UNIVERSIDAD TECNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIAS E INGENIRIA EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

Tema: Evaluación de la capacidad antioxidante y antiinflamatoria de polifenoles microencapsulados procedentes del ataco (*Amarantus Quintesis*)

Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo a la obtención del Título de Ingeniera Biotecnóloga, otorgado por la Universidad Técnica de Ambato, a través de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Autora: Lady Mireya Gómez Villegas

Tutor: Mg. Lander Vinicio Pérez Aldás

Ambato – Ecuador

Julio - 2025

APROBACIÓN DEL TUTOR

Mg. Lander Vinicio Pérez Aldás

CERTIFICA:

Que el presente Informe Final del Trabajo de Titulación ha sido prolijamente revisado. Por lo tanto, autorizo la presentación de este Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación el mismo que responde a las normas establecidas en el Reglamento de Títulos y Grados de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Ambato, 20 junio de 2025

Firmado electrónicamente por:
LANDER VINICIO
PEREZ ALDAS
Validar únicamente con FirmaEC

Mg. Lander Vinicio Pérez Aldás

1802706596

TUTOR

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Lady Mireya Gómez Villegas, manifiesto que los resultados obtenidos en el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Ingeniera Biotecnóloga, son absolutamente originales, auténticos y personales; a excepción de las citas bibliográficas.



Lady Mireya Gómez Villegas

1804933040

AUTOR

DERECHOS DEL AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que haga de este Informe Final del Trabajo de Titulación o parte de él, un documento disponible para su lectura consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los Derechos en línea patrimoniales de mi Informe Final del Trabajo de Titulación, con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica y se realice respetando mis derechos de autor.



Lady Mireya Gómez Villegas

1804933040

AUTOR

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Los suscritos Profesores Calificadores, aprueban el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, el mismo que ha sido elaborado de conformidad con las disposiciones emitidas por la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato.

Para constancia firman:

Firmado electrónicamente por:
MANUEL ISRAEL GUANOQUIZA RIVERA
Validar únicamente con FirmaEC

Presidente del Tribunal

Firmado electrónicamente por:
DANAE FERNANDEZ RIVERO
Validar únicamente con FirmaEC

Mg. Danae Fernández Rivero

175718120-9

Firmado electrónicamente por:
HELENA MARITZA DE LA TORRE OLVERA
Validar únicamente con FirmaEC

Dra. Helena Maritza De la Torre Olvera

130965199-8

Ambato, 07 de julio de 2025

DEDICATORIA

A Primeramente, dedico este logro a Dios, por guiarme, darme fortaleza en los momentos más difíciles y nunca soltar mi mano. Sin Su presencia en mi vida, nada de esto hubiera sido posible.

A mi amado hijo Sebastián, quien ha sido mi luz y mi mayor inspiración. Cada paso que he dado en esta carrera ha sido por y para ti. Gracias por tu ternura, por acompañarme incluso en los silencios, por ser parte de este sueño que ahora es una realidad. Este título lleva tu nombre grabado en el alma.

A mi madre, por ser el pilar más fuerte en mi vida, por su amor incondicional, su paciencia infinita y su ejemplo de lucha y entrega. Este logro también es tuyo, porque sin ti, no habría llegado hasta aquí.

A mis hermanos, por su apoyo, comprensión y por estar siempre presentes con una palabra de aliento.

A toda mi familia y amigos, gracias por su cariño sincero, por cada gesto, por creer en mí y acompañarme en este largo camino.

Dedico también este trabajo al Ingeniero Luis, por su acompañamiento generoso, su orientación oportuna y por brindarme su apoyo en esta etapa tan importante. Su guía fue fundamental para culminar este proceso.

Y con profundo respeto y gratitud, dedico este logro a todos los docentes de la carrera de Biotecnología, quienes sembraron en mí no solo conocimientos, sino también valores y pasión por esta profesión. A mis compañeros, gracias por compartir este camino de aprendizajes, desafíos y metas alcanzadas.

Lady Gómez

AGRADECIMIENTO

A Dios, por ser mi guía, mi refugio y mi fortaleza en cada paso de este camino. Gracias por darme la vida, el propósito y las fuerzas cuando sentí que no podía más.

A mis amados padres, Miguel y Sandra, pilares fundamentales en mi vida. Su amor, esfuerzo y valores me han formado y sostenido en los momentos más desafiantes. A mis hermanos Ariel, Dibson y Karen, por ser parte esencial de mi historia y acompañarme con su cariño incondicional.

A mi hijo Sebastián, mi motor, mi inspiración, mi todo. Pasamos momentos difíciles, y sin embargo, tu sonrisa, tu presencia y tu amor han sido la luz que me impulsó a no rendirme. Esta meta también es tuya.

A mis amigas del alma, María, Daisy y Estefy. A dos de ustedes las conocí en la universidad y hoy forman parte indispensable de mi vida. Gracias por acompañarme, por reír y llorar conmigo, por creer en mí incluso cuando yo dudaba.

A mis amigos de la universidad, quienes, aunque ya no están presentes, fueron parte esencial de este trayecto. Cada experiencia compartida, cada palabra de ánimo y cada recuerdo han sido parte del impulso que me llevó hasta aquí.

A todos los que creyeron en mí, gracias. Esta tesis no solo representa conocimiento, sino también amor, sacrificio, amistad y fe.

Finalmente quiero agradecer a la FCIAB y la Universidad Técnica de Ambato por abrirme las puertas durante esta etapa.

Lady Gómez

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

APROBACIÓN DEL TUTOR ii
AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN iii
DERECHOS DEL AUTOR iv
APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO v
DEDICATORIA vi
AGRADECIMIENTO vii
ÍNDICE DE TABLAS x
ÍNDICE DE FIGURAS xi
ÍNDICE DE ANEXOS xii
RESUMEN EJECUTIVO xiii
ABSTRACT xiv
CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO 1
1.1 ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS 1
1.1.1 Justificación 1
1.1.2 Atacto (*Amaranthus Quintesis*) 2
1.1.3 Polifenoles 7
1.2 OBJETIVOS 11
1.2.1 Objetivo General 11
1.2.2 Objetivos Específicos 11
CAPÍTULO II. METODOLOGÍA 12
2.1 Recursos institucionales 12
2.2 Recursos materiales 12
2.3 Métodos 14
2.3.1 Realización de microencapsulación del extracto de *Amaranthus quitensis* (Ataco) 14
2.3.2 Examinación de la actividad antioxidante *in vitro* de los compuestos polifenólicos microencapsulados 18
2.3.3. Valoración del potencial antiinflamatorio *in vitro* de los compuestos polifenólicos microencapsulados 19
CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSÍON 21
3.1. Determinación cuantitativa del extracto de Polifenoles 21
3.1.2 Microencapsulación de polifenoles 24
3.1.3 Evaluación de la capacidad antioxidante 32
3.1.4 Evaluación de la capacidad antiinflamatoria 34
CAPÍTULO IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES 39

4. 1 Conclusiones 39
4. 2 Recomendaciones 40
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS 41
ANEXOS 48

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 3
Clasificación Taxonómica del Ataco (A. Quintesis)..... 3
Tabla 2 5
Composición específica del grano de Ataco..... 5
Tabla 3 6
Composición específica del grano de Ataco..... 6
Tabla 4 12
Reactivos químicos necesarios para el desarrollo experimental..... 12
Tabla 5 13
Listado de materiales requeridos para el desarrollo experimental..... 13
Tabla 6 13
Equipos empleados para el desarrollo experimental..... 13
Tabla 7. 21
Concentración de polifenoles en los tratamientos de extracción..... 21
Tabla 8 23
Concentración de polifenoles totales (TPC) para el tratamiento óptimo..... 23
Tabla 9 31
Eficiencia del microencapsulado..... 31
Tabla 10 32
Datos obtenidos en la evaluación de la capacidad antioxidante in vitro..... 32
Tabla 11 35
Inhibición Antiinflamatorio de la Albumina de huevo..... 35
Tabla 12 35
Inhibición Antiinflamatorio de la Albumina de Suero Bovino..... 35

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1..... 4
Morfologías principales del Ataco..... 4
Figura 2..... 10
Diagrama de Microencapsulación de Secado por Aspersión..... 10
Figura 3..... 22
Diagrama de Pareto estandarizado de las variables de análisis..... 22
Figura 4..... 26
Espectroscopía infrarroja del extracto concentrado con polifenoles de A. Quintesis..... 26
Figura 5..... 27
Espectroscopía infrarroja del microencapsulado polifenólico de A. Quintesis..... 27
Figura 6...... 28
Espectro de longitud onda correspondiente a la matriz polimérica empleada..... 28
Figura 7..... 29
Espectroscopía infrarroja de la comparación del extracto concentrado con polifenoles de los A. Quintesis (azul), el microencapsulado (negro) y la matriz polimérica (rojo)..... 29
Tabla 9..... 31

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1 48
Compuestos fenólicos totales de cada tratamiento de extracción..... 48
Anexo 2 49
Curva estándar de ácido gálico para la cuantificación de polifenoles 49
Anexo 3 50
Análisis de Varianza para Concentración Polifenólico..... 50
Anexo 4 51
Curva de calibración de ácido gálico con etanol para determinar la eficiencia de la microencapsulación 51
Anexo 5 51
Curva de calibración de ácido gálico con agua para determinar la eficiencia de la microencapsulación 51
Anexo 6 52
Curva de calibración de Trolox para evaluar la capacidad antioxidante..... 52
Anexo 7 52
Proceso de extracción de Flores y Hojas de ataco 52
Anexo 8 53
Proceso de la microencapsulación..... 53

RESUMEN EJECUTIVO

El uso de compuestos bioactivos derivados de plantas nativas ha cobrado importancia por su potencial en la formulación de productos funcionales y terapéuticos. En esta investigación se aprovechó el ataco como fuente natural de polifenoles, compuestos reconocidos por sus propiedades antioxidantes y antiinflamatorias. La incorporación de estos compuestos en formulaciones estables representa una alternativa sostenible y efectiva frente al uso de aditivos sintéticos, favoreciendo además la valorización de especies andinas subutilizadas.

Las hojas y flores de la planta fueron secadas, molidas y sometidas a extracción sólido-líquido con soluciones hidroalcohólicas en diferentes concentraciones y tiempos. El extracto con mayor contenido fenólico fue concentrado y microencapsulado mediante secado por aspersión, empleando maltodextrina y goma arábiga como matrices poliméricas. La eficiencia de encapsulación fue determinada cuantitativamente y mediante espectroscopía infrarroja, mientras que la actividad funcional se evaluó con el método DPPH para capacidad antioxidante y con ensayos de inhibición de la desnaturalización de proteínas para determinar el efecto antiinflamatorio.

Se obtuvo un extracto con alta concentración de compuestos fenólicos y una eficiencia de encapsulación adecuada. El microencapsulado conservó gran parte de la actividad antioxidante y mostró efectos antiinflamatorios significativos, confirmando la viabilidad de su uso como ingrediente funcional. Estos resultados respaldan la aplicación biotecnológica del ataco en el desarrollo de productos innovadores y promueven el aprovechamiento racional de recursos vegetales nativos.

Palabras clave: polifenoles, microencapsulado, antioxidante, antiinflamatorio, Amaranthus quitensis

ABSTRACT

The use of bioactive compounds derived from native plants has gained importance due to their potential in the formulation of functional and therapeutic products. In this research, *Amaranthus quitensis* was utilized as a natural source of polyphenols, compounds known for their antioxidant and anti-inflammatory properties. Incorporating these substances into stable formulations offers a sustainable and effective alternative to synthetic additives while promoting the valorization of underutilized Andean species.

Leaves and flowers of the plant were dried, ground and subjected to solid-liquid extraction using hydroalcoholic solutions under different concentrations and extraction times. The extract with the highest phenolic content was concentrated and microencapsulated by spray drying, using maltodextrin and gum arabic as polymeric matrices. Encapsulation efficiency was evaluated quantitatively and through infrared spectroscopy. Antioxidant capacity was assessed using the DPPH method, and anti-inflammatory activity was determined by protein denaturation inhibition assays.

The extract showed a high concentration of phenolic compounds and an adequate encapsulation efficiency. The microencapsulated product preserved much of its antioxidant activity and displayed significant anti-inflammatory effects, confirming its viability as a functional ingredient. These findings support the biotechnological application of *Amaranthus quitensis* in the development of innovative products and promote the rational use of native plant resources.

Keywords: polyphenols, microencapsulation, antioxidant, anti-inflammatory, *Amaranthus quitens*

CAPÍTULO I. MARCO TEÓRICO

1.1 ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS

1.1.1 Justificación

El incremento en la incidencia de enfermedades crónicas no transmisibles como el cáncer, diabetes y enfermedades cardiovasculares está relacionado con procesos oxidativos e inflamatorios descontrolados. En este contexto, los compuestos bioactivos de origen vegetal, como los polifenoles, han captado la atención debido a sus propiedades antioxidantes y antiinflamatorias, las cuales pueden contribuir a mitigar el impacto de estas patologías **(Teodoro, 2019; Visioli, 2020)**

El *Amaranthus quitensis*, conocido comúnmente como ataco, es una planta autóctona de América del Sur con un alto contenido de compuestos fenólicos. Sin embargo, su potencial bioactivo ha sido poco estudiado, lo que subraya la necesidad de investigar sus propiedades antioxidantes y antiinflamatorias. Además, la biodisponibilidad y estabilidad de estos compuestos suelen verse comprometidas debido a factores como la oxidación y la sensibilidad a condiciones ambientales **(Procopet & Oroian, 2022)**. La microencapsulación mediante secado por aspersión surge como una estrategia tecnológica prometedora para proteger y estabilizar los polifenoles, garantizando su eficacia funcional **(Sun et al., 2013).**

A pesar de la creciente investigación sobre la microencapsulación de compuestos bioactivos, existe una brecha significativa en el estudio específico de los polifenoles del Ataco y su aplicación en sistemas biológicos (**Dai & Mumper, 2010**). Por lo tanto, este trabajo pretende abordar esta brecha científica y contribuir al desarrollo de productos funcionales con posibles aplicaciones en la industria farmacéutica y alimentaria.

La justificación para llevar a cabo esta investigación experimental radica no solo en el aprovechamiento de un recurso natural subutilizado, sino también en el impacto positivo que puede tener en la salud.

Investigaciones similares han demostrado el impacto positivo de compuestos bioactivos en la prevención de enfermedades relacionadas con el estrés oxidativo y la inflamación, lo que respalda la relevancia de este estudio (**Sen & Chakraborty, 2011).** En este

sentido, la presente investigación no solo busca evaluar las propiedades bioactivas de los polifenoles microencapsulados del ataco, sino también desarrollar técnicas innovadoras que permitan su aplicación práctica, ampliando así las perspectivas de su uso industrial y terapéutico.

1.1.2 Atacto (*Amaranthus Quintesis*)

1.1.2.1 Generalidades

El *Amaranthus quitensis,* conocido comúnmente como Ataco, es una planta herbácea nativa de los Andes de América del Sur. Sus hojas y semillas son ricos en proteínas, con un buen balance de aminoácidos esenciales como la metionina, lisina y leucina **(Tanquina, 2018).** La planta se caracteriza por su resistencia a condiciones climáticas extremas, lo que la hace adecuada para cultivos en áreas con suelos menos fértiles y climas semiáridos. Su capacidad de adaptación ha permitido que se cultive en diversas zonas de América Latina, principalmente en países como Ecuador, Perú y Bolivia **(INIAP, 2018).**

Desde épocas remotas, diversas comunidades indígenas andinas han empleado esta planta gracias a sus beneficios nutricionales y como remedio natural. Sin embargo, el ataco ha sido poco investigado a nivel científico, en especial en lo relacionado con sus compuestos fenólicos, que poseen propiedades antioxidantes y antiinflamatorias destacadas (**Bazile et al., 2018).**

1.1.2.2 Origen y Distribución

Se cuenta con un registro de más de 70 especies pertenecientes al género *Amaranthus,* la mayoría de estas es originaria del continente americano, sin embargo, algunas son nativas de Europa, Asia, África y Australia. Sus características, por otro lado, variarán según el ambiente donde se desarrollen. En los Andes, las variedades autóctonas con mayor representatividad son *Amaranthus quitensis* y *Amaranthus hybridus* (**Mazón, 2018).**

El ataco recibe diversos nombres de acuerdo al país en que sea cultivado o consumido. Por ejemplo, en Perú conocido kiwicha, achita, coyo o achis; en México se le llama alegría o huanthi; en Bolivia se le nombra como coimi, millmi o también inca pachaqui o grano inca; y en el Ecuador se le llama ataco, sangorache o amaranto Negro **(Gómez, 2016).**

Originario de las regiones andinas de Sudamérica, el ataco se ha distribuido a lo largo de América Latina, donde se cultiva tanto para el consumo humano como para fines medicinales en países como Ecuador, Perú y Bolivia. La planta prefiere suelos bien drenados y altitudes elevadas como a climas tropicales, lo que facilita su cultivo en diversas regiones. Aunque es originario de América del Sur, su cultivo también se ha extendido a otras áreas tropicales del mundo, adaptándose a nuevas condiciones ambientales y **climáticas (Kaur & Kapoor, 2001)**

1.1.2.3 Taxonomía

A continuación, se puede evidenciar la clasificación taxonomía de Ataco *(A. Quintesis)*

Tabla 1.

Clasificación Taxonómica del Ataco (A. Quintesis)

Reino	Vegetal
División	Fanerógama
Tipo	Embryophyta siphonogama
Clase	Dicoltiledónea
Orden	Centropermales
Familia	Amaranthaceae
Género	Amaranthus
Especie	*A. hybridus / A. quitensis*

Nota: Información extraída de (Costea & Carretero, 2001; Salazar, 2015)

1.1.2.4 Características Botánicas

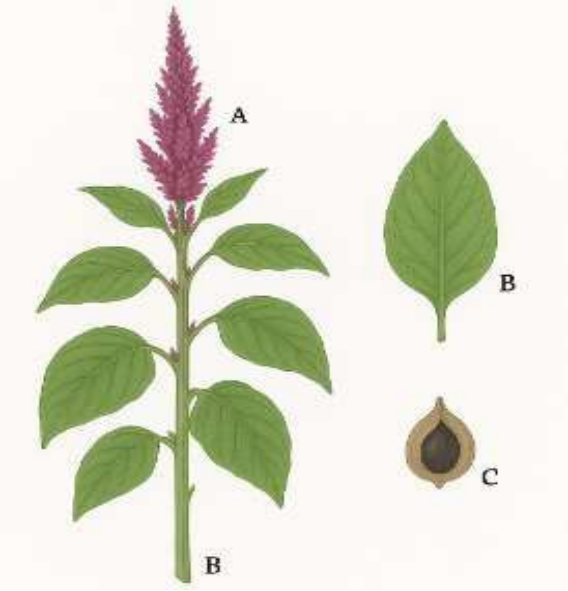
El sangorache es una planta anual que puede medir hasta 1.5 metros de altura de tipo arbustivo erecto, que en principio de desarrollo tiene una tonalidad verde y púrpura en la

etapa de madurez. Su raíz fusiforme tolera la falta de agua, ya que, dependiendo el tipo de suelo puede llegar a desarrollarse hasta 40 cm de profundidad. El tallo posee una forma cilíndrica, con ángulos y estrías gruesas longitudinales de color morado que alcanza aproximadamente entre 2 y 4 cm de diámetro de base (**INIAP, 2018)**. Presenta hojas alternas de forma ovada a romboidal, de 3- 15 cm de largo y 1.5-10 cm de ancho. El fruto se visualiza como una cápsula pequeña comúnmente conocido como pixidio unilocular, que forma una especie de "tapa" en la estructura superior nombrada opérculo y una parte inferior similar a una urna, de esta manera se permite a las semillas descender rápidamente al suelo (**López, 2021).**

Las semillas son pequeñas, lisas, de forma redonda y poseen un color negro o púrpura. Por su parte, revientan en condiciones altas de temperatura, de acuerdo con **(Cornejo et al., 2019; Gómez, 2016)** existen aproximadamente 1800 semillas por gramo, de la cual el 82% son normales, y el resto son inmaduras o deformes. Esta planta es conocida por su rápido ciclo de crecimiento, que puede completarse en aproximadamente 90 días (**Quelal et al., 2023).**

Figura 1.

Morfologías principales del Ataco



A. Flor que posee inflorescencia terminal. **B**. Hoja en forma Ovalada. **C.** Semilla en un pixidio.

Nota: Imagen extraída de Biorender

1.1.2.5 Composición química

El Ataco es una planta que se destaca por su alto valor nutricional y compuestos bioactivos. Entre sus componentes posee vitaminas como A y C y del Complejo B (B_1, B_2, B_3), así también tiene aporte de minerales vitales para el organismo como, ácido fólico, proteínas, fósforo, calcio y hierro **(Salinas, 2019).**

Entre los aportes más interesantes se encuentran los ácidos grasos poliinsaturados que contiene, el omega-3 y el omega-6, conocidos comúnmente por sus efectos benéficos sobre la salud cardiovascular. Además, presenta antioxidantes naturales tales como el tocoferol (vitamina E) y tocotrienol, que refuerza su potencial en alimento funcional **(Herrera & Montenegro, 2019).**

Tabla 2.

Composición específica del grano de Ataco

Componente	**Datos nutricionales por cada 100 gramos de materia seca**
Proteínas	12–19 g
Carbohidratos	66–72 g
Calcio	164 mg
Fósforo	530 mg
Potasio	800 mg
Vitaminas B y C	Proporción moderada.

Nota: Información extraída de INCAP, (2019).

Tabla 3.

Composición específica del grano de Ataco

Componente	**Datos nutricionales por cada 100 gramos de materia seca**
Proteínas	2,7–3,5 g
Hierro	> 278 mg
Calcio	> 6,3 mg
Vitamina A	> 6100 UI
Vitamina C	> 96 mg

Nota: Información extraída de **INCAP, (2019).**

Estos valores revelan que tanto las hojas como los granos tienen un alto potencial nutritivo, aunque con énfasis, las hojas sobresalen por su componente en calcio y hierro y vitaminas antioxidantes, mientas que los granos tienen más proteínas y mucha más energía. Por ello es que el sangorache es una las plantas más curativas debido a su composición química y un gran aporte nutricional (**Salinas, 2019)** . De acuerdo con **INIAP, (2018)**, define al ataco como medicinal por sus diversos componentes logrando curación o prevención de enfermedades tales como: estreñimiento, obesidad, hipertensión y osteoporosis.

1.1.2.6 Requerimiento Biológico

El ataco crece principalmente en suelos de pH neutro o ligeramente ácido, aunque se adapta bien a suelos arenosos o limosos. Su crecimiento es óptimo en climas cálidos y moderadamente secos, con temperaturas que oscilan entre los 20 y 30 °C. En la fase de maduración del fruto el ataco requiere climas secos y soleados para maximizar la acumulación de compuestos bioactivos, como los polifenoles (**Mazón, 2018).**

1.1.3 Polifenoles

1.1.3.1 Generalidades

Los polifenoles son compuestos bioactivos naturales presentes en plantas. Su estructura química se caracteriza por la presencia de al menos un anillo fenólico. Se ha identificado con más de 8000 tipos diferentes, siendo los flavonoides uno de las clases más comunes **(Dai & Mumper, 2010).** En las plantas, los polifenoles desempeñan una función clave en la defensa contra el estrés ambiental y patógenos. En los seres humanos, se destacan por sus propiedades antioxidantes, antiinflamatorias, antitumorales, y antibacterianas **(Shahidi & Ambigaipalan, 2021).**

1.1.3.2 Actividad Antioxidantes

Los compuestos bioactivos con propiedades antioxidante tienen capacidad para donar electrones a los radicales libres, neutralizándolos y disminuyendo el daño a las células **(Pandey & Rizvi, 2019).**Es por ello que los polifenoles, como los flavonoides, pueden inhibir la oxidación de lípidos, proteínas y ADN, evitando de esta manera provocar daño celular que contribuye a enfermedades crónicas. Dichos compuestos mencionados no solo tienen propiedades antioxidantes directas, sino que también pueden activar mecanismos antioxidantes internos en el organismo, aumentando la actividad de enzimas antioxidantes como el superóxido dismutasa (SOD) y la catalasa. Para el caso específico del ataco, se ha observado que las flores y hojas contienen una amplia variedad de polifenoles, incluyendo flavonoides como la quercetina, catequinas, y taninos, que son conocidos por sus propiedades antioxidantes y su capacidad para neutralizar los radicales libres generados durante el estrés oxidativo (**Pandey & Rizvi, 2019) .**

1.1.3.3 Estrés Oxidativo

El estrés oxidativo se define como desequilibrio entre la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS) y la capacidad del organismo para neutralizarlas a través de sistemas antioxidantes. El fenómeno se ha vinculado a una variedad de enfermedades crónicas,

tcardiovasculares y trastornos neurodegenerativos. En el momento que las células están sometidas bajo el estrés oxidativo, los radicales libres atacan a biomoléculas esenciales como lípidos, proteínas y ADN. Este proceso acelera el envejecimiento celular y la degeneración de tejidos (**Liguori et al., 2018**). De esta manera los polifenoles del ataco, actúan como defensores del cuerpo, ayudando a neutralizar radicales libres, protegiendo a las células y reduciendo el riesgo de padecer enfermedades asociadas con este tipo de daño (**Chaudhary et al., 2023).**

1.1.3.4 Actividad Antiinflamatoria

Los polifenoles, han demostrado una potente capacidad para modular la respuesta inflamatoria en el organismo. Si bien la inflamación es una respuesta protectora ante infecciones o lesiones, pero cuando es crónica genera el desarrollo de enfermedades como artritis, diabetes tipo 2 y patologías cardiovasculares (House et al., 2020). La eficacia antiinflamatoria de los polifenoles se atribuye a la habilidad de inhibir las enzimas responsables de la síntesis de mediadores inflamatorios, tales como, la ciclooxigenasa (COX) y las lipoxigenasas (LOX). Estas enzimas promueven a la producción de prostaglandinas y leucotrienos, respectivamente. Estos compuestos inflamatorios son de vital importancia en la promoción de la inflamación en el cuerpo (**Visioli, 2020).**

Investigaciones recientes han demostrado que algunos flavonoides, una subclase de polifenoles, funcionan como inhibidores duales de las enzimas COX-2 y 5-LOX. Al inhibir estas enzimas, contribuyen a la disminución de la inflamación y a la reducción de los síntomas asociados con enfermedades inflamatorias (**Selvaraj et al., 2022).**

En el caso específico del amaranto, se ha demostrado que sus compuestos fenólicos, como los flavonoides, poseen una significativa capacidad de actuar como inhibidores de marcadores inflamatorios en modelos *in vitro* e *in vivo*, lo que respalda su potencial terapéutico para tratar enfermedades inflamatorias (**Shahidi & Ambigaipalan, 2021).**

1.1.3.5 Técnica de Folin-Ciocalteu

EL método de Folin-Ciocalteu es una herramienta que actualmente ha sido utilizada para la cuantificación de compuestos fenólicos totales de origen vegetal, como las frutas,

hojas, semillas, y extractos de plantas. Este proceso se basa en la reacción de redox, en la cual, los polifenoles actúan en este caso como el agente reductor, transformando complejos de fosfomolibdato y fosfotungstato que están presentes en el reactivo de Folin Ciocalteu con una tonalidad de azul intenso. Esta coloración, es proporcional a la cantidad de polifenoles de la muestra, se mide espectrofotométricamente a una longitud de onda de 765 nm y en medio con pH alcalino **(Pico et al., 2020).**

Folin-Ciocalteu esté compuesto por sales de molibdeno (Mo^{6+}) y tungsteno (W^{6+}), la cual en medio alcalino entran en contacto con compuestos fenólicos, formando una solución azulada que es estable por tiempo determinado (**Singleton et al., 1999).**Esta reacción exige un medio alcalino, proporcionado por carbonato de sodio, para promover la reducción de estos metales y de esta forma obtener una coloración uniforme. El color se cuantifica con la comparación de las absorbancias versus una curva estándar generada, generalmente, con ácido gálico como compuesto de referencia (**Lawag et al., 2023**).

1.1.4 Microencapsulación

1.1.4.1 Generalidades

La Microencapsulación es un mecanismo que involucra el recubrimiento de un material activo con una capa protectora para mejorar su estabilidad y controlar su liberación. Esta técnica es crucial cuando se manejan compuestos bioactivos sensibles, como los polifenoles, que pueden degradarse fácilmente debido a factores como la luz, el calor o la humedad. La microencapsulación protege los compuestos de la oxidación, mejora la solubilidad en agua lo que resulta una mayor eficacia en aplicaciones terapéuticas y alimentarias (**Tangarife et al., 2021**).

1.1.6.2 Microencapsulación de secado por aspersión

Una de las técnicas más utilizadas para llevar a cabo la microencapsulación es el secado por aspersión, por su eficacia y escalabilidad industrial. Transforma soluciones líquidas en polvo seco por la atomización del líquido en una corriente de aire caliente, la

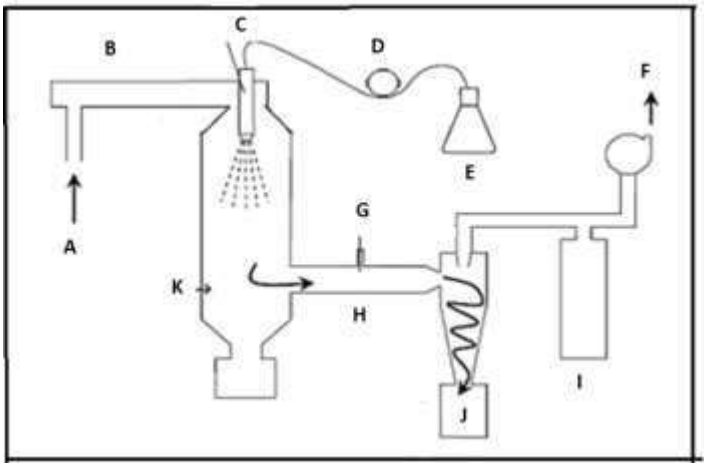
temperatura varía entre 150 y 220 °C. La rápida evaporación del solvente da paso a la formación inmediata de partículas secas, que se enfrían posteriormente a temperaturas que oscilan entre 50 y 80 °C. Se tiene como resultado un polvo con partículas que pueden medir desde 10 µm hasta 3 mm, dependiendo de la formulación y los parámetros operativos (**Quelal et al., 2023).**

Para evaluar la eficacia del proceso, que se desarrolla de forma continua depende de diversos factores como el tipo de agente encapsulante, la viscosidad de la mezcla, la temperatura de entrada y salida del aire, y el flujo de atomización. Las ventajas del uso se deben a su eficiencia energética, bajo costo operativo y capacidad para preservar compuestos sensibles. Estás condiciones hacen del secado por aspersión una estrategia adoptada en áreas alimenticias, farmacéuticas y cosméticas (**Keziban et al., 2022**)**.** Los biopolímeros comúnmente utilizados en esta esta técnica son la maltodextrina, goma arábiga, almidones modificados, proteínas y grasas debido a su buena capacidad para formar películas protectoras y su compatibilidad con compuestos bioactivos (**Mangope et al., 2024; Rajabi et al., 2015).**

El secado por aspersión permite encapsular compuestos termosensibles, como antioxidantes, vitaminas, enzimas, aceites esenciales o compuestos fenólicos, protegiéndolos de la oxidación, la humedad y la degradación por la luz o el pH. Además, esta técnica contribuye a mejorar la solubilidad, estabilidad y biodisponibilidad de los ingredientes funcionales encapsulados (**González & Martínez, 2015**).

Figura 2.

Diagrama de Microencapsulación de Secado por Aspersión



La Entrada de aire (**A)** es conducido por un calentador (**B.**) hacia Cámara de secado **(K).** Al mismo tiempo, la muestra que se va a microencapsular es alimentada por el Sistema de muestra (**E)** y bombeada por la Bomba Peristáltica **(D**), impulsando la emulsión hacia el atomizador (**C**). En este momento, la emulsión se pulveriza en gotas finas dentro de la cámara de secado, permitiendo su contacto con el aire caliente. Seguido, las partículas secas son separadas por ciclón (**G**) y dirigidas a vasija recolectora **(J**). El aire con residuos, que contiene generalmente impurezas, atraviesa el filtro (**I)** y por último es expulsado por el aspirador **(F),** que mantiene un flujo continuo durante el proceso de microencapsulación.

Fuente: Elaboración Propia

1.2 OBJETIVOS

1.2.1 Objetivo General

- Evaluar la capacidad antioxidante y antinflamatoria de polifenoles microencapsulados procedentes del *Amaranthus quitensis* (Ataco**).**

1.2.2 Objetivos Específicos

- **Diseñar** el proceso de microencapsulación de compuestos fenólicos del *Amaranthus quitensis* mediante secado por aspersión.
- **Examinar** la capacidad antioxidante *in vitro* de los compuestos fenólicos microencapsulados.
- **Valorar** el potencial antiinflamatorio *in vitro* de los compuestos fenólicos microencapsulados.

CAPÍTULO II. METODOLOGÍA

2.1 Recursos institucionales

El proyecto de investigación de titulación de tipo experimental se desarrolló en las instalaciones de los Laboratorios de la UODIDE, ubicados en la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato. En la Tabla 4, 5 y 6 se enlistan los reactivos, materiales y equipos que se usaron.

2.2 Recursos materiales

Tabla 4.

Reactivos químicos necesarios para el desarrollo experimental.

Material	Cantidad
Reactivos	
Agua destilada	3 L
Etanol (96 %)	1 gal
Carbonato de sodio (Na2Co3)	10 g
Ácido gálico	5 g
Folin-Cioalteu	10 mL
DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo)	1 g
Maltodextrina	100 g
Goma arábiga	100 g
Trolox (C14H18O4)	1 g
Tampón fosfato	100 mL
Diclofenaco sódico	150 mg

Tabla 5.

Listado de materiales requeridos para el desarrollo experimental.

Material	Cantidad
Material fungible	
Vasos de precipitación (1000 mL)	3 u
Varilla de agitación	1 u
Botellas ámbar (1000 mL)	2 u
Probeta volumétrica (1000 mL)	1 u
Tubos Eppendorf (1.5 mL)	6 u
Tubos de centrífuga (45 mL)	6 u
Tubos de ensayo (10 ml)	4 u
Embudo de filtración	1 u
Balones de aforo (1000 mL)	1 u
Termómetro	1 u
Micropipeta (20-200; 1000 µL)	1 u
Puntas de micropipeta (20-200; 1000 µL)	1 caja de 96 u
Papel filtro	1 paquete de 100 u
Papel aluminio	1 paquete
Bolsas de polietileno	1 paquete de 12 u

Tabla 6.

Equipos empleados para el desarrollo experimental.

Material	Cantidad
Equipos	
Deshidratador por convección	1
Molino	1
Plancha de calentamiento	1
Balanza analítica	1
Rotaevaporador	1
Incubadora	1
Buchi Mini Spray Dryer (B-290)	1

Espectrofotómetro	1
Centrifugadora	1
Homogenizador	1
Espectroscopía infrarroja transformada (FTIR)	1
Refrigerador	1

2.3 Métodos

2.3.1 Realización de microencapsulación del extracto de *Amaranthus quitensis* (Ataco)

2.3.1.1 Obtención y desinfección de la materia prima

Las hojas y flores de *Amaranthus quitensis* (ataco) se recolectarán en su estado óptimo de maduración. Posteriormente, se seleccionarán 4 kg de material fresco que se almacenará a temperatura ambiente. Para garantizar su inocuidad, las muestras serán lavadas exhaustivamente con agua destilada para eliminar cualquier residuo o contaminante, siguiendo la metodología de (**Gaitonde & Ramesh, 2018).**

2.3.1.2 Secado y pulverización de las hojas y flores de ataco

El material recolectado se someterá a secado en un horno de aire forzado a una temperatura de 71°C durante 48 horas para reducir el contenido de humedad. Luego, las hojas y flores deshidratadas serán molidas en un molino hasta obtener un polvo fino, el cual se almacenará en bolsas herméticas de polietileno para prevenir la absorción de humedad **(Gaitonde & Ramesh, 2018).**

2.3.1.3 Extracción del extracto vegetal del ataco

Se utilizarán soluciones acuosas de etanol en concentraciones de 30%, 50% y 70%, con una proporción sólido-líquido de 1:20. Las muestras se agitarán a 400 rpm a 70 °C, de la cual se evaluará el rendimiento de extracción a tiempos de 20, 50 y 80 minutos.

Luego, los extractos obtenidos se separarán del material vegetal mediante filtración utilizando banda azul Whatman. Posteriormente, se concentrarán mediante un rotavapor a 68 °C y 230 rpm, y se almacenarán en un refrigerador a 4 °C para análisis futuro

2.3.1.4 Determinación de sólidos totales (SST)

Para calcular el contenido de sólidos totales en el extracto, se utilizará una balanza de humedad, con 5 ml del extracto obtenido y se recolectarán los valores proporcionados por la balanza siguiendo el procedimiento descrito por (**Mirabal, 2024).** El cálculo del porcentaje de SST se realizará por medio de la siguiente ecuación.

$$\%SST = 100 - \%Humedad$$

(Ecuación 1)

2.3.1.5 Cuantificación de compuestos fenólicos totales (TPC)

El contenido de compuestos fenólicos totales (TPC) del extracto del ataco se determinará mediante el reactivo Folin-Ciocalteu que se basa en la capacidad que presentan los compuestos fenólicos para reaccionar con agentes oxidantes. Se realizará una mezcla de 130 µL de agua destilada, 10 µL del extracto y 10 µL de la solución Folin-Ciocalteu. Luego se colocará en incubación en oscuridad por 6 min a temperatura ambiente. Se añadirán 100 µL de Na2CO3 mmol/L para llevarlo nuevamente a incubación por 90 min. Después, por medio del espectrofotómetro se medirá la absorbancia de la mezcla a 765 nm. El cálculo de la concentración de la muestra se ejecutará mediante la ecuación obtenida de la curva estándar de ácido gálico en (50 a 500 mg/mL). El contenido fenólico se determinará por medio de la siguiente Ecuación 2 y se expresará en mg de equivalentes de ácido gálico por gramo de peso seco de la muestra (mg GAE/g DW). Cabe mencionar se realizarán tres réplicas para cada uno de los tratamientos **(Saravanan & Parimelazhagan, 2019**).

$$TPC = \frac{c \times V}{m}$$

(Ecuación 2)

Donde:

c= concentración de la muestra obtenida de la curva de calibración (mg/mL)

V= volumen del disolvente usado para la extracción (mL)

m= peso de la muestra seca utilizada (g)

2.3.1.6 Microencapsulación del extracto por secado por aspersión

Para el proceso de microencapsulación se empleará el método de secado por aspersión de (Martínez, 2015), algunas modificaciones. Se realizará una mezcla que contendrá el extracto de los fenoles, maltodextrina y goma arábiga, en proporciones 20:40:40 respectivamente y se agitará con ayuda de una varilla hasta la disolución de los polímeros. Luego, se colocará la mezcla un equipo Buchi Mini Spray Dryer (B-290) con un caudal de 2,5 a 9 mL/min y temperaturas de entrada de 100 y 150 °C. Finalmente, los microencapsulados se almacenarán en bolsas herméticas a temperatura ambiente (**González & Martínez, 2015**).

2.3.1.7 Análisis por espectrofotometría infrarroja (FTIR)

En esta sección se realizará el análisis del microencapsulado obtenido y del extracto vegetal líquido, así como de la matriz de polímero utilizada mediante un espectrómetro infrarrojo FTIR para la obtención de los espectros y su posterior evaluación de la eficiencia de la microencapsulación de forma cualitativa (**Popa et al., 2021**). En esta sección se realizará el análisis del microencapsulado obtenido y del extracto vegetal líquido, así como de la matriz de polímero utilizada mediante un espectrómetro infrarrojo FTIR para la obtención de los espectros y su posterior evaluación de la eficiencia de la microencapsulación de forma cualitativa (**Meenakshi et al., 2011**).

La espectroscopía FTIR se utilizará para caracterizar los microencapsulados e identificar las interacciones moleculares entre el material encapsulante y el extracto vegetal (Córdova-Ramos et al., 2020)**.** Las muestras serán analizadas en un rango de 4000-400 cm^{-1} con una resolución de 4 cm^{-1} y 32 barridos, empleando el método de pastillas de KBr (**Saravanan & Parimelazhagan, 2019**). El análisis se centrará en identificar bandas características tanto del material encapsulante como del extracto vegetal.

2.3.1.8 Eficiencia de microencapsulación

Para la determinación de la eficiencia de la microencapsulación se tendrán en cuenta los compuestos fenólicos totales y los compuestos fenólicos superficiales. En el caso de los fenoles totales se realizará una mezcla con una solución de agua y se añadirán 200 mg del microencapsulado, luego se llevará a centrifugación por 10 min a 9500 rpm y se filtrará. Mientras que, para los compuestos fenólicos superficiales se preparará una solución con 2 mL de etanol en proporción 1:1 con 200 mg del microencapsulado y se agitará durante 60 segundos. Posteriormente, la cuantificación de los fenoles será a través de la técnica de Folin Ciocalteu utilizando el sobrenadante (**Gharsallaoui et al., 2007**)**.** La eficiencia del microencapsulado (EM) se determinará aplicando la siguiente ecuación.

$$\%\boldsymbol{EM} = \frac{\boldsymbol{CFtotales} - \boldsymbol{CFsuperficiales}}{\boldsymbol{CFtotales}} \times \mathbf{100}$$

(Ecuación 3)

Donde:

$\boldsymbol{CFtotales}$: *concentración de fenoles totales*

$\boldsymbol{CFsuperficiales}$: *concentración de fenoles superficiales*

2.3.1.9 Análisis estadístico

En esta fase, se llevará a cabo un diseño experimental 3^2 para evaluar los efectos de dos variables independientes: la concentración del disolvente (30 %, 50 % y 70%) y el tiempo (20, 50, 80 minutos), cada una con tres niveles diferentes, lo que implicará la realización de tres réplicas. Esto permitirá determinar el impacto de estos factores sobre

la variable dependiente, que es la concentración de compuestos fenólicos presentes en el extracto del ataco. Además, se realizará un análisis ANOVA de los datos obtenidos para establecer cómo influyen las variables independientes y si existen diferencias significativas entre los tratamientos, con el fin de identificar cuál de ellos es más efectivo.

2.3.2 Examinación de la actividad antioxidante *in vitro* de los compuestos polifenólicos microencapsulados.

2.3.2.1 Método DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazil).

Para evaluar la capacidad antioxidante, se empleará el método de DPPH (2,2 difenil-1-picrihidracilo). Se preparará una solución stock de DPPH a una concentración de 150 µmol/L en 100 mL de etanol al 80 %. La curva de calibración estándar se generará utilizando una solución de Trolox en concentraciones que van de 50 a 500 µmol/L. Luego, el procedimiento se llevará a cabo en una placa de 96 pocillos, en la cual se colocarán 180 µL de la solución de DPPH y 20 µL de extracto en concentraciones de 1:10, 1:20 y 1:25, con el fin de determinar cuál concentración coincide con la curva de concentración de Trolox. Para el blanco, se añadirán 180 µL de metanol-agua y 20 µL de agua destilada, mientras que para el control se usarán 180 µL de DPPH y 20 µL de agua destilada. La placa se agitará durante 60 segundos y luego se incubará a temperatura ambiente durante 40 minutos. Finalmente, la placa se colocará en el espectrofotómetro para medir la absorbancia a 515 nm **(Baliyan et al., 2022).**

El porcentaje de inhibición se determinará por medio de la siguiente fórmula:

$$\%Inhibición\ DPPH = [1 - (\frac{A_{muestra} - A_{blanco}}{A_{control} - A_{blanco}}) \times 100]$$

(Ecuación 4)

Donde:

$A_{muestra}$ = $absorbancia\ de\ la\ muestra$

A_{blanco} = $absorbancia\ del\ blanco$

$A_{control}$ = $absorbancia\ de\ la\ control$

2.3.3. Valoración del potencial antiinflamatorio *in vitro* de los compuestos polifenólicos microencapsulados.

2.3.3.1 Desnaturalización de albúmina de huevo

Se llevará a cabo la desnaturalización *in vitro* de las proteínas de la albúmina de huevo utilizando el extracto con la mayor concentración de polifenoles. Primero, para obtener la ovoalbúmina, se extraerá la clara de un huevo y se combinará con 100 mL de agua destilada en un vaso de precipitación. Luego, la mezcla se someterá a centrifugación a 4000 rpm durante 10 minutos, y se conservará el sobrenadante **(Saravanan & Parimelazhagan, 2019**) . **Se** utilizará como control una solución de diclofenaco sódico, que corresponde a un fármaco antiinflamatorio. Así, se prepararán diluciones del extracto y del fármaco en concentraciones de 100, 200, 500, 1000 y µg/mL. En tubos de ensayo, se mezclarán 2 mL de la muestra (extracto o diclofenaco sódico), 2.8 mL de tampón fosfato PBS (pH 6.4) previamente preparado y 0.2 mL de albúmina de huevo. El agua destilada servirá como control. La mezcla se incubará durante 15 minutos a 37 °C. Después, se inducirá la desnaturalización de las muestras al someterlas a un baño térmico a 70 °C durante 10 minutos y luego se dejarán enfriar durante 15 minutos. Finalmente, se medirá la absorbancia a 660 nm (**Adekola et al., 2022**)

Para calcular el porcentaje de la inhibición de la desnaturalización de la albúmina se utilizará la siguiente ecuación descrita por Adekola et al.,(2022)

$$\%\ Inhibición = \left(\frac{A_{control} - A_{muestra}}{A_{control}}\right) \times 100\%$$

(Ecuación 5)

Donde:

Ac= absorbancia del control

Am= absorbancia de la muestra

2.3.3.2 Desnaturalización de albúmina sérica bovina (BSA)

Se realizarán diluciones del extracto y del fármaco en concentraciones de 100, 200, 500, 1000 y µg/mL. En tubos de ensayo, se combinarán 2 mL de la muestra (extracto o diclofenaco sódico), 2.8 mL de tampón fosfato PBS (pH 6.4) previamente preparado y 0.2 mL de albúmina de huevo. El agua destilada se utilizará como control. La mezcla se incubará durante 15 minutos a 37 °C. Luego, se inducirá la desnaturalización de las muestras al someterlas a un baño térmico a 70 °C durante 10 minutos, dejándolas enfriar durante 15 minutos. Finalmente, se medirá la absorbancia a 660 nm **(Madhuranga, 2023).**

El efecto protector de las muestras frente a la desnaturalización de BSA se expresará como porcentajes de inhibición, calculados utilizando la siguiente fórmula:

$$\%Inhibición = (\frac{A_c - A_m}{A_c}) \times 100\%$$

(Ecuación 6)

Donde:

Ac= absorbancia del control

Am= absorbancia de la muestra de prueba.

CAPÍTULO III. RESULTADOS Y DISCUSÍON

3.1. Determinación cuantitativa del extracto de Polifenoles

En esta investigación experimental, se expone y se analiza los resultados obtenidos de extracción de compuestos bioactivos, enfocándose en los polifenoles totales contenidos en las hojas y flores de *A. Quintesis* (**Quelal et al., 2023**) .Para ello, se aplicó la técnica de extracción solido-líquido, variando tanto la concentración de etanol (30%,50 y 70% v/v) como el tiempo de extracción (20,50 y 80 min). En todos los ensayos, se estableció una proporción constante de masa volumen (1:20), es decir, 2 gr de material vegetal seco por cada 40 ml de disolvente.

Tabla 7.

Concentración de polifenoles en los tratamientos de extracción.

Tratamiento	Tiempo (min)	Nivel de etanol (% v/v)	TPC (Mg GAE/g material vegetal)
T_1A_1	20	30	18,15 ± 1,79
T_1A_2	50	30	60,29±3,71
T_1A_3	80	30	25,06± 3,59
T_2A_1	20	50	43,15±5,42
T_2A_2	50	50	185,65±7,23
T_2A_3	80	50	47,56±2,68
T_3A_1	20	70	99,89±7,37
T_3A_2	50	70	129,23±8,02
T_3A_3	80	70	89,82±7,43

Nota: Se expone los promedios ± desviación estándar de la cuantificación de compuestos polifenólicos totales (TPC) que se efectuaron mediante el método de Folin-Ciocalteu.

Los datos obtenidos, se revelan en términos de contenido total de polifenoles (TPC), utilizando como unidad de medida los miligramos de equivalentes ácido gálico por gramo de muestra seca (mg GAE/g), permitiendo evaluar el rendimiento de cada tratamiento. Tal como se muestra en la Tabla 7, los valores de TPC de *A. Quintesis* varió entre 18,15

± 1,79 y 185,65 ± 7,23 mg GAE/g de material vegetal seco, en función de las diferentes condiciones de extracción evaluadas **(Bang et al., 2021; Dinu et al., 2016).**

El dato más sobresaliente tiene un valor 185,65 ± 7,23 mg GAE/g, lo que evidencia una notable eficiencia de extracción bajo este protocolo, estos valores se sitúan dentro de investigaciones previas con un rango de 122,16 mg GAE/g hasta 742,91 ± 50,36 mg GAE/g **(House et al., 2020).** .Estas variaciones se atribuyen a múltiples factores que inciden tanto en la extracción como en la cuantificación de compuestos bioactivos en matrices vegetales (**Dinu et al., 2016).**

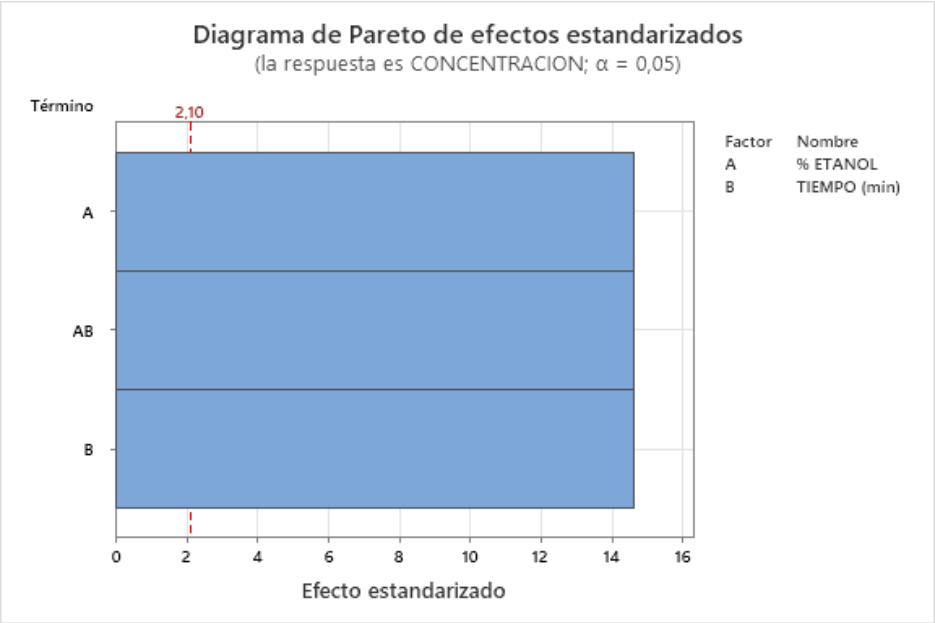
En el caso de *A. Quintesis* el contenido polifenólico puede variar ampliamente según la parte de la planta y por condiciones del ambiente. Las hojas suelen por lo general presentan más concentración de polifenoles totales (TPC) en comparación con las flores, debido a que las hojas tienen sitios de fotosíntesis y metabolismo secundario (**López, 2018).**

Además, las condiciones metodológicas utilizadas en la extracción también afectan los resultados, tales como el tipo de solvente, concentración, tiempo, radiación UV y temperatura aplicada son variables clave, ya que afectan la estabilidad y solubilidad de los compuestos naturales fenólicos (**Zagoskina et al., 2023)**. Por ejemplo, se ha comprobado que al emplear temperaturas que van alrededor de 50 a 80 °C mejoran significativamente la eficiencia de extracción de polifenoles. Sin embargo, temperaturas superiores pueden generar degradación térmica de dichos compuestos, debido a la sensibilidad con el calor **(Dai & Mumper, 2010).**

Los resultados fueron analizados utilizando un software estadístico. En la Figura 3, se ilustra el diagrama de Pareto, que muestra los efectos estandarizados según los valores obtenidos de la Tabla ANOVA (ver anexo 4).

Figura 3.

Diagrama de Pareto estandarizado de las variables de análisis



Nota: En la figura se muestra el efecto de los factores estandarizados que influyen significativamente en el proceso de extracción de compuestos polifenólicos totales en *A. Quintesis*, la concentración del disolvente y el tiempo. específicamente el porcentaje de etanol (A), el tiempo de extracción (B), y la interacción entre ambos (AB).

A través de este análisis, se visualiza la línea roja de referencia interrumpida, que indica que en este caso los efectos presentados son significativos estadísticamente. Todos los factores analizados superaron el umbral de (valor crítico = 2,10), lo que confirma que tanto la concentración del disolvente como el tiempo de extracción, así como su interacción, tienen un efecto estadísticamente significativo sobre la cantidad de polifenoles extraídos. Esta conclusión se corroboró mediante análisis ANOVA, en el cual los valores de *P-value* tienen valores menores a 0,05 que indica el nivel de confianza del 95 %.

Es relevante destacar que, con el fin de validar los datos obtenidos por el software estadístico aplicado a la optimización del proceso, se ejecutó la medición de la cantidad total de polifenoles bajo condiciones específicas de concentración y tiempo determinado como se muestra en la Tabla 8.

Tabla 8.

Concentración de polifenoles totales (TPC) para el tratamiento óptimo.

Concentración de etanol (% v/v)	Tiempo de extracción (min)	TPC (mg GAE/g material vegetal)
50	*50*	185,65 ± 7,23

El hallazgo más significativo de este estudio se muestra en la Tabla 8, lo cual representa la condición más eficiente para obtener el mayor rendimiento de compuestos fenólicos totales (TPC) en *A. Quintesis*, alcanzando un valor máximo de 185,65 ± 7,23 mg GAE/g de matriz vegetal. Este resultado se alinea con estudios recientes que han señalado que concentraciones intermedias de etanol resultan óptimas para la extracción de polifenoles (**Bang et al., 2021).**

Sridhar et al., (2021) también observaron que una combinación 50:50 de agua y etanol, con una proporción solido-liquido de 14 mL/g, proporcionó resultados óptimos, aumentando la eficiencia de extracción entre dos y cinco veces de referencia con otras concentraciones de etanol. Igualmente, el trabajo de **Procopet y Oroian (2022),** basado en un diseño experimental Box–Behnkenx, evidenció que la concentración de metanol y el tiempo de extracción inciden significativamente en el contenido total de polifenoles y flavonoides adquiridos de la semilla de amaranto.

Estos hallazgos respaldan la observación de que concentraciones intermedias de etanol al 50% poseen una polaridad ideal que facilita la extracción de una amplia gama de compuestos fenólicos, incluyendo aquellos de naturaleza polar y ligeramente apolar **(Aktaş & Kurek, 2024).** En cuanto al tiempo de extracción, se ha demostrado que tiempos moderados, como 50 minutos son suficientes para lograr una eficiencia alta sin comprometer la estabilidad de los compuestos sensibles al calor. Según el estudio realizado por **Szopa et al., (2024)** observaron que extender excesivamente el tiempo de extracción no necesariamente mejora el rendimiento y, de hecho, puede inducir la degradación de los polifenoles debido al calor y al contacto prolongado con el oxígeno **Alara et al.,(2021)**.

3.1.2 Microencapsulación de polifenoles

La microencapsulación representa una técnica común en sectores como el farmacéutico, cosmético y alimentario, debido a su capacidad para proteger, estabilizar y posibilitar la liberación controlada de compuestos bioactivos **(Hernández et al., 2022).** Esta estrategia

implica la incorporación de sustancias activas, entre ellos, polifenoles, vitaminas o aceites esenciales dentro de una matriz polimérica o sistema de recubrimiento, lo cual evita su degradación frente a condiciones ambientales como la exposición a la luz, oxígeno, variaciones de temperatura o cambios en el pH (**Domínguez et al., 2021**).

La metodología aplicada en este estudio fue el secado por aspersión, el cual esta técnica convierte en mezclas liquidas en polvos fino a través de la atomización, donde el líquido se dispersa en pequeñas gotas que se secan rápidamente al entrar en contacto con aire caliente (**Gharsallaoui et al., 20017).** Esta opción es valorada por su rapidez, bajo costo, y por su capacidad para conservar las propiedades bioactivas durante el proceso (**Tangarife et al., 2021).** No obstante, su eficiencia depende de diversos factores clave, como la temperatura de entrada y salida, formulación del producto y las características fisicoquímicas de los polímeros encapsulantes (**Rajabi et al., 2015).**

Se efectivizó la microencapsulación de secado por aspersión de en esta investigación con una relación de 20:40:40 entre extracto fenólico concentrado de *A.Quintesis*, goma arábiga y maltodextrina, respectivamente, y en cuanto a las temperaturas de entrada y de salida fueron de 150 °C y 80 °C. Estos parámetros fueron establecidos con base a estudios previos de la revisión de **Mohammed et al., (2020),** ya que, mencionan que la temperatura del aire de entrada en este proceso, generalmente se encuentra en un rango de 150 a 200 °C produciendo una evaporación instantánea. El extracto base utilizado en la microencapsulación se obtuvo a partir de 10 mL de solución, con un contenido de sólidos del 32,7 %, lo que equivale a 3,27 g de compuestos fenólicos solubles. Estos valores permitieron calcular con precisión la proporción de materiales encapsulantes necesarios, incorporando 6,54 g de goma arábiga y 6,54 g de maltodextrina, los cuales actuaron como agentes formadores de la matriz. La mezcla total fue diluida en 38.15 mL de agua destilada, generando una solución homogénea con una concentración de sólidos del 30 % p/v, que resulta óptimo para garantizar una atomización eficiente en el proceso de microencapsulación (**González & Martínez, 2015**).

Las razones que se tuvieron para emplear goma arábica y maltodextrina como polímeros encapsulantes se basan en sus características funcionales. La maltodextrina es polisacárido de bajo peso molecular que se disuelve fácilmente en agua destilada, no altera el sabor del producto, mantiene una viscosidad baja incluso en altas concentraciones y de un costo accesible. Estas condiciones la hacen ideal para proteger

compuestos sensibles frente a la oxidación (**Rajabi et al., 2015)**. Por otro lado, la goma arábica, es una resina natural altamente soluble y estable, aporta con características que facilitan la formación de microcápsulas estables, contribuye con su capacidad emulsionante, adhesiva y formadora de película protectora que ayuda eficazmente a encapsular los compuestos en el proceso de secado (**Mohammed et al., 2020)**

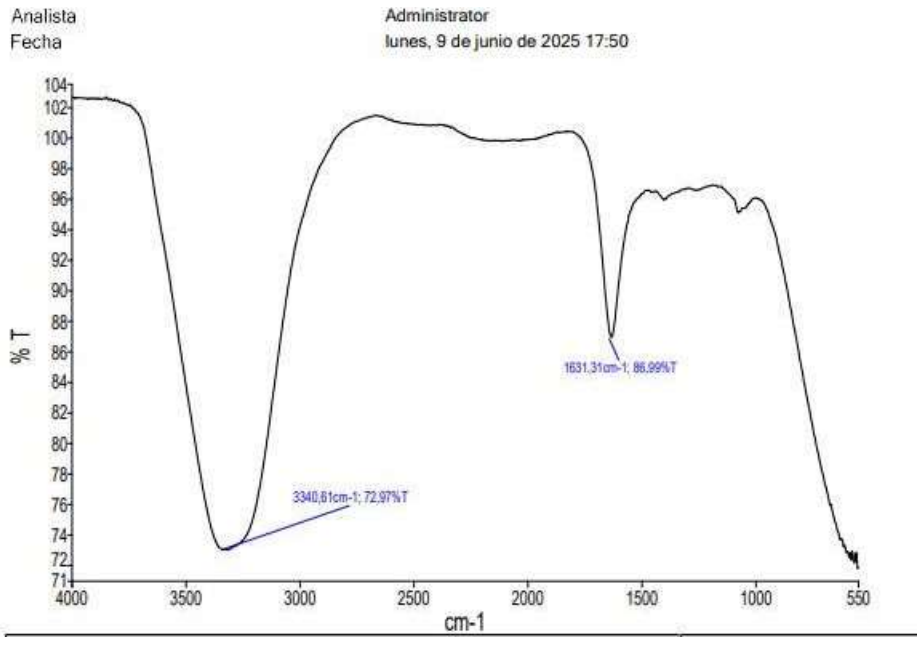
3.1.2.1 Espectroscopía Infrarroja por la Transformada de Fourier (FT-IR)

Una vez obtenido el material microencapsulado, es importante evaluar la eficiencia del proceso, no solo de manera cuantitativa, sino también estructural. En este sentido, una de las técnicas más empleadas es la espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FT-IR), debido a su capacidad para identificar y caracterizar compuestos a nivel molecular. La FT-IR ha permitido evidenciar como una muestra absorbe la radiación infrarroja a través de un amplio rango de frecuencias (**Ahmed et al., 2022).**

A través del análisis por espectroscopía FTIR se ha podido identificar los principales grupos funcionales presentes en el microencapsulado de *A. Quintesis*, así como evidenciar la interacción entre el extracto fenólico y los agentes encapsulantes utilizados.

Figura 4.

Espectroscopía infrarroja del extracto concentrado con polifenoles de A. Quintesis



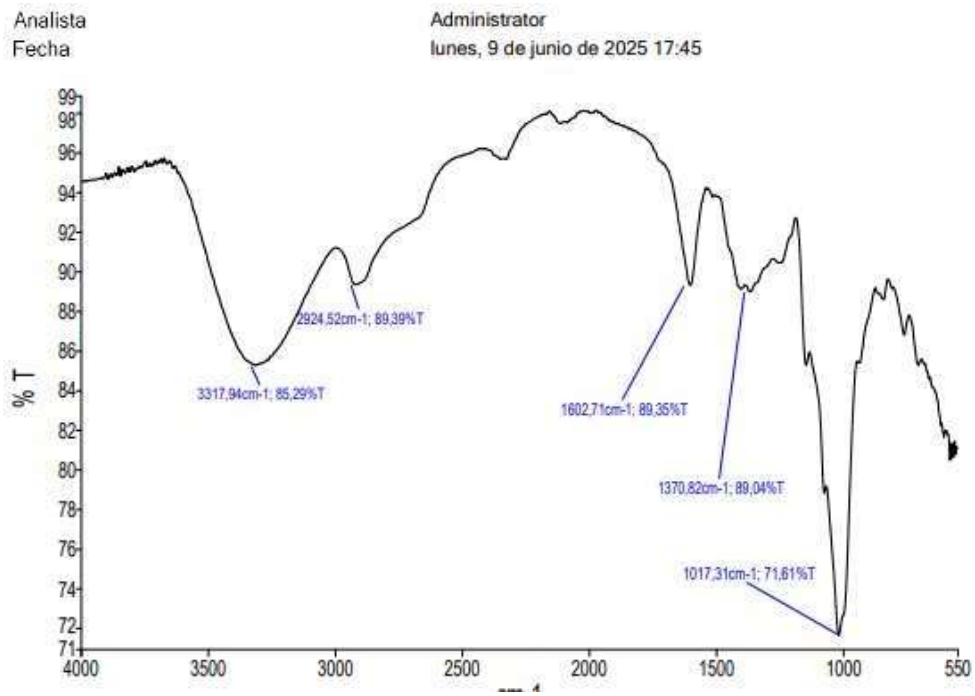
En la **Figura 4**, se presentan las bandas más representativas del espectro, destacándose dos señales clave que respaldan la formación de las microesferas. Se observó una banda ancha centrada en los 3340.61 cm^{-1}**,** con una transmitancia del 72.97 %**,** este suele estar relacionado con el estiramiento de los enlaces O–H. Esta señal es característica de los grupos hidroxilo, presentes en los polifenoles del extracto y en los polisacáridos de los polímeros encapsulantes, como la maltodextrina y la goma arábiga (**López et al., 2019)**. Como menciona, **Popa et al., (2021)** han asociado esta banda con posibles interacciones mediante puentes de hidrogeno, entre los grupos funcionales del extracto y de la matriz encapsulante, lo que influye a una alta estabilidad estructural **(Tonon et al., 2018).**

Por otro lado, se identificó otra señal relevante en 1631.31 cm^{-1}, con una transmitancia del 86.99 %, conjugada al estiramiento de enlaces C=O (carbonilo), típicos de compuestos fenólicos, y enlaces dobles C=C de tipo aromático (Lu & Rasco, 2018) .Según la investigación de este tipo de señales es característico de los grupos hidroxilo presentes en flavonoides y ácidos fenólicos de extractos vegetales como el de *A. Quintesis*, como el ácido gálico, catequinas y quercetina, todos ellos ampliamente reconocidos por su elevada actividad antioxidante **(Keziban et al., 2022).**

De la misma manera, se obtuvo el espectro del FT-IR correspondiente al microencapsulado con polifenoles de A, *Quintesis.*

Figura 5.

Espectroscopía infrarroja del microencapsulado polifenólico de A. Quintesis

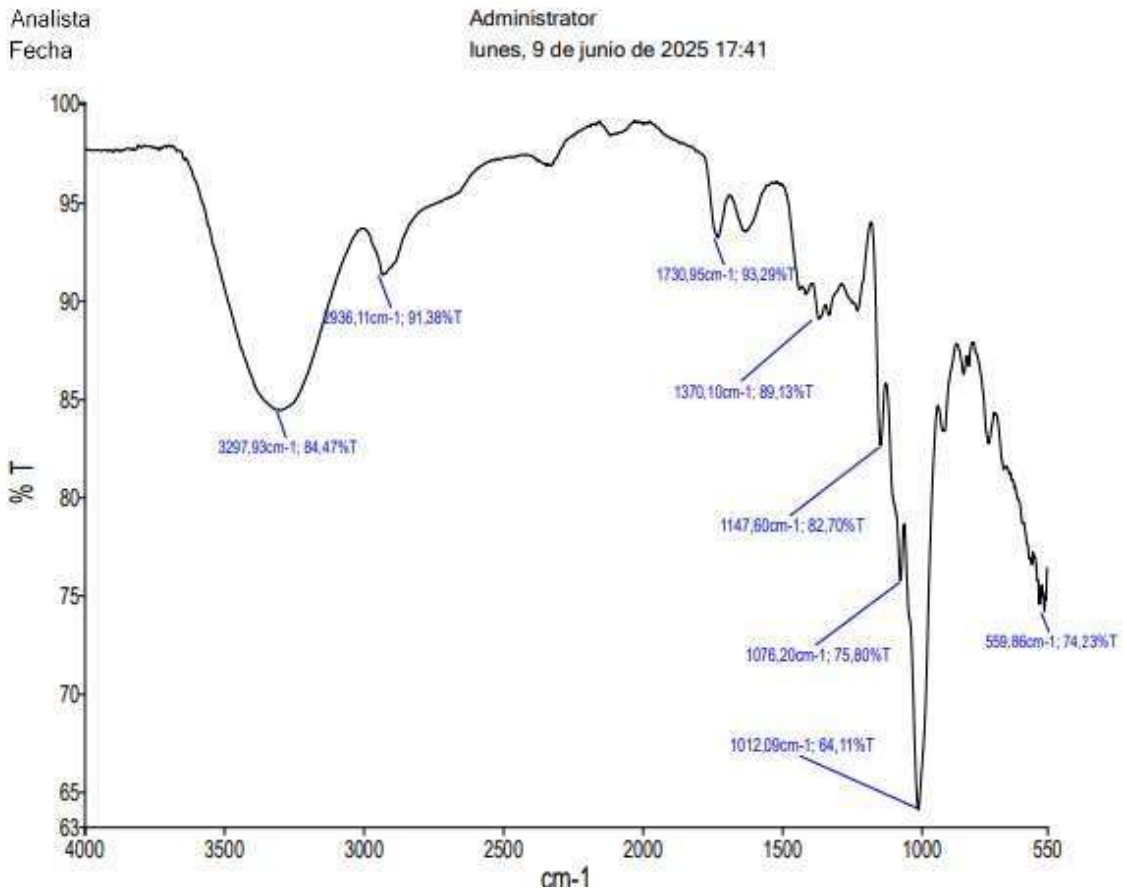


En la figura 5, se identificó una banda ancha clave en 1602,7 cm^{-1}, presente tanto en el extracto como en el microencapsulado, donde se evidenció la conservación del grupo funcional C=C, típico de flavonoides y compuestos fenólicos, indicando que la estructura antioxidante no es alterada (**Escobar et al., 2021).**

Otras bandas características en el microencapsulado como las de (3317,94 ; 2924,52; 1370,82 y 1017.31 cm^{-1}) demostraron interacciones entre los polifenoles y los agentes encapsulantes, mediante enlaces como O–H, C–H y C–O–C, confirmando su integración en la matriz protectora (**Escobar et al., 2021).**

Figura 6.

Espectro de longitud onda correspondiente a la matriz polimérica empleada.

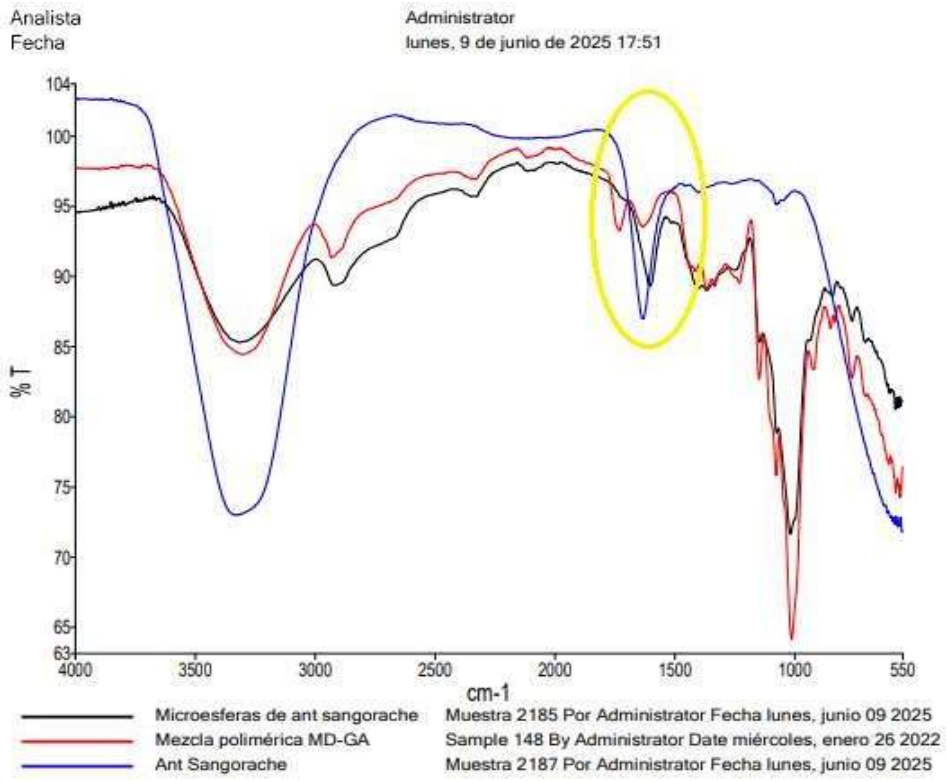


En la Figura 6, que corresponda a la matriz polimérica empleada en el proceso de microencapsulación, que está compuesta por la combinación de maltodextrina y goma arábica. Se obtuvieron valores de longitud de onda de 3297,93 cm^{-1} atribuida al estiramiento del grupo hidroxilo (O=H), 2936.11 cm^{-1}, asociado al estiramiento C–H de los grupos carboxílicos, señal típica en estructuras carbonadas presentes en ambos encapsulantes (**Meenakshi et al., 2011).** En 1730,95 cm^{-1} sugiere la presencia de grupos carbonilo (C=O)**.**

Dichos datos han sido confirmados por **Guo et al., (2018)**, como una región común en matrices a base de maltodextrina. Además, bandas registradas en 1370,10; 1147,60; 1076.20 y 1012.09 cm^{-1} corresponden a estiramientos y deformaciones C–H y C–O–C, característicos de las uniones glicosídicas y las cadenas laterales de los polisacáridos, indicando la estructura interna de la matriz de encapsulación **(Martínez, 2015; Popa et al., 2021).**

Figura 7.

Espectroscopía infrarroja de la comparación del extracto concentrado con polifenoles de los A. Quintesis (azul), el microencapsulado (negro) y la matriz polimérica (rojo)



El hallazgo más destacado se observa en la región cercana de los 1600 cm^{-1} (resaltada en amarillo), donde se presentan vibraciones del grupo C=C/C=O, característico de compuestos fenólicos como flavonoides(**Alpizar-Reyes et al., 2022).** Esta banda, presente en el extracto puro, también aparece con intensidad moderada en las microesferas, lo que confirma que los compuestos fenólicos fueron efectivamente incorporados en la matriz sin alteraciones significativas en su estructura química.

Asimismo, la superposición parcial del espectro negro (microesferas) con el rojo (mezcla polimérica) sugiere una integración exitosa entre los bioactivos y los polímeros encapsulantes, mediante interacciones como puentes de hidrógeno (banda 3300 cm^{-1}) y enlaces C–O–C (región 1000–1150 cm^{-1}), tal como se evidenció en las figuras anteriores.

Los resultados de este espectro son comparables con lo reportado por Shaikh & Barik, (2023) quienes analizaron microencapsulados de contenido polifenólico de cúrcuma empleando maltodextrina y observaron bandas similares en las regiones de 3300–3400 cm^{-1} (O–H), 1600–1650 cm^{-1} (C=O/C=C), y 1000–1200 cm^{-1} (C–O–C), identificando tanto la presencia del compuesto activo como la matriz protectora. De igual manera, Berraaouan et al., (2023) observaron estos picos en microencapsulados de antioxidantes

de romero, concluyendo que su presencia respalda la integridad estructural del sistema de encapsulación (**Meenakshi et al., 2011).**

3.1.2.2 Eficiencia del microencapsulado

Para analizar la eficacia de la microencapsulación, se llevó a cabo la medición tanto de la cantidad total de polifenoles (fenoles totales) como la concentración de compuestos fenólicos presentes en la superficie de las partículas. En ambos casos, se empleó el método de Folin-Ciocalteu, y se aplicaron curvas de calibración especificas elaboradas con ácido gálico en soluciones acuosas (Anexo 5) y etanólicas (Anexo 6), respectivamente. Lo cual ha permitido la cuantificación precisa y diferenciada.

Tabla 9.

Eficiencia del microencapsulado

Muestra	Concentraciones (mg GAE/ ml)	Eficiencia (%)
Microencapsulado + agua	108.89 ± 1.05	
Microencapsulado + etanol	19.75±0.57	81.94

Según los resultados obtenidos de la Tabla 9, la muestra del microencapsulado en agua, mostró una concentración media de polifenoles totales de 110.37 ±1.05 mg GAE/L. Esta cuantificación se realizó mediante la curva de calibración elaborado con ácido gálico cuya representación gráfica se halla en el Anexo 5. Mientras que para la de etanol, correspondiente a los polifenoles presentes en la superficie de las partículas, registró un valor de 19.75 ± 0..57 mg GAE/L como se evidencia en el Anexo 4. Con base a estas concentraciones, se calculó la eficiencia de microencapsulación (EM) del 81.94 %**.** Lo que evidencia un valor alto y adecuado para procesos de protección de compuestos bioactivos.

Dicho porcentaje se encuentra dentro del intervalo óptimo propuesto por **Alpízar-Reyes et al., (2022)**, quienes definieron que una eficiencia entre el 70% y 90% reflejan un sistema de encapsulación eficaz. Este resultado también es consistente con hallazgos de investigaciones previas. Por ejemplo, **Mohammed et al., (2020**) alcanzaron una eficacia del 81.22% al encapsular polifenoles de Tamarindo, usando maltodextrina como agente de pared. Igualmente**, Rezende et al., (2018),** informaron eficiencias de entre 68.08 % y

79.63 % al utilizar mezclas de maltodextrina, goma arábiga y concentrado proteico de pulpa Tamarindo. Asimismo, **Ștefănescu et al., (2022),** reportaron eficiencias entre el 79 % y el 81 % al microencapsular compuestos fenólicos de *Vaccinium* usando maltodextrina.

En este contexto, los resultados obtenidos para *A.Quintesi,* especie subutilizada con alto potencial antioxidante demuestran que la estrategia de formulación aplicada es efectiva. El secado por aspersión, junto con el uso de agentes encapsulantes adecuados, permitió una retención significativa de los compuestos bioactivos (**Dincer & Temiz, 2023)**. Esta alta eficiencia indica que la mayor parte de polifenoles quedó resguardada dentro de la matriz microencapsulante, lo que sugiere su potencial aplicación en el desarrollo de alimentos funcionales, suplementos nutracéuticos o sistemas farmacéuticos de liberación controlada **(Martínez, 2015).**

3.1.3 Evaluación de la capacidad antioxidante

Evaluar la capacidad antioxidante de productos naturales es importante, ya que, permite estimar el potencial al neutralizar radicales libres y especies reactivas de oxígeno, y de múltiples procesos de estrés oxidativo en sistemas biológicos. En este estudio experimental, se aplicó el método del radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo), técnica utilizada por su sensibilidad, simplicidad y reproducibilidad, para analizar la capacidad de los extractos polifenólicos de *A. Quintesis* y sus microencapsulados de reducir dicho radical. Cade destacar que el principio de este método se basa en la decoloración del radical DPPH en presencia de un antioxidante, esto ocurre con la transferencia de electrones o átomos de hidrógeno, disminuyendo la absorbancia en el espectrofotómetro. Así, una mayor reducción del DPPH se interpreta como mayor capacidad antioxidante (**Baliyan et al., 2022).**

En este contexto, se presenta a continuación el análisis de los resultados obtenidos para el extracto libre y microencapsulado de *A. Quintesis in vitro* expresados como porcentaje de inhibición del radical DPPH.

Tabla 10.

Datos obtenidos en la evaluación de la capacidad antioxidante in vitro

Muestra	Inhibición (%)	Concentración (µmol Eq. Trolox/L)
Microencapsulado	62,60 ± 0,03 %	358,69
Extracto	76,00 ± 0,02 %	446,04

Nota: Se muestran los porcentajes de inhibición utilizando el método de DPPH, para el extracto y el microencapsulado de sangorache.

En la tabla 10, se aprecia que el microencapsulado de *A. Quintesis* logró inhibir el radical DPPH en un 62,60 ± 0,03 %, lo que equivale a una capacidad antioxidante de 358,69 ± µmol Eq. Trolox/L. Si bien este valor es inferior al obtenido por el extracto concentrado, debe considerarse que para la microencapsulación la carga polifenólica solo fue del 20 %. Esto establece que, si la actividad dependiera únicamente de la cantidad de compuestos encapsulados, se esperaría una inhibición cercana al 15,2 %. No obstante, el resultado real proporcionado de 62,60 ± 0,03 %, indica principalmente que el proceso de encapsulación no solo conservó la actividad funcional de los compuestos fenólicos sino también favoreció la estabilidad y disponibilidad frente a condiciones de estrés oxidativo inducido por el radical DPPH (**Baliyan et al., 2022**).

La microencapsulación de compuestos bioactivos, específicamente de polifenoles, se han reconocido como una estrategia eficiente para proteger ingredientes sensibles frente a la degradación ambiental. Como mencionan, (**Bellucci et al., 2022**) este proceso permite conservar los compuestos bioactivos, facilitándoles mayor estabilidad estructural y manteniendo sus propiedades funcionales durante el almacenamiento y la formulación de productos. En este tipo de protección se prolonga significativamente la vida útil de los ingredientes funcionales en condiciones controladas, lo que particularmente es una ventaja en el desarrollo de alimentos con valor nutracéutico (**Oliveira & Rudrapal, 2024**)

Con relación al extracto concentrado de *A. Quintesis*, alcanzó un porcentaje de inhibición del 76,00 ± 0,02 %, correspondiente a 446,04 ± µmol Eq. Trolox/L, lo cual supera a los valores reportados en otras especies vegetales. Por ejemplo, **(Bayoï et al., 2021**), analizaron extractos de hojas de tamarindo (*Tamarindus indica*) obteniendo una inhibición del 41,4 ± 0,01 %. Esta diferencia puede explicarse por las condiciones empleadas en el método de extracción, y a la riqueza natural en compuestos fenólicos de *A. Quitensis*, generalmente por el contenido de flavonoides, por ejemplo, la presencia de

quercetina y catequinas, conocidos por su capacidad para donar electrones y neutralizar especies reactivas de oxígeno (Munteanu & Apetrei, 2021).

Los polímeros encapsulantes que se emplearon en el proceso fueron claves en la actividad antioxidante observada. En este estudio, se utilizó una mezcla de maltodextrina y goma arábica como material de pared, la cual han demostrado ser eficientes para proteger compuestos fenólicos de procesos oxidativos. Según **Laureanti et al., (2023**) esta combinación reduce la susceptibilidad de los compuestos bioactivos a reacciones de oxidación, favoreciendo su estabilidad funcional. Un estudio desarrollado por Riera, (2020) , también respalda esta afirmación, la cual evaluó la microencapsulación de antocianinas extraídas de sangorache mediante secando por aspersión. Empleó maltodextrina como agente encapsulante principal, y se consideró además el uso combinado con goma arábiga. Los resultados indicaron una eficiencia de encapsulación del 92,3 % y una capacidad antioxidante de 306,56 µmol Eq. Trolox/g de extracto seco, medida por el método DPPH.

Comparando ambos estudios, se aprecia la eficiencia de encapsulación de esta investigación fue inferior al 81,94 %, y la capacidad antioxidante 358,69 µmol Eq. Trolox/L (**Riera, 2020**). Estas diferencias generalmente se deben a factores como la concentración inicial del extracto, el tipo de solvente, la matriz evaluada y la unidad de referencia empleada por ejemplo litro en lugar de gramo, lo que dificulta una comparación cuantitativa exacta. Sin embargo, cualitativamente ambos estudios coinciden en que la combinación de maltodextrina y goma arábiga representan una herramienta tecnológica exitosa para proteger y mantener la actividad funcional de los compuestos fenólicos y, por tanto, para su incorporación en alimentos funcionales o formulaciones nutracéuticas (**House et al., 2020**).

3.1.4 Evaluación de la capacidad antiinflamatoria

La actividad antiinflamatoria *in vitro* de este estudio se llevó a cabo con el ensayo de inhibición de la desnaturalización de proteínas, que se hallan presentes en el microenpcasulado y extracto concentrado de *A. Quintesis*. Para lo cual, se estableció el control utilizando un fármaco antiinflamatorio como es el Diclofenaco sódico, aplicado tanto para la albúmina de huevo como para la albúmina de suero bovino (BSA) nativa

cuando se expone a temperaturas cercanas a 70 °C, lo que desencadena fenómenos similares a los procesos inflamatorios, como ruptura de puentes de hidrógeno e interacciones hidrofóbicas (**Nirmala et al., 2023)**. Este método se considera eficiente y confiable para valorar la capacidad de sustancias bioactivas frente a procesos inflamatorios, además de presentar ventajas prácticas como su bajo costo y alta reproducibilidad (**Madhuranga, 2023).**

Tabla 11.

Inhibición Antiinflamatorio de la Albumina de huevo.

Concentración (µg/mL)	**% de Inhibición**		
	Extracto	**Microencapsulado**	**Diclofenaco sódico**
1000	16.25 ± 3.25	13.68 ± 4.09	31.19 ± 3.22
500	28.74 ± 4.30	18.92 ± 2.10	53.94 ± 1.18
200	43.47 ± 2.05	28.45 ± 0.77	72.78 ± 1.91
100	71.83 ± 1.63	57.76 ± 0.38	97.35 ± 0.98

Nota: La siguiente tabla resume los porcentajes de inhibición promedio ± desviación estándar (SD) calculados a partir de tres repeticiones independientes para cada concentración, en los tratamientos con extracto, microencapsulado y diclofenaco sódico utilizando la albúmina de Huevo.

Tabla 12.

Inhibición Antiinflamatorio de la Albumina de Suero Bovino.

Concentración (µg/mL)	**% de Inhibición**		
	Extracto	**Microencapsulado**	**Diclofenaco sódico**
100	11.86 ± 1.08	6.88 ± 2.64	28.50 ± 2.68
200	25.01 ± 1.44	21.07 ± 2.95	51.90 ± 1.67
500	42.61 ± 3.70	31.15 ± 1.91	73.08 ± 1.52
1000	67.58 ± 1.12	53.46 ± 2.88	96.82 ± 2.55

Nota: La siguiente tabla muestra los porcentajes de inhibición promedio ± desviación estándar (SD), calculados a partir de tres repeticiones por concentración, en los tratamientos con extracto, microencapsulado y diclofenaco sódico utilizando albúmina de suero bovino (BSA).

Los resultados expuestos en la Tabla 11 y 12, respectivamente evidencian que, tanto para el extracto como para el microencapsulado de *A, Quintesis* mostraron actividad antiinflamatoria significativa, la cual se manifiesta de manera dependiente de la concentración. En otras palabras, a medida que se incrementa la concentración del tratamiento (100, 200, 500, hasta 1000 μg/mL), se observa un aumento gradual en el porcentaje de inhibición de la desnaturalización proteica. Esta tendencia refleja una relación dosis-dependiente, característica común en extractos vegetales con alto contenido de compuestos fenólicos, cuyo efecto terapéutico está vinculado tanto a la cantidad suministrada como a la disponibilidad de sus principios activos (**Leela & Adheeba, 2024); (Jalouli et al., 2025).**

Para ambos casos se empleó el diclofenaco de sodio como control positivo. Este es un fármaco no esteroideo (AINE) que tiene actividad analgésica, antiinflamatoria y antipirética, actuando mediante la inhibición directa de la enzima ciclooxigenasa (COX), reduciendo así la síntesis de prostaglandinas, que son compuestos clave en la cascada inflamatoria (**Alfaro & Davis, 2023).** En dicho estudio se logró porcentajes de inhibición superiores al 95% a 1000 μg/mL, lo cual respalda no solo la metodología aplicada, sino también proporciona una referencia farmacológica comparativa solida **(Lamichhane et al., 2023).**

Para el caso de albúmina de huevo, el extracto concentrado de *A. Quintesis* alcanzó una inhibición máxima de 71.8 ± 1.6 % a 1000 μg/mL, el microencapsulado logró 57.8 ± 0.4 % mientras que el diclofenaco sódico presentó un valor más elevado de 97.35 ± 0.98%. En el ensayo de suero bovino BSA, se evidencia la inhibición cercana al 68.1 ± 2.0 % para el extracto, y al 55.7 ± 0.7 % para el microencapsulado, mientras que el control farmacológico se elevó al 96.82 ± 2.55%.

Al examinar estos datos obtenidos, en los dos ensayos *in vitro*, se determinó una relación directamente proporcional entre la concentración empleada y el porcentaje de inhibición de la desnaturalización proteica, es decir, mientras se incrementa la concentración del extracto o del microencapsulado, también se incrementa el porcentaje de inhibición. Esta

relación dosis-respuesta ha sido ampliamente documentada en investigaciones con extractos vegetales ricos en polifenoles, en los cuales la eficacia antiinflamatoria depende no solo de la concentración absoluta, sino también de la biodisponibilidad de los compuestos activos (**Lamichhane et al., 2023; Yahfoufi et al., 2018).**

En primer lugar, la acción directa y específica del diclofenaco sobre la COX confiere una respuesta más inmediata y eficiente, mientras que, los extractos vegetales poseen mecanismos multifactoriales y menos directos que dependen de su composición química, la sinergia entre compuestos y su biodisponibilidad (**Alfaro & Davis, 2023**) .En segundo lugar, la menor inhibición observada en el tratamiento microencapsulado se asocia a la liberación controlada de polifenoles desde la matriz de maltodextrina y goma arábiga, lo que, aunque limita el efecto inmediato, protege a los compuestos y permite una acción sostenida, ideal para aplicaciones prolongadas (**Kandasamy & Naveen, 2022).**

La diferencia entre estos dos ensayos proteicos resulta significativa. La ovoalbúmina, por ejemplo, es más susceptible a la desnaturalización térmica, lo que provoca valores de inhibición ligeramente más altos 3 a 7 % en comparación con otros sistemas, Esta mayor sensibilidad ha sido documentada en estudios anteriores, como el de (**Heendeniya et al., 2018).** Por el contrario, la BSA, es una proteína más estable y con propiedades estandarizadas, lo que mejora la reproducibilidad de los ensayos, aunque puede requerir condiciones más severas para su desnaturalización **(Latore et al., 2019).**

La actividad antiinflamatoria de ataco se asocia a su riqueza en polifenoles, especialmente flavonoides como quercetina, catequinas. Estos compuestos son capaces de inhibir la enzima 5-lipoxigenasa, reduciendo la síntesis de leucotrienos, y de bloquear citocinas proinflamatorias como TNF-α y COX-2 a través de rutas como NF-κB (**Khan et al., 2015; Sharma et al., 2021).** Además, los taninos presentes contribuyen a estabilizar membranas y mitigar la respuesta inflamatoria, lo que respalda el efecto observado en los ensayos in vitro (**Madhuranga, 2023).**

Al contrastar los resultados obtenidos en este estudio con investigaciones previas, se observa que los porcentajes de inhibición alcanzados por *A. Quitensis* se hallan dentro del rango documentado para extractos vegetales conocidos por su acción antiinflamatoria(**Kumar et al., 2023)**. Por ejemplo, el extracto de *Curcuma longa* ha demostrado porcentajes de inhibición entre el 52 y 61 % en concentraciones similares (**Leela & Adheeba, 2024**). En cuanto al extracto de *Psidium guajava* ha llegado a valores

cercanos al 70 % en modelos basados en albúmina **(Kariawasam et al., 2017)**. Estos hallazgos permiten considerar al amaranto como una alternativa vegetal prometedora, con un perfil de actividad comparable al de especies ampliamente estudiadas en la literatura científica.

Por último, se puede destacar que la actividad antiinflamatoria observada está íntimamente ligada con el perfil antioxidante de los compuestos fenólicos presentes en el extracto. Los polifenoles no solo tienen la capacidad de modulares enzimas inflamatorias como la COX-2, sino que también neutralizan radicales libres, interfiriendo en rutas de señalización celular que promueven la inflamación, como las mediadas por NF-κB y TNF-α (**Sharma et al., 2021).** Por ello, los efectos observados en los ensayos de desnaturalización proteica son coherentes con el comportamiento antioxidante previamente descrito para *A. quitensis*.

CAPÍTULO IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4. 1 Conclusiones

- El extracto concentrado y el microencapsulado de compuestos polifenólicos procedentes de hojas y flores de *Amaranthus quitensis* (ataco) demostraron una destacada actividad antioxidante y antiinflamatoria, confirmando su alto potencial bioactivo. Los valores de inhibición registrados en los dos ensayos se consideran elevados en relación con lo reportado para otras especies vegetales. La microencapsulación ha resultado ser una técnica eficaz para conservar los compuestos bioactivos, garantizando su estabilidad estructural y funcional. Los resultados obtenidos jusitifican la aplicación potencial del microencapsulado en productos de interés para las industrias farmacéutica, nutracéutica y alimentaria.
- Se evaluó la influencia de las variables independientes del proceso de extracción (concentración del disolvente y tiempo) sobre el contenido total de polifenoles. Ambas variables mostraron una influencia significativa ($p < 0,05$) y fueron determinantes en la optimización del rendimiento. Se determinaron condiciones óptimas empleando una solución hidroalcohólica al 50 % y un tiempo de 50 minutos, lo que permitió alcanzar una concentración máxima de 185,65 ± 7,23 mg GAE/g de material vegetal seco. La eficiencia de la microencapsulación fue determinada espectroscopía FT-IR, que permitió identificar la presencia de bandas funcionales representativas en el extracto, el microencapsulado y la matriz polimérica, alcanzando el 81,94 %, lo que demuestra un sistema adecuado de protección y liberación controlada de los principios activos.
- Se examinó la capacidad antioxidante del extracto concentrado y el microencapsulado, evidenciándose un alto potencial antioxidante, el cual fue determinado mediante el método DPPH. El extracto presentó un porcentaje de inhibición del 76 % y el microencapsulado del 62,60 %, poniendo de manifiesto que la técnica de microencapsulación no solo conservó la bioactividad, sino que permitió una protección funcional frente al estrés oxidativo. El uso combinado de maltodextrina y goma arábiga como polímeros encapsulantes resultó adecuado para preservar la actividad antioxidante durante el proceso de secado por aspersión.

- Se valoró la actividad antiinflamatoria a través de la inhibición de la desnaturalización de proteínas. En el ensayo con albúmina de huevo, el extracto concentrado presentó un porcentaje de inhibición de 71,83 % y el microencapsulado de 57,76 %, las dos una concentración de 1000 µg/mL. Con respecto a la albúmina de suero bovino (BSA), los valores fueron de 67,58 % y 53,46 %, respectivamente. Estos datos fueron comparables con el efecto del diclofenaco sódico usado como control, evidenciando la eficacia antiinflamatoria tanto del extracto como del microencapsulado. La comparación de los ensayos permitió confirmar la acción moduladora de los compuestos fenólicos frente a procesos inflamatorios *in vitro*.

4. 2 Recomendaciones

- Evaluar otros métodos de extracción, como Soxhlet, ultrasonido (UAE) o microondas (MAE), que podrían mejorar el rendimiento, reducir tiempos y preservar mejor los compuestos fenólicos de *A. quitensis*.
- Aplicar ensayos antioxidantes complementarios (ABTS, FRAP) que faciliten la comparación y verificación de la capacidad funcional del extracto frente a diferentes mecanismos de radicales libres.
- Evaluar la utilización de polímeros (pectina, alginato, proteínas vegetales) como matrices de encapsulación, con el propósito de mejorar la eficiencia de retención y la liberación controlada de los compuestos activos

.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Ahmed, F., Pinho, D., Carvalho, V. H., Catarino, S. O., & Minas, G. (2022). Fourier Transform Infrared (FTIR) Spectroscopy to Analyse Human Blood over the Last 20 Years: A Review towards Lab-on-a-Chip Devices. *Micromachines 2022, Vol. 13, Page 187*, *13*(2), 187. https://doi.org/10.3390/MI13020187

Aktaş, H., & Kurek, M. A. (2024). Deep eutectic solvents for the extraction of polyphenols from food plants. *Food Chemistry*, *444*, 138629. https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2024.138629

Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2021a). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, *4*, 200–214. https://doi.org/10.1016/J.CRFS.2021.03.011

Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2021b). Extraction of phenolic compounds: A review. *Current Research in Food Science*, *4*, 200–214. https://doi.org/10.1016/J.CRFS.2021.03.011

Alpizar-Reyes, E., Cortés-Camargo, S., Román-Guerrero, A., & Pérez-Alonso, C. (2022). Tamarind gum as a wall material in the microencapsulation of drugs and natural products. *Micro- and Nanoengineered Gum-Based Biomaterials for Drug Delivery and Biomedical Applications*, 347–382. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-90986-0.00016-9

Baliyan, S., Mukherjee, R., Priyadarshini, A., Vibhuti, A., Gupta, A., Pandey, R. P., & Chang, C. M. (2022). Determination of Antioxidants by DPPH Radical Scavenging Activity and Quantitative Phytochemical Analysis of Ficus religiosa. *Molecules 2022, Vol. 27, Page 1326*, *27*(4), 1326. https://doi.org/10.3390/MOLECULES27041326

Bang, J. H., Lee, K. J., Jeong, W. T., Han, S., Jo, I. H., Choi, S. H., Cho, H., Hyun, T. K., Sung, J., Lee, J., So, Y. S., & Chung, J. W. (2021). Antioxidant activity and phytochemical content of nine amaranthus species. *Agronomy*, *11*(6). https://doi.org/10.3390/AGRONOMY11061032/S1

Bayoï, J. R., Foundikou, B. Y., & Etoa, F. X. (2021). In vitro bioactive properties of the tamarind (Tamarindus indica) leaf extracts and its application for preservation at room temperature of an indigenous roselle (Hibiscus sabdariffa)-based drink. *Journal of Agriculture and Food Research*, *6*, 100241. https://doi.org/10.1016/J.JAFR.2021.100241

Bazile, D., Jacobsen, S. E., & Verniau, A. (2018). The Global Expansion of Quinoa: Trends and Limits. *Frontiers in Plant Science*, *7*, 184730. https://doi.org/10.3389/FPLS.2016.00622/BIBTEX

Bellucci, E. R. B., Bis-Souza, C. V., Domínguez, R., Bermúdez, R., & Barretto, A. C. da S. (2022). Addition of Natural Extracts with Antioxidant Function to Preserve the

Quality of Meat Products. *Biomolecules*, *12*(10). https://doi.org/10.3390/BIOM12101506,

Berraaouan, D., Essifi, K., Addi, M., Hano, C., Fauconnier, M. L., & Tahani, A. (2023). Hybrid Microcapsules for Encapsulation and Controlled Release of Rosemary Essential Oil. *Polymers 2023, Vol. 15, Page 823*, *15*(4), 823. https://doi.org/10.3390/POLYM15040823

Chaudhary, P., Janmeda, P., Docea, A. O., Yeskaliyeva, B., Abdull Razis, A. F., Modu, B., Calina, D., & Sharifi-Rad, J. (2023). Oxidative stress, free radicals and antioxidants: potential crosstalk in the pathophysiology of human diseases. *Frontiers in Chemistry*, *11*, 1158198. https://doi.org/10.3389/FCHEM.2023.1158198/XML/NLM

Cornejo, F., Novillo, G., Villacrés, E., & Rosell, C. M. (2019). Evaluation of the physicochemical and nutritional changes in two amaranth species (Amaranthus quitensis and Amaranthus caudatus) after germination. *Food Research International*, *121*, 933–939. https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2019.01.022

Costea, A., & Carretero, C. (2001). *Amaranthus hybridus subsp. quitensis (Kunth)*. | Plantas Del Mundo Online | Kew Science. https://powo.science.kew.org/taxon/urn:lsid:ipni.org:names:1204053-2

Dai, J., & Mumper, R. J. (2010). Plant Phenolics: Extraction, Analysis and Their Antioxidant and Anticancer Properties. *Molecules 2010, Vol. 15, Pages 7313-7352*, *15*(10), 7313–7352. https://doi.org/10.3390/MOLECULES15107313

Dincer, Í., & Temiz, A. (2023). Investigation of physicochemical, microstructure and antioxidant properties of firethorn (Pyracantha coccinea var. lalandi) microcapsules produced by spray-dried and freeze-dried methods. *South African Journal of Botany*, *155*, 340–354. https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2023.02.024

Dinu, M., Tudorel Olaru, O., Dune, A., Popescu, C., Nitulescu, G. M., & Ancuceanu, R. V. (2016). The Obtaining and Characterization of a Rich-phenolic Extract from Amaranthus hypochondriacus L. *REV.CHIM.(Bucharest)*, *5*, 67. https://bch.ro/pdfRC/DINU%20MIHAELA%205%2016.pdf?utm_source=

Domínguez, R., Pateiro, M., Munekata, P. E. S., McClements, D. J., & Lorenzo, J. M. (2021). Encapsulation of Bioactive Phytochemicals in Plant-Based Matrices and Application as Additives in Meat and Meat Products. *Molecules 2021, Vol. 26, Page 3984*, *26*(13), 3984. https://doi.org/10.3390/MOLECULES26133984

Escobar, D., Avendaño, J., Santos, J., Lozano, J., Mardones, C., von Baer, D., Luengo, J., Lamuela, R., Vallverdú, A., & Gómez, C. (2021). Encapsulation of phenolic compounds from a grape cane pilot-plant extract in hydroxypropyl beta-cyclodextrin and maltodextrin by spray drying. *Antioxidants*, *10*(7), 1130. https://doi.org/10.3390/ANTIOX10071130/S1

Gharsallaoui, A., Roudaut, G., Chambin, O., Voilley, A., & Saurel, R. (20017). Applications of spray-drying in microencapsulation of food ingredients: An

overview. *Food Research International*, *40*(9), 1107–1121. https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2007.07.004

Gómez, A. (2016). *Selección de un proceso de transformación para la disminución de compuestos antinutricionales en el grano y hojas de amaranto (Amaranthus caudatus L.) y sangorache (Amaranthus hybridus L.)*. http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/5818

González, E., & Martínez, L. (2015). Microencapsulación mediante secado por aspersion de compuestos bioactivos. *Rev. Iber. Tecnología Postcosecha*, *16*(2), 180–192. https://doi.org/https://www.redalyc.org/pdf/813/81343176006.pdf

Guo, Q., Ai, L., & Cui, S. W. (2018). *Fourier Transform Infrared Spectroscopy (FTIR) for Carbohydrate Analysis*. 69–71. https://doi.org/10.1007/978-3-319-96370-9_9

Hernández, V., Chanona, P., Resendis, H., Gonzalez, V., Méndez, M., Cárdenas, P. S., & Calderón, B. (2022). Development and characterization of biopolymers films mechanically reinforced with garlic skin waste for fabrication of compostable dishes. *Food Hydrocolloids*, *124*, 107252. https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2021.107252

Herrera, S., & Montenegro, A. (2019). El Amaranto: prodigioso alimento para la longevidad y la vida. *Tendencias Gastronòmicas*, *8*. https://www.academia.edu/17770470/El_Amaranto_prodigioso_alimento_para_la_longevidad_y_la_vida

House, N. C., Puthenparampil, D., Malayil, D., & Narayanankutty, A. (2020). Variation in the polyphenol composition, antioxidant, and anticancer activity among different Amaranthus species. *South African Journal of Botany*, *135*, 408–412. https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2020.09.026

INCAP. (2019). *INSTITUTO DE NUTRICIÓN DE CENTRO AMÉRICA Y PANAMÁ (INCAP) ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD (OPS)*. http://www.incap.int

INIAP. (2018). *El Ataco, Sangorache o Amaranto Negro (Amaranthus hybridus L.) Ecuador* (Pronaleg-GA). https://repositorio.iniap.gob.ec/bitstream/41000/2710/1/iniapscpm143.pdf

Kaur, C., & Kapoor, H. C. (2001). Antioxidants in fruits and vegetables – the millennium's health. *International Journal of Food Science and Technology*, *36*(7), 703–725. https://doi.org/10.1111/J.1365-2621.2001.00513.X

Keziban, K., Gülderen. L, Merve, K., & Mehmet, A. (2022). Influencia del tratamiento por ultrasonidos en la extracción acuosa de cúrcuma y optimización de las condiciones de secado por atomización para la encapsulación del extracto obtenido. *Gıda*, *47*(1), 107–120. https://doi.org/10.15237/GIDA.GD21129

Laureanti, E. J. G., Paiva, T. S., de Matos Jorge, L. M., & Jorge, R. M. M. (2023). Microencapsulation of bioactive compound extracts using maltodextrin and gum arabic by spray and freeze-drying techniques. *International Journal of Biological Macromolecules*, *253*, 126969. https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2023.126969

Lawag, I. L., Nolden, E. S., Schaper, A. A. M., Lim, L. Y., & Locher, C. (2023). A Modified Folin-Ciocalteu Assay for the Determination of Total Phenolics Content in Honey. *Applied Sciences 2023, Vol. 13, Page 2135*, *13*(4), 2135. https://doi.org/10.3390/APP13042135

Liguori, I., Russo, G., Curcio, F., Bulli, G., Aran, L., Della-Morte, D., Gargiulo, G., Testa, G., Cacciatore, F., Bonaduce, D., & Abete, P. (2018). Oxidative stress, aging, and diseases. *Clinical Interventions in Aging*, *13*, 757–772. https://doi.org/10.2147/CIA.S158513

López, A., Palou, E., Jiménez-Fernández, M., Alzamora, S. M., & Guerrero, S. (2019). Multifactorial fungal inactivation combining thermosonication and antimicrobials. *Journal of Food Engineering*, *67*(1–2), 87–93. https://doi.org/10.1016/J.JFOODENG.2004.05.072

López, X. (2021). *Utilización del extracto de sangorache (Amaranthus quitensis) en la industria alimentaria*. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. https://dspace.espoch.edu.ec/handle/123456789/17060

Lu, X., & Rasco, B. A. (2018). Determination of Antioxidant Content and Antioxidant Activity in Foods using Infrared Spectroscopy and Chemometrics: A Review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *52*(10), 853–875. https://doi.org/10.1080/10408398.2010.511322;PAGE:STRING:ARTICLE/CHAPTER

Mangope, K., Kaseke, T., & Fawole, O. A. (2024). Microencapsulation and characterization of pomegranate seed oil using gum Arabic and maltodextrin blends for functional food applications. *Food Science & Nutrition*, *12*(11), 9252–9267. https://doi.org/10.1002/FSN3.4493

Martínez, O. LA. (2015). Microencapsulación mediante secado… Esquivel-González B MICROENCAPSULACIÓN MEDIANTE SECADO POR ASPERSIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS. In *Rev. Iber. Tecnología Postcosecha* (Vol. 16, Issue 2).

Mazón, N. (2018). *MANUAL AGRÍCOLA DE GRANOS ANDINOS CHOCHO, QUINUA, AMARANTO Y ATACO*.

Meenakshi, S., Umayaparvathi, S., Arumugam, M., & Balasubramanian, T. (2011). In vitro antioxidant properties and FTIR analysis of two seaweeds of Gulf of Mannar. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, *1*(1), S66–S70. https://doi.org/10.1016/S2221-1691(11)60126-3

Mohammed, N. K., Tan, C. P., Manap, Y. A., Muhialdin, B. J., & Hussin, A. S. M. (2020). Spray Drying for the Encapsulation of Oils—A Review. *Molecules 2020, Vol. 25, Page 3873*, *25*(17), 3873. https://doi.org/10.3390/MOLECULES25173873

Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021). Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *International Journal of Molecular Sciences 2021, Vol. 22, Page 3380*, *22*(7), 3380. https://doi.org/10.3390/IJMS22073380

Oliveira, A. M., & Rudrapal, M. (2024). Polyphenols in Food Products – Nutraceutical Applications. *Polyphenols: Food, Nutraceutical, and Nanotherapeutic Applications*, 105–133. https://doi.org/10.1002/9781394188864.CH6

Pandey, K. B., & Rizvi, S. I. (2019). Plant Polyphenols as Dietary Antioxidants in Human Health and Disease. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2*(5), 270–278. https://doi.org/10.4161/OXIM.2.5.9498

Pico, J., Pismag, R. Y., Laudouze, M., & Martinez, M. M. (2020). Systematic evaluation of the Folin–Ciocalteu and Fast Blue BB reactions during the analysis of total phenolics in legumes, nuts and plant seeds. *Food & Function*, *11*(11), 9868–9880. https://doi.org/10.1039/D0FO01857K

Popa, R. M., Fetea, F., & Socaciu, C. (2021). ATR-FTIR-MIR Spectrometry and Pattern Recognition of Bioactive Volatiles in Oily versus Microencapsulated Food Supplements: Authenticity, Quality, and Stability. *Molecules 2021, Vol. 26, Page 4837*, *26*(16), 4837. https://doi.org/10.3390/MOLECULES26164837

Procopet, O., & Oroian, M. (2022). Amaranth Seed Polyphenol, Fatty Acid and Amino Acid Profile. *Applied Sciences 2022, Vol. 12, Page 2181*, *12*(4), 2181. https://doi.org/10.3390/APP12042181

Quelal, M., Villacrés, E., Vizuete, K., Debut, A., Quelal, M., Villacrés, E., Vizuete, K., & Debut, A. (2023). Physicochemical characterization of sangorache natural colorant extracts (A*maranthus quitensis* L.) prepared via spray- and freeze-drying. *AIMS Agriculture and Food 2023 2:343*, *8*(2), 343–358. https://doi.org/10.3934/AGRFOOD.2023019

Rajabi, H., Ghorbani, M., Jafari, S. M., Sadeghi Mahoonak, A., & Rajabzadeh, G. (2015). Retention of saffron bioactive components by spray drying encapsulation using maltodextrin, gum Arabic and gelatin as wall materials. *Food Hydrocolloids*, *51*, 327–337. https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2015.05.033

Rezende, Y. R. R. S., Nogueira, J. P., & Narain, N. (2018). Microencapsulation of extracts of bioactive compounds obtained from acerola (Malpighia emarginata DC) pulp and residue by spray and freeze drying: Chemical, morphological and chemometric characterization. *Food Chemistry*, *254*, 281–291. https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2018.02.026

Ribeiro, A. M., Shahgol, M., Estevinho, B. N., & Rocha, F. (2020). Microencapsulation of Vitamin A by spray-drying, using binary and ternary blends of gum arabic, starch and maltodextrin. *Food Hydrocolloids*, *108*, 106029. https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2020.106029

Riera, A. (2020). *Extracción y microencapsulación de antocianinas a partir de la planta sangorache (Amaranthus quitensis)*. Universidad Técnica de Ambato. Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología. Carrera de Ingeniería Bioquímica. https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/31405

Salazar, D. (2015). *Evaluación De la actividad cicatrizante de geles elaborados a partir de extractos lipídicos y etanólicos de Sangorache (Amaranthus hybridus L) sobre heridas producidas en ratones (Mus musculus)*.

Salinas, Y. (2019). *Aprovechamiento y distribución de maíz azul en el Estado de México*. https://www.researchgate.net/publication/319234010_Aprovechamiento_y_distribucion_de_maiz_azul_en_el_Estado_de_Mexico

Selvaraj, M., Zakaria, Z. A., Shaameri, Z., Hamzah, A. S., Teh, L. K., & Salleh, M. Z. (2022). Flavonoids as dual inhibitors of cyclooxygenase-2 (COX-2) and 5-lipoxygenase (5-LOX): molecular docking and in vitro studies. *Beni-Suef University Journal of Basic and Applied Sciences*, *11*(1), 1–9. https://doi.org/10.1186/S43088-022-00296-Y/TABLES/5

Sen, S., & Chakraborty, R. (2011). The role of antioxidants in human health. *ACS Symposium Series*, *1083*, 1–37. https://doi.org/10.1021/BK-2011-1083.CH001/ASSET/IMAGES/LARGE/BK-2011-00333R_G001.JPEG

Shahidi, F., & Ambigaipalan, P. (2021). Phenolics and polyphenolics in foods, beverages and spices: Antioxidant activity and health effects – A review. *Journal of Functional Foods*, *18*, 820–897. https://doi.org/10.1016/J.JFF.2015.06.018

Shaikh, S. A. M., & Barik, A. (2023). Encapsulation of curcumin in alginate microbeads (AMB) for control release of curcumin. *Journal of Chemical Sciences*, *135*(2), 1–10. https://doi.org/10.1007/S12039-023-02159-0/METRICS

Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). [14] Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, *299*, 152–178. https://doi.org/10.1016/S0076-6879(99)99017-1

Sridhar, A., Ponnuchamy, M., Kumar, P. S., Kapoor, A., Vo, D. V. N., & Prabhakar, S. (2021). Techniques and modeling of polyphenol extraction from food: a review. *Environmental Chemistry Letters 2021 19:4*, *19*(4), 3409–3443. https://doi.org/10.1007/S10311-021-01217-8

Ștefănescu, B. E., Nemes, S. A., Teleky, B. E., Călinoiu, L. F., Mitrea, L., Martău, G. A., Szabo, K., Mihai, M., Vodnar, D. C., & Crișan, G. (2022). Microencapsulation and Bioaccessibility of Phenolic Compounds of Vaccinium Leaf Extracts. *Antioxidants 2022, Vol. 11, Page 674*, *11*(4), 674. https://doi.org/10.3390/ANTIOX11040674

Sun, D., Wadhwa, S., & Waterhouse, G. (2013). Spray-Drying Microencapsulation of Polyphenol Bioactives: A Comparative Study Using Different Natural Fibre Polymers as Encapsulants. *Food and Bioprocess Technology*, *6*(9), 2376–2388. https://doi.org/10.1007/S11947-012-0946-Y/METRICS

Szopa, D., Wróbel, P., & Witek-Krowiak, A. (2024). Enhancing polyphenol extraction efficiency: A systematic review on the optimization strategies with natural deep eutectic solvents. *Journal of Molecular Liquids*, *404*, 124902. https://doi.org/10.1016/J.MOLLIQ.2024.124902

Tangarife, D., Patiño, L., & Ormaza, A. (2021, January 10). Aspectos tecnológicos de la microencapsulación de compuestos bioactivos alimentarios mediante secado por aspersión. *LWT*, *63*(1), 685–690. https://doi.org/https://doi.org/10.21930/rcta.vol22num1art:1899

Tanquina. (2018). *EFECTO DE LA ESPECIE Y EL PROCESAMIENTO SOBRE EL CONTENIDO DE COMPUESTOS Y PROPIEDADES ANTIOXIDANTES DEL MAÍZ (Zea mays L.) NEGRO, FREJOL (Phaseolus vulgaris L.) NEGRO, SANGORACHE (Amaranthus quitensis L.) Y VARIEDADES DE PAPAS NATIVAS (tuberosum grupo andigenum)*. https://repositorio.uta.edu.ec/server/api/core/bitstreams/fb555009-931f-441b-b080-fb9a58c933fa/content

Teodoro, A. J. (2019). Bioactive Compounds of Food: Their Role in the Prevention and Treatment of Diseases. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, *2019*, 3765986. https://doi.org/10.1155/2019/3765986

Tonon, R. V., Brabet, C., & Hubinger, M. D. (2018). Influence of process conditions on the physicochemical properties of açai (*Euterpe oleraceae* Mart.) powder produced by spray drying. *Journal of Food Engineering*, *88*(3), 411–418. https://doi.org/10.1016/J.JFOODENG.2008.02.029

Visioli, F. (2020). Polyphenols and health: Moving beyond antioxidants. *Journal of Berry Research*, *2*(2), 63–71. https://doi.org/10.3233/JBR-2012-028;PAGE:STRING:ARTICLE/CHAPTER

Zagoskina, N. V., Zubova, M. Y., Nechaeva, T. L., Kazantseva, V. V., Goncharuk, E. A., Katanskaya, V. M., Baranova, E. N., & Aksenova, M. A. (2023). Polyphenols in Plants: Structure, Biosynthesis, Abiotic Stress Regulation, and Practical Applications (Review). *International Journal of Molecular Sciences 2023, Vol. 24, Page 13874*, *24*(18), 13874. https://doi.org/10.3390/IJMS241813874

ANEXOS

Anexo 1.

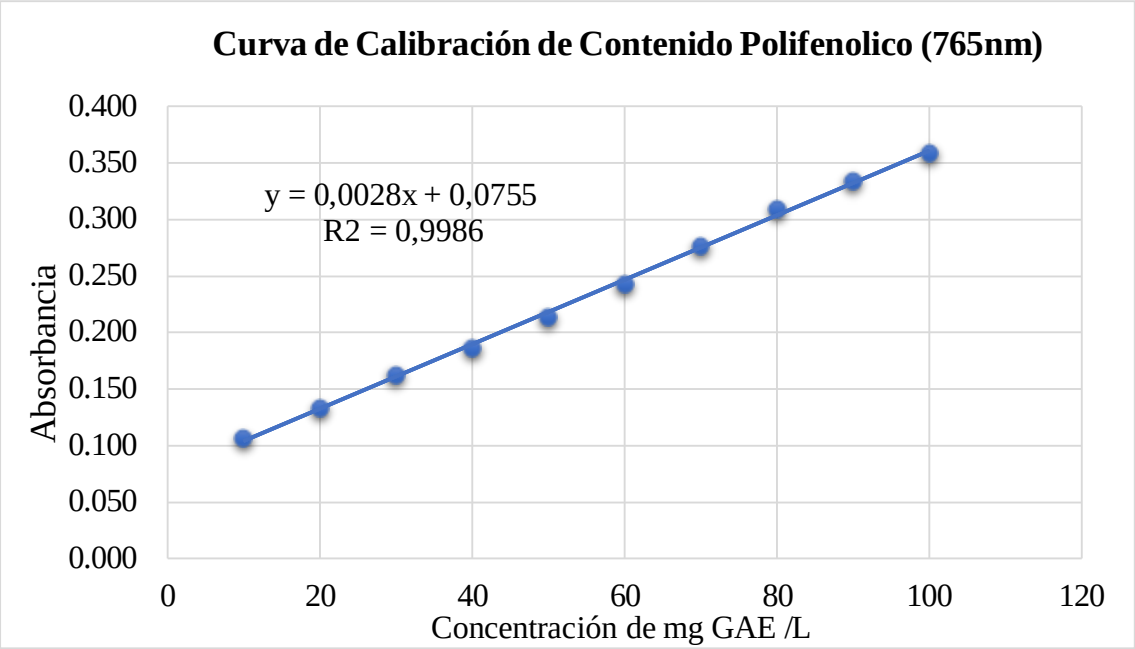
Compuestos fenólicos totales de cada tratamiento de extracción

Nivel	Concentración etanol (%)	Tiempo (min)	Concentración polifenólico (mg GAE/g material vegetal
1	30	50	18,393
1	30	70	19,821
1	30	50	16,250
2	30	50	64,464
2	30	30	59,107
2	30	70	57,321
3	30	70	28,393
3	30	70	25,536
3	30	50	21,250
1	50	30	44,107
1	50	30	37,321
1	50	70	48,036
2	50	30	183,393
2	50	70	179,821
2	50	30	193,750

3	50	70	50,179
3	50	30	44,821
3	50	50	47,679
1	70	50	84,821
1	70	30	88,750
1	70	70	99,107
2	70	50	120,536
2	70	50	136,250
2	70	50	131,250
3	70	30	81,250
3	70	70	94,464
3	70	30	93,750

Anexo 2.

Curva estándar de ácido gálico para la cuantificación de polifenoles



Anexo 3.

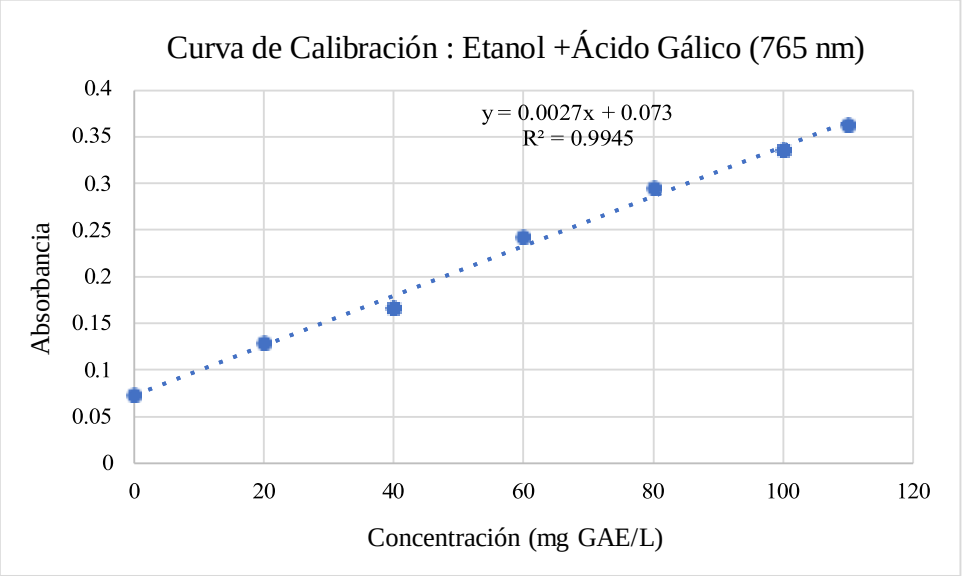
Análisis de Varianza para Concentración Polifenólico

Fuente	GL	Suma de cuadrados	Cuadrado Medio	Valor F	Valor P
Modelo	8	70062,1	8757,8	268,98	0,000
Lineal	4	56287,0	14071,8	432,20	0,000
% ETANOL	2	24558,9	12279,4	377,15	0,000
TIEMPO (min)	2	31728,2	15864,1	487,25	0,000
Interacciones de 2 términos	4	13775,1	3443,8	105,77	0,000
% ETANOL*TIEMPO (min)	4	13775,1	3443,8	105,77	0,000
Error	18	586,1	32,6		
Total	26	70648,1			

Nota: Se observa que, con un nivel de confianza del 95 %, el valor de p obtenido (p = 0,0000) es inferior al umbral de significancia establecido en 0,05, lo que indica que existe una diferencia estadísticamente significativa entre los dos tipos de microencapsulados analizados.

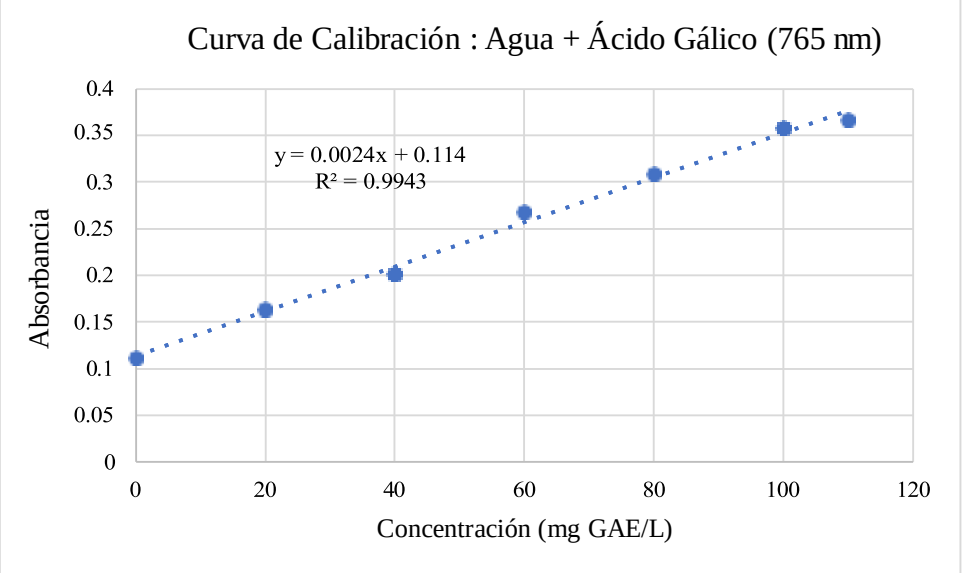
Anexo 4.

Curva de calibración de ácido gálico con etanol para determinar la eficiencia de la microencapsulación



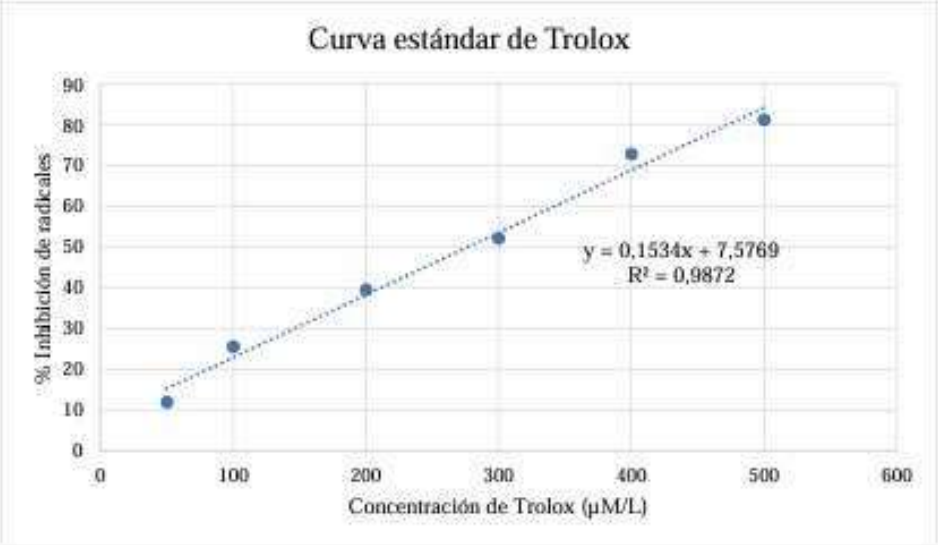
Anexo 5.

Curva de calibración de ácido gálico con agua para determinar la eficiencia de la microencapsulación



Anexo 6.

Curva de calibración de Trolox para evaluar la capacidad antioxidante.



Anexo 7.

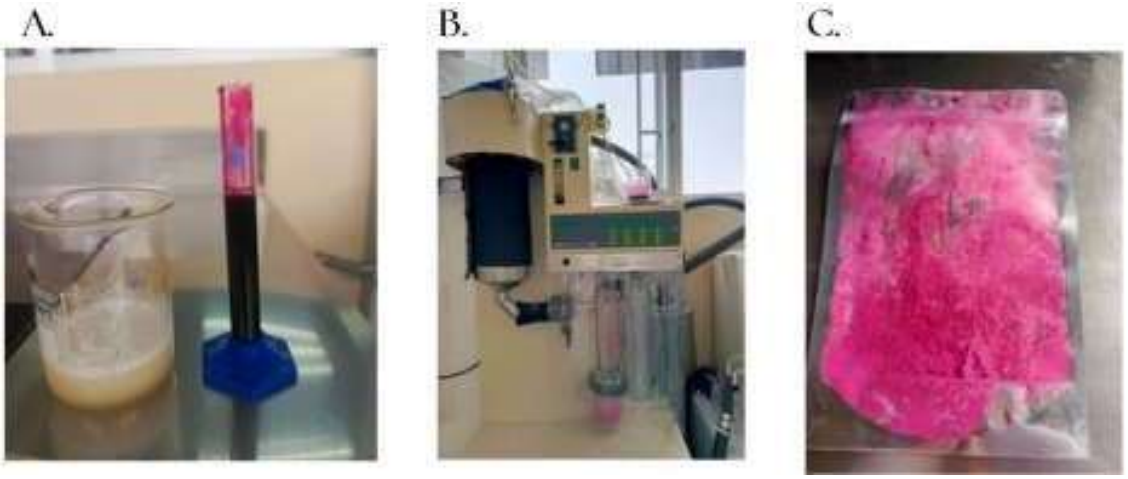
Proceso de extracción de Flores y Hojas de ataco.



A. Recolección de hojas y flores de ataco**. B.** Proceso de secado vegetal en deshidratador. **C.** Material vegetal deshidratado**. D.** Pesaje total posterior al secado**. E.** Obtención de polvo fino por molienda de *A. Quintesis***. F.** Almacenamiento hermético del material vegetal para su conservación**. G.** Determinación del material vegetal seco**. H.** Proporción 1:20 solido-liquido, con solución de etanol 30, 50 y 70% con tiempos de 20,50 y 80 min en la plancha de calentamiento **I.** Filtración de los extractos obtenidos. **J.** Concentración del extracto por rotavapor. **K.** Solución concentrada obtenida, rica en polifenoles totales.

Anexo 8.

Proceso de la microencapsulación



A. Preparación de la mezcla para microencapsulación, compuesta por polímeros de goma arábiga y maltodextrina, junto con el extracto vegetal concentrado en el tubo de ensayo. **B.** Proceso de secado por aspersión (spray drying), mediante el cual se lleva a cabo la microencapsulación del extracto. **C.** Producto final obtenido: polvo microencapsulado de color rosado, almacenado en bolsa hermética.