



**UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO**



**FACULTAD DE CIENCIA E INGENIERÍA EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA**

**CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA**

---

**Tema:** Evaluación de la capacidad antioxidante de polifenoles microencapsulados procedentes de los residuos de guanábana (*Annona muricata*)

---

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.

**Autor:** Susana Pamela Masaquiza Muyulema

**Tutor:** Dr. Orestes Darío López Hernández

**Ambato – Ecuador**

**Julio – 2026**

## **APROBACIÓN DEL TUTOR**

Dr. Orestes Darío López Hernández

### **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 Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Ambato, 03 de junio de 2026

---

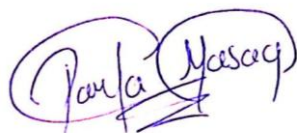
Dr. Orestes Darío López Hernández

17XXXXXX64

**TUTOR**

## **AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN**

Yo, Susana Pamela Masaquiza Muyulema, 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.



---

Susana Pamela Masaquiza Muyulema

18XXXXXX26

**AUTOR**

## **DERECHOS DE AUTOR**

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que haga uso 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.



---

Susana Pamela Masaquiza Muyulema

18XXXXXX26

**AUTOR**

## **APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO**

Los suscritos Profesores Calificadores, aprueban el presente 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:

---

**Presidente del Tribunal**

---

Mg. Danae Fernández Rivero

17XXXXXX09

---

Dra. Mirari Yosune Arancibia Soria

18XXXXXX61

Ambato, 19 de junio de 2026

## DEDICATORIA

*A Dios, por acompañarme en cada paso de este camino y fortalecerme para superar los desafíos.*

*A mis padres, Oswaldo Masaquiza y Susana Muyulema, por ser el ejemplo de esfuerzo, sacrificio y amor incondicional que ha guiado mi vida.*

*A mis hermanos: Christian, Diego, Jairo, Brayan y Monserrath porque me impulsaron en esta etapa de crecimiento personal y profesional.*

*A mi papito Manuel, aunque no se encuentra físicamente conmigo, permanece en mis recuerdos y corazón. Un hombre muy trabajador que, con sus ejemplos y enseñanzas continúan acompañándome a cumplir mis sueños.*

*A todos los estudiantes que alguna vez se han sentido frustrados por no alcanzar sus metas en el tiempo esperado. Recuerden que cada proceso tiene su propio ritmo; no se desesperen, confíen en su esfuerzo y sigan adelante. Con perseverancia y dedicación, también llegarán a cumplir sus objetivos y alcanzar esta etapa profesional.*

*Y finalmente a mí misma por no desistir, por la dedicación, esfuerzos invertidos para alcanzar este logro, demostrando que con fe, constancia y determinación es posible cumplir las metas propuestas.*

## AGRADECIMIENTO

*Primero a Dios, por permitirme llegar a este momento, por su compañía en cada dificultad de mi vida mostrándome que son oportunidades para aprender, crecer, continuar y seguir adelante.*

*A mis padres, Oswaldo Masaquiza y Susana Muyulema, por enseñarme con su ejemplo el valor del trabajo, el esfuerzo y perseverancia. Gracias por todo lo que hicieron para darme las herramientas necesarias para avanzar y transformar mi vida.*

*De igual manera, a mis hermanos Christian, Diego, Jairo, Bryan por estar presentes de distintas maneras, por su amor, cariño, cuidado, respaldo incondicional y sus locuras a lo largo de mi vida, motivándome en mis estudios. De manera especial, agradezco a mi hermana Monse por su fortaleza, por ser mi inspiración y motor para seguir avanzando.*

*Mi gratitud también para mi amigo Javier, por extenderme su mano cuando más lo necesité, sus consejos, su apoyo desinteresado, recordándome siempre la importancia de continuar preparándome y creyendo en mis capacidades. De igual manera a mi amigo Eduardo por su amistad sincera y motivación constante, a pesar de la distancia, ha sido un apoyo invaluable desde que nos conocimos.*

*Asimismo, expreso mi agradecimiento a mis amigas de la facultad Tammy, Leo, Miryam, Gaby, Heide, Zoraya y Joss, quienes hicieron una experiencia más significativa en la universidad. Gracias por su amistad, cariño, pláticas, momentos compartidos y la ayuda durante esta etapa académica y personal.*

*Un reconocimiento especial a mi papito Manuel y mi Oddi Esteban Heredia, aunque partieron antes de poder acompañarme en este momento, sus recuerdos permanecen presentes en mi vida. Las enseñanzas, el cariño, el amor que me brindaron continúan dándome fortaleza.*

*Mi sincero agradecimiento al Dr. Orestes López, por la confianza y permitirme formar parte de este proceso de investigación. Gracias por su permanente disposición para orientar, enseñar, resolver dudas, demostrando que el conocimiento adquiere mayor valor cuando se comparte con generosidad. Asimismo, a las ingenieras de los laboratorios académicos y de investigación, así como a los docentes por compartir sus conocimientos y contribuir a mi formación profesional.*

*Agradecida con todas las personas y compañeros de la universidad que formaron parte de este proceso, en especial a mí misma, por no rendirme ante las dificultades y mantener la convicción que cada acción por mínima que sea, vale la alegría. Hoy comprendo que este logro es el resultado de un largo camino de aprendizaje, perseverancia y crecimiento, compartido con quienes estuvieron presentes en cada etapa de mi vida.*

## ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

|                                                                         |      |
|-------------------------------------------------------------------------|------|
| APROBACIÓN DEL TUTOR.....                                               | ii   |
| AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN .....                                 | iii  |
| DERECHOS DE AUTOR.....                                                  | iv   |
| APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO .....                                  | v    |
| DEDICATORIA .....                                                       | vi   |
| AGRADECIMIENTO .....                                                    | vii  |
| ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS .....                                      | viii |
| ÍNDICE DE TABLAS .....                                                  | xi   |
| ÍNDICE DE FIGURAS .....                                                 | xii  |
| ÍNDICE DE ECUACIONES .....                                              | xiii |
| ÍNDICE ANEXOS.....                                                      | xiv  |
| RESUMEN EJECUTIVO.....                                                  | xv   |
| ABSTRACT .....                                                          | xvi  |
| CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO .....                                        | 1    |
| 1.1.Antecedentes Investigativos.....                                    | 1    |
| 1.1.1.Justificación del problema.....                                   | 1    |
| 1.1.2.Residuos en la Industria Agroalimentaria.....                     | 1    |
| 1.1.3.Guanábana ( <i>Annona muricata</i> ).....                         | 2    |
| 1.1.3.1. Origen botánico y distribución geográfica.....                 | 2    |
| 1.1.3.2. Morfología y características del fruto.....                    | 2    |
| 1.1.3.3. Taxonomía y Composición química general.....                   | 3    |
| 1.1.4.Polifenoles.....                                                  | 4    |
| 1.1.4.1. Generalidades y clasificación.....                             | 4    |
| 1.1.4.2. Polifenoles en residuos de guanábana.....                      | 5    |
| 1.1.4.3. Métodos de cuantificación de polifenoles: Folin-Ciocalteu..... | 5    |
| 1.1.5. Extracción de Polifenoles de residuos vegetales.....             | 6    |
| 1.1.5.1. Principios de extracción de compuestos bioactivos.....         | 6    |
| 1.1.6. Microencapsulación.....                                          | 8    |
| 1.1.6.1. Generalidades y fundamentos.....                               | 8    |
| 1.1.6.2. Técnicas de microencapsulación.....                            | 9    |
| 1.1.6.3. Materiales encapsulantes para compuestos bioactivos.....       | 12   |
| 1.1.7. Eficiencia de microencapsulación.....                            | 13   |
| 1.1.8. Métodos de Evaluación de la Capacidad Antioxidante.....          | 14   |



|                                                                                                                                                                    |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| 1.1.8.1. Generalidades.....                                                                                                                                        | 14 |
| 1.1.8.2. Método del radical DPPH.....                                                                                                                              | 15 |
| 1.1.8.3. Aplicaciones de los polifenoles con capacidad antioxidante.....                                                                                           | 16 |
| 1.2..Objetivos.....                                                                                                                                                | 16 |
| 1.2.1.Objetivo general.....                                                                                                                                        | 16 |
| 1.2.2.Objetivos Específicos.....                                                                                                                                   | 16 |
| 1.3.Hipótesis.....                                                                                                                                                 | 16 |
| 1.3.1.Hipótesis nula.....                                                                                                                                          | 16 |
| 1.3.2.Hipótesis alternativa.....                                                                                                                                   | 16 |
| 1.4. Variables.....                                                                                                                                                | 17 |
| 1.4.1. Variables independientes.....                                                                                                                               | 17 |
| 1.4.2. Variable dependiente.....                                                                                                                                   | 17 |
| CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA.....                                                                                                                                     | 17 |
| 2.1.Materiales.....                                                                                                                                                | 17 |
| 2.1.1.Material vegetal y reactivos utilizados en el desarrollo del proyecto de investigación.....                                                                  | 17 |
| 2.2.Métodos.....                                                                                                                                                   | 19 |
| 2.2.1. Extracción de compuestos polifenólicos de residuos de guanábana ( <i>A. muricata</i> ) utilizando métodos convencionales de extracción con disolventes..... | 19 |
| 2.2.1.1. Obtención y selección del material vegetal.....                                                                                                           | 19 |
| 2.2.1.2. Proceso de secado del material vegetal.....                                                                                                               | 19 |
| 2.2.1.3. Molienda de la muestra vegetal.....                                                                                                                       | 20 |
| 2.2.1.4. Elaboración de la curva de calibración con ácido gálico.....                                                                                              | 20 |
| 2.2.1.5. Extracción de compuestos polifenólicos del material vegetal con disolventes.....                                                                          | 21 |
| 2.2.1.6. Determinación de la concentración de polifenoles de la muestra.....                                                                                       | 21 |
| 2.2.1.7. Selección del mejor disolvente y determinación de solidos totales (%ST).....                                                                              | 22 |
| 2.2.1.8. Optimización del proceso de extracción: Diseño Experimental Factorial 3 <sup>2</sup> .....                                                                | 22 |
| 2.2.1.9. Concentración del extracto optimo.....                                                                                                                    | 23 |
| 2.2.2.Microencapsulación de los polifenoles extraídos de los residuos de guanábana mediante secado por aspersión.....                                              | 24 |
| 2.2.2.1. Preparación de la solución para microencapsulación.....                                                                                                   | 24 |
| 2.2.2.2. Microencapsulación mediante secado por aspersión.....                                                                                                     | 24 |
| 2.2.2.3. Cuantificación de Polifenoles Totales y Superficiales.....                                                                                                | 24 |
| 2.2.2.4. Determinación de la eficiencia de encapsulación.....                                                                                                      | 25 |
| 2.2.3.Determinación de la actividad antioxidante <i>in vitro</i> del microencapsulado mediante el método DPPH.....                                                 | 25 |
| 2.2.3.1. Desarrollo de la curva de calibración empleando el reactivo Trolox.....                                                                                   | 25 |

|                                                                                                                                                          |    |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| 2.2.3.2. Procesamiento de las muestras para la evaluación antioxidante.....                                                                              | 25 |
| CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....                                                                                                               | 26 |
| 3.1. Análisis y discusión de los resultados.....                                                                                                         | 26 |
| 3.1.1.Extracción de compuestos polifenólicos de residuos de guanábana (A. muricata) utilizando métodos convencionales de extracción con disolventes..... | 26 |
| 3.1.1.1. Selección del mejor disolvente y determinación de sólidos totales (%ST).....                                                                    | 26 |
| 3.1.1.2. Optimización del proceso de extracción: Diseño Experimental Factorial 3 <sup>2</sup> .....                                                      | 27 |
| 3.1.2.Microencapsulación los polifenoles extraídos de los residuos de guanábana mediante secado por aspersión.....                                       | 31 |
| 3.1.2.1. Cálculo de la eficiencia de encapsulación.....                                                                                                  | 31 |
| 3.1.3.Determinación de la actividad antioxidante <i>in vitro</i> del microencapsulado mediante el método DPPH.....                                       | 35 |
| 3.2.Verificación de Hipótesis.....                                                                                                                       | 36 |
| CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....                                                                                                        | 36 |
| 7.1. Conclusiones.....                                                                                                                                   | 36 |
| 4.2. Recomendaciones.....                                                                                                                                | 37 |
| BIBLIOGRAFÍA.....                                                                                                                                        | 38 |
| ANEXOS.....                                                                                                                                              | 53 |

## ÍNDICE DE TABLAS

|                                                                                                                                |    |
|--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Tabla 1.</b> <i>Taxonomía de la guanábana (A. muricata).</i> .....                                                          | 3  |
| <b>Tabla 2.</b> <i>Principales grupos de polifenoles en la guanábana</i> .....                                                 | 5  |
| <b>Tabla 3.</b> <i>Procesos de extracción convencionales.</i> .....                                                            | 7  |
| <b>Tabla 4.</b> <i>Fundamentos de los métodos no convencionales</i> .....                                                      | 8  |
| <b>Tabla 5.</b> <i>Principales familias de materiales encapsulantes</i> .....                                                  | 13 |
| <b>Tabla 6.</b> <i>Listado de reactivos usados en el desarrollo del proyecto de investigación.</i> .....                       | 17 |
| <b>Tabla 7.</b> <i>Tratamientos evaluados para la obtención de polifenoles</i> .....                                           | 23 |
| <b>Tabla 8.</b> <i>Concentración de Polifenoles con diferentes disolventes.</i> .....                                          | 26 |
| <b>Tabla 9.</b> <i>Análisis estadístico ANOVA para la extracción de polifenoles de cáscara de guanábana ..</i>                 | 27 |
| <b>Tabla 10.</b> <i>Condiciones óptimas de concentración de polifenoles</i> .....                                              | 29 |
| <b>Tabla 11.</b> <i>Eficiencia de microencapsulación del extracto concentrado de la cascara de guanábana</i>                   | 31 |
| <b>Tabla 12.</b> <i>Bandas principales del FTIR identificadas en el extracto concentrado de la cáscara de guanábana.</i> ..... | 33 |
| <b>Tabla 13.</b> <i>Evaluación de la capacidad antioxidante mediante el ensayo DPPH</i> .....                                  | 35 |

## ÍNDICE DE FIGURAS

|                                                                                                                                 |    |
|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Figura 1.</b> <i>Fruto de la guanábana (Annona muricata)</i> .....                                                           | 3  |
| <b>Figura 2.</b> <i>Morfología de las microesferas encapsuladas</i> .....                                                       | 9  |
| <b>Figura 3.</b> <i>Proceso de la técnica de encapsulación Spray Drying</i> .....                                               | 10 |
| <b>Figura 4.</b> <i>Análisis estadístico mediante graficas de la extracción de polifenoles de la cáscara de guanábana</i> ..... | 28 |
| <b>Figura 5.</b> <i>Espectroscopia del extracto concentrado de la cascara de guanábana</i> .....                                | 32 |
| <b>Figura 6.</b> <i>Superposición de los espectros obtenidos del extracto concentrado y de las muestras encapsuladas</i> .....  | 34 |

## ÍNDICE DE ECUACIONES

|                                                                        |    |
|------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Ecuación 1.</b> <i>Cálculo de Polifenoles Totales</i> .....         | 13 |
| <b>Ecuación 2.</b> <i>Cálculo de Eficiencia de Encapsulación</i> ..... | 14 |
| <b>Ecuación 3.</b> <i>Porcentaje de Inhibición DPPH</i> .....          | 15 |
| <b>Ecuación 4.</b> <i>Determinación de la concentración</i> .....      | 21 |
| <b>Ecuación 5.</b> <i>Determinación de Sólidos Totales</i> .....       | 22 |

## ÍNDICE ANEXOS

|                                                                                                                                                          |    |
|----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|----|
| <b>Anexo 1.</b> <i>Proceso de secado y molienda de la cáscara de guanábana .....</i>                                                                     | 53 |
| <b>Anexo 2.</b> <i>Determinación del porcentaje de humedad.....</i>                                                                                      | 53 |
| <b>Anexo 3.</b> <i>Concentración de polifenoles por el método de Folin Ciocalteu .....</i>                                                               | 54 |
| <b>Anexo 4.</b> <i>Curva de calibración del ácido gálico a longitud de ond de 765 nm .....</i>                                                           | 54 |
| <b>Anexo 5.</b> <i>Microesferas de cáscara de guanábana con maltodextrina y goma arábica con maltodextrina.....</i>                                      | 55 |
| <b>Anexo 6.</b> <i>Resultados de las regiones identificadas en el FTIR de la microencapsulación de la muestra con maltodextrina y goma arábica. ....</i> | 55 |
| <b>Anexo 7.</b> <i>Curva de calibración del Trolox a una longitud de onda de 517nm .....</i>                                                             | 56 |
| <b>Anexo 8.</b> <i>Ensayo de evaluación antioxidante por el método DPPH .....</i>                                                                        | 57 |

## RESUMEN EJECUTIVO

El incremento en la generación de residuos agroindustriales y su inadecuada gestión representan una problemática ambiental en crecimiento, debido a la acumulación de subproductos con potencial aprovechamiento que generalmente son descartados. Entre estos residuos se encuentra la cáscara de guanábana (*Annona muricata*), la cual contiene compuestos fenólicos con actividad antioxidante de interés. Por ello, este estudio fue recuperar polifenoles a partir de la cáscara de guanábana, optimizando condiciones de extracción y evaluando la capacidad de retención de compuestos bioactivos mediante microencapsulación de secado por aspersión. Realizando una extracción convencional con concentraciones de etanol (30, 50, 70 y 96 por ciento). Cuantificando polifenoles totales por medio del ensayo de Folin-Ciocalteu. Posteriormente, se optimizaron las condiciones de extracción mediante un diseño experimental factorial con dos factores y tres niveles, estableciendo condiciones óptimas de relación sólido: líquido (1:15, 1:20, 1:25) y tiempo de extracción (30, 45, 60 min). El análisis estadístico ratificó que las dos variables influyeron significativamente en el proceso de extracción, en la que se obtuvo 30,75 mg GAE por gramo de muestra, en una relación sólido: líquido 1:25 y tiempo de 48,38 min. La microencapsulación, alcanzó eficiencias de encapsulación con formulaciones de maltodextrina (99,04 por ciento). La caracterización mediante FTIR corroboró la conservación de grupos funcionales asociados a compuestos fenólicos contenidos en la matriz encapsulante. La investigación demostró que la cascara de guanábana es fuente potencial sostenible de polifenoles y que el secado por aspersión es una estrategia efectiva para protección, con potencial aplicación en el desarrollo de ingredientes funcionales.

**Palabras clave:** *Annona muricata*, polifenoles, microencapsulación, secado por aspersión, actividad antioxidante, DPPH.

## ABSTRACT

The increasing generation of agro-industrial waste and its inadequate management represent a growing environmental concern due to the accumulation of by-products with potential value that are often discarded. Among these residues, soursop (*Annona muricata*) peel stands out as a source of phenolic compounds with antioxidant properties. Therefore, the aim of this study was to recover polyphenols from soursop peel by optimizing extraction conditions and evaluating the retention of bioactive compounds through spray-drying microencapsulation. Conventional extraction was performed using different ethanol concentrations (30, 50, 70, and 96 percent). Total polyphenol content was quantified using the Folin–Ciocalteu assay. Subsequently, extraction conditions were optimized through a two-factor, three-level factorial experimental design, considering solid-to-liquid ratios (1:15, 1:20, and 1:25) and extraction times (30, 45, and 60 min). Statistical analysis confirmed that both variables significantly influenced the extraction process, yielding a maximum polyphenol content of 30.75 mg GAE/g under optimal conditions of a 1:25 solid-to-liquid ratio and an extraction time of 48.38 min. The extracts were microencapsulated using maltodextrin, achieving an encapsulation efficiency of 99.0 percent. FTIR characterization confirmed the preservation of functional groups associated with phenolic compounds within the encapsulating matrix. The findings demonstrated that soursop peel is a sustainable source of polyphenols and that spray drying is an effective strategy for preserving these bioactive compounds, supporting their potential application in the development of functional ingredients.

**Keywords:** *Annona muricata*, polyphenols, microencapsulation, spray drying, antioxidant activity, phenolic compounds, DPPH.



## CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

### 1.1. Antecedentes Investigativos

#### 1.1.1. Justificación del problema

A nivel mundial, las industrias agroalimentarias generan toneladas de subproductos orgánicos, lo que constituye un problema ambiental como el desperdicio de recursos con alto potencial de valorización (FAO, 2022). Entre el 15 % y 30 % de la materia prima en el procesamiento de frutas se descarta como cáscaras y semillas, pese a su contenido de compuestos bioactivos (Domingues et al., 2024). En las frutas tropicales como *Annona muricata* (Guanábana), la cáscara puede representar hasta el 25 % del peso del fruto y suele eliminarse durante el despulpado. Si no se gestionan adecuadamente, estos residuos contribuyen a la contaminación ambiental. Diversos estudios evidencian que la cáscara de guanábana contiene compuestos fenólicos y flavonoides con alta actividad antioxidante (Nguyen et al., 2022). Por ello, es necesario desarrollar estrategias que permitan valorizar estos compuestos para diversas aplicaciones (Hernandez-Fuentes et al., 2024).

La evidencia científica indica que los polifenoles de subproductos frutales presentan alta actividad antioxidante evaluada mediante ensayos como DPPH (Párraga et al., 2024). Además, son inestables y sensibles a luz, oxígeno, pH y temperatura, lo que disminuye su eficacia (Hasan et al., 2022). La microencapsulación se ha consolidado como una estrategia eficaz de protección. Agentes como maltodextrina, goma arábica y alginato mejoran la estabilidad y permiten liberación controlada (Bolaños-Rivera et al., 2025). Técnicas como el secado por aspersión favorecen una mayor retención de la actividad antioxidante en residuos frutales.

El presente proyecto propone que la microencapsulación de los polifenoles extraídos de la cáscara de *A. muricata*, preservará su actividad antioxidante *in vitro*. Esperándose que los extractos encapsulados presenten mayor resistencia frente a luz, temperatura y oxidación en comparación con el extracto no encapsulado. Esta estrategia permitirá determinar la efectividad del proceso como alternativa biotecnológica para la valorización sostenible de residuos agroindustriales.

#### 1.1.2. Residuos en la Industria Agroalimentaria

Las empresas agroindustriales generan alrededor de 1300 millones de toneladas de residuos por año, en las que incluyen la corteza, semillas, bagazo, orujo y cáscaras de subproductos (Kour et al., 2023). En estudios realizados por Hamda et al., (2024), destacan que las frutas se utilizan en la industria para la producción de jugo, ponche, helado, dulces, néctares, yogures, jarabes y para la preparación de bebidas. Pero aproximadamente entre el 25% y el 30% de la materia prima procesada en la industria frutícola termina en desperdicio. La mayor parte de estos residuos generan desafíos ambientales, ya que se

eliminan mediante vertederos o incineración, convirtiéndose en una fuente proliferación de microorganismos, producción de gases efecto invernadero, lixiviados y la liberación de subproductos tóxicos de la degradación de materia orgánica (Freitas et al., 2021).

Según estudios de Serrano-León et al., (2024), se revela que en Ecuador se generan aproximadamente 508 mil toneladas métricas de residuos frutales por año, mayormente en cadenas productivas de banano, cacao, mango, piña, maracuyá y guanábana. Estos residuos se consideran materia prima valiosa, lo que representan una fuente potencial de compuestos bioactivos, como fibra, polifenoles y antioxidantes, los cuales pueden ser valorizados mediante procesos biotecnológicos sus propiedades biológicas, para la obtención de productos con valor agregado (Igiehon et al., 2025).

Los residuos de guanábana comprenden frutos dañados desde su cosecha (30-50%), semillas (3 – 8,5%) y cáscaras (7-20 %), lo que significa una considerable pérdida de materia prima a lo largo de la cadena de producción (Santos et al., 2023). Sin embargo, estos residuos presentan un alto potencial de valorización, que se debe a las propiedades bioactivas con perspectivas ambientales y económicas. Según investigaciones realizadas por Adaramoye et al., (2019), denotan que la cascara de guanábana es menos estudiada, pero contiene importantes compuestos bioactivos, que no se encuentra comúnmente en la planta, pulpa o semilla, por ello nace el interés científico de estudio en las cáscaras de guanábana.

### **1.1.3. Guanábana (*Annona muricata*)**

#### **1.1.3.1. Origen botánico y distribución geográfica**

La guanábana es una fruta conocida por su nombre científico *Annona muricata*, constituida por la cáscara, semilla y pulpa, que además se cultiva en la zona tropical y subtropical de América, Asia y África. Esta fruta se desarrolla adecuadamente en regiones cálidas, a temperaturas de 25 y 30 °C, con elevada humedad relativa (70 – 80 %) y altitudes inferiores a 1200 m sobre el nivel del mar (Kome et al., 2024). En América Latina, comúnmente se la encuentra en países como: México, Ecuador, Perú, Brasil y Colombia (Abdul et al., 2018). En Ecuador, el cultivo de la guanábana se expandió hacia las regiones con temperaturas favorables, suelos estables y niveles de lluvias apropiadas, adaptándose en provincias como: Manabí, Guayas, Santo Domingo de los Tsáchilas, Los Ríos, Esmeraldas y en parte de la Amazonia (Moreira-Macías et al., 2020).

#### **1.1.3.2. Morfología y características del fruto**

El árbol de la guanábana alcanza alturas de entre 5 a 8 metros y aproximadamente 15 a 83 cm de diámetro, redondeadas con hojas grandes, brillantes de color verde oscuro. La fructificación se provee durante una gran parte del año, aunque su producción puede variar estacionalmente dependiendo a las condiciones climáticas (Abdul et al., 2018). La guanábana es un fruto comestible, comúnmente de forma ovoide alargados, cordiformes (forma de corazón) o cónicos rodeados de cascara con espinas

aguijonadas con una longitud aproximada de 10 mm muy densas en el fruto y de color verde con un tamaño aproximado de 15 a 20 cm de diámetro, que pueden llegar a pesar 8 kg. La pulpa se destaca por su color blanco, cremoso, un sabor ligeramente agri dulce y con un aroma intenso, característico de la fruta (Figura 1) (H. V. Patil et al., 2023).

**Figura 1.**

*Fruto de la guanábana (Annona muricata)*



*Nota.* (A) Parte externa del fruto *A. muricata*. (B) Parte interna del fruto *A. muricata*. La parte de color blanco es la pulpa, los puntos de color negro son la semilla. Fuente: (Samaratunga & Katuwavila, 2024).

### 1.1.3.3. Taxonomía y Composición química general

El nombre científico de la guanábana es *Annona muricata*, perteneciente a la familia *Annonaceae*, grupo conformado por plantas tropicales reconocidas por la producción de frutos abundantes en compuestos aromáticos y ricos en compuestos bioactivos, de interés alimentario y farmacéutico (Leal & Paull, 2023).

**Tabla 1.**

*Taxonomía de la guanábana (A. muricata).*

| Rango taxonómico | Clasificación                                       |
|------------------|-----------------------------------------------------|
| Reino            | Plantae.                                            |
| División         | Magnoliophyta.                                      |
| Clase            | Magnoliopsida.                                      |
| Orden            | Magnoliales.                                        |
| Familia          | Annonaceae.                                         |
| Género           | <i>Anona</i> .                                      |
| Especie          | <i>Annona muricata</i> .                            |
| Nombre común     | Guanábana, soursop, graviola, pumo, anoda, corosol. |

*Nota.* Información adaptada de Igiehon & Babalola, (2025).

En estudios realizados según **Souza et al. (2021)**, exponen que la guanábana tiene la siguiente composición química: La pulpa se constituye de un gran contenido de agua, fibra, carbohidratos, minerales, vitamina C y compuestos antioxidantes, mientras que la cascara, semilla y hojas se caracterizan por constituirse de compuestos polifenólicos como: flavonoides, taninos, alcaloides y acetogeninas anonáceas. Por ello presentan gran interés de estudio enfocadas en el aprovechamiento biotecnológico.

#### **1.1.4. Polifenoles**

##### **1.1.4.1. Generalidades y clasificación**

Los compuestos bioactivos son constituyentes químicos con actividad biológica, que se las encuentra de forma natural en plantas, frutas, verduras y otros alimentos, siendo recursos valiosos capaces de generar efectos que benefician la salud (**Reguengo et al., 2022**). A diferencia de los nutrientes esenciales como las proteínas, carbohidratos y lípidos, estos compuestos bioactivos no son vitales para la supervivencia. Pero son de importancia por las propiedades funcionales que pueden atribuir a mecanismos fisiológicos, metabólicos y celulares, siendo de gran interés en la biotecnología. Estos compuestos aportan actividad antioxidante, antiinflamatoria, antimicrobiana y protección de las células frente al estrés oxidativo (**Mutakin et al., 2022**).

Los principales compuestos bioactivos se encuentran los polifenoles, carotenoides, flavonoides, alcaloides, taninos, alcaloides, terpenos y otros compuestos fenólicos, regularmente presentes en tejidos vegetales, hojas, semillas, cáscaras y cortezas (**Ilango et al., 2022**). Los compuestos bioactivos se denotan en estudios de **da Silva et al. (2025)**, como estructuras abundantes en grupos hidroxilos, dobles enlaces conjugados y anillos aromáticos, con capacidad de actuar como agentes antioxidantes naturales. Estos compuestos permiten neutralizar los radicales libres y especies reactivas de oxígeno, evitando daños oxidativos en proteínas, lípidos y ADN celular (**Vicente-Zurdo et al., 2025**).

En las matrices vegetales, los polifenoles representan uno de los principales compuestos bioactivos más abundantes, desarrollándose la capacidad antioxidante e importante en la protección frente al estrés oxidativo. Además, influye directamente en características organolépticas como color, sabor y aroma, generando interés en formulación de alimentos funcionales y sistemas microencapsulados para mantener su actividad (**Dębińska & Sozańska, 2023**). Por lo tanto, su estudio constituye actualmente una de las principales líneas de investigación en biotecnología y aprovechamiento sostenible de recursos naturales.

Los polifenoles son compuestos fenólicos presentes en las plantas. Sus características fisicoquímicas participan en distintas reacciones metabólicas celulares de oxido reducción (Redox). En su estructura química constituyen uno o más anillos aromáticos de benceno y grupos hidroxilos. Son moléculas

reactivas combinadas comúnmente con azúcares mezcladas con ácidos carboxílicos, ácidos orgánicos, aminoácidos y lípidos (Valerio Ávila et al., 2025).

#### 1.1.4.2. Polifenoles en residuos de guanábana

Los polifenoles son los principales compuestos bioactivos identificados en la guanábana, especialmente concentrados en la cáscara, pulpa, hojas y semillas (Delgado et al., 2021). En diversos estudios se han demostrado que la cáscara de la guanábana al constituirse la primera barrera de defensa del fruto con respecto a los factores ambientales como la radiación, oxidación, estrés y microorganismos. Por esta razón, el exocarpio presenta una mayor acumulación de contenidos fenólicos y actividad antioxidante superiores a la pulpa, siendo influencia directa en actividades anticancerígenas, hepatoprotectora, antidepresivas, antiparasitarias y antivirales. Gracias a los diferentes métodos de extracción empleados en la guanábana es posible identificar componentes reportadas en **Tabla 2**, como acetogeninas, flavonoides, taninos, alcaloides, cumarinas y terpenoides, los cuales también tienen capacidad antioxidante y funcional (Navarro & Cervantes, 2026).

**Tabla 2.**

Principales grupos de polifenoles en la guanábana

| Matriz vegetal      | Compuestos polifenólicos                | Polifenoles identificados             |
|---------------------|-----------------------------------------|---------------------------------------|
| Pulpa               | Ácidos fenólicos                        | Ácido gálico, ácido cafeico           |
| Cáscara             | Flavonoides                             | Quercetina, catequina                 |
| Semillas y cáscara  | Taninos                                 | Elagitaninos                          |
| Hojas               | Ácidos fenólicos, Flavonoides y Taninos | Ácido gálico, quercetina, galotaninos |
| Componentes menores | Lignanos                                | Secoisolariciresinol                  |

*Nota.* La composición fenólica de *Annona muricata*, presenta variaciones asociadas al tejido vegetal utilizadas en cada estudio. Adaptada de Navarro & Cervantes, (2026) y Carvalho et al., (2022).

#### 1.1.4.3. Métodos de cuantificación de polifenoles: Folin-Ciocalteu

Una de las etapas más importantes en el análisis de compuestos bioactivos en materiales vegetales es la determinación de polifenoles, ya que permite evaluar el potencial funcional y antioxidante a partir de los residuos agroindustriales (fruto, hojas, semillas, pulpa y cortezas). Actualmente existen métodos de analíticos que permiten la cuantificación e identificación de compuestos fenólicos y son los siguientes: métodos espectrofotométricos, colorimétricos, cromatográficos, espectrométricos y electroquímicos. Pero es importante la selección del método porque va a depender del objeto de estudio, la complejidad de la matriz vegetal y el nivel de precisión requerido (Navarro & Cervantes, 2026).

Los métodos para determinación de polifenoles permiten la identificación y cuantificación de compuestos fenólicos totales e individuales. Para ello se utilizan técnicas cromatográficas como HPLC-DAD (High Performance Liquid Chromatography – Diode Array Detector), UHPLC-DAD (Ultra High Performance Liquid Chromatography–Diode Array Detector), HPLC MS/MS (High Performance Liquid Chromatography-Tandem Mass Spectrometry) y LC-MS/MS (Liquid Chromatography-Tandem Mass Spectrometry), técnicas espectroscópicas como NMR (Nuclear Magnetic Resonance), métodos colorimétricos como Folin-Ciocalteu, Azul de Prusia y método Fast Blue BB. También se han utilizado sensores electroquímicos como opciones alternativas (Tsolis et al., 2024; Wang et al., 2025).

El método más utilizado es el ensayo de Folin-Ciocalteu, esto se debe a la simplicidad y reproducibilidad que tiene, generalmente aplicado para la determinación del contenido fenólico total en los extractos vegetales de estudio (Munteanu et al., 2021). Se basa en la capacidad que tiene para reducir los compuestos fenólicos del material vegetal con respecto al reactivo de Folin-Ciocalteu, con el pH básico (~ 10) que reacciona con el carbonato de sodio y se muestra como un complejo de color azul intenso, esto permitirá medir la intensidad del complejo mediante espectrofotometría a una longitud de onda de 765 nm, en base a una curva de calibración del ácido gálico (Raposo & Gutiérrez, 2024).

En estudios de Zugazua-Ganado et al. (2024), se reporta que el método de FC (Folin Ciocalteu) puede interactuar con algunas sustancias, principalmente con fructuosa, sacarosa, aminos aromáticas, dióxido de azufre, ácido ascórbico y otros enodiolos. La reacción química basada en el ensayo de reactivo de Folin Ciocalteu es de oxidación-reducción, la cual se basa en la reducción de complejos de fosfomolibdato ( $\text{H}_3\text{PMo}_{12}\text{O}_{40}$ ) y fosfotungstato ( $\text{H}_3\text{PW}_{12}\text{O}_{40}$ ) en medio alcalino como el carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ), en el que existe una desprotonación de los grupos hidroxilos fenólicos (OH), formando iones fenóxido ( $\text{O}^-$ ) molibdeno ( $\text{Mo}_8\text{O}_{23}$ ) y tungsteno ( $\text{W}_8\text{O}_{23}$ ), generando un complejo azul. La intensidad del color azul, se determinará mientras mayor sea la cantidad de compuestos fenólicos que estén presentes en la matriz vegetal de estudio (Swita et al., 2022).

#### **1.1.5. Extracción de Polifenoles de residuos vegetales**

##### **1.1.5.1. Principios de extracción de compuestos bioactivos**

La etapa de extracción de compuestos bioactivos, se desarrollan dependiendo de la naturaleza de la matriz vegetal de estudio, ya que en esta etapa se van a recuperar los metabolitos de interés. Para la selección del método se debe tener en cuenta a la polaridad del disolvente y la termoestabilidad de los metabolitos. Los procesos de extracción utilizados son: los convencionales y no convencionales.

- ***Métodos convencionales de extracción***

La base de extracción de este método es la transferencia de masa y difusión molecular, en el que los compuestos bioactivos en el material vegetal se solubilizan y se transfieren a un disolvente extractor

(**Tabla 3**). Razón por la cual, esta etapa va a depender de la afinidad del disolvente y los metabolitos, con ello también la temperatura, polaridad, tiempo y la relación solido-líquido (RSL). Esta acción se debe a las diferencias de concentración y afinidad química, además los disolventes hidroalcohólicos son principalmente empleados ya que su polaridad es adecuada para los compuestos fenólicos (**Bitwell et al., 2023**).

**Tabla 3.**

*Procesos de extracción convencionales.*

| Métodos de extracción | Fundamento                                                                                                                                  | Aplicaciones                                                      |
|-----------------------|---------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|-------------------------------------------------------------------|
| Solido: líquido       | Solubiliza los metabolitos, según la afinidad química al estar en contacto el disolvente a diferentes concentraciones de la matriz vegetal. | Se puede extraer compuestos fenólicos y metabolitos polares.      |
| Maceración            | La muestra vegetal se mantiene sumergida con el disolvente a temperatura ambiente y en un periodo de tiempo prolongado.                     | Permite extraer compuestos termolábiles y extractos vegetales.    |
| Percolación           | El disolvente atraviesa constantemente la matriz vegetal permitiendo la extracción gradual de los compuestos bioactivos de interés.         | Se emplea para mejorar el rendimiento y eficiencia de extracción. |
| Reflujo               | Favorece la transferencia de masa con calentamiento continuo del disolvente.                                                                | Acelera la extracción de metabolitos con disolventes calientes    |
| Soxhlet               | Es un método continuo en el cual el disolvente caliente hace una recirculación sobre la muestra vegetal.                                    | Esencial para aceites y metabolitos lipofílicos.                  |

*Nota.* Información que se adaptó de **Bezerra & Koblitz, (2025); Kumar et al. (2023); Martins et al. (2023); Waseem et al. (2023).**

- **Métodos no convencionales de extracción**

Los métodos no convencionales de extracción son tecnologías nuevas que se han desarrollado como alternativas a los métodos tradicionales. Se aplican para mejorar la eficiencia en la recuperación de compuestos bioactivos de las plantas. Estas técnicas usan diferentes fuentes de energía y mecanismos fisicoquímicos, como ultrasonido, microondas, enzimas y fluidos supercríticos (**Tabla 4**). La cual permite una mejor transferencia de masa, reduciendo el tiempo de procesamiento (**Ben-Othman et al., 2020**).

**Tabla 4.**

Fundamentos de los métodos no convencionales

| <b>Método de extracción</b>                              | <b>Fundamento</b>                                                                                                                              | <b>Aplicación</b>                                    |
|----------------------------------------------------------|------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------|------------------------------------------------------|
| Extracción asistida por ultrasonido (UAE)                | Se basa en ondas ultrasónicas que rompen paredes celulares y esto permite la liberación de los compuestos bioactivos.                          | Extracción de compuestos polifenólicos y flavonoides |
| Extracción asistida por microondas (MAE)                 | Las microondas aumentan rápidamente la temperatura interna de la matriz vegetal, mejorando la eficiencia de extracción.                        | Recuperación óptima de los metabolitos.              |
| Extracción con fluidos supercríticos                     | Aplica fluidos como CO <sub>2</sub> supercrítico, permitiendo la recuperación de los metabolitos con elevada pureza y menor uso de disolvente. | Extrae aceites esenciales y compuestos lipofílicos   |
| Extracción enzimática                                    | Permite usar enzimas que degradan componentes estructurales de la pared celular vegetal y libera los compuestos bioactivos.                    | Liberan metabolitos intracelulares.                  |
| Extracción con líquidos eutécticos profundos (DES/NADES) | Se considera “verde” porque utiliza disolventes biodegradables y de baja toxicidad.                                                            | Extrae de manera sostenible los polifenoles.         |

*Nota.* Elaboración propia con información tomada de **Martins et al. (2023)** y **Alchera et al. (2024)**.

### **1.1.6. Microencapsulación**

#### **1.1.6.1. Generalidades y fundamentos**

Los metabolitos que se extraen de las matrices vegetales son sensibles a factores como la luz, oxígeno, humedad, pH, temperatura y la degradación que intervienen los iones metálicos. Desde esta perspectiva surge una estrategia como la microencapsulación para la preservación de los compuestos bioactivos, usando polímeros que crea una pared protectora denominada microesferas corteza-núcleo generalmente de 1 a 1000  $\mu\text{m}$ , permitiendo optimiza su bioaccesibilidad y biodisponibilidad, con la liberación controlada en entornos específicos (**Corrêa-Filho et al., 2019**). En este contexto, la microencapsulación se destaca como una estrategia eficiente para la recuperación de compuestos bioactivos que se obtienen



### 1.1.6.2. Técnicas de microencapsulación

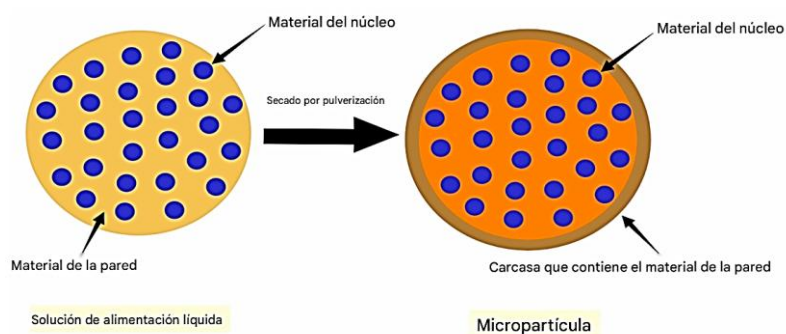
Al ser la microencapsulación una tecnología innovadora, en la que pequeñas partículas de una sustancia activa se rodean de una capa protectora formando las microesferas. Esta técnica se ha utilizado en industrias cosméticas, farmacéuticas y alimentarias (**Figura 4**). Para ello existen diferentes métodos de encapsulación, clasificadas por mecanismos (químico, fisicoquímico, fisicomecánico) y por estado de núcleo (sólido, líquido, gaseoso), en la que se seleccionará dependiendo los factores como la naturaleza del componente activo, estabilidad térmica, tamaño de la partícula y la aplicación del producto obtenido (Stabrauskienė et al., 2024).

- **Secado por aspersión (Spray drying)**

Esta técnica se utiliza generalmente para estabilización de compuestos bioactivos sensibles (extractos de plantas, aceites esenciales, ácidos grasos, vitaminas, polifenoles) en alimentos, nutraceúticos y cosméticos (Assadpour & Mahdi, 2026). Además, esta técnica (**Figura 5**) se considera de interés debido a lo práctico, económico, escalable y capaz de producir encapsulados con capacidad de control y eficiente protección frente a la degradación. Su eficiencia dependerá si las formulaciones y condiciones del proceso se adaptan cuidadosamente al metabolito de interés (Pudžiuvėlytė et al., 2025).

**Figura 2.**

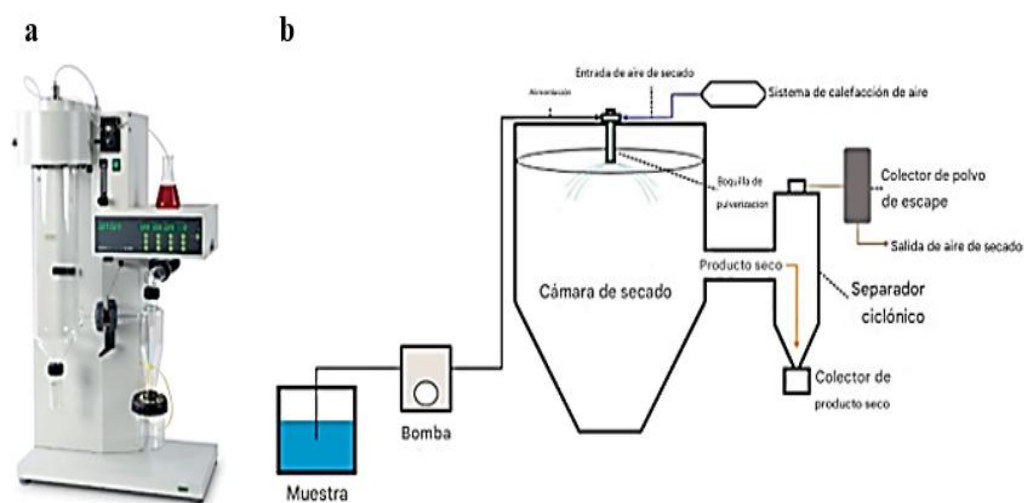
*Morfología de las microesferas encapsuladas*



*Nota.* Capa protectora formada alrededor de las moléculas mediante spray drying

**Figura 3.**

*Proceso de la técnica de encapsulación Spray Drying*



*Nota.* **a.** Equipo Spray dry, **b.** Esquema del secado por aspersión. Información tomada de (Assadpour & Mahdi, 2026; Pudžiuvėlytė et al., 2025).

Las etapas principales del proceso del secado (**Figura 4**) por aspersión consisten en la preparación de los materiales que recubrirán el compuesto activo, que por lo general se utiliza polisacáridos como la maltodextrina y goma arábiga. Estos materiales de pared encapsulantes disueltos en agua forman una emulsión fuertemente estables y eficientes (Swm et al., 2025). Posteriormente en la etapa de atomización, se fragmenta la muestra en gotas finas mediante los atomizadores, luego es controlado por el tipo de boquilla, la velocidad que se alimenta y la presión del gas atomizador (Díaz-Montes, 2023). Seguidamente en la etapa de secado con gas caliente, el agua se evapora con facilidad cuando las gotas entran en contacto con el aire caliente, en la fase inicial se encuentra a una velocidad constante, después sigue una fase de velocidad decreciente cuando se forma una capa sólida y aparecen regiones secas. Para los núcleos que son termosensibles, la temperatura de entrada relativamente baja y el tiempo en que las partículas permanecen dentro de la cámara de secado sean cortos, aun se pueden producir el polvo seco (Vaselabadi et al., 2025). Finalmente, en el proceso de separación y recolección de partículas, el polvo seco se separa mediante la corriente de aire del ciclón o filtros, para recolectarse en partículas disueltas en forma de polvo (Ahmed et al., 2023).

- **Liofilización**

Esta técnica de microencapsulación se fundamenta en la congelación y sublimación para la obtención de matrices porosas con baja humedad, permitiendo proteger delicadamente los compuestos bioactivos termosensibles **(Rezvankehah et al., 2020)**. Para ello se inicia con la fase de precongelación en la que la muestra del material vegetal se congela a temperaturas bajas, formando cristales de hielo insertados en la matriz vegetal con recubrimiento solidificado **(Mazár et al., 2025)**. Siguiendo con la fase de sublimación, el hielo se sublima directamente a vapor bajo presión reducida de  $<3000$  Pa, obteniéndose una estructura porosa e irregulares, parecida a una esponja en el material de pared, favoreciendo una rápida hidratación y liberación de las partículas **(Venkatachalam et al., 2025)**. Después, se elimina a una temperatura superior, reduciendo la humedad y mejorando la estabilidad del compuesto de interés, preservando los núcleos termosensibles **(da Silva Júnior et al., 2023)**.

- **Coacervación**

La microencapsulación en este proceso se basa en la separación de fases líquido-líquido de las macromoléculas en la solución, denominada técnica físico-química, comúnmente utilizada en alimentos, agroquímicos y fármacos. Bajo condiciones termodinámicas favorables generan una fase coacervada que tiene la capacidad de envolver el núcleo, puede ser simple o complejo **(Nezamdoost-Sani et al., 2024)**.

Inicialmente se preparan soluciones del núcleo y los polímeros, disueltas en agua en condiciones controladas de factores como pH, temperatura y la fuerza iónica, el compuesto activo emulsiona con la fase acuosa por medio de agitación o emulsionantes. Se obtiene una suspensión o emulsión estable de las partículas en la solución de los polímeros **(Napiórkowska & Kurek, 2022)**. Luego se forman la fase de coacervado de dos tipos, cuando se induce una sal con un no solvente o cambio de temperatura con un polímero es coacervación simple y cuando dos polímeros con cargas opuestas se encuentran electrostáticamente para formar la fase de coacervado denso es un tipo de coacervación compleja **(Alrosan et al., 2025)**. Cuando las gotas de coacervado se dispersan y se depositan alrededor de las gotitas de la emulsión forman un recubrimiento líquido formando microcápsulas con paredes líquidas **(Napiórkowska & Kurek, 2022)**. La capa que se forma con la coacervación del líquido se estabiliza con el enfriamiento gelificando los polímeros, las paredes se endurecen y las microcápsulas se secan para la obtención de un polvo estable **(Choudhury et al., 2021)**.

- **Gelificación**

Generalmente en esta técnica de microencapsulación implican la formación de perlas de hidrogel contenidas del compuesto activo, que consiste en un núcleo líquido que se dispersa o a veces queda atrapado dentro de red tridimensional en el que las cadenas se unen por medio de enlaces iónicos o covalentes cruzados formando las microcápsulas mecánicamente suficientes para mantener su forma **(Wu et al., 2023)**.

En la gelificación se prepara una solución polimérica en el que el agente encapsulante se disuelve en agua mediante agitación constante hasta que resulte una mezcla homogénea. Luego, se incorpora el compuesto bioactivo a esta solución y se mezcla hasta obtener una distribución uniforme en la matriz polimérica. Posteriormente esta mezcla se convierte en pequeñas gotas debido a los sistemas de atomización, ya que al ser un pequeño tamaño de partículas facilita la encapsulación del compuesto activo. Se introducen las gotas en una solución gelificante contenidos de iones que tienen la capacidad de inducir la reticularidad del polímero, con ello se forma la red tridimensional de tipo hidrogel alrededor del compuesto activo, en el cual influyen factores como el agente gelificante, velocidad de agitación, pH, temperatura, tiempo de gelificación y tamaño de la gota. Estos factores permiten determinar la estabilidad, resistencia mecánica y la eficiencia de la encapsulación de las microesferas con las muestras del material vegetal contenidas (Xu et al., 2019).

- **Emulsificación**

Para este tipo de microencapsulación la base es una emulsificación, en la que se forma primero una emulsión estable, luego las gotas se solidifican tomando la forma de microesferas, se utiliza ampliamente en medicamentos, polifenoles, probióticos, aceites, entre otros (Guerra-Valle & Orellana-Palma, 2022).

El principio de esta técnica consiste en formar una mezcla entre líquidos que generalmente no se mezclan, con el fin de encapsular compuestos bioactivos de interés dentro de unas pequeñas gotas estables. Inicialmente se prepara una fase combinando el metabolito y el material encapsulante, incorporando la mezcla a otra fase líquida con agitación constante en agitadores u homogeneizadores. En el proceso de homogenización se requiere estabilizar las gotas con emulsificantes, para evitar que se unan entre sí. La velocidad de agitación permite reducir el tamaño de las gotas, formando estructuras pequeñas desde el compuesto bioactivo queda atrapado. Finalmente, la emulsión que se obtiene se somete a procesos de secado para formar microcápsulas más estables y muy resistentes (Ribeiro et al., 2021).

#### **1.1.6.3. Materiales encapsulantes para compuestos bioactivos**

Los materiales de encapsulación o paredes de recubrimiento son biopolímeros y lípidos aptos para uso alimentario, seleccionados para la protección de compuestos bioactivos termosensibles y controlar la liberación. Según Ansari & Goomer, (2022), sistemáticamente se dividen en 4 familias principales (Tabla 5): proteínas, polisacáridos, lípidos y sistemas mixtos.

**Tabla 5.***Principales familias de materiales encapsulantes*

| Grupo de materiales | Material encapsulante                                           | Usos                                                            |
|---------------------|-----------------------------------------------------------------|-----------------------------------------------------------------|
| Polisacáridos       | Almidón, maltodextrina, alginato, goma arábica.                 | Microesferas secadas por aspersión, hidrogeles, películas.      |
| Proteínas           | Suero de leche, caseína, gelatina, otras proteínas leguminosas. | Coacervados, emulsiones, geles, micro-nano esferas.             |
| Lípidos             | Cera de abeja, ácidos grasos, carotenoides, aceites esenciales. | Bioactivos lipofílicos                                          |
| Sistemas mixtos     | Proteína de suero más pectina y goma arábica.                   | Liberación personalizada, eficiencia de encapsulación mejorada. |

*Nota.* La tabla denota materiales capaces de formar partículas, películas y estructuras coloidales que recubren y protegen los metabolitos de las matrices vegetales, permitiendo una liberación controlada (Zabot et al., 2022; Gharibzadeh & Smith, 2021).

### 1.1.7. Eficiencia de microencapsulación

La eficiencia de encapsulación (%EE) determina la capacidad del sistema encapsulante para la retención de compuestos bioactivos dentro de microesferas. Para ello, se calcula comparando la cantidad inicial del compuesto de interés con la fracción que no está encapsulada presente en la superficie de las moléculas (Ecuación 1). Además, con la ayuda del FTIR (Espectroscopia infrarroja por transformada de Fourier) permite identificar en formas de espectros grupos funcionales y las interacciones químicas que existen entre el extracto con los metabolitos y el material encapsulante utilizado, analizando las bandas de absorción obtenidas por las vibraciones de las partículas en la región del infrarrojo (Linke et al., 2020).

#### Ecuación 1.

*Cálculo de Polifenoles Totales*

$$\text{TPC (mg GAE)} = \left( \frac{\text{Abs-c}}{m} \right) * \text{FD} * \frac{\text{Ve}}{\text{ml}}$$

Donde:

Abs: Lecturas de absorbancias medidas a 765 de las muestras.

c: Intercepto en el eje Y de la ecuación de la curva estándar del ácido gálico.

m: Pendiente de la ecuación de la curva estándar del ácido gálico.

FD: El factor de dilución.

Ve: Volumen del extracto.

m1: la masa inicial del extracto del material vegetal.

## Ecuación 2.

*Cálculo de Eficiencia de Encapsulación*

$$\% EE = \frac{TPC_{agua} - SPC_{disolvente}}{TPC_{agua}} * 100$$

Donde:

$TPC_{agua}$ : Contenido total de polifenoles en el agua.

$SPC_{disolvente}$ : Contenido superficial de polifenoles.

### 1.1.8. Métodos de Evaluación de la Capacidad Antioxidante

#### 1.1.8.1. Generalidades

Una sustancia que permita neutralizar los radicales libres y especies reactivas de oxígeno (ROS) se conoce como la capacidad antioxidante, disminuyendo procesos de oxidación que pueden causar algún tipo de daño celular. Estos radicales libres son partículas inestables que se generan en procesos metabólicos y en factores externos como la radiación, contaminación, capaces de reaccionar con proteínas, lípidos y ADN (Sadeer et al., 2020).

La capacidad antioxidante puede evaluarse mediante diversos métodos analíticos que miden la neutralización de radicales libres de ciertos compuestos bioactivos. Estos métodos son generalmente utilizados en extractos vegetales, ya que son abundantes en polifenoles, ayudando en la determinación del potencial antioxidante de estos compuestos (Rumpf et al., 2023). Entre los ensayos principales se encuentran: DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo), ABTS (ácido 2,2'-azino-bis(3-etilbenzotiazolina-6-sulfónico), FRAP (potencial antioxidante reductor del ion férrico), ORAC (capacidad de absorción de radicales de oxígeno), diferenciándose los mecanismos de reacción y sensibilidad frente a los compuestos antioxidantes de la muestra. El método DPPH es muy reconocido para evaluar la actividad antioxidante. Su rapidez y bajo costo lo convierten en un método popular, basado en la reducción del radical estable DPPH de color violeta, este color característico cambia de color cuando los antioxidantes donan electrones o átomos de hidrógeno (Knez et al., 2025).

Mientras el método ABTS mide la capacidad de los antioxidantes para neutralizar el radical catiónico, favoreciendo a compuestos hidrofílicos y lipofílicos (Kiss et al., 2025a). Seguidamente del método

FRAP tiene la capacidad de medir la reducción de los compuestos antioxidantes, reduciendo los iones férricos ( $\text{Fe}^{3+}$ ) a ferroso ( $\text{Fe}^{2+}$ ), formando complejos coloreados, siendo la intensidad del color proporcional a la capacidad antioxidante de la matriz vegetal. El método ORAC evalúa la capacidad de inhibición frente a radicales peróxido por medio de mecanismos de transferencia de átomos de hidrógeno, considerándose uno de los métodos más importantes de la biología (Ishola et al., 2025). Los ensayos antioxidantes son herramientas esenciales para la evaluación del potencial funcional de los extractos vegetales y compuestos fenólicos obtenidos de los residuos de la agroindustria.

#### 1.1.8.2. Método del radical DPPH

Una de las pruebas más usadas de la capacidad antioxidante en el laboratorio es el método de DPPH, porque permite neutralizar radicales libres estable DPPH. Es un método simple, económico, rápido que funciona con diferentes matrices vegetales y alimentos (Abramovič et al., 2028). El radical DPPH, es un radical libre de color violeta intenso y cuando un antioxidante dona un átomo de hidrógeno o un electrón al DPPH, este se reduce a DPPH-H (difenilpicrilhidrazina) y muestra un complejo amarillo pálido o incoloro (Babili et al., 2022).

Para el desarrollo de este método se prepara una solución de DPPH en disolventes puros a una concentración conocida, luego se mezcla un volumen fijo de solución del DPPH con el extracto o muestra de interés a diferentes concentraciones, después se incuba a temperatura ambiente en la oscuridad durante 90 minutos aproximadamente, permitiendo que la reacción alcance el estado estacionario o un punto de tiempo elegido. Posteriormente se mide la absorbancia en una longitud de onda de 515 – 520 nm, obtenidas las lecturas de absorbancia, se realiza el cálculo del porcentaje de eliminación de radicales. Estos valores van a depender de la muestra, tiempo de reacción y elección de la longitud de onda. Previamente se realiza la curva de calibración del reactivo Trolox, usado comúnmente como antioxidante de referencia para estandarizar las muestras con las unidades de (ug/ml) (Baliyan et al., 2022).

#### Ecuación 3.

*Porcentaje de Inhibición DPPH*

$$\% \text{ Inhibicion} = \left[ 1 - \left( \frac{A_m - A_c}{A_c - A_b} \right) * 100 \right]$$

Donde:

$A_m$ : lectura de absorbancia de la muestra

$A_c$ : lectura de absorbancia del control

$A_b$ : lectura de absorbancia del blanco

### 1.1.8.3. Aplicaciones de los polifenoles con capacidad antioxidante

Los polifenoles constituyen uno de los grupos de metabolitos más estudiados en las ciencias de la salud, debido a su amplia gama biológica, destacando propiedades antioxidantes, antiinflamatorias y protectoras celular (Zhou et al., 2025). En el entorno cosmético y dermatológico, los polifenoles se destacan por poseer capacidad para proteger la piel del de la radiación ultravioleta, especies reactivas de oxígeno (ROS) generadas por la exposición solar. Pese a que los polifenoles son compuestos termosensibles, poseen un enorme potencial en el ámbito biomédico y terapéutico. El consumo dietético de estos compuestos se ha asociado con la prevención y modulación de enfermedades, acciones que mejoran la estabilidad de los compuestos (Aatif, 2023).

## 1.2. Objetivos

### 1.2.1. Objetivo general

- Evaluar la capacidad antioxidante de polifenoles microencapsulados procedentes de los residuos de guanábana (*Annona muricata*).

### 1.2.2. Objetivos Específicos

- Extraer compuestos polifenólicos de residuos de guanábana (*A. muricata*) utilizando métodos convencionales de extracción con disolventes.
- Microencapsular los polifenoles extraídos de los residuos de guanábana mediante secado por aspersión.
- Determinar la actividad antioxidante *in vitro* del microencapsulado mediante el método DPPH.

## 1.3. Hipótesis

### 1.3.1. Hipótesis nula

El extracto microencapsulado de polifenoles a partir de la cascara de guanábana (*A. muricata*) no presenta actividad antioxidante.

### 1.3.2. Hipótesis alternativa

El extracto microencapsulado de polifenoles a partir de la cascara de guanábana (*A. muricata*) presenta actividad antioxidante.



## 1.4. Variables

### 1.4.1. Variables independientes

- Relación sólido: líquido (matriz vegetal: disolvente)
- Tiempo de extracción
- Polímeros encapsulantes

### 1.4.2. Variable dependiente

- Concentración de polifenoles
- Capacidad antioxidante

## CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

### 2.1. Materiales

El presente trabajo de titulación fue de tipo experimental desarrollado en los laboratorios de la Unidad Operativa de Dirección de Investigación y Desarrollo (UODIDE) y en los laboratorios académicos de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato. En la **Tabla 6**, se describen los reactivos, material fungible y equipos que se utilizaron durante la investigación.

#### 2.1.1. Material vegetal y reactivos utilizados en el desarrollo del proyecto de investigación

**Tabla 6.**

Listado de reactivos usados en el desarrollo del proyecto de investigación.

| Material vegetal                                             | Cantidad |
|--------------------------------------------------------------|----------|
| Cáscaras de guanábana ( <i>Annona muricata</i> )             | 6,4 kg   |
| Reactivos                                                    | Cantidad |
| Etanol (C <sub>2</sub> H <sub>6</sub> O)100%                 | 20 ml    |
| Etanol (C <sub>2</sub> H <sub>6</sub> O) 96%                 | 5 L      |
| Metanol (CH <sub>3</sub> OH)100%                             | 20 ml    |
| Metanol (CH <sub>3</sub> OH) 96%                             | 40 ml    |
| Ácido gálico (C <sub>7</sub> H <sub>6</sub> O <sub>5</sub> ) | 0,2 g    |
| Folin Ciocalteu                                              | 2 ml     |
| Carbonato de sodio (Na <sub>2</sub> CO <sub>3</sub> )        | 4 g      |
| Trolox (C <sub>14</sub> H <sub>18</sub> O <sub>4</sub> )     | 2,5 mg   |
| DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidracilo)                         | 7,2 ml   |

| Maltodextrina                             | 28,68 g         |
|-------------------------------------------|-----------------|
| Goma arábica                              | 9,56 g          |
| <b>Material fungible</b>                  | <b>Cantidad</b> |
| Matraz Erlenmeyer de 250 ml               | 2               |
| Vasos de precipitación de 100 ml          | 2               |
| Vaso de precipitación de 3 L              | 1               |
| Agitador magnético                        | 1               |
| Varilla de agitación                      | 1               |
| Tubos Falcon de 50 ml                     | 30              |
| Tubos para centrifuga de 250 ml           | 2               |
| Tubos eppendorf 1,5 ml                    | 10              |
| Embudo de filtración                      | 1               |
| Balón de aforo de 10 ml                   | 2               |
| Balón de aforo de 100 ml                  | 1               |
| Probeta volumétrica de 10 ml              | 1               |
| Probeta volumétrica de 500 ml             | 1               |
| Pipeta graduada 10 ml                     | 1               |
| Pipeta Pasteur                            | 1               |
| Pera de succión                           | 1               |
| Micropipeta (2 – 100 ul)                  | 1               |
| Micropipeta (20 – 200 ul)                 | 1               |
| Micropipeta (100 – 1000 ul)               | 1               |
| Puntas de micropipetas (20, 200, 1000 ul) | 1               |
| Microplaca 96 pocillos                    | 1               |
| Papel filtro                              | 1 pliego        |
| Papel industrial                          | 1 rollo         |
| Papel aluminio                            | 1 rollo         |
| Tijera                                    | 1               |
| Bolsas de polietileno                     | 1 paquete       |
| <b>Equipos</b>                            | <b>Cantidad</b> |
| Balanza analítica                         | 1               |
| Balanza de humedad                        | 1               |

|                              |   |
|------------------------------|---|
| Balanza de precisión         | 1 |
| Deshidratador por convección | 1 |
| Molino manual                | 1 |
| Licuada Oster                | 1 |
| Plancha de calentamiento     | 1 |
| Centrífuga                   | 1 |
| Centrífuga                   | 1 |
| Espectrofotómetro UV-VIS     | 1 |
| Espectrofotómetro FTIR       | 1 |
| Rotaevaporador BÜCHI         | 1 |
| Spray dryer                  | 1 |

*Nota.* Para asegurar la calidad y reproducibilidad de los resultados experimentales, se utilizaron reactivos de grado analítico adecuados para los métodos empleados, además de equipos previamente calibrados y en condiciones óptimas de funcionamiento. Elaboración propia.

## **2.2. Métodos**

### **2.2.1. Extracción de compuestos polifenólicos de residuos de guanábana (*A. muricata*) utilizando métodos convencionales de extracción con disolventes.**

#### **2.2.1.1. Obtención y selección del material vegetal.**

Se recolectó 9 kg del material vegetal correspondientes a los residuos de guanábana de la Planta Procesadora de Frutas y Hortalizas de Ambato (PLANHOFA), ubicada en el sector mayorista de la ciudad de Ambato, en la intersección de la Av. El Cóndor y Av. Bolivariana (Latitud: 01°14'34"S, Longitud: 78°37'19"W). Las muestras fueron transportadas en bolsas de polietileno dentro de un cooler a  $4 \pm 2$  °C para su conservación. A partir de estas muestras, se seleccionaron manualmente un total de 6,4 kg de cáscaras de guanábana que se encontraban más frescas, descartando las semillas y el material vegetal deteriorado.

#### **2.2.1.2. Proceso de secado del material vegetal.**

El proceso de secado se desarrolló en la planta piloto de los laboratorios de investigación de la Unidad de Docencia, Investigación y Desarrollo en Ingeniería de los Alimentos (UODIDE), tomando la cantidad de 6,4 kg de material vegetal seleccionado, previamente lavado con agua potable para la eliminación de impurezas superficiales y secado con papel adsorbente. Posteriormente las cáscaras de

la guanábana se cortaron en trozos pequeños y se distribuyeron uniformemente sobre las mallas de aluminio. Para el secado de la muestra se empleó un deshidratador por convección, colocando el material vegetal en el equipo a una temperatura de 140 °F durante 16 h. Estudios previos sobre modelo cinético de secado de los residuos de guanábana de (Vu et al., 2022), han demostrado que estas condiciones de secado ( $T = 140\text{ }^{\circ}\text{F}$ ;  $t = 16\text{ h}$ ) son adecuados para conservar los compuestos polifenólicos y la actividad antioxidante en matrices vegetales, permitiendo un secado completo en el que los residuos adquieren una textura rígida y quebradiza apta para la molienda y extracción de compuestos bioactivos de la cascara de guanábana.

#### **2.2.1.3. Molienda de la muestra vegetal.**

Los residuos secos obtenidos, fueron sometidos a un proceso de molienda que se realizó en dos etapas. En la primera etapa se utilizó un molino manual, obteniéndose el material con partículas de mayor tamaño. Para la segunda etapa, se disminuyó el tamaño de las partículas favoreciendo la homogeneidad del material vegetal, empleando una licuadora domestica (Oster), con la finalidad de obtener un polvo fino, que será adecuado para el proceso de extracción de los polifenoles y posteriormente el análisis de la actividad antioxidante (Anexo1).

#### **2.2.1.4. Elaboración de la curva de calibración con ácido gálico.**

La curva de calibración del ácido gálico se elaboró como referencia para la cuantificación de contenido de polifenoles totales en las muestras secas de cáscara de guanábana. Para ello se preparó una solución stock de ácido gálico a una concentración de 0,1g de ácido gálico en 100 ml de agua destilada. A partir de esta solución se obtuvieron diferentes concentraciones estándar (25, 50, 75, 100, 125, 175 mg/ml) que sirvieron como puntos de la curva de calibración. La determinación de polifenoles totales se realizó mediante el método espectrofotométrico de Folin-Ciocalteu (Pérez et al., 2023). El ensayo se preparó con 1 ml de reactivo de Folin Ciocalteu (1N) diluido en 10 ml de agua destilada. Para la solución del carbonato de sodio ( $\text{Na}_2\text{CO}_3$ ) al 7,5%, se disolvieron 1,5 g de carbonato de sodio en 20 ml de agua destilada. El análisis se llevó a cabo en una microplaca de 96 pocillos de fondo plano, donde se adicionaron en cada pocillo 20  $\mu\text{l}$  de cada estándar del ácido gálico (por triplicado), 100  $\mu\text{l}$  de reactivo de Folin-Ciocalteu diluido (Anexo 3), incubándose durante 5 minutos en la oscuridad. Posteriormente se agregaron 80  $\mu\text{l}$  de carbonato de sodio y se incubó nuevamente en la oscuridad por un lapso de 2h. Después se midió la absorbancia en el espectrofotómetro UV-VIS (Fisher Scientific, modelo Accuskan Go) a una longitud de onda de 765 nm. Las lecturas absorbancia obtenidas permitieron realizar la curva de calibración del ácido gálico mediante una gráfica de dispersión en el programa de Excel, colocando 2 columnas, en la primera columna se enlistó la concentración en mg/ml de los estándares del ácido gálico y en la segunda columna la lectura promedio de las absorbancias. Luego se insertó la gráfica de dispersión en la que muestra la tendencia lineal de los datos y con ello se obtuvo la ecuación de la recta con el valor de  $R^2$  (Anexo 4).

#### 2.2.1.5. Extracción de compuestos polifenólicos del material vegetal con disolventes.

La extracción de compuestos polifenólicos de las cáscaras de guanábana previamente molidas, se realizó mediante el uso de disolvente como el agua, etanol al 30%, 50%, 70% y 96% empleando una relación sólido:líquido de 1:20. A continuación, se preparó las concentraciones en porcentaje de los diferentes disolventes a partir del etanol al 96%, aplicando la (Ecuación 4) (J. E. Lee et al., 2024). Luego se pesó 1g de muestra en la balanza analítica (Adventure pro) para cada disolvente, realizando el procedimiento por triplicado. Las muestras se agitaron manualmente durante 5 minutos para favorecer la interacción sólido:líquido, después se sometieron a una centrifugación (Hettich, modelo Rotina 380) a 4000 rpm por 30 minutos. Posteriormente se recolectaron los sobrenadantes que fueron utilizados para los análisis correspondientes.

#### Ecuación 4.

*Determinación de la concentración*

$$C1V1 = C2V2$$

Donde:

C1: Concentración inicial de la solución

V1: Volumen inicial de la solución

C2: Concentración final deseada

V2: Volumen final de la solución

#### 2.2.1.6. Determinación de la concentración de polifenoles de la muestra.

El sobrenadante obtenido de las muestras con los disolventes se realizó una dilución 1:10 para medir absorbancia en las muestras, empleando el ensayo de Folin Ciocalteu, en el cual se utilizó una microplaca de 96 pocillos en el que se agregó 20 µl de la muestra por triplicado, luego se añadió 100 µl de reactivo de Folin-Ciocalteu, después de 5 minutos incubados en la oscuridad se adicionó el carbonato de sodio 80 µl y se le incubó en la oscuridad en el lapso de 2 horas. Después se midió a una longitud de onda de 765 nm. La ecuación presentada de la recta de la curva de calibración del ácido gálico **Anexo 1**, permitió la determinación de la concentración de polifenoles, despejando x de la ecuación, en la que se reemplaza las medidas de absorbancia y se obtiene las concentraciones en mg GAE (Majewska & Drużyńska, 2025). Finalmente se obtiene las concentraciones de polifenoles totales (TPC) en equivalentes de ácido gálico por gramo de extracto seco (mg GAE/ g), mediante la ecuación (2).

### 2.2.1.7. Selección del mejor disolvente y determinación de sólidos totales (%ST).

Se utilizó el programa Microsoft Excel para el cálculo de la concentración de polifenoles totales de la muestra vegetal, Para ello se aplicó la **ecuación (5)** a los valores obtenidos de absorbancia para cada disolvente evaluado en el ensayo de extracción. Posteriormente se seleccionó como mejor disolvente, el que presentó mayor contenido de compuestos polifenólicos (**J. E. Lee et al., 2024**).

Para la determinación del contenido de sólidos totales, se pesaron 2 g de la muestra sólida material vegetal en el plato de la balanza de humedad (Kern), previamente tarada y se registró el porcentaje de humedad. Después se evaluó el contenido de sólidos totales en el sobrenadante de las muestras; para ello, se agregaron 2ml del sobrenadante de las muestras bajo las mismas condiciones de análisis descrito anteriormente. El cálculo de contenido de sólidos totales se realizó utilizando la (**Ecuación 3**).

#### **Ecuación 5.**

*Determinación de Sólidos Totales*

$$\% ST = 100 \% - \% Humedad$$

### 2.2.1.8. Optimización del proceso de extracción: Diseño Experimental Factorial 3<sup>2</sup>.

Para optimizar la extracción de la cascara de guanábana, se realizó el diseño experimental, empleando un diseño de dos factores con tres niveles (3<sup>2</sup>), en este contexto se evaluaron factores como: las relaciones sólido: líquido (1:15, 1:20, 1:25) y el tiempo (30, 45, 60 min), que resultó 9 tratamientos (**Tabla 7**). Inicialmente se preparó un stock de 540 ml del mejor disolvente obtenido, con ello también 27 g de cascara de guanábana, luego se dividió para cada tratamiento establecido en el diseño experimental, en el que se pesó 1g de la muestra seca en 15 ml del disolvente stock colocados en tubos Falcon de 50 ml, consecutivamente se preparó la misma cantidad de muestra para los diferentes volúmenes del diseño experimental. Posteriormente se llevó a centrifugación (Hettich, modelo Rotina 380) a 4000 rpm por cada lapso de tiempo establecido. Cada tratamiento se realizó por triplicado para validación de los datos experimentales.

Después se separó el sobrenadante de los tubos Falcon, realizando una dilución 1:10 de los sobrenadantes con el objetivo de disminuir la concentración de las muestras y se obtuvieron las lecturas en el espectrofotómetro UV-VIS (Fisher Scientific, modelo Accuscan Go) a una longitud de onda de 765 nm, para la determinación de polifenoles mediante en ensayo de Folin-Ciocalteu (**Munteanu et al., 2021**).

**Tabla 7.***Tratamientos evaluados para la obtención de polifenoles*

| Tratamiento | RSL  | Tiempo (min) |
|-------------|------|--------------|
| 1           | 1:15 | 30           |
| 2           | 1:15 | 45           |
| 3           | 1:15 | 60           |
| 4           | 1:20 | 30           |
| 5           | 1:20 | 45           |
| 6           | 1:20 | 60           |
| 7           | 1:25 | 30           |
| 8           | 1:25 | 45           |
| 9           | 1:25 | 60           |

*Nota.* Para su análisis se desarrolló en el software estadístico Statgraphics, en el que se obtuvo resultados óptimos de extracción de polifenoles. Elaboración propia

#### **2.2.1.9. Concentración del extracto óptimo.**

Se trabajó con el mejor tratamiento obtenido del diseño experimental, en el cual empleando un factor de conversión se genera un mayor volumen de disolvente y mayor cantidad de muestra respectivamente. La mezcla de extracción a mayor volumen (2,5 L) se llevó a la plancha de calentamiento (IKA C-MAG) a una temperatura de 120 °C con velocidad media de agitación (4), una vez que alcance la ebullición, se apagó la plancha y se tomó el tiempo optimizado en el diseño (48,38 min) (Patil et al., 2023). Después se centrifugó a 4000 rpm por 30 minutos, luego se separó el sobrenadante y se filtró utilizando el papel filtro y un vaso de precipitación de 5 L, una vez obtenido el extracto filtrado se procedió a rota evaporar (IKA RV8) a baño maría de 77 °C con una velocidad de rotación 290 rpm por 8 horas. Finalmente se obtuvo el extracto concentrado (80 ml).

## **2.2.2. Microencapsulación de los polifenoles extraídos de los residuos de guanábana mediante secado por aspersión.**

### **2.2.2.1. Preparación de la solución para microencapsulación.**

En esta etapa se tomó 3 ml del extracto concentrado y se colocó en la balanza de humedad, para obtener el % de humedad y calcular % ST (**Ecuación 5**), este cálculo proporcionó la relación extracto: polímero de 20:80 que ayuda la formación de capa protectora, disminuyen la degradación oxidativa y mejoran la capacidad fisicoquímica (**Kurniati et al., 2025**). Por tal razón se realizó una regla de tres a partir del %ST obtenidos (23,88 %), es decir que por cada 100 ml de extracto concentrado se tiene 23,88 g de sólido, con ello se pudo establecer la cantidad de polímeros y la cantidad de agua para la suspensión de los polímeros con un volumen final de sólidos del 35% (**Díaz-Montes, 2023**). En este caso los polímeros utilizados fueron la maltodextrina (19,12 g) y un combinado de maltodextrina (9,56 g) y goma arábica (9,56 g) en 20 ml de extracto concentrado. La maltodextrina se disolvió en 68 ml de agua destilada, agitándose manualmente con la ayuda de una varilla de agitación hasta que la mezcla se homogeneizó para mezclar con los 20 ml de extracto concentrado, el mismo procedimiento se realizó con los encapsulantes combinados.

### **2.2.2.2. Microencapsulación mediante secado por aspersión.**

A partir de las soluciones (extracto, maltodextrina, agua) obtenidas se procedió a microencapsular en un spray dryer (BUCHI B-290) con las siguientes condiciones: temperatura de entrada 150 °C, temperatura de salida de 80 °C, porcentaje del aspirador 100%, bomba de alimentación o pump 20 %, después de 2h se obtuvo los dos microencapsulados con maltodextrina (14 g) y combinado con goma arábica (18 g). Posteriormente los microencapsulados se recolectaron en fundas ziploc y se almacenó a temperatura ambiente en un lugar seco (**Pudžiuvėlytė et al., 2025b**).

### **2.2.2.3. Cuantificación de Polifenoles Totales y Superficiales.**

Para la determinación de polifenoles totales se preparó soluciones con etanol y agua, en la que se pesaron 0,5 g de microesferas del extracto formulado con maltodextrina en 5 ml de agua destilada, seguidamente para la cuantificación de polifenoles superficiales se pesó 0,5 g del extracto formulado con maltodextrina en 5 ml de etanol absoluto, luego se centrifugó a 4000 rpm por 30 minutos y se realizó el mismo proceso para las microesferas combinadas con formulaciones de maltodextrina y goma arábica, después se realizó una dilución 1:15 de los sobrenadantes obtenidos y aplicando el ensayo de Folin-Ciocalteu, se determinó mediciones de absorbancia por réplicas con ello también la cuantificación de polifenoles totales y superficiales (**Ronca et al., 2024**).



#### **2.2.2.4. Determinación de la eficiencia de encapsulación**

La eficiencia de encapsulación (% EE) se calculó cuantitativamente mediante la **Ecuación 2**, a partir de las concentraciones de polifenoles obtenidas con la **Ecuación 1**. Posteriormente se determinó la eficiencia cualitativamente mediante una técnica analítica del FTIR (Espectroscopia Infrarroja por Transformada de Fourier), registrando grupos funcionales de compuestos fenólicos y materiales encapsulantes (**Linke et al., 2020**). Para ello se realizó lecturas de espectros que muestra el equipo FTIR (PERKIN ELMER Spectrum Two). Fue posible obtener lecturas del extracto concentrado, microesferas de maltodextrina, solo el polímero de maltodextrina, microesferas del extracto con maltodextrina: goma arábica, y los polímeros combinados maltodextrina: goma arábica.

#### **2.2.3. Determinación de la actividad antioxidante *in vitro* del microencapsulado mediante el método DPPH.**

##### **2.2.3.1. Desarrollo de la curva de calibración empleando el reactivo Trolox.**

La curva de calibración del Trolox se realizó pesando 2, 503 mg de reactivo Trolox, disuelto en 10 ml de etanol puro siendo esta una solución stock aforado en un balón de 10ml, luego se preparó el reactivo DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) a una concentración Stock de 0,1 Mm, en la que se pesó 0,394 mg de DPPH en la balanza analítica (Adventure Pro Model, AV264C), luego se disolvió en 10 ml de etanol absoluto. Luego se realizaron diferentes concentraciones estándar de Trolox (20, 40, 60, 80 ,100 µg/ml) con ello se derivaron concentraciones (volumen del stock: volumen de etanol puro) para un volumen final de 2 ml en las que se colocaron en tubos eppendorf , se agitaron los tubos en un vórtex por 1 minuto, luego se colocó en un pocillo 180 µl de etanol puro y 20 µl de agua destilada para la medición del blanco, en otro pocillo se colocó 20 µl de agua destilada y 180 µl de DPPH para el control, luego en los demás pocillo se colocaron 20 µl de cada estándar de Trolox con 180 µl de DPPH en la microplaca de 96 pocillos de fondo plano por triplicado, luego se agita suavemente la microplaca por 1 minuto y se denota un cambio de color de violeta a amarillo, a continuación se incubó en la oscuridad por 40 minutos a temperatura ambiente. Pasado los 60 minutos se realizan las lecturas de absorbancia en el espectrofotómetro UV-VIS a una longitud de onda de 517 nm (**Gombert et al., 2018**). Finalmente se calculó el porcentaje de inhibición mediante el software Excel, aplicando la **Ecuación 3** lo que permitió también obtener la gráfica y ecuación para la determinación de la capacidad antioxidante (**Anexo 4**).

##### **2.2.3.2. Procesamiento de las muestras para la evaluación antioxidante.**

Se procedió a preparar las muestras 0,5 g de muestras encapsuladas y el extracto en 5 ml de agua destilada, luego se agitó manualmente por 2 minutos hasta que se disuelva las microesferas, también se realizó una dilución de las muestras y se colocó por triplicado 20 µl de cada muestra (extracto,

maltodextrina y maltodextrina: goma arábica) con 180 µl de DPPH en la microplaca de 96 pocillos de fondo plano por triplicado con las condiciones anteriormente mencionadas.

### CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1. Análisis y discusión de los resultados

##### 3.1.1. Extracción de compuestos polifenólicos de residuos de guanábana (*A. muricata*) utilizando métodos convencionales de extracción con disolventes.

##### 3.1.1.1. Selección del mejor disolvente y determinación de sólidos totales (%ST).

El contenido de humedad resultante después del proceso de secado y de molienda (**Anexo 1**) del 3, 47 ± 0,10 %, denota que la mayor parte de la muestra es seca. De acuerdo con lo expuesto por (**Cano-Gómez et al., 2025**), el 97 %ST de matrices vegetales favorece la conservación de compuestos bioactivos, disminuye el riesgo de contaminación microbiológica y aumenta la interacción del disolvente con la muestra vegetal, por lo tanto, el 96, 53 ± 0,10 % obtenido de la cascara de guanábana evidencia que la muestra es adecuada para la extracción de polifenoles y evaluación antioxidante (**Anexo 2**).

Bajo estas condiciones de la muestra, se procedió la evaluación de los diferentes disolventes (**Tabla 8**). A partir de la relación sólido: líquido, se realizó la cuantificación de polifenoles mediante el ensayo Folin-Ciocalteu, con ello se determinó el disolvente más adecuado para recuperación de polifenoles de la cáscara de guanábana.

**Tabla 8.**

*Concentración de Polifenoles con diferentes disolventes*

| Disolvente    | Polifenoles Totales TPC (mgGAE/g) |
|---------------|-----------------------------------|
| Agua          | 22,012 ± 0,008                    |
| Etanol 30%    | 25,027 ± 0,005                    |
| Etanol 50%    | 18,436 ± 0,003                    |
| Etanol 70%    | 21,103 ± 0,004                    |
| Etanol al 96% | 2,7394 ± 0,002                    |

*Nota.* Valores de concentración de polifenoles expresados como media ± desviación estándar, empleado una relación sólido: líquido (1:20) y tiempo de extracción de 30 minutos mediante el ensayo de Folin Ciocalteu.

En la **Tabla 8**, se evidencia como mejor disolvente el etanol al 30 % con una mayor concentración de polifenoles de 25,027 ± 0,10 mg GAE/g, seguido por el agua y el etanol al 70 % , esto refleja que la condición inicial RSL empleada de (1:20), permitió una mejor interacción entre la cantidad de muestra

y el volumen del disolvente, debido a que el volumen de disolvente permitió solubilizar los compuestos polifenólicos dentro de la matriz vegetal como lo expone **Hartati et al. (2024)** en sus estudios, mientras que el etanol al 96 % ( $2,739 \pm 0,002$  mg GAE/g) redujo la cantidad de compuestos fenólicos. Según **(Sosa-Crespo et al., 2025a)**, mencionan que este comportamiento se debe a la menor polaridad del disolvente, limitando la permeabilidad de las estructuras celulares, para que los compuestos se solubilizan. Además, **(Nguyen et al., 2020)**, reportan que la cascara de guanábana contiene compuestos fenoles polares (-OH y anillos aromáticos), adecuados para disolventes hidroalcohólicos.

Asimismo, la confiabilidad de los resultados obtenidos fue posible medirlos por la confiabilidad de la linealidad ( $R^2 = 0,9916$ ) de la curva de calibración del ácido gálico (**Anexo 2**), permitiendo relacionar entre la absorbancia y la concentración de polifenoles con la ecuación obtenida. De acuerdo con **Vieira et al. (2022)**. La correcta ejecución del método Folin-Ciocalteu contribuyó a reducir errores analíticos y obtener óptimos valores de concentración de fenoles.

### 3.1.1.2. Optimización del proceso de extracción: Diseño Experimental Factorial 3<sup>2</sup>.

A partir de la selección del etanol al 30%, se planteó un diseño experimental para optimizar la extracción de polifenoles en la cascara de guanábana, en el que según estudios reportados de **(Nguyen et al., 2020)**, han demostrado que la RSL es uno de los parámetros importantes al determinar el gradiente de concentración entre la muestra sólida y el disolvente. Además, **(Nguyen et al., 2020)**, exponen que el tiempo de extracción es un factor muy importante en la extracción porque la difusión de los compuestos fenólicos desde el interior de la muestra hacia el medio líquido, depende del tiempo hasta ser equilibrado.

Con los resultados experimentales obtenidos, se aplicó un análisis de varianza ANOVA (**Tabla 9**), para evaluar la influencia estadística de los factores como RSL (1:15, 1:20, 1:25) y el tiempo de extracción (30, 45, 60 minutos) entre la concentración de polifenoles totales (mg GAE/ g).

**Tabla 9.**

Análisis estadístico ANOVA para la extracción de polifenoles de cáscara de guanábana

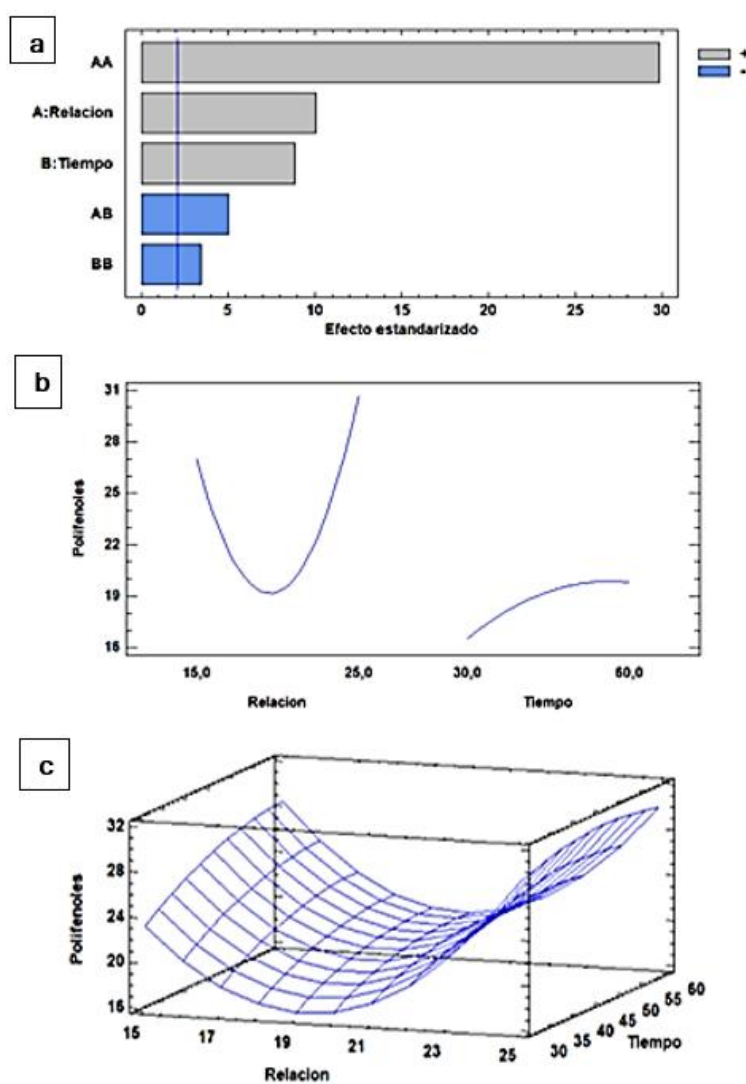
| Fuente      | Suma de Cuadrados | Gl | Cuadrado Medio | Razón-F | Valor-P |
|-------------|-------------------|----|----------------|---------|---------|
| A: Relación | 62,3249           | 1  | 62,3249        | 100,90  | 0,0000  |
| B: Tiempo   | 48,4981           | 1  | 48,4981        | 78,52   | 0,0000  |
| AA          | 550,556           | 1  | 550,556        | 891,34  | 0,0000  |
| AB          | 15,7003           | 1  | 15,7003        | 25,42   | 0,0001  |
| BB          | 7,29818           | 1  | 7,29818        | 11,82   | 0,0028  |

|               |           |    |           |      |        |
|---------------|-----------|----|-----------|------|--------|
| bloques       | 0,0285667 | 2  | 0,0142834 | 0,02 | 0,9772 |
| Error total   | 11,7358   | 19 | 0,617674  |      |        |
| Total (corr.) | 696,142   | 26 |           |      |        |

*Nota.* A: relación sólido-líquido (RSL); B: tiempo de extracción; AA, BB: los efectos cuadráticos de los factores evaluados; AB: interacción entre los dos factores. El modelo presentó un coeficiente de determinación ( $R^2$ ) de 98,31% y un ( $R^2$ ) ajustado de 97,69 %.

**Figura 4.**

*Análisis estadístico mediante graficas de la extracción de polifenoles de la cáscara de guanábana*



*Nota. a:* Diagrama de Pareto estandarizada para polifenoles; *b:* Grafica de efectos principales para Polifenoles; *c:* Diagrama de superficie de respuesta estimada.

Mediante la optimización del modelo de superficie de respuesta desarrollado a partir del diseño experimental factorial 32, se obtuvo **Tabla 10** una combinación de los niveles de los factores, la cual maximiza Polifenoles sobre la región indicada, resultando una concentración optima en mg GAE/g de la cáscara de guanábana.

**Tabla 10.**

Condiciones óptimas de concentración de polifenoles

| <b>Factor</b>   | <b>Bajo</b> | <b>Alto</b> | <b>Óptimo</b> |
|-----------------|-------------|-------------|---------------|
| <b>Relación</b> | 15,0        | 25,0        | 25,0          |
| <b>Tiempo</b>   | 30,0        | 60,0        | 48,3795       |

*Nota.* Relación (muestra (g) / disolvente (ml)), tiempo de extracción en minutos y valor óptimo de extracción de polifenoles = 30,7518 mg GAE/g

El análisis de varianza que se expone en la **Tabla 9**, evidenció la significancia estadística de cada efecto comparando su cuadrado medio contra un estimado del error experimental. En este caso, 5 efectos tienen un valor-P menor que 0,05, incluyendo los términos cuadráticos (AA y BB), con la interacción de los factores (A, B), indicando que son significativamente diferentes de cero y que además que la RSL y el tiempo de extracción influyen significativamente sobre el contenido de polifenoles totales, con un nivel de confianza del 95,0 %. El estadístico  $R^2$  indica que el modelo, así ajustado, explica 98,31% de la variabilidad en Polifenoles. El estadístico  $R^2$  ajustada, que es más adecuado para comparar modelos con diferente número de variables independientes, es 97,69 %, confirmando que la variabilidad de los factores en el contenido de polifenoles fue adecuada y contribuyeron significativamente en el proceso de extracción (**Cabrera et al., 2024**)

La **Tabla 9** de ANOVA, constató al igual que el diagrama de Pareto (**Figura 4a**) que las relaciones cuadráticas presentan el mayor efecto estandarizado, con ello el efecto lineal de RSL y el tiempo de extracción. De acuerdo con **Aguilar-Hernández et al. (2019)**, este comportamiento es posible por la disponibilidad del disolvente tuvo la mayor influencia en la recuperación de polifenoles. Resultados similares por **Hartati et al. (2024)** identificaron que la RSL es una de las variables críticas para maximizar la recuperación de compuestos bioactivos en extractos de *A. muricata*. La gráfica de efectos principales (**Figura 4b**) confirmó el comportamiento no lineal de la RSL, indicando que existe una condición optima de extracción y que el aumento de la cantidad de disolvente no es proporcional en todo el rango, además el tiempo de extracción demostró una tendencia creciente sobre la concentración

de polifenoles, denotando que en períodos más prolongados es posible favorecer la difusión de polifenoles hacia el disolvente hasta que estén en equilibrio (**Liu et al., 2024**).

En el diagrama de superficie de respuesta estimada **Figura 4c**, se visualiza el efecto de los factores confirmando la interacción significativa (Razón-F=25,42;  $p=0,0001$ ) de la **Tabla 9**, manifestado gráficamente en la geometría de la malla que presenta una depresión pronunciada con concentraciones mínimas de polifenoles, mientras que en regiones con mayor relación 1:25 con tiempos prolongados de 30-60 minutos se observa un incremento concentración de polifenoles, denotando una pendiente más pronunciada en el eje relación y el eje del tiempo en la que se obtuvo la región de máxima respuesta (**Tabla 10**) se localizó hacia la relación (RSL) elevada de 1:25 y el tiempo intermedio de 48,38 minutos, con valor máximo de predicción de concentración de polifenoles de 30,75 mg GAE/g. Este comportamiento fue similar con la tendencia observada en extracciones de polifenoles de matrices lignocelulósicas **Bezerra et al. (2008)**, donde muestra que las RSL elevadas mejoran la concentración del extracto final, siempre que el tiempo de interacción entre ellos sea suficiente para compensar la menor cantidad de disolvente.

Los resultados obtenidos en la optimización del proceso de extracción en cuanto a la curvatura que se presentan en las gráficas de la **Figura 4** y los efectos cuadráticos de la **Tabla 9** concuerdan con estudios de **Nguyen et al. (2020)**, en la que expresa que variando la concentración del etanol (20-100 %) y el tiempo de extracción de (1-5 h), proporcionaron un mejor equilibrio y presentó TPC moderado de 19,15 mg GAE/ ml. Mientras que **Lee et al. (2016)** señala que, con la extracción con metanol, se obtuvo 18,69 mg GAE/g por pulpa seca, **Patil et al. (2023)** obtuvo 84,5 mg GAE/ g del fruto, **Ruiz-López et al. (2025)** 18,69 mgGAE/g hoja. La condición optima de extracción en la cáscara de guanábana puede atribuirse a la capacidad elevada de solubilización manteniendo un gradiente de concentración optimo entre la matriz vegetal y el disolvente, facilitando la transferencia de masa (**Dechasa et al., 2024**). Por otro lado, **El Oihabi et al. (2024)**, expone que las relaciones menores como la que se obtuvo en este estudio de 1:15 limitan la eficiente extracción del metabolito, se debe a que contiene la menor cantidad de disolvente para solubilizar los compuestos fenólicos liberados, reduciendo el rendimiento de extracción.

En este contexto se confirma que la cascara contiene compuestos polifenólicos, más que la pulpa, pero va a depender también factores como el estado del fruto, la concentración del disolvente, el método de extracción, aunque no existan coincidencias exactas en estudios de las cascara de guanábana, se ajustan a los valores de optimización.

### 3.1.2. Microencapsulación los polifenoles extraídos de los residuos de guanábana mediante secado por aspersión.

#### 3.1.2.1. Cálculo de la eficiencia de encapsulación

La eficiencia de encapsulación permitió evaluar la capacidad de los polímeros (maltodextrina y goma arábica) para mantener los compuestos fenólicos durante el proceso de secado por aspersión. La **Tabla 11** muestra los porcentajes de eficiencia para las formulaciones evaluadas.

**Tabla 11.**

*Eficiencia de microencapsulación del extracto concentrado de la cáscara de guanábana*

| Muestra         | Disolvente      | Concentración (mg GAE/g) | Eficiencia de encapsulación (% EE) |
|-----------------|-----------------|--------------------------|------------------------------------|
| <b>ME:MD</b>    | Agua            | 23,850 ± 0,026           | 99,041± 0,01                       |
|                 | Etanol absoluto | 0,229 ± 0,002            |                                    |
| <b>ME:MD+GA</b> | Agua            | 32,289± 0,024            | 95,444 ± 0,01                      |
|                 | Etanol absoluto | 1,471 ± 0,002            |                                    |

*Nota.* ME:MD, son microesferas del extracto de cáscara de guanábana con maltodextrina. ME:MD+GA, representa microesferas del extracto de cáscara de guanábana combinado con maltodextrina y goma arábica (**Anexo 5**).

La **Ecuación 2**, permitió el cálculo de la eficiencia de la encapsulación mediante la aplicación del ensayo Folin-Ciocalteu, en la que se obtuvo mayor concentración de contenido de polifenoles totales lo que permitió recuperar el contenido fenólico total de las microesferas, mientras que el etanol absoluto (absoluto) la mayoría de los compuestos fenólicos no quedaron expuestos en la superficie, sino cubierto dentro las microesferas como se expone en la **Tabla 11** (**Bergesse et al., 2023**).

Las formulaciones de maltodextrina y la combinación de maltodextrina con goma arábica permitieron la eficiente retención de compuestos polifenólicos extraídos de la cáscara de guanábana. En la **Tabla 11** destaca la eficiencia desde el proceso de extracción, el método empleado y los equipos utilizados en el proceso. Aunque las dos formulaciones tienen eficiencia elevada, se destaca la microencapsulación del extracto con maltodextrina (ME:MD) con una eficiencia del 99,041± 0,01 % que favorece una mejor retención del compuesto encapsulado (**Herrera-Pool et al., 2021**). La incorporación de la goma arábica en el encapsulado pudo favorecer una mayor retención de compuestos bioactivos a la superficie debido

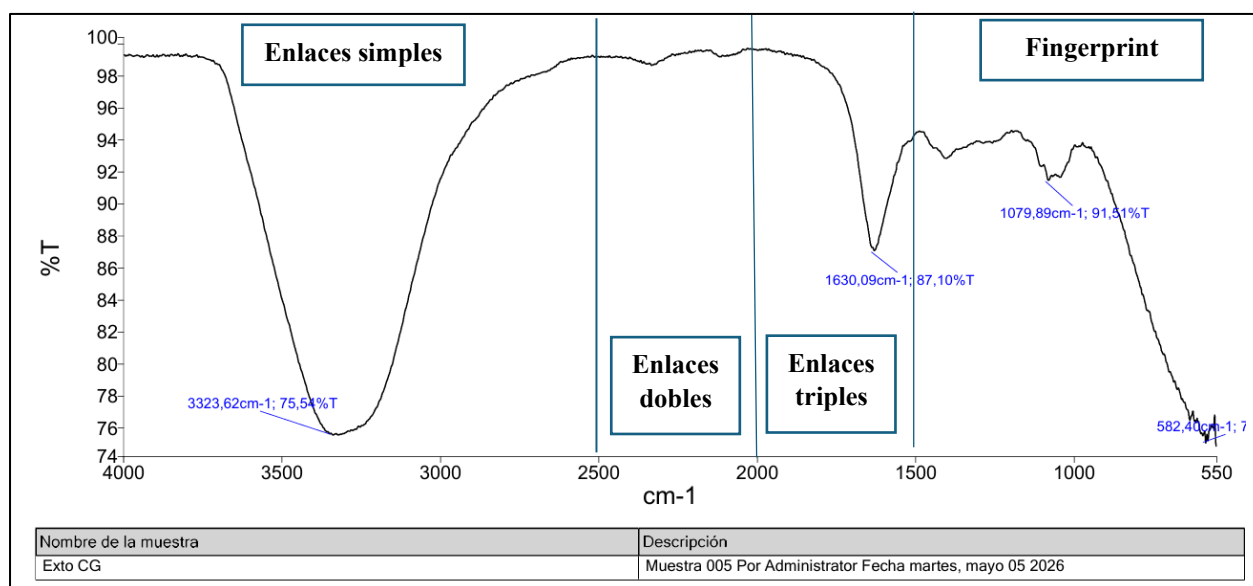
a que es más viscoso, eso interfirió en la encapsulación. Pero, aun así, los dos microencapsulados fueron muy eficientes.

En comparación de matrices vegetales encapsuladas con maltodextrina y secado por aspersión destacan eficiencias elevadas de (76,8 – 99,8 %) y microencapsulaciones combinadas de maltodextrina con goma arábiga de 98,93% en la cascara de ciruela (da Silva Júnior et al., 2023), por otro lado Jordán-Suárez et al. (2021) en las mismas hojas de guanábana con maltodextrina se obtuvieron eficiencias de (40,8 – 74,9 %), mientras que en estudios de Ferreira et al. (2022), sobre compuestos fenólicos de tucuma (*Astrocaryum vulgare* Mart.) se obtuvo una eficiencia >80 % de los microencapsulados entre maltodextrina y goma arábiga. Los valores obtenidos evidencian que las formulaciones evaluadas fueron eficientes para proteger los polifenoles obtenidos del extracto de la cáscara de guanábana.

Otro método de identificación en la que se evaluó la microencapsulación fue la espectroscopía infrarroja por transformación de Fourier **Figura 5** y **Figura 6**, complementario para verificar la eficiencia cuantitativa obtenida. Además, se identificaron las principales bandas (Número de ondas ( $\text{cm}^{-1}$ )) que que se asocian a los compuestos polifenolicos del extracto en la **Tabla 12**.

**Figura 5.**

*Espectroscopía del extracto concentrado de la cascara de guanábana*



*Nota.* Lectura del espectrofotómetro FTIR de las bandas principales identificadas en el extracto concentrado de la cascara de guanábana, en el eje X: Número de ondas, en el eje Y: porcentaje de transmitancia (%T). Las barreras marcadas pertenecen a la división de grupos funcionales.



**Tabla 12.**

*Bandas principales del FTIR identificadas en el extracto concentrado de la cáscara de guanábana*

| Número de onda (cm <sup>-1</sup> ) | % Transmitancia | Grupos funcionales  |
|------------------------------------|-----------------|---------------------|
| 3323,62                            | 75,54           | OH                  |
| 1630,09                            | 87,10           | C =C ; C= O         |
| 1079,89                            | 91,51           | CO                  |
| 582,40                             | 75,54           | Región del espectro |

*Nota.* Las señales observadas se asocian a grupos funcionales característicos de metabolitos en la muestra de cáscara de guanábana.

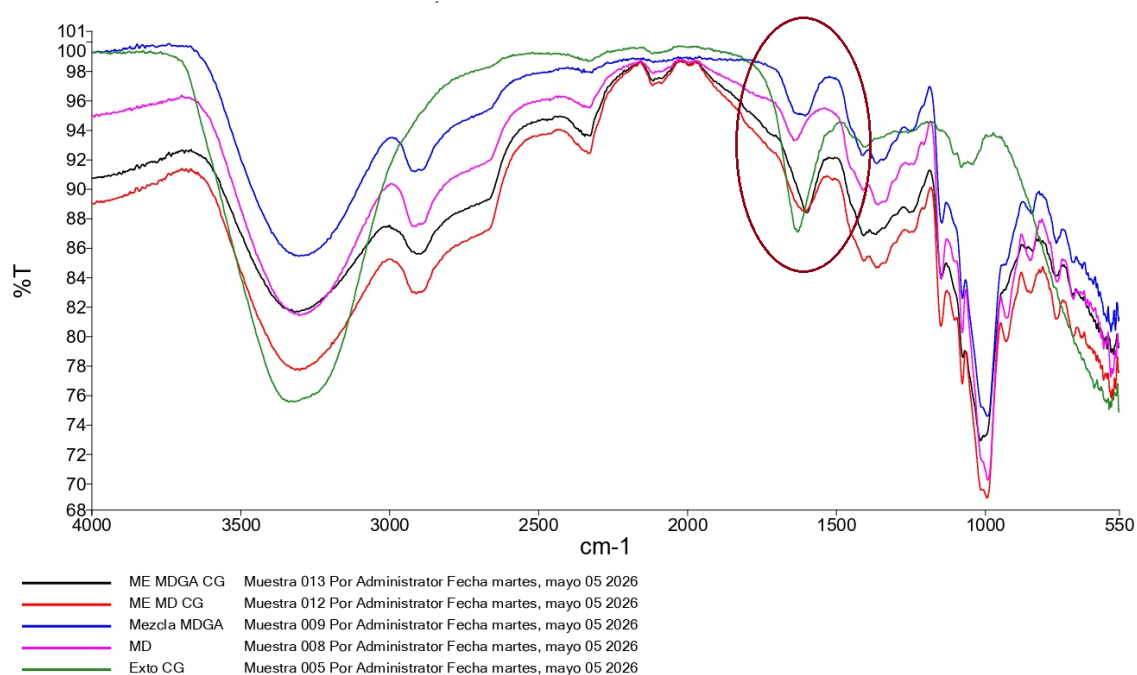
En la **Tabla 12** se identificó las principales características de las señales del extracto de cáscara de guanábana proporcionada en los picos de la **Figura 5**, mediante el FTIR. Según **Nandiyanto et al. (2019)** reporta en sus estudios, la identificación de grupos funcionales mediante la división de los espectros en zonas de enlaces simples está en bandas de (4000-2500 cm<sup>-1</sup>), enlaces triples (2000-2500 cm<sup>-1</sup>), enlaces dobles (1500-2000 cm<sup>-1</sup>) y la región de fingerprint se encuentra < 1500 cm<sup>-1</sup>. En comparación con estudios de **Nandiyanto et al. (2023)**, se identificó el espectro del FTIR del extracto de cascara de guanábana, con bandas asociadas a grupos funcionales de compuestos fenólicos reportados en la **Tabla 12**. La región con el número de onda 3323,62 cm<sup>-1</sup> se relacionó con vibraciones OH de polifenoles, mientras que en la región 1630,09 cm<sup>-1</sup> se relaciona con anillos aromáticos propios de compuestos fenólicos, en la banda de 1079,89 cm<sup>-1</sup> se relacionó con alcoholes y éteres, en la banda de 582,40 cm<sup>-1</sup> se encuentra en la región de vibraciones específicas de la estructura molecular.

El reporte de estos resultados se corroboró con estudios similares, aunque de diferentes matrices de guanábana e incluso de la familia *Anonaceae*, en los que se encontraron en el extracto de hojas de guanábana, los anillos aromáticos de polifenoles y acetogeninas característicos de la familia *Anonaceae* en rangos de 1619-1643 cm<sup>-1</sup> (**Prakasa et al., 2026**). En extractos con etanol de semillas de guanabana según **Onuoha et al. (2023)**, reporta que a un estiramiento de 1382,754-1921,941 cm<sup>-1</sup> se encontraron etilenos, aminas primarias, tiocianatos. Confirmando, la presencia de estructuras químicas compatibles con los compuestos polifenólicos evaluados en este estudio.

Para complementar la caracterización química de la muestra por medio del FTIR, se analizaron tanto el extracto de la cáscara de guanábana como los microencapsulados y únicamente los polímeros, superpuestos en una sola gráfica (**Figura 6**).

**Figura 6.**

*Superposición de los espectros obtenidos del extracto concentrado y de las muestras encapsuladas*



*Nota.* ME MDGA CG: Microesferas del extracto de cascara de guanábana con maltodextrina y goma arábica (línea negra). ME MD CG: Microesferas del extracto de cáscara de guanábana con maltodextrina (línea roja). MD: Polímero de maltodextrina (línea lila). Ext CG: El extracto concentrado de la cáscara de guanábana (línea verde). Mezcla MDGA: Polímeros combinados de maltodextrina y goma arábica (línea azul). El círculo de color rojo es la zona de evaluación de todas las muestras e incluyendo los polímeros.

En la **Figura 6** se revelaron las señales espectrofotométricas del extracto de cáscara de guanábana, los polímeros de encapsulación (maltodextrina y goma arábica con maltodextrina) y las microesferas obtenidas del secado por aspersión. En todas las muestras se observó una banda ancha en (3300-3320  $\text{cm}^{-1}$ ) relacionada con las vibraciones de grupos hidroxilos (**Anexo 6**) característicos de compuestos fenólicos en el extracto como los polisacáridos del material encapsulante. En bandas (1598-1606  $\text{cm}^{-1}$ ), se relacionaron grupos aromáticos y carbonilos conjugados en la que evidencia estructuras de los compuestos fenólicos (**Pasieczna-Patkowska et al., 2025**).

En comparación de los espectros del extracto con los microencapsulados en la **Figura 6**, se denota la conservación de las principales bandas funcionales, ya que en la superposición se pudo observar que siguen la misma curvatura en los picos analizados en el círculo encerrado de rojo expuestos en la **Tabla 12** y **Anexo 6**, aunque difieren entre variaciones de transmitancia e intensidad de la señal del espectro. Relacionado con **Enders et al. (2021)**, las variaciones fueron por la superposición de las bandas y a las

interacciones moleculares entre los grupos funcionales por los puentes de hidrogeno. Además, en la **Figura 6** se observó la ausencia de nuevas regiones y señales permanentes, demuestran que el proceso de secado por aspersión no produjo cambios químicos que alteren el análisis de los compuestos bioactivos, sino que permitió la incorporación dentro de los polímeros. Es por ello que los resultados respaldan los valores altos de eficiencia cuantificada (99,04-95,44 %) **Tabla 11**, complementados con el FTIR, se indicó que la microencapsulación fue eficiente y de acuerdo con **Talari et al. (2017)**, evidencia que la menor cantidad de polifenoles superficiales obtenidas en esta formulación confirma una incorporación más efectiva de los polifenoles en la formulación de maltodextrina y en la formulación combinada.

### 3.1.3. Determinación de la actividad antioxidante *in vitro* del microencapsulado mediante el método DPPH.

La capacidad antioxidante evaluada *in vitro* de la muestra de cáscara de guanábana fue realizada empleando el método del radical DPPH **Tabla 13**, los cuales permitieron comparar el potencial antioxidante del extracto y de la guanábana.

**Tabla 13.**

*Evaluación de la capacidad antioxidante mediante el ensayo DPPH*

| Muestra     | % Inhibición DPPH | TEAC ( $\mu\text{mol Trolox/ g}$ ) |
|-------------|-------------------|------------------------------------|
| Extracto CG | 45,55 $\pm$ 13,43 | 3,73 $\pm$ 1,27                    |
| MD:CG       | 41,91 $\pm$ 9,32  | 3,38 $\pm$ 0,88                    |
| MD:GA:CG    | 52,16 $\pm$ 1,15  | 4,35 $\pm$ 0,11                    |

*Nota.* La capacidad antioxidante fue cuantificada mediante la reducción del radical DPPH y expresado en porcentaje de inhibición y equivalentes de Trolox. Autoría propia.

De acuerdo con estudios de **Kiss et al. (2025b)**, la capacidad de compuestos antioxidantes para donar electrones o átomos de hidrogeno al radical DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) produce una baja lectura de absorbancia y con ello cambia de color violeta a amarillo, con ello también la capacidad antioxidante equivalente al Trolox (TEAC) utilizado como un antioxidante de referencia, permitiendo comparar las muestras (**Anexo 7**).

La **Tabla 13**, revela una mayor actividad antioxidante (**Anexo 8**) en la formulación MD:GA:CG (muestra encapsulada con maltodextrina y goma arábica), seguida del extracto además de la formulación con maltodextrina. **Mehran et al. (2020)**, señalan que la maltodextrina actúa como una barrera de protección disminuyendo la degradación de los compuestos fenólicos en el proceso de secado

por aspersión, de igual manera el % EE **Tabla 11**, respalda la capacidad de la maltodextrina para retener compuestos polifenólicos en la muestra.

La formulación empleada de MD:GA, presentó valores mayores de porcentaje de inhibición que revela que la muestra de cascara de guanábana fue capaz de neutralizar el 52,16 % de los radicales libres del DPPH, junto con TEAC, incluso superó al extracto concentrado sin polímeros **Shojaee et al. (2022)**, contrasta que esto se debe a que la goma arábica incorporada a la maltodextrina favoreció la preservación y disponibilidad de los compuestos antioxidantes en la etapa de secado por aspersión. Autores como **Delfanian et al., (2021)**, destacan que la goma arábica contiene propiedades emulsificantes y filmogénicas, por ello también **Baliyan et al. (2022)**, demuestra que las formulaciones con goma arábica protegen los compuestos fenólicos de la degradación.

**Aguilar-Hernández et al. (2019b)**, evaluaron extractos etanólicos de la cascara de guanábana, reportando 7,54  $\mu\text{mol TEAC/g}$ . **Sosa-Crespo et al. (2025b)**, evidenció valores de 2106  $\mu\text{mol TEAC/g}$  utilizado metanol como disolvente y las hojas acumularon más polifenoles por naturaleza de mecanismo de defensa ambiental. Estos estudios permitieron evaluar que la evaluación de la capacidad antioxidante influyó la matriz vegetal, tipo de disolvente, la ejecución del ensayo DPPH, método de extracción, el color propio de la muestra, el uso del equipo.

### 3.2. Verificación de Hipótesis

$H_0 \neq 0$  Se rechaza la hipótesis nula

$H_a = 0$ , Se acepta la hipótesis alternativa, puesto que el extracto microencapsulado de polifenoles a partir de la cascara de guanábana (*A. muricata*) presentan actividad antioxidante.

## CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 7.1. Conclusiones

- Se pudo extraer compuestos polifenólicos de los residuos de guanábana (*A. muricata*), especialmente de la cáscara, empleando disolventes convencionales, confirmando que la eficiencia recuperación de polifenoles dependen de la naturaleza del disolvente y las condiciones de estudio. Los resultados obtenidos evidenciaron que las mezclas hidroalcohólicas permiten la solubilización de los compuestos polifenólicos en la cascara de guanábana, validando el potencial de este residuo agroindustrial como fuente sostenible de polifenoles.
- La microencapsulación de los polifenoles extraídos de los residuos de guanábana, mediante secado por aspersión fue muy eficiente, ya que permitió obtener altos porcentajes de eficiencias de encapsulación. En la que se destacó la formulación del extracto con maltodextrina como el más óptimo. De manera complementaria, en análisis FTIR confirmo que los compuestos

polifenólicos fueron incorporados exitosamente sin modificaciones químicas observables. Esta técnica de microencapsulación es una alternativa prometedora para mantener la capacidad de integración adecuado de los polímeros para conservar los compuestos bioactivos de residuos agroindustriales.

- Se determinó la capacidad antioxidante *in vitro* mediante el ensayo del radical DPPH en las muestras del extracto concentrado y en las formulaciones microencapsuladas, Estos resultados confirmaron la capacidad de neutralizar los radicales libres del DPPH tanto para el extracto como el microencapsulado evidenciando que los valores del porcentaje de inhibición y de capacidad antioxidante TEAC conservaron su capacidad antioxidante luego del proceso de microencapsulación. Demostrando que la cáscara de guanábana es una fuente muy rica en compuestos polifenólicos con propiedades antioxidantes, destacando su valor para el aprovechamiento de residuos agroindustriales para posibles aplicaciones de productos funcionales.

#### **4.2. Recomendaciones**

- Evaluar otras técnicas de extracción convencionales, con otro tipo de disolventes como el metanol en la cascara de guanábana.
- Aumentar la cantidad de disolvente en la relación sólido: líquido y optimizar los factores integrando la temperatura.
- En la ejecución de los métodos espectrofotométricos trabajar en la oscuridad, pipetear bien, usar el material fungible correctamente para obtener más robustez en los datos.
- Realizar la caracterización individual de los compuestos fenólicos con técnicas cromatográficas (HPLC).
- Determinar la actividad antioxidante por otros métodos diferentes pero complementarios, para obtener una evaluación más integral de la capacidad antioxidante.
- Para la evaluación del ensayo DPPH realizar mediciones de absorbancia de diferentes concentraciones de las formulaciones encapsulantes.

## BIBLIOGRAFÍA

- Aatif, M. (2023). Current Understanding of Polyphenols to Enhance Bioavailability for Better Therapies. In *Biomedicines* (Vol. 11, Number 7). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/biomedicines11072078>
- Abbas, M., Saeed, F., Anjum, F. M., Afzaal, M., Tufail, T., Bashir, M. S., Ishtiaq, A., Hussain, S., & Suleria, H. A. R. (2017). Natural polyphenols: An overview. In *International Journal of Food Properties* (Vol. 20, Number 8, pp. 1689–1699). Taylor and Francis Inc. <https://doi.org/10.1080/10942912.2016.1220393>
- Abdul Wahab, S. M., Jantan, I., Haque, M. A., & Arshad, L. (2018). Exploring the Leaves of *Annona muricata* L. as a Source of Potential Anti-inflammatory and Anticancer Agents. *Frontiers in pharmacology*, 9, 661. <https://doi.org/10.3389/fphar.2018.00661>
- Abramovič, H., Grobin, B., Ulrih, N., & Cigić, B. (2018). Relevance and Standardization of In Vitro Antioxidant Assays: ABTS, DPPH, and Folin–Ciocalteu. *Journal of Chemistry*. <https://doi.org/10.1155/2018/4608405>.
- Adaramoye, O. A., Oladipo, T. D., Akanni, O. O., & Abiola, O. J. (2019). Hexane fraction of *Annona muricata* (Sour sop) seed ameliorates testosterone-induced benign prostatic hyperplasia in rats. *Biomedicine and Pharmacotherapy*, 111, 403–413. <https://doi.org/10.1016/j.biopha.2018.12.038>
- Aguilar-Hernández, G., De Lourdes García-Magaña, M., De los Ángeles Vivar-Vera, M., Sáyago-Ayerdi, S. G., Sánchez-Burgos, J. A., Morales-Castro, J., Anaya-Esparza, L. M., & González, E. M. (2019a). Optimization of ultrasound-assisted extraction of phenolic compounds from *annona muricata* by-products and pulp. *Molecules*, 24(5). <https://doi.org/10.3390/molecules24050904>
- Ahmed, M., Schulnies, F., & Kleinschmidt, T. (2023). Distribución del tiempo de residencia y cinética de la insolubilidad de la leche desnatada en polvo durante el secado por aspersión. *Food and Humanity*. <https://doi.org/10.1016/j.foohum.2023.100211>.
- Akdeniz, B., Sumnu, G., & Sahin, S. (2017). The effects of maltodextrin and gum Arabic on encapsulation of onion skin phenolic compounds. *Chemical Engineering Transactions*, 57, 1891–1896. <https://doi.org/10.3303/CET1757316>
- Alchera, F., Ginepro, M., & Giacalone, G. (2024). Microwave-assisted extraction (MAE) of bioactive compounds from blueberry by-products using a sugar-based NADES: A novelty in green chemistry. *LWT*, 192. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2023.115642>

- Alrosan, M., Al-Rabadi, N., Alu'datt, M., Al-Qaisi, A., Al-Shunnaq, E., Abu-Khalaf, N., Maghaydah, S., Assaf, T., Hidmi, T., Tan, T., Bawadi, H., Almajwal, A., & Obeidat, H. (2025). Complex Coacervation of Plant-Based Proteins and Polysaccharides: Sustainable Encapsulation Techniques for Bioactive Compounds. *Food Engineering Reviews*, 17, 1059 - 1082. <https://doi.org/10.1007/s12393-025-09408-7>.
- Ansari, Z., & Goomer, S. (2022). Natural Gums and Carbohydrate-Based Polymers: Potential Encapsulants. *Indo Global Journal of Pharmaceutical Sciences*. <https://doi.org/10.35652/igjps.2022.12001>.
- Assadpour, E., & Mahdi Jafari, S. (2026). *Advances in Spray-Drying Encapsulation of Food Bioactive Ingredients: From Microcapsules to Nanocapsules*. <https://doi.org/10.1146/annurev-food-032818>
- Baliyan, S., Mukherjee, R., Priyadarshini, A., Vibhuti, A., Gupta, A., Pandey, R., & Chang, C. (2022). Determination of Antioxidants by DPPH Radical Scavenging Activity and Quantitative Phytochemical Analysis of *Ficus religiosa*. *Molecules*, 27. <https://doi.org/10.3390/molecules27041326>.
- Ben-Othman, S., Jöudu, I., & Bhat, R. (2020). Bioactives from agri-food wastes: Present insights and future challenges. In *Molecules* (Vol. 25, Number 3). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/molecules25030510>
- Bergesse, A., Asensio, C., Quiroga, P., Ryan, L., Grosso, N., & Nepote, V. (2023). Microencapsulation of phenolic compounds extracted from soybean seed coats by spray-drying.. *Journal of food science*. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.16775>.
- Bezerra, M. A., Santelli, R. E., Oliveira, E. P., Villar, L. S., & Escaleira, L. A. (2008). Response surface methodology (RSM) as a tool for optimization in analytical chemistry. *Talanta*, 76(5), 965–977. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2008.05.019>
- Bezerra, F. de S., & Koblitz, M. G. B. (2025). Extraction of Phenolic Compounds from Agro-Industrial By-Products Using Natural Deep Eutectic Solvents: A Review of Green and Advanced Techniques. In *Separations* (Vol. 12, Number 6). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/separations12060150>
- Bitwell, C., Indra, S. Sen, Luke, C., & Kakoma, M. K. (2023a). A review of modern and conventional extraction techniques and their applications for extracting phytochemicals from plants. In *Scientific African* (Vol. 19). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2023.e01585>

- Bitwell, C., Indra, S. Sen, Luke, C., & Kakoma, M. K. (2023b). A review of modern and conventional extraction techniques and their applications for extracting phytochemicals from plants. In *Scientific African* (Vol. 19). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2023.e01585>
- Bolaños-Rivera, C., Pérez-Alonso, C., & Barrera-Rodríguez, A. (2025). Microencapsulation of natural antioxidants using spray drying: Advances in stability and controlled release. *International Journal of Biological Macromolecules*, 261, 130741. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2024.130741>
- Cabrera, L., Xavier, L., & Zecchi, B. (2024). Extraction of phenolic compounds with antioxidant activity from olive pomace using natural deep eutectic solvents: modelling and optimization by response surface methodology. *Discover Food*, 4(1). <https://doi.org/10.1007/s44187-024-00100-z>
- Cano-Gómez, C. I., Wong-Arguelles, C., Hinojosa-López, J. I., Muñoz-Márquez, D. B., & Wong-Paz, J. E. (2025). Novel Insights into Agro-Industrial Waste: Exploring Techno-Economic Viability as an Alternative Source of Water Recovery. *Waste*, 3(2), 15. <https://doi.org/10.3390/waste3020015>
- Carvalho, N. C. C., Monteiro, O. S., da Rocha, C. Q., Longato, G. B., Smith, R. E., da Silva, J. K. R., & Maia, J. G. S. (2022). Phytochemical Analysis of the Fruit Pulp Extracts from *Annona crassiflora* Mart. and Evaluation of Their Antioxidant and Antiproliferative Activities. *Foods (Basel, Switzerland)*, 11(14), 2079. <https://doi.org/10.3390/foods11142079>
- Choudhury, N., Meghwal, M., & Das, K. (2021). Microencapsulation: An overview on concepts, methods, properties and applications in foods. *Food Frontiers*. <https://doi.org/10.1002/fft2.94>
- Corrêa-Filho, L. C., Moldão-Martins, M., & Alves, V. D. (2019). Advances in the application of microcapsules as carriers of functional compounds for food products. In *Applied Sciences (Switzerland)* (Vol. 9, Number 3). MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/app9030571>
- da Silva, C. N., Santos, W. O., dos Santos Silva, L., Coelho, M. A. Z., Ribeiro, B. D., & Lemes, A. C. (2025). Extraction of bioactive compounds from agro-industrial waste. In K. G. Ramawat & J. M. Mérillon (Eds.), *Natural products* (pp. 1–31). Springer. [https://doi.org/10.1007/978-3-642-36202-6\\_271-1](https://doi.org/10.1007/978-3-642-36202-6_271-1)
- da Silva Júnior, M., Araújo, M., Martins, A., Lima, M., Da Silva, F., Converti, A., & Maciel, M. (2023). Microencapsulación por secado por aspersión y liofilización de extracto de compuestos fenólicos obtenidos de la cáscara de ciriguela. *Scientific Reports*, 13. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-40390-4>



- de Souza, J. R. C. L., Villanova, J. C. O., de Souza, T. D. S., Maximino, R. C., & Menini, L. (2021). Vegetable fixed oils obtained from soursop agroindustrial waste: Extraction, characterization and preliminary evaluation of their functionality as pharmaceutical ingredients. *Environmental Technology & Innovation*, 21, 101379. <https://doi.org/10.1016/j.eti.2021.101379>
- Dębińska, A., & Sozańska, B. (2023). Dietary Polyphenols—Natural Bioactive Compounds with Potential for Preventing and Treating Some Allergic Conditions. In *Nutrients* (Vol. 15, Number 22). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/nu15224823>
- Dechasa, T., Arasu, P. T., & Lealem, A. (2024). A review on the synthesis, characterization and application of Schiff bases containing resorcinol moieties and their first row transition metal complexes. In *Results in Chemistry* (Vol. 9). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.rechem.2024.101596>
- Delfanian, M., Sahari, M., Barzegar, M., Askari, G., & Jafarpour, A. (2021). *Antioxidant structure–activity relationship of gallic acid and phloroglucinol*. *Food Measure*, 15(6), 5036–5046. <https://doi.org/10.1007/s11694-021-01045-y>
- Delgado C., S. M., Ramos Z., N., Castro L., A., & Bautista C., N. (2021). Polifenoles y capacidad antioxidante del extracto etanólico de las flores de *Annona muricata* L. (Guanábana). *Ciencia e Investigación*, 24(1), 17–22. <https://doi.org/10.15381/ci.v24i1.19390>
- Díaz-Montes, E. (2023). Wall Materials for Encapsulating Bioactive Compounds via Spray-Drying: A Review. *Polymers*, 15. <https://doi.org/10.3390/polym15122659>.
- Domingues, A. R., Rocha-Santos, T. A. P., & Duarte, A. C. (2024). Valorization of fruit processing by-products as sources of bioactive compounds: A sustainable approach. *Journal of Cleaner Production*, 428, 139401. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2023.139401>
- El Oihabi, M., Sultana, M., El Fellah, I., Fakh Lanjri, H., Ben Allal, L., Ammari, M., & Fakh Lanjri, A. (2024). Optimized extraction of phenolic compounds and antioxidant activity from cannabis Co-products via a combination of solvent-ultrasound-assisted extraction, response surface methodology, and sensitivity analysis. *Case Studies in Chemical and Environmental Engineering*, 10. <https://doi.org/10.1016/j.cscee.2024.100906>
- Enders, A., North, N., Fensore, C., Velez-Alvarez, J., & Allen, H. (2021). *Functional Group Identification for FTIR Spectra Using Image-Based Machine Learning Models*. <https://doi.org/10.26434/chemrxiv.14188679.v1>
- Ferreira, L. M. de M. C., Pereira, R. R., Carvalho-Guimarães, F. B. de, Remígio, M. S. do N., Barbosa, W. L. R., Ribeiro-Costa, R. M., & Silva-Júnior, J. O. C. (2022). Microencapsulation by Spray

- Drying and Antioxidant Activity of Phenolic Compounds from Tucuma Coproduct (Astrocaryum vulgare Mart.) Almonds. *Polymers*, 14(14). <https://doi.org/10.3390/polym14142905>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2022). *The State of Food and Agriculture 2022: Leveraging automation in agriculture for transforming agrifood systems*. FAO. <https://doi.org/10.4060/cb9479en>
- Freitas, L.C., Barbosa, J.R., da Costa, A.L.C., Bezerra, F.W.F., Pinto, R.H.H., de Carvalho Junior, R.N., 2021. From waste to sustainable industry: How can agro-industrial wastes help in the development of new products? *Resources Conserv. Recycl.* 169, 105466 <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2021.105466>.
- Gharibzahedi, S., & Smith, B. (2021). Legume proteins are smart carriers to encapsulate hydrophilic and hydrophobic bioactive compounds and probiotic bacteria: A review. *Comprehensive reviews in food science and food safety*. <https://doi.org/10.1111/1541-4337.12699>.
- Gombert, M. A., Carrasco-Garcia A B, Carrasco-Luna, & Codoñer-Franch P. (2018). *A new procedure for the Antioxidant capacity dpph assessment in small samples*. <http://sciforum.net/conference/mol2net-04>
- Guerra-Valle, M., Petzold, G., & Orellana-Palma, P. (2022). Optimization of Encapsulation by Ionic Gelation Technique of Cryoconcentrated Solution: A Response Surface Methodology and Evaluation of Physicochemical Characteristics Study. *Polymers*, 14. <https://doi.org/10.3390/polym14051031>.
- Hao, J., Wang, Z., Jia, Y., Sun, L., Fu, Z., Zhao, M., Li, Y., Yuan, N., Cong, B., Zhao, L., & Ge, G. (2023). Optimization of ultrasonic-assisted extraction of flavonoids from *Lactuca indica* L. cv. Mengzao and their antioxidant properties. *Frontiers in Nutrition*, 10. <https://doi.org/10.3389/fnut.2023.1065662>
- Hamda, A. S., Muleta, M. D., Jayakumar, M., Periyasamy, S., & Gurunathan, B. (2024). *Valorization of fruit processing industry waste into value-added chemicals*. En E. Cherian & B. Gurunathan (Eds.), *Value added products from food waste* (pp. 107–126). Springer, Cham. [https://doi.org/10.1007/978-3-031-48143-7\\_6](https://doi.org/10.1007/978-3-031-48143-7_6)
- Hartati, R., Rompis, F. M., Pramastya, H., & Fidrianny, I. (2024). Optimization of antioxidant activity of soursop (*Annona muricata* L.) leaf extract using response surface methodology. *Biomedical Reports*, 21(5). <https://doi.org/10.3892/br.2024.1854>

- Hasan, M., Islam, S., & Rahman, M. M. (2022). Stability challenges of plant polyphenols under environmental stress conditions. *Food Research International*, 158, 111509. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111509>
- Hernandez-Fuentes, A. D., López-Vargas, J. H., & Morales-Castro, J. (2024). Stabilization strategies for bioactive compounds from tropical fruit residues: Current advances and industrial perspectives. *Trends in Food Science & Technology*, 145, 104321. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2024.104321>
- Herrera-Pool, E., Ramos-Díaz, A. L., Lizardi-Jiménez, M. A., Pech-Cohuo, S., Ayora-Talavera, T., Cuevas-Bernardino, J. C., García-Cruz, U., & Pacheco, N. (2021). Effect of solvent polarity on the Ultrasound Assisted extraction and antioxidant activity of phenolic compounds from habanero pepper leaves (*Capsicum chinense*) and its identification by UPLC-PDA-ESI-MS/MS. In *Ultrasonics Sonochemistry* (Vol. 76). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2021.105658>
- Igiehon, O. O., & Babalola, O. O. (2025). Soursop (*Annona muricata*) Nutritional Composition and Phytochemicals. *SpringerLink / Sustainable Food Systems*. <https://doi.org/10.1007/s12649-025-03282-4>
- Igiehon, O. O., Idowu, A. T., & Toluwabori, S. (2025). Soursop (*Annona muricata*) Nutritional Composition, Bioactivities and its Potential Applications: A Review. In *Waste and Biomass Valorization*. Springer Science and Business Media B.V. <https://doi.org/10.1007/s12649-025-03282-4>
- Ilango, S., Sahoo, D. K., Paital, B., Kathirvel, K., Gabriel, J. I., Subramaniam, K., Jayachandran, P., Dash, R. K., Hati, A. K., Behera, T. R., Mishra, P., & Nirmaladevi, R. (2022). A Review on *Annona muricata* and Its Anticancer Activity. In *Cancers* (Vol. 14, Number 18). MDPI. <https://doi.org/10.3390/cancers14184539>
- Ishola, O., OJO, I. E., Babatunde, E. T., Temitayo, I. A., FABIYI, T. O., & Adeyanju, A. A. (2025). Determination of Antioxidant Capacity in Aqueous Extracts of *Corymbia citriodora* Using DPPH, ABTS, FRAP, TPC, and Hydrogen Peroxide Assays. *Asian Journal of Research in Biochemistry*, 15(3), 171–178. <https://doi.org/10.9734/ajrb/2025/v15i3398>
- Jordán-Suárez, O., Glorio-Paulet, P., & Vidal, L. (2021). Optimization of processing parameters for the microencapsulation of soursop (*Annona muricata* L.) leaves extract: Morphology, physicochemical and antioxidant properties. *Scientia Agropecuaria*, 24(2), 161–168. <https://doi.org/10.17268/SCI.AGROPECU.2021.018>

- Jordán-Suárez, O., Glorio-Paulet, P., & Vidal, L. (2018). Microstructure of *Annona muricata* L. Leaves Extract Microcapsules Linked to Physical and Chemical Characteristics. *Journal of Encapsulation and Adsorption Sciences*, 08(03), 178–193. <https://doi.org/10.4236/jeas.2018.83009>
- Kiss, A., Papp, V. A., Pál, A., Prokisch, J., Mirani, S., Toth, B. E., & Alshaal, T. (2025a). Comparative Study on Antioxidant Capacity of Diverse Food Matrices: Applicability, Suitability and Inter-Correlation of Multiple Assays to Assess Polyphenol and Antioxidant Status. *Antioxidants*, 14(3). <https://doi.org/10.3390/antiox14030317>
- Kiss, A., Papp, V. A., Pál, A., Prokisch, J., Mirani, S., Toth, B. E., & Alshaal, T. (2025b). Comparative Study on Antioxidant Capacity of Diverse Food Matrices: Applicability, Suitability and Inter-Correlation of Multiple Assays to Assess Polyphenol and Antioxidant Status. *Antioxidants*, 14(3). <https://doi.org/10.3390/antiox14030317>
- Kome, G. K., Enang, R. K., Silatsa, F. B. T., Yerima, B. P. K., & Ranst, E. Van. (2024). Baseline edaphic requirements of soursop (*Annona muricata* L.). In *Tropical Plants* (Vol. 3, Number 1). Maximum Academic Press. <https://doi.org/10.48130/tp-0024-0023>
- Knez, E., Kadac-Czapska, K., & Grembecka, M. (2025). Evaluation of Spectrophotometric Methods for Assessing Antioxidant Potential in Plant Food Samples—A Critical Approach. In *Applied Sciences (Switzerland)* (Vol. 15, Number 11). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/app15115925>
- Kour, R., Singh, S., Sharma, H.B., Naik, T.S.S.K., Shehata, N., Ali, W., Kapoor, D., Dhanjal, D.S., Singh, J., Khan, A.H., Khan, N.A., Yousefi, M., Ramamurthy, P.C., 2023. Persistence and remote sensing of agri-food wastes in the environment: Current state and perspectives. *Chemosphere* 317, 137822. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2023.137822>.
- Kumar, A., Nirmal, P., Kumar, M., Jose, A., Tomer, V., Oz, E., Proestos, C., Zeng, M., Elobeid, T., Sneha, V., & Oz, F. (2023). Major Phytochemicals: Recent Advances in Health Benefits and Extraction Method. In *Molecules* (Vol. 28, Number 2). MDPI. <https://doi.org/10.3390/molecules28020887>
- Kurniati, D., Rabani, K. A., Yarlina, V. P., Huda, S., & Saputra, R. A. (2025). Impact of maltodextrin and gum Arabic ratio on freeze dried microencapsulated extract of microgreen kangkong (*Ipomoea reptans* Poir). *Scientific Reports*, 15(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-025-19707-y>
- Lee, J. E., Jayakody, J. T. M., Kim, J. Il, Jeong, J. W., Choi, K. M., Kim, T. S., Seo, C., Azimi, I., Hyun, J. M., & Ryu, B. M. (2024). The Influence of Solvent Choice on the Extraction of Bioactive

- Compounds from Asteraceae: A Comparative Review. In *Foods* (Vol. 13, Number 19). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/foods13193151>
- Lee, W. Z., Chang, S. K., Khoo, H. E., Sia, C. M., & Yim, H. S. (2016). Influence of different extraction conditions on antioxidant properties of soursop peel. *Acta Scientiarum Polonorum, Technologia Alimentaria*, 15(4), 419–428. <https://doi.org/10.17306/J.AFS.2016.4.40>
- Leal, F. & Paull, RE (2023). El género *Annona*: características botánicas, requisitos hortícolas y usos. *Crop Science*, 63, 1030–1049. <https://doi.org/10.1002/csc2.20833>
- Legesse, A. B., Emire, S. A., Oyinloye, T. M., & Yoon, W. B. (2026). Microencapsulation of Phenolic Extracts from *Verbascum sinaiticum* Leaf Using Maltodextrin and Gum Arabic: Physicochemical Properties, Encapsulation Efficiency, and Storage Stability. *Molecules*, 31(3). <https://doi.org/10.3390/molecules31030471>
- Lemmadi, S., Dumas, E., Adoui, F., Agusti, G., Vessot-Crastes, S., Medfai, W., & Gharsallaoui, A. (2025). Spray-Drying Microencapsulation of *Artemisia herba-alba* Phenolic Extract: Physicochemical Properties, Structural Characterization, and Bioactivity. *Molecules*, 30(19). <https://doi.org/10.3390/molecules30193904>
- Linke, A., Weiss, J., & Kohlus, R. (2020). Oxidation rate of the non-encapsulated- and encapsulated oil and their contribution to the overall oxidation of microencapsulated fish oil particles. *Food research international*, 127, 108705. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108705>
- Lira-Ortiz, R., Juan Esteban Bello-Lara, Ochoa-Jiménez, V. A., José Orlando Jiménez-Zurita, Balois-Morales, R., & Berumen-Varela, G. (2026). Genetic Diversity of Soursop (. *Phyton*, 95(3) <https://doi.org/10.32604/phyton.2026.077481>
- Liu, Z., Wu, H., Holland, B., Barrow, C. J., & Suleria, H. A. R. (2024). An Optimization of the Extraction of Phenolic Compounds from Grape Marc: A Comparison between Conventional and Ultrasound-Assisted Methods. *Chemosensors*, 12(9). <https://doi.org/10.3390/chemosensors12090177>
- Majewska, E., & Drużyńska, B. (2025). Validation of Microplate Methods for Total Phenolic Content and Antioxidant Activity on Honeys, and Comparison with Conventional Spectrophotometric Methods. *Applied Sciences (Switzerland)*, 15(20). <https://doi.org/10.3390/app152011234>
- Martins, R., Barbosa, A., Advinha, B., Sales, H., Pontes, R., & Nunes, J. (2023). Green Extraction Techniques of Bioactive Compounds: A State-of-the-Art Review. In *Processes* (Vol. 11, Number 8). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/pr11082255>

- Martins, R., Sales, H., Pontes, R., Nunes, J., & Gouveia, I. (2023). Food Wastes and Microalgae as Sources of Bioactive Compounds and Pigments in a Modern Biorefinery: A Review. In *Antioxidants* (Vol. 12, Number 2). MDPI. <https://doi.org/10.3390/antiox12020328>
- Mehran, M., Masoum, S., & Memarzadeh, M. (2020). Improvement of thermal stability and antioxidant activity of anthocyanins of *Echium amoenum* petal using maltodextrin/modified starch combination as wall material. *International Journal of Biological Macromolecules*, 148, 768–776. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2020.01.197>
- Mazár, J., Albert, K., Kovács, Z., Koris, A., Nath, A., & Bánvölgyi, S. (2025). Advances in Spray-Drying and Freeze-Drying Technologies for the Microencapsulation of Instant Tea and Herbal Powders: The Role of Wall Materials. *Foods*, 14. <https://doi.org/10.3390/foods14030486>.
- Moreira Macías, R. G., Rodríguez, H., Héctor-Ardisana, E., Feicán-Mejía, C., Mestanza Velasco, S. A., & Viera Arroyo, W. (2020). In situ morphological characterization of soursop (*Annona muricata* L.) plants in Manabí, Ecuador. *Enfoque UTE*, 11(2), 58–70. <https://doi.org/10.29019/enfoque.v11n2.536>
- Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021). Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *International journal of molecular sciences*, 22(7), 3380. <https://doi.org/10.3390/ijms22073380>
- Mutakin, M., Fauziati, R., Fadhilah, F. N., Zuhrotun, A., Amalia, R., & Hadisaputri, Y. E. (2022). Pharmacological Activities of Soursop (*Annona muricata* Lin.). In *Molecules* (Vol. 27, Number 4). MDPI. <https://doi.org/10.3390/molecules27041201>
- Napiórkowska, A., & Kurek, M. (2022). Coacervation as a Novel Method of Microencapsulation of Essential Oils—A Review. *Molecules*, 27. <https://doi.org/10.3390/molecules27165142>.
- Navarro García, A. E., & Cervantes Villagrana, A. R. (2026a). Metabolitos de Extractos de *Annona Muricata* y sus Efectos Anticancerígenos: Una Revisión Bibliográfica. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 10(1), 1034–1049. [https://doi.org/10.37811/cl\\_rcm.v10i1.22218](https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v10i1.22218)
- Navarro García, A. E., & Cervantes Villagrana, A. R. (2026b). Metabolitos de Extractos de *Annona Muricata* y sus Efectos Anticancerígenos: Una Revisión Bibliográfica. *Ciencia Latina Revista Científica Multidisciplinar*, 10(1), 1034–1049. [https://doi.org/10.37811/cl\\_rcm.v10i1.22218](https://doi.org/10.37811/cl_rcm.v10i1.22218)
- Nezamdoost-Sani, N., Amiri, S., & Khaneghah, A. (2024). The application of the coacervation technique for microencapsulation bioactive ingredients: a critical review. *Journal of Agriculture and Food Research*. <https://doi.org/10.1016/j.jafr.2024.101431>.

- Nguyen, T. T., Nguyen, T. H., Tran, T. V., & Le, T. T. (2022). Phenolic compounds and antioxidant activity of soursop (*Annona muricata* L.) peel extracts. *Food Chemistry*, 373, 131457. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.131457>
- Nguyen, M. T., Nguyen, V. T., Minh, L. V., Trieu, L. H., Cang, M. H., Bui, L. B., Le, X. T., & Danh, V. T. (2020). Determination of the phytochemical screening, total polyphenols, flavonoids content, and antioxidant activity of soursop leaves (*Annona muricata* Linn.). *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 736(6). <https://doi.org/10.1088/1757-899X/736/6/062011>
- Nguyen, V. T., Nguyen, M. T., Tran, Q. T., Thinh, P. V., Bui, L. M., Le, T. H. N., Le, V. M., & Linh, H. T. K. (2020). Effect of extraction solvent on total polyphenol content, total flavonoid content, and antioxidant activity of soursop seeds (*Annona muricata* L.). *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering*, 736(2). <https://doi.org/10.1088/1757-899X/736/2/022063>
- Onuoha, C., Nwachi, E. C., Nwanya, E. U., Osuagwu, O. L., Nsofor, W. N., Nzebude, C. P., Ujowundu, F. N., & Chukwudoruo, C. S. (2023). Comparative Phytochemical Composition and Functional Group Detection of *Annona muricata* Linn Seeds and Leaves. *Tropical Journal of Phytochemistry and Pharmaceutical Sciences*, 59. <https://doi.org/10.26538/tjpps/v2i2.3>
- Párraga, M., Torres, M., & González, R. (2024). Antioxidant potential of polyphenols from fruit by-products evaluated by DPPH assay. *Antioxidants*, 13(2), 256. <https://doi.org/10.3390/antiox13020256>
- Pasieczna-Patkowska, S., Cichy, M., & Flieger, J. (2025). Application of Fourier Transform Infrared (FTIR) Spectroscopy in Characterization of Green Synthesized Nanoparticles. In *Molecules* (Vol. 30, Number 3). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/molecules30030684>
- Patil, H. V., Dhankani, M. A., & Dhankani, A. R. (2023). A Review on Marvel Fruit: *Annona muricata*. 26. <https://doi.org/10.3390/ecb2023-14355>
- Patil, S., Urankar, D., Bhalerao, P. P., Dabade, A., Bhushette, P., & Sonawane, S. K. (2023). Development of plant-based fish analog: Optimization using D-optimal mixture design and fuzzy analysis, Characterization and shelf life study. *Food Chemistry Advances*, 3. <https://doi.org/10.1016/j.focha.2023.100485>
- Pérez, M., Dominguez-López, I., & Lamuela-Raventós, R. M. (2023). The Chemistry Behind the Folin-Ciocalteu Method for the Estimation of (Poly)phenol Content in Food: Total Phenolic Intake in a Mediterranean Dietary Pattern. In *Journal of Agricultural and Food Chemistry* (Vol. 71, Number 46, pp. 17543–17553). American Chemical Society. <https://doi.org/10.1021/acs.jafc.3c04022>

- Peña, A. G., Alvarez, M. R., Delica, K., Moreno, P. G., Abogado, R., Grijaldo, S. J., Salac, E. L., Deniega, F. M., Basingan, M., Ravidas, C. M., Heralde, F., Completo, G. C., Padolina, I., & Nacario, R. (2022). Antioxidant and anticancer activities of *Annona muricata* L. and *Antidesma bunius* L. leaves, and molecular networking analysis using LC-MS/MS metabolomics. *South African Journal of Botany*, 151, 559–566. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2022.06.019>
- Prakasa, S., Srinivasan, V., & Packiaraj, G. (2026). Perfil fitoquímico y evaluación *in vitro* de extractos de hojas de *Annona muricata* L. para propiedades antioxidantes y antibacterianas. *Research Journal of Medicinal Plants*, 20(1), 1-14. <https://doi.org/10.3923/rjmp.2026.01.14>
- Pudžiuvėlytė, L., Petrauskaitė, E., Stabrauskienė, J., & Bernatoniene, J. (2025a). Spray-Drying Microencapsulation of Natural Bioactives: Advances in Sustainable Wall Materials. In *Pharmaceuticals* (Vol. 18, Number 7). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/ph18070963>
- Pudžiuvėlytė, L., Petrauskaitė, E., Stabrauskienė, J., & Bernatoniene, J. (2025b). Spray-Drying Microencapsulation of Natural Bioactives: Advances in Sustainable Wall Materials. In *Pharmaceuticals* (Vol. 18, Number 7). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/ph18070963>
- Raposo, F., Borja, R., & Gutiérrez-González, J. A. (2024). A critical review of the Folin–Ciocalteu assay for polyphenol determination in food matrices. *Talanta*, 275, 125771. <https://doi.org/10.1016/j.talanta.2024.125771>
- Reguengo, L. M., Salgaço, M. K., Sivieri, K., & Maróstica Júnior, M. R. (2022). Agro-industrial by-products: Valuable sources of bioactive compounds. *Food research international (Ottawa, Ont.)*, 152, 110871. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2021.110871>
- Rezvankeh, A., Emam-Djomeh, Z., & Askari, G. (2020). Encapsulation and delivery of bioactive compounds using spray and freeze-drying techniques: A review. *Drying Technology*, 38, 235 - 258. <https://doi.org/10.1080/07373937.2019.1653906>
- Ribeiro, E., Polachini, T., Alvim, I., Quiles, A., Hernando, I., & Nicoletti, V. (2021). Microencapsulation of roasted coffee oil Pickering emulsions using spray- and freeze-drying: physical, structural and in vitro bioaccessibility studies. *International Journal of Food Science & Technology*. <https://doi.org/10.1111/ijfs.15378>
- Ronca, C. L., Duque-Soto, C., Samaniego-Sánchez, C., Morales-Hernández, M. E., Olalla-Herrera, M., Lozano-Sánchez, J., & Giménez Martínez, R. (2024). Exploring the Nutritional and Bioactive Potential of Olive Leaf Residues: A Focus on Minerals and Polyphenols in the Context of Spain's Olive Oil Production. *Foods*, 13(7). <https://doi.org/10.3390/foods13071036>



- Ruiz-López, M. A., Vargas-Guerrero, B., Vargas-Radillo, J. de J., Montalvo-González, E., Salcedo-Pérez, E., Rodríguez-Macias, R., Gurrola-Díaz, C. M., García-López, P. M., & Pizano-Andrade, J. C. (2025). Determination of Bioactive Compounds and Antioxidant Capacity in Leaf and Pulp of *Annona muricata*. *Chemistry (Switzerland)*, 7(1). <https://doi.org/10.3390/chemistry7010020>
- Rumpf, J., Burger, R., & Schulze, M. (2023). Statistical evaluation of DPPH, ABTS, FRAP, and Folin-Ciocalteu assays to assess the antioxidant capacity of lignins. *International Journal of Biological Macromolecules*, 233. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.123470>
- Sadeer, N., Montesano, D., Albrizio, S., Zengin, G., & Mahomoodally, M. (2020). The Versatility of Antioxidant Assays in Food Science and Safety—Chemistry, Applications, Strengths, and Limitations. *Antioxidants*, 9. <https://doi.org/10.3390/antiox9080709>.
- Samaratunga, S., & Katuwavila, N. P. (2024). Evaluation of the Anticancer Properties of the Phytochemicals Present in *Annona muricata*. In *Ceylon Journal of Science* (Vol. 53, Issue 4, pp. 585–597). University of Peradeniya. <https://doi.org/10.4038/cjs.v53i4.8317>
- Santos, I. L., Rodrigues, A. M. D. C., Amante, E. R., & Silva, L. H. M. D. (2023). Soursop (*Annona muricata*) Properties and Perspectives for Integral Valorization. *Foods (Basel, Switzerland)*, 12(7), 1448. <https://doi.org/10.3390/foods12071448>
- Serrano-León, J., González-Villamarín, G., Salgado-Cepeda, D., & Alcívar-León, C. (2024). *Aprovechamiento de subproductos frutales en Ecuador y su potencial biotecnológico. InfoAnalítica*, 12(1), 55–68. DOI/Artículo InfoAnalítica
- Stabrauskienė, J., Pudžiulytė, L., & Bernatoniene, J. (2024). Optimizing Encapsulation: Comparative Analysis of Spray-Drying and Freeze-Drying for Sustainable Recovery of Bioactive Compounds from *Citrus x paradisi* L. Peels. *Pharmaceuticals*, 17. <https://doi.org/10.3390/ph17050596>.
- Suzeta, A., Prasetyo, W., Nugroho, A., Rachman, R., & Nursanto, E. (2023, December 29). *Microwave-Assisted Extraction of Phenolic Compound from Soursop Peel (Annona muricata L.) and Its Antioxidant Potential and SPF Measurement*. <https://doi.org/10.4108/eai.23-11-2022.2341569>
- Sosa-Crespo, I., Mugarte-Moguel, A., Chel-Guerrero, L., Rodríguez-Canto, W., & Betancur-Ancona, D. (2025a). Antidiabetic potential and antioxidant effect of aqueous and ethanolic extracts obtained from soursop (*Annona muricata* L.) seeds and peels. *International Food Research Journal*, 32(1), 195–207. <https://doi.org/10.47836/ifrj.32.1.14>
- Sosa-Crespo, I., Mugarte-Moguel, A., Chel-Guerrero, L., Rodríguez-Canto, W., & Betancur-Ancona, D. (2025b). Antidiabetic potential and antioxidant effect of aqueous and ethanolic extracts

- obtained from soursop (*Annona muricata* L.) seeds and peels. *International Food Research Journal*, 32(1), 195–207. <https://doi.org/10.47836/ifrj.32.1.14>
- Swita, M., Lemmon, T., Ma, R., Taylor, J., Padmaperuma, A. B., Olarte, M. V, Christensen, E. D., & Ferrell III, J. R. (2022). *Determination of Phenolic Groups in Bio-Oils Using Revised Folin-Ciocalteu Methods: Single Cuvette and Plate Reader. Laboratory Analytical Procedure (LAP)*, Issue Date: May 12, 2022. [www.nrel.gov/publications](http://www.nrel.gov/publications).
- Swm, A., Mita, S., & Husni, P. (2025). Spray Drying for Pharmaceutical Raw Materials: A Systematic Review on Enhancing Bioavailability and Stability. *Drug Design, Development and Therapy*, 19, 11433 - 11463. <https://doi.org/10.2147/dddt.s570027>.
- Talari, A. C. S., Martinez, M. A. G., Movasaghi, Z., Rehman, S., & Rehman, I. U. (2017). Advances in Fourier transform infrared (FTIR) spectroscopy of biological tissues. In *Applied Spectroscopy Reviews* (Vol. 52, Number 5, pp. 456–506). Taylor and Francis Inc. <https://doi.org/10.1080/05704928.2016.1230863>
- Tsolis, T., Kyriakou, D., Sifnaiou, E., Thomos, D., Glykos, D., Tsiafoulis, C. G., & Garoufis, A. (2024). NMR Analysis of Extra Virgin Olive Oil of the Epirus Region of Greece with Emphasis on Selected Phenolic Compounds. *Molecules*, 29(5). <https://doi.org/10.3390/molecules29051111>
- Tsvetkova, D., Kostadinova, I., Landzhov, B., Vezenkov, L., Marinov, L., & Ivanova, I. (2023). Application of DPPH assay for the evaluation of the antiradical activity of Creatine Lysinate. *Journal of Advanced Pharmacy Education and Research*. <https://doi.org/10.51847/guimkn4fkf>.
- Valerio Ávila, J.I., Peralta Matute, K., Amador-Zelaya, C., Reyes Morales, O., Patricia Cruz, M., Ruiz Cardona, J., & Marcía Fuentes, J.A. (2025). Importancia de los polifenoles en el café (*Coffea arabica* L.). *Innovare Revista de ciencia y tecnología*. <https://doi.org/10.69845/innovare.v14i1.471>
- Vaselabadi, S., Gharibzahedi, S., Greiner, R., Vale, J., Ovenseri, A., Rashidinejad, A., & Roohinejad, S. (2025). Avances en el secado por pulverización para la microencapsulación de vitaminas liposolubles: estabilidad, biodisponibilidad y aplicaciones. *Journal of Food Biochemistry*. <https://doi.org/10.1155/jfbc/9974476>.
- Venkatachalam, C., Damodaran, S., Natarajan, A., Mohamed, A., Ravichandran, S., & Sengottian, M. (2025). Microencapsulation techniques: A comprehensive review. *Food and Feed Research*. <https://doi.org/10.5937/ffr0-55787>.
- Vicente-Zurdo, D., Gómez-Mejía, E., Morante-Zarcero, S., Rosales-Conrado, N., & Sierra, I. (2025). Analytical Strategies for Green Extraction, Characterization, and Bioactive Evaluation of

- Polyphenols, Tocopherols, Carotenoids, and Fatty Acids in Agri-Food Bio-Residues. In *Molecules* (Vol. 30, Number 6). Multidisciplinary Digital Publishing Institute (MDPI). <https://doi.org/10.3390/molecules30061326>
- Vieira, G. D.-V., Xavier, J. O. de L., Araújo, A. L. dos S. de M., Conegundes, J. L. M., Fontes, E. S., & Sousa, O. V. de. (2022). Soursop (*Annona muricata* L.) Fruit Peels as Source of Phenolic Constituents and Annonacin with Biological Activities. *European Journal of Medicinal Plants*, 41–52. <https://doi.org/10.9734/ejmp/2022/v33i730480>
- Vu, N. D., Tran, N. T. Y., Le, T. D., Phan, N. T. M., Doan, P. L. A., Huynh, L. B., & Dao, P. T. (2022). Kinetic Model of Moisture Loss and Polyphenol Degradation during Heat Pump Drying of Soursop Fruit (*Annona muricata* L.). *Processes*, 10(10). <https://doi.org/10.3390/pr10102082>
- Wang, Y., Xing, L., Zhang, J., Chen, Y., & Lu, S. (2025). Simultaneous Determination of 32 Polyphenolic Compounds in Berries via HPLC–MS/MS. *Molecules*, 30(9). <https://doi.org/10.3390/molecules30092008>
- Waseem, M., Majeed, Y., Nadeem, T., Naqvi, L. H., Khalid, M. A., Sajjad, M. M., Sultan, M., Khan, M. U., Khayrullin, M., Shariati, M. A., & Lorenzo, J. M. (2023). Conventional and advanced extraction methods of some bioactive compounds with health benefits of food and plant waste: A comprehensive review. In *Food Frontiers* (Vol. 4, Number 4, pp. 1681–1701). John Wiley and Sons Inc. <https://doi.org/10.1002/fft2.296>
- Wu, Q., Huang, X., Liu, R., Yang, X., Xiao, G., Jiang, N., Weitz, D., & Song, Y. (2023). Multichannel Multijunction Droplet Microfluidic Device to Synthesize Hydrogel Microcapsules with Different Core-Shell Structures and Adjustable Core Positions. *Langmuir: the ACS journal of surfaces and colloids*. <https://doi.org/10.1021/acs.langmuir.3c02579>.
- Xu, W., Huang, L., Jin, W., Ge, P., Shah, B., Zhu, D., & Jing, J. (2019). Encapsulation and release behavior of curcumin based on nanoemulsions-filled alginate hydrogel beads. *International journal of biological macromolecules*, 134, 210-215. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2019.04.200>.
- Yang, B., Kealey, K., Chen, J., & Solval, K. M. (2022). Developing microencapsulated powders containing polyphenols and pectin extracted from Georgia-grown pomegranate peels. *LWT*, 154. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.112644>
- Zabot, G., Rodrigues, F., Ody, L., Tres, M., Herrera, E., Palacin, H., Cordova-Ramos, J., Best, I., & Olivera-Montenegro, L. (2022). Encapsulation of Bioactive Compounds for Food and Agricultural Applications. *Polymers*, 14. <https://doi.org/10.3390/polym14194194>.

- Zhou, K., Shi, M., Chen, R., Zhang, Y., Sheng, Y., Tong, C., Cao, G., & Shou, D. (2025). Natural phytochemical-based strategies for antibiofilm applications. *Chinese Medicine*, 20. <https://doi.org/10.1186/s13020-025-01147-5>.
- Zhao, D., Liu, Y., & Wu, C. (2024). Reductive dechlorination of 2,4-dichlorophenol by using MWCNTs-Pd/Fe nanocomposites prepared in the presence of ultrasonic irradiation. *Ultrasonics Sonochemistry*, 105. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2024.106871>
- Zugazua-Ganado, M., Bordagaray, A., Ezenarro, J., Garcia-Arrona, R., Ostra, M., & Vidal, M. (2024). Adaptation of the Folin-Ciocalteu and Fast Blue BB spectrophotometric methods to digital image analysis for the determination of total phenolic content: Reduction of reaction time, interferences and sample analysis. *LWT*, 193. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2024.115756>

## ANEXOS

### Anexo 1.

*Proceso de secado y molienda de la cáscara de guanábana*



### Anexo 2.

*Determinación del porcentaje de humedad*

| Muestra | % humedad        | %ST              |
|---------|------------------|------------------|
| CGS     | $3,47 \pm 0,10$  | $96,53 \pm 0,10$ |
| CGL     | $76,12 \pm 0,03$ | $23,88 \pm 0,03$ |

*Nota.* La muestra CGS es la cáscara de guanábana seca y molida, CGL es el extracto concentrado de la cascara de guanábana

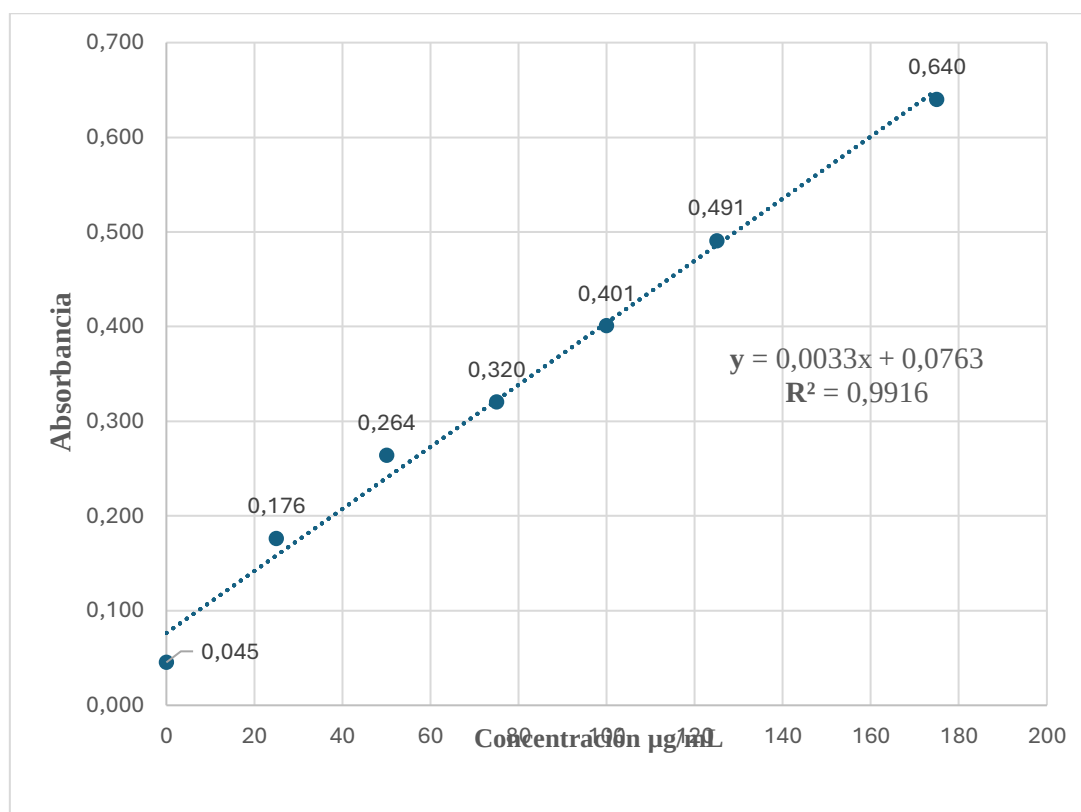
### Anexo 3.

*Concentración de polifenoles por el método de Folin Ciocalteu*



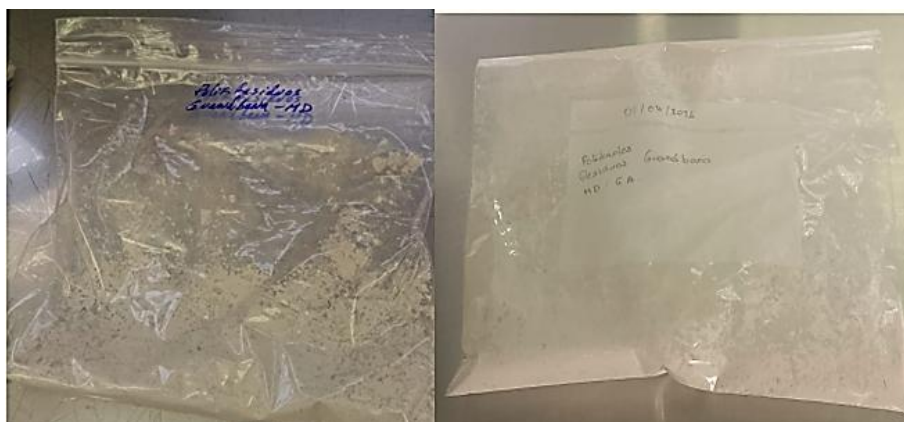
### Anexo 4.

*Curva de calibración del ácido gálico a longitud de ond de 765 nm*



## Anexo 5.

*Microesferas de cáscara de guanábana con maltodextrina y goma arábica con maltodextrina*



## Anexo 6.

*Resultados de las regiones identificadas en el FTIR de la microencapsulación de la muestra con maltodextrina y goma arábica.*

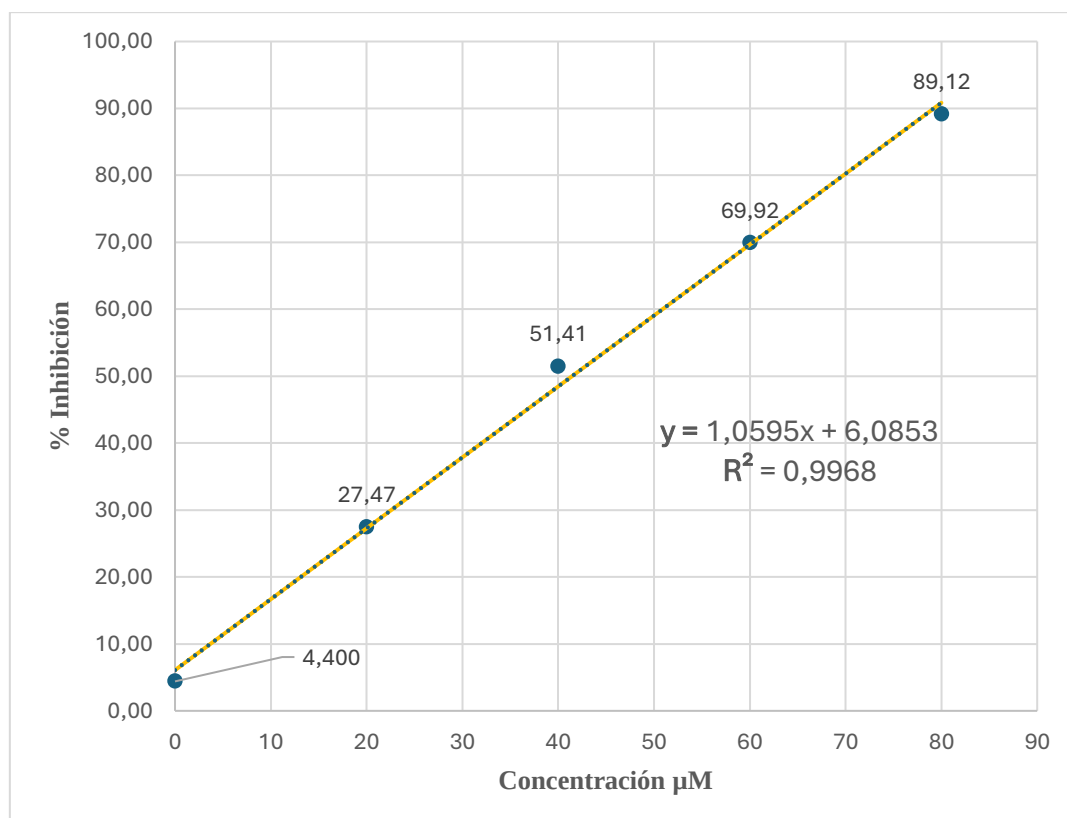
| Muestra     | Número de onda (cm <sup>-1</sup> ) | % Transmitancia | Grupos funcionales           |
|-------------|------------------------------------|-----------------|------------------------------|
| ME MD CG    | 3303,82                            | 77,69           | OH                           |
|             | 2911,36                            | 82,92           | CH alifático                 |
|             | 1605,84                            | 88,50           | C=C aromático/ C=O conjugado |
|             | 1365,53                            | 84,68           | CH, COO <sup>-</sup>         |
|             | 1147,19                            | 80,70           | COC                          |
|             | 1076,19                            | 76,77           | CO                           |
|             | 993,25                             | 69,02           | Enlaces glucosídicos         |
|             | 569,09                             | 72,54           | Región del espectro          |
| ME MD:GA CG | 3319,23                            | 81,66           | OH                           |
|             | 2898,15                            | 85,62           | CH                           |
|             | 1598,15                            | 88,45           | C=C aromático/ C=O conjugado |
|             | 1407,62                            | 86,87           | CH, COO <sup>-</sup>         |
|             | 1014,85                            | 72,91           | COC                          |
| MD          | 3304,94                            | 81,43           | OH                           |
|             | 2922,87                            | 87,50           | CH                           |
|             | 1642,68                            | 93,34           | OH asociado, agua adsorbida  |
|             | 1358,79                            | 88,97           | CH                           |
|             | 1147,18                            | 83,91           | COC                          |
|             | 1075,87                            | 80,26           | CO                           |
|             | 990,24                             | 70,23           | Enlaces glucosídicos         |
|             | 846,59                             | 85,17           | Región del espectro          |

|              |         |       |                                                 |
|--------------|---------|-------|-------------------------------------------------|
|              | 576,89  | 75,54 | Región del espectro                             |
|              | 3305,59 | 85,48 | OH                                              |
|              | 2916,16 | 91,23 | CH                                              |
|              | 1604,17 | 95,04 | COO <sup>-</sup> de goma arábica /C=C aromático |
| <b>MD:GA</b> | 1364,14 | 91,78 | CH                                              |
|              | 991,03  | 7458  | Enlaces glucosídicos                            |
|              | 575,88  | 80,15 | Región del espectro                             |

*Nota.* ME MDGA CG: Microesferas del extracto de cascara de guanábana con maltodextrina y goma arábica. ME MD CG: Microesferas del extracto de cáscara de guanábana con maltodextrina. MD: Polímero de maltodextrina (línea lila). Ext CG: El extracto concentrado de la cáscara de guanábana. Mezcla MDGA: Polímeros combinados de maltodextrina y goma arábica. Elaboración propia con información adaptada de **Nandiyanto et al. (2023)**

## Anexo 7.

*Curva de calibración del Trolox a una longitud de onda de 517nm*





***Anexo 8.***

Ensayo de evaluación antioxidante por el método DPPH

