



**UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA
SEDE QUITO
CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA**

**ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE PÉTALOS DE FLORES DE ESPECIES
VEGETALES DE LOS PÁRAMOS DE LA PROVINCIA DE PICHINCHA**

**Trabajo de titulación previo a la obtención del título de:
Ingeniera en Biotecnología**

AUTOR: María de los Angeles Sandoval Escola

TUTOR: Elena Del Rocío Coyago Cruz

Quito - Ecuador

2022

CERTIFICADO DE RESPONSABILIDAD Y AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, María de los Angeles Sandoval Escola con documento de identificación N° 1724122294 manifiesto que:

Soy el autor y responsable del presente trabajo; y, autorizo a que sin fines de lucro la Universidad Politécnica Salesiana pueda usar, difundir, reproducir o publicar de manera total o parcial el presente trabajo de titulación.

Quito, 11 de marzo del año 2022

Atentamente,



María de los Angeles Sandoval Escola

1724122294

**CERTIFICADO DE CESIÓN DE DERECHOS DE AUTOR DEL TRABAJO DE
TITULACIÓN A LA UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA**

Yo, María de los Angeles Sandoval Escola con documento de identificación No. 1724122294, expreso mi voluntad y por medio del presente documento cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titularidad sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autor del Trabajo experimental: “Actividad antioxidante de pétalos de flores de especies vegetales de los páramos de la Provincia de Pichincha”, perteneciente al proyecto CEPRA XII2019-09 flores andinas “Caracterización físico-química y pruebas de bioactividad de especies florales andinas con potencial alimenticio y efecto preventivo de ciertas enfermedades humanas” financiado por CEDIA y con autorización del Ministerio del Ambiente MAE-DNB-CM-2017-0080-UTE, el cual ha sido desarrollado para optar por el título de: Ingeniera en Biotecnología, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En concordancia con lo manifestado, suscribo este documento en el momento que hago la entrega del trabajo final en formato digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Quito, 11 de marzo del año 2022

Atentamente,



María de los Angeles Sandoval Escola

1724122294

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Elena Del Rocío Coyago Cruz con documento de identificación N° 1713762647, docente de la Universidad Politécnica Salesiana , declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE PÉTALOS DE FLORES DE ESPECIES VEGETALES DE LOS PÁRAMOS DE LA PROVINCIA DE PICHINCHA, perteneciente al proyecto CEPRA XII2019-09 flores andinas “Caracterización físico-química y pruebas de bioactividad de especies florales andinas con potencial alimenticio y efecto preventivo de ciertas enfermedades humanas” financiado por CEDIA y con autorización del Ministerio del Ambiente MAE-DNB-CM-2017-0080-UTE, realizado por María de los Angeles Sandoval Escola con documento de identificación N° 1724122294, obteniendo como resultado final el trabajo de titulación bajo la opción Trabajo experimental que cumple con todos los requisitos determinados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Quito, 11 de marzo del año 2022

Atentamente,



Ing. Elena Del Rocío Coyago Cruz, PhD.

1713762647

Dedicatoria

A mi madre María Escola, que desde el cielo cuida de mí. Gracias por dejarme la mejor herencia del mundo, sus enseñanzas, fuiste y serás siempre mi mayor ejemplo de lucha y amor.

A mi familia y mi novio, quienes, me apoyaron para culminar esta etapa importante de mi vida. Gracias por tanto, les amo mucho.

A la Fundación Hanns Seidel, que me brindó la oportunidad de seguir con mis estudios y me ha formado cada día para ser una mejor profesional.

Agradecimientos

A los laboratorios de Ciencias de la Vida de la Universidad Politécnica Salesiana, por permitirme utilizar las instalaciones para llevar a cabo esta investigación.

A la Universidad UTE, por el apoyo brindado para llevar a cabo esta investigación, en especial al PhD. Manuel Baldeón ex Director del Centro de Investigación Biomédica (CENBIO), y a la Msc. Elena Beltrán docente investigador del Centro de investigación de alimentos (CIAL). A la Escuela Politécnica Nacional, en especial al PhD. Edwin Vera del Departamento de Ciencia de Alimentos y Biotecnología (DECAB) por el apoyo brindado.

A mi tutora Ing. Elena Del Rocío Coyago Cruz PhD por su apoyo y sus conocimientos brindados para el desarrollo de la investigación.

Resumen

Las flores pueden contribuir a la ingesta de compuestos bioactivos, así como permitir nuevas experiencias sensoriales y gastronómicas. A pesar de que, Ecuador posee una gran biodiversidad existe información limitada sobre los compuestos antioxidantes de estas plantas. En este contexto, el presente estudio permitió evaluar la actividad antioxidante de pétalos de flores de especies vegetales de páramo de la provincia de Pichincha. Se valoraron los siguientes parámetros en las flores frescas: peso, tamaño, color, pH, sólidos solubles, humedad y ceniza, y en el polvo liofilizado se determinó el contenido de carotenoides, compuestos fenólicos y actividad antioxidante. Los resultados obtenidos demostraron que las flores de *Argyranthemum adauctum* fueron las más largas (43,80 cm); *Brugmansia x candida* las más anchas (9,88cm) y de mayor peso (9,22g); *Aetanthus mutisii* presentó mayor contenido de sólidos solubles (21,5 °Brix), *Lupinus mutabilis* alto pH (14,00), *Ceanothus maritimus* alta acidez titulable (0,26 %), *Castilleja fissifolia* alto contenido de cenizas (6,42 %) y *Bidens ferulifolia* alto contenido de humedad (95,73 %). Además, los mayores contenidos de carotenoides totales y fenoles totales los presentaron *Bidens ferulifolia* amarilla (24,81 µg β-caroteno / g PS) y *Fuchsia magellanica* (531,77 mg EAG/ g PS), respectivamente y finalmente se encontró en *Bomarea* sp. naranja altos valores de capacidad antioxidante (182,08 eq. trolox µmol / g PS). Estos resultados sugieren que las flores del páramo de Pichincha contienen importantes compuestos bioactivos que se pueden aplicar para la salud humana.

Palabras clave: ABTS, alimentos funcionales, compuestos bioactivos, flores andinas.

Abstract

Flowers can contribute to the intake of bioactive compounds, as well as allow new sensory and gastronomic experiences. Although Ecuador has a great biodiversity, there is limited information on the antioxidant compounds of these plants. In this context, the present study allowed to evaluate the antioxidant activity of flower petals of plant species from the paramo of the province of Pichincha. The following parameters were evaluated in the fresh flowers: weight, size, color, pH, soluble solids, moisture and ash, and the content of carotenoids, phenolic compounds and antioxidant activity was determined in the lyophilized powder. The results obtained showed that the flowers of *Argyranthemum adaucum* were the longest (43,80cm); *Brugmansia x candida* the widest (9,88cm) and heaviest (9,22g); *Aetanthus mutisii* presented high soluble solids content (21,5 °Brix), *Lupinus mutabilis* high pH (14,00), *Ceanothus maritimus* high titratable acidity (0,26%), *Castilleja fissifolia* high ash content (6,42%) and *Bidens ferulifolia* high moisture content (95,73%). In addition, the highest contents of total carotenoids and total phenolics were presented by yellow *Bidens ferulifolia* (24,81 µg β-carotene / g PS) and *Fuchsia magellanica* (531,77 mg EAG / g PS), respectively, and finally, it was found in orange *Bomarea* sp. high values of antioxidant capacity (182,08 trolox eq. µmol / g PS). These results suggest that the flowers of the Pichincha paramo contain important bioactive compounds that can be applied for human health.

Keywords: ABTS, functional foods, bioactive compounds, Andean flowers.

Índice de contenido

Introducción.....	1
1 Fundamentación teórica.....	4
1.1 Flores de páramo	4
• Páramo.....	4
• Especies vegetales de páramo.....	5
1.2 Estrés oxidativo	6
1.3 Radicales libres.....	6
1.4 Antioxidante	7
• Clasificación de los antioxidantes	8
• Mecanismo de acción de los antioxidantes.....	10
1.5 Actividad antioxidante.....	10
• Evaluación de la actividad antioxidante por el método ABTS (Ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)).....	10
1.6 Carotenoides	11
• Cuantificación de carotenoides totales:	12
1.7 Compuestos fenólicos.....	13
• Cuantificación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu.....	14
2 Materiales y métodos	15
2.1 Recolección y muestreo.....	15
• Preparación de las muestras.....	15

2.2	Calidad comercial	16
•	Color	16
•	Peso y tamaño	16
•	Contenidos de sólidos solubles.....	17
•	pH	17
•	Acidez titulable.....	17
•	Humedad.....	17
•	Cenizas.....	18
2.3	Cuantificación de carotenoides totales	18
2.4	Cuantificación de compuestos fenólicos	19
2.5	Actividad antioxidante por el método ABTS	20
2.6	Análisis estadístico	21
3	Resultados y discusión	22
3.1	Calidad comercial	22
3.2	Cuantificación de carotenoides totales	30
3.3	Cuantificación de compuestos fenólicos totales.....	32
3.4	Actividad antioxidante por el método ABTS	34
4	Conclusiones	36
5	Recomendaciones	38
6	Referencias bibliográficas	39
7	Anexos	50

Índice de Figuras

Figura 1. Estructura química del ABTS radical antes y después de la reacción con el antioxidante.....	11
Figura 2. Estructuras químicas de algunos carotenoides.....	12
Figura 3. Distribución de las muestras de pétalos de flores en el plano a*b* del espacio de color uniforme CIELAB.....	23
Figura 4. Valores promedio de alto (A), ancho (B) y peso (C) de las flores en estudio.	26
Figura 5. Valores promedio de contenido de sólidos solubles (A), pH (B) y porcentaje de acidez titulable (C) de las flores en estudio.....	28
Figura 6. Valores promedio de porcentaje de cenizas (A) y porcentaje de humedad (B) de las flores en estudio.	30
Figura 7. Valores promedio de la concentración de carotenoides totales expresados como β -caroteno de las flores en estudio.	31
Figura 8. Valores promedio de la concentración de compuestos fenólicos totales expresados en mg de ácido gálico por gramo de peso seco de las flores en estudio.	33
Figura 9. Actividad antioxidante de las flores en estudio expresado como concentración de equivalentes de Trolox $\mu\text{mol} / \text{g PS}$	35

Índice de ecuaciones

Ecuación 1 Croma	16
Ecuación 2 Ángulo del tono	16
Ecuación 3 % de acidez titulable.....	17
Ecuación 4 % de humedad	18
Ecuación 5 % de cenizas	18
Ecuación 6 Concentración de carotenoides totales	19
Ecuación 7 Concentración de fenoles totales	20

Índice de Anexos

Anexo 1 Contenido de fenoles, carotenoides y actividad antioxidante de especies vegetales de páramo	50
Anexo 2 Familia, nombre científico, lugar de muestreo, coordenadas, altitud imagen de la flor	53

Siglas y acrónimos

a*	Coordenada de color a
$A_{1cm}^{1\%}$	Coefficiente de absorción molar
ABTS	Ácido 2,2'-azino-bis- (3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)
AC	Ácido clorogénico
b*	Coordenada de color b
°Brix	Unidad para determinar sólidos solubles
C* _{ab}	Croma (parámetro de color)
°C	Centígrados
CFT	Compuesto fenólicos totales
cm	Centímetro
CT	Carotenoides totales
EAA	Equivalente de ácido ascórbico
EAG	Equivalente de ácido gálico
EC	Equivalente de catequina
EQ	Equivalentes de quercetina
ERO	Especies reactivas de oxígeno
ES	Extracto seco
ET	Equivalente de Trolox
ETA	Equivalente de tanino
EtOH	Etanol
Fd	Factor de dilución
FT	Fenoles totales
g	Gramo

GSH	Glutati3n reducido
h_{ab}	3ngulo de tono
HPLC	Cromatograf3a l3quida de alta eficiencia
IR	Infrarrojo
L*	Luminosidad
Meq	Miliequivalente
MetOH	Metanol
mg	Miligramos
mL	Mililitro
nd	No disponible
nm	Nan3metros
OMS	Organizaci3n Mundial de la Salud
pH	Potencial hidr3geno
Ppm	Partes por mill3n
PS	Peso seco
SS	S3lidos solubles
UV	Luz ultra violeta
μg	Microgramo
μL	Microlitro
μmol	Micromol
ϵ	Coficiente de absorci3n molar

Introducción

Diariamente el cuerpo libera radicales libres producidos durante el metabolismo humano o también inducidos por diferentes contaminantes ambientales, radiaciones ionizantes, radiación ultravioleta, ejercicio físico extenuante, o por descenso de la capacidad de los sistemas endógenos antioxidantes (López et al., 2012). Los radicales libres son átomos que tienen un electrón desapareado, lo que los hace inestables y muy reactivos, pues tienden a captar un electrón de otros átomos con el fin de alcanzar la estabilidad electroquímica y desarrollan la capacidad de generar agresiones indiscriminadas sobre células, biomoléculas y tejidos en el propósito de atrapar al electrón que les falta (Finkel & Holbrook, 2000).

A pesar de que el cuerpo humano posee complejos sistemas de antioxidantes, que evitan o minimizan el daño provocado por los radicales libres, en muchas ocasiones bajas concentraciones de antioxidantes o la inhibición de los antioxidantes endógenos junto con el aumento de radicales libres causan estrés oxidativo y por consiguiente lesiones en las células (Llacuna & Mach, 2012). Así, diversos estudios asocian el estrés oxidativo en la etiología y progresión de muchas enfermedades humanas, entre las que se encuentran distintos tipos de cáncer, enfermedades cardíacas y vasculares, diabetes y alteraciones del sistema nervioso central (esclerosis lateral amiotrófica, enfermedad de Parkinson, enfermedad de Alzheimer) (Céspedes & Sánchez, 2000). A su vez, la OMS señala que cada año se registran alrededor de 10 millones de nuevos casos de la enfermedad de Alzheimer. Además, se estima que el número de casos alcance los 82 millones de personas para el 2030 y los 152 millones de personas para el 2050. Actualmente, en Ecuador, el número de personas con la enfermedad de Alzheimer se estima en 120 mil (Edición médica, 2021). Se sabe que el cerebro es susceptible al estrés oxidativo debido a la falta de antioxidantes endógenos, ya que contiene altos niveles de lípidos

que se oxidan fácilmente y tienen una alta tasa de utilización de oxígeno (Navarro- Moraes et al., 2021).

Cuando los antioxidantes presentes en el humano no son suficientes para contrarrestar el daño por estrés oxidativo, se ha propuesto que la dieta ingerida proporcione antioxidantes (González & León, 2016), los cuales pueden provenir de plantas, frutas y vegetales que han sido utilizadas como tratamientos médicos tradicionales. Estudios demuestran que la actividad antioxidante de las plantas se debe principalmente a compuestos no nutricionales que presentan una gran actividad biológica, tales como los polifenoles, vitaminas y minerales (Aguirre-Joya et al., 2012).

Por tanto, el consumo de diferentes partes de las plantas como las flores, además de crear nuevas experiencias sensoriales y culinarias, puede promover la ingesta de compuestos bioactivos (Moraes et al., 2021).

Por otra parte, Ecuador es considerado uno de los diez países con mayor biodiversidad del mundo (Armijos et al., 2018), lo que ha permitido el estudio de diversas plantas con estos fines, debido que, las plantas producen como compuestos principales antioxidantes (Vasquez et al., 2017). Sin embargo, hasta la actualidad la región andina del Ecuador no ha recibido la atención que la gran diversidad demanda, especialmente en investigaciones enfocadas en el estudio de la actividad antioxidante que posee la diversidad vegetal, a causa de la intensa radiación ultravioleta y altitud (3000 a 3700 msnm) propia de esta zona (Torres & Ganoza, 2017). Además, teniendo en cuenta que las flores de algunas plantas poseen compuestos bioactivos, como los compuestos fenólicos y carotenoides, importantes para la salud del ser humano (Lara-Cortés et al., 2014) se ha creado la necesidad de saber si ¿Tendrá compuestos bioactivos con actividad antioxidante los pétalos de flores de páramo?. De esta manera, la presente

investigación tuvo como objetivo general evaluar la actividad antioxidante de pétalos de flores de especies vegetales de páramo de la provincia de Pichincha y cuyos objetivos específicos fueron: Muestrear pétalos de flores de especies vegetales de páramo de la provincia de Pichincha; evaluar las propiedades físico-químicas de los pétalos de flores de especies vegetales de páramo de la provincia de Pichincha y evaluar la actividad antioxidante de pétalos de flores de especies vegetales de páramo de la provincia de Pichincha.

Este proyecto de investigación es perteneciente al proyecto CEPRA XII2019-09 flores andinas “Caracterización físico-química y pruebas de bioactividad de especies florales andinas con potencial alimenticio y efecto preventivo de ciertas enfermedades humanas” financiado por CEDIA y con autorización del Ministerio del Ambiente MAE-DNB-CM-2017-0080-UTE y tuvo un alcance social en el campo de la salud, ya que contribuye a encontrar fuentes naturales con un alto contenido de antioxidantes para prevenir y disminuir el incremento de enfermedades derivadas del estrés oxidativo en el país y de esa manera mejorar la calidad de vida de la población.

1 Fundamentación teórica

1.1 Flores de páramo

- **Páramo**

El páramo es uno de los ecosistemas de alta montaña, ubicado a una altitud de más de 3000 msnm. Es un ecosistema frío y húmedo con cambios bruscos de tiempo como frecuentes precipitaciones y fuertes vientos, cubierto casi siempre por neblina, estas especiales condiciones físicas, climáticas y meteorológicas dan lugar a formas particulares de vegetación (Alzate et al., 2018). El páramo se encuentra en la zona húmeda de los Andes ecuatoriales, principalmente en Venezuela, Colombia, Ecuador y el norte de Perú, así también en algunas zonas de Costa Rica y Panamá. En el Ecuador el páramo se localiza entre el bosque montano alto y el límite inferior de la nieve, aproximadamente desde los 3700 msnm en la Cordillera Oriental y 3400 msnm en la Cordillera Occidental de los Andes (Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad, 2015).

Los páramos son de importancia biológica debido a la gran diversidad y singularidad de especies de flora y fauna que posee. El clima extremo propio de la zona impuso un escenario para la evolución de los seres vivos que intentan vivir en esa zona, de manera que muchas de las plantas y varios de los animales en el páramo no existen en ningún otro ecosistema en el mundo, existiendo un alto grado de endemismo (Vásconez et al., 2001). La diversidad de especies de los páramos disminuye conforme se incrementa la altitud por arriba de los 4 000 msnm y la mayor diversidad de especies se localiza entre los 3 000 y 3 400 msnm (Hofstede et al., 2014).

- **Especies vegetales de páramo**

La vegetación del páramo se caracteriza por diversas asociaciones de plantas, entre las que destacan: frailejones, pajonales, chuscales y bosques enanos o achaparrados. Además, plantas de los géneros *Plantago*, *Paepalanthus* y *Sphagnum* forman las conocidas almohadillas y rosetas en el suelo que contribuyen a la formación de turberas (Morales-Betancourt & Estévez-Varón, 2006).

Las familias más abundantes en especies en el páramo global son Asteraceae (1330), Orchidaceae (816), Poaceae (335), Melastomataceae (226) y Bromeliaceae (195), este modelo es consistente en todos los países con ligeras variaciones en el orden de las familias. La riqueza del páramo representa el 2 % del total de las plantas con flores del mundo, de manera que la riqueza de las plantas con flores, sitúan al bioma del páramo como el de mayor riqueza florística a nivel global (Rangel-Ch., 2018).

Por otra parte, las especies vegetales que no tienen flores incluyen a los helechos y afines como *Equisetum bogotense* o cola de caballo; *Huperzia crassa* o cacho de venado; *Isoetes novo-granadensis*; *Jamesonia goudotii*. Las familias de pteridofitas más importantes en términos de número de especies son Dryopteridaceae, Lycopodiaceae y Polypodiaceae, que están representadas en la mayoría de los hábitats de páramo (Ulloa et al., 2008).

Las propiedades bioactivas de las plantas de páramo, han sido reportadas en algunas investigaciones, en los que se ha destacado la presencia de compuestos antioxidantes, las mismas que se muestran en el Anexo 1.

1.2 Estrés oxidativo

Se define como el desequilibrio producido entre los sistemas oxidantes y los antioxidantes promoviendo daños celulares potenciales (Hicks et al., 2006). Por lo tanto, las bajas concentraciones de antioxidantes o la inhibición de las enzimas antioxidantes endógenas, así como el aumento intracelular de radicales libres, pueden causar estrés oxidativo (Llacuna & Mach, 2012). El estrés oxidativo ha sido asociado a la patogénesis de varias enfermedades humanas, entre las que se encuentran distintos tipos de cáncer, enfermedades cardíacas y vasculares, diabetes y enfermedades neurodegenerativas (Céspedes & Sánchez, 2000).

1.3 Radicales libres

Los radicales libres son especies químicas que pueden ser neutras o con carga y que tienen un electrón desapareado en su último orbital, lo cual les da inestabilidad y una gran reactividad que los hace tóxicos y oxidantes, ya que recorren el organismo humano intentando captar un electrón de las moléculas estables con el fin de lograr estabilidad electroquímica, comenzando con potenciales reacciones en cadena capaces de dañar indiscriminadamente las células (Llacuna & Mach, 2012).

Existen diferentes maneras por las cuales se pueden generar los radicales libres, por el metabolismo celular, por fuentes endógenas como la autooxidación de sustratos, las oxidaciones microsomas, los fagosomas, y los neutrófilos, así como también por factores externos como la exposición a gases provenientes de los escapes de los automóviles, la contaminación ambiental, el humo del cigarrillo, exposición a rayos X, al ozono, a productos químicos industriales y algunos medicamentos (Aguilar-Paredes et al., 2018).

Los radicales libres del oxígeno se pueden clasificar de la forma siguiente:

- **Radicales libres inorgánicos o primarios:** Originados por transferencia de electrones al átomo de oxígeno, tienen una vida media muy corta y son el anión superóxido, el radical hidroxilo y el óxido nítrico.
- **Radicales libres orgánicos o secundarios:** Surgen de la transferencia de un electrón de un radical primario a un átomo de una molécula orgánica o por la reacción de dos radicales primarios entre sí, su vida media es ligeramente más larga que los primarios y estos son: carbono, nitrógeno, oxígeno y azufre.
- **Intermediarios estables relacionados con los radicales libres del oxígeno:** Son un grupo de especies químicas que sin ser radicales libres, son generadoras de estas sustancias o se producen como resultado de la reducción o metabolismo de ellas y estos son el oxígeno singulete, el peróxido de hidrógeno, el ácido hipocloroso, el peroxinitrito, y el hidroperóxido orgánico (Venereo, 2002).

1.4 Antioxidante

Un antioxidante es toda sustancia que, al estar presente en bajas concentraciones en comparación al sustrato oxidable, retrasa o previene la oxidación de ese sustrato. Se considera como sustrato oxidable a casi todas las macromoléculas biológicas que se encuentran en las células vivas como lípidos, proteínas, carbohidratos y el ADN. Los antioxidantes reaccionan más rápido con los radicales libres del oxígeno y las especies reactivas del oxígeno que con moléculas que son importantes para el funcionamiento vital, al impedir que estas moléculas se unan al oxígeno, sacrificando su propia integridad molecular (Venereo, 2002).

El uso de sustancias naturales con propiedades antioxidantes puede contribuir a la prevención de enfermedades asociadas al daño (Wang et al., 2018). Se sabe que las plantas contienen una variedad de antioxidantes naturales que ayudan a proteger y preservar su integridad física y metabólica (Angerhofer et al., 2009).

- **Clasificación de los antioxidantes**

Los antioxidantes han sido clasificados de acuerdo con la estructura química y función biológica, dividiéndolos en enzimáticos y no enzimáticos.

a) Antioxidantes enzimáticos: Son endógenos, se regulan por los requerimientos celulares y pueden ser inducidos, inhibidos o activados por diversos factores endógenos (Córdova & Iglesias, 2016). Ayudan a prevenir que se generen nuevas especies reactivas de oxígeno (ERO), ya que convierten las ERO en moléculas menos dañinas, antes de su reacción, evitando la producción a partir de otras moléculas. Dentro de estos se destacan: las superóxido dismutasas (transforma el oxígeno en peróxido de hidrógeno), la catalasa y las glutatión peroxidasas (convierte el peróxido de hidrógeno y los peróxidos lipídicos en moléculas inofensivas) (Aguilar-Paredes et al., 2018).

b) Antioxidantes no enzimáticos: Son exógenos ya que están presentes en la dieta ingerida por los seres vivos y son capaces de neutralizar un único radical libre por molécula y solo actúan a concentraciones elevadas (Montero, 1996). Así, De la Cruz Sánchez et al. (2008) señala que los principales mecanismos de acción son:

- Actuar como barreras físicas para prevenir la acción de radicales libres o la generación en sitios biológicos importantes.
- Actuar como trampas químicas, absorbiendo electrones o apagando los radicales libres.
- Formar parte o catalizar sistemas de reducción o desviación de especies reactivas.

- Inactivar iones metálicos, evitando así la producción de radicales libres por la reacción de Haber-Weiss.
- Sacrificar la estructura y destruir directamente las ERO.

Entre estos antioxidantes se tiene al glutatión en la forma reducida (GSH), algunos minerales como selenio, cinc, o vitaminas como riboflavina, ácido ascórbico (vitamina C) y α -tocoferol (vitamina E) (Hicks et al., 2006).

Por otro lado, los antioxidantes también se pueden clasificar por el modo de acción siendo antioxidantes primarios y antioxidantes secundarios:

- a) Antioxidantes primarios:** Estos antioxidantes actúan captando radicales libres, por tanto, son capaces de inhibir la iniciación y propagación de las reacciones de oxidación mediante la inactivación de los radicales libres que participan en las reacciones oxidativas, convirtiéndolos en productos estables. Los antioxidantes primarios incluyen principalmente compuestos fenólicos que pueden donar un átomo de hidrógeno o un electrón al radical libre convirtiéndolo en un producto estable. Asimismo, el antioxidante como consecuencia de esta reacción se oxida a su vez formándose un radical estable que no propaga la reacción de oxidación (Armenteros et al., 2012).
- b) Antioxidantes secundarios:** Los antioxidantes secundarios o preventivos son aquellos que impiden o disminuyen la formación de radicales libres sin estabilizar a las ERO (Armenteros et al., 2012). Pueden actuar por una variedad de mecanismos como la unión a metales pesados, captación del oxígeno, conversión de hidroperóxidos a especies no radicales, absorción de radiación UV o desactivación del oxígeno singlete (Zapata et al., 2007).

- **Mecanismo de acción de los antioxidantes**

Aguilar-Paredes et al. (2018) señala que los antioxidantes pueden actuar de diversas maneras:

- a) Pueden disminuir la concentración de oxidantes.
- b) Rompiendo la cadena de reacciones de iniciación al “barrer” los primeros radicales libres formados.
- c) Al unirse a iones metálicos, inactivándolos para evitar la formación de especies reactivas.
- d) Transformando los peróxidos en productos menos reactivos evitando la formación de radicales libres.
- e) Deteniendo la propagación y el aumento de radicales libres.

1.5 Actividad antioxidante

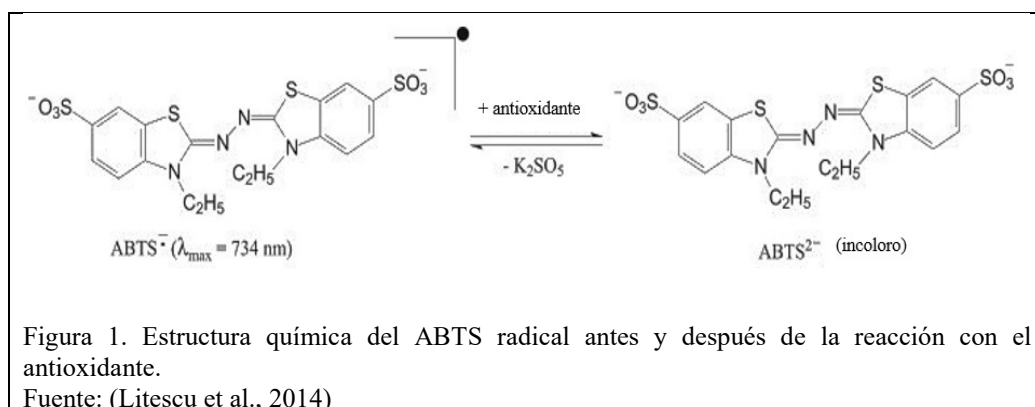
Es la capacidad de una sustancia, conocida como antioxidante, para inhibir la degradación oxidativa, es decir que tiene capacidad para reaccionar con radicales libres y restringir las reacciones en cadena oxidativa (Londoño, 2011).

La actividad antioxidante está determinada por: a) la reactividad química que tenga el antioxidante, b) la capacidad del antioxidante de poder acceder hasta el sitio de la reacción oxidativa y c) la estabilidad de los productos formados después del proceso de estabilización de radicales libres (Londoño, 2011).

- **Evaluación de la actividad antioxidante por el método ABTS (Ácido 2,2'-azino-bis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico))**

Este método cuantifica la decoloración del radical $ABTS^{*+}$ pregenerado, debido a su reducción a ABTS por la interacción con agentes oxidantes. El radical $ABTS^{*+}$ es un cromóforo verde azulado con una absorción máxima a una longitud

de onda de 734 nm, que se genera por una reacción de oxidación entre el ABTS y el persulfato de potasio (Figura 1) (Mesa-Vanegas et al., 2015).



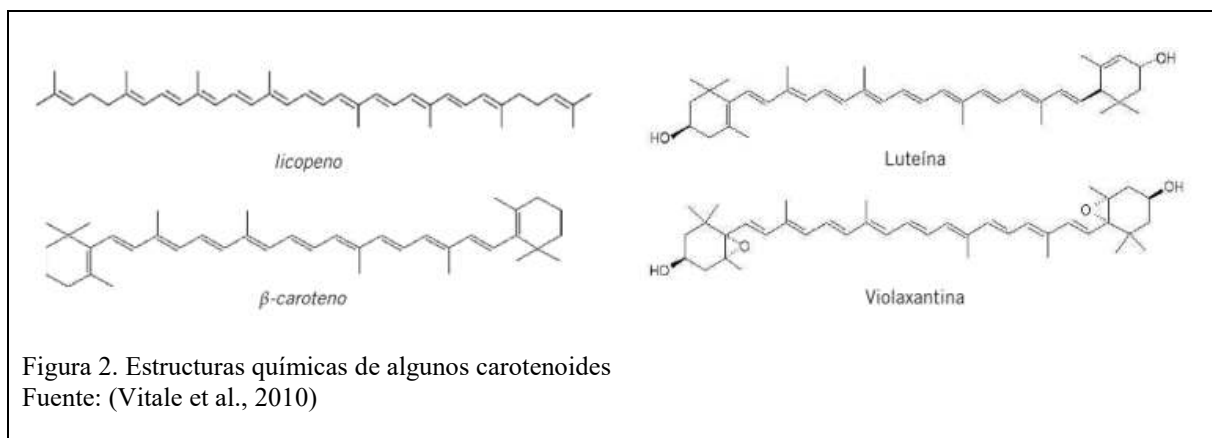
Los compuestos antioxidantes de la muestra pueden neutralizar el catión radical $ABTS^{\bullet+}$, ya sea por la donación de electrones (reducción directa) o por la donación de átomos de hidrógeno (extinción de radicales). Por tanto, el grado de decoloración del color azul verdoso, cuantificado como la disminución de la absorbancia a 734 nm a causa de la reducción del radical $ABTS^{\bullet+}$ a $ABTS^{2+}$ no coloreado, está determinado en función de la duración de la reacción, la actividad antioxidante intrínseca y la concentración en la muestra (Shahidi & Zhong, 2015). Los resultados se expresan como μmol Equivalentes de Trolox/g material analizado mediante la construcción de una curva estándar donde se utiliza como antioxidante Trolox (Mesa-Vanegas et al., 2015).

1.6 Carotenoides

Los carotenoides son tetraterpenoides distribuidos ampliamente en la naturaleza en forma de pigmentos liposolubles en diversas frutas y vegetales, que se caracterizan por la larga cadena poli-isoprénica (Vitale et al., 2010). Los carotenoides son sintetizados por organismos fotosintéticos, por algunas bacterias no fotosintéticas y algunos hongos. Los animales, no

pueden sintetizarlos de novo aunque sí pueden modificarlos estructuralmente (Meléndez-Martínez, 2017).

Se pueden dividir en carotenos con la fórmula $C_{40}H_{56}$ por ejemplo licopeno, y xantofilas, que son carotenoides oxigenados como alcoholes y epóxidos, por ejemplo: luteína, violaxantina (Figura 2) (Vitale et al., 2010). Los carotenoides provitamínicos juegan un papel importante en la dieta debido a que presentan actividad de vitamina A, también son importantes para la actividad antioxidante, la comunicación intercelular y la actividad del sistema inmunológico (Saini et al., 2015).



- **Cuantificación de carotenoides totales:**

La concentración de carotenoides en disolución se rige por la ley de Lambert-Beer y su absorbancia es proporcional a su concentración, por lo que pueden ser cuantificados espectrofotométricamente relacionando la absorbancia de esta disolución con un valor estándar de una λ determinada, ya sea el coeficiente de absorción específico ($A_{1cm}^{1\%}$) o el coeficiente de absorción molar (ϵ). La espectroscopia ultravioleta-visible (UV-Vis) hace referencia a la espectroscopia de absorción o reflectancia en la región espectral UV, que utiliza también luz en la región visible, ultravioleta cercana e infrarrojo cercano. Las moléculas

experimentan transiciones de electrones en el espectro electromagnético, de manera que las moléculas que contienen electrones p se excitan a niveles de energía más altos al absorber energía de la luz ultravioleta (UV), en donde las moléculas que se excitan fácilmente absorben la luz con una longitud de onda más larga. La espectrofotometría UV se ha implementado en muchos estudios para detectar carotenoides en las muestras extraídas (Singh et al., 2015).

Para la cuantificación de carotenoides, la muestra debe disolverse en un volumen conocido de un solvente adecuado, generalmente hexano, éter de petróleo ligero, acetona o etanol. Las lecturas del espectrofotómetro deben estar entre 0,3 y 0,7 unidades de absorbancia para garantizar la linealidad de las mediciones y minimizar los errores del instrumento. Las mediciones generalmente se realizan generalmente a la longitud de onda de máxima absorción (450 nm) (Hurst, 2002).

1.7 Compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos son metabolitos secundarios de las plantas que se caracterizan por poseer uno o más grupos hidroxilo (-OH), unidos a un anillo aromático, conocido como grupo fenol (Viña, 2013). Se biosintetizan en la “ruta de los fenilpropanoides o del ácido shikímico”, a través de la cual las especies vegetales producen más de 8000 compuestos fenólicos y polifenólicos cuya característica más importante es la actividad antioxidante (Martín, 2018). Los compuestos fenólicos presentan un comportamiento ácido, ya que el oxígeno (-O) del grupo hidroxilo está fuertemente unido al anillo fenilo, mientras que el enlace relativamente débil entre el -O y el hidrógeno (-H) permite la disociación de un protón (H^+) que puede ser liberado al medio (Viña, 2013), por tanto son efectivos donadores de hidrógenos e incluyen varias clases químicas, como ácidos fenólicos, flavonoides, estilbenos y lignanos (Peña & Restrepo, 2013).

- **Cuantificación de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu**

El método de Folin-Ciocalteu (FC) permite evaluar el contenido de compuestos fenólicos totales presentes en una muestra vegetal y consiste en las reacciones de reducción-oxidación (redox) de los compuestos fenólicos con el reactivo de Folin-Ciocalteu a un pH básico, dando lugar a una coloración azul que se puede cuantificar por espectrofotometría a 765 nm en base a una recta patrón de ácido gálico (García Martínez et al., 2015). El reactivo de Folin-Ciocalteu contiene ácidos fosfomolibdico y fosfotúngstico de color amarillo que al ser reducidos por los iones fenolato, formados por la oxidación de los compuestos fenólicos, se transforman en óxidos de molibdeno y tungsteno de color azul de diferente intensidad en función del número de compuestos fenólicos que reaccionan (Carmona-Hernandez et al., 2021).

2 Materiales y métodos

La experimentación se llevó a cabo en los laboratorios de la Universidad Politécnica Salesiana previo a la autorización del Ministerio del Ambiente bajo el contrato marco MAE-DNB-CM-2017-0080-UTE y proyecto MAE-DNB-2019-0911-O y contó con el auspicio del proyecto CEPRA XII 2019-09 flores andinas “Caracterización físico-química y pruebas de bioactividad de especies florales andinas con potencial alimenticio y efecto preventivo de ciertas enfermedades humanas” financiado por CEDIA.

2.1 Recolección y muestreo

Se recolectaron pétalos de flores de 30 especies vegetales, tal como se describe en el Anexo 2. La identificación de las especies se realizó mediante el programa PlantNet, previo al informe oficial emitido por el herbario de la Universidad Católica del Ecuador, referente a la designación taxonómica de las especies.

- **Preparación de las muestras**

Para la colecta de flores de páramo se tomó como consideración, especies que existan en abundancia en los sectores de muestreo. Aproximadamente 10 flores de cada especie fueron colocadas en una tarrina de 1 L de capacidad y trasladadas a la Universidad UTE para la respectiva cuantificación de color y el material vegetal restante se empleó para la cuantificación de los parámetros físico-químicos. Por otra parte, flores, hojas, tallos y frutos frescos fueron colocados en un cartón provisto de papel comercio, los cuales fueron enviados al herbario de la Universidad Católica del Ecuador para la respectiva identificación botánica.

A su vez, pétalos de las flores en estudio fueron colocados en tubos cónicos para centrifuga congelados a $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$ para la posterior liofilización. La muestra liofilizada fue molida, guardada en frascos ámbar bajo atmósfera de nitrógeno y

congelada a -21 °C hasta el momento del análisis de carotenoides, compuestos fenólicos y actividad antioxidante (Coyago-Cruz, 2017).

2.2 Calidad comercial

El análisis de la calidad comercial se realizó tal como se describe a continuación:

- **Color**

Se midieron los parámetros de color L^* (claridad o luminosidad), a^* (varía de rojo a verde), b^* (varía de amarillo a azul) en un colorímetro Konica Minolta (CR-400) tal como describe Coyago-Cruz, 2017. A partir de las coordenadas a^* y b^* se cuantificó el croma (C^*_{ab}), que determina la saturación o intensidad del color, y ángulo de tono (h_{ab}), las cuales se calcularon utilizando las siguientes ecuaciones 1 y 2 (Lu et al., 2021):

$$C^*_{ab} = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2} \quad \text{Ecuación 1}$$

$$h_{ab} = \tan^{-1}(b^*/a^*) \quad \text{Ecuación 2}$$

Se tomó como referencia el iluminante estándar D65 y el observador de 10° (Meléndez-Martínez et al., 2021). Se obtuvieron los parámetros de color correspondientes al espacio de color uniforme CIELAB, registrados en el espectro comprendido entre 380 a 770 nm. El colorímetro se programó para registrar el promedio de tres medidas consecutivas, las cuales fueron tomadas a lo largo del diámetro ecuatorial del pétalo de la flor (Coyago-Cruz, 2017).

- **Peso y tamaño**

Se analizó el peso de cada flor, expresado en gramos, en una balanza analítica Mettler Toledo (ML204/01) previamente calibrada. El diámetro ecuatorial y el longitudinal se midió con un calibrador Mitutoyo en mm (Coyago-Cruz, 2017).

- **Contenidos de sólidos solubles**

Se trituró el material vegetal en un mortero hasta obtener una pasta homogénea.

Se colocó una gota del zumo en un brixómetro Atago (MASTER- α 2311) para determinar los sólidos solubles (SS) expresados como °Brix.

- **pH**

Se mezcló 0,5 g de pasta homogénea con 0,5 g de agua y se midió el pH empleando tiras de pH.

- **Acidez titulable**

Para valorar la acidez titulable se mezcló 1 g de la pasta homogénea con 2 g de agua, se adicionó 2 o 3 gotas de fenolftaleína se tituló con NaOH 0,1 N hasta obtener el cambio de color. El porcentaje de acidez titulable expresado como ácido cítrico, se calculó mediante la Ecuación 3.

$$\% \text{ de acidez} = \frac{V_{NaOH} \times N_{NaOH} \times meq_{\text{ácido}} \times 100}{g \text{ de muestra} \times V \text{ muestra titulada}} \quad \text{Ecuación 3}$$

Donde:

V_{NaOH} : Volumen de NaOH usado en la titulación (mL)

N_{NaOH} : Normalidad del NaOH (mEq/mL)

$meq_{\text{ácido}}$: miliequivalente de ácido cítrico (0,064 g/mEq)

- **Humedad**

El contenido de humedad se determinó aplicando el método descrito por Meléndez-Martínez et al. (2021), mediante una estufa Memmert GmbH + Co.KG (Memmert Be 20) a 110 °C. Se pesó la caja Petri vacía en una balanza analítica Mettler Toledo (ML204/01), luego se pesó la caja Petri con la muestra. Se colocó

las cajas Petri casi tapadas en la estufa a 110 °C hasta obtener peso constante. Después se colocó en un desecador y se determinó el peso. Para el cálculo se usó la ecuación 4.

$$\% \text{ humedad} = \frac{P_2 - P_3}{P_2 - P_1} \times 100 \quad \text{Ecuación 4}$$

Donde:

P_1 : peso de la caja Petri vacía

P_2 : peso de la caja Petri con la muestra

P_3 : peso de la caja Petri al final

- **Cenizas**

Para la determinación de cenizas se pesó en una balanza analítica Mettler Toledo (ML204/01) aproximadamente 1 g de muestra en crisoles limpios y previamente tarados. A continuación, se colocó los crisoles en una mufla Thermo Scientific (Termolyne F48010) a 500 °C hasta peso constante. Los crisoles se introdujeron en un desecador. Finalmente se pesó el crisol con los residuos. Y se efectuó el cálculo usando la ecuación 5.

$$\% \text{ cenizas} = \frac{P_3 - P_1}{P_2 - P_1} \times 100 \quad \text{Ecuación 5}$$

Donde:

$P_3 - P_1$: gramos de cenizas

$P_2 - P_1$: gramos de muestra

2.3 Cuantificación de carotenoides totales

La cuantificación de carotenoides totales se realizó empleando la metodología descrita por Meléndez-Martínez et al. (2021). Se pesó aproximadamente 10 mg de la muestra liofilizada y

se mezcló con 1mL de una solución de metanol: acetona: diclorometano (1:1:2), se agitó por un minuto en el ultrasonido Fisher Scientific (FS60D), se centrifugó a 14000 x g por 3 min en una centrífuga Hettich (Haematokrit 200), se recuperó la fase coloreada y se repitió la extracción con alícuotas de 500 µL de la mezcla de solventes hasta que no presentó color la fase sólida. La fase coloreada se evaporó a una temperatura menor a 30 °C en un rotavapor IKA (Bs1 HB10-RV10) y se almacenó en atmósfera de nitrógeno a temperatura de -20 °C hasta el respectivo análisis.

Se re-disolvió el extracto seco en etanol grado HPLC, luego se colocó en una celda de cuarzo de 1 mL y el contenido total de carotenoides se cuantificó mediante espectrofotometría considerando la lectura de absorbancia a 450 nm en un espectrofotómetro UV-Vis Jasco (V_730) y el valor de absorptividad molar del β-caroteno en el disolvente. La concentración de carotenoides totales fue calculada con la ecuación 6 de Lambert-Beer y la concentración se expresó en µg de β -caroteno/g de muestra:

$$CT = \frac{(Abs \times V \times 10000)}{A_{1cm}^{1\%} \times 100 \times P_m} \quad \text{Ecuación 6}$$

Donde:

CT: concentración de carotenoides totales (µg /g)

Abs: absorbancia

V: volumen (mL)

$A_{1cm}^{1\%}$: coeficiente de absorción molar (2620)

Pm: peso de la muestra (g)

2.4 Cuantificación de compuestos fenólicos

El análisis y cuantificación de compuestos fenólicos en las flores se realizó siguiendo la metodología de Meléndez-Martínez, et al. (2021). Se pesó aproximadamente 10 mg de pétalos liofilizados y se mezcló con 1 mL de metanol acidificado al 0,1 %, se agitó en un vórtex, se

sonicó durante 2 min en un ultrasonido y se centrifugó a $4190 \times g$ durante 7 min a $4 \text{ }^\circ\text{C}$; se recuperó el sobrenadante y el residuo se sometió al mismo proceso de extracción dos veces con solo 0,5 mL del metanol acidificado. Los extractos fueron almacenados a $-20 \text{ }^\circ\text{C}$ hasta su cuantificación.

Para la cuantificación de compuestos fenólicos se siguió el protocolo de Folin-Ciocalteu modificado para microplacas de 96 pocillos (Bobo-García et al., 2014). En cada pocillo se mezclaron 20 μL de extracto, 100 μL de reactivo de Folin-Ciocalteu (1:4) y 75 μL de una solución de carbonato de sodio (20 %). Esta mezcla se dejó reposar durante 2 h para que tuviera lugar la reacción. Se emplearon diluciones de ácido gálico como estándares para la calibración y se leyó la absorbancia a 750 nm con el lector de microplacas de un espectrofotómetro ThermoFisher Scientific (Multiskan GO). La concentración de compuestos fenólicos totales se calculó con la ecuación 7 y los resultados se expresaron en mg de equivalentes de ácido gálico/100 g de peso seco.

$$FT \left(mg * \frac{EAG}{g} \right) = C \times V/m \times Fd \quad \text{Ecuación 7}$$

Donde:

C: Concentración obtenida de la curva de calibración (mg/mL)

V: Volumen del extracto (mL)

m: muestra (g)

Fd: Factor de dilución

2.5 Actividad antioxidante por el método ABTS

La metodología de actividad antioxidante para microplacas de 96 pocillos se basó en el ensayo descrito por Robards et al. (1999) y Kuskoski et al. (2003). Se pesó 20 mg de muestra liofilizada en tubos de ensayo, y se agregó 0,4 mL de metanol y 0,4 mL de agua (50:50), luego los tubos

de ensayo se llevaron al vórtex y posteriormente al ultrasonido por 2 minutos, se repitió el procedimiento una vez más. A continuación, se centrifugó en una centrífuga Hettich (Haematokrit 200) a 3500 rpm a 4 °C por 2 minutos. Se removió el sobrenadante y al extracto se colocó acetona 0,56 mL y agua 0,24 mL (70:30), se centrifugó a 3500 rpm a 4°C por 10 minutos y finalmente el extracto se mantuvo en refrigeración hasta el respectivo análisis.

Se pesó 96 mg de ABTS y 16,55 mg de persulfato de potasio y se disolvieron en 25 mL de agua hasta obtener una concentración de 7 mM y 2,45 mM, respectivamente, posteriormente las soluciones se mezclaron, de manera que se produjo la reacción de radical ABTS. Se conservó la solución durante 16h a 4 °C. Para la curva de calibración se realizó una solución estándar donde se pesó 15,68 mg de Trolox (Re et al., 1999), y se aforó en 25mL de etanol absoluto y se realizaron diluciones: 0, 5, 10, 20, 30, 40, 50 y 60 %. A su vez, se preparó la solución de trabajo, para ello se colocó en un matraz 400 µL de reactivo ABTS y se aforó a 10 mL con etanol absoluto. Posteriormente, para la lectura, en los pocillos de la microplaca se adicionó 10 µL de cada una de las diluciones de la solución estándar y 270 µL de la solución de trabajo en cada pocillo. La lectura de la absorbancia de esta solución debe estar alrededor de 0,75 nm y de ser necesario se aumenta la cantidad de solución madre o etanol. Las lecturas se efectuaron en el lector de microplacas de un espectrofotómetro ThermoFisher Scientific (Multiskan GO), a una absorbancia de 734 nm a 30 °C hasta los 6 minutos.

2.6 Análisis estadístico

El análisis estadístico fue realizado empleando el programa INFOSTAT versión 2019. Se realizó un ANOVA simple, se observó las diferencias significativas a un *p*-valor de 0,05 y se comparó cada muestra mediante la prueba Tukey. El programa SigmaPlot versión 12.0 fue utilizado para elaborar gráficos de barras.

3 Resultados y discusión

3.1 Calidad comercial

En la Figura 3 se presenta las muestras de pétalos de flores en coordenadas polares del plano de color del espacio CIELAB. Los parámetros de color variaron entre -3,86 (*Brugmansia x candida*) a 49,69 (*Tropaeolum majus*) para la coordenada a^* ; -31,53 (*Lupinus mutabilis*) a 85,02 (*Bidens ferulifolia*) para la coordenada b^* ; 32,28 (*Lupinus mutabilis*) a 76,98 (*Calceolaria microbefaria*) para L^* ; 13,23 (*Miconia*) a 85,02 (*Bidens ferulifolia*) para C^*_{ab} , y 24,13 (*Castilleja fissifolia*) a 345,35 (*Fuchsia magellanica*) para h_{ab} . A su vez, la coloración de las flores en estudio, se encontraron distribuidas en el primero, segundo y cuarto cuadrante de las coordenadas polares CIELAB. Por lo tanto, las flores mostraron una gran variedad de colores como el amarillo (p. ej. *Hypericum goyanesii*), naranja (p. ej. *Tropaeolum majus*), fucsia (p. ej. *Fuchsia magellanica*), rojo (p. ej. *Castilleja fissifolia*), violeta (p. ej. *Gentianella corymbosa*) y azul (p. ej. *Ceanothus maritimus*).

Finalmente, las coordenadas a^* , L^* y los parámetros C^*_{ab} y h_{ab} en este estudio mostraron valores mayores (42,17; 44,77; 43,58 y 345,35 respectivamente) y la coordenada b^* un valor menor (-11,02) comparado con los datos reportados en Meléndez-Martínez et al. (2021) para los parámetros a^* (34,77), L^* (44,21), C^*_{ab} (34,98), h_{ab} (5,96) y b^* (3,04) de *Fuchsia magellanica* Lam. Así mismo, los valores de los parámetros colorimétricos de las flores de *Tropaeolum majus* encontrados en esta investigación L^* (40,79), C^*_{ab} (70,15) y h_{ab} (44,91) fueron menores a los valores reportados en el estudio de Lima et al. (2016) para los mismos parámetros L^* (47,96), C^*_{ab} (98,89) y h_{ab} (56,17).

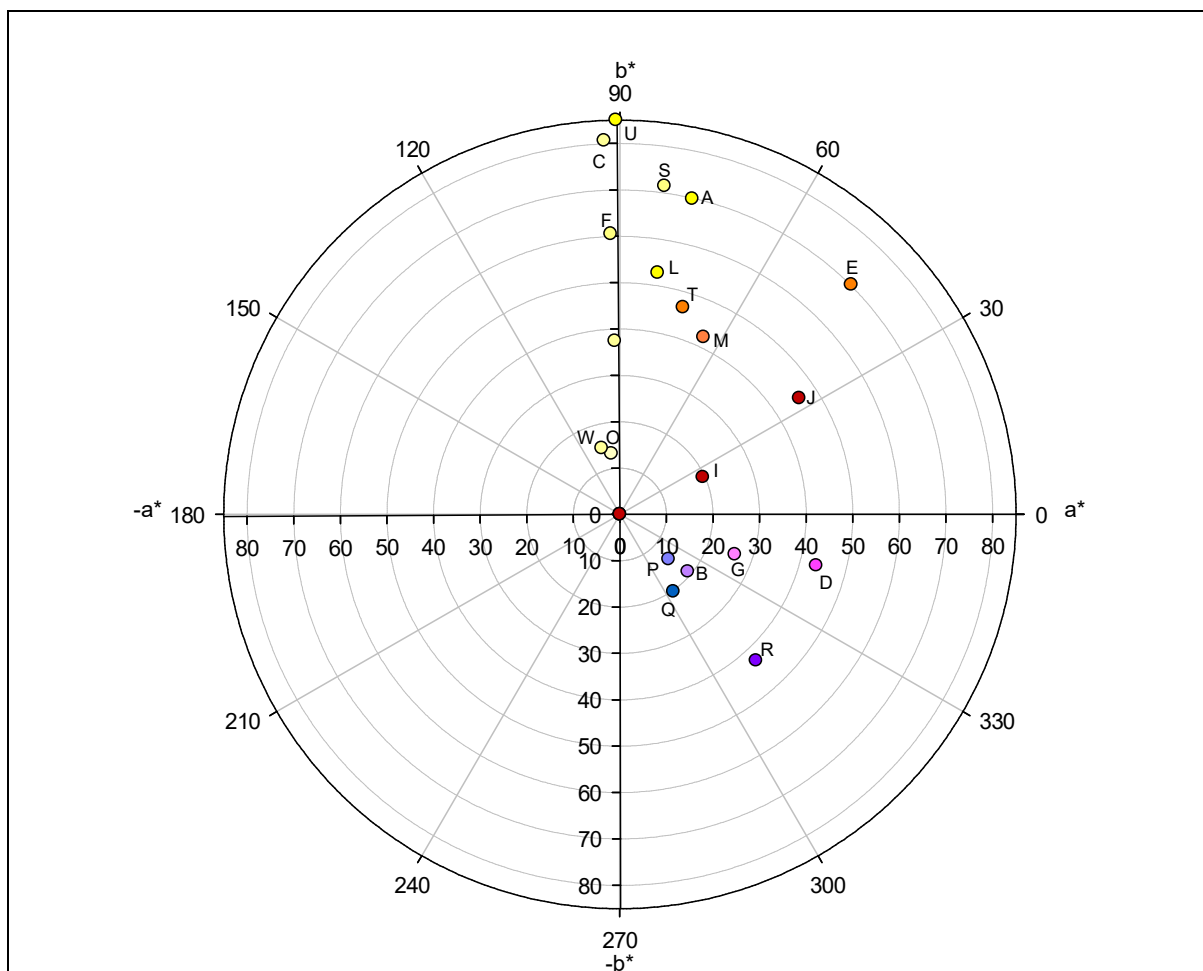


Figura 3. Distribución de las muestras de pétalos de flores en el plano a^*b^* del espacio de color uniforme CIELAB.

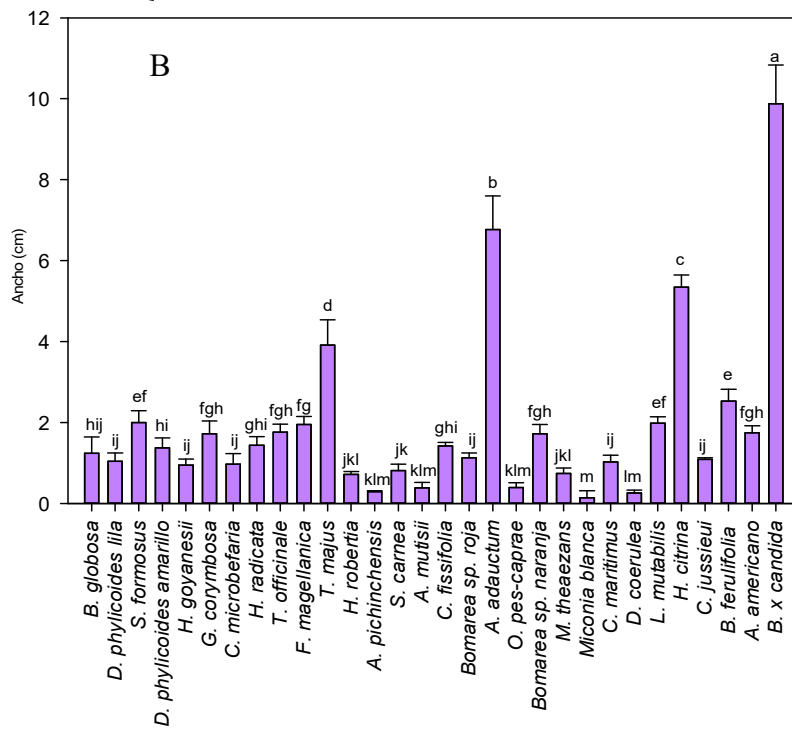
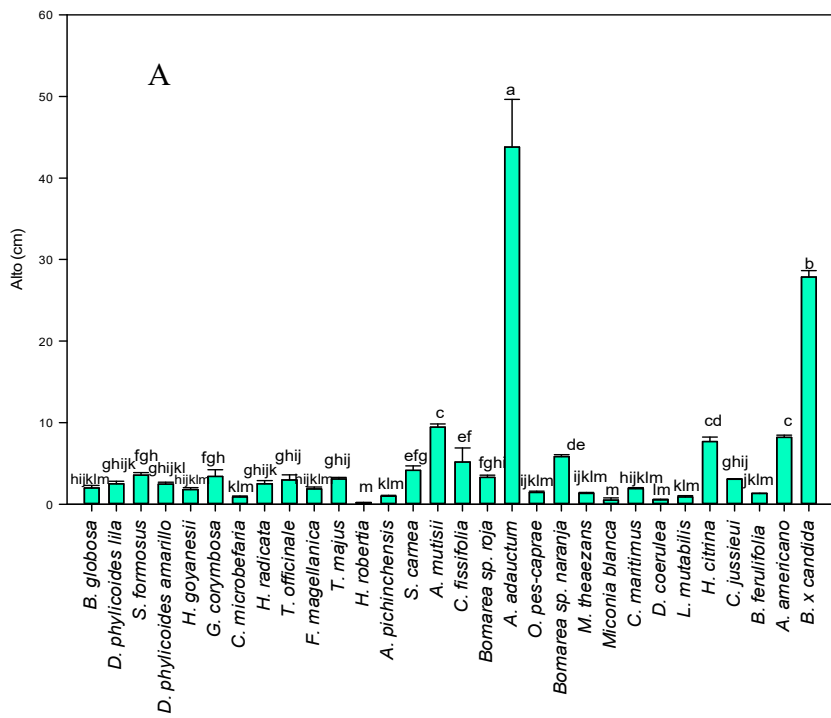
A: *Hypericum goyanesii*; B: *Gentianella corymbosa*; C: *Calceolaria microbefaria*; D: *Fuchsia magellanica*; E: *Tropaeolum majus*; F: *Hypochaeris robertia*; G: *Salvia carnea*; H: *Aetanthus mutisii*; I: *Castilleja fissifolia*; J: *Bomarea* sp. roja.; K: *Argyranthemum adauctum*; L: *Oxalis pes-caprae*; M: *Bomarea* sp. naranja; N: *Miconia theaezans*; O: *Miconia* blanca; P: *Ceanothus maritimus*; Q: *Dalea coerulea*; R: *Lupinus mutabilis*; S: *Hemerocallis citrina*; T: *Chuquiraga jussieui*; U: *Bidens ferulifolia*; V: *Agave americano*; W: *Brugmansia x candida*

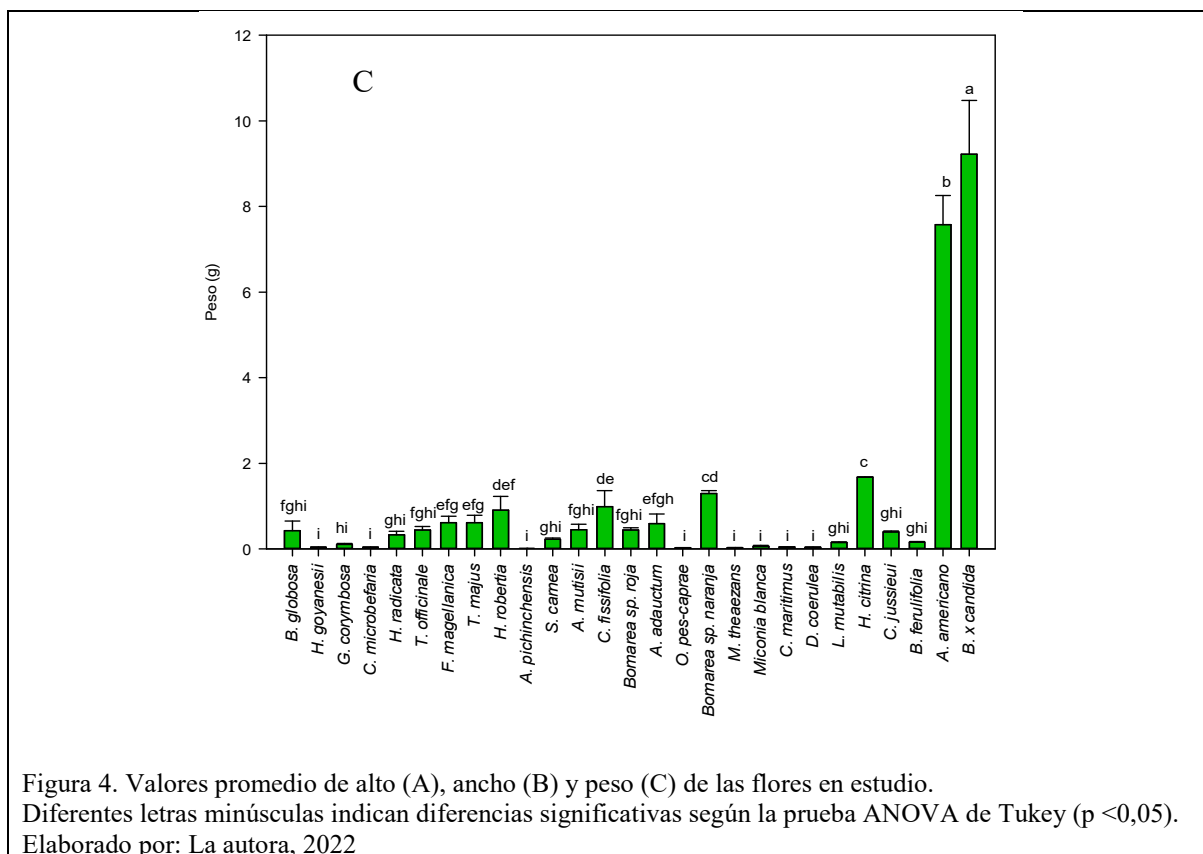
Elaborado por: La autora, 2022

La Figura 4 muestra el alto (Figura 4-A), el ancho (Figura 4-B) y el peso (Figura 4-C) de las flores analizadas en este estudio. El valor promedio del alto de las flores en estudio (Figura 4-A) varió de 0,17 (*Hypochaeris robertia*) a 43,8 cm (*Argyranthemum adauctum*). Por otro lado, en la Figura 4-B se puede observar que los valores promedio del ancho están en un rango de 0,14 (*Miconia*) a 9,88 cm (*Brugmansia x candida*).

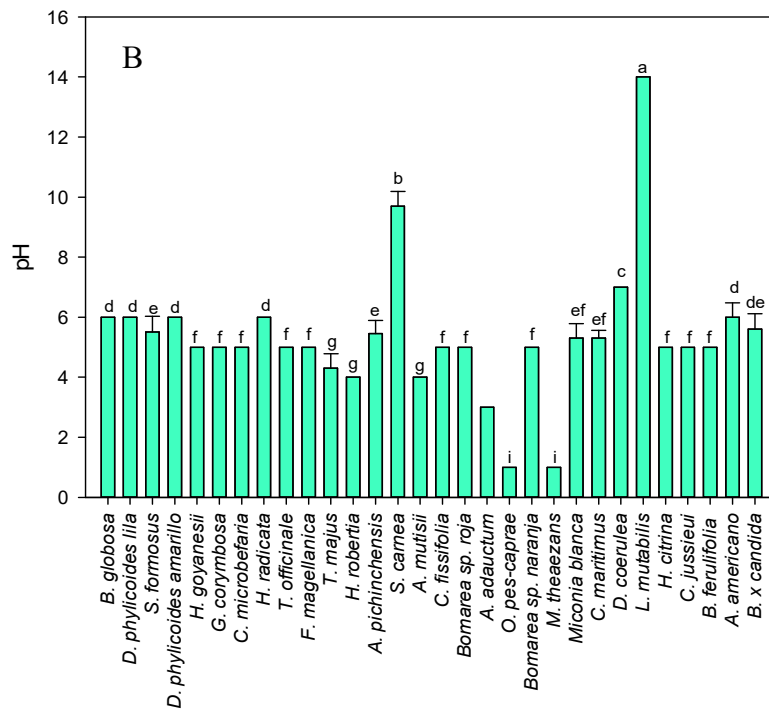
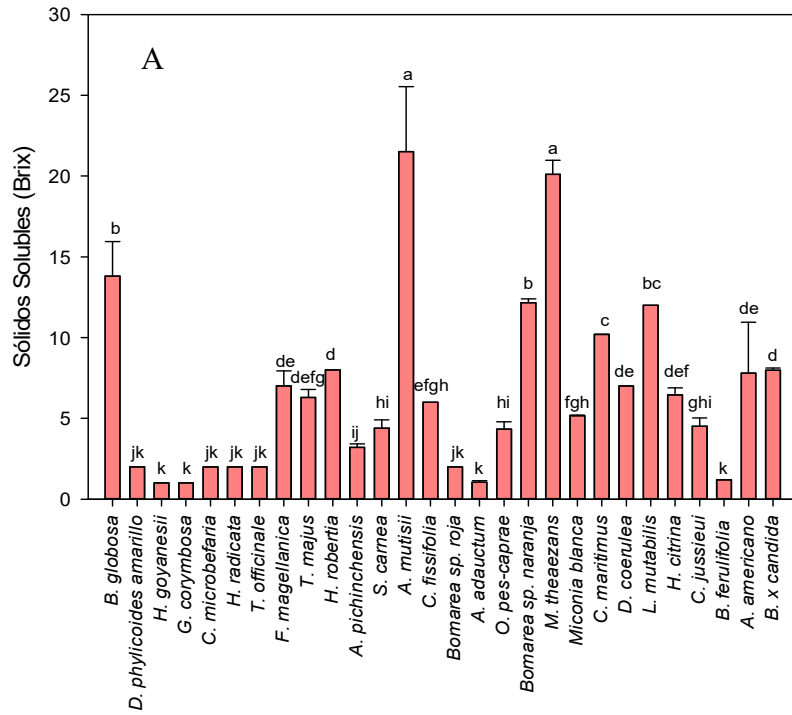
Los resultados obtenidos están de acuerdo con las dimensiones florales reportadas en la literatura y otros estudios. Por ejemplo, los valores de ancho y largo de *Buddleja globosa* (1,24 y 2 cm,

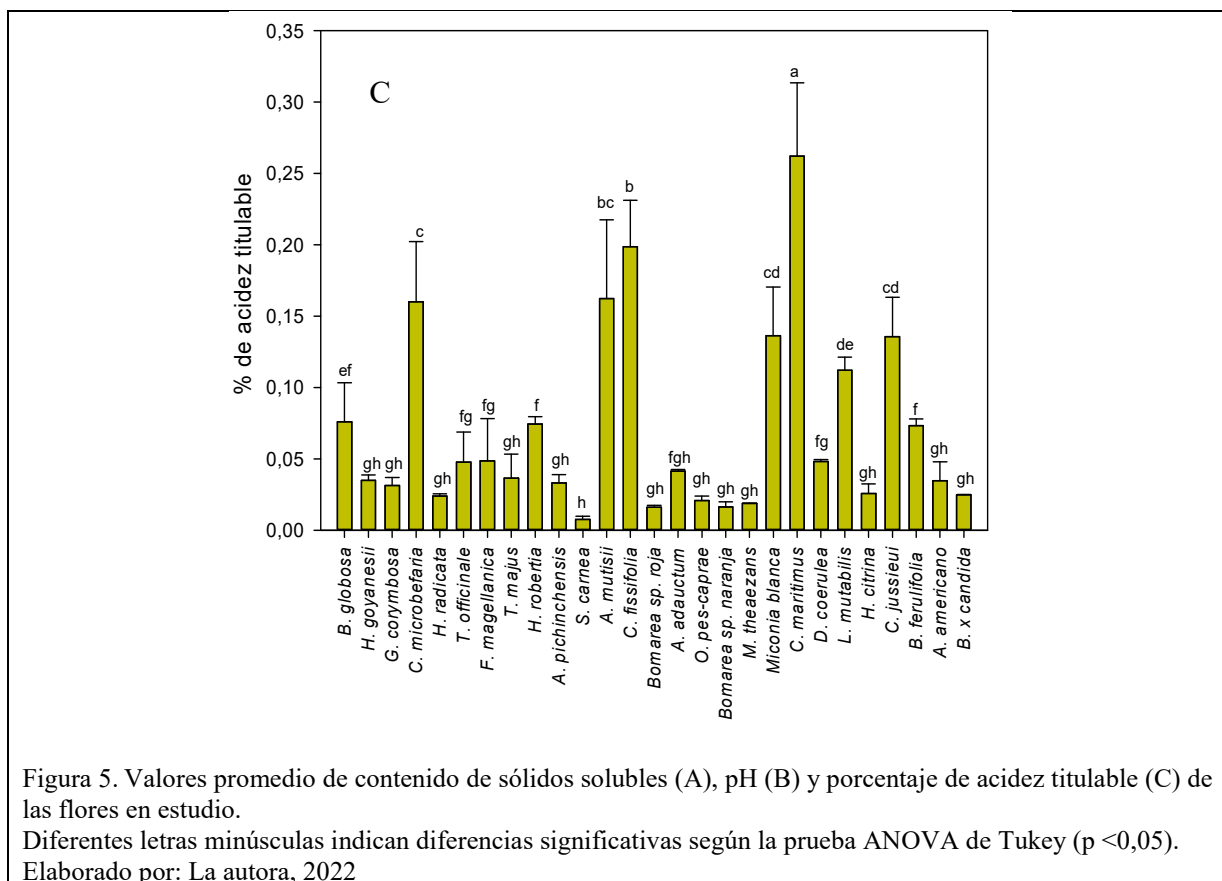
respectivamente) están dentro de los rangos de ancho para la inflorescencia (1-2 cm) y largo de las flores (0,8-1 cm) para esta especie según lo señalado por otros autores (Navas, 1979). La longitud (2,47 cm) y ancho (1,05 cm) de las flores de *Diplostegium phylloides* lila están relacionados a los valores presentados por Bohorquez (2016) que informó rangos de longitud de las lígulas de 1,4 a 1,5 cm y ancho de 0,12 a 0,16 cm, además la longitud de las flores de *Brugmansia x candida* (27,84 cm) mostraron resultados comparables a los reportados por Álvarez (2008) para esta especie. A su vez, Smith-Ramirez (1993) en su estudio reportó valores de largo y ancho de la corola de 2,94 cm y 0,5 cm para las flores de *Fuchsia magellanica*, resultados similares a los obtenidos en el presente estudio (largo 1,88 cm y ancho 1,95 cm). Así mismo, los valores de largo (8,16 cm) y ancho (1,75 cm) de las flores de *Agave americano* están dentro del rango informado en la literatura (largo 11 cm y ancho 6 cm) según estudios de otros autores (Semuli, 2014). En la Figura 4-C se observa que los valores promedio del peso de las flores en estudio mostró un rango entre 0,012 (*Ageratina pichinchensis*) a 9,22 g (*Brugmansia x candida*). Los resultados encontrados en este estudio para el peso de *Tropaeolum majus* (0,61 g) fue consistente con el valor medio reportado por Nunes et al. (2018) para flores de la misma especie (0,72 g).





La Figura 5 muestra el contenido promedio de sólidos solubles (Figura 5-A), el pH (Figura 5-B) y el porcentaje de acidez titulable (Figura 5-C) de las flores analizadas en este estudio. El contenido de los sólidos solubles (SS) (Figura 5-A) mostró valores entre uno (*Hypericum goyanesii* y *Gentianella corymbosa*) a 21,5 °Brix (*Aetanthus mutisii*). En cuanto a los valores de pH (Figura 5-B), estuvieron en un rango entre uno (*Oxalis pes-caprae* y *Miconia theaezans*) a 14 (*Lupinus mutabilis*) y finalmente, los valores de acidez titulable (% AT) expresados en porcentaje de ácido cítrico (Figura 5-C) presentó un rango entre 0,1 (*Salvia carnea*) a 0,26 % (*Ceanothus maritimus*). Los valores de SS (6,3 °Brix), pH (4,3) y % de acidez titulable (0,04 %) de las flores de *Tropaeolum majus* concuerdan con los valores reportados por Lima, et al. (2016) para los mismos parámetros (SS: 7,53 °Brix; pH: 4,97 y % AT: 0,32).





La Figura 6 muestra el porcentaje de cenizas (Figura 6-A) y el porcentaje de humedad (Figura 6-B) de las flores analizadas en este estudio. Así, en la Figura 6-A se puede observar los resultados del porcentaje de ceniza que van de 0,33 (*Brugmansia x candida*) a 6,42 % (*Castilleja fissifolia*). A su vez, en la Figura 6-B se muestra que el porcentaje de humedad osciló entre 42,24 (*Buddleja globosa*) y 95,73 % (*Bidens ferulifolia*). Algunos de los resultados obtenidos en esta investigación fueron similares a los reportados en otros estudios. Por ejemplo, las flores de *Fuchsia magellanica* presentó 89,47 % de humedad, un valor similar (81,26 % de humedad) al reportado por Meléndez-Martínez et al. (2021); y los valores de ceniza (2,15 %) y humedad (91,81 %) de las flores de *Tropaeolum majus* fueron también similares a los informados en el estudio de Navarro-González, et al. (2015) para la misma especie (0,63 % cenizas y 89,32 % humedad); sin embargo, las flores de *Agave americano* en este estudio presentó un menor contenido de humedad (61,73 %) a comparación del valor de humedad (86,62 %) reportado por Semuli (2014). Por otro lado, los porcentajes de ceniza y humedad

(5,08 y 9,77 %, respectivamente) de las flores de *Chuquiraga jussieui* informados en la investigación de Palma (2019) difieren de los valores encontrados en esta experimentación (0,66 % ceniza y 93,3 % humedad), estas diferencia pueden deberse a que el material vegetal fue recolectado en diferentes lugares de la provincia de Pichincha con diferentes altitudes. Además, las flores de *Taraxacum officinale* en este estudio presentaron 1,34 % de cenizas y 69,31 % de humedad, siendo únicamente el contenido de cenizas (2 %) similar al reportado en la investigación de Palate (2021) mientras que el valor de humedad difirió notablemente (5,9 % de humedad).

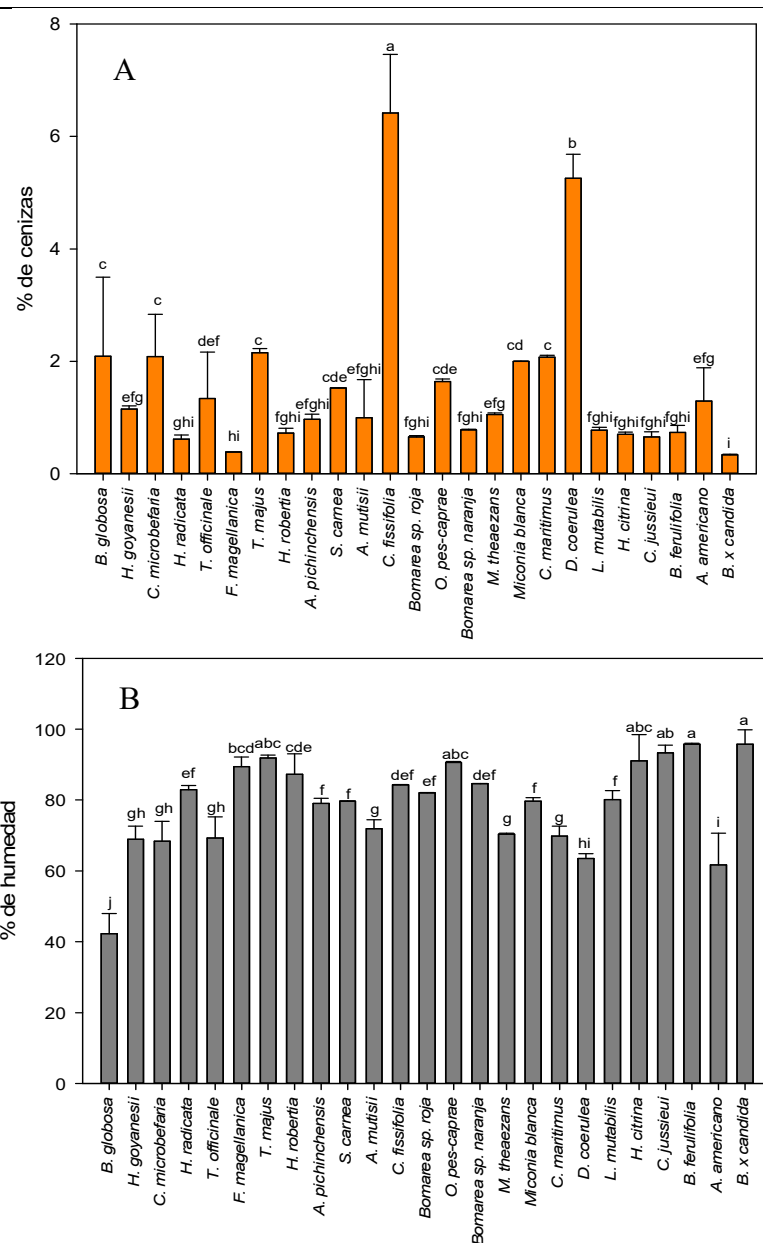
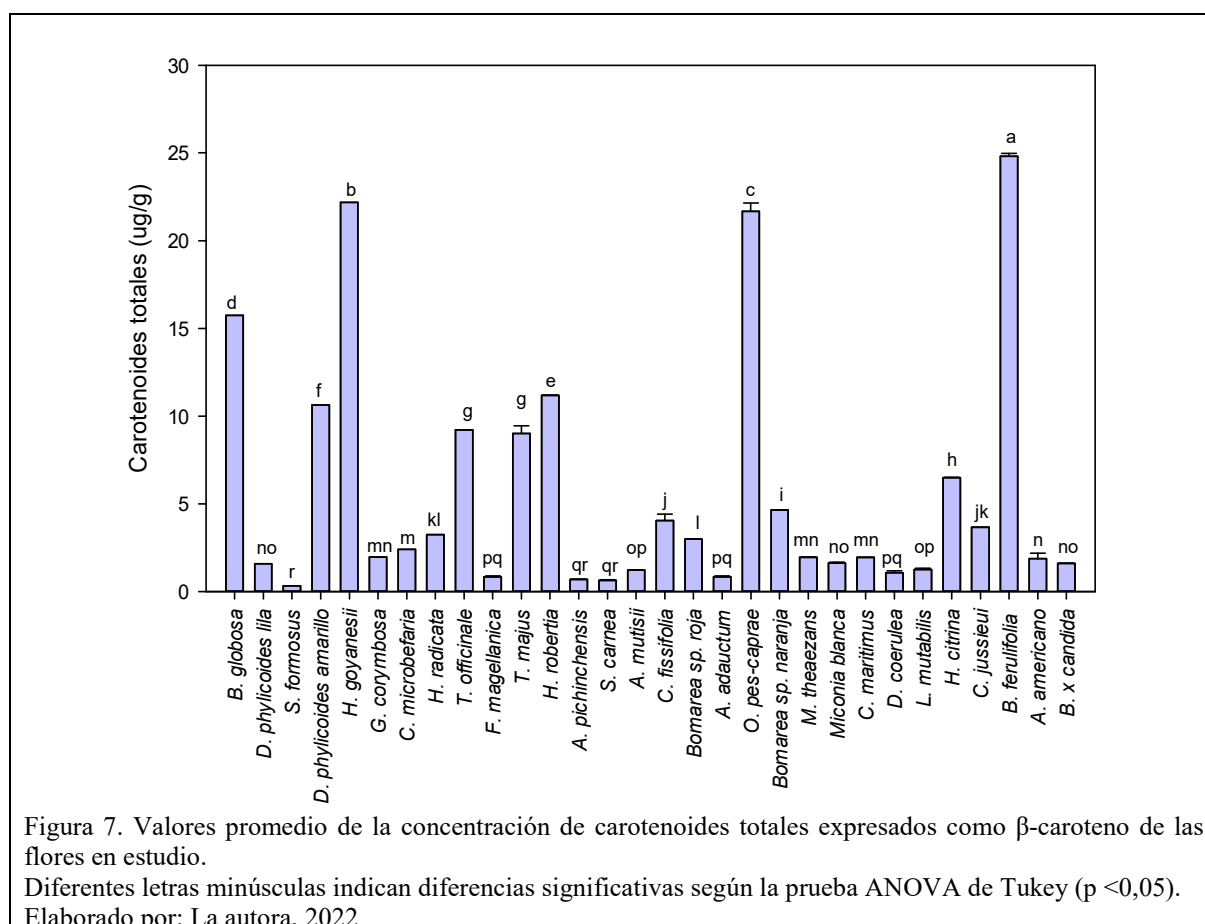


Figura 6. Valores promedio de porcentaje de cenizas (A) y porcentaje de humedad (B) de las flores en estudio. Diferentes letras minúsculas indican diferencias significativas según la prueba ANOVA de Tukey ($p < 0,05$). Elaborado por: La autora, 2022

3.2 Cuantificación de carotenoides totales

Como se observa en la Figura 7, los valores promedio de la concentración de carotenoides totales oscilaron entre 0,32 (*Senecio formosus*, violeta) y 24,81 $\mu\text{g } \beta\text{-caroteno / g}$ de peso seco (PS) (*Bidens ferulifolia*, amarilla). Así, las especies de flores que mostraron los mayores niveles de carotenoides totales fueron: *Bidens ferulifolia* amarilla (24,81 $\mu\text{g } \beta\text{-caroteno / g}$ PS),

Hypericum goyanesii amarilla (22,18 μg β -caroteno / g PS), *Oxalis pes-caprae* amarilla (21,66 μg β -caroteno / g PS), *Buddleja globosa* naranja (15,74 μg β -caroteno / g PS) señalando que las flores amarillas y naranja reportaron las mayores concentraciones de carotenoides tal como sugieren otros autores (Coyago-Cruz, 2017; Lu et al., 2021). A su vez, el contenido de carotenoides totales de *B. ferulifolia* fue cuatro veces mayor que el valor promedio de todas las flores en estudio. El bajo contenido de carotenoides totales en las flores de *Ageratina pichinchensis* violeta (0,69 μg β -caroteno / g PS), *Salvia carnea* fucsia (0,64 μg β -caroteno / g PS) y *Senecio formosus* violeta (0,32 μg β -caroteno / g PS), se puede deber a que los colores violetas o cercanos al mismo están relacionados a compuestos secundarios como las antocianinas que proporcionan a las flores coloraciones de naranja a rojo y de violeta a azul y no a compuestos bioactivos como los carotenoides que tienen colores entre rojo y amarillo tal como sugieren otros autores (Meléndez-Martínez et al., 2021; Park et al., 2015).



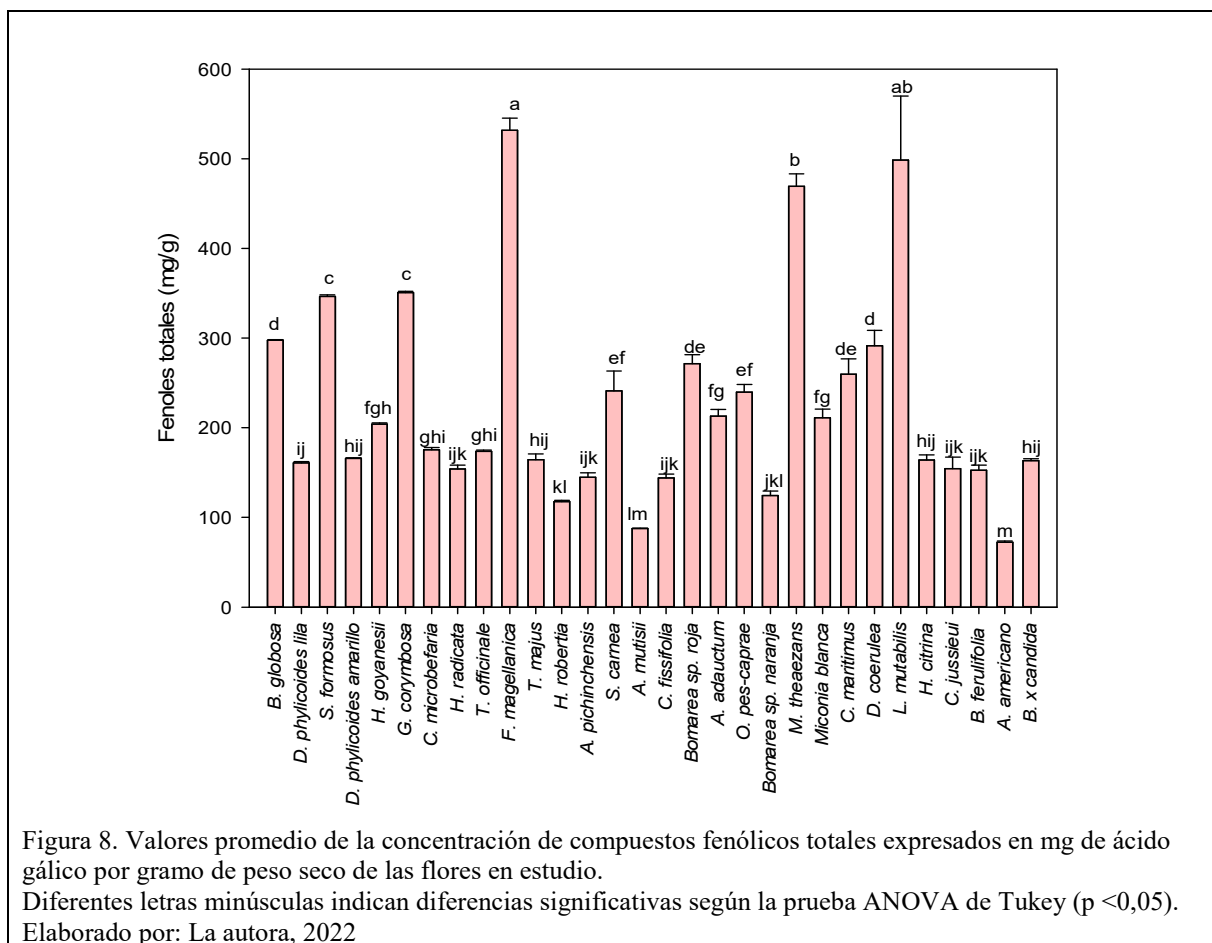
3.3 Cuantificación de compuestos fenólicos totales

De acuerdo a la Figura 8 el contenido de compuestos fenólicos totales (CFT) presentó rangos entre 72,13 mg de equivalentes de ácido gálico (EAG)/ g PS (*Agave americano*) a 531,77 mg EAG/ g PS (*Fuchsia magellanica*). Así, las cinco especies con mayor contenido de compuestos fenólicos totales en este estudio fueron: *Fuchsia magellanica* Lam. (531,77 mg EAG/ g PS), *Lupinus mutabilis* (498,58 mg EAG/ g PS), *Miconia theaezans* (469,27 mg EAG / g PS), *Gentianella corymbosa* (350,63 mg EAG/ g PS) y *Senecio formosus* (346,58 mg EAG/ g PS).

Por otra parte, *F. magellanica* en este estudio mostró valores más altos que los reportados en la investigación de Meléndez-Martínez et al. (2021) para la misma especie con un contenido de 42,49 mg EAG/ 100 g PS; esto pudo deberse al hecho que a pesar de emplear la misma metodología, los materiales vegetales empleados provienen de diferentes regiones, así la especie de Meléndez-Martínez fue adquirida en el Jardín Botánico de Córdoba y se desarrolló en un ambiente con cuatro estaciones; mientras que, la especie en este estudio fue crecida en Ecuador sin estaciones definidas y a una altitud de aproximadamente 3337 metros sobre el nivel de mar (msnm); por tal razón los compuestos bioactivos en estas condiciones son diferentes, tal como señalan otros autores que establecen que las condiciones climáticas (temperatura, radiación ultravioleta), altitud, condiciones agronómicas entre otras produce cambios en dichos compuestos (Coyago, 2017; Jamil et al., 2018; Mejía-Giraldo et al., 2016; Torres, 2015).

Por otra parte, en este estudio los pétalos de flores *Lupinus mutabilis* mostraron concentraciones de compuestos fenólicos totales de 498,58 mg EAG / g PS, valor que fue considerablemente mayor que el valor reportado por Chirinos et al. (2013) en la semilla desamargada de la misma especie con un valor de 12,1 mg EAG/g PS, utilizando como solvente de la extracción HCl al 0.1% en una mezcla solvente (MetOH / agua, 80:20, v / v). A su vez, el contenido de compuestos fenólicos totales presentes en las flores de *Agave americano* (72,13 mg / g PS), fue mayor que

el reportado por Chirinos et al. (2013) en las hojas de *Agave americano* (9,9 mg EAG/g PS). Estas diferencias en la concentración de compuestos fenólicos totales, puede deberse a que el contenido es muy variable dependiendo de la especie vegetal en estudio, la forma de extracción, la metodología empleada para la cuantificación y otros factores que repercuten en el tipo de compuestos fenólicos extraídos y los valores de concentración que se reportan (Lara-Cortés et al., 2014). Además, se conoce que dependiendo de la planta que se emplee, la concentración de compuestos fenólicos es variable. Así mismo factores como, la diversidad genética (variedad y origen de la muestra), condiciones climáticas (intensidad de la luz, clima, temperatura), geográficas, uso de fertilizantes, pueden afectar el contenido de estos compuestos bioactivos en las plantas (Coyago, 2017; Pacheco et al., 2020).



3.4 Actividad antioxidante por el método ABTS

En la Figura 9 se observa que la actividad antioxidante en las flores de las especies en estudio presentó valores entre 43,13 (*Hypochaeris radicata*) y 182,08 eq. trolox $\mu\text{mol} / \text{g PS}$ (*Bomarea* sp. naranja). Así, los valores más altos de capacidad antioxidante se observaron en las especies *Bomarea* sp. naranja, *Miconia theaezans*, *Bomarea* sp. roja y *Fuchsia magellanica*, con valores de 182,08; 165,14; 164,10 y 161,08 eq. trolox $\mu\text{mol} / \text{g PS}$, respectivamente.

El alto valor de actividad antioxidante en las flores de *F. magellanica* puede estar relacionado con el alto contenido de compuestos fenólicos que poseen, tal como señalan varios autores (Coyago, 2017; Giraldo & Ramírez, 2013; Maisuthisakul et al., 2007; Wang et al., 2018).

Por otro lado, las especies de flores que presentaron menor actividad antioxidante fueron *Hypochaeris radicata* (43,3 eq. trolox $\mu\text{mol/g}$), *Taraxacum officinale* (49,41 eq. trolox $\mu\text{mol/g}$) y *Agave americano* (51,60 eq. trolox $\mu\text{mol/g}$). Así, el valor reportado por Ko et al. (2017) para la actividad captadora de radicales ABTS (97 %) de las flores de *Hypochaeris radicata* presentaría un valor mayor que la concentración de 4,3 eq. trolox $\mu\text{mol/g}$ (26,39 %) reportada en el presente estudio. A pesar de que el método para la determinación de la actividad antioxidante fue el mismo (captura de radicales ABTS), el solvente y las condiciones utilizadas en el ensayo variaron, lo que influyó en los resultados, tal como siguieren otros autores (Chitrakar et al., 2019; Takahashi et al., 2020).

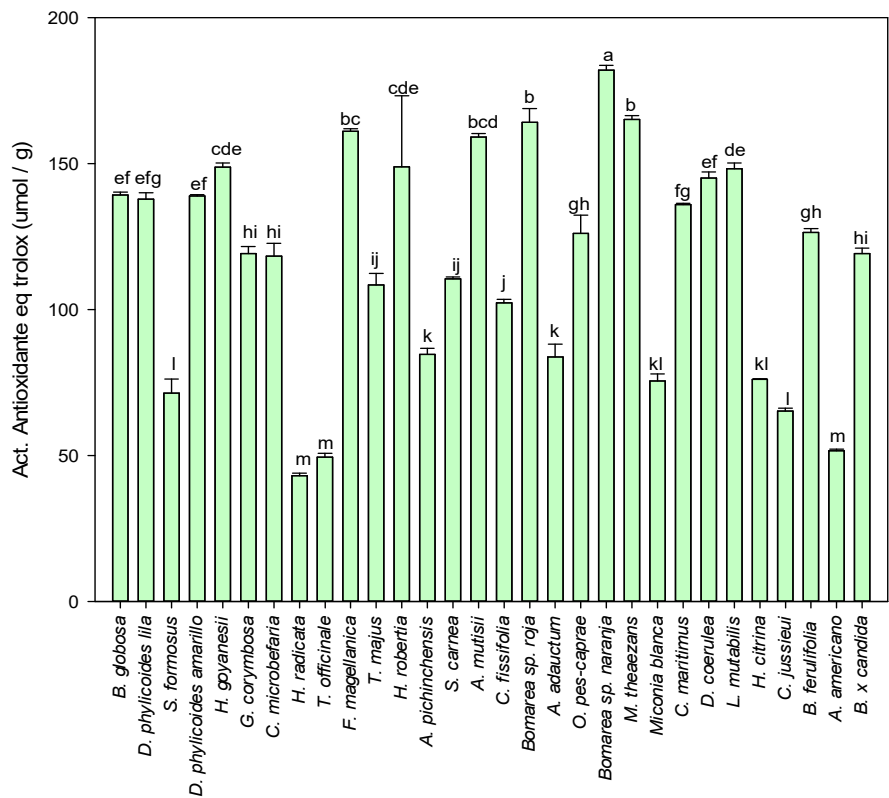


Figura 9. Actividad antioxidante de las flores en estudio expresado como concentración de equivalentes de Trolox $\mu\text{mol} / \text{g}$ PS.
 Diferentes letras minúsculas indican diferencias significativas según la prueba ANOVA de Tukey ($p < 0,05$).
 Elaborado por: La autora, 2022

4 Conclusiones

En relación a las características físicas de las flores, las flores de *Argyranthemum adauctum* fueron las más largas (43,8 cm), *Brugmansia x candida* fueron las más anchas (9,88 cm) y las de mayor peso medio (9,22 g) y *Tropaeolum majus*, *Bidens ferulifolia* y *Calceolaria microbefaria* fueron las especies que mostraron los más altos valores en los parámetros de color a* (49,69), b* (85,02) y L* (76,98). En relación a las propiedades químicas diferentes especies mostraron niveles altos de sólidos solubles [*Aetanthus mutisii* (21,5 °Brix)], pH [*Lupinus mutabilis* (14)], acidez titulable [*Ceanothus maritimus* (0,26 %)], cenizas [*Castilleja fissifolia* (6,42 %)] y humedad [*Bidens ferulifolia* (95,73 %)].

Con respecto a los compuestos bioactivos, las especies con la mayor concentración de carotenoides totales fueron en orden creciente: *Buddleja globosa* naranja (15,74 µg β-caroteno / g PS), *Oxalis pes-caprae* amarilla (21,66 µg β-caroteno / g PS), *Hypericum goyanesii* amarilla (22,18 µg β-caroteno / g PS) y *Bidens ferulifolia* amarilla (24,81 µg β-caroteno / g PS). Así, las flores amarillas y naranjas presentaron mayor contenido de carotenoides totales en relación al resto de flores evaluadas. Además, las especies con mayores concentraciones de compuestos fenólicos totales fueron en orden creciente: *Miconia theaezans* (469,27 mg EAG / g PS), *Lupinus mutabilis* (498,58 mg EAG/ g PS) y *Fuchsia magellanica* (531,77 mg EAG/ g PS).

Finalmente, las especies con mayor actividad antioxidante fueron, en orden creciente: *Fuchsia magellanica* (161,08 eq. trolox µmol / g PS), *Bomarea* sp. roja (164,10 eq. trolox µmol / g PS), *Miconia theaezans* (165,14 eq. trolox µmol / g PS) y *Bomarea* sp. naranja (182,08 eq. trolox µmol / g PS).

Por los resultados obtenidos, las flores de páramo evaluadas concentran importantes contenidos de compuestos bioactivos, como carotenoides y compuestos fenólicos, que son antioxidantes

naturales, y, en consecuencia, podrían contribuir en el desarrollo de nuevos productos contra los radicales libres y que ayuden en el mantenimiento de la salud.

5 Recomendaciones

Ampliar la investigación, realizando estudios que permitan evaluar el valor nutricional y niveles de toxicidad de las flores estudiadas para que puedan ser ingeridas por las personas.

Realizar la cuantificación de los parámetros físico-químicos inmediatamente después de la recolección para que el material vegetal no se deteriore y no se alteren los resultados.

Para una correcta evaluación de la actividad antioxidante, los análisis deben preferiblemente ser realizados en la oscuridad y lo más rápido que sea posible, ya que los reactivos utilizados tienden a degradarse con la exposición ambiente.

6 Referencias bibliográficas

- Aguilar-Paredes, O. A., Castillo-Guevara, C., Díaz-Godínez, R., Nieto-Camacho, A., & Méndez-Iturbide, D. (2018). Antioxidants and inhibition of free radicals: lipoperoxidation and carbonylation. *Mexican Journal of Biotechnology*, 3(1), 60–72. <https://doi.org/10.29267/mxjb.2018.3.1.60>
- Aguirre-Joya, J. A., Zugasti-Cruz, A., Belmares-Cerda, R., Aguilar, C. N., & De la Garza-Toledo, H. (2012). Actividad antioxidante de algunas plantas tropicales, subtropicales y semidesérticas. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*, 4(7), 1–7. Recuperado de <http://www.postgradoeinvestigacion.uadec.mx/divulgacionAQM.html>
- Ali-Shtayeh, M. S., Jamous, R. M., Zaitoun, S. Y. A., & Qasem, I. B. (2014). In-vitro screening of acetylcholinesterase inhibitory activity of extracts from Palestinian indigenous flora in relation to the treatment of Alzheimer's disease. *Functional Foods in Health and Disease*, 4(9), 381–400. <https://doi.org/10.31989/ffhd.v4i9.149>
- Alzate, F., Álvarez, A., Miranda-Esquivel, D. R., & Morrone, J. J. (2018). Aplicación de índices filogenéticos para la definición de prioridades de conservación en los páramos del noroeste de los Andes. *Revista de Biología Tropical*, 66(4), 1353–1361. <https://doi.org/10.15517/rbt.v66i4.31049>
- Angerhofer, C. K., Maes, D., & Giacomoni, P. U. (2009). The use of natural compounds and botanicals in the development of anti-aging skin care products. En *Skin Aging Handbook* (pp. 205–263). William Andrew Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-0-8155-1584-5.50014-4>
- Armenteros, M., Ventanas, S., Morcuende, D., Estévez, M., & Ventanas, J. (2012). Empleo de antioxidantes naturales en productos cárnicos. *Eurocarne*, (207), 63–73. Recuperado de http://www.eurocarne.com/daal/a1/boletin_imagenes/a2/20705.pdf
- Barros, R. G. C., Andrade, J. K. S., Pereira, U. C., de Oliveira, C. S., Rafaella Ribeiro Santos

- Rezende, Y., Oliveira Matos Silva, T., ... Narain, N. (2020). Phytochemicals screening, antioxidant capacity and chemometric characterization of four edible flowers from Brazil. *Food Research International journal*, 130(108899), 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108899>
- Bobo-García, G., Davidov-Pardo, G., Arroqui, C., Vírveda, P., Marín-Arroyo, M. R., & Navarro, M. (2014). Intra-laboratory validation of microplate methods for total phenolic content and antioxidant activity on polyphenolic extracts, and comparison with conventional spectrophotometric methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(1), 204–209. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6706>
- Carmona-Hernandez, J. C., Taborda-Ocampo, G., & González-Correa, C. H. (2021). Folin-ciocalteu reaction alternatives for higher polyphenol quantitation in colombian passion fruits. *International Journal of Food Science*, 2021, 1–10. <https://doi.org/10.1155/2021/8871301>
- Céspedes, T., & Sánchez, D. (2000). Algunos aspectos sobre el estrés oxidativo, el estado antioxidante y la terapia de suplementación. *Revista Cubana de Cardiología y Cirugía Cardiovascular*, 14(1), 55–60.
- Chirinos, R., Pedreschi, R., Rogez, H., Larondelle, Y., & Campos, D. (2013). Phenolic compound contents and antioxidant activity in plants with nutritional and/or medicinal properties from the Peruvian Andean region. *Industrial Crops and Products*, 47, 145–152. <https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2013.02.025>
- Córdova, A., & Iglesias, E. (2016). Uso de antioxidantes en la ganadería. *Ganadero*, 41(4), 164–173.
- De la Cruz, M. A., Ulloa Curizaca, N., & Noriega, P. (2019). Compuesto fenólicos y actividad antioxidante de extractos hidroalcohólicos provenientes de la flores de *Dalea Coerulea* (L.F.) Schinz & Thell. En *VII Congreso latinoamericano de plantas medicinales*

“*Plutarco Naranjo*” (p. 207). Cuenca.

De la Cruz Sánchez, E., Pino Ortega, J., Moreno Conteras, M. I., Cañadas Alonso, M., & Ruiz-Risueño Abab, J. (2008). Micronutrientes antioxidantes y actividad física: evidencias de las necesidades de ingesta a partir de las nuevas tecnologías de evaluación y estudio del estrés oxidativo en el deporte. *Retos, Nuevas tendencias en Educación Física, Deporte y Recreación*, (13), 11–14. <https://doi.org/10.47197/retos.v0i13.35021>

Edición médica. (2021, septiembre 22). En Ecuador hay 100.000 personas con demencia, el 60% tiene Alzheimer [Publicación blog]. Recuperado de <https://www.edicionmedica.ec/secciones/salud-publica/en-ecuador-hay-100-000-personas-con-demencia-el-60-tiene-alzheimer-98098>

Finkel, T., & Holbrook, N. J. (2000). Oxidants, oxidative stress and the biology of ageing. *Nature*, 408, 239–247. <https://doi.org/10.1038/35041687>

García Martínez, E., Fernández Segovia, I., & Fuentes López, A. (2015). *Determinación de polifenoles totales por el método de Folin- Ciocalteu. Etsiamn Universitat Politècnica de València*.

Garzón, G. A., & Wrolstad, R. E. (2009). Major anthocyanins and antioxidant activity of Nasturtium flowers (*Tropaeolum majus*). *Food Chemistry*, 114(1), 44–49. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2008.09.013>

Gonçalves, S., Moreira, E., Andrade, P. B., Valentão, P., & Romano, A. (2019). Effect of in vitro gastrointestinal digestion on the total phenolic contents and antioxidant activity of wild Mediterranean edible plant extracts. *European Food Research and Technology*, 245, 753–762. <https://doi.org/10.1007/s00217-018-3197-y>

González, J., & León, M. (2016). Aislamiento de genes antioxidantes a partir de plantas endémicas de México. *Jovenes en la Ciencia*, 2(1), 395–399.

Guerrero Bonilla, D. A., Granda-Albuja, M. G., Guevara, M., Iturralde, G. A., Jaramillo-

- Vivanco, T., Giampieri, F., & Alvarez-Suarez, J. M. (2019). Bioactive compounds and antioxidant capacity of *Chuquiraga jussieui* J.F.Gmel from the highlands of Ecuador. *Natural Product Research*, 34(18), 2652–2655. <https://doi.org/10.1080/14786419.2018.1548450>
- Hicks, J. J., Torres, Y., & Sierra, M. P. (2006). Estrés oxidante. Concepto y clasificación. *Revista de Endocrinología y Nutrición*, 14(4), 223–226.
- Hofstede, R. (2014). *Los páramos andinos ¿Qué sabemos? Estado de conocimiento sobre el impacto del cambio climático en el ecosistema páramo. Tiempos de Crisis sistémica*. Quito: UICN, Quito, Ecuador. <https://doi.org/10.2307/j.ctvpv50bh.8>
- Hurst, J. (2002). *Methods of analysis for functional foods and nutraceuticals*. CRC Press.
- Jamil, N., Mohd Zairi, M. N., Mohd Nasim, N. A., & Pa'ee, F. (2018). Influences of environmental conditions to phytoconstituents in *Clitoria ternatea* (butterfly pea flower) – A Review. *Journal of Science and Technology*, 10(2), 208–228. <https://doi.org/10.30880/jst.2018.10.02.029>
- Jordheim, M., Skaar, I., Lunder, H., & Andersen, Ø. M. (2011). Anthocyanins from Fuchsia flowers. *Natural Product Communications*, 6(1), 35–40. <https://doi.org/10.1177/1934578x1100600109>
- Ko, H. M., Eom, T. K., Song, S. K., Jo, G. Y., & Kim, J. S. (2017). Tyrosinase and α -glucosidase inhibitory activities and antioxidant effects of extracts from different parts of *Hypochaeris radicata*. *Korean Journal of Medicinal Crop Science*, 25(3), 139–145. <https://doi.org/10.7783/kjmcs.2017.25.3.139>
- Kucekova, Z., Mlcek, J., Humpolicek, P., & Rop, O. (2013). Edible flowers - antioxidant activity and impact on cell viability. *Central European Journal of Biology*, 8(10), 1023–1031. <https://doi.org/10.2478/s11535-013-0212-y>
- Kuskoski, E. M., Vega, J. M., Rios, J. J., Fett, R., Troncoso, A. M., & Asuero, A. G. (2003).

- Characterization of anthocyanins from the fruits of Baguagçu (*Eugenia umbelliflora* Berg). *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 51(18), 5450–5454.
<https://doi.org/10.1021/jf030014z>
- Lara-Cortés, E., Martín-Belloso, O., Osorio-Díaz, P., Barrera-Necha, L., Sánchez-López, J., & Bautista-Baños, S. (2014). Actividad antioxidante, composición nutrimental y funcional de flores comestibles de dalia. *Revista Chapingo Serie Horticultura*, 20(1), 101–116.
<https://doi.org/10.5154/r.rchsh.2013.07.024>
- Litescu, S. C., Eremia, S. A. V., Tache, A., Vasilescu, I., & Radu, G. L. (2014). The use of oxygen radical absorbance capacity (ORAC) and trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC) assays in the assessment of beverages' antioxidant properties. En V. Preedy (Ed.), *Processing and impact on antioxidants in beverages* (pp. 245–251). Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-404738-9.00025-8>
- Llacuna, L., & Mach, N. (2012). Papel de los antioxidantes en la prevención del cáncer. *Revista Española de Nutrición Humana y Dietética*, 16(1), 16–24. [https://doi.org/10.1016/S2173-1292\(12\)70067-4](https://doi.org/10.1016/S2173-1292(12)70067-4)
- Londoño, J. (2011). *Antioxidantes: importancia biológica y métodos para medir su actividad*. Corporación Universitaria Lasallista.
- López, A., Fernando, C., Lazarova, Z., Bañuelos, R., & Hugo Sánchez, S. (2012). Antioxidantes, un paradigma en el tratamiento de enfermedades. *Revista ANACEM*, 6(1), 48–53.
- Lu, C., Li, Y., Wang, J., Qu, J., Chen, Y., Chen, X., ... Dai, S. (2021). Flower color classification and correlation between color space values with pigments in potted multiflora chrysanthemum. *Scientia Horticulturae*, 283(July 2020), 110082.
<https://doi.org/10.1016/j.scienta.2021.110082>
- Maisuthisakul, P., Suttajit, M., & Pongsawatmanit, R. (2007). Assessment of phenolic content

- and free radical-scavenging capacity of some Thai indigenous plants. *Food Chemistry*, *100*(4), 1409–1418. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.11.032>
- Martín, D. A. (2018). Los compuestos fenólicos, un acercamiento a su biosíntesis, síntesis y actividad biológica. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, *9*(1), 81–104. <https://doi.org/10.22490/21456453.1968>
- Mejía-Giraldo, J. C., Henao-Zuluaga, K., Gallardo, C., Atehortúa, L., & Puertas-Mejía, M. A. (2016). Novel in vitro antioxidant and photoprotection capacity of plants from high altitude ecosystems of Colombia. *Photochemistry and Photobiology*, *92*, 150–157. <https://doi.org/10.1111/php.12543>
- Meléndez-Martínez, A. J. (2017). *Carotenoides en agroalimentación y salud* (Editorial). Mexico.
- Meléndez-Martínez, A. J., Benítez, A., Corell, M., Hernanz, D., Mapelli-Brahm, P., Stinco, C., ... Cámara-Martos, F. (2021). Screening for innovative sources of carotenoids and phenolic antioxidants among flowers. *Foods*, *10*(2625), 1–23. <https://doi.org/10.3390/foods10112625>
- Mesa-Vanegas, A. M., Zapata-Uribe, S., Arana, L. M., Zapata, I. C., Monsalve, Z., & Rojano, B. (2015). Actividad antioxidante de extractos de diferente polaridad de *Ageratum conyzoides* L. *Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromaticas*, *14*(1), 1–10.
- Milek, M., Marcinčáková, D., & Legáth, J. (2019). Polyphenols content, antioxidant activity, and cytotoxicity assessment of taraxacum officinale extracts prepared through the micelle-mediated extraction method. *Molecules*, *24*(1025), 1–14. <https://doi.org/10.3390/molecules24061025>
- Montero, M. (1996). Los radicales libres y las defensas antioxidantes. Revisión. *Anales de la Facultad de Medicina*, *57*(4), 278–281. Recuperado de

<http://revistasinvestigacion.unmsm.edu.pe/index.php/anales/article/view/4897>

- Moraes, T. V., Montenegro, J., Marques, T. S., Evangelista, L. M., Rocha, C. B., Teodoro, A. J., ... Moreira, R. F. A. (2021). Perfil fitoquímico e atividade antioxidante de flores e frutos de *Pereskia aculeata* Miller. *Scientia Plena*, 17(5), 1–17. <https://doi.org/10.14808/sci.plena.2021.051503>
- Morales-Betancourt, J. A., & Estévez-Varón, J. V. (2006). El páramo: ¿ ecosistema en vía de extinción? *Revista Luna azul*, (22), 39–51.
- Museo Ecuatoriano de Ciencias Naturales del Instituto Nacional de Biodiversidad. (2015). *Plantas de los páramos del Distrito Metropolitano de Quito, Ecuador* (Publicación). Quito: Patrimonio Natural del Ecuador. Recuperado de <http://www.mobot.org/MOBOT/Research/pdf/PlantasParamosDMQ.pdf>
- Navarro-González, I., Andreo-Martínez, P., & García-Martínez, N. (2021). Beneficios de los compuestos bioactivos del mangostán en la enfermedad de Alzheimer: Revisión narrativa. *Revista de Discapacidad, Clínica y Neurociencias*, 8(1), 28. <https://doi.org/10.14198/dcn.19622>
- Pacheco, F., Pinto-Catari, I., Ramirez, D., Peraza, M., & Orosco, C. (2020). Compuestos bioactivos y evaluación de la actividad antioxidante de cálices y hojas de *Hibiscus sabdariffa* Linn. *Bio Scientia*, 3(5), 12–18.
- Pădureț, S., Amariei, S., Gutt, G., & Piscuc, B. (2016). The evaluation of dandelion (*Taraxacum officinale*) properties as a valuable food ingredient. *Romanian Biotechnological Letters*, 21(3), 11569–11575.
- Park, C. H., Chae, S. C., Park, S. Y., Kim, J. K., Kim, Y. J., Chung, S. O., ... Park, S. U. (2015). Anthocyanin and carotenoid contents in different cultivars of chrysanthemum (*Dendranthema grandiflorum* ramat.) flower. *Molecules*, 20, 11090–11102. <https://doi.org/10.3390/molecules200611090>

- Peña, C. B., & Restrepo, L. P. (2013). Compuestos fenólicos y carotenoides en la papa : revisión. *Actualización en Nutrición*, 14(1), 25–32.
- Purohit, S. R., Rana, S. S., Idrishi, R., Sharma, V., & Ghosh, P. (2021). A review on nutritional, bioactive, toxicological properties and preservation of edible flowers. *Future Foods*, 4, 1–14. <https://doi.org/10.1016/j.fufo.2021.100078>
- Rangel-Ch., J. R. (2018). *Colombia diversidad biótica XVI Patrones de riqueza y de diversidad de las plantas con flores en el bioma de páramo* (Primera ed). Bogotá: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias, Instituto de Ciencias Naturales.
- Re, R., Pellegrini, N., Proteggente, A., Pannala, A., Yang, M., & Rice-Evans, C. (1999). Antioxidant activity applying an improved ABTS radical cation decolorization assay. *Free Radical Biology & Medicine*, 26, 1231–1237.
- Robards, K., Prenzler, P. D., Tucker, G., Swatsitang, P., & Glover, W. (1999). Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits. *Food Chemistry*, 66(4), 401–436. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(99\)00093-X](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(99)00093-X)
- Rodriguez, O. E., & Torrenegra, R. D. (2018). Flavonoids, terpenes and the anti-Oxidant activity of *Diplostephium phyllicoides* (H.B.K.) Wedd. *Indian Journal of Science and Technology*, 11(13), 1–7. <https://doi.org/10.17485/ijst/2018/v11i13/121514>
- Saini, R. K., Nile, S. H., & Park, S. W. (2015). Carotenoids from fruits and vegetables: Chemistry, analysis, occurrence, bioavailability and biological activities. *Food Research International*, 76(3), 735–750. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.07.047>
- Senguttuvan, J., & Subramaniam, P. (2014). Micropropagation of medicinal herb, *Hypochoeris radicata* L. via indirect organogenesis. *Research in Biotechnology*, 5(3), 1–9. Recuperado de <http://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=lah&AN=20143271478&site=ehost-live%0Ahttp://researchinbiotechnology.com/article/view/308/280%0Aemail:>

paulsami@yahoo.com

- Shahidi, F., & Zhong, Y. (2015). Measurement of antioxidant activity. *Journal of Functional Foods*, 18, 757–781. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2015.01.047>
- Shymanska Oksana, V. O., & Fishchenko Valentyna, R. D. (2020). Antioxidant potential of some Asteraceae Bercht. & J. Presl. representatives. *Agrobiodiversity for Improving Nutrition, Health and Life Quality*, 70–77. <https://doi.org/10.15414/agrobiodiversity.2020.2585-8246.070-77>
- Singh, A., Ahmad, S., & Ahmad, A. (2015). Green extraction methods and environmental applications of carotenoids-a review. *RSC Advances*, 5, 62358–62393. <https://doi.org/10.1039/c5ra10243j>
- Takahashi, J. A., Rezende, F. A. G. G., Moura, M. A. F., Dominguet, L. C. B., & Sande, D. (2020). Edible flowers: bioactive profile and its potential to be used in food development. *Food Research International*, 129, 108868. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108868>
- Torres, F. (2015). Etnobotánica y bioprospección en páramos y bosques de neblina del norte peruano: conocimiento tradicional para la ciencia e innovación. *Instituto de Montaña*, 20. Recuperado de https://paramos.portalces.org/articulos/CdIP_Act1.2_IM_EtnobotanicaBioprospeccionParamos.pdf
- Torres, F. (2017). Conservación de los páramos andinos Un sistema territorial de innovación en el norte del Perú. *Leisa Revisa de Agroecología*, 33(1), 1–40. Recuperado de www.leisa-al.org
- Torres, F., & Ganoza, M. (2017). Etnobotánica y sistemas de extracción para compuestos fenólicos, actividad antioxidante y toxicidad de plantas de páramos y bosques nublados del norte peruano. *Revista Peruana de Medicina Integrativa*, 2(2), 101–109. <https://doi.org/10.26722/rpmi.2017.22.51>

- Ulloa, C., Álvarez, S., Jørgensen, P., & Minga, D. (2008). *Guía de 100 Plantas silvestres del páramo del Parque Nacional Cajas. Guia de 100 plantas silvestres del paramo del Parque Nacional de Cajas*. Cuenca: Ministerio del Ambiente. Recuperado de <https://www.mobot.org/MOBOT/research/paramo/pdf/GuiaPlantas.pdf>
- Valadon, L. R. G., & Mummery, R. S. (1967). Carotenoids of certain compositae flowers. *Phytochemistry*, 6(7), 983–988. [https://doi.org/10.1016/S0031-9422\(00\)86050-1](https://doi.org/10.1016/S0031-9422(00)86050-1)
- Vásconez, P., Medina, G., & Hofstede, R. (2001). *Los Páramos del Ecuador. Abya Yala/Proyecto Páramo*.
- Vasquez, M., Castro, A., & Ramos, N. (2017). Composición química, polifenoles y actividad antioxidante del extracto etanólico de *Gentianella dianthoides* (Kunth) Fabris. *Científica*, 14(2), 19–27.
- Venereo, J. (2002). Daño oxidativo, radicales libres y antioxidantes. *Revista Cubana de medicina militar*, 31(2), 126–159.
- Villacrés, E., Quelal, M. B., Fernández, E., García, G., Cueva, G., & Rosell, C. M. (2020). Impact of debittering and fermentation processes on the antinutritional and antioxidant compounds in *Lupinus mutabilis* sweet. *Lwt- Food Science and Technology*, 131, 109745. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2020.109745>
- Viña, S. Z. (2013). Compuestos fenólicos. En *Productos Naturales Vegetales* (1ª ed., pp. 91–150). Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP).
- Vitale, A. A., Bernatene, E. A., & Pomilio, A. B. (2010). Carotenoides en quimioprevención: Licopeno. *Acta Bioquímica Clínica Latinoamericana*, 44(2), 195–238.
- Wang, J., Hu, D., Hou, J., Li, S., Wang, W., Li, J., & Bai, J. (2018). Ethyl acetate fraction of *Hemerocallis citrina* Baroni decreases tert-butyl hydroperoxide-induced oxidative stress damage in BRL-3A cells. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2018, 1–13. <https://doi.org/10.1155/2018/1526125>

- Zamorano-Aguilar, P., Morales, M., Rivillas, Y., López, J., & Rojano, B. A. (2020). Antioxidant activity and cytotoxic effect of Chilean *Buddleja globosa* (matico) and *Ribes magellanicum* (zarzaparrilla) flower extracts. *Acta Scientiarum Polonorum, Hortorum Cultus*, 19(6), 59–70. <https://doi.org/10.24326/ASPHC.2020.6.5>
- Zapata, L. M., Gerard, L., Davies, C., & Schvab, M. del C. (2007). Estudio de los componentes antioxidantes y actividad antioxidante en tomates. *Ciencia, Docencia y Tecnología*, 18(35), 175–193. Recuperado de <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=14503507>

7 Anexos

Anexo 1 Contenido de fenoles, carotenoides y actividad antioxidante de especies vegetales de páramo

Familia	Especie	Parte planta usada	Extracto	Uso comestible	Fenoles totales	Carotenoides	Actividad antioxidante		Referencia
							ABTS	DPPH	
Scrophulariaceae	<i>Buddleja globosa</i> Hope	Flor		n.d	6336,7 mg EAG /100g PS	n.d	10475,7 μ mol ET/ 100g PS	--	Zamorano-Aguilar et al. (2020)
Compositae	<i>Diplostephium phyllicoides</i> (Kunth) Wedd	Hoja	EtOH	Si	n.d	n.d	IC ₅₀ 10,14 mg/L MeOH	IC ₅₀ 13,80 mg/L MeOH	Rodriguez & Torrenegra (2018)
Compositae	<i>Hypochaeris radicata</i> L.	Flor	EtOH al 70%	Aromatizante y saborizante	50,82 mg EAG / g	3,87 mg/g	Aprox. 97%	Aprox. 82%	Ko et al. (2017), Valadon & Mummery (1967), Senguttuvan & Subramaniam (2014)
Compositae	<i>Taraxacum officinale</i> (L.) Weber ex F. H. Wigg.	Flor	Acetona	Infusión, botones con aceite de oliva o pasteles	0,385 mg EC/g PS	41,919 mg/kg	--	0,892 mg ET/g	Miłek et al. (2019), Pădureț et al. (2016)
		Flor	MetOH al 90%		11,97 mg ETA/kg	n.d	--	71,62 g EAA/kg	Kucekova et al. (2013)
Onagraceae	<i>Fuchsia magellanica</i> Lam.	Flor	MetOH acidificado 0,1% (fenoles) Acetona: MetOH (2:1) (carotenoides)	Té	42,488 mg EAG/ 100 g PS	11,766 μ g/g		n.d	Meléndez-Martínez et al. (2021)

Anexo 1 Contenido de fenoles, carotenoides y actividad antioxidante de especies vegetales de páramo. Continuación...

Familia	Especie	Parte planta usada	Extracto	Uso comestible	Fenoles totales	Carotenoides	Actividad antioxidante		Referencia
							ABTS	DPPH	
Tropaeolaceae	<i>Tropaeolum majus</i> L.	Flor	Acetona	Ensaladas	406 mg EAG/ 100 g PS	7643,21 µg/g	458 µm ET/ g	--	Garzón & Wrolstad (2009), Barros et al. (2020)
Orobanchaceae	<i>Castilleja fissifolia</i> L.f.	Planta	Acetona y ácido clorhídrico (37% v / v)	Infusión	61,89 mg EAG/g PS	n.d	--	EC50 0,62 g ES/ mmol DPPH	Mejía-Giraldo et al. (2016), Ulloa et al., (2008)
Oxalidaceae	<i>Oxalis pes-caprae</i> L.	Flor	EtOH 60%	Ensaladas	n.d	n.d	--	110.75% de inhibición	Ali-Shtayeh et al. (2014), Purohit et al. (2021)
		Hojas	MetOH 80%	Ensaladas	121,66 µmol EAG/g	n.d	88,45 µmol ET/g	--	Gonçalves et al. (2019)
Fabaceae	<i>Dalea Coerulea</i> (L.f.) Schinz & Thell	Flor	EtOH 50%	Infusión	15,56 mg EAG/ 100 g PS	n.d	IC50 130,56 µg/mL	--	De la Cruz et al. (2019)
Fabaceae	<i>Lupinus mutabilis</i> Sweet	Semilla desamargada	MetOH / agua (80:20, v / v)	Hervido o bebida	12,1 mg EAG/g PS	n.d	202,7 µmol ET/g PS	277,5 µmol ET/g PS	Chirinos et al. (2013)
		Semilla amarga	MetOH 80% Acetona fría y éter de petróleo		1311,13 mg AC/100g PS	3,87 µg/g	707,73 µg Trolox/g	--	Villacrés et al. (2020)







Anexo 1 Contenido de fenoles, carotenoides y actividad antioxidante de especies vegetales de páramo. Continuación...

Familia	Especie	Parte planta usada	Extracto	Uso comestible	Fenoles totales	Carotenoides	Actividad antioxidante		Referencia
							ABTS	DPPH	
Xanthorrhoeaceae	<i>Hemerocallis citrina</i> Baroni	Flor	EtOH al 70%	Alimento en Asia	102,86 mg EAG/100 g PS	n.d	IC50 7,226 µg/mL	IC50 20,82 µg/mL	Wang et al. (2018)
Asteraceae	<i>Chuquiraga jussieui</i> J.F.Gmel.	Flor	MetOH -agua (80:20 v / v)	Infusión	Aprox. 13 mg EAG/g PS	Aprox. 1 mg/100 g PS	--	6 µmol ET/g PS	Guerrero Bonilla et al. (2019)
Compositae	<i>Bidens ferulifolia</i> (Jacq.) Sweet	Inflorescencia	MetOH	n.d	n.d	n.d	--	Inhibición 85%	Shymanska Oksana & Fishchenko Valentyna (2020)
Asparagaceae	<i>Agave americana</i> L.	Hojas	MetOH / agua (80:20 v / v)	Infusión	9,9 mg EAG/g PS	n.d	126,5 µmol ET/g PS	35 µmol ET/g PS	Chirinos et al. (2013)








Elaborado por: La autora, 2022

Nota: n.d: no disponible; ES: extracto seco; EAG: equivalente de ácido gálico; ET: equivalente de Trolox; EC: equivalente de catequina; ETA: equivalente de tanino; EAA: equivalente de ácido ascórbico; AC: ácido clorogénico; EQ: equivalentes de quercetina








Anexo 2 Familia, nombre científico, lugar de muestreo, coordenadas, altitud imagen de la flor

Familia	Nombre científico	Nombre común	Lugar de muestreo				Altitud (msnm)	Imagen	
			Provincia	Cantón	Parroquia	Coordenadas			
Scrophulariaceae	<i>Buddleja globosa</i> Hope	Mojanda 1/Matico	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°7'3,399''	W78°14'58,764''	3997	
Compositae	<i>Diplostephium phyllicoides</i> (Kunth) Wedd	Romerillo 2	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°7'15''	W78°15'16''	4020	
Compositae	<i>Senecio formosus</i> Kunth	Mojanda 3	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°07'4,635''	W78°15'58,764''	4014	
Compositae	<i>Diplostephium phyllicoides</i> (Kunth) Wedd	Romerillo amarillo 4	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°07'0,927''	W078°14'59,999''	4027	
Hypericaceae	<i>Hypericum goyanesii</i> Cuatrec.	Mojanda 6	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°05'2,781''	W078°13'59,073''	3598	
Gentianaceae	<i>Gentianella corymbosa</i> (Kunth) Weaver & Ruedenberg	Mojanda 7	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N00°04'58,996''	W78°13'59,691''	3598	








Anexo 2 Familia, nombre científico, lugar de muestreo, coordenadas, altitud imagen de la flor. Continuación...

Calceolariaceae	<i>Calceolaria microbefaria</i> Kraenzl.	Zapatitos 8	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'59,15''	W78°13'59,922''	3610	
Compositae	<i>Hypochaeris radicata</i> L.	Diente de león grueso 9	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'59,227''	W78°13'59,845''	3610	
Compositae	<i>Taraxacum officinale</i> (L.) Weber ex F. H. Wigg.	Diente de león común 10	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'59,382''	W78°13'59,922''	3445	
Onagraceae	<i>Fuchsia magellanica</i> Lam.	Flor de arete rojo	Pichincha	Quito	Rundu pamba	S0°6'10,188''	W78°32'38,759''	3337	
Tropaeolaceae	<i>Tropaeolum majus</i> L.	Capuchino	Pichincha	Mejía	Cutuglua	S0° 21'43.2"	W78°32'51"	3200	
Asteraceae	<i>Hypochaeris robertia</i> (Sch.Bip.) Fiori	Mojanda 11	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°7'15''	W78°15'15''	4020	
Compositae	<i>Ageratina pichinchensis</i> (Kunth) RMKing & H.Rob.	Mojanda 12	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'59,536''	W78°13'59,691''	3598	




Anexo 2. Familia, nombre científico, lugar de muestreo, coordenadas, altitud imagen de la flor. Continuación...

Lamiaceae	<i>Salvia carnea</i> Kunth	Mojanda 13	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'58,996''	W78°13'59,999''	3598	
Loranthaceae	<i>Aetanthus mutisii</i> (Kunth) Engl.	Mojanda 14	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'59,305''	W78°13'59,845''	3610	
Orobanchaceae	<i>Castilleja fissifolia</i> L.f.	Mojanda 15	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°06'59,228''	W78°14'59,613''	4014	
Alstroemeriaceae	<i>Bomarea</i> sp.	Mojanda 15/ <i>Bomarea</i> sp.	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°04'59,15''	W78°13'59,922''	3610	
Asteraceae	<i>Argyranthemum adauctum</i> subsp. <i>canariense</i> Humphries	Mojanda 16/Margari ta	Pichincha	Pedro Moncayo	Mojanda	N0°5'22''	W78°14'41''	3550	
Oxalidaceae	<i>Oxalis pes-caprae</i> L.	Aloag trébol amarillo	Pichincha	Mejía	Aloag	S0°26'59,305''	W78° 36'59,691''	3165	
Alstroemeriaceae	<i>Bomarea</i> sp.	Bomaria tomate	Pichincha	Mejía	Aloag	S0°26'59,228''	W78°36'59,536''	3106	

Anexo 2. Familia, nombre científico, lugar de muestreo, coordenadas, altitud imagen de la flor. Continuación...

Micondaceae	<i>Miconia theaezans</i> (Bonpl.) Cogn	Flor blanca amarillo	Pichincha	Mejía	Alangasí-Pasochoa	S0°21'58,919''	W78°22'59,536''	3207	
Micondaceae	<i>Miconia</i> Ruiz & Pav.	Parecido al arupo	Pichincha	Mejía	Alangasí-Pasochoa	S0°17'59,459''	W78°27'59,613''	3246	
Rhamnaceae	<i>Ceanothus maritimus</i> Hoover	Flor azul de espinos	Pichincha	Mejía	Alangasí-Pasochoa	S0°13'59,15''	W78°27'59,845''	3030	
Fabaceae	<i>Dalea Coerulea</i> (L.f.) Schinz & Thell.	Escoba azul	Pichincha	Mejía	Alangasí-Pasochoa	S0°17'59,459''	W78°27'59,613''	3246	
Fabaceae	<i>Lupinus mutabilis</i> Sweet	Chocho	Pichincha	Mejía	Cutuglua	S0°22'46.748''	W78°33'6,'24''	3031	
Xanthorrhoeaceae	<i>Hemerocallis citrina</i> Baroni	Hemerocallis citrina	Pichincha	Mejía	Cutuglua	S0°22'46.748''	W78°33'6,'24''	3031	
Asteraceae	<i>Chuquiraga jussieui</i> J.F.Gmel.	Chuquiragua	Pichincha	Mejía	Cutuglua	S0°22'46.748''	W78°33'6,'24''	3031	

Anexo 2. Familia, nombre científico, lugar de muestreo, coordenadas, altitud imagen de la flor. Continuación...

Compositae	<i>Bidens ferulifolia</i> (Jacq.) Sweet	Bidens	Pichincha	Mejía	Cutuglagua	S0°22'46.748''	W78°33'6,'24''	3031	
Asparagaceae	<i>Agave americana</i> L.	Cabuya	Pichincha	Pedro Moncayo	Cayambe	N0°8'37,996''	W78°4'32.085''	3157	
Brugmdaceae	<i>Brugmansia x candida</i> Pers.	Floripondio	Pichincha	Mejía	Aloag	S0°27'4,62''	W78° 36'59,922''	3165	

Elaborado por: La autora, 2022