

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**

DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL

PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE  
ALIMENTOS



**Caracterización por FTIR Y Capacidad Antioxidante De Extractos Polifenólicos  
de *Ipomoea dumosa***

Por:

**LESEM ITIEL JONGUITUD PÉREZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de:

**INGENIERO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2024.

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**  
DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL  
PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE  
ALIMENTOS

**Caracterización por FTIR Y Capacidad Antioxidante De Extractos  
Polifenólicos de *Ipomoea dumosa***

POR:

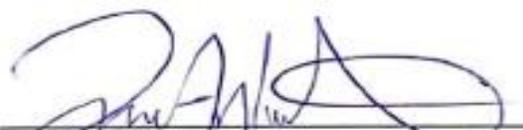
**LESEM ITIEL JONGUITUD PÉREZ**

TESIS

Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

**INGENIERO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

Jurado examinador



**Dr. Juan Antonio Núñez Colima**  
Asesor Principal UAAAN



**Dr. Julio César Tafolla Arellano**  
Coasesor



**Dr. Juan Antonio Granados  
Montelongo**  
Coasesor



**Dra. Aida Isabel Leal Robles**  
Coasesor



**M.C. Pedro Carrillo López**  
Coordinador de la División de Ciencia Animal



Saltillo, Coahuila, México.

Diciembre, 2024

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**  
DIVISIÓN DE CIENCIA ANIMAL  
PROGRAMA DOCENTE DE INGENIERÍA EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE  
ALIMENTOS

**Caracterización por FTIR Y Capacidad Antioxidante De Extractos  
Polifenólicos de *Ipomoea dumosa***

POR:

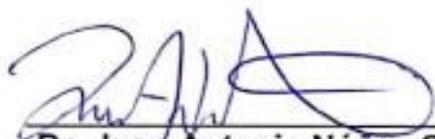
**LESEM ITIEL JONGUITUD PÉREZ**

TESIS

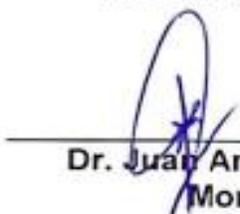
Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de:

**INGENIERO EN CIENCIA Y TECNOLOGÍA DE ALIMENTOS**

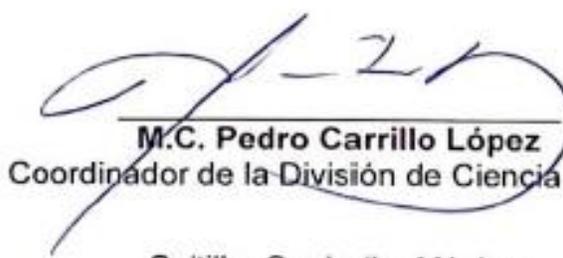
Aprobada por: el Comité de Asesoría

  
Dr. Juan Antonio Núñez Colima  
Asesor Principal UAAAN

  
Dr. Julio César Tafolla Arellano  
Coasesor

  
Dr. Juan Antonio Granados  
Montelongo  
Coasesor

  
Dra. Aida Isabel Leal Robles  
Coasesor

  
M.C. Pedro Carrillo López  
Coordinador de la División de Ciencia Animal



Saltillo, Coahuila, México.

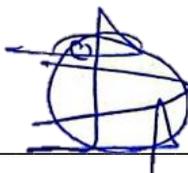
Diciembre, 2024.

## DERECHOS DE AUTOR Y DECLARACIÓN DE NO PLAGIO

Todo material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor de los Estados Unidos Mexicanos, y pertenece al autor principal quien es el responsable directo y jura bajo protesta decir la verdad que no se incurrió en plagio o conducta académica incorrecta en los siguientes aspectos:

Reproducción de fragmentos o textos sin citar o autor original (cortar y pega); reproducir un texto propio publicado anteriormente sin hacer referencia al documento original (auto plagio); comprar, robar o pedir prestados los datos o la tesis para presentarla como propia; omitir referencias bibliográficas o citar textualmente sin usar comillas; utilizar ideas o razonamientos de un autor sin citarlo; utilizar material digital como imágenes, videos, ilustraciones, graficas, mapas o datos sin citar al autor original y/o fuente. Así mismo tengo conocimiento de que cualquier uso distinto de estos materiales como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Por lo anterior me responsabilizo de las consecuencias de cualquier tipo de plagio en caso de existir y declaramos que este trabajo no ha sido previamente presentado en ninguna otra institución educativa, organización, medio público o privado. Adjunto reporte del análisis de plagio mediante Ithenticate.



---

Lesem Itiel Jonguitud Pérez

**Autor Principal**

## AGRADECIMIENTOS

La universidad es algo más que solo un espacio de aprendizaje, es un espacio lleno de desafíos, logros y emociones, donde la vida de muchos se transforma y los momentos vividos dejan huellas y experiencias imborrables.

A **Dios**, gracias infinitas por el regalo de la vida, por ser la fuente infinita de guía y fortaleza que me ayudaron a superar cada obstáculo, gracias por brindarme sabiduría en los momentos de incertidumbre y refugio en los momentos más difíciles. Con humildad y gratitud reconozco que todo lo que soy y lo que he alcanzado es gracias a tu infinita bondad y gracia.

A mi estimada **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haber sido el escenario que me permitió forjar mis conocimientos, habilidades y valores, así como aprender a enfrentar retos, descubrir mis pasiones y superar mis límites. Mi más sincero agradecimiento por todas las experiencias que viví dentro de esta gloriosa casa de estudios y las amistades que pude conocer gracias a ella. Hoy con orgullo puedo decir que ser un “buitre” no es para tanto, es para toda la vida, **¡Alma, Terra, Mater!**

Quiero expresar mi mayor agradecimiento a mi asesor principal, **Dr. Juan Antonio Núñez Colima** por su invaluable apoyo, tiempo, paciencia, por poner su confianza en mi persona, por compartirme sus conocimientos, por ser un amigo más que un asesor y ser fuente de aliento e inspiración, a mis asesores **Dr. Julio César Tafolla Arellano** por haberme permitido realizar este proyecto, brindarme apoyo, tiempo y compartir sus conocimientos, **Dr. Juan Antonio Granados Montelongo, Dra. Aida Isabel Leal Robles** por su actitud constructiva y alentadora, así como su compromiso con mi formación académica y profesional.

Agradezco también a los compañeros del **Laboratorio de Biotecnología y Biología Molecular** por todo el apoyo brindado durante el desarrollo de este experimento, en especial al M.C. Luis Bernardo Rincón López por estar al pendiente de cualquier duda o complicación.

Mi eterno agradecimiento a mis queridos padre y madre, **César Jonguitud Pérez** y **Genoveva Pérez Flores**, por ser la base de todo lo que soy y lo que he logrado, agradezco su amor incondicional, su apoyo en todo momento y su confianza en mis sueños. Su ejemplo de esfuerzo, dedicación y bondad han sido mi mayor inspiración, también agradezco a toda mi familia el apoyo brindado, ya que de una u otra manera han contribuido a realizar este logro, el cual refleja el fruto de sus enseñanzas, paciencia y sacrificio.

A mi novia, **Ady Hernández Pedraza**, por ser mi compañía en todo momento, por estar conmigo alentándome para continuar cuando parecía que las cosas no tenían solución, por ser mi refugio en situaciones adversas y alentándome a no rendirme, has sido una parte fundamental en este trayecto, gracias por tu comprensión y tiempo en las largas horas de angustia, por ser mi calma en los momentos de desesperación. Gracias por creer en mí y en mis sueños, este logro también es tuyo y no podría haberlo hecho sin tu apoyo.

A **Nayeli Espinosa**, por ser más que solo una compañera, gracias por todo el apoyo que recibí de tu parte, así como tus críticas que me hicieron analizar mejor las cosas en distintas circunstancias, por todas las veces que recibí asesoría tuya, así como tu amistad a lo largo de esta carrera.

A mis amigos, **Karla Rivera, Elver Torres, Dalay Jasso, Andrés Loera, Braulio Zapata y Arturo Martínez** agradezco el tiempo que compartieron conmigo haciendo más amenos los momentos dentro de la universidad, gracias por el apoyo y compañía que me han brindado, todas las risas y anécdotas que vivimos juntos estarán siempre presentes.

A todas las personas que contribuyeron de una u otra forma a que este logro fuese posible agradezco su apoyo y confianza aún sin conocerme del todo.

Gracias a todos ustedes y al ser supremo, hoy puedo decir ¡Lo logramos!

## DEDICATORIAS

Dedico este acontecimiento primeramente a **Dios** por su infinita misericordia y bondad, por permitirme salud y ser la fuente de sabiduría en todo momento, por permitirme este logro cuidando de mi hasta este momento y abriendo oportunidades que me han permitido llegar hasta donde estoy.

A mi padre **César Jongitud Pérez** y a mi madre **Genoveva Pérez Flores** por enseñarme el significado de la vida y apoyarme incondicionalmente en todo momento, por instruirme por el buen camino y ser mi guía en este camino llamado vida. Gracias por todas sus plegarias, por todos los sacrificios y batallas que lucharon para brindarme lo necesario y poder seguir adelante, por todas las palabras de aliento y exhortaciones que hoy rinden sus frutos.

A mis abuelos maternos, **Raymundo Pérez Labra y Ma. Angelina Flores Gaspar** a mis abuelos paternos **Manuel Jongitud Emilia e Irene Pérez Mata**, por todo el amor y cariño que me han brindado, por siempre cuidar de mí y ser parte de mi formación como persona.

A mi novia, **Ady Hernández Pedraza**, por todo el apoyo y el amor que he recibido de ti, por ser pieza fundamental en este logro, por nunca dudar de mi capacidad y compartir metas a futuro, por ser siempre la mano que no me deja caer en las adversidades y ser siempre mi fuente de aliento.

“No temas, porque yo estoy contigo; no desmayes, porque yo soy tu Dios que te esfuerzo; siempre te ayudaré, siempre te sustentaré con la diestra de mi justicia”

**Isaías 41:10**

# ÍNDICE

## Tabla de contenido

RESUMEN .....	XI
ABSTRACT .....	XII
I. INTRODUCCIÓN .....	1
1.1 Hipótesis .....	3
1.2 Objetivos .....	3
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 El soyo .....	4
2.2 Antioxidantes.....	8
III. MATERIALES Y MÉTODOS .....	13
3.1 Material vegetal.....	13
3.2 Reactivos químicos .....	14
3.3 Extracción de Polifenoles .....	14
3.4 Evaluación de la actividad antirradicalaria .....	17
3.5 Análisis por Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR) ....	20
3.6 Análisis estadístico.....	20
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	21
4.1 Rendimiento del proceso de extracción de polifenoles .....	21
4.2 Análisis de la actividad antirradicalaria .....	23
4.3 Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR) .....	26
V. CONCLUSIONES .....	30
VI. LITERATURA CITADA.....	31
VII. ANEXOS .....	<b>¡Error! Marcador no definido.</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Curva de calibración ensayo DPPH *	17
<b>Cuadro 2.</b> Curva de calibración ensayo FRAP	18
<b>Cuadro 3.</b> Curva de calibración ensayo ABTS **	19
<b>Cuadro 4.</b> Rendimiento del proceso de extracción de polifenoles por ultrasonido	21
<b>Cuadro 5.</b> Evaluación de la capacidad antirradicalaria por métodos DPPH*, ABTS*+ Y FRAP.	23

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Planta de “xonequi” o “soyo” .....	4
<b>Figura 2.</b> <i>Ipomoea dumosa</i> .....	5
<b>Figura 3.</b> Morfología de la planta <i>Ipomoea dumosa</i> .....	6
<b>Figura 4.</b> Distribución de <i>Ipomoea dumosa</i> en México.. ..	7
<b>Figura 5.</b> Procesamiento de material vegetal.....	13
<b>Figura 6.</b> Metodología para extracción de polifenoles por ultrasonido .....	15
<b>Figura 7.</b> Purificación de compuestos fenólicos.....	16
<b>Figura 8.</b> Polifenoles extraídos de <i>Ipomoea dumosa</i> .....	21
<b>Figura 9.</b> Análisis de DPPH <sup>•</sup> de polifenoles de <i>Ipomoea dumosa</i> .....	24
<b>Figura 10.</b> Análisis de ABTS <sup>•+</sup> de polifenoles de <i>Ipomoea dumosa</i> .....	25
<b>Figura 11.</b> Espectro infrarrojo de polifenoles purificados de <i>Ipomoea dumosa</i> , obtenidos mediante asistencia por ultrasonido.....	27

## RESUMEN

*Ipomoea dumosa* es una planta que ha captado interés a nivel global, debido a la presencia de metabolitos secundarios bioactivos asociados a la disminución de síntomas de enfermedades crónicas, reacciones alérgicas y dolor muscular, estos compuestos han sido utilizados como precursores para el diseño de fármacos, que a través de modificaciones químicas buscan aumentar su eficiencia y prolongar la duración de sus efectos. El objetivo del presente estudio fue evaluar la capacidad antiradicalaria de los extractos polifenólicos obtenidos de *Ipomoea dumosa* por distintos métodos. Las muestras fueron colectadas en la localidad de Tlacoahuaque, municipio de Matlapa, San Luis Potosí, México. El estudio se realizó utilizando los métodos DPPH<sup>\*</sup> y ABTS<sup>•+</sup> para medir la capacidad antioxidante, FRAP para evaluar la capacidad reductora y la caracterización e identificación de los grupos funcionales presentes en los compuestos extraídos se evaluó por espectroscopia FTIR. El método de extracción por ultrasonido obtuvo un rendimiento de 54.82 mg/g de polifenoles purificados, para el caso de los ensayos antiradicalarios, el método ABTS<sup>•+</sup> presentó el mejor desempeño con un valor IC<sub>50</sub> de 1161 ± 0.08, seguido por DPPH<sup>\*</sup> (IC<sub>50</sub> 4718 ± 0.47) y FRAP (17 mE ácido gálico mg/L). El análisis FTIR identificó la presencia de grupos funcionales relacionados con compuestos fenólicos, alcoholes, ácidos carboxílicos y aminas, lo que confirma la complejidad de los extractos obtenidos. Del mismo modo destaca el potencial antioxidante de *Ipomoea dumosa* y sus posibles aplicaciones.

**Palabras clave:** *Ipomoea dumosa*, compuestos fenólicos, ultrasonido, actividad antioxidante, FTIR.

## ABSTRACT

*Ipomoea dumosa* is a plant that has attracted global interest due to the presence of bioactive secondary metabolites associated with the reduction of symptoms of chronic diseases, allergic reactions and muscle pain. These compounds have been used as precursors for the design of drugs that, through chemical modifications, seek to increase their efficiency and prolong the duration of their effects. The objective of this study was to evaluate the antiradical capacity of polyphenolic extracts obtained from *Ipomoea dumosa* by different methods. Samples were collected in the town of Tlacoahuac, municipality of Matlapa, San Luis Potosí, Mexico. The study was carried out using the DPPH• and ABTS•+ methods to measure the antioxidant capacity, FRAP to evaluate the reducing capacity, and the characterization and identification of the functional groups present in the extracted compounds was evaluated by FTIR spectroscopy. The ultrasound extraction method obtained a yield of 54.82 mg/g of purified polyphenols. In the case of antiradical assays, the ABTS•+ method presented the best performance with an IC50 value of  $1161 \pm 0.08$ , followed by DPPH• ( $IC_{50} 4718 \pm 0.47$ ) and FRAP (17 mE gallic acid mg/L). The FTIR analysis identified the presence of functional groups related to phenolic compounds, alcohols, carboxylic acids and amines, confirming the complexity of the extracts obtained. Likewise, the antioxidant potential of *Ipomoea dumosa* and its possible applications stand out.

**Keywords:** *Ipomoea dumosa*, phenolic compounds, ultrasound, antioxidant activity, FTIR.

## I. INTRODUCCIÓN

Un antioxidante se define como un compuesto con capacidad de inhibir o ralentizar las reacciones de oxidación de otras sustancias al interactuar con especies reactivas neutralizando su actividad oxidante, se encuentran presentes en gran variedad de plantas (Flores *et al.*, 2010). La actividad antioxidante se refiere a la capacidad de una sustancia para inhibir la degradación que es provocada por procesos oxidativos, mediante su interacción y neutralización de radicales libres (Londoño, 2012).

El soyo (*Ipomoea dumosa*), también llamado suyo o quelite, es una planta herbácea que pertenece a la familia *Convolvulaceae*, se distribuye ampliamente en regiones tropicales (Carranza, 2007) , encontrándose principalmente en terrenos de laderas, a altitudes que varían entre los 50 y 1200 metros sobre el nivel del mar (Instituto de Ecología A.C., 2013).

El soyo es una planta que ha sido utilizada desde tiempos prehispánicos en ceremonias, medicina tradicional y principalmente como un alimento esencial en comunidades rurales de México, su abundancia la hace fundamental para la seguridad alimentaria y su comercialización aporta ingresos complementarios a estas comunidades (López *et al.*, 2015). Las plantas del género *Ipomoea* son reconocidas globalmente gracias a sus compuestos secundarios que cuentan con propiedades curativas para aliviar diversos síntomas (Delgado *et al.*, 2023), los metabolitos secundarios desempeñan un papel crucial en diversas industrias, siendo la base de medicamentos como antibióticos, antitumorales y antiinflamatorios, además, son aprovechados en la agricultura como pesticidas naturales y en la industria alimentaria como aditivos, incluyendo colorantes y conservantes (Díaz, 2009).

El estudio de los antioxidantes es fundamental debido a su capacidad para la prevención del daño celular causado por los radicales libres, los cuales se encuentran implicados en el desarrollo de enfermedades y trastornos, aunado a esto, se han desarrollado aplicaciones amplias en las diversas industrias (Raghavendhar *et al.*, 2022).

Las características antiradicalarias deben ser estudiadas y evaluadas, no solo desde los vínculos químico-biológicos, sino también considerando su papel en la prevención de la degradación por oxidación, especialmente en el ámbito alimentario, ya que en la industria de los alimentos, estos compuestos se incorporan a las grasas y otros productos para frenar los procesos oxidativos que provocan el deterioro, por lo que no solo ayudan a preservar la calidad y seguridad de los alimentos, sino que también contribuyen a aumentar su vida útil y a mantener sus propiedades organolépticas intactas (Coronado *et al.*, 2015).

## **1.1 Hipótesis**

Los extractos de *Ipomoea dumosa* podrían presentar capacidad antiradicalaria (DPPH<sup>•</sup>, ABTS<sup>•+</sup> y FRAP) debido a la presencia de compuestos polifenólicos, lo anterior, basado en reportes sobre los usos de esta planta en múltiples comunidades y zonas rurales.

## **1.2 Objetivos**

### **1.2.1 Objetivo General**

Evaluar la capacidad antiradicalaria de los extractos polifenólicos obtenidos de *Ipomoea dumosa* por distintos métodos.

### **1.2.2 Objetivos Específicos**

**1.2.2.2** Extraer y purificar los compuestos polifenólicos del soyo mediante ultrasonido.

**1.2.2.3** Evaluar el potencial antiradicalario de los compuestos polifenólicos mediante DPPH<sup>•</sup>, ABTS<sup>•+</sup> y FRAP.

**1.2.2.4** Determinar los grupos funcionales presentes utilizando espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier (FTIR).

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1 El soyo

El nombre “soyo” (*Ipomoea dumosa*) también conocido como suyo o quelite, se refiere a una planta de tipo herbáceo, clasificada dentro de la familia Convolvulaceae, el género (*Ipomoea*) al que pertenece, es el más grande dentro de la familia, debido a que tiene mayor dispersión en zonas tropicales, principalmente en hábitats soleados y despejados (Carranza, 2007).

En la mayoría de las zonas y áreas rurales se utilizan las hojas de la planta para la preparación de una amplia gama de productos alimenticios, estas pueden consumirse frescas o cocinadas, y suelen crecer de manera natural en los terrenos de cultivo, sin requerir se

r plantadas de manera intencional, esta planta se puede encontrar mayormente en terrenos de laderas, con ambiente de tipo bosque mesófilo, a una altura que va entre los 50- 1200 msnm (Instituto de Ecología A.C., 2013).



**Figura 1.** Planta de “xonequi” o “soyo”.  
Fuente: Instituto de Ecología A.C.

#### 2.1.2 Botánica

La palabra “quelite”, se utiliza para referirse principalmente a la especie *I. dumosa*, de la cual se tiene registro en el Noroeste de México, algunos lugares de la Sierra Madre del Sur, al igual que en la región huasteca comprendiendo parte de los estados de Hidalgo y San Luis Potosí (Carranza, 2008), de manera siguiente se muestra la

clasificación taxonómica de acuerdo con la información del Herbario Nacional de México (2009):



**Figura 2.** *Ipomoea dumosa*.  
Fuente: L.O. Williams (1970)

### **2.1.3 Taxonomía de la planta**

**Reino:** Plantae

**División:** Tracheophyta

**Clase:** Magnoliopsida

**Orden:** Solanales

**Familia:** Convolvulaceae

**Género:** Ipomoea

**Especie:** dumosa

### **2.1.4 Descripción morfológica de la planta**

A continuación, se muestra la morfología de la planta reportada por Carranza (2008):

El soyo es una enredadera robusta, herbácea, leñosa (al alcanzar su estado de madurez y en condiciones ambientales secas), trepadora, de ciclo corto, de raíz atípica, su tallo; mide entre los 2 a 5 metros, con grosor inferior a 5 mm, liso, dividido, posee hojas aovadas a ampliamente aovadas, de 5–11 cm de largo y una anchura que varía entre 2 a 7 cm, afiladas o algunas veces con extremos

puntiagudos, cordiformes en la parte inferior, finas, membranosas, con bordes completos, sin vellosidades.

Esta especie florece entre septiembre y febrero, sus flores suelen ser solitarias y pocas veces se encuentran agrupadas; los sépalos tienen formas variadas (alargados hasta ovalados), los cuales miden entre 3 y 12 mm de largo pudiendo ser redondeados o puntiagudos y con una superficie lisa, la corola es lisa y de un color rojo que puede variar entre violeta y rosado púrpura, de forma acampanada con una longitud de 3.5 a 6.5 cm, q (Murguía *et al.*, 2015). El soyo es una planta escasa que puede encontrarse en algunas zonas húmedas, soleadas y al aire libre, regularmente esta planta prefiere suelos permeables que permiten el drenado como laderas, lomas, zonas de arena y rocosas.



**Figura 3.** Morfología de la planta *Ipomoea dumosa*.

Fuente: Herbario Nacional de México

### **2.1.5 Distribución geográfica**

*Ipomoea dumosa* es un elemento escaso que se encuentra mayormente en zonas de tipo bosque mesófilo de montaña, es posible observarse en zonas con clima húmedo y más cálido, en donde predominen suelos de tipo rocoso, laderas y lomas (Carranza, 2007), se tienen registros en los siguientes estados de México; Durango, Sonora y Sinaloa; de la Sierra Madre del Sur como: Michoacán y Oaxaca; así como en la zona huasteca de los estados de Hidalgo y San Luis Potosí (Carranza, 2008).



**Figura 4.** Distribución de *Ipomoea dumosa* en México.  
Basado en Carranza *et al.*, (2008).

### 2.1.6 Aplicaciones del soyo

Existen registros que indican el uso de *Ipomoea dumosa* desde la era prehispánica, empleándose en diversas prácticas ceremoniales y en la medicina ancestral de las comunidades autóctonas, sin embargo el uso más importante es el alimenticio, ya que suele representar gran parte de su dieta diaria, esta planta es fundamental para asegurar el abastecimiento alimentario en las comunidades rurales, ya que está fácilmente disponible y adaptada al entorno local; del mismo modo es utilizada en varias celebraciones de las localidades, por otra parte tiene un valor económico debido a que, puede hallarse en los comercios de la zona y la venta de estas plantas proporciona un ingreso adicional a la población (López *et al.*, 2015).

Las plantas pertenecientes al género *Ipomoea* han llamado la atención a nivel global debido a que ciertos compuestos secundarios presentes en ellas poseen propiedades curativas para aliviar síntomas de diversas enfermedades, como dolores musculares, de muelas, tos y picaduras de insectos (Delgado *et al.*, 2023), además estos metabolitos secundarios se emplean como elemento básico para crear fármacos nuevos, que tienen como objetivo ser más selectivos, mejorando su efecto primordial,

prolongando la duración de su efecto dentro del individuo y disminuyendo los impactos secundarios, además de otras implicaciones (Díaz, 2009).

## **2.2 Antioxidantes**

La actividad antioxidante hace referencia a la habilidad de una sustancia para prevenir la degradación que es causada por la oxidación (como la per oxidación lipídica), un antioxidante funciona debido a su potencial para interactuar con los radicales libres (Londoño, 2012) en términos químicos, la definición de antioxidante se refiere a un compuesto que impide o retarda el proceso oxidativo de otra sustancia (Flores *et al.*, 2010). Esta reacción ocurre mediante la disminución de la sustancia oxidativa, motivo por el cual los antioxidantes deben contar con una configuración química que posibilite la transferencia de hidrogeniones o la dispersión de electrones, también reciben la designación de neutralizadores de radicales libres aquellas sustancias capaces de eliminar el agente de aceleración que promueve la oxidación del entorno de reacción, en relación a esto, los antioxidantes son compuestos que en cantidades inferiores cuentan con la capacidad de prevenir o disminuir el daño causado por la oxidación en esas biomoléculas (García, 2008).

Las características antiradicalarias deben examinarse y analizarse, no solo por los vínculos químico-biológicos, sino también por el rol que desempeñan en la degradación por oxidación que impacta en los alimentos, dentro del sector alimenticio se incorporan a las grasas y algunos productos para retardar los procesos de oxidación, evitando de este modo el inicio del deterioro oxidativo (responsable de la aparición de la rancidez) (Coronado *et al.*, 2015).

### **2.2.1 Beneficios de los antioxidantes**

Las sustancias antioxidantes pueden prevenir los efectos nocivos de la oxidación, estas sustancias cuentan con la capacidad de ceder electrones para mantener a los radicales libres en condición estable y contrarrestar los efectos perjudiciales, éstas pueden tener un origen endógeno (sintetizados propiamente por el organismo) y exógeno (provenientes de fuentes externas al organismo) (Uttara *et al.*, 2009).

Los antioxidantes adquiridos mediante la alimentación pueden desempeñarse de dos maneras: i) contrarrestando la elevada producción de radicales libres, impidiendo de esta manera que se presente el deterioro celular por efecto de la sobrecarga oxidativa ii) posterior a la presencia del daño, los antioxidantes poseen la capacidad de regular los niveles de radicales libres, impidiendo la progresión del deterioro, lo que conlleva a la reducción de ciertos síntomas asociados a las enfermedades causadas por la presencia de la oxidación causada por estrés (Nutall *et al.*, 1999). Existen algunos informes que sugieren que el tratamiento antioxidante se perfila como una buena opción para evitar y combatir a las diferentes enfermedades que se asocian con el estrés oxidativo, preservando el equilibrio entre la generación y disminución de los radicales libres, además de desempeñar una función importante en evitar el desarrollo de algunos trastornos cardíacos y cáncer (Mohseni, 2009).

### **2.2.2 Métodos utilizados para determinar capacidad antioxidante**

En la actualidad existen múltiples técnicas para medir la función antioxidante, ya sea en pruebas *in vitro* o *in vivo*; uno de los procedimientos más utilizados en las mediciones de las pruebas de laboratorio sobre la actividad antiradicalaria total de un compuesto, mezcla o alimento, implica en la medición de la capacidad del antioxidante observada frente a compuestos cromogénicos de origen radical; la disminución de la coloración se produce de manera proporcional en relación con la concentración, sin embargo las evaluaciones de la capacidad antioxidante realizadas en ambientes controlados de laboratorio, solo ofrecen una aproximación de lo que sucede en condiciones más complejas dentro del organismo (Kuskoski *et al.*, 2005), ya que la capacidad antioxidante total de una muestra depende de cómo interactúan los diferentes componentes y del modo en que actúa cada uno de ellos, es necesario utilizar varios métodos para evaluar con mayor precisión la actividad antioxidante de una muestra (Pérez *et al.*, 2007).

En los últimos años se han creado numerosos métodos para analizar la capacidad antioxidante de alimentos centrados en múltiples aspectos, como la disminución de metales con el método de Poder Antioxidante Reductor del Hierro Férrico (FRAP), la

habilidad de recolección de radicales peroxilo mediante: Capacidad de Absorción de Radicales de Oxígeno (ORAC) y Parámetro Total de Captura de Radicales (TRAP), de radicales hidroxilos (Ensayo de la desoxirribosa), de radicales producidos a partir de determinadas moléculas orgánicas: 2,2'-Azino-Bis(3-Etilbenzotiazolina-6-Sulfónico) (ABTS<sup>•+</sup>), 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH<sup>•</sup>), en la determinación de compuestos producidos durante la peroxidación lipídica (TBARs, oxidación de LDLs), etc. (Frankel *et al.*, 2000).

### **2.2.2.1 Capacidad de eliminación de radicales DPPH<sup>•</sup>**

El radical DPPH<sup>•</sup> (2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo) es un elemento sólido de tono violeta y contiene un electrón sin aparear, cuando este radical libre se neutraliza por acción de un antioxidante su color cambia hasta llegar a un tono amarillo claro, la reducción en la absorbancia a 517 nm guarda una relación directa con la capacidad antioxidante (Bazalar, 2018), la variación en las absorbancias, determinada mediante espectrofotometría, proporciona el porcentaje de captación de radicales libres (Castañeda *et al.*, 2008).

### **2.2.2.2 Determinación del poder de reducción de hierro (FRAP)**

La prueba de FRAP se fundamenta en la capacidad de los antioxidantes para reducir el ion férrico (Fe<sup>3+</sup>) a su forma ferrosa (Fe<sup>2+</sup>), en este estado el ion se combina produciendo una solución de color con el compuesto 2,4,6-Tripyridyl-s-Triazine (TPTZ) (Sasikumar *et al.*, 2012), el método FRAP no mide la capacidad de la muestra para neutralizar radicales libres, sino su capacidad reductora mediante la transferencia de electrones (Mercado *et al.*, 2013).

El ensayo FRAP es fácil de realizar, rápido, rentable y no es necesario contar con equipo especializado, originalmente fue utilizado para evaluar la capacidad reductora en plasma, sin embargo, la aplicación de éste se ha expandido para analizar la actividad antioxidante en otros fluidos biológicos, comestibles y extractos vegetales (Ying *et al.*, 2015).

### **2.2.2.3 Determinación de inhibición de radicales (ABTS<sup>•+</sup>)**

Este procedimiento se fundamenta en la medición de la disminución del radical ABTS<sup>•+</sup> por la acción de antioxidantes, resultando en su reducción a ABTS, el ion radical catiónico ABTS<sup>•+</sup> es un compuesto de color verde azulado que muestra absorción a una longitud de onda de 734 nm y se produce por una reacción de oxidación del compuesto ABTS (2,2'-azino bis- (3-etil benzotiazolin-6- sulfonato de amonio) con persulfato de potasio, de modo que la disminución expresada como porcentaje de inhibición del radical ABTS<sup>•+</sup>, se calcula en relación a la concentración (Rioja *et al.*, 2018).

El radical ABTS<sup>•+</sup> es obtenido mediante la reacción de ABTS (7 mM) con persulfato de potasio (2,45 mM, concentración final) han sido incubados a temperatura ambiente ( $\pm$  25 °C) en oscuridad por un periodo de 12 horas, después que el radical ABTS<sup>•+</sup> ha sido formado, se realiza una dilución con etanol y se mide mediante un espectrofotómetro hasta que el valor de absorbancia obtenido se encuentre dentro del rango comprendido entre 0,70 ( $\pm$  0,1) a 754 nm (longitud de onda de máxima absorción) (Kuskoski *et al.*, 2005).

### **2.2.2.4 Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR)**

La espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR) es una técnica que se utiliza para capturar la firma dactilar molecular de una muestra de origen biológico, que captura la radiación infrarroja según la composición química y la estructura de las moléculas, de esta manera proporciona datos sobre la disposición molecular concreta y precisa de compuestos biológicos, tales como lípidos, proteínas, carbohidratos y ácidos nucleicos, mediante un conjunto de franjas reconocibles de grupos funcionales en la región electromagnética del espectro infrarrojo medio (Mantsch *et al.*, 1986).

Este método implica el análisis de la absorción o liberación de energía radiante que es causada por la interacción entre la radiación electromagnética y el material que se esté examinando, este análisis se fundamenta en la capacidad que tienen las moléculas para realizar movimientos rotatorios y vibracionales a diferentes frecuencias (modos

normales de vibración), una molécula es capaz de captar la energía de fotones dentro del rango energético de IR, en el caso en que haya una disparidad en el instante bipolar de la molécula durante la ejecución de una vibración rotacional y cuando la frecuencia de la radiación coincide con la frecuencia de vibración, entonces se puede afirmar que en un espectro infrarrojo, es posible observar franjas relacionadas con la mayoría de los compuestos moleculares, cada una de estas franjas representaría la vibración de un enlace específico existente en el interior de la molécula, basado en lo anterior se infiere que la totalidad de dichas franjas conforma la firma característica del compuesto, cada compuesto mostrará un comportamiento único ante la irradiación infrarroja, esto es en lo que se encuentra fundamentada la efectividad de la espectroscopia infrarroja (IR) (Piqué *et al.*, 2012).

La espectrometría FTIR es una técnica potente y flexible que brinda precisión y particularidad, se ha transformado en un instrumento de gran utilidad para la evaluación de numerosas sustancias en muestras de alto nivel de complejidad, sin requerir preparaciones complicadas antes de realizar el análisis de la muestra (Koenig, 1975).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Material vegetal

Las muestras vegetales empleadas en este estudio fueron colectadas en la localidad de Tlachhuaque, municipio de Matlapa, San Luis Potosí, México, ubicándose en las siguientes coordenadas: latitud de 21°20'07" N, y una longitud de 98°54'27" O, a una altura media de 200 msnm (INEGI, 2020).

Posterior a la recolección el material vegetal fue trasladado al Laboratorio de Biotecnología y Biología Molecular, que se encuentra dentro del Departamento de Ciencias Básicas de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro en Saltillo, Coahuila; ahí, se colocaron en una estufa Novatech donde se mantuvieron en secado en un periodo de 24 horas con una temperatura de 50 °C.

El material vegetal se introdujo en un molino Homend modelo HC-500 para reducir la dimensión de las partículas, después, la muestra se pasó por un tamiz no. 30 (600µm), y se almacenó en frascos sellados.



**Figura 5.** Procesamiento de material vegetal

## 3.2 Reactivos químicos

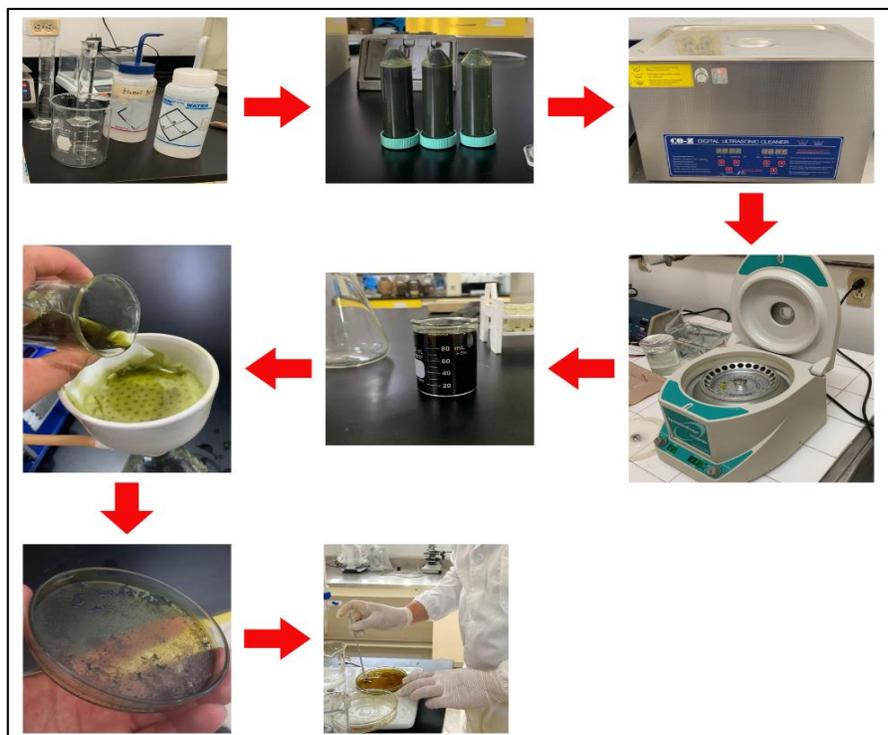
Etanol, ácido gálico, 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH<sup>\*</sup>), fosfato de potasio dibásico (K<sub>2</sub>HPO<sub>4</sub>) 1M, fosfato de potasio monobásico (KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>) 1M, ferrocianuro de potasio (C<sub>6</sub>N<sub>6</sub>FeK<sub>4</sub>), ácido tricloroacético (CCl<sub>3</sub>COOH), cloruro férrico (FeCl<sub>3</sub>), ácido (±) -6-hidroxi -2,5,7,8-tetrametilcromano-2- carboxílico (Trolox), ácido 2,2'-acino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico) (ABTS<sup>+</sup>), persulfato de potasio (K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub>), reactivos como Amberlite XAD-16N, solventes; metanol, H<sub>2</sub>O destilada.

## 3.3 Extracción de Polifenoles

### 3.3.1 Extracción por ultrasonido

La metodología utilizada para la extracción fue la de Arlene *et al.*, (2015) con ligeras modificaciones.

Para desarrollar esta técnica se realizó una solución de 60 ml de etanol:agua en proporción 35:65 (v/v) a temperatura ambiente en tubos cónicos para centrífuga, a la cual se le agregaron 5 g de muestra seca, para posteriormente ser incubada en baño ultrasónico (CO-Z DIGITAL ULTRASONIC CLEANER) a una temperatura de 25 °C y con una potencia de 40 KHz por 40 minutos, para eliminar sólidos restantes del líquido superior los extractos fueron centrifugados durante 15 minutos a 3500 rpm, después el extracto fue depositado en un vaso de precipitado y sometido a filtración con ayuda de una bomba de vacío marca “ Stark USA”, filtros “Whatman” de #41, matraz kitasato y un embudo Büchner, posteriormente se realizó la eliminación del solvente mediante evaporación durante 24 h a 50 °C. Pasado este tiempo se resuspendió la muestra con 40 mL de agua destilada para su purificación.



**Figura 6.** Metodología para extracción de polifenoles por ultrasonido

### 3.3.2 Purificación de compuestos polifenólicos

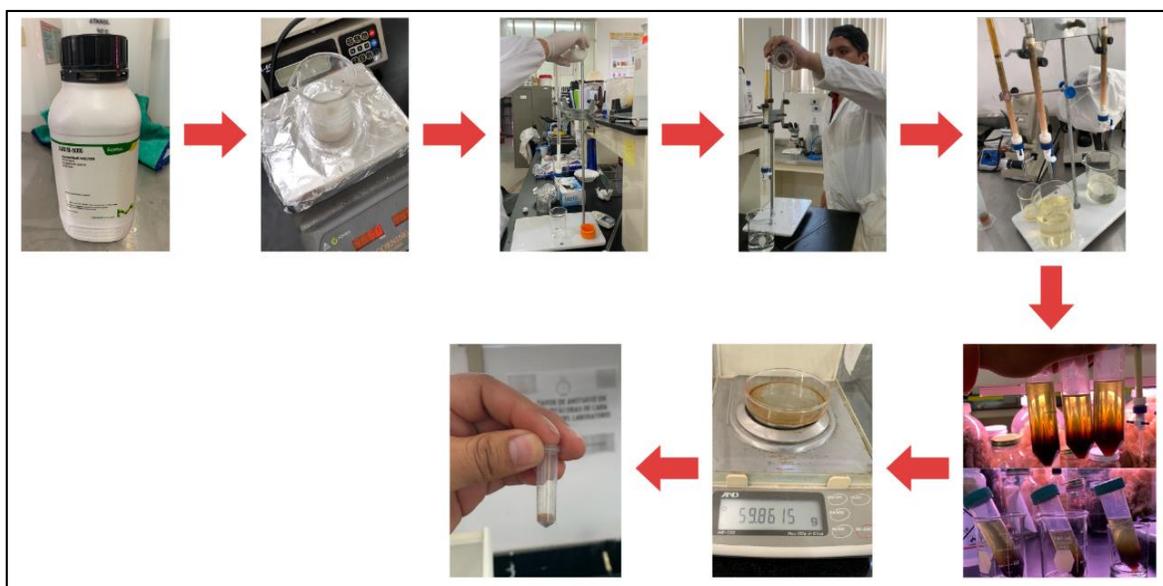
Para la purificación de la muestra se utilizó una columna de cromatografía con el reactivo Amberlite XAD-16N para la fase estacionaria, donde primero se activó colocándolo en una solución de metanol en relación 1:1 y llevándolo a agitación por un lapso de 30 minutos a 130 rpm.

A la columna de purificación se le añadió un tapón de algodón en la parte inferior para actuar como filtro para partículas, posteriormente se introdujo el reactivo Amberlite XAD-16N (previamente activado) aproximadamente hasta la parte media de la columna, cuidando que este no quedara sin hidratarse (dejando una distancia de seguridad considerable) y se colocó un segundo tapón de algodón en la parte media hasta donde llegó el reactivo, para poderle dar uso a esta columna resultante, se le realizaron tres lavados; el primero con etanol en base al volumen total obtenido de la muestra suspendida nuevamente, y por último dos lavados con agua destilada observando que la apariencia del fluido fuera lo más transparente posible, todo el líquido resultante de los lavados fue desechado.

Una vez que la columna estuvo preparada para utilizarse, se permitió pasar la muestra portadora de polifenoles previamente resuspendida a través de ésta, quedando contenida en el reactivo, una vez que se introdujo el total de la muestra se colocó un vaso de precipitado para recolección y se añadió agua destilada en doble cantidad del volumen total de la muestra introducida a la columna.

Posteriormente, para la fase estacionaria se utilizó etanol como eluyente, este se introdujo en la columna y se esperó a que el líquido cambiara de color para colocar un tubo nuevo para comenzar la recolección del concentrado de polifenoles; la cual presenta una tonalidad café claro brillante, la recolección de polifenoles termina cuando el líquido que baja de la columna vuelve a ser de apariencia cristalina.

El extracto recolectado se colocó en cajas Petri previamente secas y taradas, y se introdujo en una estufa de secado a 50 °C durante 24 h para eliminar el etanol. Una vez transcurrido el tiempo, las cajas Petri se rasparon y se recuperaron los compuestos fenólicos en forma de polvo fino, este fue pesado y colocado en recipientes que impedían el paso de luz, posteriormente se conservó en refrigeración hasta el momento de su uso.



**Figura 7.** Purificación de compuestos fenólicos

### 3.4 Evaluación de la actividad antiradicalaria

#### 3.4.1 Preparación de la muestra para su análisis

Para realizar los ensayos correspondientes de DPPH<sup>•</sup>, FRAP y ABTS<sup>•+</sup>, se elaboraron soluciones madre a 1000 mg L<sup>-1</sup> y 2000 mg L<sup>-1</sup>, de las cuales se hicieron las diluciones que fueron necesarias para desarrollar los diferentes ensayos.

#### 3.4.2 Ensayo DPPH<sup>•</sup>

Primero, se elaboró una solución madre de Ácido gálico con una concentración inicial de 200 ppm, posteriormente se preparó una curva de calibración de acuerdo al siguiente **Cuadro 1**.

*Cuadro 1. Curva de calibración ensayo DPPH<sup>•</sup>*

Curva de calibración de Ácido gálico			
[PPM]	μL de sln. Stock	μL de H <sub>2</sub> O	Volumen final
0	0	2000	2 mL
20	200	1800	2 mL
50	500	1500	2 mL
70	700	1300	2 mL
90	900	1100	2 mL
110	1100	900	2 mL
150	1500	500	2 mL

Partes por millón PPM, Microlitros μL, Ácido Ác, Solución sln.

Para evaluar la capacidad para neutralizar radicales libres de la muestra utilizada, se elaboró una solución de radical DPPH<sup>•</sup>, se empleó metanol como disolvente (60 mM). A cada uno de los tubos de ensayo se agregó una cantidad de 2950 μL del radical DPPH<sup>•</sup> por cada 50 μL de muestra, del mismo modo a la curva de calibración (ácido gálico). Posteriormente se sometió a incubación en ausencia de luz por un periodo de 30 minutos, luego se realizó la medición y se registró la lectura de absorbancia obtenida de cada una de las muestras mediante un espectrofotómetro Jenway 6320D a una longitud de onda de 517 nm. El porcentaje de inhibición se determinó a través de la ecuación que se presenta de manera siguiente:

$$\% \text{ Inhibición} = \left[ \frac{A_{\text{control}} - A_{\text{muestra}}}{A_{\text{control}}} \right] * 100$$

Donde  $A_{\text{control}}$  corresponde al valor de la absorbancia del control, y  $A_{\text{muestra}}$  corresponde al valor de la absorbancia obtenida para cada muestra. El resultado que se obtuvo fue expresado como valor IC50, el cual indica la concentración requerida para alcanzar un 50 % de inhibición del radical.

### 3.4.3 Ensayo FRAP

Se elaboró una solución madre de ácido gálico con una concentración de 200 ppm y posteriormente, se llevó a cabo la preparación de una curva de calibración acorde al siguiente **Cuadro 2**.

*Cuadro 2. Curva de calibración ensayo FRAP*

Curva de calibración de Ácido gálico			
[PPM]	μL de sln. Stock	μL de H2O	Volumen final
0	0	1000	1 mL
20	100	900	1 mL
50	250	750	1 mL
70	350	650	1 mL
90	450	550	1 mL
110	550	450	1 mL
150	750	250	1 mL

Partes por millón PPM, Microlitros μL, Ácido Ác, Solución, sln.

Para el ensayo antes mencionado se elaboró una solución buffer de fosfatos a un pH de 7 mezclando una solución de 61.5 mL de fosfato de potasio dibásico ( $K_2HPO_4$ ) 1M y 38.5 mL de fosfato de potasio monobásico ( $KH_2PO_4$ ) 1M aforado a 1L con  $H_2O$  destilada. A continuación, se realizó la preparación de una solución de ferrocianuro de potasio ( $C_6N_6FeK_4$ ) con una concentración del 1 %, del mismo modo se elaboró una solución de ácido tricloroacético ( $CCl_3COOH$ ) con una concentración del 10 %, por último, se elaboró una solución de cloruro férrico ( $FeCl_3$ ) con una concentración del 0.1 %.

Una vez preparadas las soluciones se colocaron en tubos de ensayo de 50 μL de cada concentración de la curva de calibración (**Cuadro 2**), y 50 μL de la muestra a analizar, a cada tubo se adicionaron 120 μL de la solución buffer de fosfatos y 220 μL de la solución de ferrocianuro de potasio, posteriormente los tubos de ensayo se

homogenizaron y se incubaron en baño María por 20 min a 50 °C. Una vez terminada la incubación se agregaron 120 µL de la solución de ácido tricloroacético, 450 µL de H<sub>2</sub>O, y 100 µL de la solución de cloruro férrico. Las muestras se midieron en un espectrofotómetro a 734 nm y se registró la absorbancia.

### 3.4.4 Ensayo ABTS<sup>•+</sup>

Primero, se elaboró una solución stock de Trolox a una concentración de 200 ppm para realizar una curva de calibración de acuerdo al **Cuadro 3**.

**Cuadro 3.** Curva de calibración ensayo ABTS<sup>•+</sup>

<b>Curva de calibración de Trolox</b>			
<b>[PPM]</b>	<b>µL de sln. Stock</b>	<b>µL de H<sub>2</sub>O</b>	<b>Volumen final</b>
<b>0</b>	0	2000	2 mL
<b>20</b>	200	1800	2 mL
<b>40</b>	400	1600	2 mL
<b>60</b>	600	1400	2 mL
<b>80</b>	800	1200	2 mL
<b>100</b>	1000	1000	2 mL

Partes por millón PPM, Micro litros µL, Solución, sln.

Seguidamente, se preparó una solución de ABTS<sup>•+</sup> (2´ 2-Azino-bis-3-ethylbenzothiazoline-6-sulfonic) y agua a una concentración de 7 mM. Al mismo tiempo, se realizó una solución de persulfato de potasio (K<sub>2</sub>S<sub>2</sub>O<sub>8</sub>) con una concentración de 2.45 mM, ambas soluciones se mezclaron en proporción de 2:1 respectivamente, y se homogenizaron para dejarse en oxidación 12 horas previas al ensayo. Transcurrido este tiempo, se calibró la solución oxidada con etanol a una lectura de 0.700 ± 0.002 nm de absorbancia.

En tubos de ensayo se colocaron 50 µL de cada concentración de la curva de calibración (Cuadro 3) y 50 µL de la muestra a analizar a los que se les añadieron 950 µL de la solución ABTS<sup>•+</sup> respectivamente para reaccionar, se dejaron reposar alrededor de 1 min y se procedió a medirlas en un espectrofotómetro a 734 nm registrándose las absorbancias. El porcentaje de inhibición se determinó a través de la ecuación que se presenta de manera siguiente:

$$\% \text{ Inhibición} = \left[ \frac{A_{\text{control}} - A_{\text{muestra}}}{A_{\text{control}}} \right] * 100$$

Donde  $A_{\text{control}}$  es la absorbancia correspondiente al control, y  $A_{\text{muestra}}$  es la absorbancia correspondiente a cada una de las muestras. El resultado que se obtuvo fue expresado como valor  $IC_{50}$ , que muestra la concentración necesaria para inhibir el 50 % del radical.

### **3.5 Análisis por Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR)**

Este análisis se llevó a cabo utilizando un espectrofotómetro FTIR Agilent Cary 360, equipado con un cristal de seleniuro de zinc (ZnSe). El extracto fenólico seco y purificado fue distribuido uniformemente sobre la superficie del lector y asegurado a través de una prensa.

Las mediciones se realizaron con el software PC Microlab cubriendo un rango espectral entre 4000 a 650  $cm^{-1}$ , empleando un ciclo de 32 barridos y una resolución de 2  $cm^{-1}$ . El procesamiento del espectro y la identificación de los grupos funcionales se efectuaron mediante el programa MicroLab Expert mientras que la gráfica se elaboró utilizando el software OriginPro8.

### **3.6 Análisis estadístico**

Cada uno de los experimentos se realizó con tres repeticiones, los resultados que se obtuvieron se expresaron como medias ajustadas con el cálculo de desviaciones estándar. El análisis estadístico se llevó a cabo empleando el programa Minitab 2019.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1 Rendimiento del proceso de extracción de polifenoles

En el **Cuadro 4** se muestran los resultados para el rendimiento de extracción de polifenoles (mg/g), los cuales fueron realizados mediante asistencia por ultrasonido, mismos que fueron obtenidos a manera de polvo muy fino de tonalidad color marrón, como se muestra en la **figura 8**.

**Cuadro 4.** Rendimiento del proceso de extracción de polifenoles por ultrasonido

Muestra seca (g)	Prom. Polif. obtenidos (g)	Rendimiento (mg/g)
4.166	0.2424	58.17 ± 0.050

Promedio Prom, Polifenoles Polif.

De acuerdo con los resultados obtenidos luego de 6 repeticiones, por cada 4.166 gramos de muestra seca y tamizada de *Ipomoea dumosa*, se obtienen en promedio 0.2423 gramos de polifenoles purificados en cada extracción, lo que resulta en un rendimiento de extracción de  $58.17 \pm 0.050$  mg/g (Ver anexo 1).



**Figura 8.** Polifenoles extraídos de *Ipomoea dumosa*

A la fecha no se cuenta con información precisa sobre rendimientos y procesos de extracción de polifenoles de *Ipomoea dumosa*, sin embargo Izurriga (2019) realizó la cuantificación de actividad antioxidante de las hojas de *Ipomoea batatas* (camote), en donde reporta un rendimiento de 13.87 gramos de polifenoles por cada 100 gramos de

muestra seca, que corresponden a 138.7 mg/g utilizando una metodología de doble extracción con etanol como solvente.

Al compararse con los resultados obtenidos en la presente investigación, se muestra que para el caso de *Ipomoea batatas* (Ib) el rendimiento es mayor que el de *Ipomoea dumosa* (Id), donde Ib: 138.7 mg/g > Id: 54.82 mg/g, esto puede ser debido al rendimiento de compuestos fenólicos en las plantas que están influenciados por diversos parámetros de extracción, como la concentración y el tipo de solvente utilizado aunado a esto, las diferencias en el rendimiento entre solventes pueden atribuirse a las variaciones en sus polaridades, que afectan la capacidad de solubilizar distintos tipos de polifenoles, el tiempo de extracción y la temperatura aplicada (Sultana *et al.*, 2007). Aunado a lo anterior Yu *et al.* (2002) señalan que las características del material vegetal (especie, variedad, parte de la planta, estado de madurez, etc.), condiciones del método de extracción (cantidad de muestra, temperatura, tiempo, etc.), así como la metodología de extracción utilizada son factores que influyen directamente en el rendimiento y calidad del extracto final.

Relacionado a los resultados reportados por Izurraga (2019) y la metodología utilizada, Safdar *et al.* (2022) mencionan que el rendimiento total de polifenoles puede aumentar significativamente tras una segunda extracción con solventes optimizados, recuperando compuestos fenólicos residuales que no se liberaron en la primera, maximizando el rendimiento total y consiguiendo un perfil más completo del extracto obtenido. Por otra parte Wang *et al.* (2008) en un estudio para la optimización de extracción de polifenoles reportaron que de los solventes utilizados, el etanol fue el que mayor rendimiento proporcionó, al mismo tiempo se observó que cuando se aumentaba el volumen de la concentración del etanol, el contenido fenólico total de los extractos obtenidos también aumentaba en cuanto a rendimiento en mg/g.

## 4.2 Análisis de la actividad antirradicalaria

La capacidad antirradicalaria varía significativamente según varios factores; en primer lugar, depende de la concentración y composición química de los compuestos antioxidantes como flavonoides, polifenoles o vitaminas, adicionalmente la eficacia de esta puede diferir dependiendo del medio (agua o lípidos) y las condiciones (como la luz o el pH) en las que actúan (Hechavarría *et al.*, 2023). Los polifenoles que fueron extraídos de *Ipomoea dumosa* dieron resultados positivos en actividad antirradicalaria en los tres ensayos realizados: DPPH\*, ABTS\*\* Y FRAP, como se muestra en el **Cuadro 5**.

**Cuadro 5.** Evaluación de la capacidad antirradicalaria por métodos DPPH\*, ABTS\*\* Y FRAP.

<b>Especie</b>	<b>Ensayo DPPH</b> IC <sub>50</sub> µg/mL <sup>-1</sup>	<b>Ensayo ABTS</b> IC <sub>50</sub> µg/mL <sup>-1</sup>	<b>Ensayo FRAP</b> mE ácido gálico
Ipomoea dumosa	4718 ± 0.47	1161 ± 0.08	17.06 ± 0.02

Miniequivalentes mE, Miligramos por litro mg/L, Microgramos por mililitro µg/mL.

El método DPPH\* (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) evalúa la capacidad antioxidante de una sustancia a través de su interacción con radicales libres. Este compuesto, de color violeta en su forma oxidada, cambia a un tono más claro cuando es reducido por antioxidantes que donan electrones o hidrógenos, indicando la neutralización de los radicales libres como se muestra en la **figura 9**.

Los resultados obtenidos de la evaluación de polifenoles extraídos de *Ipomoea dumosa* indicaron un valor IC<sub>50</sub> de 4131 ± 0.47 µg/mL<sup>-1</sup>, siendo este resultado muy por debajo en cuanto a capacidad antioxidante al reportado por Ghasemzadeh *et al.* (2012), quienes obtuvieron un valor IC<sub>50</sub> de 450.46 µg/mL<sup>-1</sup> luego de la extracción de polifenoles de *Ipomoea batatas* de la variedad *Centennial*, y a lo reportado por Meira *et al.* (2012) quienes realizaron la extracción de polifenoles de *Ipomoea indica* y reportaron un valor IC<sub>50</sub> de 1000 µg/mL<sup>-1</sup>. Relacionado a esto, Parekh *et al.* (2012) señalan que existen fuertes relaciones positivas entre el contenido total de flavonoides y la actividad antioxidante, tendencia presente en gran variedad de plantas, por lo que

podemos deducir que los extractos de *Ipomoea dumosa* contienen bajas concentraciones de flavonoides. También es importante señalar que existe evidencia de una relación directa y proporcional entre la disponibilidad de agua para las plantas y la concentración de compuestos fenólicos, por lo que la época y las condiciones ambientales durante la recolección del material vegetal son factores importantes, ya que las variaciones se verán reflejadas en los resultados finales (Malakar *et al.*, 2015).



**Figura 9.** Análisis de DPPH<sup>\*</sup> de polifenoles de *Ipomoea dumosa*

La prueba de ABTS<sup>•+</sup> mide la capacidad antioxidante de una sustancia para neutralizar el radical libre ABTS<sup>•+</sup> (2,2'-azinobis-(3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico)), un compuesto producido artificialmente que en su estado oxidado presenta un color azul verdoso intenso y una alta absorbancia (**Figura 10**), mismos que disminuyen al ser reducido es un método sensible, simple y adecuado para antioxidantes hidrofílicos y lipofílicos (Arts *et al.*, 2004).

Una vez realizado el ensayo por esta técnica, los resultados obtenidos de la extracción de polifenoles indicaron un valor IC<sub>50</sub> de 1161 µg/mL<sup>-1</sup>, que resulta inferior al compararlo con la investigación de Schimming *et al.* (2005) donde se reporta un valor IC<sub>50</sub> de 394 µg/mL<sup>-1</sup> luego de la extracción de polifenoles a partir de hojas de *Ipomoea aquatica*. Sin embargo, el resultado obtenido es similar a lo indicado por Rojano *et al.* (2008), quienes luego de medir la capacidad antioxidante de hojas de *Oxandra xylopioides* Diels indicaron un valor IC<sub>50</sub> de 1093 µg/mL<sup>-1</sup>. Estas diferencias pueden

estar relacionadas a la solubilidad de la muestra, debido a que se presentaron dificultades relacionadas con la extracción de los compuestos a causa de la formación de mucílago, el cual, debido a sus propiedades para la retención de agua puede aumentar la viscosidad de la muestra y formar geles, atrapando los compuestos polifenólicos y reduciendo la eficiencia de su extracción (Rodríguez *et al.*, 2013).

Con relación a esto, Giraldo *et al.* (2013) señalan que la solubilidad es un factor crítico que afecta significativamente el cálculo del IC<sub>50</sub> ya que una muestra que no está disuelta en su totalidad, puede no alcanzar las concentraciones necesarias para generar la curva de inhibición de manera correcta, además los compuestos poco solubles pueden interactuar alterando el efecto inhibitorio y causar turbidez interfiriendo con la lectura de absorbancias, lo que conlleva a resultados distorsionados e inexactos.



**Figura 10.** Análisis de ABTS<sup>•+</sup> de polifenoles de *Ipomoea dumosa*

La prueba FRAP (Poder Antioxidante Reductor Férrico) es un método frecuentemente utilizado para medir la capacidad antioxidante de una muestra, su principio se basa en la habilidad de los antioxidantes presentes en la sustancia para transformar iones férricos (Fe<sup>3+</sup>) en iones ferrosos (Fe<sup>2+</sup>) bajo condiciones ácidas (Hernandez *et al.*, 2019).

Después de analizar los resultados de la extracción de *Ipomoea dumosa* se encontró una actividad reductora con un valor de 17.06 mE ácido gálico mg/L, la cual se

encuentra dentro de lo reportado por Tovar *et al.* (2021) donde reportaron un resultado promedio de 12.57 mE ácido gálico mg/L al analizar extractos obtenidos de *Ipomoea batatas* mediante dos tratamientos (liofilización y atomización), y a lo reportado por Alarcón (2024) donde obtuvo 26.70 mE ácido gálico mg/L a través de la extracción de polifenoles de hojas de *Ipomoea batatas* y la recuperación de compuestos fenólicos de una infusión de hojas de esta misma planta.

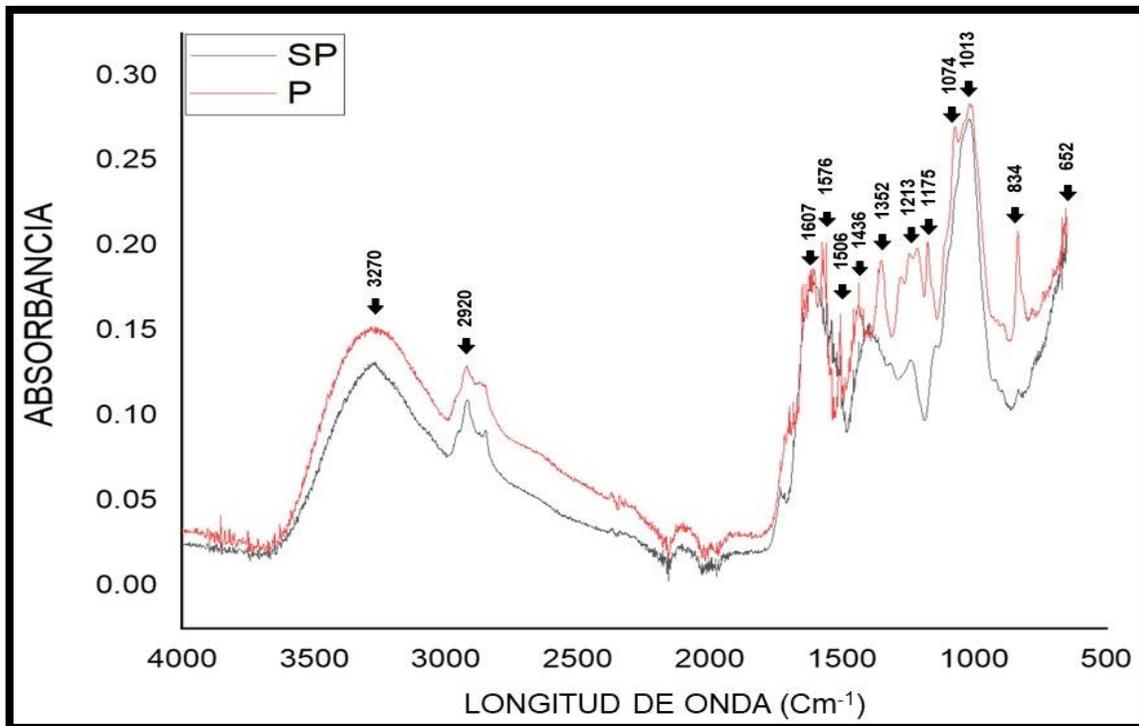
### **4.3 Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier (FTIR)**

La espectroscopia FTIR es una técnica ampliamente utilizada y muy eficaz su principio fundamental se basa en la excitación de los grupos moleculares mediante un haz de luz infrarroja (2.5 a 15  $\mu\text{m}$ ; equivalentes a número de onda comprendido entre 4000 a 650  $\text{cm}^{-1}$ ), lo que provoca vibraciones en los enlaces de la molécula (Kowalska *et al.*, 2012).

Los movimientos vibracionales se diferencian según el tipo de desplazamiento que generan en los enlaces, y se clasifican en vibraciones de tensión o de flexión, las vibraciones de tensión provocan el estiramiento o compresión del enlace, mientras que las flexiones producen una deformación en el enlace (Carr *et al.*, 1997).

El análisis de una muestra mediante FTIR produce un espectro de absorción infrarroja, el cual brinda información sobre la estructura y concentración molecular, todas las moléculas presentan una serie de bandas de absorción, cada una correspondiente a un movimiento vibracional de un enlace específico dentro de la molécula; este conjunto de señales se conoce como la "huella dactilar" del compuesto (Colagar *et al.*, 2011).

Los polifenoles resultantes de la extracción de *Ipomoea dumosa* fueron evaluados utilizando Espectroscopía Infrarroja por Transformada de Fourier, las principales bandas identificadas se muestran en la **Figura 11**.



**Figura 11.** Espectro infrarrojo de polifenoles purificados de *Ipomoea dumosa*, obtenidos mediante asistencia por ultrasonido.

\*\* La longitud de onda está dada en cm<sup>-1</sup>. Los polifenoles fueron extraídos mediante asistencia por ultrasonido. SP (polifenoles extraídos sin purificar; P (polifenoles extraídos y purificados).

En este caso se identificó un pico vibracional a  $3270\text{ cm}^{-1}$  luego de analizar los polifenoles extraídos de *Ipomoea dumosa*. Una longitud de onda entre los  $3600$  a  $3000\text{ cm}^{-1}$  en un espectro infrarrojo, se encuentra en una región correspondiente a vibraciones de estiramiento asociadas al grupo funcional hidroxilo (OH), el cual se encuentra en alcoholes, fenoles y ácidos carboxílicos principalmente cuando se encuentra enlazado por puentes de hidrógeno, donde generalmente se observa una banda fuerte y ancha (Kizil *et al.*, 2002).

Otra vibración fue detectada a  $2920\text{ cm}^{-1}$ , la cual se asocia a vibraciones de estiramiento del grupo CH presente en alcanos, aldehídos y compuestos aromáticos, la cual está comprendida entre  $2800$  a  $3000\text{ cm}^{-1}$  (Kizil *et al.*, 2002; dos Santos *et al.*, 2016).

Se encontraron vibraciones a  $1607\text{ cm}^{-1}$ , donde se señala que en el rango de  $1600$  a  $1700\text{ cm}^{-1}$  pueden observarse deformaciones de los enlaces NH asociados a amidas, así como el estiramiento de anillos con doble enlace C=C relacionados con aminas aromáticas (Muhammad *et al.*, 2013).

Dentro de la región comprendida entre  $1500$  a  $1600\text{ cm}^{-1}$ , se presentó vibración a  $1506$  y  $1576\text{ cm}^{-1}$ , la cual está asociada a la presencia de las bandas de amidas primarias y secundarias, donde surgen debido al estiramiento del enlace C=O del grupo péptido en las proteínas y del efecto del estiramiento de enlaces NH, respectivamente (Maheswari *et al.*, 2024).

En la región de  $1300$  a  $1500\text{ cm}^{-1}$  se observaron dos bandas a  $1436$  y  $1352\text{ cm}^{-1}$ , donde reporta presencia de lípidos y proteínas vinculados a la vibración de flexión del grupo  $\text{CH}_2$ , además de amidas terciarias que surgen debido a las vibraciones de estiramiento de los grupos CN, CC y de flexión de NH y C=O (Delrue *et al.*, 2024).

Dentro del rango de  $1000$  a  $1300\text{ cm}^{-1}$  se asocia la presencia de vibraciones de estiramiento en grupos CO presentes en alcoholes y fenoles, así como vibraciones de deformación para grupos CH presentes en ácidos carboxílicos de naturaleza aromática (Nandiyanto *et al.*, 2019), en este rango se detectaron vibraciones a  $1175$ ,  $1074$ ,  $1013$  y  $1213\text{ cm}^{-1}$ .

Se detectaron vibraciones a una longitud de onda de  $834\text{ cm}^{-1}$ , región en donde se puede indicar presencia de vibraciones de deformación del grupo CH, los cuales suelen estar presentes en compuestos aromáticos y en algunos alquinos cuando las bandas muestran vibraciones débiles (Coates, 2006).

Se detectaron también vibraciones a  $652$  y  $660\text{ cm}^{-1}$ , donde se señala la presencia de grupos funcionales CH asociados a vibraciones de flexión en compuestos aromáticos y alquenos (Hansen *et al.*, 2009).

Luego de observar el análisis FTIR realizado a los extractos polifenólicos de *Ipomoea dumosa*, se lograron identificar compuestos alcohólicos, fenólicos, ácidos carboxílicos, compuestos aromáticos, amidas, aminas, alcanos, alquenos y aldehídos. De acuerdo con (Estupiñán *et al.*, 2022); el análisis mediante FTIR ofrece ventajas significativas en los análisis ofreciendo velocidad y precisión, versatilidad y adaptabilidad.

## V. CONCLUSIONES

El método de extracción con asistencia por ultrasonido reportó un rendimiento de 54.82 mg/g de polifenoles purificados, al compararlo con la literatura de estudios de otras especies del género *Ipomoea* es bajo, sin embargo, se encuentra dentro de los estándares debido a que la metodología empleada en este caso fue menos compleja.

Los extractos de *Ipomoea dumosa* demostraron presencia de baja actividad antiradicalaria en los tres métodos realizados, el método que mejores resultados arrojó fue el de ABTS<sup>•+</sup>, seguido del método DPPH<sup>•</sup> obteniendo valores IC<sub>50</sub> de 1161 ± 0.47 y 4718 ± 0.08 µg/mL<sup>-1</sup> respectivamente y por último el método FRAP (17 mE ácido gálico mg/L).

El análisis realizado mediante FTIR brindó información acerca de las principales ondas de vibración donde se identificó la presencia de grupos funcionales tales como OH, CH, NH, CO, CN, los cuales están relacionados con la presencia de compuestos alcohólicos, compuestos fenólicos, ácidos carboxílicos, compuestos aromáticos, alcanos, alquenos, aminas, amidas y aldehídos. Adicionalmente, gracias a las absorbancias obtenidas, pueden notarse las diferencias en las bandas vibracionales entre los extractos sin purificar y los extractos purificados.

## VI. LITERATURA CITADA

- A.C., Instituto de Ecología. (2013). INECOL. Obtenido de <https://www.inecol.mx/inecol/index.php/es/component/content/article/37-planta-del-mes/1691-xonequi>
- Alarcón, C. (2024). Contenido de fenoles totales, flavonoides y actividad antioxidantes de *Ipomoea batatas* L. (camote morado). Ica: Facultad de farmacia y bioquímica. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.13028/5248>
- Arts, M., Haenen, G., Voss, H., & Bast, A. (2004). Antioxidant capacity of reaction products limits the applicability of the Trolox Equivalent Antioxidant Capacity (TEAC) assay. *Food and Chemical Toxicology*, 42(1), 45-49. doi:10.1016/j.fct.2003.08.004
- Austin, D., McDonald, J., & Murguía, G. (23 de Junio de 2015). Flora Mesoamericana. Obtenido de Trópicos: <http://legacy.tropicos.org/Name/8500778?projectid=3>
- Bazalar, J. (Mayo de 2018). CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE LA PULPA DE MANGO (*Mangifera indica* L.). Universidad Católica Los Ángeles del Chimbote, 33-39.
- Carr, L., & Williams, G. (1997). Infrared microspectroscopy with synchrotron radiation. *Accelerator Based Infrared Sources and Applications*, 3153, 51. doi:10.1117/12.290262
- Carranza, E. (Noviembre de 2007). Familia Convolvulaceae. Flora del Bajío y Regiones adyacentes, 2.
- Carranza, E. (2008). Diversidad del género *Ipomoea*. Flora del Bajío y Regiones adyacentes, 57-58.
- Castañeda, B., Ramos, E., & Lucy, I. (Diciembre de 2008). Evaluación de la capacidad antioxidante de siete plantas medicinales peruanas. *Horizonte Médico (Lima)*, 56-72. doi:<https://doi.org/10.24265/horizmed.2008.v8n1.04>
- Cervantes, R., Barragán, M., & Chaquilla, G. (2019). Evaluación de antioxidantes en el té de hojas de camote morado (*Ipomoea batatas* L.). *Revista Tecnología en Marcha*, 32(4), 51-59. doi:10.18845/tm.v32i4.4790
- Coates, J. (2006). Interpretation of Infrared Spectra, A Practical Approach. *Encyclopedia of Analytical Chemistry: Applications, Theory and Instrumentation*, 10815-10837. doi:10.1002/9780470027318.a5606
- Colagar, A., Chaichi, M., & Khadjvand, T. (2011). Fourier transform infrared microspectroscopy as a diagnostic tool for distinguishing between normal and

- malignant human gastric tissue. *Journal of Biosciences*, 36(4), 669-677. doi:10.1007/s12038-011-9090-5
- Coronado, M., Vega, S., Gutiérrez, R., Vázquez, M., & Radilla, C. (Junio de 2015). *Revista Chilena de nutrición*.
- Delgado, E., López, M., Olmedo, A., Díaz, J., Ocampo, A., & Mendoza, P. (2023). Phytochemical profile and nematocidal activity of a hydroalcoholic extract from Cazahuate flowers (*Ipomoea pauciflora* M. Martens & Galeotti) against *Haemonchus contortus* infective larvae. *Tropical Biomedicine*, 108-114. doi:10.47665/tb.40.1.017.
- Delrue, C., Vandendriessche, A., Dendooven, A., Van der Linden, M., Speeckaert, M., & de Bruyne, S. (2024). Pilot Study on the Use of Attenuated Total Reflectance-Fourier Transform Infrared Spectroscopy for Diagnosing and Characterizing Cardiac Amyloidosis. *International Journal of molecular sciences*, 25(9358), 1-12. doi:10.3390/ijms25179358
- Díaz, D. (17 de Junio de 2009). *Ipomoea: Un género con tradición*. (U. A. Metropolitana, Ed.) ResearchGate.
- dos Santos, F., Flôres, M., & Wolf, C. (2016). Development of methodology for identification the nature of the polyphenolic extracts by FTIR associated with multivariate analysis. *Spectrochim Acta A Mol Biomol Spectrosc*, 153, 91-101. doi:10.1016/j.saa.2015.08.020
- Estupiñán, D., & Thorsten, A. (2022). Advantages of External Reflection and Transflection over ATR in the Rapid Material Characterization of Negatives and Films via FTIR Spectroscopy. *Polymers*, 14(4), 808-820. doi:10.3390/polym14040808
- Flores, D. S., Valdivia, B., & Aguilar, C. (2010). Uso de técnicas electroquímicas para evaluar el poder antioxidante en alimentos. *Investigación y Ciencia UAA*, 20-25. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/674/67415178004.pdf>
- Frankel, E., & Meyer, A. (Agosto de 2000). The problems of using one-dimensional methods to evaluate multifunctional food and biological antioxidants. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 25-41. doi:10.1002/1097-0010(200010)80:13<1925::AID-JSFA714>3.0.CO;2-4
- García, M. C. (2008). Antioxidantes en la dieta mediterránea. *Nutrición Clínica en Medicina*, II(3), 129-140. Obtenido de <https://nutricionclinicaenmedicina.com/wp-content/uploads/2022/05/2-6.pdf>
- Ghasemzadeh, A., Omidvar, V., & Jaafar, H. (2012). Polyphenolic content and their antioxidant activity in leaf extract of sweet potato (*Ipomoea batatas*). *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(15), 2971-2976. doi:10.5897/JMPR11.1353

- Giraldo, L., Ramírez, L., & Stella, A. (2013). Evaluación de la actividad antioxidante de extractos de *Palicourea guianensis* (Rubiaceae). *Revista Cubana de Farmacia*, 47(4), 483-491. doi:10.26452013rcf/134h
- Guija, E., Inocente, M., Ponce, J., & Zarzosa, E. (2015). Evaluación de la técnica 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH) para determinar capacidad antioxidante. *Horizonte Médico*, 15(1), 57-60. doi:10.78346v15n1/a08v15n1
- Guo, Y., & Bustin, R.-M. (1998). Micro-FTIR spectroscopy of liptinite macerals in coal. *International Journal of Coal Geology*, 36(3-4), 259-275. doi:10.1016/S0166-5162(97)00044-X
- Hansen, P., & Larsen, J. (2009). NMR and IR Spectroscopy of Phenols. En J. W. Sons, *Chemistry of Functional Groups* (págs. 333-393). United Kingdom: Zvi Rappoport. doi:10.1002/0470857277
- Hechavarría, L., Rascón, L., Tejeda, A., Pérez, J., & Ayala, G. (2023). Composición química, actividad antioxidante, antiinflamatoria y antiproliferativa del extracto de callos derivado de *Acalypha californica* Benth. *Polibotánica*(56), 203-223. doi:10.18387/polibotanica.56.11
- Herbario Nacional de México. (Agosto de 2009). Instituto de Biología UNAM. Obtenido de <https://datosabiertos.unam.mx/IBUNAM:MEXU:1388512>
- Hernandez, S., & Isern, D. (2019). Estudio cuantitativo y comparativo de la actividad antioxidante total en soja por método FRAP. *INVENIO*(40), 47-60. Obtenido de [https://www.ucl.edu.ar/images/REVISTA\\_INVENIO\\_-\\_AO\\_22\\_-\\_N\\_40\\_-\\_Diciembre\\_2019\\_c](https://www.ucl.edu.ar/images/REVISTA_INVENIO_-_AO_22_-_N_40_-_Diciembre_2019_c)
- Izurruga, B. (2019). CARACTERIZACIÓN FITOQUÍMICA, CUANTIFICACIÓN DE FENOLES TOTALES, FLAVONOIDES Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTES DEL EXTRACTO ETANÓLICO DE LAS HOJAS DE IPOMOEA BATATAS (camote). *Universidad Nacional "San Luis Gonzaga"*, 51-59. Obtenido de <https://hdl.handle.net/20.500.13028/3485>
- Kizil, R., Irudayaraj, J., & Seetharaman, K. (2002). Characterization of Irradiated Starches by Using FT-Raman and FTIR Spectroscopy. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(14), 3912-3918. doi:10.1021/jf011652p
- Koenig, J. (1975). Application of Fourier Transform Infrared Spectroscopy to Chemical Systems. *Applied Spectroscopy*, 29, 293-308. Obtenido de <https://ve.scielo.org/pdf/rtfiuz/v32n3/art07.pdf>
- Kowalska, J., Gajda, M., Franczyk-Zarow, M., & Kwiatek, W. (Febrero de 2012). Chemical Composition of Atherosclerotic Plaques of apoE/LDLR-Double Knockout Mice by Synchrotron Radiation FTIR Microspectroscopy. *Acta Physica Polonica Series a*, 555-560. doi:10.12693/APhysPolA.121.555

- Kuskoski, M., Asuero, A., Troncoso, A., Mancini, J., & Fett, R. (Diciembre de 2005). APLICACIÓN DE DIVERSOS MÉTODOS QUÍMICOS PARA DETERMINAR ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE EN PULPA DE FRUTOS. *Food Science and Technology*, 726-727. doi:10.1590/S0101-20612005000400016
- Londoño, J. (29 de Marzo de 2012). Antioxidantes: importancia biológica y métodos para medir su actividad. *Desarrollo y Transversalidad serie Lasallista Investigación y Ciencia*, 130-162. Obtenido de <http://hdl.handle.net/10567/133>
- López, C., Aradillas, C., Díaz, F., & Virginia, G. (7 de Agosto de 2015). Las plantas comestibles de una comunidad indígena de la Huasteca Potosina, San Luis. *Entreciencias: Diálogos en la sociedad del conocimiento*, 7, 143-152. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/4576/457644945003.pdf>
- Maheswari, T., Geethanjali, S., Selvi, J., Sasikumar, T., Mohammad, A., Almohannad, B., . . . Jeyakumar, P. (2024). Exploring the efficacy of various essential oils in chitosan-based composite biopolymer films for food packaging. *Polymers advanced technologies*, 35(4), 134-145. doi:10.1002/pat.6371
- Malakar, C., Talukdar, A., & Nath, P. (2015). PHARMACOLOGICAL POTENTIALITY AND MEDICINAL USES OF IPOMOEA AQUATICA FORSK: A REVIEW. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 8(2), 60-63. Obtenido de <https://journals.innovareacademics.in/index.php/ajpcr/article/view/4957>
- Mantsch, H., Yang, P., & Casal, H. (1986). Infrared spectrometry of living systems: current trends and perspectives. *Journal of Molecular Structure*, 141, 237-242. doi:10.1016/0022-2860(86)80328-3
- Meira, M., da Silva, E., Jorge, D., & Juceni, D. (2012). Review of the genus Ipomoea: traditional uses, chemistry and biological activities. *Brazilian Journal of Pharmacognosy*, 22(3), 682-713. doi:10.1590/S0102-695X2012005000025
- Mercado, G., de la Rosa, L., Wall, A., López, J., & Álvarez, E. (2013). Compuestos polifenólicos y capacidad antioxidante de especias típicas consumidas en México. *Nutrición Hospitalaria*, 36-46.
- Mohseni, M. (2009). Antioxidant therapy in the management of acute, chronic and post-ERCP pancreatitis: a systematic review. *National Library of Medicine*, 81-90. doi:10.3748/wjg.15.4481
- Muhammad, A., Faqir, A., Issa, K., Moazzam, R., Imran, P., & Muhammad, N. (2013). Application of Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy for the identification of wheat varieties. *Journal of Food Science and Technology*, 50, 1018-1023. doi:10.1007/s13197-011-0424-y
- Nandiyanto, A., Oktiani, R., & Ragadhita, R. (2019). How to Read and Interpret FTIR Spectroscopy of Organic Material. *Indonesian Journal of Science and Technology*, 4(1), 97-118. doi:10.17509/ijost.v4i1.15806

- Nutall, S., Kendall, M., & Martin, U. (5 de Mayo de 1999). Antioxidant therapy for the prevention of cardiovascular disease. *Quarterly Journal of Medicine*, 239-244. doi:10.1093/qjmed/92.5.239
- Parekh, K., Patel, A., Modi, A., & Chandrashekhar, H. (2012). Actividades antioxidantes y citotóxicas de algunas especies seleccionadas de Ipomoea . 3(9), 377-386. doi:10.5555/20123328736
- Peiró, S. (2015). Actividad antioxidante del té blanco y de los residuos de limón: optimización de la extracción y aplicaciones en carne y en envases activos. *Parasitología Sanitaria*, 185-192. Obtenido de <https://hdl.handle.net/2445/67545>
- Pereira, C., Abadia, M., de Souza, C., Taques, A., & Alves, I. (2022). Phytochemistry and biological activities of the floral hydroethanolic extract of Ipomoea carnea Jacq. (Convolvulaceae). *Brazilian Journal of Science*, 1(2), 1-7. doi:10.14295/bjs.v1i2.9
- Pérez, J., & Saura, F. (2007). Metodología para la evaluación de capacidad antioxidante en frutas y hortalizas. *Tecnología, calidad y seguridad hortofrutícola UPCT*, 1150-1160. doi:10.31428/10317/12259
- Piqué, T., & Vázquez, A. (2012). USO DE ESPECTROSCOPIA INFRARROJA CON TRANSFORMADA DE FOURIER (FTIR) EN EL ESTUDIO DE LA HIDRATACIÓN DEL CEMENTO. *Concreto y cemento. Investigación y desarrollo.*, 3(2), 62-71.
- Rioja, A., Vizaluque, B., Aliaga, E., Tejeda, L., Mollinedo, P., & Peñarrieta, M. (Diciembre de 2018). DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE TOTAL, FENOLES TOTALES, Y ACTIVIDAD ENZIMÁTICA EN UNA BEBIDA NO LÁCTEA EN BASE A GRANOS DE CHENOPODIUM QUINOA. *Revista Boliviana de Química*, 35, 168-176. Obtenido de [http://www.scielo.org.bo/pdf/rbq/v35n5/v35n5\\_a06.pdf](http://www.scielo.org.bo/pdf/rbq/v35n5/v35n5_a06.pdf)
- Rodríguez, J., Salager, J.-L., & Forigariani, A. (2013). Evaluación del poder antioxidante de una microemulsión conteniendo quercetina y aceites esenciales mediante un método optimizado de análisis. *Ciencia e Ingeniería*, 34(1), 45-50. doi:10.507550/798006
- Rojano, B., Gaviria, C., Gil, M., Saez, J., Schinella, G., & Tournier, H. (2008). ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DEL ISOESPINTANOL EN DIFERENTES MEDIOS. *REVISTA DE LA FACULTAD DE QUÍMICA FARMACÉUTICA*, 15(1), 173-181. doi:10.495/25256
- Romero, M., Saviñón, S., & López, S. (2022). Actividad antioxidante de una infusión de raíz de Ipomoea stans. *Revista Internacional Socio-Innova-Tec del Altiplano*, 2(2), 38-44.

- Safdar, M., Baig, U., Riaz, M., Mumtaz, A., Jabbar, S., Zehra, D., . . . Yousaf, S. (2022). Extraction of polyphenols from different herbs for the development of functional date bars. *Food Science and Technology*, 42, 1-8. doi:10.1590/fst.43521
- Sasikumar, J., Smilin, A., & Kumar, D. (2012). STUDIES ON IN VITRO FREE RADICAL SCAVENGING ACTIVITY OF BIXA ORELLANA L. BARK EXTRACT. *International Journal of Pharmacy and Pharmaceutical Sciences*, 4, 719-726. Obtenido de [https://www.researchgate.net/publication/287746990\\_Studies\\_on\\_in\\_vitro\\_free\\_radical\\_scuting\\_activity\\_of\\_BIXA\\_Orellana\\_L\\_Bark\\_extract](https://www.researchgate.net/publication/287746990_Studies_on_in_vitro_free_radical_scuting_activity_of_BIXA_Orellana_L_Bark_extract)
- Schimming, T., Jennett, K., Siems, K., Witte, L., & Eich, E. (2005). N1,N10-ditigloylspermidine, a novel alkaloid from the seeds of *Ipomoea nil*. *Pharmazie*, 60(12), 958-959. doi:10.16398277
- Sultana, B., Anwar, F., & Przybylski, R. (2007). Antioxidant activity of phenolic components present in barks of *Azadirachta indica*, *Terminalia arjuna*, *Acacia nilotica*, and *Eugenia jambolana* Lam. trees. *Food Chemistry*, 104(3), 1106-1114. doi:10.1016/j.foodchem.2007.01.019
- The World Flora Online. (18 de Abril de 2022). WFO. Obtenido de <https://www.worldfloraonline.org/taxon/wfo-0001297293>
- Tovar, J., Vargas, D., Alaya, R., Samaniego, J., Huerta, J., & Inocente, M. (2021). Estudio comparativo del efecto antioxidante de *Ipomoea batata* L. "camote morado" en polvo liofilizado y atomizado. *Revista de la Sociedad Química del Perú*, 87(1), 50-56. doi:10.37761/rsqp.v87i1.322.
- Uttara, B., Singh, A., Zamboni, P., & R, M. (Marzo de 2009). Oxidative stress and neurodegenerative diseases: a review of upstream and downstream antioxidant therapeutic options. *National Library of Medicine*, 65-74. doi:10.2174/157015909787602823
- Wang, J., Sung, B., Cao, Y., Tian, Y., & Li, X. (2008). Optimisation of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from wheat bran. *Food Chemistry*, 106(2), 804-810. doi:10.1016/j.foodchem.2007.06.062
- Ying, Z., & Fereidoon, S. (2015). Methods for the assessment of antioxidant activity in foods. En S. Fereidoon, *Handbook of Antioxidants for Food Preservation* (págs. 287-333). Woodhead. doi:10.1016/B978-1-78242-089-7.00012-9
- Yu, L., Haley, S., Perret, J., Harris, M., Wilson, J., & Qiang, M. (2002). Free Radical Scavenging Properties of Wheat Extracts. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(6), 1619-1624. doi:10.1021/jf010964p
- Zema, P., Gomez, I., Prola, M., Gabilondo, J., & Malec, L. (2021). Valorización de residuos agroindustriales: extracción de compuestos fenólicos a partir de piel

de batata (*Ipomoea batatas* L.; Lam). Revista del Foro de la Alimentación, la Nutrición y la Salud (RFANUS), 3(2), 35-41. Obtenido de <https://repositorioslatinoamericanos.uchile.cl/handle/2250/6215547>

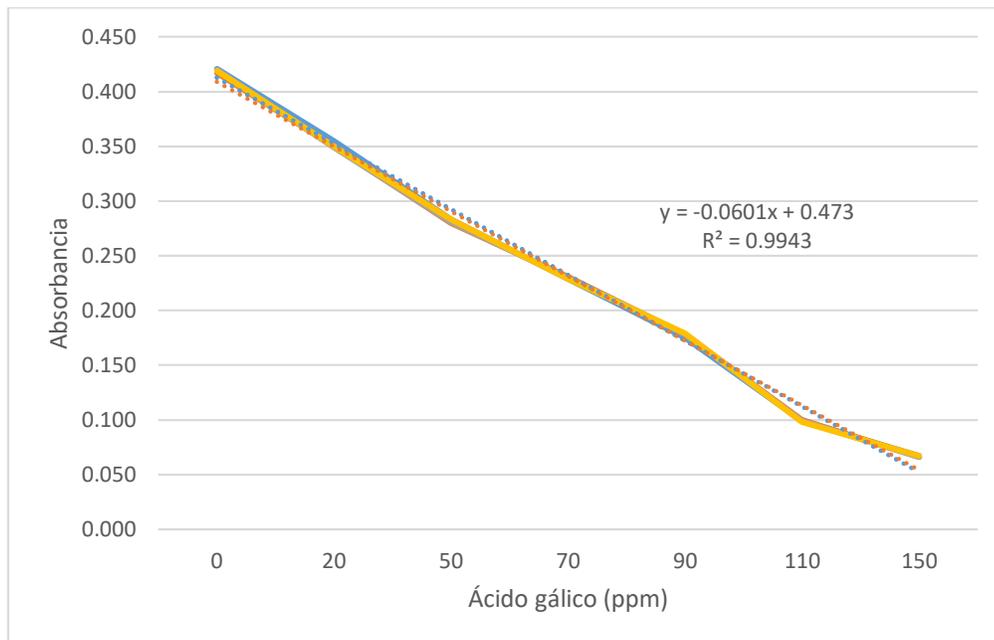
## VII. ANEXOS

### 1. Rendimiento del proceso de extracción de polifenoles

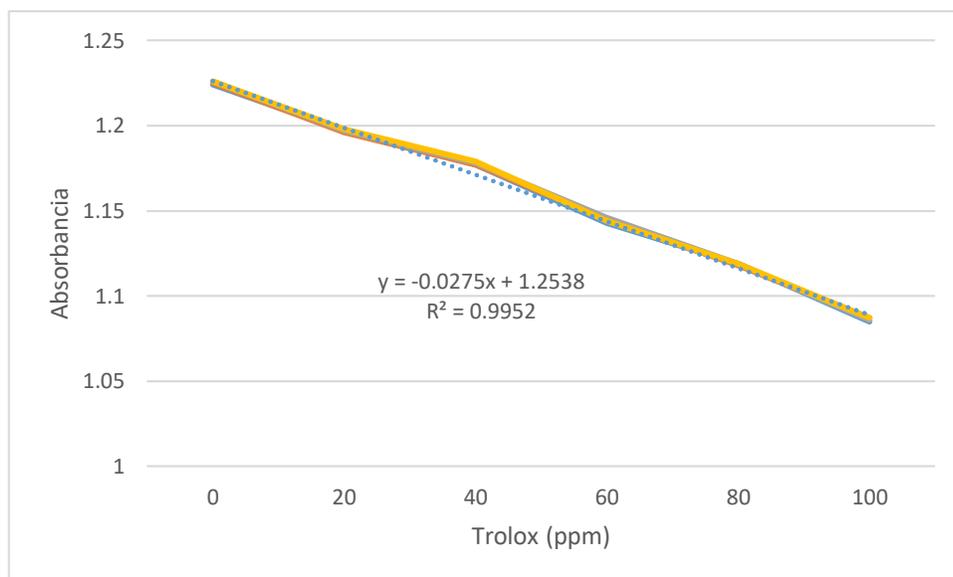
Cantidad de ms (g)	Polifenoles purificados obtenidos (g)	Resultados
4.166	0.2676	Desv. Est. (g)
4.166	0.1680	0.05
4.166	0.2050	Promedio (c/4.166 g ms)
4.166	0.2730	0.2424
4.166	0.2431	Rendimiento mg/g
4.166	0.2974	58.17330773

### 2. Curvas de calibración

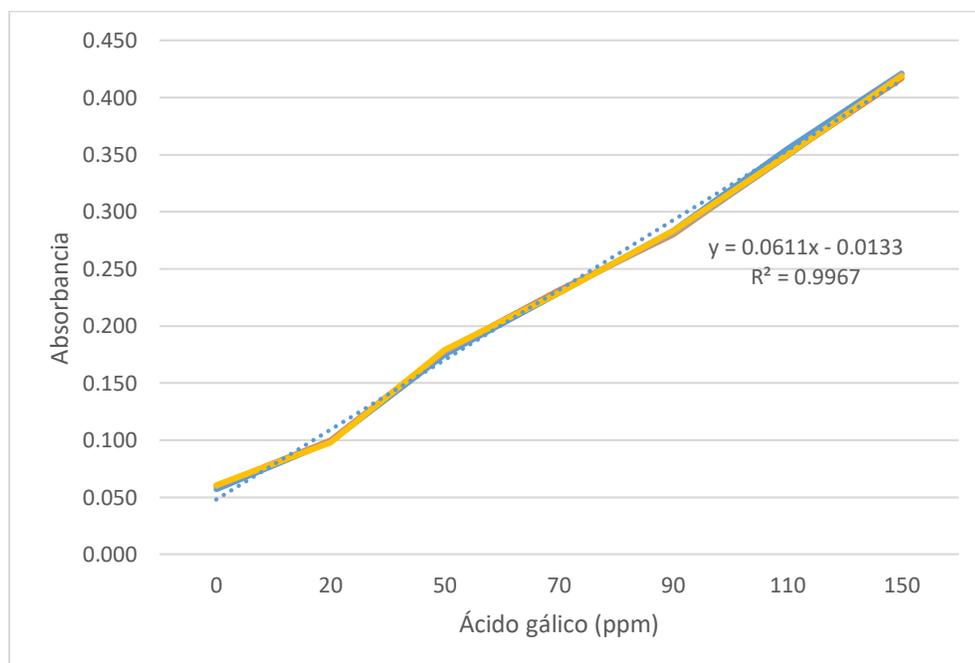
#### DPPH:



## ABTS:

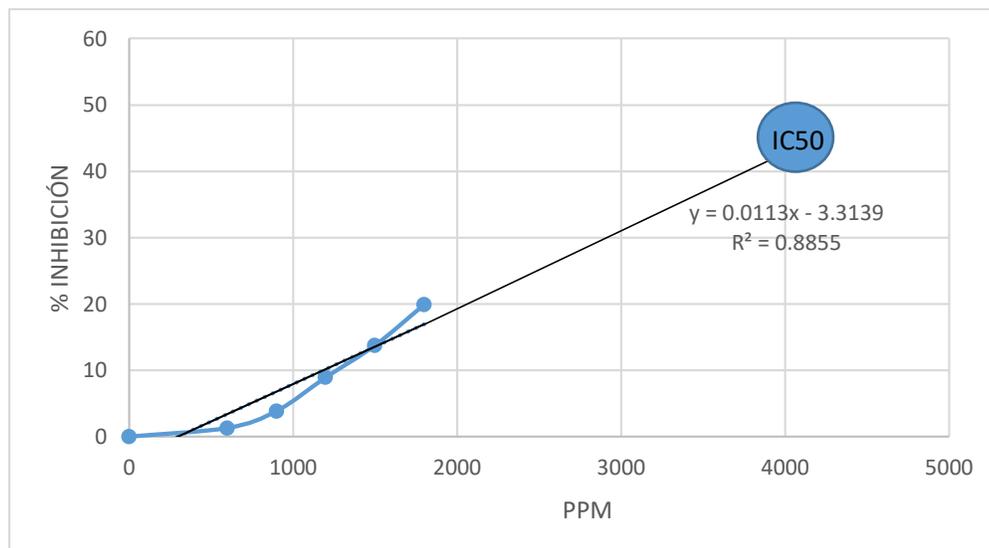


## FRAP:



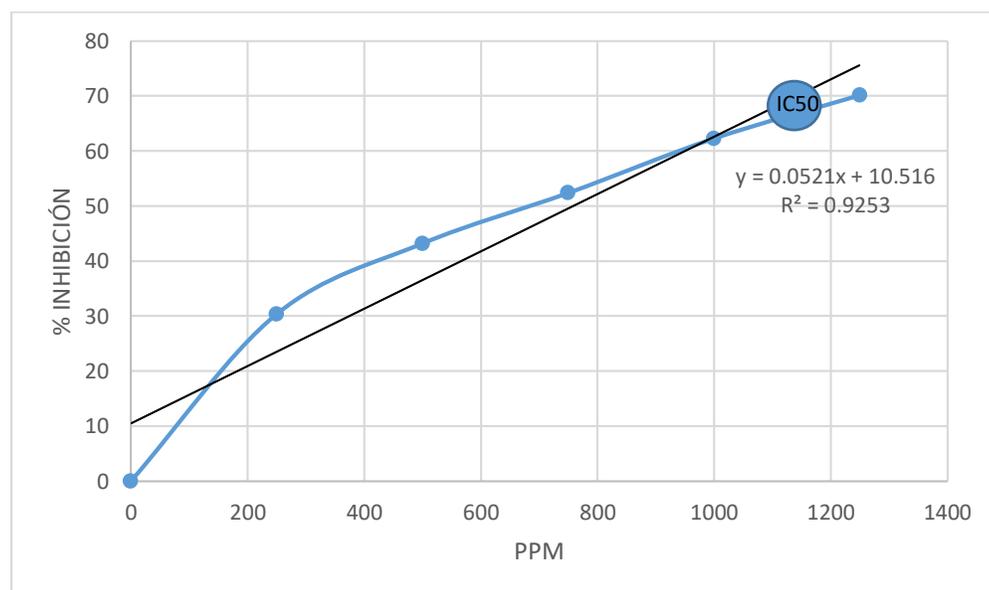
### 3. Obtención del valor IC<sub>50</sub>

#### DPPH:



La gráfica muestra la curva de calibración en la línea azul y el IC<sub>50</sub> obtenido en la línea negra. El valor IC<sub>50</sub> está dado en  $\mu\text{g}/\text{mL}^{-1}$ .

#### ABTS:



La gráfica muestra la curva de calibración en la línea azul y el IC<sub>50</sub> obtenido en la línea negra. El valor IC<sub>50</sub> está dado en  $\mu\text{g}/\text{mL}^{-1}$ .

**FRAP:**

<b>PPM</b>	<b>VALORES DE LAS ABSORBANCIAS</b>			
<b>600</b>	1.828	1.825	1.828	1.829
<b>900</b>	1.623	1.622	1.625	1.624
<b>1200</b>	1.450	1.453	1.457	1.452
<b>1500</b>	1.276	1.279	1.275	1.274
<b>1800</b>	1.054	1.059	1.058	1.057

Valores correspondientes a las absorbancias obtenidas de las muestras a distintas concentraciones. Las concentraciones están expresadas en partes por millón (PPM)

<b>Miniequivalentes</b>				<b>Promedio</b>
17.0661402	17.0365252	17.0661402	17.0760118	<b>17.0612043</b>
15.0424482	15.0325765	15.0621915	15.0523198	15.047384
13.3346496	13.3642646	13.4037512	13.3543929	13.3642646
11.6169793	11.6465943	11.6071076	11.5972359	11.6169793
9.4254689	9.47482725	9.46495558	9.45508391	9.45508391

Los valores de la tabla están dados en Miniequivalentes de ácido gálico en mg/L