



UNIVERSIDAD REGIONAL AMAZÓNICA IKIAM

FACULTAD DE CIENCIAS DE LA VIDA

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

**ACTIVIDAD ANTIMICROBIANA Y ANTIOXIDANTE DE EXTRACTOS
HIDROETANÓLICOS DE *URERA LACINIATA***

Proyecto de investigación previo a la obtención del Título:

INGENIERO EN BIOTECNOLOGÍA

AUTOR: JAIRO LIVARDO CALAPUCHA ALVARADO

TUTOR: PhD. KAREL DIEGUEZ SANTANA

COTUTOR: MSc. NINA QUILLA ESPINOSA DE LOS MONTEROS SILVA

Tena - Ecuador

2025

Carrera de Biotecnología

DECLARACIÓN DE DERECHO DE AUTOR, AUTENTICIDAD Y RESPONSABILIDAD

Tena, 14 de marzo de 2025

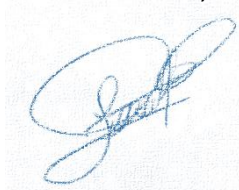
De mi consideración:

Yo, Jairo Livardo Calapucha Alvarado con documento de identidad 1501010639, declaro que los resultados obtenidos en la investigación que presento en este documento final, previo a la obtención del título de Ingeniera en Biotecnología, son absolutamente inéditos, originales, auténticos y personales.

En virtud de lo cual, el contenido, criterios, opiniones, resultados, análisis, interpretaciones, conclusiones, recomendaciones y todos los demás aspectos vertidos en el presente documento, son de mi autoría y de mi absoluta responsabilidad.

Por la favorable atención a la presente, suscribo de usted,

Atentamente,



Jairo Livardo Calapucha Alvarado

CI: 1501010639

Carrera de Biotecnología

AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL

Tena, 14 de marzo de 2025

Yo, Jairo Livardo Calapucha Alvarado, con documento de identidad 1501010639 en calidad de autor y titular de los derechos morales y patrimoniales del trabajo de titulación “Actividad antimicrobiana y antioxidante de extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata*”, de conformidad con el Art. 114 del CÓDIGO ORGÁNICO DE LA ECONOMÍA SOCIAL DE LOS CONOCIMIENTOS, CREATIVIDAD E INNOVACIÓN, reconozco a favor de la Universidad Regional Amazónica Ikiam una licencia gratuita, intransferible y no exclusiva para el uso no comercial de la obra, con fines estrictamente académicos.

Así mismo autorizo a la Universidad Regional Amazónica Ikiam para que realice la publicación de este trabajo de titulación en el Repositorio Institucional de conformidad a lo dispuesto en el Art. 144 de la Ley Orgánica de Educación Superior.

Atentamente,



Jairo Livardo Calapucha Alvarado
CI: 1501010639

Carrera de Biotecnología

CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN

Tena, 14 de marzo de 2025

Certifico que el trabajo de titulación: “Actividad antimicrobiana y antioxidante de extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata*”, aprobado bajo el mecanismo de titulación de: tesis, fue realizado por Jairo Livardo Calapucha Alvarado, bajo mi dirección.

El mismo ha sido revisado en su totalidad y analizado por la herramienta de verificación de similitud de contenido; por lo tanto, cumple con los requisitos teóricos, científicos, técnicos, metodológicos y legales establecidos por la Universidad Regional Amazónica Ikiam, para su entrega y defensa.

Karel Dieguez Santana
C.I: 175644129
Tutor

Nina Quilla Espinosa de los Monteros Silva
C.I: 1500755283
Cotutora

AGRADECIMIENTO

La culminación con éxito de este trabajo de titulación y de esta etapa maravillosa de mi vida universitaria, no hubiese sido posible sin el apoyo y amor incondicional brindado por mis padres Jaime Victor Calapucha Andy y Floresmila Margarita Alvarado Grefa, quienes han sido partícipes a lo largo de todo este proceso animándome siempre a no desertar en el camino, a ustedes mis más sinceros agradecimientos mis querido viejitos.

De igual forma, expresar mis sinceros agradecimientos a mis tutores Dr. Karel Dieguez Santana y la MSc. Nina Quilla Espinosa De Los Monteros Silva por haber confiado en mí y haberme acompañado en todo momento desde inicio a fin en la culminación de esta investigación, a ustedes mis queridos tutores les estoy muy agradecido.

Del mismo modo, agradecer a la Ingeniera Melanie Ochoa y Melina Vargas por todo el apoyo brindado en la caracterización fitoquímica y antioxidante, ya que sin su apoyo y experiencia la finalización de este trabajo no hubiese sido posible.

No podría olvidarme de las grandes amistades que hice en esta maravillosa etapa universitaria, de manera especial a Lizbeth Toapanta y ustedes mis queridos amigos Dennis, Tatiana, Michelle, Lidia, Samantha, Luis, Dayana, Mariana, Dominic, Jimmy y Romel, ustedes hicieron de la Universidad un lugar ameno y divertido durante todo el trayecto, muchas gracias.

Agradezco a la Universidad Regional Amazónica Ikiam, al Laboratorio de Biología Molecular y Bioquímica y al Laboratorio de Productos Naturales, por las facilidades de infraestructura para el desarrollo de este trabajo de titulación.

DEDICATORIA

Este trabajo va dedicado, en primer lugar, a todos los niños que miran al cielo con asombro, que se maravillan ante los misterios de la naturaleza y que guardan en su corazón el sueño de convertirse en científicos. A esas mentes curiosas que hacen preguntas incesantes sobre el porqué de las cosas, que experimentan en la cocina de casa y que ven en cada descubrimiento, por pequeño que sea, una aventura fascinante. Que este trabajo sirva como inspiración para que nunca dejen de soñar y para recordarles que, con dedicación, perseverancia y pasión, sus sueños de hacer ciencia pueden convertirse en realidad.

A la comunidad científica, seres exploradores del conocimiento, que dedican largas horas al desarrollo de la ciencia, muchas veces en condiciones adversas y con recursos limitados, pero siempre guiados por la búsqueda de la verdad y el deseo de contribuir al bienestar de la humanidad. A aquellos investigadores que, con su trabajo meticuloso y su compromiso inquebrantable, expanden las fronteras del saber y abren nuevos caminos para las generaciones futuras. Que este modesto aporte sirva como un ladrillo más en el gran edificio del conocimiento científico, contribuyendo a fortalecer y enriquecer los saberes que, día a día, nos ayudan a comprender mejor nuestro mundo y a mejorar la vida de las personas.

TABLA DE CONTENIDO

PORTADA

DECLARACIÓN DE DERECHO DE AUTOR, AUTENTICIDAD Y RESPONSABILIDAD	ii
AUTORIZACIÓN DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL.....	iii
CERTIFICADO DE DIRECCIÓN DE TRABAJO DE TITULACIÓN	iv
AGRADECIMIENTO	v
DEDICATORIA	vi
TABLA DE CONTENIDO	vii
ÍNDICE DE TABLA.....	ix
ÍNDICE DE ANEXO.....	x
RESUMEN	xi
ABSTRACT.....	xii
CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN	1
1.1. Antecedentes.....	1
1.1.1. Plantas medicinales del Ecuador	1
1.1.2. Medicina tradicional	2
1.1.3. Actividad biológica.....	3
1.2. Planteamiento del problema	6
1.3. Justificación de investigación	8
1.4. Hipótesis	9
1.5. Objetivos de la investigación	9
1.5.1. General	9
1.5.2. Específicos.....	9
CAPÍTULO II: MARCO METODOLÓGICO	10
2.1. Recolección de la materia vegetal	10
2.2. Preparación de extractos.....	10
2.3. Actividad antimicrobiana de extractos hidroetanólicos de <i>Urera laciniata</i> ..	11
2.3.1. Preparación de microorganismos.....	11
2.3.2. Ensayo preliminar de la actividad antimicrobiana por difusión en Agar	11

2.3.3.	Determinación de la Concentración Mínima Inhibitoria (CMI)	12
2.3.4.	Determinación de la Concentración Mínima Bactericida (CMB).....	12
2.4.	Determinación de la capacidad antioxidante	12
2.4.1.	Ensayo del radical DPPH	13
2.4.2.	Ensayo de cationes radicales ABTS.....	14
2.5.	Determinación cuantitativa de metabolitos secundarios	15
2.5.1.	Cuantificación de fenoles totales	15
2.5.2.	Cuantificación de flavonoides totales	16
2.6.	Análisis estadístico.....	17
CAPÍTULO III: RESULTADOS.....		18
3.1.	Rendimiento de extracción de extractos de <i>U. laciniata</i>	18
3.2.	Actividad antimicrobiana.....	18
3.2.1.	Ensayo preliminar de la actividad antimicrobiana por difusión en Agar	18
3.2.2.	Determinación del CMI y CMB de extractos hidroetanólicos	19
3.3.	Determinación de la actividad antioxidantes	19
3.3.1.	Ensayo del radical DPPH	19
3.3.2.	Ensayo del radical ABTS.....	20
3.4.	Cuantificación de metabolitos secundarios	21
3.4.1.	Fenoles totales.....	21
3.4.2.	Flavonoides totales.....	21
CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN		23
CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES		31
REFERENCIAS		
ANEXOS		

ÍNDICE DE TABLA

Tabla 1-3:	Rendimiento porcentual de extractos de <i>U. laciniata</i>	18
Tabla 2-3:	Actividad antimicrobiana exploratoria de extractos hidroetanólicos de <i>U. laciniata</i>	19
Tabla 3-3:	Valores de Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) y Concentración Mínima Microbica (CMM) de diferentes extractos de <i>U. laciniata</i> frente a <i>S. aureus</i> ATCC.....	19
Tabla 4-3:	Concentración de extractos necesaria para inhibir el 50% de radicales DPPH.....	20
Tabla 5-3:	Concentración necesaria para inhibición el 50% del radical ABTS ⁺	20
Tabla 6-3:	Contenido total de fenoles de extractos de <i>U. laciniata</i>	21
Tabla 7-3:	Contenido total de flavonoides de extractos de <i>U. laciniata</i>	22

ÍNDICE DE ANEXO

- ANEXO A:** Curvas de crecimiento de *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 en presencia de extractos hidroetanólicos de *U. laciniata*.
- ANEXO B:** Curva de calibración de ensayos antioxidantes DPPH y ABTS (Trolox).
- ANEXO C:** Inhibición (%) de DPPH de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a (25, 40, 60 °C) en diferentes concentraciones (mg/L).
- ANEXO D:** Análisis estadístico de la actividad antioxidante (IC50 DPPH) de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (HE25, HE40, HE60): box plot, ANOVA y prueba post-hoc de Tukey
- ANEXO E:** Inhibición (%) de ABTS de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a (25, 40, 60 °C) en diferentes concentraciones (mg/L).
- ANEXO F:** Análisis estadístico de la actividad antioxidante (IC50 DPPH) de los extractos hidroetanmólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (25, 40, 60 °C): box plot, Anova y prueba post-hoc de Tukey.
- ANEXO G:** Curva de calibración de ensayos de cuantificación de fenoles (ácido gálico) y flavonoides (quercetina).
- ANEXO H:** Box plot del contenido de fenoles totales (TP) de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (HE25, HE40, HE60).
- ANEXO I:** Resultados de la prueba post-hoc de Tukey del contenido de fenoles totales de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas y anova del contenido de fenoles totales.
- ANEXO J:** Box plot del contenido de flavonoides totales (TF) de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (HE25, HE40, HE60).
- ANEXO K:** Resultados de la prueba post-hoc de Tukey del contenido de flavonoides totales de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas y resultados del anova del contenido de flavonoides totales.

RESUMEN

Ecuador posee una gran riqueza en especies vegetales, dentro de las cuales está *Urera laciniata*, que se reporta como una especie prometedora de uso etnofarmacológico. A pesar de estos reportes existe una carencia de información experimental que los valide y promueva el uso de la especie en otros campos como la cosmética. Considerando esto, el presente trabajo cuantificó el contenido total de fenoles y flavonoides de extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* secados a diferentes temperaturas (HE25, HE40 y HE60). HE25 demostró ser la más activa en los ensayos de microdilución con actividad antimicrobiana frente *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 (CMI: 32.25mg/mL; CMB: 62.5 mg/mL). De forma similar HE25 requirió la menor concentración de extracto para alcanzar el IC50 de actividad antioxidante en los ensayos de DPPH (403.82 mg/L) y ABTS (894.87 mg/L). La mayor concentración de fenoles la mostró HE40 (0.0237 mg GAE/g), mientras HE60 mostró la mayor concentración para flavonoides (0.00208 mg QE/g). La temperatura demostró influir en HE25 en cuanto a los resultados antimicrobianos y antioxidantes, mientras que, para fenoles y flavonoides, los rendimientos variaron de acuerdo la temperatura de cada extracto. La información obtenida ayuda a promover la diversificación de aplicaciones y estudio integral de la especie, lo que resalta el potencial de *U. laciniata* para ser utilizada en el área cosmética por su capacidad antioxidante y su efecto frente a una cepa involucrada en infecciones cutáneas, de interés en esta industria.

Palabras clave: antimicrobiano, antioxidante, hidroetanólico, metabolitos, *Urera laciniata*.

ABSTRACT

Ecuador reports a great diversity of plant species, among which *Urera laciniata* stands out as a promising species for ethnopharmacological use. Despite these reports, there is a lack of experimental information to validate them and promote the use of this species in other fields such as cosmetics. Considering this, the present work quantified the total phenolic and flavonoid content of hydroethanolic extracts of *U. laciniata* dried at different temperatures (HE25, HE40, and HE60). HE25 proved to be the most active in microdilution assays with antimicrobial activity against *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 (MIC: 32.25 mg/mL; MBC: 62.5 mg/mL). Similarly, HE25 required the lowest extract concentration to reach the IC₅₀ of antioxidant activity in DPPH (403.82 mg/L) and ABTS (894.87 mg/L) assays. The highest phenolic concentration was shown by HE40 (0.0237 mg GAE/g), while HE60 showed the highest concentration for flavonoids (0.00208 mg QE/g). Temperature was shown to influence HE25 in terms of antimicrobial and antioxidant results, whereas, phenols and flavonoids yields varied according to the temperature of each extract. The information obtained helps to promote the diversification of applications and comprehensive study of the species, highlighting the potential of *U. laciniata* to be used in the cosmetic field for its antioxidant capacity and its effect against a strain involved in skin infections, which can be relevant for this industry.

Keywords: antimicrobial, antioxidant, hydroethanolic, metabolites, *Urera laciniata*.

CAPÍTULO I: INTRODUCCIÓN

1.1. Antecedentes

1.1.1. Plantas medicinales del Ecuador

Ecuador es un país con un territorio relativamente reducido, se distingue por su extraordinaria biodiversidad y su abundancia en especies vegetales (Mestanza-Ramón et al., 2020). Aunque representa solo el 0.06% de la superficie terrestre, alberga aproximadamente el 10% de todas las especies de plantas del mundo (Velasquí López, 2018). En total, se han identificado 25,560 especies, de las cuales 5,348 son endémicas, es decir, exclusivas del país (Vargas, 2002). Esta diversidad se encuentra distribuida en las diferentes regiones ecuatorianas, con una mayor concentración de especies en los Andes y la Amazonía (Velasquí López, 2018).

Las plantas tienen la capacidad de biosintetizar gran diversidad de compuestos bioactivos que han sido base en la elaboración de fitofarmacos (Li et al., 2020). Entre los metabolitos más relevantes para la industria farmacéutica se encuentran los alcaloides, terpenoides y fenilpropanoides (Sanchita & Sharma, 2018). Estos compuestos químicos se destacan por su actividad biológica, lo que los ha convertido en componentes esenciales para la industria farmacéutica y alimentaria, como también en la cosmética, perfumería y agroquímica (Rasool Hassan, 2012). En tal razón se ha denominado plantas medicinales a aquellas especies vegetales con propiedades farmacológicas o terapéuticas que representan beneficios a la salud humana (Namdeo, 2018).

Las plantas medicinales suponen una esperanza prometedora en cuanto al desarrollo de medicinas alternativas, motivo por el cual la Organización Mundial de la Salud (OMS) ha impulsado llevar a cabo estudios exhaustivos sobre medicamentos basados en plantas al ser éstas menos tóxicos y con menos efectos secundarios (Getachew et al., 2022; Shin et al., 2018)

1.1.2. Medicina tradicional

La medicina tradicional se refiere al conjunto de conocimientos, prácticas y creencias sobre la salud que se transmiten de generación en generación en una cultura, ha sido la base del cuidado de la salud en diversas comunidades a lo largo de la historia (Guamán, 2015). A partir de la observación y la experimentación, las personas han identificado y aprovechado las propiedades terapéuticas de las plantas para prevenir y tratar enfermedades (Taco & Pérez, 2019). Esta sabiduría ancestral, arraigada en la cultura popular, constituye un valioso legado y una fuente potencial para el desarrollo de nuevos avances en la medicina moderna.

Según la OMS, en los países en vías de desarrollo, las plantas medicinales son ampliamente utilizadas para el tratamiento de diversas enfermedades (Guamán, 2015; World Health Organization [WHO], 2019). Se estima que el 80% de la población consulta o recurre a especialistas en medicina tradicional para el uso de fármacos, lo que ha impulsado investigaciones a nivel mundial destinadas con el objetivo de validar la importancia de los fitofármacos (Fortune, 2024; Palhares et al., 2015). Los diferentes órganos de las plantas como hojas, flores, semillas, tallos y raíces son ampliamente utilizados con propósitos medicinales, contribuyendo significativamente al sector económico (Maldonado et al., 2020). Este aumento en el interés se evidencia en el mercado mundial de medicamentos de origen vegetal, cuyo valor alcanzó 216,400 mil millones de dólares en 2023. Para 2024, se estima que esta cifra llegará a 233,080 mil millones de dólares, y las proyecciones indican que para 2035 superará los 437,000 mil millones de dólares (Fortune, 2024).

1.1.2.1. Género *Urera* y *Urtica*

Los géneros *Urtica* y *Urera*, ambos pertenecientes a la familia Urticaceae, comparten características comunes como la pigmentación verde y flores unisexuales (Gutiérrez et al., 2020; Romoleroux et al., 2016). No obstante, se distinguen por la morfología de sus pelos urticantes: en *Urtica* estos se presentan como finas vellosidades claras

(Romoleroux et al., 2016), mientras que en *Urera* adoptan forma de espinas (Gutiérrez et al., 2020).

En Ecuador, las especies del género *Urtica* se localizan principalmente en la región Andina, altitudes que oscilan entre 1500 y 4000 metros sobre el nivel del mar, desarrollándose en suelos húmedos y ricos en nitrógeno (Pomboza-Tamaquiza et al., 2016; Romoleroux et al., 2016). En contraste, las especies del género *Urera* prosperan en zonas húmedas a menor altitud, entre los 500 y 2800 metros sobre el nivel del mar (Lozano, 2015; Romoleroux et al., 2016). Entre las especies mencionadas, *Urtica leptophylla* y *Urera baccifera* son nativas de Ecuador. mientras que *Urtica dioica* y *Urtica urens*, fueron introducidas desde Europa y Asia (Morales et al., 2016). En cuanto a la especie *Urera laciniata*, su distribución es amplia en las regiones de América Central y América del Sur, destacándose su uso en la medicina tradicional de Ecuador y Perú (Stewart, 2018).

A pesar de la información disponible, hay especies dentro de este género que no han sido evaluadas *in vitro* y debido al conocimiento tradicional registrado y su estrecha relación con los reportes de especies cercanas, podrían ser prometedoras en temas de bioactividad, siendo el caso de *U. laciniata*, de la cual se ha reportado su uso por comunidades Kichwas para el tratamiento de problemas reumáticos, digestivos, respiratorios, además de usarse como analgésicos, diuréticos, antimicrobianos y antimicóticos (Gharbani et al., 2023; Ríos et al., 2007).

1.1.3. Actividad biológica

La actividad biológica de una planta es la capacidad que tienen sus compuestos bioactivos de interactuar con los sistemas biológicos, generando efectos específicos como actividad antimicrobiana, antioxidantes, antiinflamatoria, entre otros (Begić et al., 2020; Kregiel et al., 2018). Se sabe que esta actividad está cercanamente relacionada con el contenido de metabolitos en las plantas, los cuales a su vez pueden estar influenciados por factores como la edad, área geográfica y luz (Zhang et al., 2018). Así

también al referirnos a extractos de plantas, hay factores como la temperatura, el solvente, tipo de extracción, que al variar estos factores pueden influir en la concentración de metabolitos obtenidos (Cherney & Baran, 2011; Garofulić et al., 2021; Kregiel et al., 2018). Diversos estudios han reportado la presencia de metabolitos secundarios en los géneros *Urera* y *Urtica* utilizando solventes etanólicos y metanólicos a diferentes temperaturas. A 25°C, Kukrić et al. (2012) y Mariño (2023) identificaron fenoles en varias especies, reportando valores de 208.37 y 87.840 mg GAE/g en *Urtica dioica*, 83.333 mg GAE/g en *Urera baccifera*, 70.160 mg GAE/g en *Urtica urens* y 41.111 mg GAE/g en *Urtica leptophylla*. Estos valores fueron superiores a los obtenidos a 40°C, como los 14.33 mg GAE/g reportados por Moncayo et al. (2021) en *U. baccifera* o los 1.6 mg GAE/g registrados por (Kowalska et al., 2021) a 50°C en *U. dioica*.

En cuanto a flavonoides, Bhatt y Parajuli (2017) y Kukrić et al. (2012) encontraron a 25°C concentraciones de 49.67 mg QE/g y 20.29 mg QE/g en extractos de *U. dioica*, respectivamente; sin embargo, a 40°C, Moncayo et al. (2021) reportó un aumento significativo con 354.51 mg QE/g, mientras que, a 50°C, Kowalska et al. (2021) observó una reducción drástica a 5.1 mg QE/g. Cabe destacar que no existen reportes de cuantificación de metabolitos a temperaturas de secado de 60°C; sin embargo, Onofre y Herkert (2012) han reportado actividad antimicrobiana en extractos etanólicos y metanólicos de *U. baccifera* preparadas en esas condiciones, lo que sugiere que la presencia de metabolitos secundarios obtenidos a esa temperatura podría estar relacionada con dicha actividad biológica. Esto nos muestra que la temperatura puede jugar un papel importante en la preparación de extractos pues la concentración de compuestos bioactivos varía considerablemente. A pesar de la disponibilidad de esta información, no se reportan estudios enfocados en evaluar la influencia de la temperatura específicamente. En este contexto y como resumen se ha documentado rangos de secado comprendido entre 25 y 60 °C para el género *Urera* y *Urtica*, parámetros que fueron adoptados como referencia para el procesamiento de las muestras en el presente estudio.

1.1.3.1. Actividad antimicrobiana

En general, para los géneros *Urera* y *Urtica* se ha reportado que los extractos etanólicos, hexánicos, metanólicos, etanólicos y acuosos resultan efectivos al inhibir el crecimiento de microorganismos (Suárez et al., 2020). Por lo tanto estudios previos han reportado la actividad antimicrobiana de *U. baccifera*, empleando diferentes tipos de extractos como acetato de etilo, butanol, extractos etanólicos y metanólicos de *U. baccifera* (L.) Gaudich contra *Klebsiella pneumoniae*, *Prototheca zopfii* y *Saccharomyces cerevisiae*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli* y *Pseudomonas aeruginosa*, obteniendo resultados positivos que sugieren su potencial como agente antimicrobiano (Gindri et al., 2014; Guamán, 2015; Onofre & Herkert, 2012). Por otra parte, en la especie *Urera repens* el extracto metanólico demostró actividad antibacteriana frente a *Mycobacterium tuberculosis* (Nkenfou et al., 2015). También en *Urtica urens* se han evaluado la actividad antimicrobiana mediante extractos etanólicos y acuosos, evidenciando su efectividad contra *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Candida albicans*, lo que resalta su potencial en el control de microorganismos patógenos (Guamán, 2015), del mismo modo el extracto etanólico de *Urera caracasana* exhibió actividad antimicrobiana sobre *Staphylococcus aureus* mediante el ensayo de difusión en disco generando halos de inhibición de 9 mm (Hernández et al., 2021).

1.1.3.2. Actividad antioxidante

La actividad antioxidante es la capacidad que tiene una sustancia, compuesto o sistema biológico para neutralizar o retardar la oxidación, un proceso químico en el cual los radicales libres pueden dañar células, proteínas y ADN, contribuyendo al envejecimiento prematuro y diversas enfermedades. Es por ello que los antioxidantes, presentes en plantas son relevantes para la salud ya que actúan como defensa al neutralizar radicales libres evitando enfermedades (Mzid et al., 2017). Los radicales libres de oxígeno son moléculas inestables generados durante los procesos metabólicos aeróbicos normales (Carvajal, 2019). Estas moléculas son altamente reactivas y al reaccionar con el sistema biológico son capaces de afectar al ADN, proteínas y lípidos, así mismo la acumulación

de estos conlleva daños metabólicos, neurodegenerativas y cardiovasculares (Rodrigues et al., 2020). Entre los compuestos directamente relacionados con la actividad antioxidante se encuentran los polifenoles (Rets'epile et al., 2020). Estudios científicos sugieren la capacidad antioxidante de las ortigas, gracias a su riqueza en estos compuestos identificados como potenciales protectores (Begić et al., 2020; Mzid et al., 2017).

1.1.3.3. Industria cosmética de plantas

Las plantas son fundamentales en la industria cosmética debido a sus diversas propiedades beneficiosas que previenen daños en la piel evitando el envejecimiento prematuro y la hiperpigmentación (Nadeeshani Dilhara Gamage et al., 2022). Muchos extractos vegetales poseen propiedades hidratantes, antioxidantes y antiinflamatorias, lo que los convierte en ingredientes clave en productos diseñados para la protección de la piel y el cabello así, por ejemplo, el *Aloe vera* es comúnmente utilizado por su capacidad para mantener la piel hidratada y tratamiento tópico ampliamente valorados por sus efectos antienvjecimiento (Bajer et al., 2020). Además, se menciona que las plantas no solo contribuyen al mejoramiento de la apariencia estética, sino que también ofrecen beneficios medicinales, como la potencial capacidad de aliviar irritaciones y combatir infecciones cutáneas (Sasounian et al., 2024). La creciente demanda de productos naturales ha llevado a un auge en la fitocosmética, donde se priorizan los ingredientes derivados de plantas no modificadas genéticamente, promoviendo así prácticas sostenibles y amigables con el medio ambiente en la producción cosmética. Esto resalta no solo la importancia de las plantas en términos de formulación de productos sino también de ofrecer nuevas alternativas basadas en plantas.

1.2. Planteamiento del problema

La especie *U. laciniata* ha reportado diversas propiedades etnofarmacológicas incluyendo efectos antiinflamatorios, cicatrizantes, antidiabéticos, diuréticos, analgésicos y antimicrobianos, así como capacidad antioxidante (Gharbani et al., 2023;

Ríos et al., 2007). Sin embargo, a pesar de su amplio uso tradicional en comunidades indígenas, la especie carece de estudios científicos que validen sus actividades biológicas de interés como agentes antimicrobianos y antioxidantes, lo cual limitado el aprovechamiento y potenciales aplicaciones industriales. Adicionalmente, no se ha profundizado en la caracterización de sus componentes químicos ni en la evaluación de factores externos, como la temperatura, que puedan potenciar dichas actividades biológicas. Esta falta de validez científica ha limitado el uso integral de *U. laciniata*, lo que impide descubrir nuevos compuestos bioactivos con potencial aplicación en la industria farmacéutica, cosmética y alimenticia.

En el sector cosmético, existe una creciente necesidad de hallar nuevas alternativas naturales para combatir el daño oxidativo causado por radicales libres, vinculado al envejecimiento prematuro, la formación de arrugas y manchas en la piel (Flórez et al., 2022). Esta necesidad busca suplir los antioxidantes sintéticos que son comúnmente aplicados, sin embargo, los antioxidantes sintéticos presentan posibles efectos adversos a largo plazo, como irritación cutánea, disrupción endocrina o potencial carcinogénico (Gulcin, 2020). Asimismo, la industria farmacéutica investiga la incorporación de compuestos naturales con actividad antimicrobiana capaces de complementar o, en ciertos casos, sustituir los fármacos convencionales, ampliando así el abanico de opciones terapéuticas (Taco & Pérez, 2019). De ahí que los productos de origen vegetal, con su amplia variedad de moléculas bioactivas, se consoliden como candidatos prometedores para afrontar estas problemáticas de manera integral.

En este contexto, analizar la capacidad antimicrobiana y antioxidante de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata*, además de su composición fitoquímica, resulta esencial para validar de forma científica su uso tradicional y promover nuevas aplicaciones industriales. Ello fomentaría un estudio más completo de las especies vegetales y contribuiría a la valorización de la biodiversidad a través de la identificación de compuestos naturales con alto potencial funcional.

1.3. Justificación de investigación

Las plantas, gracias a su capacidad de biosíntesis, pueden producir una amplia gama de metabolitos secundarios, los cuales son la base de numerosos cosméticos, medicamentos y remedios (Gharbani et al., 2023; Ríos et al., 2007). Entre compuestos bioactivos, los alcaloides, terpenoides y fenilpropanoides son especialmente valiosos en el campo farmacéutico, así como en la industria de perfumería, agroquímica y cosmética. En este contexto se han reportado que las ortigas, grupo al que pertenece el género *Urtica*, contienen una variedad de compuestos con actividad biológica, entre los compuestos más destacados se encuentran metabolitos secundarios como flavonoides, terpenoides y polifenoles, junto con ácidos orgánicos, proteínas y una amplia gama de vitaminas (Begić et al., 2020; Kregiel et al., 2018).

Además, contienen pigmentos naturales, carbohidratos complejos, compuestos fenólicos, aminoácidos esenciales y una variedad de minerales fundamentales para diversas funciones biológicas por lo que estos metabolitos han demostrado aplicaciones en diversas industrias incluyendo la cosmética, farmacéutica, alimenticia, agricultura, textilera, entre otras (Begić et al., 2020; Kregiel et al., 2018). Sin embargo, dentro del género *Urtica* se encuentra *Urtica laciniata*, especie de la cual no existen reportes de ensayos experimentales que demuestren su posible potencial bioactivo, así como la influencia de las temperaturas de secado que pudiesen potenciar las actividades biológicas de interés a nivel comercial. Por lo tanto, el estudio de las potenciales propiedades benéficas de esta planta puede ser de gran importancia para la comunidad científica y la sociedad en general. Este estudio no solo contribuye a promover la conservación de los recursos sino del conocimiento tradicional de las comunidades amazónicas. La evaluación de las propiedades antimicrobianas y antioxidantes de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata*, así como su caracterización fitoquímica, proporciona evidencia científica para respaldar y complementar los reportes de uso etnobotánico de la ortiguilla. Finalmente, esta investigación contribuye a tender puentes entre diferentes sistemas de conocimiento, promoviendo un diálogo respetuoso entre la medicina tradicional y la ciencia moderna.

1.4. Hipótesis

- Los extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata* contienen una alta concentración de compuestos fenólicos y flavonoides.
- Los extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata* presentan actividad antimicrobiana frente a *Escherichia coli*, *Candida albicans* y *Staphylococcus aureus*.
- Existe una correlación positiva entre la concentración de fenoles y flavonoides y la capacidad antioxidante y antimicrobiana de los extractos de *Urera laciniata*.

1.5. Objetivos de la investigación

1.5.1. General

- Evaluar la capacidad antioxidante y antimicrobiana de extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata*.

1.5.2. Específicos

- Determinar la concentración total de fenoles y flavonoides en extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata*.
- Determinar la capacidad antioxidante de extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata* mediante los ensayos de DPPH Y ABTS.
- Evaluar la actividad antimicrobiana de extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata* frente a *Escherichia coli*, *Candida albicans* y *Staphylococcus aureus*, mediante ensayo de microdilución.

CAPÍTULO II: MARCO METODOLÓGICO

2.1. Recolección de la materia vegetal

Para el estudio se recolectó hojas sin presencia de daños físicos de la especie *Urera laciniata* en las cercanías de la coordenada 1°05'35.4"S 77°39'10.7"W del Puerto Misahuallí, Napo, Ecuador, bajo el permiso de investigación MAATE-BDI-CM-2023-0310. Las muestras recolectadas fueron transportadas en bolsas herméticas ziploc en cadena de frío hacia el laboratorio de Biología Molecular y Bioquímica de la Universidad Regional Amazónica Ikiam para su procesamiento.

2.2. Preparación de extractos

Las hojas de *U. laciniata* fueron lavadas con agua destilada para eliminar impurezas del ambiente. Después se redujo el tamaño de las muestras con tijeras estériles para proceder con el secado a temperaturas de 25, 40 y 60 °C durante 5 días dentro de una estufa. Finalizado el proceso de secado, las muestras se trituraron hasta obtener una muestra fina con ayuda de una licuadora (Oster).

La extracción de metabolitos secundarios se llevó a cabo aplicando el método de maceración al 10 % (m/v) durante 5 días en ausencia de luz y aplicando 30 minutos diarios de sonicación. El solvente utilizado fue una solución hidroetanólica con una concentración 70:30 (v:v) (etanol 96 %: agua). Terminada la maceración, los extractos se filtraron al vacío utilizando papel filtro cualitativo y concentrados en un rotavapor® R-300 (marca BUCHI). Posteriormente, los extractos fueron liofilizados a -80 °C y 120 mTorr en un equipo BTP-9E LOVE (Genevac). El rendimiento de extracción se determinó aplicando la ecuación (EC1) descrita por Truong et al. (2019):

$$\text{Rendimiento de extracción (\%)} = \frac{\text{Masa del extracto liofilizado}}{\text{Masa seca de la muestra}} \times 100 \quad (\text{EC1})$$

2.3. Actividad antimicrobiana de extractos hidroetanólicos de *Urera laciniata*

2.3.1. Preparación de microorganismos

Se emplearon cepas de microorganismos ATCC (American Type Culture Collection) de *Escherichia coli* ATCC 25922, *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 y *Candida albicans* ATCC 10231 crioconservadas. La activación de cepas se realizó en base a la metodología propuesta por Proaño-Bolaños et al. (2019). Se sembró 500 µL de cada cepa de microorganismos en 20 mL de Caldo Mueller Hinton (MHB) estéril para incubar con agitación a 37°C. Una vez alcanzado un crecimiento de 10⁸ UFC/mL (unidades formadoras de colonias/mL), se realizó una dilución para ajustar un valor de 10⁶ UFC/mL. La cepa de hongo no se diluyó y se trabajó en un crecimiento de 10⁵ UFC/mL.

2.3.2. Ensayo preliminar de la actividad antimicrobiana por difusión en Agar

Este apartado se realizó con la finalidad de determinar si los extractos de *U. laciniata* mostraban inhibición frente a las cepas microbianas evaluadas. Para ello, se empleó el método de perforación en agar (Hernández et al., 2021). Sobre la superficie del Agar Mueller Hinton (MHA) se inoculó 100 µL de cada microorganismo mediante la técnica de siembra por extensión. Posteriormente, con una pipeta Pasteur se realizó perforaciones en el agar y se colocó 2 µL de cada extracto vegetal disuelto en dimetilsulfóxido (DMSO) 1% (m/v) (250 mg/mL). Las placas se incubaron a 37°C por 18 horas. Se empleó controles positivos como: ampicilina para bacterias (1 mg/mL), fluconazol para hongos (1 mg/mL), y control negativo como DMSO al 1 %. Finalmente, se evaluó cualitativamente la actividad antimicrobiana mediante la presencia o ausencia de halos de inhibición alrededor de las perforaciones que contenían los extractos de ortiga.

2.3.3. Determinación de la Concentración Mínima Inhibitoria (CMI)

En este proceso se utilizó microplacas de polipropileno transparentes de 96 pocillos, los ensayos fueron hechos por triplicado de acuerdo con lo descrito por Morán-Marcillo et al. (2022), con algunas modificaciones. Se colocó 100 μ L de cada concentración del extracto vegetal (250, 125, 62.5, 31.5, 15.63, 7.82, 3.91, 1.96, 0.98 y 0.49 mg/mL), más 100 μ L de suspensión bacteriana (Sección 2.3.1), obteniendo un volumen final de 200 μ L por pocillo. Se utilizó como controles 200 μ L de MHB (control positivo) y 100 μ L de DMSO al 1% más 100 μ L de suspensión bacteriana (control negativo). Se consideró 5 réplicas por cada concentración de extracto y controles. Una vez dispensadas las muestras en las microplacas estas se llevaron a incubación por 18 horas a 37°C. Finalizada la incubación se evaluó el crecimiento de los microorganismos mediante la lectura de absorbancia (560 nm) en un espectrofotómetro de microplacas (Glomax, Promega) (Pollo et al., 2021).

2.3.4. Determinación de la Concentración Mínima Bactericida (CMB)

Se utilizó cajas Petri estériles con medio MHA y se realizó la siembra de 10 μ L del contenido de cada pocillo de la microplaca obtenida del ensayo de microdilución (Sección 2.3.3). Posteriormente, se llevó a incubación durante 18 horas a 37°C. La menor concentración que mostró ausencia de crecimiento bacteriano se estableció como la CMB.

2.4. Determinación de la capacidad antioxidante

Para determinar la actividad antioxidante de los extractos de *U. laciniata*, se empleó dos técnicas ampliamente utilizadas para este propósito: DPPH y ABTS.

2.4.1. Ensayo del radical DPPH

La actividad antioxidante de los extractos se evaluó de acuerdo con la capacidad de eliminar radicales libres DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo). El ensayo se realizó en el Laboratorio de Productos Naturales de la Universidad Regional Amazónica Ikiam. Se usó el protocolo descrito por Brand-Williams et al. (1995), con ciertas modificaciones. Se utilizó como estándar el 6-hidroxi-2,5,7,8-tetrametilcromano-2-carboxílico (Trolox) disuelto en etanol al 96%, con un rango de trabajo de 2.5 a 100 μ M. Los niveles de concentración fueron definidos de la siguiente forma: nivel 1 = 2.5 mg/L, nivel 2 = 12.5 mg/L, nivel 3 = 20 mg/L, nivel 4 = 50 mg/L y nivel 5 = 100 mg/L. Para los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* obtenidos a diferentes temperaturas, se preparó soluciones madre utilizando etanol al 96%. Se pesó 60, 80 y 120 mg de los extractos correspondientes a 25°C (HE25), 40°C (HE40) y 60°C (HE60), respectivamente, y se disolvieron en 20 mL de etanol al 96%. De esta manera, se obtuvo soluciones madre con concentraciones finales de 3000 mg/L (HE25), 8000 mg/L (HE40) y 6000 mg/L (HE60). Para garantizar la homogeneización de la solución, esta se sometió a un proceso de sonicación en baño ultrasónico durante 10 minutos (Branson-3800). A partir de las soluciones madre, se preparó series de diluciones específicas para cada extracto. Para el extracto obtenido a 25 °C, se establecieron concentraciones de 100, 300, 600, 900, 1200, 1500, 1800 y 3000 mg/L. En el caso del extracto HE40, se prepararon diluciones de 100, 500, 1000, 2000, 3000, 3500 y 4000 mg/L, mientras que para el extracto a HE60, se trabajó con concentraciones de 500, 1500, 2500, 3500, 4500 y 5500 mg/L.

La evaluación de la capacidad antioxidante se realizó en microplacas de 96 pocillos. Para medir la absorbancia de la muestra (A) se colocó 100 μ L etanol más 100 μ L de extracto vegetal y 50 μ L DPPH. Para obtener la absorbancia solo del radical DPPH (A°) se usó 200 μ L de etanol más 50 μ L de DPPH. Por último, para la absorbancia de la muestra sin el radical DPPH (A') se dispensó 150 μ L de etanol más 100 μ L extracto vegetal. Posteriormente, la microplaca se agitó durante 30 minutos en un agitador orbital (Orbit™ LS Low Speed Laboratory Shaker de Labnet) a 60 rpm en ausencia de luz. Posteriormente se realizó la lectura de la absorbancia a 515 nm en un lector de placas

(Glomax Discover de Promega). La actividad antioxidante se calculó mediante el porcentaje de inhibición del radical DPPH, utilizando la ecuación (EC2) descrito por Jaiswal y Lee (2022):

$$\text{Porcentaje de inhibición} = \left(1 - \frac{A - A'}{A^{\circ}}\right) \times 100 \quad (\text{EC2})$$

Los datos obtenidos se ajustaron a un modelo sigmoideo logístico, se usó el software R Studio para ajustar los datos al modelo y el valor de IC₅₀, correspondiente a la concentración del extracto que produce un 50% de la inhibición de radicales DPPH. Se evaluó la calidad del ajuste mediante el coeficiente de determinación (R²), asegurando un valor superior a 0.96.

2.4.2. Ensayo de cationes radicales ABTS

Se evaluó también la actividad antioxidante mediante el ensayo del radical ABTS (*Ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico)*), el cual puede ser soluble tanto en agua como en solventes orgánicos, permitiendo evaluar una amplia gama de compuestos, tanto hidrofílicos como lipofílicos, adecuado para evaluar la capacidad antioxidante de compuestos tanto polares como no polares (Olszowy-Tomczyk, 2021). Este ensayo se basó en la metodología desarrollada por Re et al. (1999) y con modificaciones realizadas por el Laboratorio de Productos Naturales de la Universidad Regional Amazónica IKIAM.

Para establecer las curvas de calibración, se realizó a partir de una solución del radical ABTS y Persulfato de amonio (mg/L) el cual se incubó durante 12 horas a temperatura ambiente en ausencia de luz. Después de la incubación, se utilizó un frasco ámbar, se colocó 150 mL de etanol y se agregó 0,5 µL del radical ABTS. Esta solución se agitó a 1000 rpm durante 5 minutos para garantizar una disolución completa. Para confirmar la formación del radical, se realizó un barrido espectral entre 800-600 nm utilizando un espectrofotómetro (Shimadzu-3600 Plus), asegurando que la absorbancia estuviera dentro del rango esperado 0.7 abs a 752 nm.

En este ensayo se utilizó Trolox como estándar para el cual se preparó concentraciones en un rango de 2.5, 17.52, 35.04, 52.56, 70.09 y 87.6 mg/L. Para el tratamiento de las muestras se preparó concentraciones madres de 3 mg/mL para HE25, HE40, HE60, a partir de estas soluciones se estableció un rango de concentraciones diluidas de 50, 100, 250, 500, 1000, 1500 y 2000 mg/L. Estas muestras fueron dispensadas en tubos individuales de ensayo de la siguiente manera (A): 150 μ L de extracto y 2850 μ L de la solución ABTS, (A'): 150 μ L del extracto y 2850 μ L de etanol y (A''): 150 μ L de etanol, y 2850 μ L de etanol. La actividad antioxidante se calculó mediante el porcentaje de inhibición utilizando la misma ecuación (**EC2**) del ensayo DPPH para el ensayo ABTS.

2.5. Determinación cuantitativa de metabolitos secundarios

2.5.1. Cuantificación de fenoles totales

La cuantificación de fenoles totales se llevó a cabo según lo descrito por Molole et al. (2022), con algunas modificaciones. Se preparó soluciones madre de los extractos HE25, HE40 y HE60 a una concentración de 5 mg/mL usando como solvente agua tipo 1 y etanol al 80% en proporción 50:50 en un volumen final de 1 mL. El procedimiento experimental consistió en transferir 200 μ L de cada extracto a tubos de ensayo individuales. Posteriormente, se adicionó 80 μ L de reactivo Folin-Ciocalteu y 1720 μ L de agua tipo 1, seguido de una fase de incubación de 5 minutos en condiciones de oscuridad. A continuación, se incorporó 200 μ L de una solución de carbonato de sodio (7% p/v) y 1800 μ L adicionales de agua tipo 1. La mezcla resultante fue homogeneizada mediante agitación vortex y se sometió a un segundo período de incubación de 60 minutos en ausencia de luz.

La curva de calibración se elaboró utilizando ácido gálico como estándar de referencia. Se preparó una solución madre de 0.5 mg/mL empleando como solvente una mezcla (50:50) de agua tipo 1 y etanol al 80% en un volumen final de 10 mL. A partir de esta solución, se realizaron diluciones con agua tipo 1 para obtener concentraciones de 20, 40, 60, 80, 100, 120 y 140 μ g/mL. El procedimiento analítico para cada concentración

fue idéntico al descrito para los extractos, transfiriendo alícuotas de 200 µL a tubos de ensayo y siguiendo el mismo protocolo de adición de reactivos e incubación, además de ello se preparó un blanco reactivo que incluye agua tipo 1, Folin-Ciocalteu y carbonato de sodio con volúmenes de acuerdo con la metodología descrita anteriormente. Finalmente, se procedió al registro de datos mediante un espectrofotómetro UV-VIS (Shimadzu-3600 Plus) a una longitud de onda de 750 nm. El contenido total de fenoles se expresó como mg de (GAE)/g de extracto seco de acuerdo con la ecuación obtenida mediante la curva de calibración.

2.5.2. Cuantificación de flavonoides totales

La cuantificación de flavonoides totales se llevó a cabo siguiendo la metodología descrita por Chandra et al. (2014). Se preparó soluciones madre de cada extracto HE25, HE40, HE60 en concentraciones de 5 mg/mL en un solvente (50:50) de agua tipo 1 y etanol al 80% en un volumen final de 2 mL, de cual se tomó 1.25 mL y se aforó a 10 mL con metanol, llegando a una concentración final de 0.625 mg/mL para cada extracto. De estas concentraciones se tomó 2 mL de muestra y 2 mL de cloruro de aluminio que se colocó en tubos de ensayo. Seguido se realizó un vortex de 10 segundos, para finalmente incubar por 15 minutos en total oscuridad.

La curva de calibración se elaboró utilizando Quercetina como estándar de referencia en una concentración de 0.5 mg/mL usando como solvente metanol. De esta solución madre se tomó 1 mL y se aforó a 5 mL de metanol obteniendo finalmente una disolución de 0.1 mg/mL. A partir de esta disolución se preparó la curva de calibración cuyos puntos fueron 0.5, 1, 5, 10 y 15 µg/mL. De estas concentraciones se usó 2 mL de cada concentración más 2 mL de cloruro de aluminio en un tubo de ensayo. Además de ello se preparó un blanco reactivo que incluye metanol, y cloruro de aluminio (AlCl_3) con volúmenes de acuerdo con la metodología descrita anteriormente. Seguido se realizó un vortex de 10 s, para finalmente incubar por 15 minutos en total oscuridad. Finalmente, se procedió al registro de datos mediante un espectrofotómetro UV-VIS (Shimadzu-3600 Plus) a una longitud de onda de 438 nm. El contenido total de

flavonoides se expresó como mg de (QE)/g de extracto seco de acuerdo con la ecuación obtenida mediante la curva de calibración.

2.6. Análisis estadístico

Los análisis estadísticos se realizaron en el software RStudio (versión 2024.12.0+467.pro1). Se aplicó un análisis de varianza (ANOVA) para determinar diferencias significativas ($p < 0,05$), seguido de la prueba post hoc de Tukey para evaluar la influencia de la temperatura de secado en las actividades biológicas evaluadas.

CAPÍTULO III: RESULTADOS

3.1. Rendimiento de extracción de extractos de *U. laciniata*

El rendimiento de extracción de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* se detalla en la **Tabla 1**. Se logra observar que HE25, presentó el mayor rendimiento de extracción con un 4.69 %, seguido de HE40, con un rendimiento de extracción de 3.89 % y finalmente el valor más bajo de rendimiento de extracción corresponde a HE60, el cual obtuvo un rendimiento de extracción de 2.69 %.

Tabla 1. Rendimiento porcentual de extractos de *U. laciniata*

Extractos vegetales	Masa inicial de la muestra (g)	Masa del extracto liofilizado (g)	Rendimiento de extracción (%m/m)
HE25	220.57	10.36	4.69
HE40	207.2	8.07	3.89
HE60	186.7	5.53	2.69

HE25: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 25°C. HE40: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 40°C. HE60: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 60°C. **Realizado por:** Calapucha, 2025

3.2. Actividad antimicrobiana

3.2.1. Ensayo preliminar de la actividad antimicrobiana por difusión en Agar

La evaluación del efecto antimicrobiano mediante difusión en Agar de los extractos de *U. laciniata* se presenta en la **Tabla 2**. Los extractos HE25, HE40 y HE60 presentaron halos de inhibición frente a *S. aureus* ATCC 29213. Mientras que, *E. coli* ATCC 25922 y *C. albicans* ATCC 10231 no mostraron susceptibilidad frente a los extractos evaluados de *U. laciniata*.

Tabla 2. Actividad antimicrobiana exploratoria de extractos hidroetanólicos de *U. laciniata*

Extractos vegetales (250 mg/mL)	Presencia o ausencia de halos de inhibición		
	SA ATCC	EC ATCC	CA ATCC
HE25	+	-	-
HE40	+	-	-
HE60	+	-	-

(+): Presencia de halos de inhibición. (-): Ausencia de halos de inhibición. HE25: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 25°C. HE40: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 40°C. HE60: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 60°C. SA ATCC: *Staphylococcus aureus* ATCC 29213. EC ATCC: *Escherichia coli* ATCC 25922. CA ATCC: *Candida albicans* ATCC 10231. **Realizado por:** Calapucha, 2025

3.2.2. Determinación del CMI y CMB de extractos hidroetanólicos

Mediante el método de microdilución en caldo se determinaron los valores de CMI y CMB de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* que previamente presentaron halos de inhibición frente a los microorganismos evaluados (**Tabla 2**). Los extractos presentaron CMIs de 31.25 a 62.5 mg/mL y CMMs de 62.5 mg/mL para *S. aureus* ATCC (**Tabla 3, ANEXO A**).

Tabla 3. Valores de Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) y Concentración Mínima Microbicida (CMM) de diferentes extractos de *U. laciniata* frente a *S. aureus* ATCC

Extractos vegetales	Concentración Mínima Inhibitoria (CMI) y Concentración Mínima Bactericida (CMB) (mg/mL)	
	SA ATCC	
	CMI	CMB
HE25	31.25	62.5
HE40	62.5	62.5
HE60	62.5	> 250

HE25: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 25°C. HE40: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 40°C. HE60: Extracto hidroetanólico de hojas secas a 60°C. SA ATCC: *Staphylococcus aureus* ATCC 29213. **Realizado por:** Calapucha, 2025

3.3. Determinación de la actividad antioxidantes

3.3.1. Ensayo del radical DPPH

Todas las muestras evaluadas demostraron su capacidad antioxidante a diferentes concentraciones, considerando la respectiva curva de calibración (**ANEXO B**). Además, se identificó la concentración efectiva media (IC50), que es la concentración necesaria para inhibir el 50% de los radicales DPPH de los extractos evaluados de *U. laciniata*

(**Tabla 4**). El extracto HE25 exhibió la menor concentración con 403.82 mg/L, seguido por HE40 con 1026.13 mg/L, mientras que el extracto HE60 requirió una concentración considerablemente mayor de 3650.13 mg/L para alcanzar el 50% de inhibición de radicales DPPH. Se identificó además que existen diferencias significativas entre los grupos ($p<0.05$), en base a la prueba post-hoc de Tukey (**ANEXO C y ANEXO D**).

Tabla 4. Concentración de extractos necesaria para inhibir el 50% de radicales DPPH

Extractos	IC50 (mg/L) $\pm$ DE*
HE25	403.82 $\pm$ 7.64 ^{a**}
HE40	1026.13 $\pm$ 70.54 ^b
HE60	3650.13 $\pm$ 161.19 ^c

Notas: *DE: Desviación estándar. **Letras diferentes indican diferencias significativas entre grupos según la prueba de Tukey ($p<0.05$). **Realizado por:** Calapucha, 2025

3.3.2. Ensayo del radical ABTS

Los resultados presentados en la **Tabla 5**, describen la concentración necesaria para inhibir el 50% del radical ABTS, considerando la respectiva curva de calibración (**ANEXO B**). Los valores fueron de 894.87 $\pm$ 17.2 mg/L para el extracto HE25, 1183.71 $\pm$ 11.91 mg/L para el extracto HE40, y 966.67 $\pm$ 8.68 mg/L para el extracto HE60. Se identificó también que existen diferencias significativas entre los grupos ($p<0.05$), en base a la prueba post-hoc de Tukey (**ANEXO E y ANEXO F**).

Tabla 5. Concentración necesaria para inhibición el 50% del radical ABTS*

Extractos	IC50 (mg/L) $\pm$ DE*
HE25	894.87 $\pm$ 17.2 ^{a**}
HE40	1183.71 $\pm$ 11.91 ^b
HE60	966.67 $\pm$ 8.68 ^c

Notas: *DE: Desviación estándar. **Letras diferentes indican diferencias significativas entre grupos según la prueba de Tukey ($p<0.05$). **Realizado por:** Calapucha, 2025

3.4. Cuantificación de metabolitos secundarios

3.4.1. Fenoles totales

Los resultados del contenido total de fenoles para los diferentes extractos de *U. laciniata*, se obtuvieron considerando la respectiva curva de calibración (**ANEXO G**). Estos mostraron que el extracto HE40 presentó la mayor concentración de fenoles totales con 0.0237 ± 0.0002 mg GAE/g, seguido de los extractos HE60 y HE25 con valores de 0.0191 ± 0.0007 y 0.0190 ± 0.0005 mg GAE/g, respectivamente (**Tabla 6**). El análisis estadístico mediante la prueba post-hoc de Tukey ($p < 0.05$) reveló diferencias significativas entre el extracto HE40 y los otros dos extractos, mientras que entre HE25 y HE60 no se observó diferencias significativas (**ANEXO H y ANEXO I**).

Tabla 6. Contenido total de fenoles de extractos de *U. laciniata*

Extractos	Absorbancia (750 nm)	Fenoles totales (mg GAE/g) $\pm$ DE*
HE25	0.329 ± 0.0092	0.0190 ± 0.0005 ^{a**}
HE40	0.408 ± 0.0036	0.0237 ± 0.0002 ^b
HE60	0.331 ± 0.0113	0.0191 ± 0.0007 ^a

Notas: *DE: Desviación estándar. **Letras diferentes indican diferencias significativas entre grupos según la prueba de Tukey ($p < 0.05$). **Realizado por:** Calapucha, 2025

3.4.2. Flavonoides totales

El resultado del contenido total de flavonoides en los extractos de *U. laciniata*, considerando la respectiva curva de calibración (**ANEXO G**), mostró que el extracto HE60 presentó la mayor concentración con $0.00208 \pm 1.14e^{-04}$ mg QE/g, seguido por HE40 con $0.00192 \pm 6.40e^{-05}$ mg QE/g, y finalmente HE25 con $0.00158 \pm 1.34e^{-05}$ mg QE/g (**Tabla 7**). Los resultados del análisis estadístico mediante la prueba post-hoc de Tukey ($p < 0.05$) indicaron que existe una diferencia significativa entre el extracto HE25 y los extractos HE40 y HE60 que no presentaron diferencias, mientras que entre estos dos últimos no se observó diferencias significativas (**ANEXO J y ANEXO K**).

Tabla 7. Contenido total de flavonoides de extractos de *U. laciniata*

Extractos	Absorbancia (438 nm)	Flavonoides totales (mg QE/g)/ DE*
HE25	0.474 ± 0.004	0.00158 ± 1.34e ⁻⁰⁵ a**
HE40	0.578 ± 0.019	0.00192 ± 6.40e ⁻⁰⁵ b
HE60	0.626 ± 0.034	0.00208 ± 1.14e ⁻⁰⁴ b

Notas: *DE: Desviación estándar. **Letras diferentes indican diferencias significativas entre grupos según la prueba de Tukey ($p < 0.05$). **Realizado por:** Calapucha, 2025

CAPÍTULO IV: DISCUSIÓN

El género *Urera* (Urticaceae) comprende diversas especies de ortigas, entre las que destaca *Urera laciniata*, ampliamente utilizada en los sistemas médicos tradicionales con el fin de tratar enfermedades como la malaria, úlceras y dolores musculares (Céline et al., 2009; Giovannini, 2015). A pesar de su importancia etnomédica, existe una notable escasez de estudios sobre su composición fitoquímica relacionada con la actividad antimicrobiana y capacidad antioxidante, siendo este el primer estudio en reportar tanto su actividad antimicrobiana y antioxidante, así como la cuantificación de fenoles y flavonoides totales. En este estudio, la extracción de metabolitos secundarios para los ensayos se realizó mediante maceración, debido a que es un proceso ecoamigable y económico frente a otros métodos de extracción basados en microondas, fluidos supercríticos, ultrasonido, soxhlet entre otros (Barthwal & Mahar, 2024; Đurović et al., 2022).

El rendimiento porcentual de extracción de *U. laciniata* (**Tabla 1**) es comparable con los reportados por Mzid et al. (2017), quienes obtuvieron un rendimiento del 4.76% en extractos de *U. baccifera* utilizando hidroetanol como solvente y muestras secadas a 25°C. En este estudio, se observó que los rendimientos de extracción disminuyeron para HE40 y HE60 conforme aumentó la temperatura de secado en las muestras. Este efecto podría estar relacionado a la degradación de metabolitos a altas temperaturas, debido a que algunos metabolitos secundarios presentes en la matriz vegetal son termolábiles, lo que puede ocasionar alteraciones o pérdidas (Jha & Sit, 2022).

En contraste, estudios previos han reportado rendimientos menores al emplear etanol al 96% en diferentes especies de la misma familia (Urticaceae) como *U. baccifera* (0.61-1.49 %), *U. urens* (0.90-0.97 %), *U. dioica* (1.32%), *U. leptophylla* (1.40%) (Guamán, 2015; Mariño, 2023). Esta variabilidad en los rendimientos de extracción puede estar relacionada principalmente a la diferencia de polaridad entre los solventes empleados, como el solvente hidroetanólico que al contar con una proporción de agua, exhibe

mayor polaridad, facilitando la extracción de compuestos hidrofílicos aumentando el rendimiento de extracción; mientras que el etanol al 96%, sin contenido acuoso, favorece la extracción de compuestos de polaridad moderada limitando el rendimiento de extracción (Zhang et al., 2018). Este fenómeno está estrechamente relacionado con el hecho de que el rendimiento de una extracción está influenciado por múltiples factores, entre ellos la polaridad del disolvente, la temperatura, la duración del proceso, la composición química de la sustancia a extraer y la proporción entre el material sólido y el solvente (Hernández-Rodríguez et al., 2020).

Por otro lado, las especies de familia Urticaceae han reportado actividad antimicrobiana contra bacterias Gram positivas y Gram negativas, comparables contra antibióticos como la amoxicilina, nitrato de miconazol, ofloxacina y netilmicina (Kregiel et al., 2018). Esta característica antimicrobiana se le ha atribuido a la presencia de metabolitos secundarios presentes en estas especies como terpenoides, flavonoides, carotenoides, esteroides y polifenoles (Đurović et al., 2017). Los resultados de este estudio mostraron que los extractos HE25, HE40, HE60 tienen actividad antimicrobiana frente a *S. aureus*, mientras que para *E. coli* y *C. albicans* no hubo actividad antimicrobiana (**Tabla 2**). La diferencia entre la actividad antimicrobiana observada entre bacterias Gram positivas, Gram negativas y hongos puede atribuirse a la distinta composición de las membranas celulares. Las bacterias Gram negativas poseen una membrana externa fosfolipídica adicional que actúa como barrera selectiva, reduciendo la permeabilidad a diversos compuestos antimicrobianos a diferencia de las bacterias Gram positivas, que, al presentar únicamente una capa de peptidoglicano como estructura externa, exhiben mayor susceptibilidad a los compuestos bioactivos debido a su mayor permeabilidad (Kaushik et al., 2015; Mzid et al., 2017). La ausencia de actividad antifúngica contra *C. albicans* puede atribuirse a las características diferenciadas de las células fúngicas, incluyendo la presencia de una pared celular compleja compuesta mayoritariamente por quitina y β -glucanos, así como la presencia de ergosterol en la membrana celular, estas diferencias estructurales pueden limitar la interacción de los compuestos bioactivos (Berman & Krysan, 2020).

En este trabajo se destaca el extracto obtenido a 25°C por requerir la menor concentración para inhibir y eliminar el crecimiento bacteriano, con valores de CMI y CMB de 31.25 mg/mL y 62.5 mg/mL, respectivamente (**Tabla 3**). Los extractos obtenidos a mayores temperaturas (40°C y 60°C) requirieron concentraciones más elevadas, presentando valores de CMI de 62.5 mg/mL para ambas temperaturas, mientras que sus valores de CMB fueron de 62.5 mg/mL y >250 mg/mL, respectivamente. Estos resultados representan valores altos a diferencia de los datos reportados en la literatura para especies cercanas como *U. baccifera* (mismo género que *U. laciniata*) y *Cecropia pachystachya* (misma familia que *U. laciniata*) con valores de CMI 0.15 mg/mL, 6.5 mg/mL y valores de CMB de 0.15 mg/mL, 12.5 mg/mL respectivamente (Mzid et al., 2017; Tschá et al., 2024). Por otro lado, Gindri et al. (2014) evaluó la actividad antimicrobiana de extractos de *U. baccifera* a una concentración máxima de 1 mg/mL frente a varias cepas incluidas *S. aureus* y no pudo identificar la CMI frente a este microorganismo. Estos resultados se obtuvieron bajo similares condiciones para HE25 (solvente y temperatura de secado), siendo el único estudio directamente comparable, debido a la falta de estudios de especies cercanas que hayan considerado las condiciones de extracción de HE40 y HE60.

Por otra parte, Mariño (2023) al evaluar la capacidad antimicrobiana frente a *Staphylococcus aureus* de extractos etanólicos de *U. baccifera*, *U. urens*, *U. dioica*, *U. leptophylla* reportaron valores de CMI de 13.04, 13.00, 31.50, 28.50 µg/mL y CMB en concentraciones de 13.50, 14.50, 31.50, 28.50 µg/mL, respectivamente. Estos valores que pueden atribuirse al tipo de solvente utilizado que al ser etanol al 96%, debido a la afinidad por compuestos menos polares y lipofílicos puede haber extraído metabolitos como alcaloides, terpenoides y ciertos flavonoides apolares como las flavonas en el estudio, que se reportan como involucrados en la actividad antimicrobiana. A pesar de sólo haber identificado actividad antimicrobiana frente a una de las tres cepas utilizadas en el estudio, los resultados resultan importantes ya que *S. aureus* es un patógeno Gram positivo al cual se le atribuyen infecciones cutáneas, respiratorios y sistémicas (Bai et al., 2022). Esto sugiere importantes aplicaciones en el campo de los fitofármacos, así como

la cosmética, en donde el extracto podría ayudar a potenciar la acción de varios productos para la piel (Carvalho et al., 2017).

También, los datos obtenidos evidencian que el aumento de temperatura influyó en la capacidad antimicrobiana de los extractos. Para HE60, el valor de CMB fue mayor a 250 mg/mL, sobrepasando el rango de concentraciones establecidas en el presente estudio. Mientras que para HE25, se obtuvo mejores resultados dentro del rango evaluado. Esto sugiere que las altas temperaturas pueden degradar los compuestos bioactivos que influyen en la actividad antimicrobiana, disminuyendo su efectividad (Zhang et al., 2018). En contraste, las temperaturas más bajas parecen preservar mejor estos compuestos, manteniendo su capacidad para inhibir el crecimiento bacteriano.

Una tendencia similar se evidenció en cuanto a la capacidad antioxidante de *U. laciniata*, en donde los resultados obtenidos mediante el radical ABTS (**Tabla 5**), revelaron también que fue HE25 la muestra que necesitó una concentración menor para alcanzar la IC50. Sin embargo, los valores de concentración obtenidos de HE25 son mayores a los reportados para *U. urens* con 0.038 mg/mL y *U. dioica* con 0.33 mg/L (Gird et al., 2017; Mzid et al., 2017). Por otro lado, el ensayo del radical DPPH mostró una tendencia similar, en donde HE25 necesitó la menor concentración (0.403 mg/mL) para inhibir el 50% los radicales libres, mientras que para HE40 (1.026 mg/mL) y HE60 (3.650 mg/mL) las concentraciones fueron más altas (**Tabla 4**). Además, el análisis estadístico realizado mediante la prueba post-hoc de Tukey ($p < 0.05$) demuestra que existe diferencia significativa entre la capacidad antioxidante respecto a la temperatura de secado (muestra vegetal), lo que recalca la importancia de este factor en estos ensayos. Para este ensayo, los valores obtenidos demuestran que la concentración del extracto HE25 de *U. laciniata* para alcanzar el IC50 es menor respecto a los datos reportados para especies de la misma familia como *U. dioica* (1.33 y 0.73 mg/mL), *U. urens* (2.66 mg/mL), *U. leptophylla* (3 mg/mL) y *U. baccifera* (240.72 mg/mL), dando una luz a su posible utilidad como antioxidante (Gird et al., 2017; Mariño, 2023). En líneas generales, los extractos analizados de *U. laciniata* presentaron actividad antioxidante, lo que demuestra la capacidad de sus compuestos fitoquímicos para ceder átomos de

hidrógeno y contrarrestar la acción de los radicales libres (Cidade et al., 2020). Adicionalmente a los resultados de actividad antimicrobiana, esto resalta la posible aplicación de la especie en el campo de los antioxidantes, con importancia no sólo en la industria farmacológica, sino también, en la cosmética.

En esta última los antioxidantes son comúnmente utilizados como prevención de envejecimiento celular, ya que pueden interrumpir las reacciones en cadena de oxidación y desempeñar funciones como quelantes de metales, agentes reductores, moduladores de señales químicas, reguladores de procesos fisiológicos e inhibidores del ciclo celular (Köksal et al., 2017). Es entonces que *U. laciniata* podría ser considerada en este ámbito, se sabe que existen metabolitos relacionados con la actividad antimicrobiana y antioxidante como los fenoles y flavonoides (Begić et al., 2020). En este contexto, los resultados del contenido total de fenoles de extractos de *U. laciniata* (**Tabla 6**), obtenidos a diferentes temperaturas, revelan que el tratamiento a 40°C (HE40) produjo el contenido fenólico más elevado (0.0237 mg GAE/g), en comparación a los extractos obtenidos a 25°C (0.0190 mg GAE/g) y 60°C (0.0191 mg GAE/g). La prueba de Tukey indica que el extracto HE40 es significativamente diferente de HE25 y HE60, estos últimos son estadísticamente similares entre sí. Esto sugiere que la temperatura no fue un factor determinante para la extracción de fenoles en este rango, aunque la temperatura de 40°C permitió una extracción mayor.

Bajo las condiciones evaluadas de solvente (hidroetanol), temperatura de secado y maceración tradicional, la extracción de fenoles resultó menor en comparación con los reportes existentes para especies del mismo género como *U. dioica* (208.37, 87.84 y 24.1 mg GAE/g), *U. urens* (70.16 y 31.41 mg GAE/g), *U. leptophylla* (41.111 mg GAE/g) y *U. baccifera* (83.333 y 61.55 mg GAE/g) (Kukrić et al., 2012; Mariño, 2023; Moncayo et al., 2021; Mzid et al., 2017; Pourmorad et al., 2006). Esto sugiere la necesidad de mejorar el proceso.

Por otro lado, el análisis de flavonoides totales en *U. laciniata* (**Tabla 7**) mostró un incremento gradual con la temperatura de extracción. El extracto HE60 presentó el

mayor contenido (0.00208 mg QE/g), seguido por HE40 (0.00192 mg QE/g), ambos estadísticamente similares según la prueba de Tukey ($p < 0.05$). El extracto HE25 mostró el contenido más bajo (0.00158 mg QE/g). Estos datos difieren de los resultados reportados para extractos metanólicos de *U. dioica* y *U. urens*, con valores de 43.3, 20.29, 6.81 y 0.97 mg QE/g (Jimoh et al., 2010; Kukrić et al., 2012; Mzid et al., 2017; Pourmorad et al., 2006).

Las diferencias encontradas en la cantidad de fenoles y flavonoides, se puede atribuir a que se trata de otras especies, así como la diferencia del solvente utilizado en esos estudios (metanol). En este contexto, se ha reportado que el metanol tiene un alto rendimiento en la extracción sólido-líquido debido a que no degrada los compuestos fenólicos evitando la formación de peróxido de hidrógeno, lo que pudo haber favorecido a una mayor extracción de estos metabolitos (Borges et al., 2020). De igual manera, Nouasri et al. (2022) el solvente empleado en la extracción es el factor determinante en la obtención de compuestos bioactivos mediante la técnica de extracción sólido-líquido. Esto se debe a la influencia de la polaridad del disolvente, la cual podría explicar la variabilidad observada en los resultados.

En cuanto a la temperatura, de acuerdo con la literatura existente, el rango óptimo para la conservación de metabolitos secundarios como los fenoles y flavonoides oscila entre 35-50°C (Antony & Farid, 2022). Esto implica que una variación dentro de este rango puede afectar la concentración de estos compuestos, aunque no necesariamente implique una pérdida de estos (Antony & Farid, 2022; ElGamal et al., 2023). Esta explicación da el fundamento a los resultados obtenidos en el presente estudio, donde el análisis estadístico mostró diferencias significativas en la obtención de fenoles entre HE40 y HE25-HE60 (sin diferencia significativa entre estas últimas) (**Tabla 6**). Sin embargo, es relevante destacar que la variación entre las concentraciones es mínima. Del mismo modo, en la obtención de flavonoides totales, se identificó diferencias significativas (**Tabla 7**) entre HE25 y los extractos obtenidos a temperaturas mayores (HE40 y HE60), aunque con variaciones mínimas. Entonces se puede argumentar que el factor temperatura fue determinante, pero con limitaciones. Los resultados sugieren

que 40°C fue la temperatura óptima para la extracción de fenoles, mientras que, para los flavonoides, cualquier temperatura superior a 25°C resultó en una mejora. Sin embargo, dado que las diferencias en concentraciones fueron pequeñas, la temperatura de secado sí puede influir ligeramente en la eficiencia de extracción, aun cuando no parece ser un factor totalmente determinante dentro del rango evaluado (25-60°C). Para una optimización completa, sería recomendable evaluar otros factores como el tipo de solvente, el tiempo de maceración y la relación sólido-líquido (Zhang et al., 2018).

En resumen, el extracto HE25 presentó la mayor actividad antimicrobiana y antioxidante, a pesar de que dichos resultados no coincidieron con la cuantificación de fenoles y flavonoides totales. Esta discrepancia podría sugerir la existencia de componentes bioactivos adicionales en los extractos hidroetanólicos, tales como determinadas clases de alcaloides y terpenoides, documentados previamente en *U. dioica*, *U. urens* y *U. baccifera*, además de los fenoles y flavonoides (Guamán, 2015; Moncayo et al., 2021; Quiroz Martínez, 2013). Estos terpenoides y alcaloides son metabolitos secundarios de las plantas relacionadas con la actividad antimicrobiana y en algunos casos antioxidantes (Berman & Krysan, 2020). Los terpenoides, compuestos derivados del isopreno, se sabe que ejercen su efecto antimicrobiano principalmente mediante la lisis de la membrana celular de los microorganismos, alterando su permeabilidad y provocando la pérdida de iones y componentes esenciales (Othman et al., 2019). Además, ciertos terpenoides, como los carotenoides y algunos politerpenos, presentan capacidad antioxidante, no solo por la presencia de grupos funcionales como hidroxilos o carbonilos, sino también por su capacidad de estabilizar radicales libres (Othman et al., 2019). Por otra parte, los alcaloides, compuestos nitrogenados heterocíclicos, han reportado actividad antimicrobiana mediante diversos mecanismos, incluyendo la interacción con el ADN, la inhibición de la síntesis proteica o enzimática, y la alteración de la división celular en microorganismos (Yan et al., 2021). Algunos alcaloides también poseen actividad antioxidante, la cual se atribuye a la presencia de anillos aromáticos conjugados que permiten la estabilización de radicales libres a través de la donación de electrones, no obstante, esta propiedad no es universal en todos los alcaloides, ya que algunas estructuras pueden inducir la generación de especies

reactivas de oxígeno en lugar de neutralizarlas (Cherney & Baran, 2011; Yan et al., 2021). En conjunto, la interacción sinérgica de estos metabolitos secundarios puede potenciar su efecto biológico, lo que resalta su importancia en la exploración de nuevos compuestos con aplicaciones farmacéuticas y biomédicas (Ezebo et al., 2021).

Estos hallazgos ponen de manifiesto la importancia de realizar estudios más amplios, que consideren el análisis de otros metabolitos, para obtener una visión más completa de las moléculas responsables de la actividad biológica de los extractos evaluados. Además, hay que recordar que pueden existir diferencias en los resultados inclusive dentro de la misma especie, ligados al lugar de procedencia de la planta, el solvente utilizado, factores como la fase de desarrollo de la planta, el período de recolección, la genética, la variedad, las características del suelo, las condiciones climáticas, el método de almacenamiento y la parte de la planta empleada (Garofulić et al., 2021; Kregiel et al., 2018; Zeković et al., 2017).

Esta investigación establece un precedente significativo sobre las propiedades antimicrobianas y antioxidantes de *U. laciniata* evaluadas bajo diferentes condiciones experimentales, incluyendo temperaturas de secado (25, 40 y 60°C), proceso de maceración y el uso de un solvente hidroetanólico. Se determinó que el extracto HE25 exhibió el mejor rendimiento en las actividades biológicas estudiadas. Esta eficacia podría atribuirse a la presencia de diversos metabolitos en los extractos. Una caracterización más exhaustiva de los compuestos presentes permitiría un mejor entendimiento de la especie, sin embargo, este estudio representa una base importante para promover la importancia de esta especie, recalcando su potencial utilidad en aplicaciones como la cosmética debido a su capacidad de inhibir el crecimiento de una cepa involucrada en infecciones cutáneas, así como gracias a la capacidad antioxidante mostrada, incluso mejor que otras especies del mismo género. Entonces este análisis permitiría diversificar las aplicaciones de *U. laciniata* y promover su estudio integral.

CAPÍTULO V: CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

La actividad antioxidante, antimicrobiana, presencia de fenoles y flavonoides de los extractos de *Urera laciniata* están influenciados por la temperatura de tratamiento (25, 40 y 60 °C), así lo demuestra el análisis estadístico realizado mediante la prueba de Tukey ($p < 0.005$). Además, se demostró que HE25 presentó mejores resultados tanto en el rendimiento de extracción, actividad antimicrobiana y actividad antioxidante. Este presentó actividad antibacteriana frente a la cepa *Staphylococcus aureus* ATCC 29213, con una concentración de 31.25 mg/mL (CMI) y 62.5 mg/mL (CMB) resultando ser el mejor candidato como agente antimicrobiano en este estudio. En cuanto a la actividad antioxidante, el extracto más activo fue el HE25 con una EC50 a una concentración de 0.403 mg/mL (DPPH) y 0.894 mg/mL (ABTS). En cuanto a la cuantificación de metabolitos se obtuvo que extracto HE40 presentó la mayor concentración de fenoles totales con 0.0237 ± 0.0002 mg GAE/g, mientras que para flavonoides totales se obtuvo que el extracto HE60 presentó la mayor concentración con $0.00208 \pm 1.14 \times 10^{-4}$ mg QE/g. Entonces como un inicio en buscar ampliar las aplicaciones de la especie podemos decir que HE25 podría ser de interés para el desarrollo de productos cosméticos, gracias a su actividad antimicrobiana y antioxidante.

Los resultados de este estudio sugieren la necesidad de expandir la investigación sobre las potenciales actividades biológicas de los extractos de *U. laciniata* mediante un enfoque metodológico más exhaustivo. Además, se sugiere optimizar el proceso de extracción de metabolitos a través de la evaluación sistemática de múltiples variables, desde la selección de diversos solventes hasta el control de parámetros como tiempos de secado y condiciones de agitación, considerando además factores ambientales críticos como la exposición lumínica, la localización geográfica y la estacionalidad del muestreo. Para profundizar en la caracterización fitoquímica, se recomienda la implementación de técnicas analíticas avanzadas como cromatografía líquida de alta eficiencia (HPLC), cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas (GC-MS), que permitirían la identificación y caracterización específica de otros metabolitos.

secundarios además de fenoles y flavonoides como cierto tipos de alcaloides y terpenoides que pudiesen estar relacionados con la actividad antimicrobiana y antioxidantes de *U. laciniata*. La incorporación de técnicas de fraccionamiento biodirigido facilitaría el aislamiento y purificación de los compuestos responsables de las actividades biológicas observadas, contribuyendo a la comprensión de sus mecanismos de acción. Esta aproximación metodológica integral no solo maximizaría la obtención de componentes bioactivos, sino que también sentaría las bases para el desarrollo de aplicaciones específicas y el aprovechamiento más efectivo de las propiedades características de esta especie.

REFERENCIAS

- Antony, A., & Farid, M. (2022). Effect of Temperatures on Polyphenols during Extraction. *Applied Sciences* 2022, Vol. 12, Page 2107, 12(4), 2107. <https://doi.org/10.3390/APP12042107>
- Bai, A. D., Lo, C. K. L., Komorowski, A. S., Suresh, M., Guo, K., Garg, A., Tandon, P., Senecal, J., Del Corpo, O., Stefanova, I., Fogarty, C., Butler-Laporte, G., McDonald, E. G., Cheng, M. P., Morris, A. M., Loeb, M., & Lee, T. C. (2022). *Staphylococcus aureus* bacteraemia mortality: a systematic review and meta-analysis. *Clinical Microbiology and Infection*, 28(8), 1076–1084. <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2022.03.015>
- Bajer, D., Janczak, K., & Bajer, K. (2020). Novel Starch/Chitosan/*Aloe Vera* Composites as Promising Biopackaging Materials. *Journal of Polymers and the Environment*, 28(3), 1021–1039. <https://doi.org/10.1007/S10924-020-01661-7/TABLES/6>
- Barthwal, R., & Mahar, R. (2024). Exploring the Significance, Extraction, and Characterization of Plant-Derived Secondary Metabolites in Complex Mixtures. *Metabolites*, 14(2), 119. <https://doi.org/10.3390/metabo14020119>
- Begić, S., Horozić, E., Alibašić, H., Bjelić, E., Seferović, S., Kozarević, E. C., Ibišević, M., Zukić, A., Karić, E., & Softić, M. (2020). Antioxidant Capacity and Total Phenolic and Flavonoid Contents of Methanolic Extracts of *Urtica dioica* L. by Different Extraction Techniques. *International Research Journal of Pure and Applied Chemistry*, 207–214. <https://doi.org/10.9734/irjpac/2020/v21i2330319>
- Berman, J., & Krysan, D. J. (2020). Drug resistance and tolerance in fungi. *Nature Reviews Microbiology*, 18(6), 319–331. <https://doi.org/10.1038/s41579-019-0322-2>
- Bhatt, B. D., & Parajuli, G. C. (2017). Study on Total Phenolic Content (TPC), Total Flavonoid Content (TFC) and Antioxidant Activities of *Urtica dioica* of Nepalese Origin. *Journal of Nepal Chemical Society*, 37.
- Borges, A., José, H., Homem, V., & Simões, M. (2020). Comparison of Techniques and Solvents on the Antimicrobial and Antioxidant Potential of Extracts from *Acacia dealbata* and *Olea europaea*. *Antibiotics* 2020, Vol. 9, Page 48, 9(2), 48. <https://doi.org/10.3390/ANTIBIOTICS9020048>
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M. E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT - Food Science and Technology*, 28(1), 25–30. [https://doi.org/10.1016/S0023-6438\(95\)80008-5](https://doi.org/10.1016/S0023-6438(95)80008-5)
- Carvajal, C. (2019). Especies reactivas del oxígeno: formación, función y estrés oxidativo. *Medicina Legal de Costa Rica*, 36(1).
- Carvalho, A. R., Costa, G., Figueirinha, A., Liberal, J., Prior, J. A. V., Lopes, M. C., Cruz, M. T., & Batista, M. T. (2017). *Urtica* spp.: Phenolic composition, safety, antioxidant and anti-inflammatory activities. *Food Research International*, 99, 485–494. <https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2017.06.008>

- Céline, V., Adriana, P., Eric, D., Joaquina, A., Yannick, E., Augusto, L. F., Rosario, R., Dionicia, G., Michel, S., Denis, C., & Geneviève, B. (2009). Medicinal plants from the Yanesha (Peru): Evaluation of the leishmanicidal and antimalarial activity of selected extracts. *Journal of Ethnopharmacology*, 123(3), 413–422. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2009.03.041>
- Chandra, S., Khan, S., Avula, B., Lata, H., Yang, M. H., ElSohly, M. A., & Khan, I. A. (2014). Assessment of Total Phenolic and Flavonoid Content, Antioxidant Properties, and Yield of Aeroponically and Conventionally Grown Leafy Vegetables and Fruit Crops: A Comparative Study. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2014(1). <https://doi.org/10.1155/2014/253875>
- Cherney, E. C., & Baran, P. S. (2011). Terpenoid-Alkaloids: Their Biosynthetic Twist of Fate and Total Synthesis. *Israel Journal of Chemistry*, 51(3–4), 391–405. <https://doi.org/10.1002/ijch.201100005>
- Cidade, H., Rocha, V., Palmeira, A., Marques, C., Tiritan, M. E., Ferreira, H., Lobo, J. S., Almeida, I. F., Sousa, M. E., & Pinto, M. (2020). *In silico* and *in vitro* antioxidant and cytotoxicity evaluation of oxygenated xanthone derivatives. *Arabian Journal of Chemistry*, 13(1), 17–26. <https://doi.org/10.1016/J.ARABJC.2017.01.006>
- Đurović, S., Domínguez, R., Pateiro, M., Teslić, N., Lorenzo, J. M., & Pavlić, B. (2022). Industrial hemp nutraceutical processing and technology. In *Industrial Hemp* (pp. 191–218). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-90910-5.00008-7>
- Đurović, S., Pavlić, B., Šorgić, S., Popov, S., Savić, S., Petronijević, M., Radojković, M., Cvetanović, A., & Zeković, Z. (2017). Chemical composition of stinging nettle leaves obtained by different analytical approaches. *Journal of Functional Foods*, 32, 18–26. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2017.02.019>
- ElGamal, R., Song, C., Rayan, A. M., Liu, C., Al-Rejaie, S., & ElMasry, G. (2023). Thermal Degradation of Bioactive Compounds during Drying Process of Horticultural and Agronomic Products: A Comprehensive Overview. *Agronomy* 2023, Vol. 13, Page 1580, 13(6), 1580. <https://doi.org/10.3390/AGRONOMY13061580>
- Ezebo, R. O., Okonkwo, C. C., Ozoh, C. N., Nwankwo, C. A., Nwafor, E. C., Esimai, B. G., Achonye, C. C., & Obienyem, J. N. (2021). Phytochemical Screening and Antimicrobial Activity of Ethanol and Methanol Extracts of *Lantana camara* Leaf. *World News of Natural Sciences*, 37, 151–163. www.worldnewsnaturalsciences.com
- Flórez, M., Cazón, P., & Vázquez, M. (2022). Antioxidant Extracts of Nettle (*Urtica dioica*) Leaves: Evaluation of Extraction Techniques and Solvents. *Molecules*, 27(18), 6015. <https://doi.org/10.3390/molecules27186015>
- Fortune, B. I. (2024). *Herbal medicine market size, shar & COVID-19 impact analysis, by application (Pharmaceutical & nutraceutical, food& beverages, and Personal care & beuty products) form (Powder, liquid & gel, and tablets & capsules), and Regional forecast, 2024-2032.*
- Garofulić, I. E., Malin, V., Repajić, M., Zorić, Z., Pedisić, S., Sterniša, M., Možina, S. S., & Dragović-Uzelac, V. (2021). Phenolic Profile, Antioxidant Capacity and Antimicrobial Activity of Nettle Leaves

- Extracts Obtained by Advanced Extraction Techniques. *Molecules* 2021, Vol. 26, Page 6153, 26(20), 6153. <https://doi.org/10.3390/MOLECULES26206153>
- Getachew, S., Medhin, G., Asres, A., Abebe, G., & Ameni, G. (2022). Traditional medicinal plants used in the treatment of tuberculosis in Ethiopia: A systematic review. *Heliyon*, 8(5), e09478. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2022.e09478>
- Gharbani, P., Jam, N., Doshmanfekan, H., & Mehrizad, A. (2023). Optimization of synergic antibacterial activity of *Punica granatum* L. and Areca nut (P.G.L.A.N) extracts through response surface methodology. *Scientific Reports* 2023 13:1, 13(1), 1–8. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-32900-1>
- Gindri, A. L., de Souza, L. B., Cruz, R. C., Boligon, A. A., Machado, M. M., & Athayde, M. L. (2014). Genotoxic evaluation, secondary metabolites and antioxidant capacity of leaves and roots of *Urera baccifera* Gaudich (Urticaceae). *Natural Product Research*, 28(23), 2214–2216. <https://doi.org/10.1080/14786419.2014.920333>
- Giovannini, P. (2015). Medicinal plants of the Achuar (Jivaro) of Amazonian Ecuador: Ethnobotanical survey and comparison with other Amazonian pharmacopoeias. *Journal of Ethnopharmacology*, 164, 78–88. <https://doi.org/10.1016/j.jep.2015.01.038>
- Gird, C., Nencu, I., Popescu, M., Costea, T., ... L. D.-, & 2017, undefined. (2017). Chemical, antioxidant and toxicity evaluation of rosemary leaves and its dry extract. *Farmacia Journal*, 65, 6. https://farmaciajournal.com/wp-content/uploads/2017-06-art-25-Gird_Nencu_Olaru_978-983.pdf
- Guamán, F. V. (2015). *Determinación y comparación de la actividad antibacteriana in vitro de extractos de dos especies de Ortiga sobre bacterias de importancia clínica*. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO FACULTAD DE CIENCIAS.
- Gulcin, İ. (2020). Antioxidants and antioxidant methods: an updated overview. *Archives of Toxicology*, 94(3), 651–715. <https://doi.org/10.1007/s00204-020-02689-3>
- Gutiérrez, Y. I., Lizama, R. S., González, A. F., Fuentes, M. D., Casanova, R. M., & Galarza, L. M. (2020). *Caracterización fisicoquímica y actividad diurética preliminar de extractos acuosos de Urera baccifera (L.)*. Revista Cubana de Farmacia. <https://www.medigraphic.com/cgi-bin/new/resumenI.cgi?IDARTICULO=100886>
- Hernández, L. V., Pabón, L. C., & Hernández-Rodríguez, P. (2021). Estudio fitoquímico y actividad antimicrobiana de plantas medicinales empleadas para el control de infecciones urinarias. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 16(1), 43–56. <https://doi.org/10.18359/rfcb.4896>
- Hernández-Rodríguez, S., Quiroz-Reyes, C. N., Ramírez-Ortiz, M. E., Ronquillo-de Jesús, E., & Aguilar-Méndez, M. Á. (2020). Optimización del proceso de extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos de *Justicia spicigera* Schltdl. mediante la metodología de superficie de respuesta. *TIP Revista Especializada En Ciencias Químico-Biológicas*, 23. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.246>

- Jaiswal, V., & Lee, H. J. (2022). Antioxidant Activity of *Urtica dioica*: An Important Property Contributing to Multiple Biological Activities. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*, 11(12). <https://doi.org/10.3390/ANTIOX11122494>
- Jha, A. K., & Sit, N. (2022). Extraction of bioactive compounds from plant materials using combination of various novel methods: A review. *Trends in Food Science & Technology*, 119, 579–591. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2021.11.019>
- Jimoh, F., Adedapo, A., Aliero, A., & Afolayan, A. (2010). Polyphenolic and biological activities of leaves extracts of *Argemone subfusiformis* (Papaveraceae) and *Urtica urens* (Urticaceae). *Revista de Biologia Tropical*, 58(4), 1517–1531. <https://doi.org/10.15517/RBT.V58I4.5428>
- Kaushik, A., Kest, H., Zauk, A., Debari, V. A., & Lamacchia, M. (2015). Impact of Routine Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) Surveillance and Cohorting on MRSA-Related Bloodstream Infection in Neonatal Intensive Care Unit. *American Journal of Perinatology*, 32(6), 531–536. <https://doi.org/10.1055/S-0034-1395481/ID/JR140208-16/BIB>
- Köksal, E., Bursal, E., Gülçin, İ., Korkmaz, M., Çağlayan, C., Gören, A. C., & Alwasel, S. H. (2017). Antioxidant activity and polyphenol content of Turkish thyme (*Thymus vulgaris*) monitored by liquid chromatography and tandem mass spectrometry. *International Journal of Food Properties*, 20(3), 514–525. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1168438>
- Kowalska, G., Baj, T., Kowalski, R., & Szymańska, J. (2021). Optimization of Glycerol–Water Extraction of Selected Bioactive Compounds from Peppermint and Common Nettle. *Antioxidants*, 10(5), 817. <https://doi.org/10.3390/antiox10050817>
- Kregiel, D., Pawlikowska, E., & Antolak, H. (2018). *Urtica* spp.: Ordinary Plants with Extraordinary Properties. *Molecules*, 23(7), 1664. <https://doi.org/10.3390/molecules23071664>
- Kukrić, Z. Z., Topalić-Trivunović, L. N., Kukavica, B. M., Matoš, S. B., Pavičić, S. S., Boroja, M. M., & Savić, A. V. (2012). Characterization of antioxidant and antimicrobial activities of nettle leaves (*Urtica dioica* L.). *Acta Periodica Technologica*, 43(43), 257–272. <https://doi.org/10.2298/APT1243257K>
- Li, Y., Kong, D., Fu, Y., Sussman, M. R., & Wu, H. (2020). The effect of developmental and environmental factors on secondary metabolites in medicinal plants. *Plant Physiology and Biochemistry*, 148, 80–89. <https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2020.01.006>
- Lozano, P. (2015). *Especies forestales arboreas y arbustivas de los bosques montanos del Ecuador*. Ministerio del Ambiente. <https://biblio.flacsoandes.edu.ec/libros/digital/55826.pdf>
- Maldonado, C., Paniagua-Zambrana, N., Bussmann, R. W., Zenteno Ruíz, F. S., & Fuentes, A. F. (2020). La importancia de las plantas medicinales, su taxonomía y la búsqueda de la cura a la enfermedad que causa el coronavirus (COVID-19). *Ecología En Bolivia: Revista Del Instituto de Ecología*, ISSN 1605-2528, Vol. 55, N°. 1, 2020, Págs. 1-5, 55(1), 1–5. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8978022>
- Mariño, K. D. (2023). Determinación del efecto antioxidante y antimicrobiano de extractos de diferentes tipos de ortiga (*Urtica dioica*, *Urtica urens*, *Urtica leptophylla*, *Urera baccifera*) frente a cepas de *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*, *Listeria monocytogenes* y *Bacillus cereus*.

- Mestanza-Ramón, C., Henkanaththegedara, S. M., Vásconez Duchicela, P., Vargas Tierras, Y., Sánchez Capa, M., Constante Mejía, D., Jimenez Gutierrez, M., Charco Guamán, M., & Mestanza Ramón, P. (2020). *In-Situ* and *Ex-Situ* Biodiversity Conservation in Ecuador: A Review of Policies, Actions and Challenges. *Diversity*, 12(8), 315. <https://doi.org/10.3390/d12080315>
- Molole, G. J., Gure, A., & Abdissa, N. (2022). Determination of total phenolic content and antioxidant activity of *Commiphora mollis* (Oliv.) Engl. resin. *BMC Chemistry*, 16(1), 48. <https://doi.org/10.1186/s13065-022-00841-x>
- Moncayo, S., Cornejo, X., Castillo, J., & Valdez, V. (2021). *Preliminary phytochemical screening for antioxidant activity and content of phenols and flavonoids of 18 species of plants native to western Ecuador*. 5(2), 2021–2092.
- Morán-Marcillo, G., Sánchez Hinojosa, V., de los Monteros-Silva, N. E., Blasco-Zúñiga, A., Rivera, M., Naranjo, R. E., Almeida, J. R., Wang, L., Zhou, M., Chen, T., Shaw, C., & Proaño-Bolaños, C. (2022). Picturins and Pictuseptins, two novel antimicrobial peptide families from the skin secretions of the *Chachi treefrog*, *Boana picturata*. *Journal of Proteomics*, 264, 104633. <https://doi.org/10.1016/j.jprot.2022.104633>
- Mzid, M., Ben Khedir, S., Ben Salem, M., Regaieg, W., & Rebai, T. (2017). Antioxidant and antimicrobial activities of ethanol and aqueous extracts from *Urtica urens*. *Pharmaceutical Biology*, 55(1), 775–781. <https://doi.org/10.1080/13880209.2016.1275025>
- Nadeeshani Dilhara Gamage, D. G., Dharmadasa, R. M., Chandana Abeysinghe, D., Saman Wijesekara, R. G., Prathapasinghe, G. A., & Someya, T. (2022). Global Perspective of Plant-Based Cosmetic Industry and Possible Contribution of Sri Lanka to the Development of Herbal Cosmetics. *Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine*, 2022(1), 9940548. <https://doi.org/10.1155/2022/9940548>
- Namdeo, A. G. (2018). Cultivation of Medicinal and Aromatic Plants. In *Natural Products and Drug Discovery* (pp. 525–553). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-102081-4.00020-4>
- Nkenfou, C. N., Mawabo, I. K., Notedji, A., Nkenfou, J., Fokou, P. V. T., Jouda, J. B., & Kuiate, J.-R. (2015). *In vitro* antimycobacterial activity of six Cameroonian medicinal plants using microplate alamarBlue assay. *International Journal of Mycobacteriology*, 4(4), 306–311. <https://doi.org/10.1016/j.ijmyco.2015.08.004>
- Nouasri, A., Dahmane, D., Metidji, H., Merah, S., Krimat, S., Toumi, M., Ferhat, M., & Kameli, A. K. (2022). Effect Of Extraction Mode On Phenolics Contents And Biological Activities Of Two Species Of Thyme Extracts. *AGROBIOLOGIA*, 12(2), 3204–3216. <https://asjp.cerist.dz/en/article/209937>
- Olszowy-Tomczyk, M. (2021). How to express the antioxidant properties of substances properly? *Chemical Papers*, 75(12), 6157–6167. <https://doi.org/10.1007/S11696-021-01799-1/FIGURES/1>
- Onofre, B. S., & Herkert, P. F. (2012). Antimicrobial activity of extracts obtained from *Urera baccifera* (L.) Gaudich. *Advances in Life Sciences*, 2(5), 139–143. <https://doi.org/10.5923/j.als.20120205.03>

- Othman, L., Sleiman, A., & Abdel-Massih, R. M. (2019). Antimicrobial Activity of Polyphenols and Alkaloids in Middle Eastern Plants. *Frontiers in Microbiology*, 10. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2019.00911>
- Palhares, R. M., Gonçalves Drummond, M., dos Santos Alves Figueiredo Brasil, B., Pereira Cosenza, G., das Graças Lins Brandão, M., & Oliveira, G. (2015). Medicinal Plants Recommended by the World Health Organization: DNA Barcode Identification Associated with Chemical Analyses Guarantees Their Quality. *PLOS ONE*, 10(5), e0127866. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0127866>
- Pollo, L. A. E., Martin, E. F., Machado, V. R., Cantillon, D., Wildner, L. M., Bazzo, M. L., Waddell, S. J., Biavatti, M. W., & Sandjo, L. P. (2021). Search for Antimicrobial Activity Among Fifty-Two Natural and Synthetic Compounds Identifies Anthraquinone and Polyacetylene Classes That Inhibit *Mycobacterium tuberculosis*. *Frontiers in Microbiology*, 11. <https://doi.org/10.3389/FMICB.2020.622629>
- Pomboza-Tamaquiza, P., Quisintuña, L., Dávila-Ponce, M., Llopis, C., & Vásquez, C. (2016). Hábitats y usos tradicionales de especies de *Urtica l.* en la cuenca alta del Rio Ambato, Tungurahua- Ecuador. *Journal of the Selva Andina Biosphere*, 4(2), 48–58. <https://doi.org/10.36610/j.jsab.2016.040200048>
- Pourmorad, F., Hosseini Mehr, S. J., & Shahabimajd, N. (2006). Antioxidant activity, phenol and flavonoid contents of some selected Iranian medicinal plants. *African Journal of Biotechnology*, 5(11), 1142–1145. <https://www.ajol.info/index.php/ajb/article/view/42999>
- Proaño-Bolaños, C., Zhou, M., Chen, T., & Shaw, C. (2019). Skin secretion transcriptome remains in chromatographic fractions suitable for molecular cloning. *Analytical Biochemistry*, 564–565, 13–15. <https://doi.org/10.1016/j.ab.2018.10.006>
- Quiroz Martínez, R. E. (2013). *Evaluación de la actividad cicatrizante de un gel elaborado a base de los extractos de nogal (Juglans neotrópica Diels), ortiga (Urtica dioica L.), sábila (Aloe vera), en ratones (Mus musculus)*. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.
- Rasool Hassan, B. A. (2012). Medicinal Plants (Importance and Uses). *Pharmaceutica Analytica Acta*, 03(10). <https://doi.org/10.4172/2153-2435.1000e139>
- 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 and Medicine*, 26(9–10), 1231–1237. [https://doi.org/10.1016/S0891-5849\(98\)00315-3](https://doi.org/10.1016/S0891-5849(98)00315-3)
- Rets'epile, P. M., Manoharan, K. P., & Sibusisiwe, M. (2020). DPPH radical scavenging activity of extracts from *Urtica urens* (Urticaceae). *Journal of Medicinal Plants Research*, 14(5), 232–238. <https://doi.org/10.5897/JMPR2019.6880>
- Ríos, M., Koziol, M., Borgtoft, H., & Granda, G. (2007). *Plantas útiles del Ecuador: aplicaciones, retos y perspectivas*.
- Rodrigues, R. F. C., Lima, A., Melo, A. C. F. L., & Trindade, R. A. (2020). Physicochemical characterisation, bioactive compounds and in vitro antioxidant activities of commercial integral grape juices. *International Food Research Journal*, 26(2), 469–479.

- Romoleroux, K., Cárate Tandalla, D., Erler, R., & Navarrete Zambrano, H. G. (2016). *Plantas vasculares de los bosques de polylepis en los páramos de Oyacachi*.
- Sanchita, & Sharma, A. (2018). Gene Expression Analysis in Medicinal Plants Under Abiotic Stress Conditions. In *Plant Metabolites and Regulation Under Environmental Stress* (pp. 407–414). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-812689-9.00023-6>
- Sasounian, R., Martinez, R. M., Lopes, A. M., Giarolla, J., Rosado, C., Magalhães, W. V., Velasco, M. V. R., & Baby, A. R. (2024). Innovative Approaches to an Eco-Friendly Cosmetic Industry: A Review of Sustainable Ingredients. *Clean Technologies 2024, Vol. 6, Pages 176-198*, 6(1), 176–198. <https://doi.org/10.3390/CLEANTECHNOL6010011>
- Shin, J., Prabhakaran, V.-S., & Kim, K. (2018). The multi-faceted potential of plant-derived metabolites as antimicrobial agents against multidrug-resistant pathogens. *Microbial Pathogenesis*, 116, 209–214. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2018.01.043>
- Stewart, V. C. (2018). *Species Delimitation in Neotropical Urera Guadich* [University of Edinburgh]. https://research-scotland.ac.uk/bitstream/20.500.12594/8813/1/2018_Stewart.pdf
- Suárez, M. A., Andrade, C. D., & Villacís, J. G. (2020). Definición de la utilidad del método de Arrhenius en el estudio de estabilidad térmica de compuestos fenólicos en *Urera laciniata* Goudot ex Wedd. *FIGEMPA: Investigación y Desarrollo*, 1(1), 40–46. <https://doi.org/10.29166/revfig.v1i1.1892>
- Taco, M. J., & Pérez, I. J. (2019). Medicina convencional frente a medicina tradicional: preferencias de uso en una comunidad rural del Ecuador. *Revista Conecta Libertad ISSN 2661-6904*, 3(2), 44–54. <https://revistaitsl.itslibertad.edu.ec/index.php/ITSL/article/view/82/269>
- Truong, D.-H., Nguyen, D. H., Ta, N. T. A., Bui, A. V., Do, T. H., & Nguyen, H. C. (2019). Evaluation of the Use of Different Solvents for Phytochemical Constituents, Antioxidants, and *In Vitro* Anti-Inflammatory Activities of *Severinia buxifolia*. *Journal of Food Quality*, 2019, 1–9. <https://doi.org/10.1155/2019/8178294>
- Tschá, M. do C., Amorim, M. J. A. A. L., Farias, E. T. N., Nascimento, J. C. dos S., Lbuquerque, P. V. de A., Andrade, G. P. de, Mesquita, E. P. de, Tschá, A. R., Austregésilo Filho, P. T., Aguiar, D. P. P. de, Abad, A. C. A., Costa, H. N. da, Ribeiro, A. G., & Albuquerque, P. P. F. de. (2024). Phytochemical profile and evaluation of the antimicrobial activity of the crude hydroalcoholic extract of *Cecropia pachystachya* leaves. *OBSERVATÓRIO DE LA ECONOMÍA LATINOAMERICANA*, 22(9), e6700. <https://doi.org/10.55905/oelv22n9-091>
- Vargas, M. (2002). *Ecología y biodiversidad del Ecuador* (primera edición).
- Velasteguí López, E. (2018). Consecuencias de la disminución de la flora endémica del Mundo, Ecuador y la Amazonia. *ConcienciaDigital*, 1(2), 53–63. <https://doi.org/10.33262/concienciadigital.v1i2.859>
- Weigend, M., Cano, A., & Rodríguez, E. F. (2005). Nuevos registros y nuevas especies de la flora de la zona de AmotapeHuancabamba: Endemismos y límites biogeográficos. *Revista Peruana de Biología*, 12(2), 249–274. <https://doi.org/10.15381/rpb.v12i2.2398>

World Health Organization. (2019). WHO Global report on traditional and complementary medicine 2019.

In *World Health Organization*.

<https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/312342/9789241515436-eng.pdf?ua=1>

Yan, Y., Li, X., Zhang, C., Lv, L., Gao, B., & Li, M. (2021). Research Progress on Antibacterial Activities and Mechanisms of Natural Alkaloids: A Review. *Antibiotics*, 10(3), 318.

<https://doi.org/10.3390/antibiotics10030318>

Zeković, Z., Cvetanović, A., Švarc-Gajić, J., Gorjanović, S., Sužnjević, D., Mašković, P., Savić, S., Radojković, M., & Đurović, S. (2017). Chemical and biological screening of stinging nettle leaves extracts obtained by modern extraction techniques. *Industrial Crops and Products*, 108, 423–430.

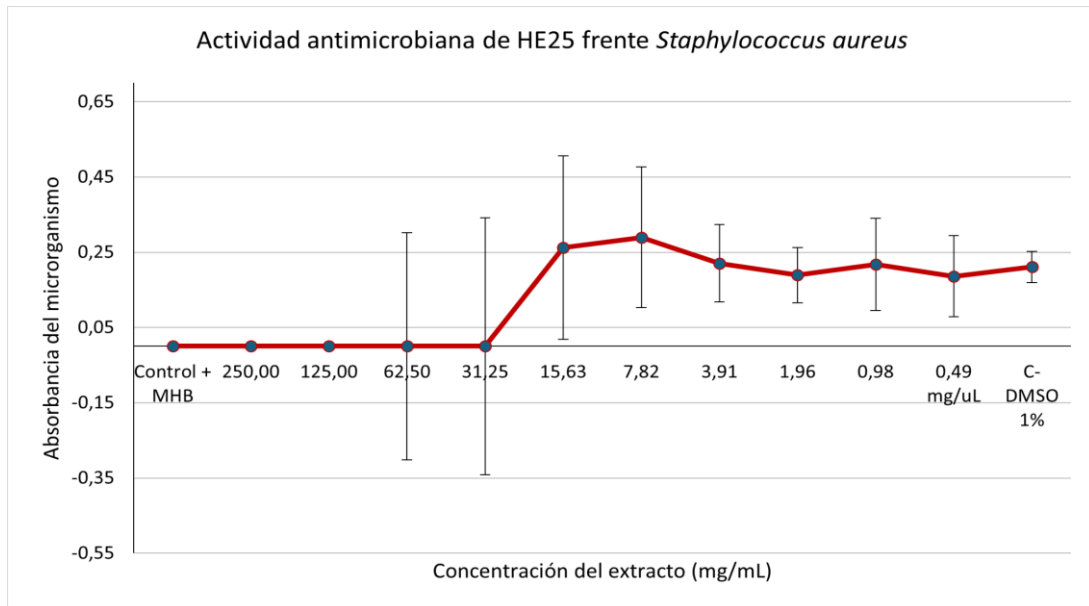
<https://doi.org/10.1016/J.INDCROP.2017.06.055>

Zhang, Q.-W., Lin, L.-G., & Ye, W.-C. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products: a comprehensive review. *Chinese Medicine*, 13(1), 20. <https://doi.org/10.1186/s13020-018-0177->

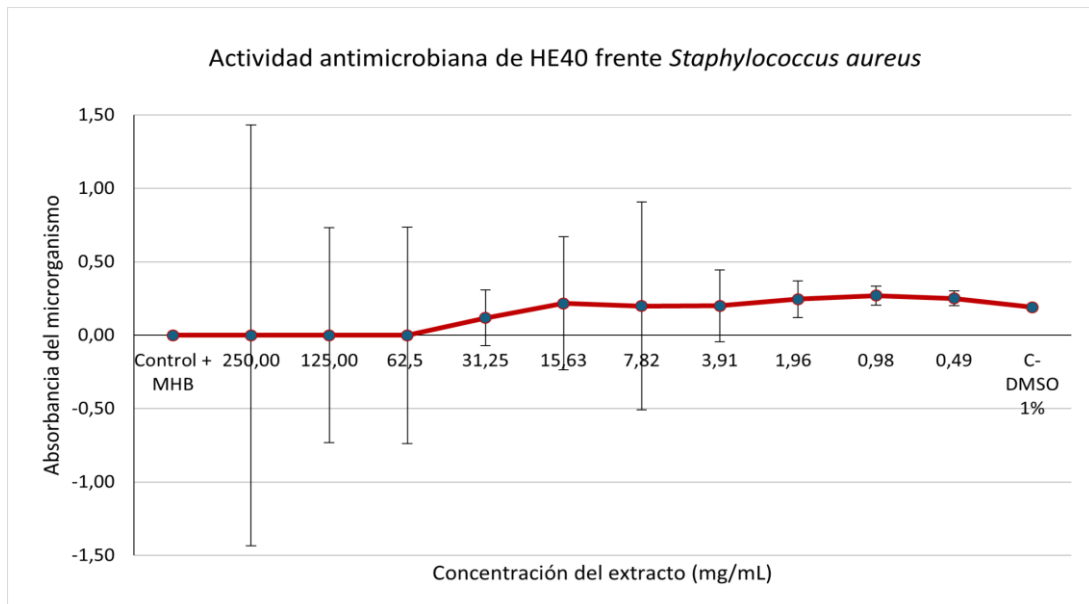
x

ANEXOS

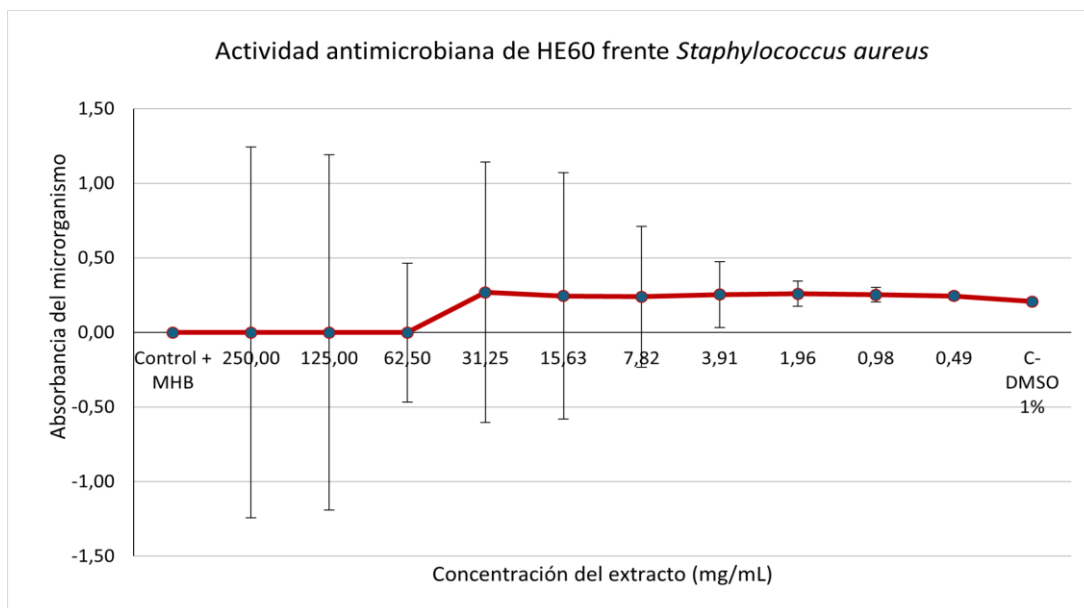
ANEXO A. Curvas de crecimiento de *Staphylococcus aureus* ATCC 29213 en presencia de extractos hidroetanólicos de *U. laciniata*.



Realizado por: Calapucha, 2025

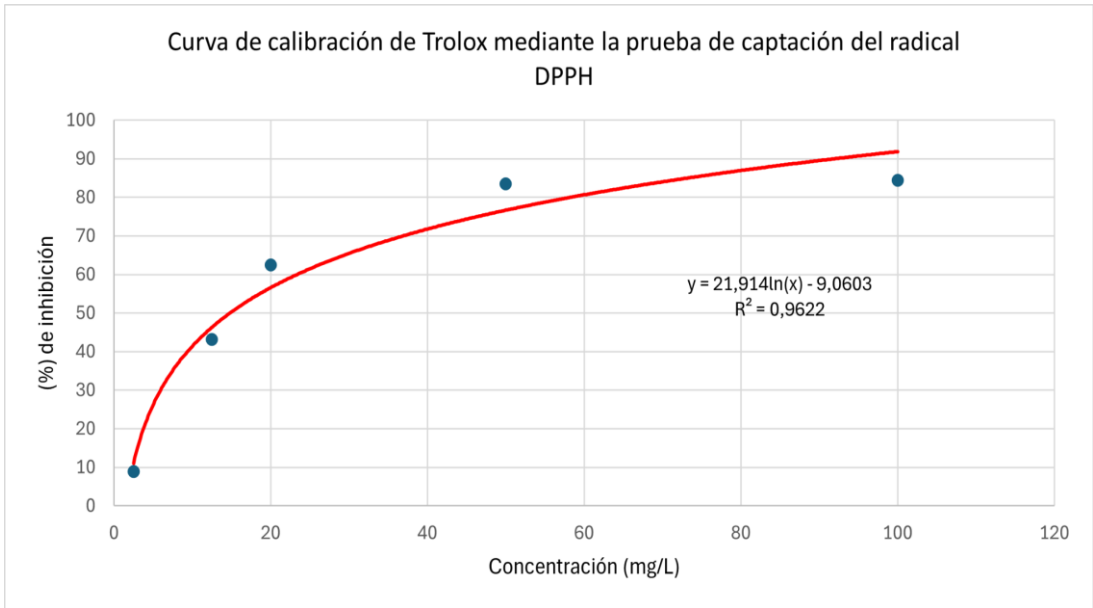


Realizado por: Calapucha, 2025

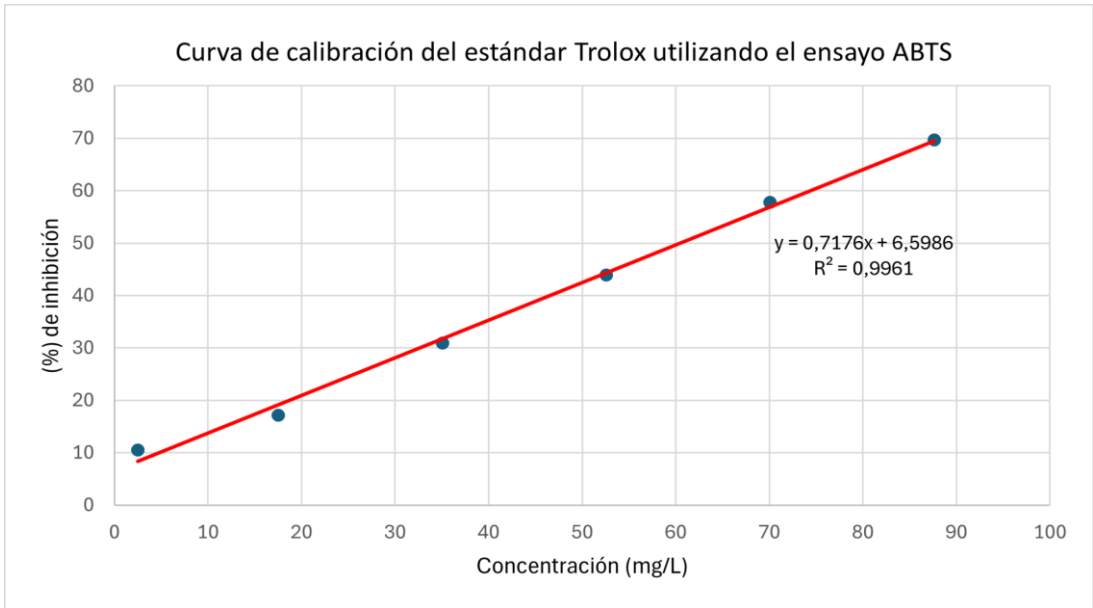


Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO B. Curva de calibración de ensayos antioxidantes DPPH y ABTS (Trolox).



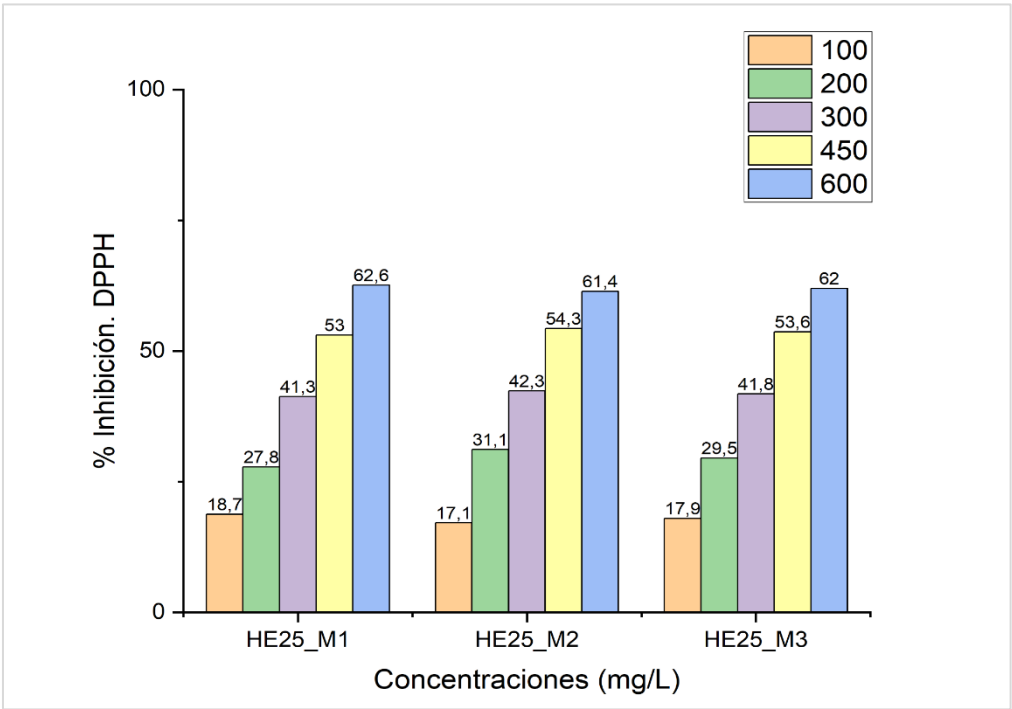
Realizado por: Calapucha, 2025



Realizado por: Calapucha, 2025

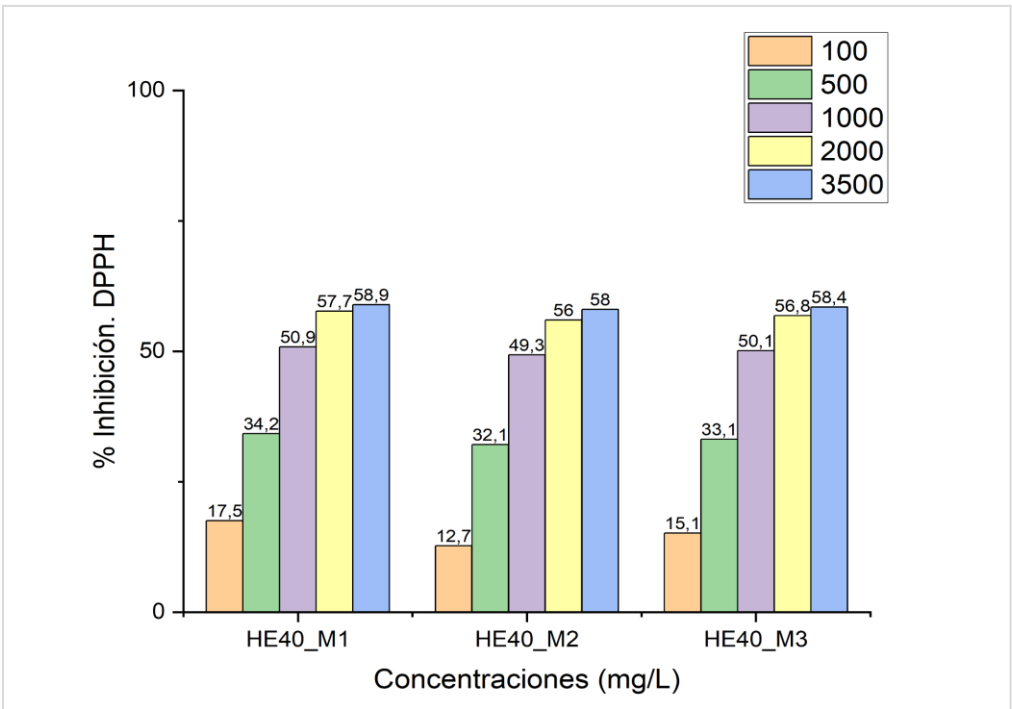
ANEXO C. Inhibición (%) de DPPH de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a (25, 40, 60 °C) en diferentes concentraciones (mg/L).

- Porcentaje (%) de inhibición HE25**



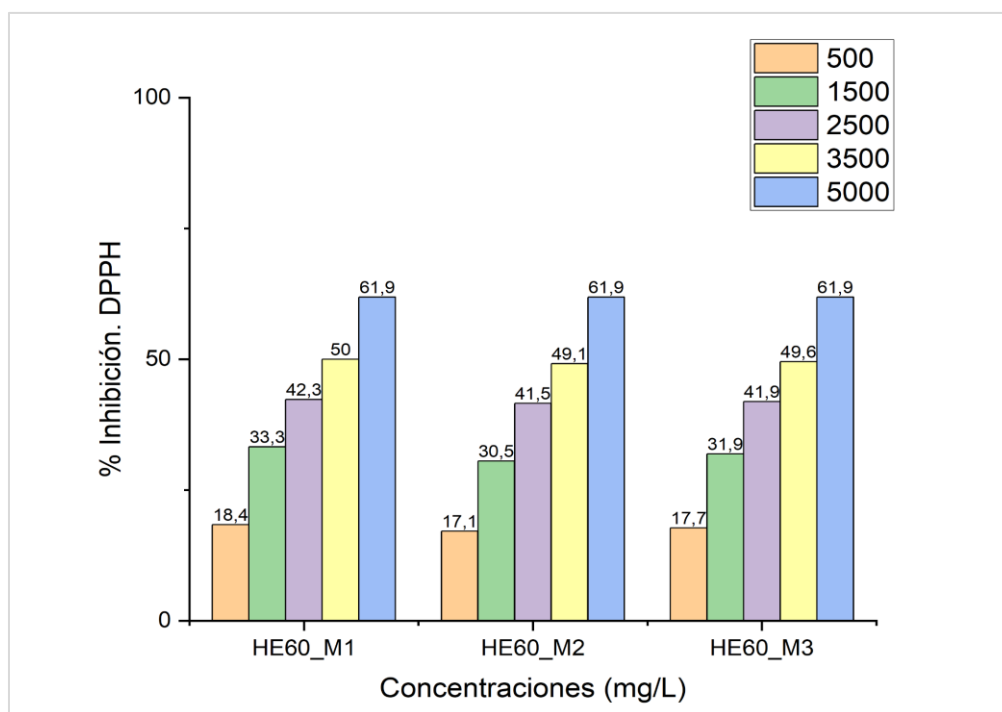
Realizado por: Calapucha, 2025

- Porcentaje (%) de inhibición HE40**



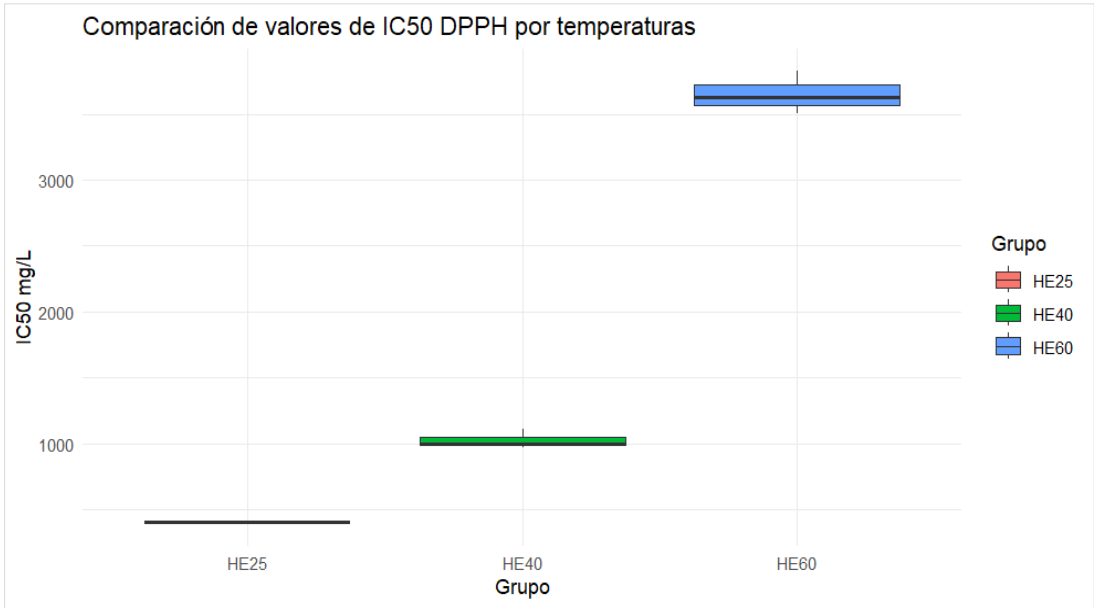
Realizado por: Calapucha, 2025

- **Porcentaje (%) de inhibición HE60**



Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO D. Análisis estadístico de la actividad antioxidante (IC50 DPPH) de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (HE25, HE40, HE60): box plot, ANOVA y prueba post-hoc de Tukey



Realizado por: Calapucha, 2025

- Prueba post-hoc de Tukey y ANOVA de DPPH.

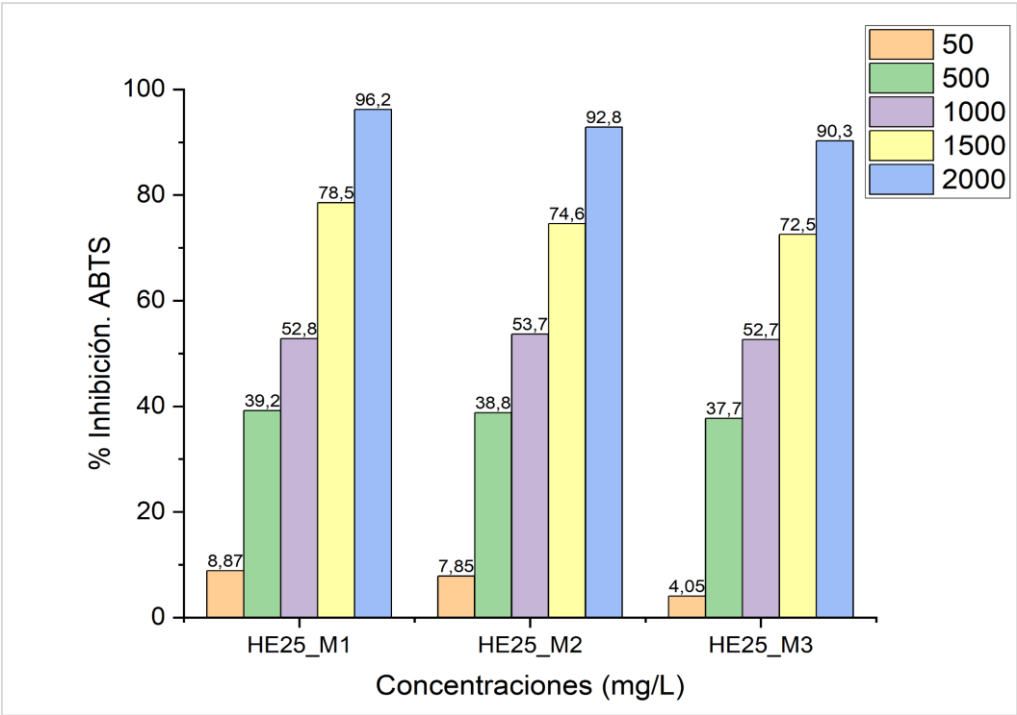
Grupo	Diff	lwr	upr	p adj
HE40-HE25	622.31	367.5766	877.0434	0.0007128
HE60-HE25	3246.31	2991.5766	3501.0434	0.0000001
HE60-HE40	2624.00	2369.2666	2878.7334	0.0000003

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Grupo	2	17811174	8905587	861.4	4.18e ⁻⁰⁸ ***
Residuals	6	62033	10339		

Realizado por: Calapucha, 2025

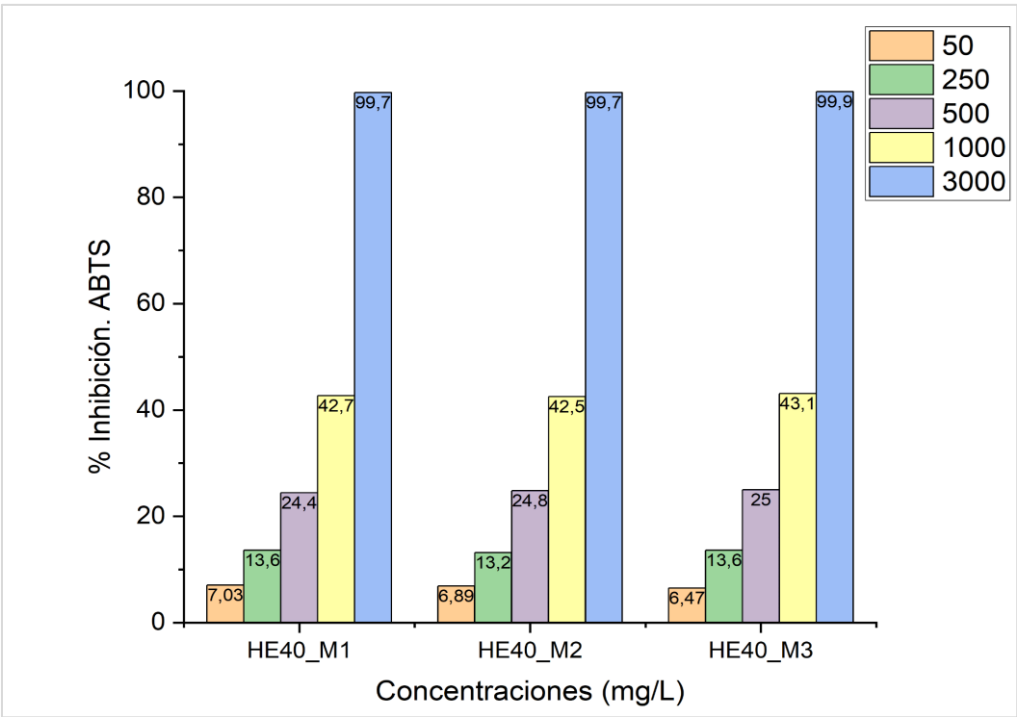
ANEXO E. Inhibición (%) de ABTS de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a (25, 40, 60 °C) en diferentes concentraciones (mg/L).

- Porcentaje (%) de inhibición HE25**



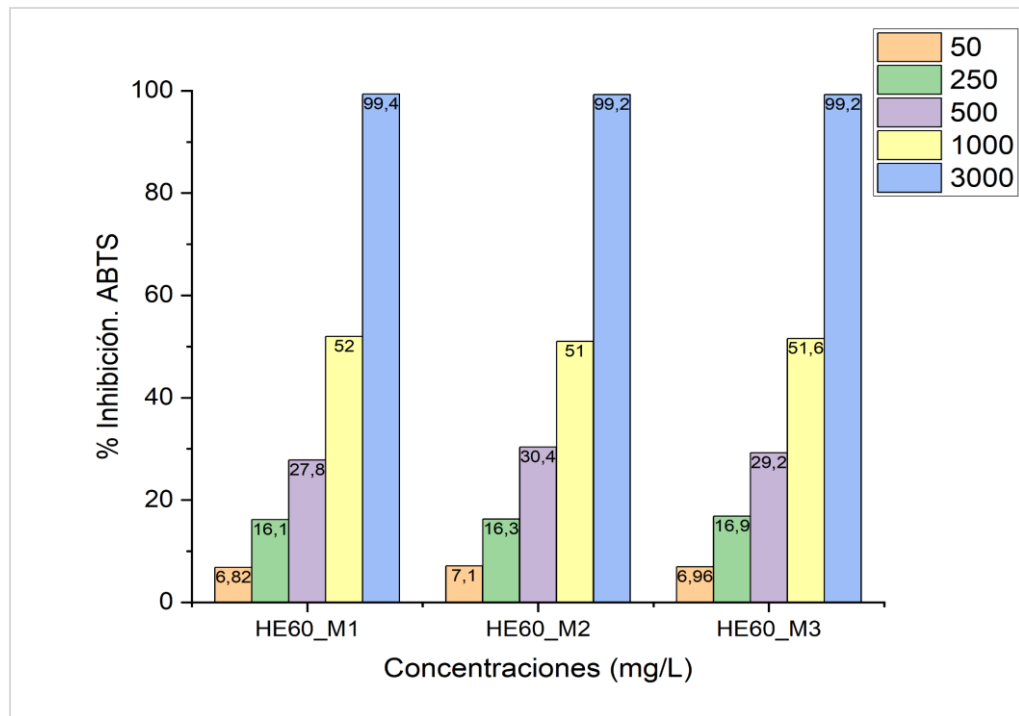
Realizado por: Calapucha, 2025

- Porcentaje (%) de inhibición HE40**



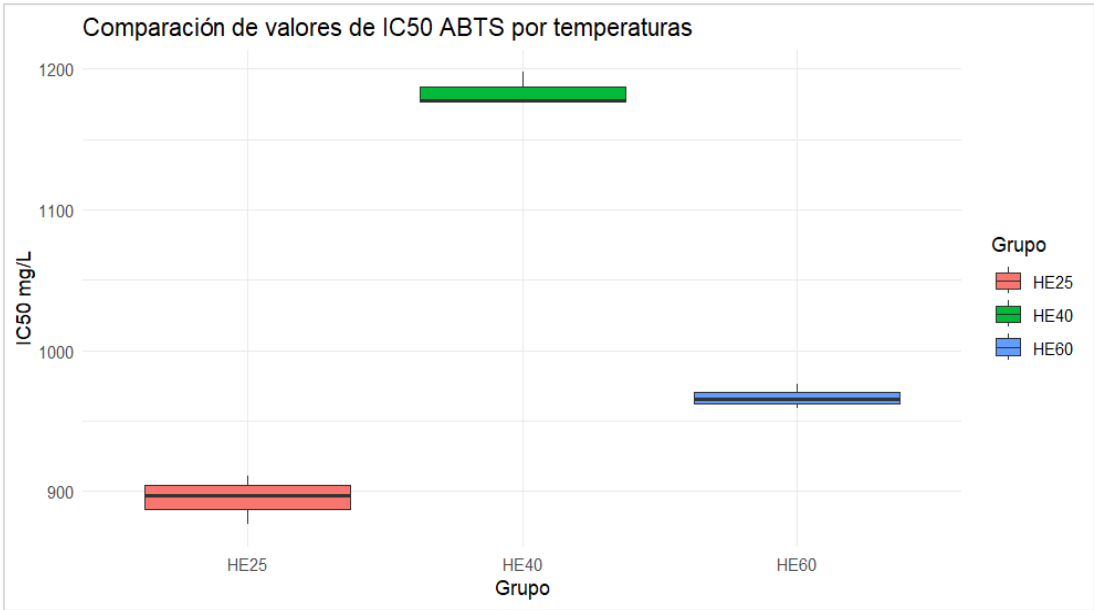
Realizado por: Calapucha, 2025

- **Porcentaje (%) de inhibición HE60**



Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO F. Análisis estadístico de la actividad antioxidante (IC50 DPPH) de los extractos hidroetanmólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (25, 40, 60 °C): box plot, Anova y prueba post-hoc de Tukey.



Realizado por: Calapucha, 2025

• Post-hoc de Tukey

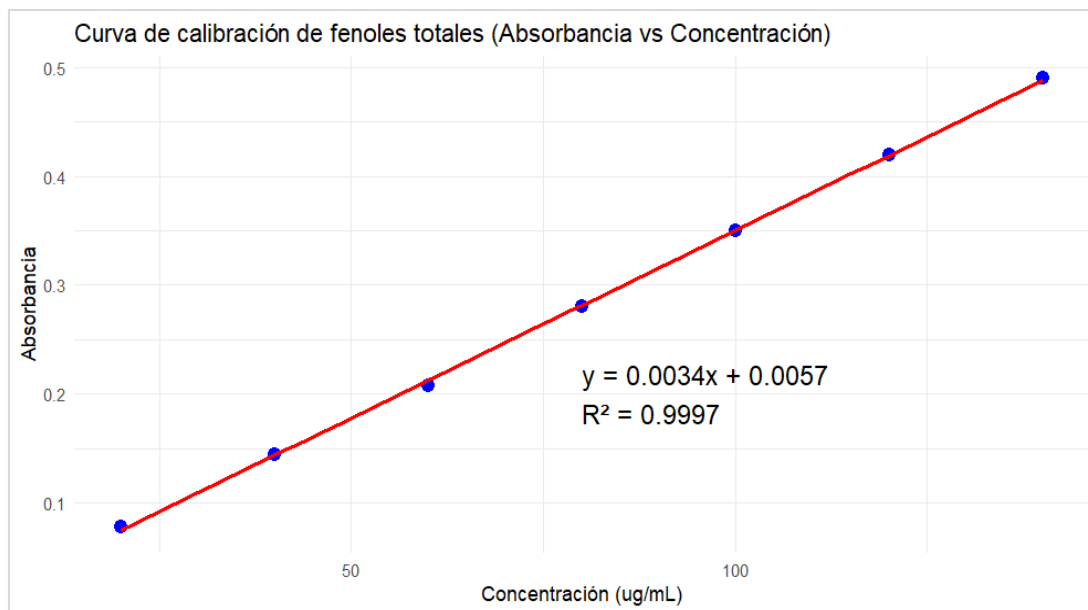
Grupo	Diff	lwr	upr	p adj
HE40-HE25	288.8467	256.09386	321.5995	0.0000006
HE60-HE25	71.8000	39.04719	39.04719	0.0012797
HE60-HE40	-217.0467	-249.79948	-184.2939	0.0000021

• ANOVA

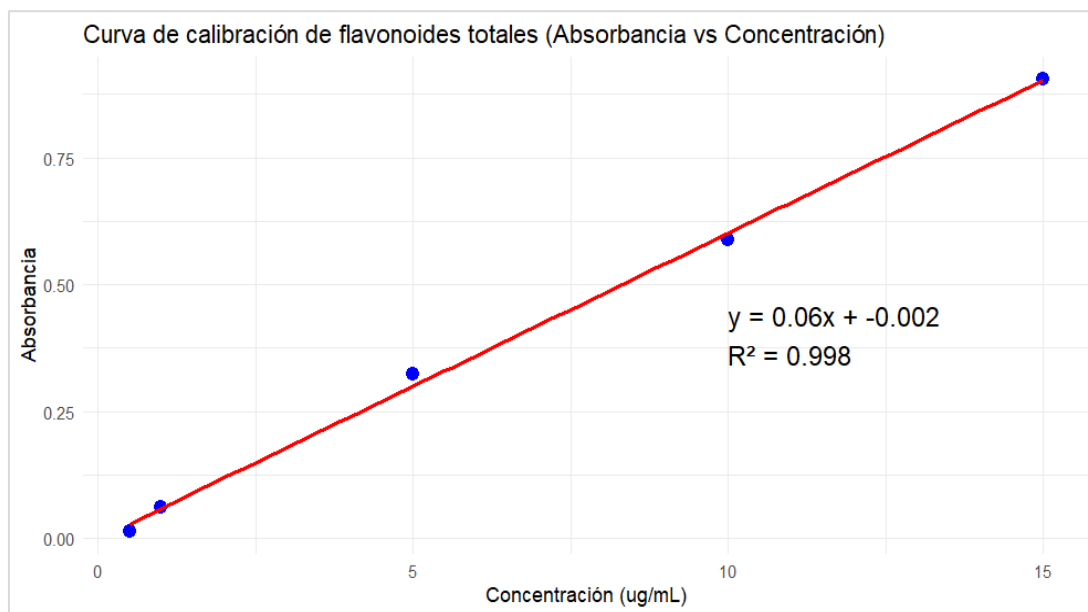
	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Grupo	2	135697	67848	397	4.22e ⁻⁰⁷ ***
Residuals	6	1026	171		

Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO G. Curva de calibración de ensayos de cuantificación de fenoles (ácido gálico) y flavonoides (quercetina).

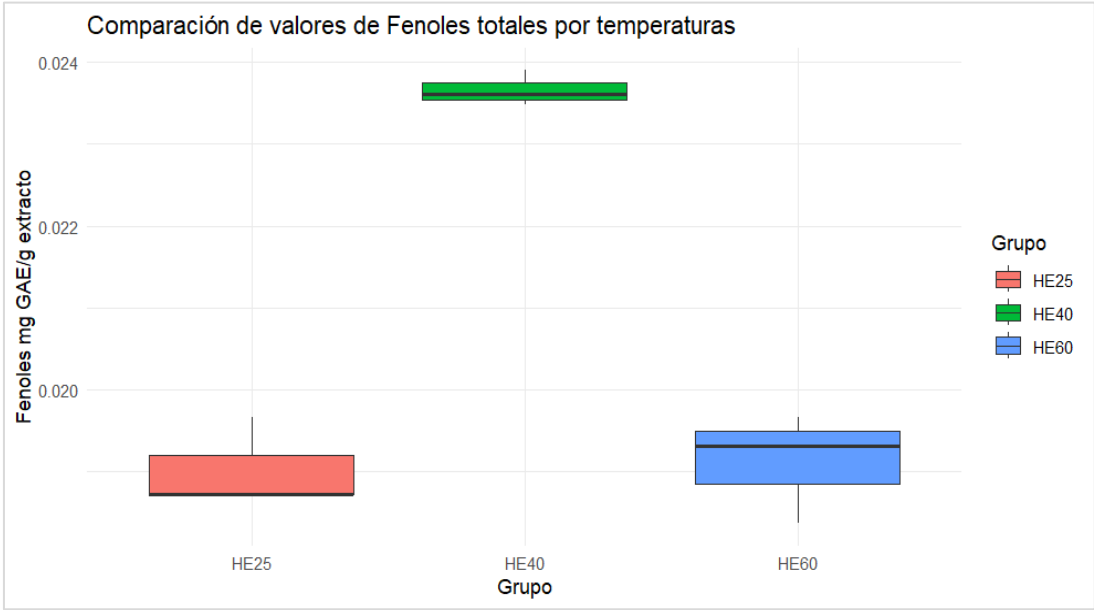


Realizado por: Calapucha, 2025



Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO H. Box plot del contenido de fenoles totales (TP) de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (HE25, HE40, HE60).



Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO I. Resultados de la prueba post-hoc de Tukey del contenido de fenoles totales de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas y anova del contenido de fenoles totales.

- Post-hoc de Tukey

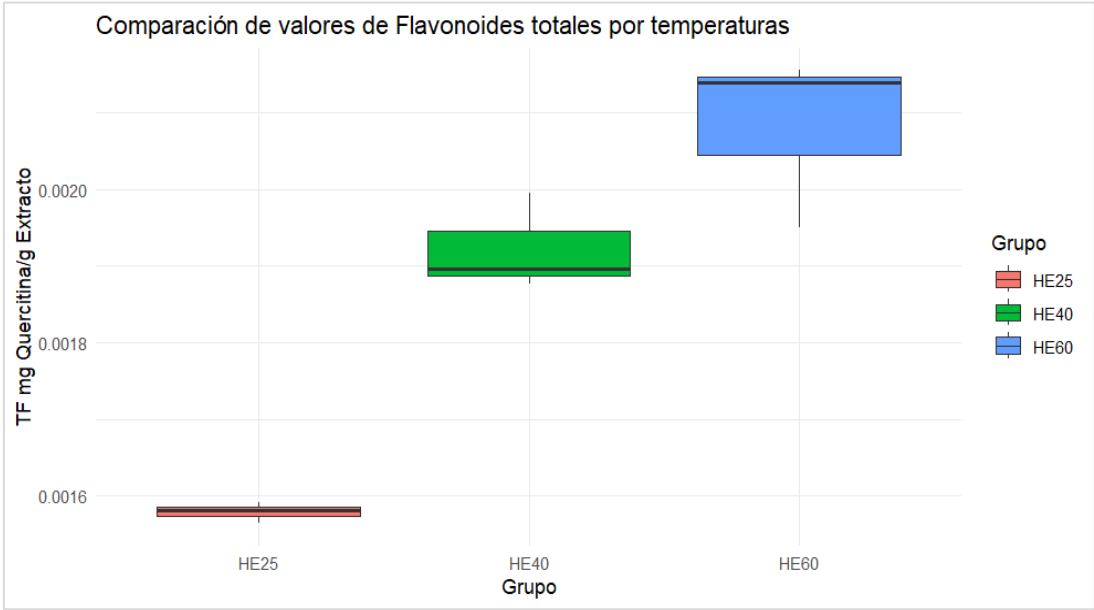
Grupo	diff	lwr	upr	p adj
HE40-HE25	4.627451e-03	0.003343676	0.005911225	0.0000803
HE60-HE25	7.843138e-05	-0.001205343	0.001362206	0.9808762
HE60-HE40	-4.549020e-03	-0.005832794	-0.003265245	0.0000885

- ANOVA

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Grupo	2	4.211e-05	2.106e-05	80.19	4.69e ⁻⁰⁵ ***
Residuals	6	1.580e-06	2.630e-07		

Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO J. Box plot del contenido de flavonoides totales (TF) de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas (HE25, HE40, HE60).



Realizado por: Calapucha, 2025

ANEXO K. Resultados de la prueba post-hoc de Tukey del contenido de flavonoides totales de los extractos hidroetanólicos de *U. laciniata* a diferentes temperaturas y resultados del anova del contenido de flavonoides totales.

- Post-hoc de Tukey

Grupo	Diff	lwr	upr	p adj
HE40-HE25	0.0003438364	1.534679e-04	0.0005342048	0.0035152
HE60-HE25	0.0005019348	3.115663e-04	0.0006923032	0.0004688
HE60-HE40	0.0001580984	-3.227004e-05	0.0003484668	0.0960076

- Anova

	Df	Sum Sq	Mean Sq	F value	Pr(>F)
Grupo	2	3.952e-07	1.976e-07	34.22	0.000524 ***
Residuals	6	3.460e-08	5.770e-09		

Realizado por: Calapucha, 2025