



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

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

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

Evaluación de la actividad antioxidante de polifenoles microencapsulados obtenidos a partir de la cáscara de plátano (*Musa paradisiaca*)

Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción de Proyecto de Investigación, previo 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: Camila Victoria Montoya López

Tutor: PhD. Orestes Darío López Hernández

Ambato – Ecuador

Febrero – 2024

APROBACIÓN DEL TUTOR

Ph.D. 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 Ciencias e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Ambato, 12 de enero de 2024

Ph.D. Orestes Darío López Hernández

C.I. 17547848-4

TUTOR

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Camila Victoria Montoya López, manifiesto que los resultados obtenidos en el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción de Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Ingeniera Biotecnóloga, son absolutamente originales, auténticos y personales, a excepción de las referencias bibliográficas.

A handwritten signature in blue ink that reads "Camila Montoya". The signature is written in a cursive style and is underlined with a single horizontal stroke.

Camila Victoria Montoya López

C.I. 1805438320

AUTOR

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que considere el presente 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.

A handwritten signature in blue ink that reads "Camila Montoya". The signature is written in a cursive style and is positioned above a horizontal line.

Camila Victoria Montoya López

C.I. 1805438320

AUTOR

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

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

Para constancia firman:

Presidente del tribunal

Dr. Pablo Vinicio Tuza Alvarado

1104063241

Ing. M.Sc. Ruth Narcisa Pérez Salinas

1802726628

Ambato, 05 de febrero de 2024

DEDICATORIA

A Dios por guiarme en cada decisión de mi vida y la ha llenado de bendición y fortaleza.

A mis padres, José y Patricia, quienes han sido mi mayor inspiración y apoyo incondicional a lo largo de esta travesía académica. Gracias por ser la luz que guía mis pasos.

A mis hermanos, Astrid y Andrés, por ser mi motivación constante, por demostrarme que, aunque todo se vea negro siempre hay una luz al final del camino. Este logro también es suyo, gracias por ser mi familia y mi fuerza.

A mis abuelitas, Yolita y Mamita Olga, que me han guiado durante cada etapa de mi vida, y me han acompañado.

Al más pequeño de la casa, mi sobrino Santiago, que con sus locuras y alegría a mejorado mis días y con tan poca edad me ha demostrado lo que es un amor incondicional. Gracias por apoyarme en cada ocurrencia.

Camila Montoya

AGRADECIMIENTO

Mi etapa universitaria concluye, después de tantos desvelos y frustraciones, hasta algunas lloraditas, agradezco por todo lo aprendido y vivido. Agradezco a mis padres, José y Patricia, que vivieron conmigo cada uno de mis momentos celebrando mis logros y apoyándome en mis fracasos, siempre confiaron y creyeron en mí, incluso cuando ni yo lo hice. Mis hermanos, Astrid y Andrés, que a pesar de que a veces tenemos nuestros desacuerdos siempre estuvieron para apoyarme en mis momentos difíciles. A mi sobrino Santi, gracias a tus ocurrencias siempre me alegrabas un mal día.

A mi tutor, PhD. Orestes López por brindarme sus conocimientos y guiarme durante el desarrollo de este proyecto. Agradezco su paciencia y dedicación. A la Universidad Técnica de Ambato y a la Facultad de Ciencias e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología por abrirme las puertas de sus instalaciones para mi formación profesional.

A mi mejor amiga Belén, que desde que somos unas niñas siempre me ha apoyado y ha sido como una hermana para mí, gracias por escucharme y aconsejarme, tu amistad es lo más valioso que tengo. Pame, gracias por tus mensajes de apoyo y por acompañarme en cada paso de mi vida. A mi mejor amigo Josafat, con quien inicié y terminé la carrera, sin ti no lo habría logrado, fuiste esa persona que me ayudó y motivó a seguir adelante, gracias por siempre apoyarme y sobre todo gracias por tu amistad incondicional.

A mis seres de luz Mishu, Vivi, Ker, que a pesar de todo siempre estuvieron, gracias por cada momento vivido, cada risa y recuerdo que me llevare en el corazón, con ustedes la vida en la U era más bonito. Washo, quien imaginaria que te volverías incondicional, gracias por siempre estar y por apoyarme en cada tontería que hacía, A mis amigos Raque, Erick, Pato, Pepe, Fer, Jean, Angelita, Josu, Juan, Abel, Kevito, la U me permitió conocer gente increíble, gracias por compartir risas, desafíos y momentos difíciles en esta etapa. Diego, gracias por apoyarme y ayudarme en mi última etapa de universidad. A Jona, gracias por las risas, por escucharme y por siempre estar.

A todos los que formaron parte de esta etapa de mi vida, GRACIAS.

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 DE FIGURAS	xi
ÍNDICE DE TABLAS	xii
ÍNDICE DE ANEXOS	xiii
RESUMEN EJECUTIVO.....	xiv
ABSTRACT	xv
CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO.....	1
1.1. ANTECEDENTES INVESTIGATIVOS.....	1
1.1.1. DESECHOS ORGÁNICOS EN EL ECUADOR	1
1.1.2. PLÁTANO (MUSA PARADISIACA).....	1
1.1.2.1. Generalidades	1
1.1.2.2. Aspectos botánicos del plátano.....	2
1.1.2.3. Clima y suelo para el cultivo del plátano	3
1.1.2.4. Taxonomía	3
1.1.2.5. Composición química.....	4
1.1.3. POLIFENOLES	5
1.1.3.1. Generalidades	5
1.1.3.2. Capacidad antioxidante.....	6
1.1.4. ANTIOXIDANTES.....	6
1.1.4.1. Generalidades	6
1.1.4.2. Propiedades antioxidantes en la cáscara de plátano	7
1.1.4.3. Antioxidantes en la salud.....	7
1.1.5. MICROENCAPSULACIÓN	8
1.1.5.1. Generalidades	8

1.1.5.2.	Secado por aspersión	8
1.1.5.3.	Microencapsulación de compuestos fenólicos	10
1.2.	OBJETIVOS	10
1.2.1.	Objetivo general	10
1.2.2.	Objetivos específicos	10
1.3.	HIPÓTESIS	10
1.3.1.	Hipótesis nula	10
1.3.2.	Hipótesis alternativa	11
1.4.	VARIABLES.....	11
1.4.1.	Variables independientes	11
1.4.2.	Variables dependientes	11
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA		12
2.1.	MATERIALES	12
2.1.1.	Material vegetal	12
2.1.2.	Reactivos	12
2.1.3.	Materiales de laboratorio	12
2.1.4.	Equipos	13
2.2.	MÉTODOS.....	13
2.2.1.	Recolección del material vegetal.....	13
2.2.2.	Obtención del material vegetal molido.....	13
2.2.3.	Extracción de polifenoles de la cáscara de plátano (M. paradisiaca)	14
2.2.4.	Determinación de sólidos totales	15
2.2.5.	Determinación de polifenoles totales	15
2.2.6.	Análisis de datos.....	16
2.2.7.	Microencapsulación de polifenoles mediante secado de aspersión.....	16
2.2.8.	Evaluación cualitativa de la eficiencia de microencapsulación por espectroscopía infrarroja (FTIR).....	17
2.2.9.	Determinación cuantitativa de la eficiencia de microencapsulación.....	17
2.2.10.	Evaluación de la actividad antioxidante por DPPH.....	18
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN		19
3.1.	ANÁLISIS Y DISCUSIÓN DE LOS RESULTADOS	19
3.1.1.	Obtención de condiciones óptimas de extracción de polifenoles	19
3.1.2.	Microencapsulación de polifenoles	26

3.1.3. Evaluación de la actividad antioxidante	32
3.2. VERIFICACIÓN DE HIPÓTESIS	34
CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	35
4.1. CONCLUSIONES.....	35
4.2. RECOMENDACIONES	36
MATERIALES DE REFERENCIA	37
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	37
ANEXOS	46

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Esquema de una planta de plátano.	2
Figura 2. Estructura química de la Galocatequina.....	6
Figura 3. Modelo de microencapsulación por secado por aspersion.....	9
Figura 4. Contenido fenólico de las concentraciones de etanol óptimas para su extracción.....	21
Figura 5. Diagrama de Pareto Estandarizado de los compuestos de polifenoles.	23
Figura 6. Superficie de respuesta estimada.	25
Figura 7. Espectroscopía infrarroja del concentrado de polifenoles de la cáscara de plátano.	27
Figura 8. Espectroscopía infrarroja del microencapsulado de polifenoles de la cáscara de plátano.	28
Figura 9. Espectroscopía infrarroja del polímero (maltodextrina).	29
Figura 10. Espectroscopía infrarroja de la comparación de los espectros obtenidos de maltodextrina, concentrado de polifenoles y microencapsulado de polifenoles de la cáscara de plátano.....	30

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de <i>M. paradisiaca</i>	3
Tabla 2. Características químicas de la pulpa del plátano.	4
Tabla 3. Composición química de la cáscara de plátano.	4
Tabla 4. Variables dependientes en el proceso de extracción.	11
Tabla 5. Tratamiento de extracción de <i>M. paradisiaca</i>	14
Tabla 6. Compuestos fenólicos de cada tratamiento.....	19
Tabla 7. Compuestos fenólicos totales de cada tratamiento.	22
Tabla 8. Tabla de optimización respuesta en concentración de polifenoles.	24
Tabla 9. Concentración de polifenoles microencapsulados.....	31
Tabla 10. Inhibición de la actividad antioxidante de <i>Musa paradisiaca</i>	33

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Porcentaje de sólidos totales de cada concentración de disolvente.	46
Anexo 2. Porcentaje de sólidos totales de cada extracto.	46
Anexo 3. Curva estándar de ácido gálico para cuantificación de polifenoles.	46
Anexo 4. Curva estándar de ácido gálico con agua para eficiencia de microencapsulado.	47
Anexo 5. Curva estándar de ácido gálico con etanol para eficiencia de microencapsulado.	47
Anexo 6. Curva estándar de trolox para la determinación de la actividad antioxidante.	48
Anexo 7. Tabla ANOVA para la comparación de medias de las concentraciones de etanol óptimas para su extracción.....	48
Anexo 8. Tabla ANOVA para los compuestos fenólicos totales de cada tratamiento. ...	48
Anexo 9. Análisis organolépticos realizados del extracto de etanol de la cáscara de plátano.	49

RESUMEN EJECUTIVO

Los compuestos polifenólicos contienen una gran capacidad antioxidante, lo que les ha convertido en sustancias de gran interés. En Ecuador, se genera una gran producción agrícola de plátano (*Musa paradisiaca*), pero sus cáscaras no son aprovechadas y solo son desechadas. En este estudio se busca aprovechar al máximo las cáscaras de plátano, se determinaron las mejores condiciones de extracción y se microencapsularon los polifenoles para analizar su actividad antioxidante.

Con la mejor concentración de etanol que fue al 30 por ciento se estudió la influencia de la relación material vegetal: volumen de disolvente, empleando relaciones de 1:20 y 1:25 y tiempos de extracción de 30 y 60 minutos, resultando que las mejores condiciones fueron 1:25 a un tiempo de 30 min. En el proceso de microencapsulación se realizó por medio de secado por aspersion a una temperatura de entrada de 150 grados centígrados y de salida a 90 centígrados. Se utilizó maltodextrina como matriz polimérica y se evaluó la eficiencia de microencapsulación por medio de espectroscopía FT-IR. Para evaluar la capacidad antioxidante se empleó el método DPPH.

La mejor concentración brindo el contenido de polifenoles totales de 36,78 mg GAE por cada g material con una eficiencia del microencapsulado del 85,67 por ciento y con un porcentaje de inhibición para el extracto de 82,28 por ciento y del microencapsulado de 28,50 por ciento.

Palabras clave: Extracción, microencapsulación, actividad antioxidante, compuestos fenólicos, plátano, maltodextrina.

ABSTRACT

Polyphenolic compounds contain a high antioxidant capacity, which has made them substances of great interest. In Ecuador, there is a large agricultural production of plantain (*Musa paradisiaca*), but its peels are not used and are only discarded. In this study, we sought to make the most of the plantain peels, determined the best extraction conditions and microencapsulated the polyphenols to analyze their antioxidant activity.

With the best ethanol concentration of 30 percent, the influence of the plant material: solvent volume ratio was studied, using ratios of 1:20 and 1:25 and extraction times of 30 and 60 minutes, with the result that the best conditions were 1:25 at a time of 30 minutes. The microencapsulation process was carried out by spray drying at an inlet temperature of 150 degrees Celsius and outlet at 90 degrees Celsius. Maltodextrin was used as polymeric matrix and the microencapsulation efficiency was evaluated by FT-IR spectroscopy. To evaluate the antioxidant capacity, the DPPH.

The best concentration gave a total polyphenol content of 36.78 mg GAE per g material with a microencapsulation efficiency of 85.67 percent and a percentage inhibition for the extract of 82.28 percent and for the microencapsulation of 28.50 percent.

Key words: Extraction, microencapsulation, antioxidant activity, phenolic compounds, banana, maltodextrin.

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

1.1. Antecedentes investigativos

1.1.1. Desechos orgánicos en el Ecuador

Ecuador es un país altamente agrícola debido a que es fundamental para su economía, logrando representar un 9,24 % del Producto Interno Bruto (PIB) para el 2018 (**The World Bank, 2020**). En el 2012, las zonas urbanas produjeron alrededor de 1,3 millones de toneladas de residuos al año, se espera que para el 2025 se incremente el 2,2 millón de toneladas de residuos sólidos por año (**Salgado Ortiz, 2020**). Los productos más cultivados en Ecuador son el plátano, arroz, cacao, maíz, flores, etc. Es por ello que se genera una gran cantidad de residuos agrícolas los cuales no son aprovechados, ya que esta materia orgánica es quemada o desechada en algún botadero (**Garcia M et al., 2012**).

1.1.2. Plátano (*Musa paradisiaca*)

1.1.2.1. Generalidades

Musa paradisiaca conocida como “plátano” (o banano, guineo) es una referencia al gran número de plantas herbáceas del género *Musa*, es una fruta intertropical y la más consumida del mundo, produce en racimos alrededor de 400 unidades con un peso de 50 kg de color amarillo indicando que ya está maduro (**Marcano, 2012**). El plátano proviene de la familia de las Musáceas, denominadas así por tener la característica de desarrollarse sin necesidad de polen, el periodo desde que es sembrado hasta poder cortar un racimo es de 12 meses (**SIAP, 2021**). Esta fruta está considerada dentro del grupo de alimentos indispensables para la salud y bienestar humano, al tener un alto contenido vitamínico, minerales y antioxidantes. El plátano es rico en contenido de almidón y contiene una cáscara cuyo color puede variar dependiendo de su madurez (Carrillo Carrillo et al., 2020).

1.1.2.2. Aspectos botánicos del plátano

El plátano es conocido como una hierba gigante que tiene tallos subterráneos, contiene raíz, raquis, pseudotallo, racimo y hojas como se puede observar en la **Figura 1**.

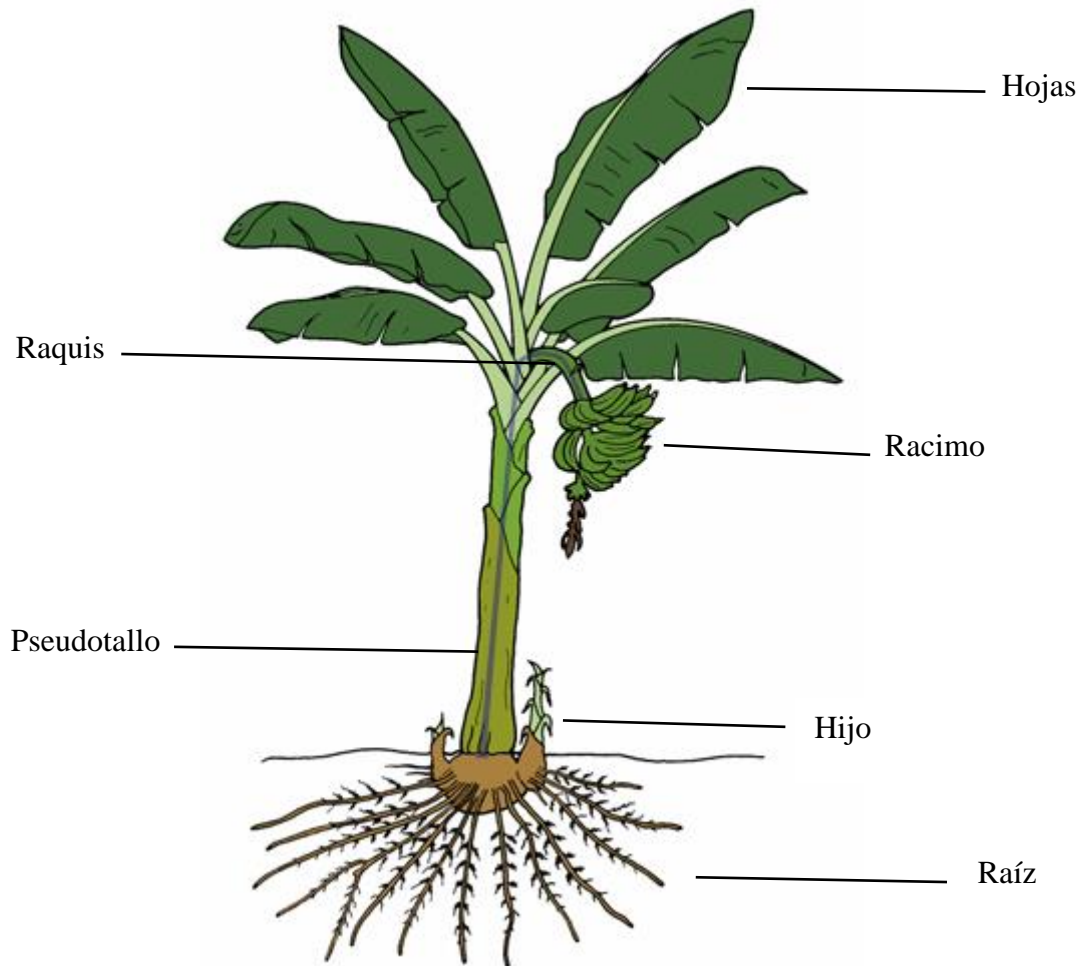


Figura 1. Esquema de una planta de plátano.

Figura adaptada de (INECOL Instituto de Ecología, 2019).

Esta planta es una herbácea perenne gigante con un rizoma corto, el cuál es el resultado de la unión de vainas foliares con una altura de 3,5 a 7,5 m de altura con un terminado en corona de hojas (**InfoAgro, 2021**). Sus hojas son consideradas entre las más grandes del reino vegetal, están dispuestas en espiral y pueden llegar a medir entre los 3 m de largo y 90 cm de ancho, en cada planta normalmente se

encuentra entre 5 y 15 hojas y para analizar si ya está madura, se considera el mínimo de 10 hojas (Marcano, 2012). Su fruto es polimórfico y tiene un tiempo de desarrollo entre 80 a 180 días, puede encontrar entre 5 a 20 manos y tener de 2-20 frutos con un color amarillo (InfoAgro, 2021).

1.1.2.3. Clima y suelo para el cultivo del plátano

El plátano para su correcto desarrollo necesita un clima cálido con una constante humedad en el aire, una temperatura de 26-27 °C y con una latitud de 30 a 31°, su crecimiento se detiene si su temperatura es menor a 16 °C, generando daños con menor temperatura a 13 °C o mayor a 45 °C, la luz no tiene algún efecto en su desarrollo, pero hay que tener en cuenta que al disminuir su intensidad de luz su ciclo vegetativo puede extenderse (Botto, 2023). Sus suelos aptos son aquellos que tengan una textura arenosa, arcillosa y limosa, con una profundidad de 1,2 a 1,5 m, e igualmente deben ser ricos en potasio, calizos (Naranjo, 2019).

1.1.2.4. Taxonomía

La descripción taxonómica del plátano se le representa en la **Tabla 1**.

Tabla 1. *Taxonomía de M. paradisiaca.*

Dominio	Eukaryota
Reino	Plantae
Filo	Magnoliophyta
Clase	Liliopsida
Orden	Zingiberales
Familia	Musaceae
Género	<i>Musa</i>
Especie	<i>Paradisiaca</i>

Adaptado de (Fundación Charles Darwin de Galápagos, 2022).

1.1.2.5. Composición química

La composición química del plátano va cambiando según su maduración, cuando esta verde tiene un alto contenido de almidón y al contrario cuando ya está maduro su almidón disminuye (Abreu, 2011). El plátano cuenta con 16 aminoácidos de los cuales 9 son esenciales incluida la histidina. La pulpa tiene una composición química de diversa propiedad como su potencial de hidrógeno (pH), acidez titulable, sólidos solubles, etc. En la **Tabla 2** se observa su composición (Rivera, 2014). Los compuestos químicos de la cáscara de plátano, se determinó su materia seca, orgánica, proteína bruta, fibra bruta, extracto etéreo, los extractos libres de nitrógeno y la energía bruta, en donde se utiliza una estadística descriptiva para examinar su media y desviación estándar, los datos se pueden observar en la **Tabla 3** (Aguilar et al., 2019).

Tabla 2. Características químicas de la pulpa del plátano.

Componente	Cantidad
Potencial de hidrógeno	4,7
Acidez titulable	0,64
Sólidos solubles	26,2

Adaptado de (Rivera, 2014).

Tabla 3. Composición química de la cáscara de plátano.

Variable	Media	Desviación Estándar
Materia seca %	14,06	0,11
Materia orgánica %	91,19	0,01
Proteína bruta %	7,93	0,7
Fibra bruta %	5,85	0,02
Extracto etéreo %	5,02	0,07
Extractos libres de nitrógeno %	72,4	0,76
Cenizas %	8,82	0,01
Energía bruta, kcal 100 g MS ⁻¹	378,15	0,37

Adaptado de (Aguilar et al., 2019).

1.1.3. Polifenoles

1.1.3.1. Generalidades

Los polifenoles son subdivididos en taninos hidrolizables, se clasifican según su número y tipo de subcomponente fenólico presente, su unidad fenólica puede ser metilada o esterificada o a su vez dimerizada o polimerizada. Los grupos fenólicos más importantes son los que poseen polifenoles con actividad antioxidantes de notable importancia los que pueden encontrarse en el café, cacao, frutas, verduras y cereales (**Guerrero, 2014**). Tiene una variabilidad química en donde se incluye varios compuestos, que van desde ácidos fenólicos simples hasta flavonoides complejos, es por este motivo, que son incluidos una gran cantidad de compuestos de importancia biológica y medicamentos (**Egbuna et al., 2019**).

Los polifenoles provienen del metabolismo secundario de las plantas, se caracterizan por la presencia de uno o más anillos de tipo benceno, están relacionados directamente con algunas características de los alimentos como su color, valor nutricional, sabor y palatabilidad. Los fenoles contienen un peso molecular medianamente alto, cuyo poder antioxidante es 20 veces más fuerte que la vitamina E (**Padilla et al., 2008**).

La cantidad de compuestos fenólicos que se encuentra en la cáscara de plátano es variada, dependiendo de factores tales como, el estado de madurez en el que se encuentren. Cáscaras maduras presentan contenido entre 159,77-182,74 GAE mg/100 g, cáscaras frescas presentan contenido entre 150,48- 199,61 GAE mg/100 g (**Mondher, 2020**). Se identificó a la galocatequina (**Figura 2**) como el principal compuesto al que se le relaciona con su capacidad antioxidante de la cáscara de plátano (**Blasco & Gómez, 2014**).

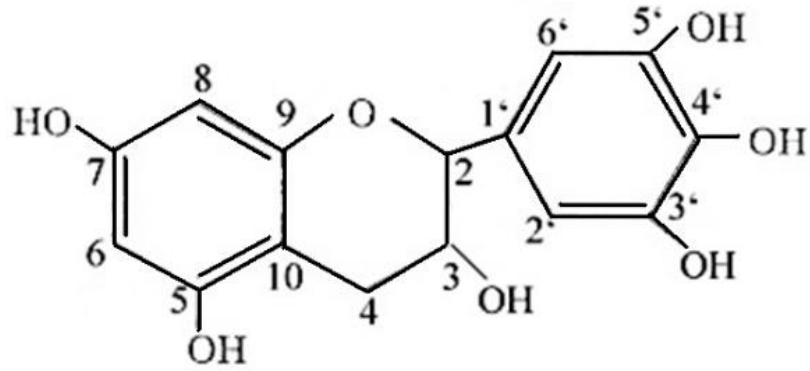


Figura 2. Estructura química de la Galocatequina.

Figura adaptada de (Someya et al., 2002).

Nota: Las comillas que se observan sobre los números, es una identificación de los dobles enlaces debido a que son isómeros, indicando que es un isómero S.

1.1.3.2. Capacidad antioxidante

Los compuestos fenólicos han tenido un incremento en su investigación en los últimos años debido a que tienen diferentes propiedades beneficiosas *in vitro* al momento de actuar con algún agente antioxidante (Ruskovska et al., 2020). En diferentes estudios se ha podido evaluar los compuestos fenólicos y la actividad antioxidante, que han sido aplicadas en algunas fuentes vegetales como *Vernonia cinérea*, *Physalis Peruviana L.*, *Bauhinia variegata* (Alara et al., 2018).

1.1.4. Antioxidantes

1.1.4.1. Generalidades

Los antioxidantes se los puede encontrar en plantas, animales y microorganismos o pueden llegar a sintetizarse a través de medios químicos, algunas plantas generan una rica fuente de antioxidantes naturales como los polifenoles y tocoferoles, se encuentran en gran abundancia en frutas, verduras, granos, semillas, cereales e igualmente, se conoce antioxidantes de origen marino como algas, mariscos y bacterias marinas (Shahidi & Zhong, 2015).

Los antioxidantes son compuestos químicos que interactúan con radicales libres y los neutralizan, evitando el daño celular generado por el estrés oxidativo, se los conoce como carroñeros de radicales libres (NIH, 2020). Los factores que desencadenan el estrés oxidativo son la radiación solar, el déficit de vitaminas, alcoholismo o las respuestas inflamatorias e inmunológicas, estas provocan oxidación celular y generan un desequilibrio entre la producción de especies reactivas de oxígeno y su eliminación (Baek et al., 2021).

1.1.4.2. Propiedades antioxidantes en la cáscara de plátano

Los compuestos antioxidantes presentes en la cáscara de plátano ayudan a identificar sobre los radicales libres, las cáscaras de diferentes frutas se ha examinado que son fuentes naturales de antioxidantes y contenido de fitoquímicos los cuales son aptos para la eliminación de los radicales libres. La mayoría de los compuestos antioxidantes que se encuentran en las verduras y frutas provienen de la Vitamina C, E (Blasco & Gómez, 2014).

La estructura química de los polifenoles provoca el efecto antioxidante, es importante analizar los efectos beneficiosos que producen sobre la salud, los alimentos y bebidas ricos en estos compuestos. Los antioxidantes protegen al organismo de la acción de los radicales libres, desactivándolos y previniendo enfermedades cardiovasculares o degenerativas (Padilla et al., 2008).

1.1.4.3. Antioxidantes en la salud

Los antioxidantes son inhibidores de la oxidación los cuales presentan funciones fisiológicas en el cuerpo (Aziz et al., 2018). Puede ocurrir que no se genere una protección completa en el organismo debido a que el sistema antioxidante ha sido expuesto a un estrés oxidativo (Santos Sánchez et al., 2019). El cuerpo puede utilizar los antioxidantes que son de origen exógeno, ya que son efectivos en la

prevención y el tratamiento de algunas enfermedades como neurodegenerativas y cardiovasculares (**Kurutas, 2016**).

1.1.5. Microencapsulación

1.1.5.1. Generalidades

La microencapsulación es una tecnología de empaquetamiento de diferentes materiales tanto sólidos o líquidos, aquellas microcápsulas selladas tienen el poder de liberar sus contenidos a velocidades controladas bajo condiciones específicas y a su vez pueden proteger el producto encapsulado de la luz y el oxígeno. Las primeras aplicaciones prácticas que se encuentran son, en la industria farmacéutica, médica, y de alimentos. La microencapsulación es una técnica exitosa, que previene la degradación de los compuestos, protegiéndolos de factores ambientales tales como el calor, la humedad y el oxígeno (**Adolfo & Huertas, 2010**).

1.1.5.2. Secado por aspersión

La microencapsulación mediante secado por aspersión es una técnica empleada para la protección de compuestos bioactivos, como los polifenoles utilizando diferentes matrices, es una técnica sencilla y económica que puede fácilmente ser escalada a nivel industrial (Rios Aguirre & Gil Garzón, 2021). El proceso de secado por aspersión implica la atomización de una solución que contiene uno o más componentes del producto deseado en gotas mediante aspersión, seguida de su rápida evaporación en polvo sólido por aire caliente a una cierta temperatura y presión (**Voon et al., 2020**).

La sustancia que se utiliza para la protección del ingrediente activo se lo conoce como agente encapsulante, debe ser seleccionado cuidadosamente ya que esto podrá influir en la eficiencia de la microencapsulación. El material utilizado puede

ser orgánico, inorgánico o una mezcla de ambos, a su vez los polímeros que más se utilizan para la microencapsulación son la maltodextrina y la goma arábica (Shahidi & Han, 1993).

El mecanismo de este proceso (Figura 3) consiste en tres fases: atomización, conversión de gotas en partículas y recolección de partículas (Murugesan & Orsat, 2012). El proceso se basa en la conversión de un líquido a un polvo seco por medio de aire caliente que puede oscilar entre los 150 a 220 °C para su evaporación de solvente. Por medio de un proceso de atomización se elimina la humedad de las gotas de la solución que ingresa, de esta manera los agentes encapsulantes se adhieren al componente bioactivo y se crea una capa protectora (Santos et al., 2017). La temperatura se reduce significativamente entre 80 y 50 °C para poder obtener el polvo final.

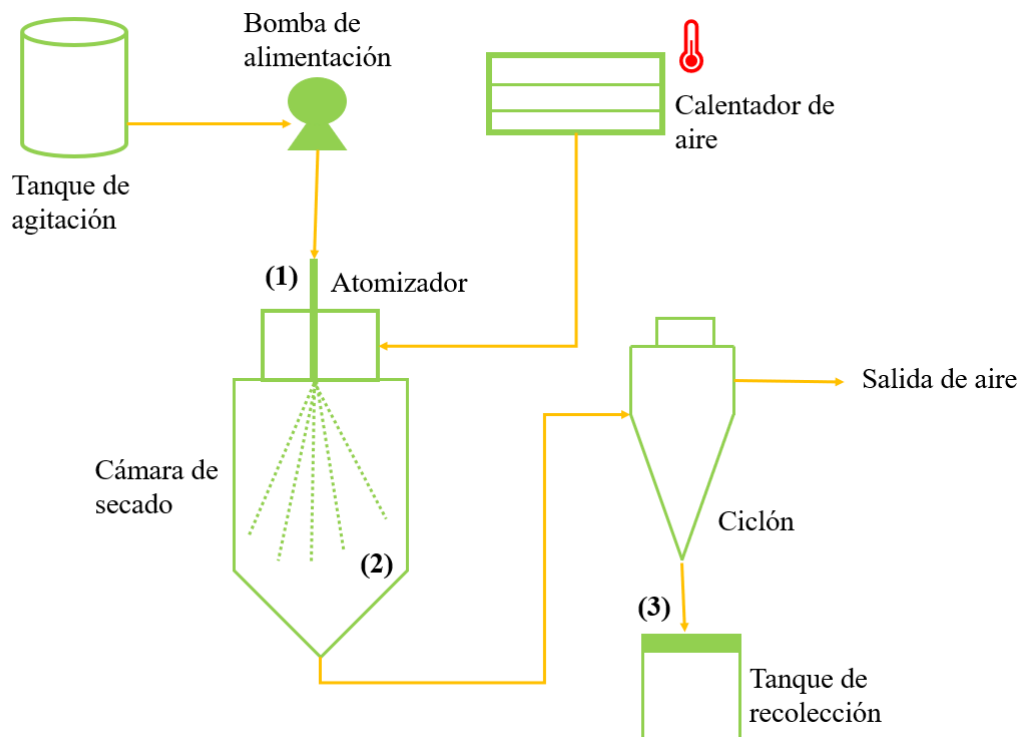


Figura 3. Modelo de microencapsulación por secado por aspersión.

Figura adaptada de (Santos et al., 2017).

1.1.5.3. Microencapsulación de compuestos fenólicos

Los compuestos fenólicos tienen como característica principal su solubilidad en agua y pueden alterarse con facilidad en respuesta a los factores ambientales, es así, que se ha considerado la microencapsulación como una técnica para conservarlos, encapsulándolos en una matriz la cual va a preservar sus funcionalidades bioquímicas (Shaygannia et al., 2021).

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo general

- Evaluar la actividad antioxidante de polifenoles microencapsulados obtenidos a partir de la cáscara de plátano (*Musa Paradisiaca*).

1.2.2. Objetivos específicos

- Determinar las condiciones óptimas de extracción de polifenoles a partir de cáscara de plátano.
- Obtener polifenoles microencapsulados mediante secado por aspersión.
- Analizar la actividad antioxidante de los polifenoles microencapsulados por medio de la técnica DPPH.

1.3. Hipótesis

1.3.1. Hipótesis nula

La microencapsulación no afecta la actividad antioxidante de los polifenoles extraídos de la cáscara de plátano.

1.3.2. Hipótesis alternativa

La microencapsulación afecta la actividad antioxidante de los polifenoles extraídos de la cáscara de plátano.

1.4. Variables

1.4.1. Variables independientes

- **Proceso de extracción**

Diferentes concentraciones de etanol a 30%, 50%, 70%, y 96%.

1.4.2. Variables dependientes

- **Proceso de extracción de la mejor concentración de etanol**

Tabla 4. *Variables dependientes en el proceso de extracción.*

Variables	Niveles
Relación material vegetal	1:20
	1:25
Tiempo de extracción	30 min
	60 min

- Eficiencia del microencapsulado.
- Porcentaje de inhibición del DPPH.

CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

2.1. Materiales

2.1.1. Material vegetal

- Cáscara de plátano (*Musa paradisiaca*).

2.1.2. Reactivos

- Agua destilada.
- Maltodextrina.
- Etanol 96%.
- Carbonato de sodio.
- Ácido gálico.
- Reactivo de Folin-Ciocalteu.
- Metanol.
- 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo o DPPH.
- Solución tampón trolox.

2.1.3. Materiales de laboratorio

- Matraces Erlenmeyer (250 mL).
- Vasos de precipitación (250 mL).
- Tubos de ensayo (10 mL).
- Frascos ámbar.
- Micropipetas (100-1000 μ L y 20-200 μ L).
- Caja de puntas de micropipetas.
- Papel aluminio.
- Papel absorbente.
- Pipetas graduadas (5mL- 25 mL).
- Tubos eppendorf.
- Embudo.
- Probetas graduadas (100 mL).
- Placa de 96 pocillos para espectrofotómetro.
- Fundas ziploc.

2.1.4. Equipos

- Molino triturador INOX-EQUIP.
- Balanza analítica Ohaus PA-313.
- Plancha de calentamiento Corning PC-620D.
- Espectrofotómetro UV-VIS Fisher Scientific accuSkan Go.
- Espectroscopio FTIR Perkin Elmer Spectrum Two.
- Mini Spray Dryer.
- Balanza de humedad.
- Rotoevaporador IKA HB10.
- Centrífuga Hettich Centrifugen y Germany.
- Deshidratador por convección.
- Refrigerador.

2.2. Métodos

2.2.1. Recolección del material vegetal

La cáscara de plátano (*M. paradisiaca*) utilizada, fue adquirida en la ciudad de Ambato, se analizó su estado y observo que la fruta se encuentre en estado maduro. Se recolecto 934 gramos de cáscaras de plátano y colocado en fundas ziploc, con una temperatura ambiente durante su transporte hasta los laboratorios para su uso.

2.2.2. Obtención del material vegetal molido

El material vegetal se lo lavó. Se colocó en el deshidratador por convección a una temperatura de 60 °C por 24 horas, buscando eliminar el exceso de humedad (Ovando et al., 2017). Una vez adquirido el material seco, se trituró 122 gramos en un molino, se obtuvo un polvo el cual fue almacenado en una funda ziploc, evitando el contacto con la humedad y a temperatura ambiente.

2.2.3. Extracción de polifenoles de la cáscara de plátano (*M. paradisiaca*)

Se estudio diferentes concentraciones de disolventes (%v/v): etanol al 30, 50, 70 y 96, a la temperatura de ebullición de cada mezcla, con una relación material vegetal volumen de disolvente de 1:20 por 30 minutos respectivamente, 5 g de material vegetal en 100 mL de solución. Posteriormente, se evaluó el rendimiento de extracción de cada uno de ellos.

Una vez que se determinó que solución de extracción fue la mejor, se estudió la influencia de la relación material vegetal: volumen de disolvente, empleando relaciones de 1:20 y 1:25, y tiempos de extracción de 30 y 60 minutos. Se estudió por medio de un diseño experimental la influencia de los diferentes factores como la concentración del disolvente y el tiempo de extracción con los tratamientos indicados en la **Tabla 5**.

Tabla 5. *Tratamiento de extracción de M. paradisiaca.*

Interacción	Tratamiento
A1B1	Relación 1:20, 30 minutos
A1B2	Relación 1:20, 60 minutos
A2B1	Relación 1:25, 30 minutos
A2B2	Relación 1:25, 60 minutos

Nota: Se observa las condiciones empleadas para cada tratamiento de extracción.

Se determinó que solución de extracción tuvo un mejor rendimiento, realizando una extracción a una mayor cantidad. El extracto se rotavaporó a una velocidad de 260 rpm, a una temperatura de 68 °C.

2.2.4. Determinación de sólidos totales

Al obtener los extractos, se analizó la humedad residual por triplicado en una balanza de humedad, con este resultado se calculó el contenido de sólidos totales a través de la siguiente ecuación:

$$\%SST = 100 - \% \text{ humedad}$$

%SST = Porcentaje de sólidos totales.

2.2.5. Determinación de polifenoles totales

La determinación de los polifenoles totales se realizó mediante el método de Folin-Ciocalteu. Se utilizó una placa de 96 micropocillos en los cuales se añadió 10 µL de cada extracto con 130 µL de agua destilada y 10 µL de reactivo de Folin-Ciocalteu, para que pueda actuar correctamente se esperó un tiempo por 6 minutos en la oscuridad, se añadió 100 µL de la solución de carbonato de sodio. Se incubó durante 90 minutos en la oscuridad a temperatura ambiente. Finalmente se midió la absorbancia de las muestras utilizando un espectrofotómetro UV-VIS Fisher Scientific accuSkan Go. Se realizó una curva de calibración para determinar el contenido de polifenoles referido como ácido gálico (**Baek et al., 2021**).

El contenido de polifenoles totales será expresado en gramos de ácido gálico por g de cáscaras de plátano, utilizando la siguiente fórmula:

$$TPC = \frac{\text{concentración de la muestra} \times \%SST}{1 \text{ g base seca}}$$

Analizando que para adquirir el rendimiento de sólidos totales (%SST), su valor se transformó a litros, una vez obtenido este valor se pudo usar para adquirir el valor del contenido de polifenoles totales.

2.2.6. Análisis de datos

El experimento se realizó en dos fases. La primera, para evaluar las variables de extracción, se llevó a cabo 4 tratamientos por triplicado cada uno. Se aplicó un análisis de comparación de medias con un nivel de significancia del 95%. Además, se obtuvieron diferentes diagramas de Cajas y bigotes para comparar los resultados de todos los tratamientos.

En la segunda fase, los resultados obtenidos se analizaron empleando un programa estadístico para determinar si existe o no diferencias significativas entre el contenido de polifenoles extraído con cada disolvente, analizando el mejor. Con esos resultados adquiridos se utilizó un diseño experimental de 2^2 , con un total de 4 tratamientos en donde se analizó que condiciones de extracción estudiadas, son las que mayor influencia tienen sobre la variable respuesta. Se verificó cada una de las variables con un análisis de varianzas ANOVA evaluando su influencia e interacción de las variables dependientes ($p < 0.05$). Para este análisis se utilizó la prueba gratuita de 30 días del software estadístico Statgraphics Centurion.

2.2.7. Microencapsulación de polifenoles mediante secado de aspersión

Se preparó una mezcla de extracto maltodextrina-agua con 61,76 g de maltodextrina y 137,7 g de agua, homogenizando hasta la disolución completa del polímero. En el siguiente proceso, se utilizó el secador por aspersión Mini Spray Dryer BUCHI-290 con un flujo de aire de 600 L/h, la cámara de secado fue alimentada con la mezcla de extracto maltodextrina-agua, con un caudal de aspiración de 100 % y con una temperatura de entrada y salida de 150/90 °C respectivamente.

2.2.8. Evaluación cualitativa de la eficiencia de microencapsulación por espectroscopía infrarroja (FTIR)

La eficiencia de microencapsulación se evaluó por medio de Espectroscopía Infrarroja (FT-IR), de manera cualitativa a través de la comparación de los espectros de los polifenoles sin microencapsular, con el de los polifenoles microencapsulados y el del polímero utilizado para microencapsular.

2.2.9. Determinación cuantitativa de la eficiencia de microencapsulación

La eficiencia de microencapsulación se determinó a partir de la cuantificación de los fenoles totales disolviendo 0,0625 g del microencapsulado en agua, y para los superficiales se disolvió en etanol. Se centrifugó la muestra mezclada con etanol por un tiempo de 5 min a 3000 rpm, se analizó el contenido de polifenoles en cada disolvente y se calculó la eficiencia de microencapsulación por medio de la siguiente ecuación:

$$EE\% = \frac{CT_{agua} - CS_{etanol}}{CT_{agua}} * 100$$

EE%= Eficiencia de microencapsulación.

CT_{agua} = Concentración total de fenoles en la microesfera.

CS_{etanol} = Concentración de fenoles en la superficie de la microesfera.

(Rios Aguirre & Gil Garzón, 2021).

2.2.10. Evaluación de la actividad antioxidante por DPPH

Se utilizó el método de DPPH (2,2 difenil-1-picrihidracilo), para realizar su curva de calibración se necesitó la solución estándar de Trolox. Se preparó la solución 80:20 metanol: agua. En una placa de 96 pocillos, se añadió un blanco (metanol-agua) y un control reactivo (DPPH y agua) colocando 20 μL de la disolución estándar con 180 μL del reactivo DPPH, en otros pocillos se colocó 180 μL del reactivo DPPH y 20 μL del extracto, para verificar que los resultados sean correctos, se lo dejó actuar en la oscuridad por 40 minutos a temperatura ambiente. Para leer su absorbancia se utilizó el espectrofotómetro a 515 nm (Torres da Silva et al., 2021). Se obtuvo el porcentaje de inhibición por la siguiente ecuación:

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

A_m = Absorbancia de la muestra de extracto.

A_c = Absorbancia del control.

A_b = Absorbancia del blanco.

CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Análisis y discusión de los resultados

3.1.1. Obtención de condiciones óptimas de extracción de polifenoles

Para evaluar las condiciones de extracción de los polifenoles de la *M. paradisiaca* se realizaron una serie de tratamientos en donde se evaluaron las diferentes concentraciones del disolvente en un tiempo de 30 minutos, a una relación material vegetal 1:20. Por medio de la comparación de medias, se obtuvo en mg equivalentes de ácido gálico por cada gramo de material vegetal empleado, lo que se puede observar en la **Tabla 6**.

Tabla 6. *Compuestos fenólicos de cada tratamiento.*

Tratamiento	Concentración de etanol (% v/v)	Contenido de fenoles totales (TPC) (mgGAE/g material vegetal)
1	30	67,23 ± 2,54
2	50	35,65 ± 3,21
3	70	14,1 ± 2,31
4	96	3,91 ± 1,73

Nota: Se presenta los resultados de los fenoles totales determinado por medio del método de Folin-Ciocalteu, siendo los promedios ± desviación estándar.

En la **Tabla 6** el resultado de los extractos nos indica que con una concentración de etanol 30 % y relación material vegetal – volumen de disolvente de 1:20 se obtuvo un mayor concentrado de polifenoles, esto puede deber a la influencia del disolvente sobre el material vegetal – volumen de disolvente. El material vegetal, al igual que su manipulación previa o las condiciones en que se extrae el contenido fenólico y el disolvente a utilizar, pueden ser factores que influyan para el contenido de

polifenoles totales (**Tungmunnithum et al., 2018**). Según el estudio realizado por **Pacio Teso et al., (2022)** sobre la mazorca de maíz, se observa que utiliza como disolvente una mezcla de etanol agua lo cual llega a modificar su polaridad, indicando que su mejor extracción de polifenoles fue a 70 % de etanol. Se desconoce a que concentración específica de etanol se podría extraer más o menos polifenoles, esto se debe a que los fenoles tiene una solubilidad variable, lo que puede provocar una mayor o menor concentración fenólica (**Núñez Moreira et al., 2019**).

En la **Tabla 6**, se obtuvo valores que fluctuaron entre los $3,9 \pm 1,73$ y los $67,23 \pm 2,54$ mg GAE/g material vegetal, estos valores contrastan con otros estudios indicando que sus cantidades varían entre $3,61 \pm 0,1$ (**Villamil Galindo, 2021**) y los $133,42 \pm 8,18$ (**Oyeyinka & Afolayan, 2020**). Sin embargo, otro de los factores que influyeron para el contenido obtenido de la extracción de polifenoles totales, según **Juárez et al., (2022)** fue la variedad de plátano, el desarrollo de la fruta o las condiciones de secado.

Se realizó un análisis estadístico de comparación de medias para determinar la mayor y mejor cantidad de polifenoles. La **Figura 4**, se observa cómo se realizaron distintas graficas de cajas y bigotes, analizando sus valores máximos, mínimos y el promedio de cada uno, aplicando un análisis ANOVA con un nivel de significancia del 95 % donde se determinó si existe diferencia significativa.

Gráfico Caja y Bigotes

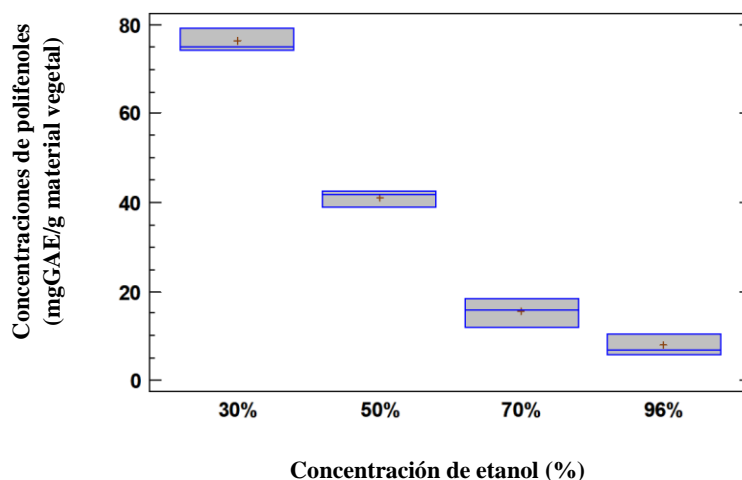


Figura 4. *Contenido fenólico de las concentraciones de etanol óptimas para su extracción.*

Nota: Gráfica de cajas y bigotes donde se compara las diferentes concentraciones de etanol, manteniendo constante la relación material vegetal 1:20 y tiempo de extracción a 30 minutos.

En la **Figura 4**, se observa que se adquirió una mayor extracción con una concentración de etanol al 30 %, indicando que a mayor concentración de etanol se obtendrá menor extracción de polifenoles, determinando que al tener etanol al 96 % fue la menos favorable. En otros estudios, se identificó que aquellos procesos de extracción en los cuales se implementaba una concentración de etanol superior al 80 % presentaban resultados menos efectivos (**Pacio Teso et al., 2022**). De igual manera, el análisis ANOVA permitió comprobar la diferencia significativa por el valor p, debido a que este es menor al establecido ($p < 0.05$) como se puede observar en el **Anexo 7**.

Una vez establecida la concentración óptima de etanol en 30 %, se estudiaron otros factores que podrían afectar la extracción de polifenoles, como el tiempo de extracción y la relación material vegetal – volumen de disolvente. Para ello, se utilizó un diseño experimental 2², en donde se observa los resultados de la masa de polifenoles que se extrajo en mg equivalentes de ácido gálico por cada gramo de material vegetal empleado. Los resultados observados en la **Tabla 7**, mostraron que el tiempo de extracción y la relación material vegetal – volumen de disolvente si tienen un efecto significativo en la concentración de polifenoles extraídos.

Tabla 7. *Compuestos fenólicos totales de cada tratamiento.*

Tratamiento	Relación material vegetal – volumen de disolvente	Tiempo de extracción (min)	TPC (mg GAE/g material vegetal)
A1B1	1:20	30	36,39 ± 1,63
A1B2	1:20	60	24,36 ± 2,1
A2B1	1:25	30	36,78 ± 2,16
A2B2	1:25	60	18,12 ± 3,02

Nota: Resultados de los fenoles totales determinado por medio del método de Folin-Ciocalteu, empleando una concentración de etanol al 30%.

Se analiza los diferentes valores que varían entre 18,12 ± 3,02 y 36,78 ± 2,16 mg GAE/g material vegetal. Estos valores contrastan con otras investigaciones, en donde tienen cantidades desde 14,2 ± 1,15 a 43,91 ± 1,01 mg GAE/g material vegetal (**Rojas et al., 2018**). Por ello, se observa que el tiempo de extracción al igual que el material vegetal – volumen de disolvente son factores importantes, los cuales influyen en los resultados obtenidos de la extracción de contenido de polifenoles totales (**Minatel et al., 2017**).

En la **Figura 5**, se observa el diagrama de Pareto en donde enseña los valores absolutos de los efectos estandarizados, los datos se ordenan del mayor al menor y contiene una línea de referencia lo que indica que existe la significancia estadística (Minitab®, 2021).

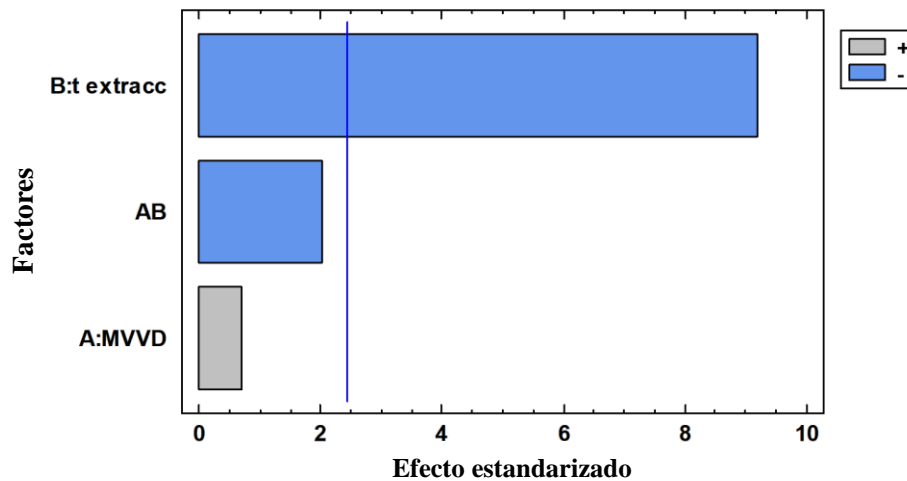


Figura 5. Gráfica de Pareto Estandarizado para los compuestos de polifenoles.

Nota: En el gráfico se observa los factores que influyen en la extracción de polifenoles, representando las influencias relativas de cada factor, donde AB es la interacción de los dos factores, obtenido de Statgraphics. No contiene unidades de concentración, temperatura o porcentaje.

El tiempo de extracción (B:t extracc) es el factor determinante para el contenido fenólico, indicando que tiene efecto de significancia estadística. Por el contrario, el material vegetal – volumen de disolvente (A: MVVD) y la interacción que ocurre entre ambos factores (AB) no presenta un efecto de significancia estadística. En la tabla ANOVA (**Anexo 8**) se analiza la significancia estadística, por medio de la comparación del cuadrado medio contra su estimado de error experimental, indicando que solo un efecto tiene valor-p menor del 0,05, con un nivel de confianza al 95,0 %.

Se observa que, en el análisis estadístico el factor determinante de la concentración final es el tiempo de extracción, que influye para la cantidad de polifenoles obtenidos de la cáscara de plátano. Los datos establecidos por **Rojas et al., (2018)** cuyo estudio instituyó que las sustancias de su solubilidad va disminuyendo en los disolventes menos polares como el metanol o el etanol y al tener un tiempo prolongado, en este caso de 40 minutos, sus resultados arrojaron una mayor cantidad de polifenoles. En la **Tabla 7** se aprecia que el menor tiempo de extracción fue el mejor, observando que los polifenoles son termosensibles y se corre el riesgo que al ser expuestos a un mayor tiempo de extracción se puedan hidrolizar o a su vez, que se obtenga un aumento de índice de polifenoles totales (**Quiñones et al., 2014**).

Para poder determinar que factor como la relación material vegetal – volumen de disolvente o el tiempo de extracción, tienen mayor influencia en la extracción de polifenoles totales, se evaluaron los diferentes componentes que influirán para adquirir una mejor respuesta con concentración de etanol al 30 %, como se puede observar en la **Tabla 8**.

Tabla 8. *Tabla de optimización respuesta en concentración de polifenoles.*

Factor	Bajo	Alto	Óptimo
Relación material vegetal volumen disolvente	1:20	1:25	1:25
Tiempo de extracción (min)	30	60	30

Nota: Objetivo: mayor concentración de polifenoles, su valor óptimo = 46,6567.

Se determinó que la combinación idónea para la extracción de polifenoles de *M. paradisiaca* es a una relación material vegetal – volumen de disolvente a 1:25 durante un tiempo de 30 min, utilizando etanol al 30 %, indicando que se extra la mayor cantidad de fenoles.

En base al material vegetal – volumen de disolvente se puede observar que la interacción del tiempo de extracción y concentrado de polifenoles tienen influencia en el rendimiento obtenido. Como se visualiza en la **Figura 6**, en la superficie de respuesta.

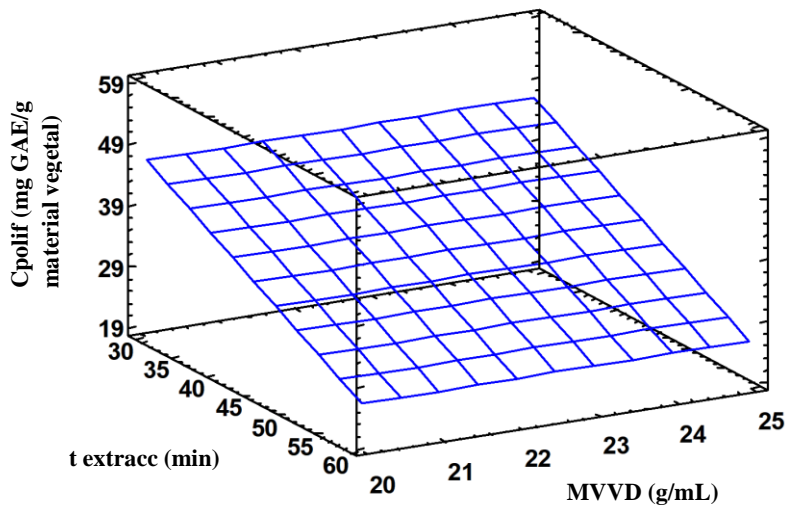


Figura 6. Superficie de respuesta estimada.

Nota: Factores que influyen para la extracción sobre el contenido de polifenoles totales y sus condiciones.

La **Figura 6** se observa la influencia del tiempo de extracción y el material vegetal volumen disolvente sobre el contenido polifenólico, y se determina las condiciones óptimas del proceso, examinando que con un tiempo de extracción a 30 minutos con un material vegetal 1:25 es el mejor. La superficie de respuesta analiza las relaciones entre varias variables y determinar qué modelo matemático es el mejor para poder establecer los factores que optimizan el valor de la variable respuesta (**Yepes Piqueras, 2016**).

3.1.2. Microencapsulación de polifenoles

Se conoce que existe varios métodos ya sea físicos o químicos que son empleados para la protección de propiedades físicas y químicas en las diferentes industrias como las farmacéuticas, de alimentos o las cosméticas, en donde, se emplea la microencapsulación (Rios Aguirre & Gil Garzón, 2021). La microencapsulación de polifenoles de la cáscara de plátano es un tema el cuál no ha tenido investigaciones previas, pero existen otros estudios de microencapsulación en otras especies de frutas, siendo así, un proceso que ha mejorado la estabilidad oxidativa (**González & Martínez, 2015**). Entre los casos de microencapsulación encontramos sobre la cáscara de granada, en donde se encontró una eficiencia del microencapsulado entre 83,3 % y 95,2 % (**Coca, 2021**).

El método que se utilizó para microencapsular fue de secado por aspersión con maltodextrina como el polímero encapsulante. El proceso de secado por aspersión tiene como principio su atomización en donde se utilizó una mezcla de extracto de polifenoles de *Musa paradisiaca*, agua y maltodextrina, observando que tuvo una corriente de aire caliente de 150 °C de entrada y 90 °C de salida, generando microesfera debido a que el componente bioactivo es hidrosoluble (**Sagis, 2015**).

El análisis de eficiencia del microencapsulado es un punto importante debido a que ayuda a determinar si el compuesto activo esta correctamente encapsulado. Por medio de la Espectroscopía Infrarroja (FT-IR) ayuda a identificar la estructura y composición del compuesto microencapsulado (**Córdoba, 2021**). Se aplico el FT-IR, para poder analizar y comparar los distintos microencapsulados obtenidos con sus espectros y examinar su eficiencia. FT-IR consta de picos de absorción, lo que indica que corresponden a las frecuencias de vibración que se genere entre los enlaces de átomos en la partícula (**Hussain, 2020**).

Se analizó el concentrado de los polifenoles por medio de la espectroscopía FT-IR. En la **Figura 7**, se observa el espectro del concentrado de los polifenoles, en donde sus picos característicos están resaltados, representando uno de los grupos funcionales y sus tipos de enlaces presentes, adquiriendo número de onda de 3319,16 cm^{-1} correspondiente al grupo hidroxilo (OH) debido a que estos enlaces de estiramiento tiene una banda amplia que se encuentran en la región de 3500 – 3200 cm^{-1} , a su vez, se encuentra en otro de sus picos una onda de 1634,07 cm^{-1} la cuál esta su banda asociada con el grupo carbonilo (C=O) ya que esta región es intensa y se encuentre entre 1830 – 1650 cm^{-1} (**Modragón, 2020**).

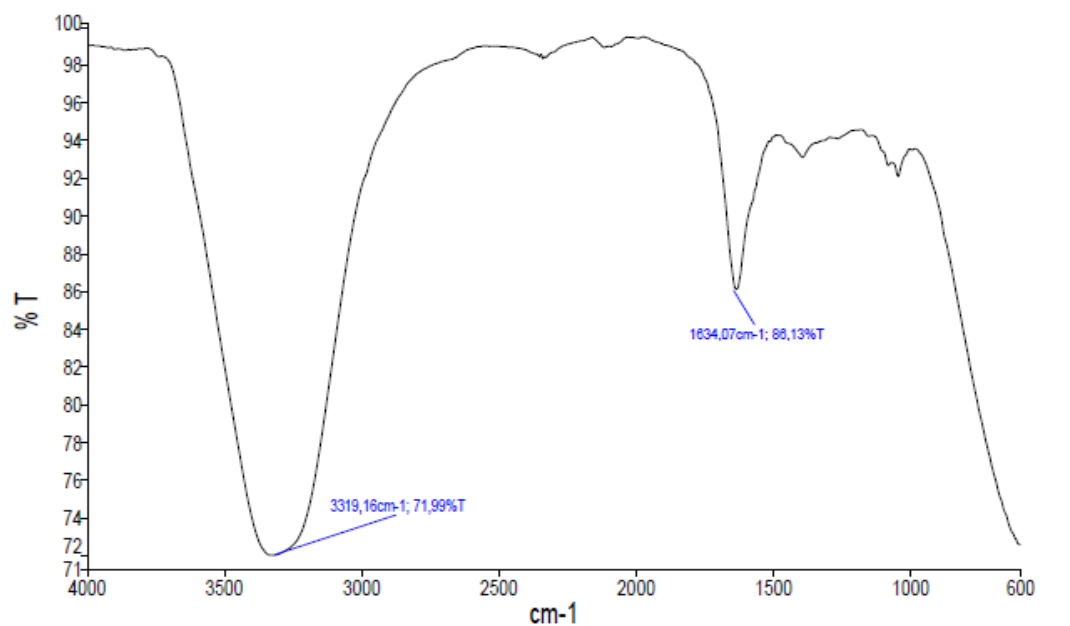


Figura 7. Espectroscopía infrarroja del concentrado de polifenoles de la cáscara de plátano.

Cada uno de estos valores fueron comparados con los resultados obtenidos de (**Gallegos P. et al., 2020**) en donde sus vibraciones son similares, ya que realizó estudios de exudados gomosos de cinco diferentes especies de plantas por medio del FT-IR comprobó la presencia del grupo funcional OH con ondas entre 3584 – 3424 cm^{-1} . Otras investigaciones confirman estos resultados, en donde presentan longitudes de onda de 3310 cm^{-1} , al igual 1650 cm^{-1} por medio de estos picos se

logra afirmar la presencia de los polifenoles obtenidos en la investigación (Liu et al., 2020).

A continuación, en la **Figura 8** se observa los espectros del FT-IR del extracto microencapsulado en comparación con la **Figura 7** el cuál se encuentra sin microencapsular, con un intervalo de frecuencias entre 580 – 4180 cm^{-1} . En la **Figura 8** se observa la zona de la “huella digital” el cuál comprende la zona del espectro desde 4000 – 600 cm^{-1} , se examina una banda ancha en un rango de 3500 – 3000 cm^{-1} debido a sus grupos con enlace hidrógeno, es decir, el grupo hidroxilo (OH), en esta parte del espectro se puede inspeccionar varios picos entre 1500 – 600 cm^{-1} indicando que las bandas que se encuentran en esta región se debe a vibraciones de varios tipos, por lo cual es difícil poder asignar una banda en particular (Modragón, 2020).

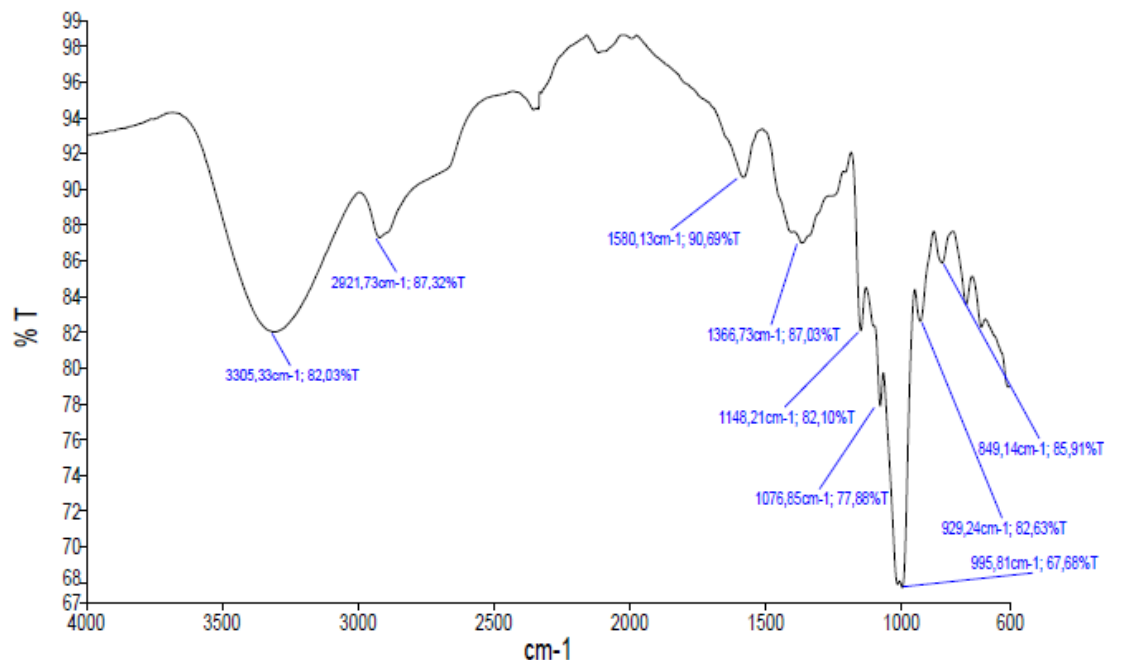


Figura 8. Espectroscopía infrarroja del microencapsulado de polifenoles de la cáscara de plátano.

Al analizar los grupos funcionales de cada compuesto, se decidió realizar un diferente análisis, en este caso se examinó el FT-IR del polímero utilizado el cuál fue maltodextrina. En la **Figura 9**, sus picos característicos fueron comparado por un estudio realizado por **López Hernández et al., (2022)** en donde microencapsuló residuos de la pulpa de mortiño utilizando maltodextrina como polímero, al analizar los espectros por separado demostró que tienen una gran similitud debido a su semejanza en los grupos funcionales presentes en ellos.

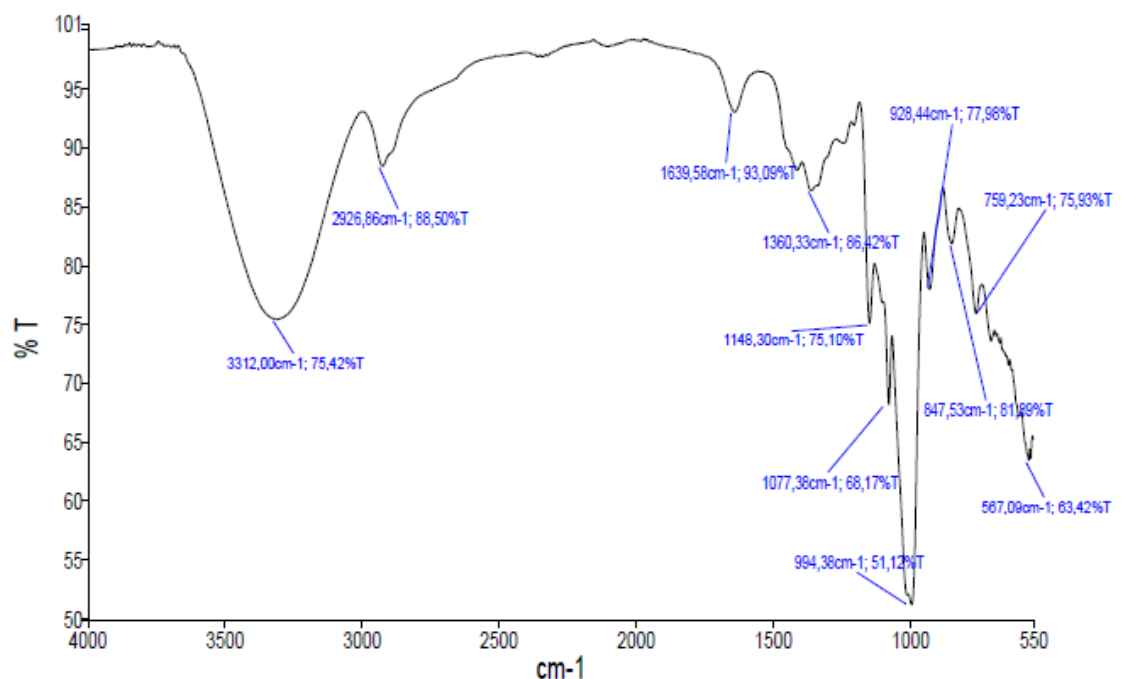


Figura 9. *Espectroscopía infrarroja del polímero (maltodextrina).*

La finalidad de este análisis es comparar los espectros del microencapsulado con su polímero, debido a que los polifenoles microencapsulados presenten una gran similitud con el espectro del polímero. El componente activo en el proceso de microencapsulación es recubierto por el polímero a utilizar, y por ende, al momento de analizar el polímero encapsulado este enmascara los picos representativos de los polifenoles, demostrando que se obtuvo un correcto encapsulado (**Teng et al., 2013**).

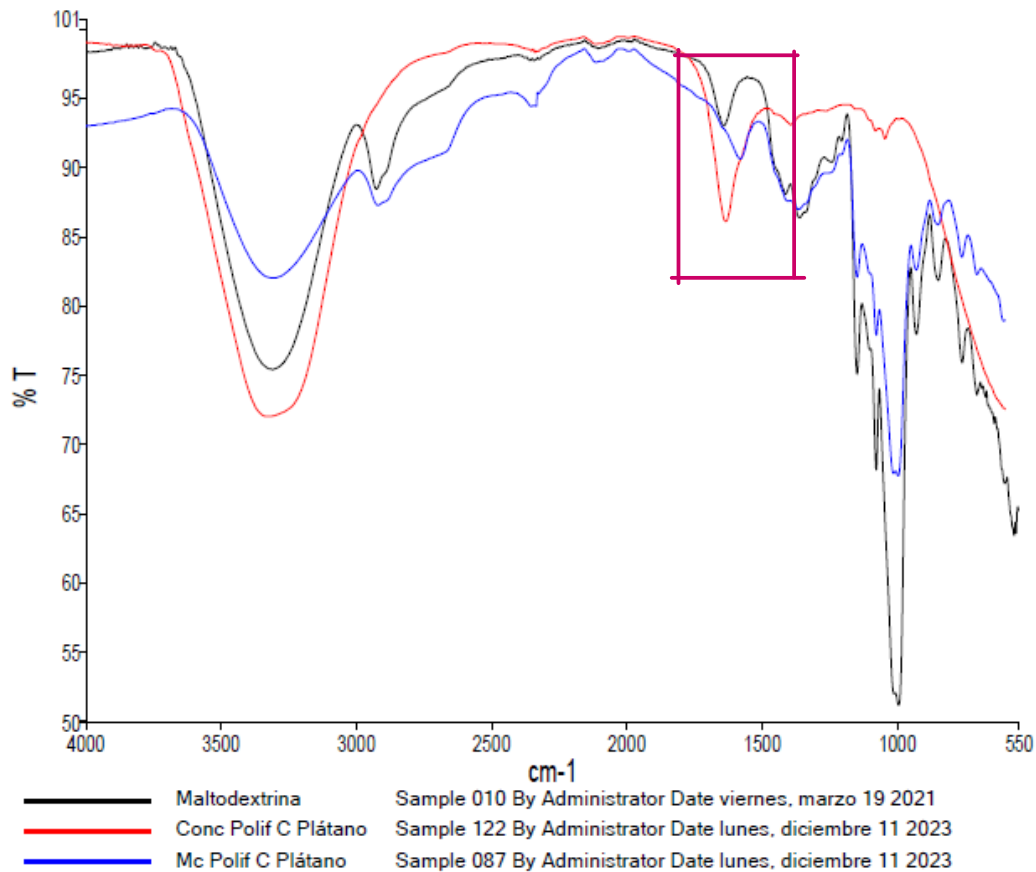


Figura 10. Espectroscopía infrarroja de la comparación de los espectros obtenidos de maltodextrina, concentrado de polifenoles y microencapsulado de polifenoles de la cáscara de plátano.

Se identificó los diferentes grupos funcionales presentes entre un rango de espectro de $2000 - 1500 \text{ cm}^{-1}$ presente en la cáscara de plátano, en donde se observa la presencia de grupo OH y del grupo carbonilo en un rango de $1634,07 \text{ cm}^{-1}$ y al ser comparadas con la maltodextrina y el microencapsulado de polifenoles, como se muestra en la **Figura 10**, se demostró que fue eficiente la microencapsulación, debido a que el espectro microencapsulado tiene similitud al espectro de la matriz polimérica (maltodextrina). Por ello, la presencia de polifenoles que estaban microencapsulados con la maltodextrina, no se observa la banda correspondiente al grupo OH, algo similar ocurrió en otro estudio, en este caso fue sobre antocianinas de mora (**Bastidas, 2019**). En cambio, se logra evidenciar los polifenoles que al estar microencapsulados se los disuelve y su pared polimérica aparece nuevamente en el espectro confirmando que no se han degradado durante el proceso de

microencapsulación, ya que hay que tener en cuenta que el FT-IR solo aprecia aquellos compuestos que se encuentren distribuidos en la superficie (**López Hernández et al., 2022**). Al usar maltodextrina como encapsulante ayuda a proteger a los polifenoles dentro del mismo de cualquier factor externo, logrando de esta manera elevar su viabilidad para futuros usos (**Rios Aguirre & Gil Garzón, 2021**).

Los polifenoles tienen múltiples beneficios como antioxidantes, antiinflamatorios o control de glucémago, es decir, reducir la hiperglucemia, por lo tanto se busca técnicas para la conservación de estabilidad de las mismas, protegiéndoles de factores externos por medio del proceso de microencapsulación (**Mohammadinejad & Kurek, 2021**). En la **Tabla 9** se observa los resultados obtenidos de concentración de polifenoles tanto para las microesferas con agua y las microesferas con etanol, con los cuales se determinó la eficiencia de la microencapsulación.

Tabla 9. *Concentración de polifenoles en el microencapsulado.*

Microencapsulado	Promedio (mg/L)
Microesfera + agua	81,4 ± 0,16
Microesfera + etanol	11,67 ± 0,2

En la **Tabla 9**, se observa la concentración de polifenoles en agua con un promedio de 81,4 ± 0,16 mg/L, en cambio, la microesfera con etanol obtuvo un valor de 11,67 ± 0,2 mg/L. Se determinó que el polímero es soluble en agua debido a sus propiedades para reducir la permeabilidad de oxígeno, en cambio, con el etanol no es soluble y por ello los valores que se observan son las concentraciones de polifenoles que se encuentran en la pared de las microesferas (Mahdavi et al., 2014). Con estas concentraciones de polifenoles en el microencapsulado se pudo determinar de forma cuantitativa su eficiencia.

Al utilizar maltodextrina como agente encapsulante se obtuvo una eficiencia de microencapsulado del 85,67 %, lo cual coincide con lo establecido por **Righi da Rosa et al., (2019)** quien menciona que un valor aceptable de eficiencia de microencapsulación se encuentra entre 80 – 95 %, indicando que la maltodextrina es un buen agente encapsulante, debido a que posee propiedades de barrera que puede proporcionar mejor protección contra la humedad y oxidación. Por otro lado, en un estudio realizado por **Rios-Aguirre & Gil-Garzón, (2021)**, sobre el aceite de pescado se aplicó otro polímero como la goma arábica, el cual ha obtenido un porcentaje de 68,99 %, generando una menor eficiencia de microencapsulación. Por ello, la protección del compuesto activo será menor y habrá una mayor degradación química, física o biológica de los polifenoles (Gómez Cruz et al., 2017). Sin embargo, al tener una mezcla de agentes encapsulantes pueden proporcionar mejores propiedades ya que se complementan, como es en el caso de **Iturri et al., (2021)** que realizó un estudio sobre la pulpa del fruto arazá en donde utilizó una mezcla de maltodextrina y goma arábica adquiriendo una eficiencia de microencapsulado del 87 %.

3.1.3. Evaluación de la actividad antioxidante

Para determinar la capacidad antioxidante de *M. paradisiaca* se utilizó la prueba de DPPH (2,2 difenil-1-picrihidrazilo), como un compuesto oxidante. La actividad antioxidante de los compuestos fenólicos capturan los radicales libres, y donan los átomos de hidrógeno o electrones, provocando un cambio de color para poder determinarlo (Guija Poma et al., 2015). Los compuestos que proporcionan esa alta actividad antioxidante son los átomos de hidrógeno de los grupos hidroxilo adyacentes que se encuentran en diferentes posiciones de los anillos A, B, C. es importante tomar en cuenta que el número y posiciones de los grupos hidroxilo es lo que confiere a los compuestos fenólicos su capacidad de poder inactivar los radicales libres (**Galanakis, 2018**).

En la **Tabla 10**, se aprecia la evaluación de la actividad antioxidante, en donde se empleó el ensayo de DPPH, aplicado para el extracto líquido y para el microencapsulado. Los resultados se observan en el porcentaje de inhibición del radical DPPH.

Tabla 10. Resultados de la actividad antioxidante de *Musa paradisiaca*.

DPPH	% Inhibición	μmol Equivalente Trolox/L
Extracto	82,28	$3730 \pm 130,68$
Microencapsulado	28,50	$3441,43 \pm 298,18$

Basado en estudios realizados por **Peralta & Pizarro, (2023)**, donde se evidencia un porcentaje de inhibición de 67,05 % en comparación al obtenido en la **Tabla 10** de 82,28 % equivalente a 3730 μmol /L de Trolox, observando que la actividad antioxidante contiene un mayor porcentaje de inhibición por las condiciones de extracción utilizadas, esto debido a que las polifenoles presentes en la cáscara donaron una molécula de hidrogeno al radical libre de nitrógeno del DPPH, es por ello que su cambio de coloración va de morado a amarillo (**Padilla et al., 2008**). Al no existir muchos estudios de actividad antioxidante realizado en la cáscara de plátano, una publicación por **Cardona et al., (2018)**, encontró que la cáscara de *Musa paradisiaca* al estar en un medio acidificado su actividad antioxidante se encuentra en un 50 %.

En el caso del compuesto microencapsulado **Tabla 10**, se obtuvo un porcentaje de inhibición 28,50 % equivalente a 3441,43 μmol /L de Trolox. Esta reducción de la capacidad antioxidante se debe a que los antioxidantes son capaces de captar radicales libres, logrando disminuir el proceso de oxidación en estado libre, al ser microencapsulados por medio de secado por aspersión se pierde su actividad ya que son compuestos sensibles tanto como a la luz y a la temperatura mayor a 50 °C, por

ello se ve reducido su actividad antioxidante en el microencapsulado (**Lakshan et al., 2020**). Otro de los factores que influyen, son las condiciones de microencapsulado, ya que pueden verse afectados por diferentes factores como la selección del agente encapsulante o sus condiciones de secado por aspersión (Manzanarez Tenorio et al., 2020). Se observa que algunos polifenoles pueden tener una actividad antioxidante débil, lo cual provocaría que se obtenga resultados de un porcentaje de inhibición más bajo.

La carga de polifenoles en el microencapsulado es de 20 % y debido a esta carga, se espera que el microencapsulado tenga un porcentaje de inhibición de 16,46 % de la actividad antioxidante, sin embargo, se tiene una inhibición del 28,5 % lo que indica que la estructura formada tiene una buena actividad antioxidante.

3.2. Verificación de hipótesis

$H_0 \neq 0$ Se rechaza la hipótesis nula.

$H_a = 0$ Se acepta la hipótesis alternativa y se concluye que la microencapsulación afecta la actividad antioxidante de los polifenoles extraídos de la cáscara de plátano.

CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1. Conclusiones

- La evaluación de la actividad antioxidante de los polifenoles microencapsulados extraídos de *M. paradisiaca* revela que la microencapsulación no solo preserva la estabilidad de estos compuestos, sino que también mejora su actividad antioxidante. Además, este proceso se muestra como eficiente al proteger los compuestos activos, destacando su potencial aplicación en la conservación y potenciación de propiedades beneficiosas de los polifenoles para diversas aplicaciones en la industria alimentaria y de salud.
- Las mejores condiciones que permitieron obtener la mayor concentración de polifenoles a partir de la cáscara de plátano fue la concentración de etanol a 30%, con un tiempo de 30 minutos y la relación material vegetal – volumen de disolvente 1:25, obteniendo como resultado una concentración máxima de $36,78 \pm 2,16$ mg GAE/g material vegetal.
- La microencapsulación de los polifenoles se realizó por medio de secado por aspersion en condiciones de temperatura de entrada a 150 °C y 90 °C de salida, con una eficiencia de microencapsulado de 85,66 % indicando la eficacia del agente encapsulante maltodextrina, debido a que posee propiedades de barrera que puede proporcionar mejor protección contra la humedad y oxidación.
- Se evaluó la actividad antioxidante por medio del DPPH, observando que el extracto puro tiene un porcentaje de inhibición de 82,28 % y del microencapsulado de 28,50 % con equivalentes Trolox de $3730 \pm 130,68$ y $3441,43 \pm 298,18$ $\mu\text{mol/L}$ respectivamente.

4.2. Recomendaciones

- Evaluar diferentes metodologías de extracción para emplear diversos solventes, de manera que se pueda aprovechar al máximo los polifenoles presentes en el material vegetal.
- Aplicar diferentes polímeros naturales, sintéticos o biodegradables para poder analizar si existe alguna variación en su eficiencia de microencapsulado.
- Determinar la capacidad antioxidante por medio de diferentes métodos de medición tales como FRAP, ABTS, TRAP, para poder comparar sus valores y analizar si existe alguna variación en su % inhibición.

MATERIALES DE REFERENCIA

Referencias Bibliográficas

- Abreu, E. (2011). El cultivo del plátano en Venezuela : desde el campo hasta la mesa. *Agrotendencia*. <https://agrotendencia.tv/agropedia/cultivos/frutales/platano-cultivo-y-manejo-agronomico/>
- Adolfo, R., & Huertas, P. (2010). Revisión: Microencapsulación de Alimentos Food Microencapsulation: A Review. *Revista Facultad Nacional de Agronomía - Medellín*, 63(2), 5669–5684. https://doi.org/https://www.researchgate.net/publication/262428165_FOOD_MICROENCAPSULATION_A_REVIEW
- Aguilar, S. N., Chicaiza, E., Diéguez Snatana, K., & Caicedo, W. O. (2019). Composición química de subproductos agroindustriales destinados para la alimentación de cerdos. *Revista Caribeña de Ciencias Sociales*, 1–13.
- Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Ukaegbu, C. I. (2018). Soxhlet extraction of phenolic compounds from Vernonia cinerea leaves and its antioxidant activity. *Journal of Applied Research on Medicinal and Aromatic Plants*, 11, 12–17. <https://doi.org/10.1016/j.jarmap.2018.07.003>
- Aziz, M., Shehab, A., & Mohammed, A. (2018). *Antioxidant Categories and Mode of Action*. IntechOpen. <https://doi.org/10.5772/intechopen.83544>
- Baek, S. H., Cao, L., Jeong, S. J., Kim, H. R., Nam, T. J., & Lee, S. G. (2021). The Comparison of Total Phenolics, Total Antioxidant, and Anti-Tyrosinase Activities of Korean Sargassum Species. *Journal of Food Quality*, 2–7. <https://doi.org/10.1155/2021/6640789>
- Bastidas, V. M. (2019). Evaluación de la actividad antioxidante del contenido de antocianinas microencapsuladas de mora (Rubus glaucus). *Jurusan Teknik Kimia USU*, 3(1), 18–23.
- Blasco, G., & Gómez, F. J. (2014). Propiedades funcionales del banano (Musa sp.). *Revista Médica de La Universidad Veracruzana*, 14(2), 22–26. https://doi.org/https://www.researchgate.net/publication/348975625_Propiedades_funcionales_del_platano_Musa_sp

- Botto, D. (2023). Estaciones climáticas y sus efectos en la producción de banano en la provincia de Los Ríos durante el periodo 2022. *Universidad Técnica de Babahoyo*. <http://dspace.utb.edu.ec/handle/49000/13952>
- Cardona, D. J., Isaza, J. H., & Colmenares, A. J. (2018). Actividad antioxidante y cuantificación de catecolaminas precursores de neurotransmisores en cascara de *Musa Paradisiaca*. *Universidad de Valle*. <https://hdl.handle.net/10893/15471>
- Carrillo Carrillo, M., Castorena Alemán, J. D., García Jiménez, F. de los Á., & García González, J. M. (2020). Deshidratación de plátano (*Musa paradisiaca*) por medio de radiación solar en un secador directo. *Revista de Sistemas Experimentales*, 6(19), 19–23. <https://doi.org/10.35429/joes.2019.19.6.19.23>
- Coca, E. (2021). Microencapsulación de extracto de cáscara de granada por secado por atomización y su efecto en la estabilidad microbiológica de jugo de fruta no pasteurizado. *Universidad de Chile*. <https://repositorio.uchile.cl/handle/2250/184649>
- Córdoba, M. M. (2021). Análisis de la estabilidad de micro-cápsulas elaboradas con diferentes combinaciones de material de pared, incorporadas en matrices alimentarias. *Universidad Nacional Abierta y a Distancia*, 1–64. <https://repository.unad.edu.co/handle/10596/42549>
- Egbuna, C., Kumar, S., Ifemeje, J. C., Ezzat, S. M., & Kaliyaperumal, S. (2019). Phytochemicals as lead compounds for new drug discovery. In *Phytochemicals as Lead Compounds for New Drug Discovery*. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/C2018-0-02367-1>
- Fundación Charles Darwin de Galápagos. (2022). *Musa × paradisiaca* L. Banano, Plátano, Guineo, Banana, Plantain. *Darwin Foundation*, 24(3), 402–408. <https://www.darwinfoundation.org/es/datazone/checklist?species=15746>
- Galanakis, C. M. (2018). Polyphenols: Properties, recovery, and applications. In *Polyphenols: Properties, Recovery, and Applications*. Elsevier. <https://doi.org/10.1016/C2016-0-05057-X>
- Gallegos P., F., López F., Y., & Meneses O., L. (2020). Análisis por espectroscopía de infrarrojos (FTIR) del exudado del árbol de algarrobo *Prosopis juliflora* (FABACEAE). *InfoANALÍTICA*, 8(2). <https://doi.org/10.26807/ia.v8i2.168>

- García M, J. C., MacHimura, T., & Matsui, T. (2012). Optimizing plant allocation for bioethanol production from agro-residues considering CO₂ emission and energy demand-supply balance: A case study in Ecuador. *Waste and Biomass Valorization*, 3(4), 435–442. <https://doi.org/10.1007/s12649-012-9138-2>
- Gómez Cruz, N., López Malo, A., Palou García, E., & Jiménez Munguía, M. (2017). Determinación de la eficiencia de encapsulación y oxidación del aceite esencial de canela microencapsulado mediante secado por atomización y evaluación de sus propiedades. *Investigación y Desarrollo En Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 2, 588–594. <http://www.fcb.uanl.mx/IDCyTA/files/volume2/3/10/96.pdf>
- González, E., & Martínez, O. (2015). Microencapsulación mediante secado por aspersión de compuestos bioactivos. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, 16(2), 180–192. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=81343176006>
- Guerrero, D. M. (2014). "Detección de los flavonoides de la cáscara de plátano {musa cavendishii} y su aplicación en un derivado lácteo". *Universidad Nacional Del Callao*. <https://hdl.handle.net/20.500.12952/957>
- Guija Poma, E., Inocente Camones, M., Ponce Pardo, J., & Zarzosa Norabuena, E. (2015). Evaluación de la técnica 2,2-Difenil-1-Picrilhidrazilo (DPPH) para determinar capacidad antioxidante. *Horizonte Médico (Lima)*, 15(1), 57–60. <https://doi.org/10.24265/horizmed.2015.v15n1.08>
- Hussain, C. M. (2020). Functionalized nanomaterials for electronics and electrical and energy industries. In *Handbook of Functionalized Nanomaterials for Industrial Applications* (pp. 269–296). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816787-8.00011-9>
- INECOL Instituto de Ecología. (2019). *Origen y domesticación del plátano: un cultivo de gran importancia para México*. CONAHCYT. <https://www.inecol.mx/inecol/index.php/es/ct-menu-item-25/ct-menu-item-27/17-ciencia-hoy/1429-origen-y-domesticacion-del-platano-un-cultivo-de-gran-importancia-para-mexico>
- InfoAgro. (2021). *El cultivo del plátano (banano)*. Artículos Técnicos. https://www.infoagro.com/documentos/el_cultivo_del_platano__banano_.asp
- Iturri, M. S., Calado, C. M. B., & Prentice, C. (2021). Microparticles of Eugenia

- stipitata pulp obtained by spray-drying guided by DSC: An analysis of bioactivity and in vitro gastrointestinal digestion. *Food Chemistry*, 334, 127557. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127557>
- Juárez, C. E., Luis, A., & Espinoza, E. (2022). “Harina de banano (Cavendish): Efecto del secado convectivo en los compuestos fenólicos y la capacidad antioxidante.” *Universidad Nacional de Frontera*. <http://repositorio.unf.edu.pe/handle/UNF/177>
- Kurutas, E. B. (2016). The importance of antioxidants which play the role in cellular response against oxidative/nitrosative stress: current state. *Nutrition Journal*, 15(1), 1–22. <https://doi.org/10.1186/S12937-016-0186-5>
- Lakshan, S. A. T., Pathirana, C. K., Jayanath, N. Y., Abeysekara, W. P. K. M., & Abeysekara, W. K. S. M. (2020). Antioxidant and selected chemical properties of the flowers of three different varieties of Butterfly Pea (*Clitoria ternatea* L.). *Ceylon Journal of Science*, 49(2), 195. <https://doi.org/10.4038/CJS.V49I2.7740>
- Liu, K., Kong, X. L., Li, Q. M., Zhang, H. L., Zha, X. Q., & Luo, J. P. (2020). Stability and bioavailability of vitamin D3 encapsulated in composite gels of whey protein isolate and lotus root amylopectin. *Carbohydrate Polymers*, 227, 115337. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2019.115337>
- López Hernández, O. D., Silva Ordoñez, M. D. P., & Hernández Navarro, Y. (2022). Recuperación de polifenoles a partir de residuos del proceso de fabricación de pulpa de mortiño. *Revista de Investigación TALENTOS*, 9(2), 65–76. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=8630065&info=resumen&idioma=ENG>
- Mahdavi, S. A., Jafari, S. M., Ghorbani, M., & Assadpoor, E. (2014). Spray-Drying Microencapsulation of Anthocyanins by Natural Biopolymers: A Review. In *Drying Technology* (Vol. 32, Issue 5, pp. 509–518). Taylor & Francis Group. <https://www.tandfonline.com/doi/abs/10.1080/07373937.2013.839562>
- Manzanarez Tenorio, L. E., Ruiz Cruz, S., Márquez Ríos, E., Ornelas Paz, J. de J., Del Toro Sánchez, C. L., Wong Corral, F. J., Suárez Jiménez, G. M., Dévora Isiordia, G. E., & Holguin Soto, R. (2020). Microencapsulación de extractos de higo (*Ficus carica*) por coacervación compleja y evaluación de su capacidad antioxidante//Microencapsulation of fig (*Ficus carica*) extracts by complex coacervation and evaluation of its antioxidant capacity. *Biotechnia*, 22(2), 70–77.

<https://doi.org/10.18633/biotecnia.v22i2.1247>

- Marcano, E. de J. (2012). *Musa Paradisiaca – Jardín Botánico*. Jardín Botánico de Santiago. <https://botanicodesantiago.com/musa-paradisiaca/>
- Minatel, I. O., Borges, C. V., Ferreira, M. I., Gomez, H. A. G., Lima, C.-Y. O. C. and G. P. P., Minatel, I. O., Borges, C. V., Ferreira, M. I., Gomez, H. A. G., & Lima, C.-Y. O. C. and G. P. P. (2017). Phenolic Compounds: Functional Properties, Impact of Processing and Bioavailability. *Phenolic Compounds - Biological Activity*. <https://doi.org/10.5772/66368>
- Minitab®. (2021). *Diagrama de Pareto de efectos estandarizados*. Soporte de Minitab® 21. <https://support.minitab.com/es-mx/minitab/21/help-and-how-to/statistical-modeling/regression/how-to/fit-regression-model/interpret-the-results/all-statistics-and-graphs/pareto-chart/>
- Modragón, P. (2020). Principios y aplicaciones de la espectroscopia de infrarrojo en el análisis de alimentos y bebidas. *CIATEJ*. https://ciatej.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1023/720/1/Infrarrojo_Cap_1.pdf
- Mohammadalinejad, S., & Kurek, M. A. (2021). Microencapsulation of anthocyanins-critical review of techniques and wall materials. *Applied Sciences (Switzerland)*, *11*(9), 3936. <https://doi.org/10.3390/app11093936>
- Mondher, B. (2020). Comparative study of the chemical properties and composition of the Mentha Pulegium L. of Algerian origin and that of Tunisian origin. *International Journal of Agricultural Science and Food Technology*, *6*(1), 030–036. <https://doi.org/10.17352/2455-815x.000051>
- Murugesan, R., & Orsat, V. (2012). Spray Drying for the Production of Nutraceutical Ingredients-A Review. *Food and Bioprocess Technology*, *5*(1), 3–14. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s11947-011-0638-z>
- Naranjo, C. (2019). *Condiciones del suelo para la siembra de banano*. Soluciones Analíticas. <https://www.solucionesanaliticas.com/blog/condiciones-del-suelo-para-la-siembra-de-banano/>
- NIH. (2020). *Antioxidantes y prevención del cáncer*. NCI. <https://www.cancer.gov/espanol/cancer/causas-prevencion/riesgo/dieta/hoja->

informativa-antioxidantes

- Núñez Moreira, R., Quintana Ricardo, L., Gutiérrez Cuesta, R., Valdés Iglesias, O., González García, K. L., Hernández Rivera, Y., Acosta Suarez, Y., & Ortiz Guillarte, E. (2019). Optimización del proceso de extracción de compuestos fenólicos de la angiosperma marina *Thalassia testudinum*. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 21(2), 109–117. <https://doi.org/10.15446/rev.colomb.biote.v21n2.74552>
- Ovando, M., López, H., Escobar, A., & Cruz, A. (2017). *Análisis de características Físico-químicas del Musa paradisiaca*. https://www.academia.edu/25896557/ANALISIS_DE_CARACTERITICAS_FISI_CO_QUIMICAS_DEL_MUSA_PARADISIACA
- Oyeyinka, B. O., & Afolayan, A. J. (2020). Comparative and Correlational Evaluation of the Phytochemical Constituents and Antioxidant Activity of *Musa sinensis* L. And *Musa paradisiaca* L. Fruit Compartments (Musaceae). *Scientific World Journal*. <https://doi.org/10.1155/2020/4503824>
- Pacio Teso, D., Ruiz Pérez, M. O., & Alcalde, B. (2022). Estudio del proceso de extracción de compuestos fenólicos a partir residuos de mazorca maíz. *Universidad de Burgos*. https://riubu.ubu.es/bitstream/handle/10259/7111/Pacio_Teso.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Padilla, F. C., Rincón, A. M., & Bou Rached, L. (2008). Contenido de polifenoles y actividad antioxidante de varias semillas y nueces. *Archivos Latinoamericanos de Nutricion*, 58(3), 303–308. <https://www.alanrevista.org/ediciones/2008/3/art-14/>
- Peralta, A. M., & Pizarro, J. X. (†). (2023). Análisis farmacognóstico, químico y actividad antioxidante in vitro de la cáscara de *Musa paradisiaca* (platano verde). *Universidaad de Guayaquil*. <http://www.fcq.ug.edu.ec/>
- Quiñones, M., Miguel, M., & Aleixandre, A. (2014). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria*, 27(1), 76–89. https://scielo.isciii.es/scielo.php?pid=S0212-16112012000100009&script=sci_arttext
- Righi da Rosa, J., Nunes, G. L., Motta, M. H., Fortes, J. P., Cezimbra Weis, G. C., Rychecki Hecktheuer, L. H., Muller, E. I., Ragagnin de Menezes, C., & Severo da

- Rosa, C. (2019). Microencapsulation of anthocyanin compounds extracted from blueberry (*Vaccinium* spp.) by spray drying: Characterization, stability and simulated gastrointestinal conditions. *Food Hydrocolloids*, 89, 742–748. <https://doi.org/10.1016/j.foodhyd.2018.11.042>
- Rios Aguirre, S., & Gil Garzón, M. A. (2021). Microencapsulación por secado por aspersión de compuestos bioactivos en diversas matrices: una revisión. *TecnoLógicas*, 24(51), e1836. <https://doi.org/10.22430/22565337.1836>
- Rivera, V. (2014). Efecto del Estado de Madurez del Banano Cavendish en las Propiedades de Hidratación de la Harina y Gel. *Escuela Superior Politécnica Del Litoral*, 125. <http://www.dspace.espol.edu.ec/xmlui/handle/123456789/30751>
- Rojas, T., Gómez, S., Gómez, S., Fuentes Campos, M. E., Contreras López, E., & Muñoz Jáuregui, A. M. (2018). Extracción asistida por ultrasonido de compuestos fenólicos de la cáscara de Sanky (*Corryocactus brevistylus*). *Revista de La Sociedad Química Del Perú*, 85(2), 258–267. <https://doi.org/10.37761/rsqp.v85i2.82>
- Ruskovska, T., Maksimova, V., & Milenkovic, D. (2020). Polyphenols in human nutrition: from the in vitro antioxidant capacity to the beneficial effects on cardiometabolic health and related inter-individual variability - an overview and perspective. *The British Journal of Nutrition*, 123(3), 241–254. <https://doi.org/10.1017/S0007114519002733>
- Sagis, L. M. C. (2015). Microencapsulation and microspheres for food applications. In *Microencapsulation and Microspheres for Food Applications*. Academic Press. <https://doi.org/10.1016/C2013-0-18624-2>
- Salgado Ortiz, G. (2020). Valorización energética de residuos agrícolas: cáscara de plátano, cascarilla de arroz y bagazo de caña mediante procesos de biodigestión y combustión. *Escuela Politécnica Nacional*, 1–52. <http://bibdigital.epn.edu.ec/handle/15000/20707>
- Santos, D., Maurício, A. C., Sencadas, V., Santos, J. D., Fernandes, M. H., Gomes, P. S., Santos, D., Maurício, A. C., Sencadas, V., Santos, J. D., Fernandes, M. H., & Gomes, P. S. (2017). Spray Drying: An Overview. *Biomaterials - Physics and Chemistry - New Edition*. <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.72247>
- Santos Sánchez, N. F., Salas Coronado, R., Villanueva Cañongo, C., & Hernández

- Carlos, B. (2019). Antioxidant Compounds and Their Antioxidant Mechanism. *Antioxidants*. <https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.85270>
- Shahidi, F., & Han, X. Q. (1993). Encapsulation of Food Ingredients. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 33(6), 501–547. <https://doi.org/10.1080/10408399309527645>
- Shahidi, F., & Zhong, Y. (2015). Measurement of antioxidant activity. *Journal of Functional Foods*, 18, 757–781. <https://doi.org/10.1016/J.JFF.2015.01.047>
- Shaygannia, S., Eshaghi, M. R., Fazel, M., & Hashemiravan, M. (2021). The Effect of Microencapsulation of Phenolic Compounds from Lemon Waste by Persian and Basil Seed Gums on the Chemical and Microbiological Properties of Mayonnaise. *Preventive Nutrition and Food Science*, 26(1), 82–91. <https://doi.org/10.3746/PNF.2021.26.1.82>
- SIAP. (2021). *¿Cómo llegó a nuestro continente?* SIAPrendes. <http://siaprendes.siap.gob.mx/contenidos/2/04-platano/contexto-1.html>
- Someya, S., Yoshiki, Y., & Okubo, K. (2002). Antioxidant compounds from bananas (Musa Cavendish). *Food Chemistry*, 79(3), 351–354. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(02\)00186-3](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(02)00186-3)
- Teng, Z., Luo, Y., & Wang, Q. (2013). Carboxymethyl chitosan-soy protein complex nanoparticles for the encapsulation and controlled release of vitamin D3. *Food Chemistry*, 141(1), 524–532. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2013.03.043>
- The World Bank. (2020). *Agricultura, valor agregado (% del PIB)*. <https://datos.bancomundial.org/indicador/NV.AGR.TOTL.ZS?locations=EC>
- Torres da Silva, M. E., Martins, M. A., de Oliveira Leite, M., Milião, G. L., & Coimbra, J. S. dos R. (2021). Microalga *Scenedesmus obliquus*: extraction of bioactive compounds and antioxidant activity1. *Revista Ciencia Agronomica*, 52(2), 1–8. <https://doi.org/10.5935/1806-6690.20210036>
- Tungmunnithum, D., Thongboonyou, A., Pholboon, A., & Yangsabai, A. (2018). Flavonoids and Other Phenolic Compounds from Medicinal Plants for Pharmaceutical and Medical Aspects: An Overview. *Medicines*, 5(3), 93. <https://doi.org/10.3390/MEDICINES5030093>
- Villamil Galindo, E. J. (2021). Extracción de compuestos fenólicos a partir del residuo

agroindustrial de frutilla (Fragraria X Ananassa). *Universidad Nacional de Litoral*.
<https://hdl.handle.net/11185/5762>

Voon, C. H., Foo, K. L., Lim, B. Y., Gopinath, S. C. B., & Al Douri, Y. (2020).
Synthesis and preparation of metal oxide powders. *Metal Oxide Powder
Technologies: Fundamentals, Processing Methods and Applications*, 31–65.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817505-7.00003-8>

Yepes Piqueras, V. (2016). *¿Qué es la metodología de la superficie de respuesta?*
Universidad Politécnica de Valencia.
<https://victoryepes.blogs.upv.es/2016/04/19/que-es-la-metodologia-de-las-superficies-de-respuesta/>

ANEXOS

Anexo 1. Porcentaje de sólidos totales de cada concentración de disolvente.

Concentración de etanol	% Humedad	% Sólidos totales
30 %	97,318	2,682
50 %	96,840	3,160
70 %	92,257	7,743
96 %	91,123	7,877

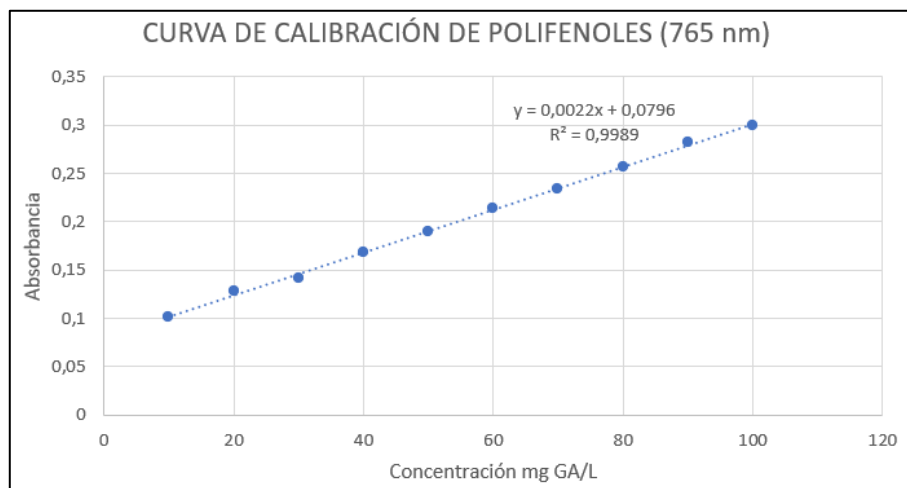
Se observa el porcentaje de humedad y los sólidos totales, empleando 3 mL de muestra en la balanza de humedad.

Anexo 2. Porcentaje de sólidos totales de cada extracto.

Concentración de etanol	% Humedad	% Sólidos totales
A1B1	97,318	2,682
A1B2	97,240	2,755
A2B1	98,130	1,866
A2B2	97,732	2,264

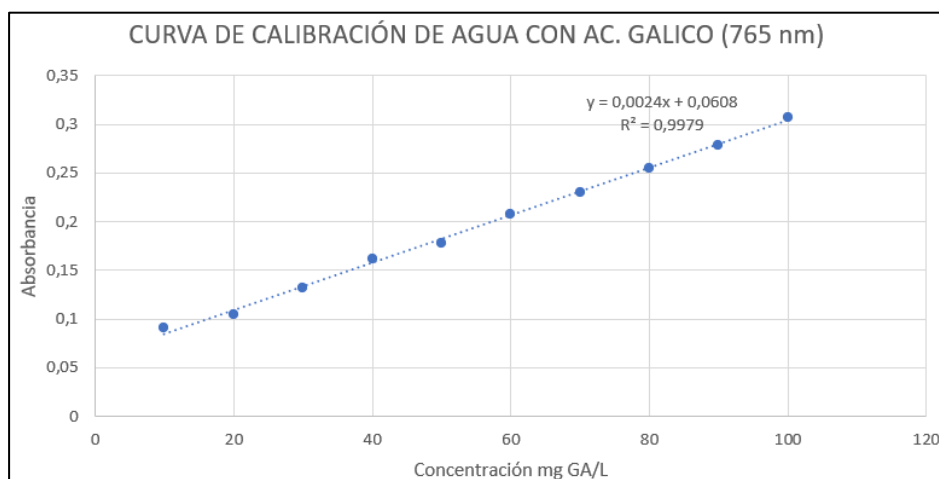
Se observa el porcentaje de humedad y los sólidos totales, A1B1 (1:20, 30 min), A1B2 (1:20, 60 min), A2B1 (1:25, 30 min), A2B2 (1:25, 60 min), empleando 3 mL de muestra en la balanza de humedad.

Anexo 3. Curva estándar de ácido gálico para cuantificación de polifenoles.

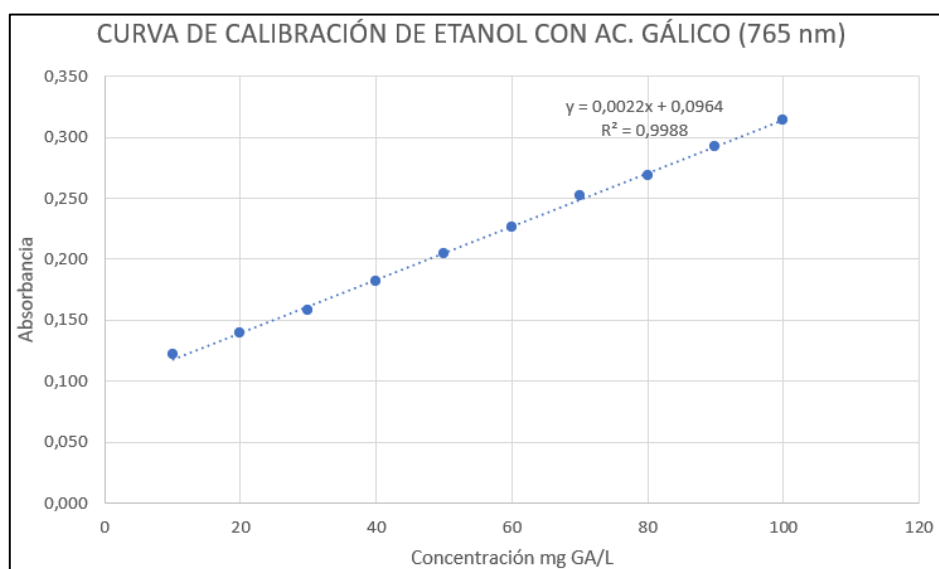


Concentraciones empleadas de 10 a 100 mg/L. Ecuación de la recta con su coeficiente de correlación.

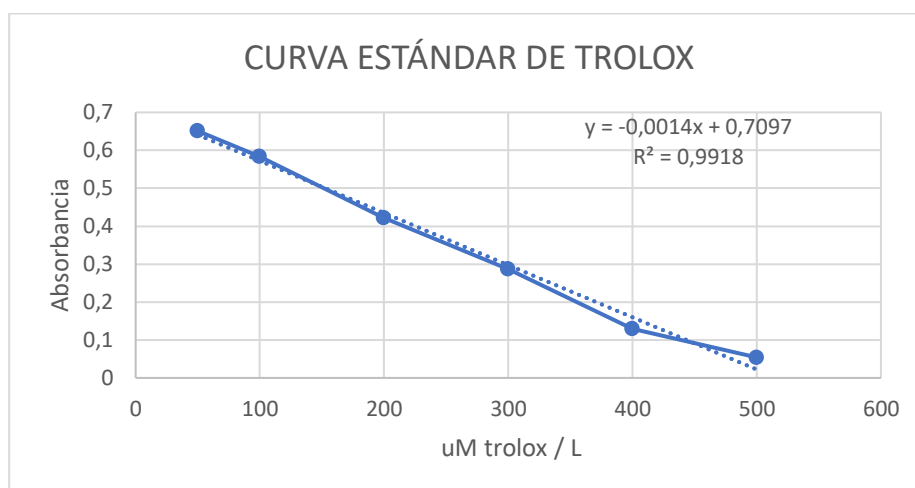
Anexo 4. Curva estándar de ácido gálico con agua para eficiencia de microencapsulado.



Anexo 5. Curva estándar de ácido gálico con etanol para eficiencia de microencapsulado.



Anexo 6. Curva estándar de Trolox para la determinación de la actividad antioxidante.



Anexo 7. Tabla ANOVA para la comparación de medias de las concentraciones de etanol óptimas para su extracción.

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado medio	Razón- F	Valor-P
Entre grupos	8592.31	3	2864.1	422.66	0.0000
Intra grupos	54.2116	8	6.77645		
Total (Corr.)	8646.52	11			

Anexo 8. Tabla ANOVA para los compuestos fenólicos totales de cada tratamiento.

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado medio	Razón- F	Valor-P
B:t extracc	1337.48	1	1337.48	64.02	0.0000
Bloques	145.789	2	72.8944	3.49	0.0814
Error total	167.12	8	20.8901		
Total (Corr.)	1650.39	11			

Anexo 9. *Análisis organolépticos realizados del extracto de etanol de la cáscara de plátano.*

