC/g con una desviación estándar de 0,0066.

Tabla 3

Tabla de Contenido de taninos totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

Órgano de la planta	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Contenido promedio de taninos [mg EAT/g]	Desviación estándar
Hoja	0,2475	0,1699	0,1941	0,2038	0,0397
Tallo	0,1165	0,1092	0,1238	0,1165	0,0073

Nota. Se evidencia el contenido de taninos totales en *Lupinus paniculatus* Desr., donde la hoja presentó en promedio un contenido de 0,2038 mg ETA/g, con una desviación estándar de 0,0397, el tallo presentó un valor promedio de 0,1165 mg ETA/g con una desviación estándar de 0,0073.

Tabla 4

Contenido de flavonoides totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

Órgano de la planta	Muestra 1	Muestra 2	Muestra 3	Contenido promedio de flavonoides [mg EQ/g]	D.S
Hoja	1,0340	1,0328	1,0328	1,0332	0,00069
Tallo	0,2830	0,2840	0,2848	0,2839	0,00090

Nota. Se presenta el contenido de flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr., donde la hoja presentó en promedio un contenido de 1,0332 mg EQ/g con una desviación estándar de 0,00069, el tallo presentó un valor promedio de 0,2839 mg EQ/g con una desviación estándar de 0,00090.

Tabla 5

Valores comparativos del contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales de hojas y tallos en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

Órgano de la planta	Alcaloides [mg EC/g]	Taninos [mg ETA/g]	Flavonoides [mg EQ/g]
Hoja	0,1915	0,2038	1,0332
Tallo	0,1386	0,1165	0,2839

Nota. En la tabla N° 5 se presenta el contenido promedio alcaloides, taninos y flavonoides totales en hojas y tallos.

Anexo 14. Análisis estadístico

Estadísticos descriptivos								
	N	Rango	Mínimo	Máximo	Suma	Media	Desviación	
	Estadístico	Estadístico	Estadístico	Estadístico	Estadístico	Estadístico	Error estándar	Estadístico
Alcaloides	2	,0276	,1312	,1588	,2900	,145000	,0138000	,0195161
Taninos	2	,0593	,1437	,2030	,3467	,173350	,0296500	,0419314
Flavonoides	2	,0718	,1410	,2128	,3538	,176900	,0359000	,0507703
N válido (por lista)	2							

Estadísticos de prueba ^a			
	Contenido alcaloides	Contenido Taninos	Contenido Flavonoides
U de Mann-Whitney	,000	,000	,000
W de Wilcoxon	1,000	1,000	1,000
Z	-1,000	-1,000	-1,000
Sig. asin. (bilateral)	,317	,317	,317
Significación exacta	1,000 ^b	1,000 ^b	1,000 ^b
[2*(sig. unilateral)]			

a. Variable de agrupación: Hojas y tallos

b. No corregido para empates.

Tamaño del efecto

Un baremo ampliamente utilizado es el propuesto a partir de los criterios de Cohen (1988), adaptado para Hedges' g:

Valor de Hedges' g	Interpretación
< 0,20	Efecto trivial o insignificante
0,20 – 0,49	Efecto pequeño
0,50 – 0,79	Efecto moderado
0,80 – 1,19	Efecto grande
1,20 – 1,99	Efecto muy grande
≥ 2,00	Efecto extremadamente grande

Órgano	N	Media	D.S.	D.S. combinada (pooled)	Tamaño del efecto de Cohen's	Corrección de Hedges' g	Interpretación
Hoja (alcaloides)	3	0.1915	0.0290	0.0210	2.52	2.02	Efecto extremadamente grande
Tallo (alcaloides)	3	0.1386	0.0067	0.0285	3.07	2.46	Efecto extremadamente grande
Hoja (taninos)	3	0.2038	0.0396	0.00069	939.4	751.5	Efecto extremadamente grande*
Tallo (taninos)	3	0.1165	0.0073	0.00080			
Hoja (flavonoides)	3	1.0332	0.00069				
Tallo (flavonoides)	3	0.2839	0.00090				

Anexo 15. Matriz de consistencia

Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, Ayacucho-2025

PROBLEMA	OBJETIVOS	MARCO TEÓRICO	HIPÓTESIS	VARIABLES	METODOLOGÍA
¿Cuál será el contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr.? “qera”?	Objetivo general Evaluar el contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera” Objetivos específicos Determinar el contenido de alcaloides totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”. Determinar el contenido de taninos totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”. Determinar el contenido de flavonoides totales del extracto hidroalcohólico de las hojas y tallos en <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”.	- Antecedentes - Alcaloides - Taninos - Flavonoides - <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera” - Cuantificación de alcaloides totales por el “Método de Bouchardat” - Cuantificación de taninos totales por el “Método de Folin-Ciocalteu” - Cuantificación de flavonoides totales por el método de Chang et al. (2002).	- <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera” posee diferentes cantidades en alcaloides, taninos y flavonoides totales.	Variable 1 <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera” Indicador Hojas y tallos Variable 2 Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales. Indicador Alcaloides: mg EC/g Taninos: mg EAT/g Flavonoides: mg EQ/g.	Tipo y diseño de investigación Descriptivo y no experimental Régimen de la investigación Libre Definición de la muestra Población Plantas de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”, presentes en la zona rural del anexo Estanciapata, Provincia Vilcashuamán, departamento de Ayacucho. Muestra Dos kg de hojas y tallos colectados de <i>Lupinus paniculatus</i> Desr. “qera”. Metodología - Preparación de la muestra - Preparación del extracto hidroalcohólico - Cuantificación de alcaloides totales por el “Método de Bouchardat” - Cuantificación de taninos totales por el “Método de Folin-Ciocalteu” - Cuantificación de flavonoides totales por el método de Chang et al. (2002). Análisis estadístico Los datos obtenidos fueron procesados mediante el software IBM SPSS Statistics versión 27 y Microsoft Excel. Se realizó un análisis estadístico descriptivo mediante el cálculo de la media y la desviación estándar. Los resultados se organizaron en tablas y se representaron mediante gráficos de barras para facilitar su interpretación.

**UNSCH****FACULTAD DE
CIENCIAS BIOLÓGICAS**

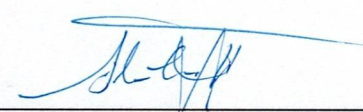
ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS
Bach. Nataly Rosa PILLACA GAMARRA
RESOLUCIÓN DECANAL N° 133-2026-UNSCH-FCB-D

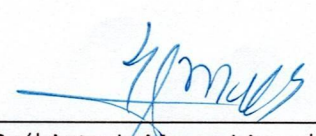
En la ciudad de Ayacucho, siendo las cuatro de la tarde del día martes cuatro de agosto del año dos mil veintiséis se reunieron los miembros del Jurado Evaluador en el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, actuando como presidente encargado el Blgo. Tomás Yuret Miranda Tomasevich con memorando N° 177-2026-UNSCH-FCB con fecha cuatro de agosto del año dos mil veintiséis a su vez (miembro -jurado), la Mg. Silvia Yessica Berrospi Huillca (miembro-jurado), el Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi (miembro-asesor), actuando como secretario docente el Mg. Luis Uriel Moscoso García, para presenciar la sustentación de tesis titulada: **Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. "qera", Ayacucho-2025**, presentado por la **Bach. Nataly Rosa PILLACA GAMARRA**, el presidente luego de verificar la documentación generada, indicó al secretario docente dar lectura a la documentación que da fé este acto académico, luego el presidente invitó a la sustentante a exponer su trabajo de tesis para lo cuál tiene un tiempo máximo de cuarenta y cinco minutos tal como se presenta en el reglamento de Grados y Títulos de la Escuela Profesional de Biología, luego invitó al Jurado a participar con sus preguntas, observaciones y sugerencias. Culminada esta etapa, invitó a la sustentante y público asistente abandonar momentáneamente el Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas para que el Jurado Evaluador pueda realizar las deliberaciones correspondientes tal como se observa a continuación:

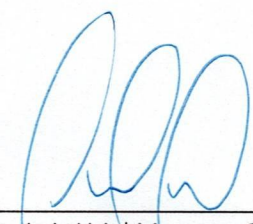
Miembros del Jurado Evaluador	Exposición	Preguntas/Respuestas	Promedio
Blgo. Tomás Yuret Miranda Tomasevich	18	18	18
Mg. Silvia Yessica Berrospi Huillca	17	18	18
Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi	18	18	18
PROMEDIO			18

La sustentante alcanzó el promedio de 18 aprobatorio. Acto seguido, el presidente invitó a ingresar a la sustentante y público asistente al Auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, el presidente dió a conocer los resultados indicando que de este modo a concluído el presente acto académico, firmando al pie de dicho documento en señal de conformidad, siendo las 6:30 pm del mismo día.


Blgo. Tomás Yuret Miranda Tomasevich
Presidente (e)
Miembro-Jurado


Mg. Silvia Yessica Berrospi Huillca
Miembro-Jurado


Dr. Raúl Antonio Mamani Aycachi
Miembro-Asesor


Mg. Luis Uriel Moscoso García
Secretario Docente



FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

DECANATURA-ESCUELA PROFESIONAL DE BIOLOGÍA

CONSTANCIA DE ORIGINALIDAD DE TRABAJO DE TESIS

Nº 45-2026-FCB-D

Yo, SERAPIO ROMERO GAVILÁN, Director de la Escuela Profesional de Biología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga; autoridad encargada de verificar la tesis titulada: **Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. "qera", Ayacucho-2025**, por NATALY ROSA PILLACA GAMARRA; he constatado por medio del uso de la herramienta TURNITIN, procesado CON DEPÓSITO, una similitud de 1%, grado de coincidencia, menor a lo que determina la ausencia de plagio definido por el Reglamento de Originalidad de Trabajos de Investigación de la UNSCH, aprobado con Resolución del Consejo Universitario Nº 039-2021-UNSCH-CU.

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

Ayacucho, 31 de agosto de 2026.


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

Dr. Serapio Romero Gavilán
DIRECTOR

Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en *Lupinus paniculatus* Desr. “qera”, Ayacucho-2025

por NATALY ROSA PILLACA GAMARRA

Contenido de alcaloides, taninos y flavonoides totales en Lupinus paniculatus Desr. "qera", Ayacucho-2025

INFORME DE ORIGINALIDAD

1 %	1 %	1 %	1 %
INDICE DE SIMILITUD	FUENTES DE INTERNET	PUBLICACIONES	TRABAJOS DEL ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1	Submitted to Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga	1 %
	Trabajo del estudiante	
2	alicia.concytec.gob.pe	<1 %
	Fuente de Internet	

Excluir citas	Activo	Excluir coincidencias	< 30 words
Excluir bibliografía	Activo		