



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO



FACULTAD DE CIENCIA E INGENIERÍA EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA

CARRERA DE ALIMENTOS

Tema: Elaboración de un ingrediente funcional con capacidad antioxidante a partir de la frutilla

(Fragaria x ananassa.)

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

Autora: Brisa Isabel Barros Rivera

Tutor: Dr. José Homero Vargas López

Ambato – Ecuador

Julio -2026

APROBACIÓN DEL TUTOR

Dr. José Homero Vargas López

CERTIFICA:

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

Ambato, 05 de junio de 2026



Dr. José Homero Vargas López

18XXXXXX48

TUTOR

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Brisa Isabel Barros Rivera, 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 en Alimentos son absolutamente originales, auténticos y personales; a excepción de las citas bibliográficas.



Brisa Isabel Barros Rivera

17XXXXXX44

AUTORA

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.



Brisa Isabel Barros Rivera

17XXXXXX44

AUTORA

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

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

Para constancia firman:



Presidente del Tribunal



Dr. Carlos Santiago Moreno Miranda

18XXXXXXX42



Mg. Danae Fernández Rivero

17XXXXXXX09

Ambato, 19 de junio del 2026

DEDICATORIA

Dedico esta victoria en mi vida al Señor de la Justicia y a la Virgen de Guadalupe por siempre darme la sabiduría, inteligencia, paciencia y fuerza, porque no ha sido nada fácil conseguirlo. Sé que desde los 16 años que me encomendé a ustedes nunca me han dejado sola; por eso, este logro no es mío, sino de ustedes. A pesar de que ya me di por vencida, recé mucho y en las oraciones te decía que, si me pusiste en este camino, esta carrera es por algún fin y aceptaré tu voluntad. Siempre estaré agradecida y Él lo sabe, porque el amor más grande en la vida es Jesús, y hablar con Él en los momentos más difíciles te reconforta mucho y te da paz.

Quiero agradecer a mis padres, en especial a mi madre, Carmita, porque ella me ha acompañado desde el inicio, quedándose igual conmigo noches sin dormir, ayudándome en lo que entendía y secándome las lágrimas en los momentos difíciles que han sucedido en el transcurso de esta etapa. Nunca me ha dejado sola. Desde pequeña, llevarme a su trabajo y tener dos responsabilidades: la de mamá y la de mujer, porque es muy luchadora, valiente y mi ejemplo a seguir.

A mis hermanos Laia y Jendri, aunque sean menores que yo, sus acciones y sus palabras me alentaron a ser un ejemplo para ellos; sus ocurrencias me sacan una sonrisa cada día.

También quiero agradecer a mi tía madrina Moni, porque ella siempre ha estado conmigo y nunca me ha dejado sola. Es una mujer muy valiente, con un gran corazón y un ejemplo a seguir.

Y, finalmente, a un ser vivo que me dio el don de ser madre perruna: mi Nenita, la consentida de la casa. Sé que no me acompañaste desde el inicio de este proceso, pero hace dos años que te encontré debajo de mi carro, te saqué y te adopté. Desde ahí, cambiaste mi vida, y aprendí que es el amor más puro y sincero. Desde entonces, hemos sido las dos, y me has acompañado hasta altas horas, esperándome para ir a dormir juntas, mi princesa.

Y a mis amigos y amigas, aunque no tengo muchos, porque no es cantidad sino calidad, sus palabras me motivan, salidas, risas y el siempre apoyarme en toda esta etapa. A cada una las conocí en el colegio, otras en la universidad y en el catecismo. Todas las anécdotas que tengo, buenas y malas, me han hecho ver que en realidad he escogido unas buenas personas en mi vida.

Y a mi familia, por parte de madre y padre, por cada palabra de aliento para poder conseguir este logro. Y a mí, porque en esta etapa me he dado cuenta de que en la vida hay que ser fuerte y decidida ante cada oportunidad que se me ha presentado. Desde ser promotora de marcas, hija, amiga, y trabajar en la política siendo la voz de los jóvenes, han sido los momentos que cambiaron mi personalidad tímida y débil a una mejor versión de mí.

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
ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS	vii
ÍNDICE DE TABLAS	x
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
RESUMEN EJECUTIVO	xii
ABSTRACT	xiii
CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO	1
1.1. Antecedentes Investigativos	1
1.1.1. Justificación.....	1
1.1.2. Frutilla (Fragaria x ananassa).....	2
1.1.2.1. Origen y distribución geográfica	2
1.1.2.2. Descripción botánica de la especie <i>Fragaria x ananassa</i>	3
1.1.2.3. Taxonomía	4
1.1.2.4. Composición nutricional.....	4
1.1.2.5. Alimentos funcionales	5
1.1.2.6. Antioxidantes	6
1.1.2.7. Usos	6
1.1.3. Polifenoles.....	6

1.1.3.1. Generalidades	6
1.1.3.2. Estructura y clasificación	8
1.1.4. Antocianinas.....	8
1.1.4.1. Generalidades	8
1.1.4.2. Radicales Libres	9
1.1.4.3. Beneficios para la salud	9
1.1.5. Microencapsulación	10
1.1.5.1. Generalidades	10
1.1.5.2. Secado por aspersión.....	10
1.1.5.3. Beneficios de microencapsular mediante secado por aspersión	11
1.1.5.4. Sustancias utilizadas en el recubrimiento en la microencapsulación	12
1.2. Objetivos	12
1.2.1. Objetivo General	12
1.2.2. Objetivos Específicos	12
1.3. Hipótesis.....	13
1.3.1. Hipótesis nula.....	13
1.3.2. Hipótesis alternativa	13
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA	14
2.1. Materiales.....	14
Tabla 2. Materiales utilizados en la metodología	14
2.2. Metodología	16
2.2.1. Extracción de antocianinas de la frutilla (<i>Fragaria x ananassa</i>).....	16
2.2.1.1. Recolección del material vegetal.....	16
2.2.1.2. Preparación del fruto.....	16
2.2.1.3. Determinación de pH y acidez titulable.....	17

2.2.1.4. Determinación de sólidos solubles	18
2.2.1.5. Extracción de compuestos bioactivos (polifenoles y antocianinas)	18
2.2.1.6. Análisis estadístico (antocianinas y polifenoles).....	18
2.2.1.7. Determinación de sólidos totales del extracto de frutilla (<i>Fragaria x ananassa.</i>).....	20
2.2.1.8. Determinación de antocianinas del extracto de frutilla (<i>Fragaria x ananassa</i>).....	20
2.2.1.9. Determinación de polifenoles totales del extracto de frutilla (<i>Fragaria x ananassa</i>)....	20
2.2.1.10. Evaporación del disolvente	21
2.2.2. Obtención del microencapsulado del extracto de frutilla (<i>Fragaria x ananassa.</i>) mediante la técnica de secado por aspersión.	21
2.2.2.1. Microencapsulación de los compuestos bioactivos mediante secado por aspersión	21
2.2.2.2. Eficiencia de la microencapsulación para compuestos bioactivos	22
2.2.2.3. Espectrofotometría Infrarroja (FTIR)	23
2.2.3. Determinar la capacidad antioxidante del extracto microencapsulado por el método DPPH (2,2 difenil- 1- picrilhidracilo).....	24
2.2.3.1. Evaluación de la capacidad antioxidante mediante DPPH	24
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN	25
3.1. Extraer los polifenoles y antocianinas de la frutilla (<i>Fragaria x ananassa.</i>)	25
3.1.1. Evaluación de las propiedades fisicoquímica de la fruta.....	25
3.1.2. Determinación de condiciones óptimas para cuantificación de polifenoles	26
3.1.3. Determinación de condiciones óptimas para cuantificación de antocianinas.....	32
3.2. Microencapsulado del extracto de frutilla (<i>Fragaria x ananassa.</i>) mediante la técnica de secado por aspersión	37
3.2.2. Espectroscopia Infrarroja (FTIR).....	38
3.2.3. Inhibición de DPPH.....	39
Tabla 10.....	39
3.3. Verificación de hipótesis	40

CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES	41
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	42
ANEXOS	46
Anexo 1. <i>Recolección de frutos de Frutilla del género fragaria x ananassa</i>	46
Anexo 2. <i>Organización y caracterización fisicoquímica de los frutos de Frutilla (fragaria x ananassa).</i>	46
Anexo 3. <i>Proceso de extracción de compuestos bioactivos a partir de los frutos de frutilla Fragaria x ananassa</i>	47
Anexo 4. <i>Curva de Calibración del Ácido Gálico.</i>	48
Anexo 5. <i>Proceso de Microencapsulación mediante secado por aspersión</i>	49
Anexo 6. <i>Espectro del extracto de frutilla</i>	50
Anexo 7. <i>Espectro de la maltodextrina</i>	50
Anexo 8. <i>Espectro del encapsulado</i>	50
Anexo 9. <i>Curva estándar de Trolex</i>	51

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Taxonomía de la frutilla (Fragaria ananassa.).....	4
Tabla 2. Materiales utilizados en la metodología	14
Tabla 3. Tratamientos para la extracción de polifenoles de la Frutilla (Fragaria x ananassa)	19
Tabla 4. Resultados de las características fisicoquímicas de los frutos de Passiflora mixta	25
Tabla 5. Diseño experimental para el mejor tratamiento en la extracción de polifenoles	26
Tabla 6. Optimización de las variables para aumentar la concentración de polifenoles.....	31
Tabla 7. Diseño experimental para el mejor tratamiento en la extracción de antocianinas	32
Tabla 8. Optimización de las variables para aumentar la concentración de antocianinas.....	36
Tabla 9. Resultados de eficiencia de microencapsulación.	37
Tabla 10. Resultados del proceso de inhibición (%)	39

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Frutilla (Fragaria x ananassa)	3
Figura 2. Diagrama de Pareto de la concentración de Polifenoles.	27
Figura 3. Optimización del proceso de extracción con el manejo de la gráfica de superficie de respuesta estimada.	29
Figura 4. Diagrama de interacción para la concentración de polifenoles para mg GAE/g	30
Figura 5. Diagrama de Pareto de la concentración de Polifenoles.	33
Figura 6. Optimización del proceso de extracción con el manejo de la gráfica de superficie de respuesta estimada.	34
Figura 7. Diagrama de interacción para la concentración de antocianinas para mg/100g	35
Figura 8. Espectro infrarrojo de comparación en maltodextrina, extracto concentrado microencapsulado y extracto concentrado de polifenoles y antocianinas de la frutilla.	39

RESUMEN EJECUTIVO

La ausencia de conocimiento sobre la creación de productos funcionales procedentes de frutos silvestres, el obstáculo se centra en el desaprovechamiento de sus compuestos bioactivos y de las propiedades antioxidantes como polifenoles y antocianinas. En este contexto, la presente investigación se centra la valorización de este fruto como una alternativa natural y saludable en la industria alimentaria frente al uso de aditivos artificiales, sino que se establezca parámetros técnicos confiables como concentraciones de solvente y tiempos de extracción. Para el aprovechamiento de estos compuestos bioactivos se consideraron dos parámetros fundamentales como el tiempo de extracción a (30, 60 y 90 minutos) y la segunda variable es la concentración de etanol (25, 50, y 75 por ciento volumen -volumen), obteniendo valores estándares en 60 minutos y un disolvente a un porcentaje del 75. A continuación, el extracto fue sometido a un proceso de microencapsuló el extracto mediante un secado por aspersión, empleando un agente encapsulante como la maltodextrina, el proceso de la estabilización en la temperatura de entrada a 150 y salida de 80 grados centígrados, obteniendo una adecuada formación de micropartículas y retención de los compuestos bioactivos. Sin embargo, los resultados observados en el rendimiento de encapsulación, obteniendo una eficiencia de 88,73 por ciento mediante el ensayo DPPH, se determinó una capacidad de inhibición de 49,17 por ciento, para el concentrado 713,59 por ciento en el microencapsulado, obteniendo la capacidad antioxidante tras un secado por aspersión. Concluyendo que el uso de tecnologías de atomización ayuda en la formulación de productos funcionales.

Palabras clave: productos funcionales, microencapsulado, extracto, antioxidantes, DPPH, maltodextrina.

ABSTRACT

The lack of knowledge regarding the creation of functional products from wild fruits is a significant obstacle, as is the underutilization of their bioactive compounds and antioxidant properties, such as polyphenols and anthocyanins. In this context, the present research focuses on valorizing this fruit as a natural and healthy alternative in the food industry to the use of artificial additives, and on establishing reliable technical parameters such as solvent concentrations and extraction times. To utilize these bioactive compounds, two fundamental parameters were considered: the extraction time (30, 60, and 90 minutes) and the ethanol concentration (25, 50, and 75 percent volume-volume), obtaining standard values at 60 minutes and a solvent at a percentage of 75. Next, the extract was subjected to a microencapsulation process by spray drying, using an encapsulating agent such as maltodextrin, the stabilization process at an inlet temperature of 150 and an outlet temperature of 80 degrees Celsius, obtaining adequate formation of microparticles and retention of the bioactive compounds. However, the results observed in the encapsulation performance, obtaining an efficiency of 88.73 percent using the DPPH assay, determined an inhibition capacity of 49.17 percent for the concentrate and 713.59 percent for the microencapsulated product, achieving antioxidant capacity after spray drying. This concludes that the use of atomization technologies aids in the formulation of functional products.

Keywords: functional products, microencapsulation, extract, antioxidants, DPPH, maltodextrin.

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

1.1. Antecedentes Investigativos

1.1.1. Justificación

La frutilla (*Fragaria* × *ananassa*) es un fruto ampliamente usado en el área industrial y comercial por su índice nutricional y su considerable capacidad antioxidante, atributos que le otorga propiedades beneficiosas para la salud. Estas características la destacan como una materia prima estratégica para el desarrollo de ingredientes funcionales y productos nutraceuticos. No obstante, su potencial biológico se ve reducido por su alta perecibilidad y la inestabilidad de sus compuestos frente a factores ambientales. Actualmente, no existen suficientes estudios que demuestren el comportamiento de la actividad antioxidante del extracto directo de frutilla bajo condiciones críticas de procesamiento industrial. La eficacia de los extractos vegetales para neutralizar radicales libres es sumamente sensible a variaciones de pH y temperatura, factores que provocan una pérdida de funcionalidad y dificultan su incorporación en matrices alimentarias **(Giampieri et al., 2012)**.

Considerando este problema, la microencapsulación atomizada se está convirtiendo en una importante herramienta tecnológica para ampliar la aplicación industrial de frutas. Este método permite proteger compuestos sensibles como polifenoles y antocianinas en una capa base protectora que actúa como barrera contra la degradación. Por lo tanto, la evaluación técnica de la preservación de la capacidad antioxidante después de la atomización es importante para validar esta tecnología; Esta medición es un indicador importante para garantizar que el compuesto bioactivo mantenga su actividad biológica a pesar del estrés por calor. Es importante determinar si un proceso realizado a una temperatura de entrada de 100°C mantiene la integridad funcional del ingrediente mediante el uso de espectroscopia infrarroja (FTIR) para verificar que la estructura química del polifenol no sufre cambios estructurales.

El motor de esta investigación es la necesidad de desarrollar ingredientes sostenibles para satisfacer la creciente demanda de productos naturales que promuevan la salud y reduzcan el daño oxidativo. Probar la efectividad de la microencapsulación agrega valor a la producción primaria de las frutillas al convertirlas en polvo con una dosificación simple, una vida útil más larga y estabilidad metabólica **(Aaby et al., 2007)**.

Finalmente, la viabilidad de la frutilla como ingrediente funcional depende de su rendimiento biológico tras ser sometido a las condiciones de operación del secado. Un estudio sistemático de las propiedades tecnofuncionales y la eficiencia de encapsulación proporcionará la evidencia científica necesaria para asegurar que la atomización permita la estabilización de los componentes del extracto. De igual forma, se espera que la obtención de microcápsulas con una alta retención de sus atributos originales específicamente su perfil de polifenoles y antocianinas permitirá su uso versátil en alimentos procesados **(Avendaño & Buitrago, 2015)**.

1.1.2. Frutilla (*Fragaria x ananassa*)

1.1.2.1. Origen y distribución geográfica

La frutilla comercial moderna, identificada taxonómicamente como (*Fragaria × ananassa*), no es una especie silvestre, sino un híbrido accidental surgido en Europa a mediados del siglo XVIII. Su origen se remonta al cruce fortuito entre dos especies americanas: *Fragaria virginiana*, proveniente del este de América del Norte (caracterizada por su aroma y resistencia), y *Fragaria chiloensis*, una variedad de fruto grande originaria de Chile y la costa del Pacífico. Históricamente, el cultivo de fresas silvestres menores (*Fragaria vesca*) ya existía en la antigua Roma y en la Europa medieval; sin embargo, el desarrollo de la *Fragaria × ananassa* revolucionó el mercado debido a su tamaño superior, sabor equilibrado y adaptabilidad a diversos climas. Este híbrido combina el vigor genético de sus parentales, lo que ha permitido su dispersión global y su consolidación como uno de los frutos rojos de mayor importancia económica e industrial a nivel mundial. En la actualidad, su cultivo se ha tecnificado para maximizar la concentración de compuestos bioactivos, los cuales varían según el genotipo, las condiciones edafoclimáticas y el estado de madurez durante la cosecha **(Hancock et al., 1999)**.

Es una especie que se encuentra en todo el mundo, en regiones templadas y subtropicales, y su cultivo se extiende desde Norteamérica hasta Europa. Esta especie ecuatoriana se encuentra escasa en los últimos años, pero se la cultivaba en la sierra andina, ubicada a una altitud de 1.300 a 3.600 m sobre el nivel del mar (m.s.n. m.), en condiciones climáticas con una temperatura promedio de 15°C. La producción nacional se concentra principalmente en las provincias de Pichincha, Chimborazo, Cotopaxi, Azuay, Imbabura y Tungurahua. Esta última provincia se destaca como la segunda provincia más productora, con cultivos principalmente Tisaleo, Mocha y la región de Huachi **(Adrián, 2021)**.

1.1.2.2. Descripción botánica de la especie *Fragaria x ananassa*

La frutilla es una planta herbácea perenne perteneciente a la familia Rosaceae. Se caracteriza por poseer un porte bajo, con una altura que oscila entre los 0.15 y 0.30 m. Su estructura morfológica se organiza a partir de un eje vegetativo central denominado corona, un tallo comprimido del cual emergen hojas trifoliadas con pecíolos pilosos y márgenes aserrados, cuya extensión puede alcanzar hasta los 0.60 m.

A diferencia de otras especies, presenta un hábito de crecimiento rastrero y se multiplica vegetativamente mediante estolones. Estos son tallos epígeos procumbentes que, al entrar en contacto con el sustrato, emiten raíces adventicias y dan origen a nuevas plántulas. Desde una perspectiva botánica, lo que comúnmente se denomina "fruto" es, en realidad, un receptáculo carnoso de forma obloide o cordiforme (un eterio). En su superficie se encuentran los verdaderos frutos, denominados aquenios, los cuales contienen las semillas y se distribuyen de manera uniforme sobre el receptáculo (Hong et al., 2025).



Figura 1. Frutilla (*Fragaria x ananassa*)

Nota: Cultivo de la frutilla del género (*Fragaria x ananassa*) Adaptado de **Grupo Fragaria (2021)**.

1.1.2.3. Taxonomía

Tabla 1.

Taxonomía de la frutilla (*Fragaria ananassa*.)

Reino	<i>Plantae</i>
División	<i>Magnoliophyta</i>
Subdivisión	<i>Tracheophyta</i>
Clase	<i>Magnoliopsida</i>
Orden	<i>Rosales</i>
Familia	<i>Rosaceae</i>
Genero	<i>Fragaria</i>
Especie	<i>x ananassa (hibrido)</i>

Nota: Adaptado de (USDA, 2023).

Esta especie pertenece al género *Fragaria*, integrado en la familia *Rosaceae* la cual reúne a diversas especies de plantas relevancia agrícola y ornamental debido a sus frutos carnosos y su valor nutricional. La *Fragaria x ananassa* se reconoce como un híbrido entre el cruce entre *F.chiloensis* y *F. virginiana*, consolidándose como la variedad de mayor producción a nivel mundial.

1.1.2.4. Composición nutricional

Los antioxidantes se encuentran en muchos tipos de alimentos, especialmente en frutas y verduras, pueden contrarrestar el daño celular, la inflamación sistémica y el estrés oxidativo causado por la acumulación de radicales libres. Las vitaminas A, C y E, además del selenio, son algunos de los nutrientes más importantes con propiedades antioxidantes. El reino vegetal también contiene muchas sustancias fitoquímicas de gran importancia funcional, entre las que se incluyen los polifenoles, carotenoides, tocoferoles, tocotrienoles y algunos aminoácidos y péptidos con actividad biológica. Estas moléculas están presentes en gran medida en las especies frutales, los cultivos hortícolas, las semillas oleaginosas, los cereales y las plantas aromáticas (Carranza-Téllez et al., 2024). Estos compuestos actúan como mecanismos biológicos que pueden contrarrestar el estrés oxidativo, la inflamación sistémica y los daños celulares producidos por la

acumulación de radicales libres. El reino vegetal, por otra parte, es rico en compuestos fitoquímicos de alta relevancia funcional, como los polifenoles, los carotenoides, los tocoferoles, los tocotrienoles, y ciertos aminoácidos y péptidos biológicamente activos. Estas moléculas están ampliamente distribuidas en cereales, plantas aromáticas, especias frutales, hortalizas y semillas oleaginosas **(Carranza-Téllez et al., 2024)**. Las vitaminas A, C y E y el selenio son algunos de los principales nutrientes que tienen actividad antioxidante. reino vegetal, por otra parte, es rico en compuestos fitoquímicos de alta relevancia funcional, como los polifenoles, los carotenoides, los tocoferoles, los tocotrienoles, y ciertos aminoácidos y péptidos biológicamente activos. y semillas oleaginosas **(Carranza-Téllez et al., 2024)**.

Dentro de este grupo de alimentos, las bayas o berries destacan por su gran concentración de antocianinas. Estos pigmentos, característicos de la frutilla (*Fragaria × ananassa*) y solubles en agua, no sólo definen su coloración, sino que poseen una de las capacidades más elevadas de absorción de radicales de oxígeno entre los productos vegetales. Dicha densidad de compuestos bioactivos, es la justificación técnica y científica para el uso de la frutilla como una materia prima estratégica para la elaboración de ingredientes funcionales con alto valor agregado **(Burke, 2008)**.

1.1.2.5. Alimentos funcionales

Los alimentos funcionales son aquellos que, además de su valor nutricional intrínseco, contienen componentes biológicamente activos que aportan beneficios adicionales para la salud. Para Mejorar funciones fisiológicas específicas y reducir los factores de riesgo asociados a enfermedades crónicas no transmisibles, estos alimentos tienen un papel preventivo y terapéutico. Los beneficios de estos productos han demostrado, desde el punto de vista científico, que ayudan a optimizar la salud metabólica y celular. Para que pueda catalogarse como funcional, un alimento debe ingerirse como parte de una dieta equilibrada y en cantidades similares a las de un alimento convencional, de tal forma que los compuestos bioactivos del mismo puedan ser asimilables por el organismo.

Hoy en día, el desarrollo de estos alimentos no solo está dirigido al consumo de productos frescos, sino también a la elaboración de ingredientes funcionales mediante tecnologías de conservación. Estos ingredientes permiten enriquecer matrices alimentarias con compuestos específicos, tales como los antioxidantes, garantizando su estabilidad y biodisponibilidad en el consumidor final **(Aranceta & Serra, 2016)**.

1.1.2.6. Antioxidantes

Los antioxidantes conforman un heterogéneo grupo de sustancias químicas capaces de inhibir o retrasar la oxidación celular de sustancias químicas capaces de inhibir o retrasar la oxidación celular. Estas moléculas actúan neutralizando los radicales libres y previenen el estrés oxidativo que compromete la integridad de las estructuras biológicas en el organismo. Están presentes sobre todo en alimentos de origen vegetal, como frutas, verduras, hierbas y especias, y su consumo regular está relacionado con el fortalecimiento del sistema inmunológico y la prevención de enfermedades crónicas **(Sánchez, 2003)**.

Desde el punto de vista bioquímico los antioxidantes se clasifican según su naturaleza y origen y entre los más importantes se encuentran los compuestos fenólicos, que son los que tienen un papel crítico en la capacidad bioactiva de las plantas. Estas sustancias no sólo actúan como agentes secuestradores de metales o eliminadores de especies reactivas de oxígeno, sino que también determinan la calidad nutricional y sensorial del ingrediente funcional obtenido a partir de la frutilla. En esta categoría, se encuentran los ácidos fenólicos, como el ácido gálico, y los flavonoides, que se encuentran en abundancia en las bayas y sólo actúan como agentes secuestradores de metales o eliminadores de especies reactivas de oxígeno, sino que también determinan la calidad nutricional y sensorial del ingrediente funcional obtenido a partir de la frutilla **(Molyneux, 2004)**.

1.1.2.7. Usos

La frutilla (*Fragaria x ananassa*) es considerada una de las principales fuentes de fitonutrientes en la dieta humana. Su uso principal es en la industria de alimentos funcionales, aprovechando tanto pulpa como receptáculo para extraer pigmentos naturales (antocianinas) y formular productos de alto valor agregado. Además de ser consumidos directamente, estudios científicos han confirmado que sus hojas y frutos son útiles en fitoterapia para tratar alteraciones del metabolismo, ya que pueden modular el estrés oxidativo. También, por la delicadeza poscosecha del fruto, se han creado aplicaciones tecnológicas, como el liofilizado y la atomización, que permiten su inclusión en matrices alimentarias complejas sin perder su identidad organoléptica **(Morales & Villacrés, 2021)**.

1.1.3. Polifenoles

1.1.3.1. Generalidades

Los compuestos fenólicos son un grupo variado de metabolitos secundarios de las plantas que tienen en común la característica de poseer al menos un anillo aromático con uno o más grupos hidroxilo. Por su

estructura química y propiedades biológicas se encuentran principalmente flavonoides, ácidos fenólicos, antraquinonas, cumarinas y taninos. Desde el punto de vista nutricional y funcional, su importancia radica en su papel como agentes de protección biológica, contribuyendo a la salud humana a través de la neutralización de especies reactivas de oxígeno y disminuyendo el riesgo de enfermedades crónicas relacionadas con el daño oxidativo **(Singleton et al., 1999)**. En la industria y en la ciencia de los alimentos los polifenoles suscitan un gran interés, no sólo por sus propiedades tecnológicas, como es su poder astringente, sino también por las transformaciones bioquímicas que sufren en los procesos de fermentación, germinación y maduración de los frutos. Su punto de vista nutricional y funcional, su importancia radica en su rol como agentes de protección biológica, contribuyendo a la salud humana mediante la neutralización de especies reactivas de oxígeno y la reducción del riesgo de enfermedades crónicas. Estos compuestos bioactivos están ampliamente presentes en los alimentos de origen vegetal, donde desempeñan funciones de defensa y pigmentación críticas **(Singleton et al., 1999)**. Punto de vista nutricional y funcional, su importancia radica en su papel como agentes de protección biológica, contribuyendo a la salud humana a través de la neutralización de especies reactivas de oxígeno y disminuyendo el riesgo de enfermedades crónicas relacionadas con el daño oxidativo **(Singleton et al., 1999)**.

La industria y en la ciencia de los alimentos los polifenoles suscitan un gran interés, no sólo por sus propiedades tecnológicas, como es su poder astringente, sino también por las transformaciones bioquímicas que sufren en los procesos de fermentación, germinación y maduración de los frutos. Punto de vista nutricional y funcional, su importancia radica en su rol como agentes de protección biológica, contribuyendo a la salud humana mediante la neutralización de especies reactivas de oxígeno y la reducción del riesgo de enfermedades crónicas relacionadas con el daño oxidativo.

La frutilla (*Fragaria* × *ananassa*) posee un perfil polifenólico de extraordinaria riqueza y complejidad, en el que destacan las antocianinas, determinantes de su pigmentación principalmente roja, y los elagitaninos, precursores del ácido elágico. antocianina más abundante es la pelargonidina-3-glucósido, con hasta un 90% del contenido total de antocianinas de esta fruta. tienen mayor capacidad antioxidante que otros frutos de clima templado, gracias a la presencia de compuestos como la quercetina y el kaempferol. Sin embargo, esta elevada bioactividad de los polifenoles viene acompañada de una menor estabilidad, ya que son muy sensibles a la degradación por luz, oxígeno y, sobre todo, por las altas temperaturas a las que se someten en los procesos industriales. vulnerabilidad resalta la importancia crucial de emplear técnicas de microencapsulación como barrera protectora para mantener la integridad estructural y la funcionalidad biológica de estos metabolitos secundarios hasta su consumo final **(Abreu, 1987)**.

1.1.3.2. Estructura y clasificación

Los polifenoles son un conjunto de metabolitos secundarios estructuralmente muy diversos, cuya característica química esencial es la posesión de al menos un anillo fenólico al que están unidos uno o más grupos hidroxilo. Esta familia incluye desde moléculas simples con un único anillo aromático hasta polímeros de alta complejidad, tales como los taninos condensados (**Bertelli et al., 2021**).

Según **Gasmi et Alabama. (2022)**, en el reino vegetal se han identificado cerca de ocho mil compuestos fenólicos, distribuidos de forma ubicua y especialmente abundantes en frutas, hortalizas, hierbas y plantas de infusión. Desde el punto de vista bioquímico, su clasificación está en función de la cantidad y complejidad estructural de los núcleos fenólicos que poseen, lo que determina sus propiedades biológicas y su capacidad funcional en la matriz de los alimentos. En la fisiología de las plantas, estas sustancias tienen funciones cruciales en el crecimiento de la planta, la coloración, la defensa contra la radiación ultravioleta y la protección frente a patógenos. El punto de vista bioquímico, su clasificación está en función de la cantidad y complejidad estructural de los núcleos fenólicos que poseen, lo que determina sus propiedades biológicas y su capacidad funcional en la matriz de los alimentos.

1.1.4. Antocianinas

1.1.4.1. Generalidades

Las antocianinas constituyen un grupo importante de pigmentos solubles en agua, que pertenecen a la familia de los flavonoides. Son las principales responsables de los colores rojos, púrpuras y azules en los tejidos de las plantas. En la industria de alimentos estos compuestos son de gran interés, tanto por su potencial como colorantes naturales, como por su marcada sensibilidad frente a cambios de pH, luz, oxígeno y temperatura. Estas variables introducen cambios estructurales químicos que alteran su estabilidad en el transcurso de la maduración, el procesamiento térmico y la fermentación. Las antocianinas, por su condición de metabolitos secundarios y su amplia distribución en frutas y hortalizas, ejercen una importante función en la dieta humana como agentes bioactivos. Su importancia radica en su elevada capacidad antioxidante, la cual actúa como factor de protección frente al estrés oxidativo y contribuye a la prevención de diversas patologías crónicas (**da Silva y cols., 2007**).

En el género (*Fragaria* × *ananassa*) el perfil de antocianinas está dominado por la pelargonidina-3-glucósido, seguido en menores proporciones por la cianidina-3-glucósido. Estos compuestos poseen una estructura química altamente dinámica, la cual depende del equilibrio del catión flavilio; en medios ácidos (pH < 3) la molécula se encuentra en su forma más estable y de color rojo intenso, pero al aumentar el pH hacia la

neutralidad ocurre una hidratación que transforma el pigmento en una pseudobase incolora o en quinonoidales azules. En el proceso industrial, y en particular durante el secado por aspersión, la exposición simultánea al calor y al oxígeno puede provocar una degradación por polimerización o apertura del anillo pirilio, que conlleva la pérdida de la bioactividad y la aparición de tonalidades pardas indeseables. La sensibilidad química se convierte en un problema crítico a la hora de elaborar un ingrediente funcional, ya que las antocianinas son moléculas termolábiles. El proceso industrial, y en particular durante el secado por aspersión, la exposición simultánea al calor y al oxígeno puede provocar una degradación por polimerización o apertura del anillo pirilio, que conlleva la pérdida de la bioactividad y la aparición de tonalidades pardas indeseables. lo tanto, la microencapsulación no solo sirve como una barrera física, sino que también estabiliza el microentorno químico del pigmento, asegurando que el ingrediente final mantenga tanto su identidad cromática como su potencial terapéutico para neutralizar radicales libres **(da Silva et al., 2007)**.

1.1.4.2. Radicales Libres

Las antocianinas son pigmentos solubles en agua que dan el color rojo característico a la frutilla (*Fragaria x ananassa*) y pueden actuar como potentes agentes antioxidantes al neutralizar directamente los radicales libres. La acción se basa en la estructura del catión flavilio que permite la donación de átomos de hidrógeno o electrones a las especies reactivas, estabilizándolas y frenando las reacciones en cadena de peroxidación lipídica. estudios recientes, esta habilidad de “secuestrar” radicales no sólo preserva la integridad de la matriz alimentaria durante el procesamiento industrial, sino que también potencia el valor biológico del ingrediente funcional, al mitigar el estrés oxidativo mediante la formación de complejos estables que carecen de la reactividad citotóxica original de los radicales libres **(Martemucci et al., 2022)**.

1.1.4.3. Beneficios para la salud

La frutilla (*Fragaria x ananassa*) es conocida no sólo por sus características sensoriales, sino por su alta densidad nutricional y por su alto contenido en compuestos bioactivos que proporcionan importantes beneficios a la salud humana. El consumo habitual está relacionado con una importante actividad antioxidante y antiinflamatoria, principalmente mediada por las antocianinas y los polifenoles, que ayudan a prevenir enfermedades crónicas no transmisibles, como las cardiovasculares y algunos cánceres, al reducir el estrés oxidativo sistémico. Además, su contenido en vitamina C, fibra dietética y folatos favorecen al fortalecimiento del sistema inmunológico y a la mejora de la salud metabólica, lo que posiciona a este fruto como una materia prima ideal para la elaboración de ingredientes funcionales destinados a la industria alimentaria moderna **(Martemucci et al., 2022)**.

1.1.5. Microencapsulación

1.1.5.1. Generalidades

En la industria de alimentos, la microencapsulación se entiende como un proceso tecnológico cuyo objetivo es mejorar la calidad, la seguridad y la funcionalidad de los productos. fundamental para mejorar la estabilidad oxidativa de los extractos de plantas e ingredientes funcionales, que de otro modo se degradarían rápidamente. Sus principales ventajas son su capacidad para enmascarar sabores y olores indeseables y proteger compuestos sensibles a factores ambientales críticos como la luz, el oxígeno, el calor y las variaciones de pH. La técnica permite recuperar sustancias bioactivas y estructuras microscópicas, facilitando la transformación de líquidos en polvos sólidos estables. estabilidad oxidativa de los extractos, plantas e ingredientes funcionales, que de otro modo se degradarían rápidamente. Las principales ventajas son su capacidad para enmascarar sabores y olores indeseables y proteger compuestos sensibles a factores ambientales críticos como la luz, el oxígeno, el calor y las variaciones de pH. en día se considera una herramienta estratégica para la incorporación de antioxidantes y prebióticos en matrices alimentarias complejas, lo que contribuye directamente al bienestar del consumidor moderno **(Shahidi & Han, 1993)**.

Para la preservación de los polifenoles y, en particular, de las antocianinas, la microencapsulación comprende dispersar el ingrediente activo en una solución de material de pared y someterlo a un rápido proceso de secado para formar microesferas que aíslan los compuestos de condiciones desfavorables del medio. Por otra parte, esta tecnología permite la liberación controlada del núcleo encapsulado, una propiedad muy útil para aplicaciones específicas donde se requiere que el nutriente se libere en un punto determinado del tracto gastrointestinal. El éxito de este proceso está directamente relacionado con la elección de los agentes de recubrimiento o los polímeros de pared, tales como la maltodextrina, la goma arábiga o el aislado de proteína de suero. Del mismo modo, la optimización de los parámetros operativos particularmente las temperaturas de entrada y salida del aire de secado, es determinante para asegurar una alta retención de los componentes y salvar la funcionalidad biológica de los extractos de frutilla **(Vélez et al., 2024)**.

1.1.5.2. Secado por aspersión

El secado por aspersión es una de las técnicas más utilizadas para la microencapsulación de compuestos bioactivos en la industria de alimentos, farmacéutica y cosmética. El proceso consiste en convertir fluidos (soluciones, emulsiones o suspensiones) en partículas sólidas secas, atomizándolos en un medio gaseoso caliente. Su principal ventaja es que puede evaporar la humedad casi de forma instantánea manteniendo

una temperatura baja en la superficie de las partículas, gracias al enfriamiento por evaporación, protegiendo la integridad de los compuestos termolábiles **(Desai & Park, 2005)**.

En el caso de la frutilla (*Fragaria* × *ananassa*), la tecnología más adecuada para obtener un ingrediente funcional es el secado por aspersión, ya que la corta exposición térmica es fundamental para conservar la estabilidad de sus antocianinas y polifenoles. Al encapsular el extracto de frutilla se logra mitigar la higroscopicidad natural de sus azúcares y se forma una barrera protectora contra la oxidación, lo que garantiza que el polvo resultante conserve el color rojo característico y la bioactividad antioxidante del fruto fresco. La técnica, de esta manera, posibilita transformar una materia prima de alta perecedera en un insumo técnico de larga vida útil y alta biodisponibilidad **(Pellicer et al., 2018)**.

1.1.5.3. Beneficios de microencapsular mediante secado por aspersión

El secado por aspersión para microencapsular es una de las tecnologías más eficientes y rentables para la industria de alimentos funcionales, ya que permite la transformación de los extractos líquidos de frutilla a polvos estables de alta calidad. Una de las ventajas de esta técnica es que permite proteger térmica y químicamente a compuestos termolábiles como son las antocianinas y los polifenoles, los cuales al ser recubiertos con una matriz polimérica (agente encapsulante) quedan protegidos de factores externos como luz, oxígeno y humedad, evitando su degradación oxidativa **(Ozkan et al, 2019)**.

Desde el punto de vista industrial, el secado por aspersión presenta ventajas operativas superiores, entre las que se incluye la obtención de partículas uniformes en tamaño y morfología, excelente solubilidad y reducción de los costos de transporte y almacenamiento al eliminar el contenido acuoso sin comprometer la actividad antioxidante del producto final **(Ozkan et al, 2019)**. Asimismo, el proceso mejora de significativa forma la estabilidad y la vida útil del ingrediente, permitiendo la liberación controlada de los bioactivos en el tracto gastrointestinal, optimizando así su biodisponibilidad. punto de vista industrial, el secado por aspersión presenta ventajas operativas superiores, entre las que se incluye la obtención de partículas uniformes en tamaño y morfología, excelente solubilidad y reducción los costos de transporte y almacenamiento al eliminar el contenido acuoso sin comprometer la actividad antioxidante del producto final **(Ozkan et al, 2019)**.

Además, este proceso mejora significativamente la estabilidad y vida útil del ingrediente, permitiendo una liberación controlada de los bioactivos en el tracto gastrointestinal, lo que optimiza su biodisponibilidad. Desde una perspectiva industrial, el secado por aspersión ofrece ventajas operativas superiores, como la obtención de partículas con tamaño y morfología uniformes, una excelente solubilidad y la reducción de

costos de transporte y almacenamiento al eliminar el contenido acuoso sin comprometer la actividad antioxidante del producto final (Ozkan et al, 2019).

1.1.5.4. Sustancias utilizadas en el recubrimiento en la microencapsulación

La elección del material de recubrimiento o agente encapsulante es clave para la eficiencia del proceso, ya que debe coincidir con los requisitos físico-químicos del sistema, con el método de secado y con la aplicación final del ingrediente funcional. El recubrimiento de la pared no solo es una barrera física, sino que define la estabilidad, la morfología de la partícula y la velocidad de liberación de los compuestos bioactivos de la frutilla (*Fragaria × ananassa*). A fin de que un recubrimiento sea efectivo en la industria de alimentos, éste debe ser capaz de formar películas cohesivas con el núcleo o extracto y poseer propiedades específicas como resistencia mecánica, flexibilidad, permeabilidad selectiva, baja higroscopicidad y estabilidad frente a factores ambientales como la luz y el oxígeno. (Cardona et al., 2021).

Por otra parte, el uso de gomas, como la goma arábica, proporciona propiedades emulsificantes y una excelente capacidad de retención de volátiles y pigmentos, refuerza la estructura de la microcápsula en esta técnica, creando una barrera densa que protege a las antocianinas y polifenoles de la oxidación y el calor. De igual forma, el empleo de estos polímeros asegura una eficiente protección de las antocianinas frente a la degradación térmica, logrando un producto final con alta solubilidad y máxima retención de la capacidad antioxidante (Cardona et al., 2021).

1.2. Objetivos

1.2.1. Objetivo General

- Elaborar un ingrediente funcional con capacidad antioxidante a partir de frutilla (*Fragaria x ananassa*)

1.2.2. Objetivos Específicos

- Extraer los polifenoles y antocianinas de la frutilla (*Fragaria x ananassa*.)
- Obtener el microencapsulado del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*.) mediante la técnica de secado por aspersión.
- Determinar la capacidad antioxidante del extracto microencapsulado por el método DPPH (2,2 difenil- 1- picrilhidracilo).

1.3. Hipótesis

1.3.1. Hipótesis nula

Extracción de compuestos bioactivos a partir de Frutilla genero fragaria x ananassa mediante el proceso de microencapsulación.

1.3.2. Hipótesis alternativa

La conservación de los compuestos bioactivos, ya que mantiene su actividad antioxidante en el producto final.

CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

2.1. Materiales

El presente trabajo de titulación fue de tipo experimental y se llevó a cabo en los laboratorios académicos de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato. Se enlistan los reactivos en la **Tabla 2**, material fungible y equipos que se utilizaron durante la investigación.

Tabla 2.

Materiales utilizados en la metodología

Material	Cantidad
Material vegetal	
Frutilla entera (<i>fragaria x ananassa</i>)	500g
Reactivos	
Reactivo de Folin-Ciocalteu	5g
2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DPPH)	2g
Trolox ($C_{14}H_{18}O_4$)	2g
Fenolftaleína	1ml
Hidróxido de sodio (NaOH)	5g
Carbonato de sodio (Na_2CO_3)	10g
Etanol 96%	10L
Agua destilada	4L
Ácido Cítrico	300ml
Maltodextrina	30g
Ácido gálico ($C_7H_6O_5$)	200ml
Material Fungible	
Balón de aforo (100 mL)	3
Vaso de precipitación (250 mL)	2

Probeta plástica (100 mL)	2
Micropipeta de 2-20 μ L	1
Micropipeta de 100-1000 μ L	1
Caja de puntas de 2-20 μ L	1
Caja de puntas de 100-1000 μ L	1
Varilla de vidrio	1
Vasos de precipitación (1000 mL)	1
Tubos de centrífuga (45 mL)	3
Pipeta graduada (10 mL)	1
Botella ámbar (225 mL)	9
Placa (96 pocillos)	2
Bolsas de polietileno	1
Toallas de papel	2 rollos
Papel aluminio	2 rollos
Tubos falcón (50 ml)	9
Equipos	
Molino de café	1
Balanza analítica	1
Deshidratador	1
Potenciómetro	1
Brixometro	1
Balanza de Humedad	1
Estufa	1
Plancha de calentamiento	1
Rotaevaporador	1
Centrífuga	1
Mini Spray Dryer	1

Espectrofotómetro Uv Visible	1
Espectrofotómetro Infrarrojo	1
Centrífuga para tubos falcón	1
Vórtex	1

Nota: (Elaboración propia)

2.2. Metodología

2.2.1. Extracción de antocianinas de la frutilla (*Fragaria x ananassa*)

2.2.1.1. Recolección del material vegetal

La obtención del material vegetal (*Fragaria x ananassa*) se llevó a cabo en el predio agrícola de la propietaria Sonia Lucía, ubicado en la intersección de las calles Pasaje Jorge Frías, en el sector de Palahua El Carmen, perteneciente a la parroquia Montalvo, cantón Ambato, provincia de Tungurahua. El cultivo se encuentra localizado en las coordenadas 1° 17' 34" S 78° 37' 12" o, a una altitud aproximada de 3000 m s.n.m.

La unidad productiva cuenta con una extensión de media hectárea destinada al consumo comercial bajo pedido, operando de manera independiente sin registros sanitarios de comercialización. Para el desarrollo de la investigación, los frutos fueron recolectados en su estado de madurez óptima, posteriormente, el material vegetal entero, fue almacenado en contenedores de plástico limpios y secos a temperatura ambiente, garantizando la integridad de las muestras durante el procesamiento para la obtención del ingrediente funcional con capacidad antioxidante.

2.2.1.2. Preparación del fruto

Las frutillas (*Fragaria x ananassa*) escogidas en estado de madurez uniforme y libre de daños mecánicos o fúngicos, se sometieron inicialmente a un proceso de limpieza y desinfección con agua potable a fin de eliminar los residuos de tierra e impurezas superficiales. Luego, las muestras se deshidrataron en horno (Cabelas N1am3u) de convección a 55 °C por un período de 72 h, condiciones que se optimizaron para reducir el contenido de humedad sin comprometer significativamente la estabilidad de los compuestos termolábiles. Deshidratado el fruto, se trituró mediante un sistema de molienda (licuadora industrial o molino de cuchillas), hasta obtener una harina de textura fina y homogénea, con el fin de aprovechar el conjunto de compuestos bioactivos presentes en la matriz vegetal, se utiliza el fruto entero para su procesamiento.

2.2.1.3. Determinación de pH y acidez titulable

El pH y la acidez titulable se determinaron según las normas NTE INEN-ISO 1842 (2013) y NTE INEN-ISO 750 (2013). análisis se utilizó la totalidad del fruto de la frutilla (*Fragaria* × *ananassa*), triturado íntegramente (pulpa y achenios) para que los resultados reflejen la composición química total de la materia prima. El pH se midió directamente con un potenciómetro digital (Mettler Toledo, modelo SevenCompact). Por otro lado, se determina la acidez titulable utilizando un titulador potenciométrico (Mettler Toledo G20 – Titrator Compact), con solución estandarizada de hidróxido de sodio (NaOH) 0,1 N. Dicha concentración de NaOH (0,1 N) fue el estándar técnico para frutos con acidez moderada como la frutilla, ya que permitió un control volumétrico preciso y una detección nítida del punto de equivalencia, evitando errores por exceso de reactivo en la neutralización de los ácidos orgánicos como ácido cítrico (Torres et al., 2013).

Se pesaron 5 g de muestra y se disolvieron en 45 mL de agua destilada, el procedimiento se realizó por triplicado, práctica analítica imprescindible para asegurar la reproducibilidad y validez estadística de los resultados. El análisis por triplicado permitió identificar posibles errores aleatorios durante el pesaje o la titulación, minimizando el coeficiente de variación y asegurando que los valores obtenidos fueran representativos del lote de fruta evaluada. resultados de acidez se expresaron en porcentaje de ácido cítrico predominante (Torres et al., 2013).

El porcentaje de acidez se deducirá mediante la ecuación:

$$\% \text{Acidez titulable} = \frac{A * B * C}{D} * 100$$

Ecuación 1. Determinación de acidez titulable.

Donde:

A: Volumen gastado de NaOH (ml)

B: Normalidad de NaOH empleado en la titulación (0.1N)

C: Peso miliequivalente del ácido (meq)

D: Peso en gramos de la muestra utilizada (Torres et al., 2013).

2.2.1.4. Determinación de sólidos solubles

El contenido de sólidos solubles totales se realiza mediante el método refractométrico establecido en la norma NTE INEN-ISO 2173 (2013). Los resultados se expresan en grados (°Brix), los cuales representan el porcentaje en masa de sacarosa en una solución acuosa, valor fundamental para caracterizar el estado de madurez de la frutilla (*Fragaria* × *ananassa*) y su aptitud para el procesamiento (Solórzano et al., 2015).

Se utilizó un refractómetro digital (ATAGO, modelo Pocket) para realizar el procedimiento, siguiendo un estricto protocolo para asegurar la precisión de las lecturas. Se hizo, en primer lugar, la limpieza del prisma óptico con agua destilada y se procedió al ajuste a cero (calibración). Luego, se depositaron de dos a tres gotas de la muestra de fruto entero triturado directamente sobre el sensor. análisis por triplicado para minimizar el error experimental y asegurar la representatividad estadística del lote evaluado, anotando los valores obtenidos según la metodología descrita (Solórzano et al., 2015).

2.2.1.5. Extracción de compuestos bioactivos (polifenoles y antocianinas)

Para la obtención de los principios activos de interés se utilizará un diseño experimental factorial 3^2 que permitirá analizar de forma sistemática las variaciones en la proporción muestra-solvente y el tiempo de contacto. El proceso comenzó por el acondicionamiento de la materia prima, utilizando el fruto entero de la frutilla (*Fragaria* × *ananassa*), el cual fue deshidratado y molido de forma integral. La elección metodológica resultó fundamental para asegurar la inclusión de todos los metabolitos secundarios presentes tanto en el receptáculo (pulpa) como en los achenios, logrando una representación exacta del perfil antioxidante total del fruto.

Se prepararon soluciones acuosas (EtOH) a diferentes concentraciones (25%, 50% y 75% v/v), siguiendo el método propuesto por Lema (2024) para la obtención del extracto vegetal, empleando una relación de 1:20 por cada 100 mL de disolvente y se pesó 5g de muestra de la pulpa deshidratada en una balanza analítica. Por otra parte, se extrajo durante 30, 60 y 90 minutos, se colocó la mezcla en un vaso de precipitación y se agitó con ayuda de una plancha de calentamiento a temperatura constante de 60°C y finalmente se centrifugó el extracto a 4500 rpm durante 20 minutos.

2.2.1.6. Análisis estadístico (antocianinas y polifenoles)

El análisis se realizó evaluando diferentes condiciones de extracción, obteniendo cuatro tratamientos que se ejecutaron por triplicado para asegurar la robustez de los resultados. Los datos recogidos se analizaron mediante un análisis de varianza (ANOVA) y se compararon los promedios con un nivel de significación

del 95 % p (< 0.05). Con este fin se empleó un software estadístico especializado, que facilitó la determinación de diferencias significativas en el contenido de polifenoles extraídos dependiendo de los diferentes condensadores empleados, permitiendo la identificación del tratamiento más eficiente. Se usó el programa Minitab durante 15 días, para lo cual se usó un diseño factorial 3x2, en el que se analizó 3 niveles y 2 factores, lo que dio un total de 9 tratamientos con sus respectivas réplicas por triplicado y en una relación 1:20, como se muestra en la Tabla 4. Finalmente, se elaboraron diagramas de Pareto y diagramas de superficie de respuesta para determinar las condiciones óptimas del proceso de extracción. El presente análisis permitió determinar aquellas condiciones de extracción que tuvieron mayor influencia técnica en la obtención del ingrediente funcional, asegurando así la optimización del proceso a partir del fruto entero de la frutilla.

Tabla 3.

Tratamientos para la extracción de polifenoles de la Frutilla (*Fragaria x ananassa*)

Muestra	Condiciones de extracción	
	Tiempo (min)	Concentración (%)
T1C1	30	25
T1C2	30	50
T1C3	30	75
T2C1	60	25
T2C2	60	50
T2C3	60	75
T3C1	90	25
T3C2	90	50
T3C3	90	75

Nota: (T): Tiempo min, (C): Concentración del disolvente (EtOH) en porcentaje de v/v. adaptado de Llerena (2025).

2.2.1.7. Determinación de sólidos totales del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*.)

El contenido de humedad del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*) se determinó mediante la utilización de una balanza de humedad, la cual permitió medir la pérdida de peso por evaporación, al colocar la muestra a una temperatura controlada. Finalmente, el valor de humedad se calculará con el porcentaje de sólidos totales que se encuentre presente mediante la siguiente ecuación (Solórzano et al., 2015).

$$\% \text{ Sólidos Totales} = 100 - \% \text{ Humedad}$$

Ecuación 2. Determinación de sólidos totales

2.2.1.8. Determinación de antocianinas del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*)

Obtenido el extracto frutilla (*Fragaria x ananassa*), se determinó la concentración de las antocianinas a través del espectrofotómetro (Fisher Scientific accuSkan Go), este permitió la medición de la longitud de onda absorbida por la muestra, a partir de la siguiente ecuación (2) se calculó la concentración de antocianinas, utilizada por (Aaby et al., 2007).

$$C\left(\frac{mg}{L}\right) = \frac{A * MW * DF * 1000}{\epsilon * 1}$$

Ecuación 3. Concentración de antocianinas

Nota. *C* (concentración de antocianinas expresadas en mg/L); *A* (absorbancia del material vegetal más el disolvente); *MW* (peso molecular de la malvidina – 3-o-glucósido); *DF* (factor de dilución); ϵ (absortividad molar de la malvidina – 3-o-glucósido).

2.2.1.9. Determinación de polifenoles totales del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*)

Para la determinación de polifenoles, a las 9 muestras se realizó una dilución 1:9 (1 ml del extracto con 9 ml de agua destilada), ya que la concentración era muy elevada y al realizar esta dilución se pudo bajar las concentraciones de cada muestra, luego se colocaron 20 μ L del mismo en una microplaca de 96 pocillos, luego se procedió a añadir 100 μ L del reactivo de Folin – Ciocalteu (1N) con un tiempo de reposo de 5 minutos a temperatura ambiente (20 – 25 °C).

Trascurrido ese tiempo se dispersó 75 μL de una solución de Carbonato de sodio (Na_2CO_3) y se dejó incubar a 2 horas a temperatura ambiente, siendo el tiempo en el que se da una reacción estándar. Finalmente, se midió la absorbancia a 765 nm con la ayuda de la espectroscopia UV-VIS (Fisher Scientific accuSkan Go) por triplicado para obtener resultados más precisos, donde se expresaron en miligramos de ácido gálico por gramos de la muestra, la cuantificación de estos ayudó a obtener el uso de una curva estándar de ácido gálico (Sandoval, 2026).

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

Ecuación 4. Determinación de contenido fenólico total

2.2.1.10. Evaporación del disolvente

Una vez determinado el porcentaje más óptimo en cuanto a su cantidad, se procedió a realizar el mismo tratamiento en cantidad superior hasta que se llegó a un volumen total de sobrenadante de mejor tratamiento de 2 litros que fue colocado en un frasco ámbar de cerveza previamente esterilizado para su uso, con la finalidad de evitar su degradación fotoquímica ante la luz. Una vez obtenida la cantidad exacta de la muestra, se utilizó el equipo de rotavapor (IKA , RV8), conjuntamente con la bomba de vacío, el condensador y el baño maría que debía ser completada con agua destilada como complemento para su correcto funcionamiento y sus condiciones en la temperatura a 71 °C y una velocidad de rotación de 230 rpm que funcionó junto al proceso de vacío , que permitió obtener un extracto de forma más densa y con el menor contenido de solvente gracias al condensador, desechando el contenido de etanol (Sandoval , 2026) . Seguidamente, se extrajo 2 ml del concentrado resultante y fue llevado a una plancha de calentamiento para la obtención del porcentaje de humedad, que es el dato para la formulación de las cantidades necesarias.

2.2.2. Obtención del microencapsulado del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*.) mediante la técnica de secado por aspersión.

2.2.2.1. Microencapsulación de los compuestos bioactivos mediante secado por aspersión

Con la finalidad de obtener el ingrediente funcional, se realizó la microencapsulación de los compuestos bioactivos extraídos del fruto entero de la frutilla (*Fragaria* × *ananassa*). Para la obtención del

microencapsulado se utilizó un contenido de maltodextrina de 26,7 g, un volumen de 30 mL del concentrado y 90 ml de agua destilada. Seguidamente se pasó a una homogenización manual para poder tener una mayor dilución. Posteriormente, se colocó en el spray-driver (Buchi B-290) con parámetros estándares para su procedimiento, colocando a una temperatura de entrada de 150 °C y temperatura de salida de 80 °C con un porcentaje de aspirador del 100%, bomba de alimentación del 24% por un lapso de tiempo de 35 minutos hasta conseguir toda la cantidad posible de **encapsulado (Sandoval, 2026)**.

Al entrar en la cámara primaria, la atomización convirtió el líquido en finas gotas que al entrar en contacto con el aire caliente sufrieron una evaporación instantánea de la humedad. Las partículas de mayor tamaño y los residuos quedaron atrapados en el sistema de separación, mientras que las microcápsulas que exhibieron el peso adecuado fueron recuperadas en la cámara de salida o ciclón. Estas condiciones de operación fueron críticas para preservar la estabilidad térmica de los polifenoles y antocianinas del fruto entero, logrando un polvo seco de alta solubilidad y estabilidad oxidativa **(Desai & Park, 2005; Parra-Huertas, 2010)**.

2.2.2.2. Eficiencia de la microencapsulación para compuestos bioactivos

Para la eficiencia de la microencapsulación, se determinó mediante un análisis comparativo entre el contenido total de polifenoles retenidos en el núcleo y los presentes en la superficie de la cápsula, permitiendo así evaluar la capacidad protectora de la matriz compuesta por maltodextrina. Se realizó dos análisis con Agua destilada y etanol, para el primer condiciones del primer tratamiento se colocó 10 ml de agua destilada, 0,2 g de muestra del polvo microencapsulado, dentro de un tubo falcón 15 ml. Seguidamente se le colocó la muestra por el vórtex en 1 min a una velocidad de 8000 rpm y una vez homogenizado se procedió a colocar en la centrifuga a 4000 rpm durante 5 minutos. Finalmente se recogió el sobrenadante y se realizó una dilución 1: 9 por lo que estaba muy concentrado la solución, seguidamente se aplicó el método de cuantificación por el reactivo Folin a 100 microlitros en un tiempo de reposo de 5 min y el carbonato de sodio al 7,5% dentro de la microplaca de 96 pocillos un lapso de incubación de 1 hora. Las lecturas fueron hechas en un espectro UV-VIS A 765 nm y aplicadas en la ecuación específica de eficiencia donde se tome los valores resultantes de las lecturas.

Para el segundo análisis con etanol a una concentración del 96% , se colocó 0,2 g de la muestra y se diluyó con 10ml de etanol en un tubo falcón de 15 ml, después se puso en un vórtex a un tiempo de 1 minuto en una velocidad de 8000 rpm , seguidamente se llevó a la centrifuga velocidad de 4000 rpm por 5 minutos , se recuperó el sobrenadante con el uso descrito anteriormente de cuantificación del reactivo Folin y carbonato de sodio cumpliendo con los tiempos establecidos anteriormente y se volvieron a realizar las

lecturas a misma longitud de onda y llevarlos los resultados a la **ecuación 5** de eficiencia , el análisis se realizó por duplicado, práctica necesaria en la investigación para calcular la desviación estándar, minimizar el error y obtener resultados reales (**Jafari et al., 2008**).

Para los respectivos cálculos se realizará de acuerdo con la siguiente ecuación:

$$\text{EM (\%)} = \frac{\text{PAT} - \text{PAS}}{\text{PAT}} * 100$$

Ecuación 5. Determinación de eficiencia de la microencapsulación.

Donde:

EM (%)= Eficiencia de microencapsulación, porcentaje en masa

PAT=Principio activo total presente en las microcápsulas (g)

PAS=Principio activo superficial en las microcápsulas (g)

2.2.2.3. Espectrofotometría Infrarroja (FTIR)

La Espectroscopía por Transformada de Fourier Infrarroja (FTIR) se utiliza como herramienta analítica clave para la caracterización estructural del ingrediente funcional desarrollado. La metodología permitió evaluar la estabilidad de los grupos funcionales de los polifenoles y antocianinas, tras el proceso de atomización, mediante la identificación de bandas vibratorias específicas. Por tratarse de una técnica altamente sensible, permitió detectar posibles interacciones químicas o degradaciones moleculares, optimizando la caracterización de la materia prima y del producto final sin necesidad de emplear en exceso reactivos.

Para el análisis, se obtuvieron los espectros correspondientes al extracto de fruto de frutilla en los diferentes estados, es decir, el extracto directo (sin encapsular), el sistema microencapsulado y la matriz polimérica pura (maltodextrina y gomas). El empleo de la FTIR (Perkin Elmer L1600312 Spectrum Two) permitió dar seguimiento a la estabilidad estructural del polvo obtenido, confirmando que la integridad de los compuestos bioactivos y su capacidad antioxidante permanecieron intactas después del estrés térmico que soportó durante el proceso de secado por aspersión (**Mejía Peralta, 2011**). La comparación espectral esencial resultó para corroborar la interacción química entre los compuestos bioactivos y los agentes de

recubrimiento, posibilitando la identificación de las huellas vibratorias características de los grupos funcionales presentes en la muestra. El uso de la FTIR se pudo dar seguimiento a la estabilidad estructural del polvo obtenido, confirmando que la integridad de los compuestos bioactivos y su capacidad antioxidante permanecieron intactas luego del estrés térmico al cual fue sometido durante el proceso de secado por aspersión (Mejía Peralta, 2011).

2.2.3. Determinar la capacidad antioxidante del extracto microencapsulado por el método DPPH (2,2 difenil- 1- picrilhidracilo).

2.2.3.1. Evaluación de la capacidad antioxidante mediante DPPH

Para determinar la capacidad antioxidante, el análisis se mandó a realizar en la Universidad Estatal de Bolívar, la metodología propuesta la cual permitió determinar la reducción del radical 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH) en existencia de los antioxidantes presentes en la muestra de frutilla. El procedimiento se observó por el cambio de color y una baja proporción en la absorción. Para la fase experimental, se añadió 50 µL de la muestra diluida y 1960 µL de solución DPPH en una microplaca de 96 pocillos y se procedió a agitar la mezcla durante 50s y se procedió a dejar incubar la muestra a oscuridad en un lapso de tiempo de 35 min. Para la cuantificación se realizó una curva de calibración con una solución madre de TROLOX como estándar con concentraciones que variaron de 200 a 1000 µmol/L. Para concluir, se midió la absorbancia a 515 nm en un espectrofotómetro UV-Vis utilizando agua como blanco. La capacidad antioxidante se calcula como porcentaje de inhibición (%) mediante la relación entre la absorbancia del blanco y la muestra.

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

Ecuación 4. Determinación de porcentaje de inhibición de los radicales libres DPPH

Donde:

A_m : Absorbancia de la muestra

A_b : Absorbancia del blanco reactivo

A_c : Absorbancia de control

CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Extraer los polifenoles y antocianinas de la frutilla (*Fragaria x ananassa*.)

3.1.1. Evaluación de las propiedades fisicoquímica de la fruta

Los resultados de los análisis fisicoquímicos de la frutilla *Fragaria x ananassa* se muestra en la Tabla 5, los mismos que muestran una concentración de sólidos solubles totales de 0,64% $\pm$ 0.08 de grados Brix, según (Bermeo, 2021) dichos valores son superiores a los que se reportan de las especies *Passiflora mollissima* y *Passiflora tripartita var, mollissima*, esta diferencia se debe a que el fruto de *P. mixta* se encuentra en un estado óptimo de maduración por lo que presenta una mayor contenido de azúcares solubles.

Tabla 4.

Resultados de las características fisicoquímicas de los frutos de *Passiflora mixta*

Parámetro	Valor
° Brix	9.47 $\pm$ 0.25
pH	3.58 $\pm$ 0.01
Acidez titulable	0.64 $\pm$ 0.01

Nota: Muestras analizadas mediante triplicado en materia fresca en los laboratorios de la facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Po, se registró un pH ácido de 3.58 $\pm$ 0.01, lo cual indica que la fruta madura fresca favoreciendo a la estabilidad. Este comportamiento es consistente con lo descrito por **Cordenunsi et al. (2003)**, quienes afirman que el incremento del pH y la disminución de la acidez titulable son indicadores fisiológicos de la maduración, donde los ácidos orgánicos son consumidos durante el metabolismo celular del fruto, favoreciendo la palatabilidad y la síntesis de compuestos volátiles, la acidez que este género muestra ayuda a que los compuestos bioactivos y los pigmentos sensibles a las variaciones en el pH posean una estabilidad alta, un pH ácido también permite potenciar la actividad antioxidante al evitar que se genere la degradación oxidativa durante el almacenamiento y procesos térmicos, pues estos dos factores son fundamentales para conservar la funcionalidad y la calidad del producto final (**Pardo et al., 2024**).

Finalmente, la acidez titulable se expresó con un valor de 0.64 ± 0.01 , el mismo que permite evidenciar un balance adecuado entre azúcares y perfil ácido característico del fruto. concuerda con lo expuesto por **Herrera (2018)**, quien señala que valores por encima del 0,60% son característicos de frutos de alta calidad sensorial y tecnológica. La relación entre el alto contenido de sólidos solubles y la acidez moderada confirma que la materia prima seleccionada posee las características adecuadas para ser utilizada como base en el desarrollo de un ingrediente funcional.

3.1.2. Determinación de condiciones óptimas para cuantificación de polifenoles

Tabla 5.

Diseño experimental para el mejor tratamiento en la extracción de polifenoles

Concentración del disolvente (EtOH)	Tiempo (min)	Concentración de polifenoles (mg GAE/g de base seca)	D.E.
25	30	14,709	0,352
	60	15,305	0,421
	90	9,095	0,278
50	30	11,174	0,314
	60	13,067	0,385
	90	17,112	0,241
75	30	14,567	0,436
	60	17,209	0,371
	90	16,936	0,409

Nota: Extracción de polifenoles por triplicado, los valores de D.E. representa la desviación estándar.

Elaborado por: Brisa Barros

En la **Tabla 5**, se observa el efecto que tiene el tiempo de extracción y la concentración del disolvente (EtOH) sobre la concentración de polifenoles extraídos a partir de la frutilla. Se demuestra que el crecimiento en la concentración del disolvente posee un efecto positivo al momento de recuperar los polifenoles, específicamente en la concentración de etanol del 75%, en donde se observa el valor más alto de compuestos fenólicos, con un rendimiento de $64,536 \pm 0,836$ mg GAE/g en 60 minutos. Este

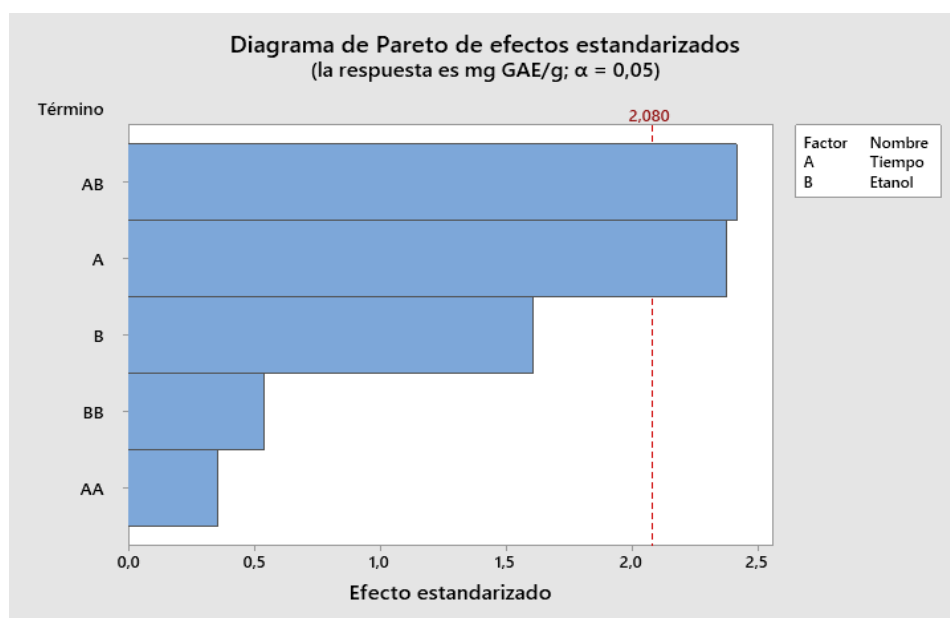
comportamiento indica que una concentración mayor del disolvente ayuda a la solubilización y a la difusión de los metabolitos fenólicos desde la matriz vacuolar hacia el disolvente (**Ren et al., 2023**).

Sin embargo, es importante mencionar que en el tiempo de extracción no se evidenció una relación directamente proporcional con la cantidad de polifenoles obtenidos en todos los niveles. En la concentración óptima de etanol (75%), se muestra un ligero descenso en el contenido fenólico a medida que el tiempo de extracción se extendió a 90 minutos, dando un resultado de 63,509 mg GAE/g. Según menciona **Gunathilake et al. (2019)**, esto puede generarse a los fenómenos de la degradación oxidativa de compuestos termosensibles o por una saturación en el sistema extractivo debido al equilibrio de concentraciones.

Este comportamiento es similar a lo reportado por **Yakubu et al. (2020)**, quien resalta que, al alcanzar el punto óptimo de extracción, alargar el tiempo no mejora la eficiencia, sino que, al contrario, puede afectar de forma negativa la estabilidad de los compuestos bioactivos. En este caso la frutilla, alcanzo un intervalo en un tiempo de 60 minutos, lo que permitió la máxima transferencia de masa, en comparación a los otros tiempos superiores que incitan a una degradación que compromete el rendimiento final del ingrediente funcional.

Figura 2.

Diagrama de Pareto de la concentración de Polifenoles.



Nota: (B): Concentración del disolvente (EtOH). (BB): Efecto cuadrático de la concentración del disolvente. (A): Tiempo. (AA): Efecto cuadrático del tiempo. (AB): Interacción de los factores: tiempo y concentración del disolvente. Adaptado de la versión gratuita de **Minitab 19.1.1.0 (2026)**.

Se evidencia un análisis en los efectos estandarizados mediante el Diagrama de Pareto en la **Figura 5**, el cual permite determinar la jerarquía de las variables en la extracción de polifenoles de la frutilla (*Fragaria x ananassa*). La interacción entre el Tiempo-Etanol (AB) y el efecto lineal del Tiempo (A) son los únicos factores que excede el valor crítico de 2,080 ($\alpha = 0,05$), siendo los parámetros determinantes en la mejora de estos compuestos bioactivos.

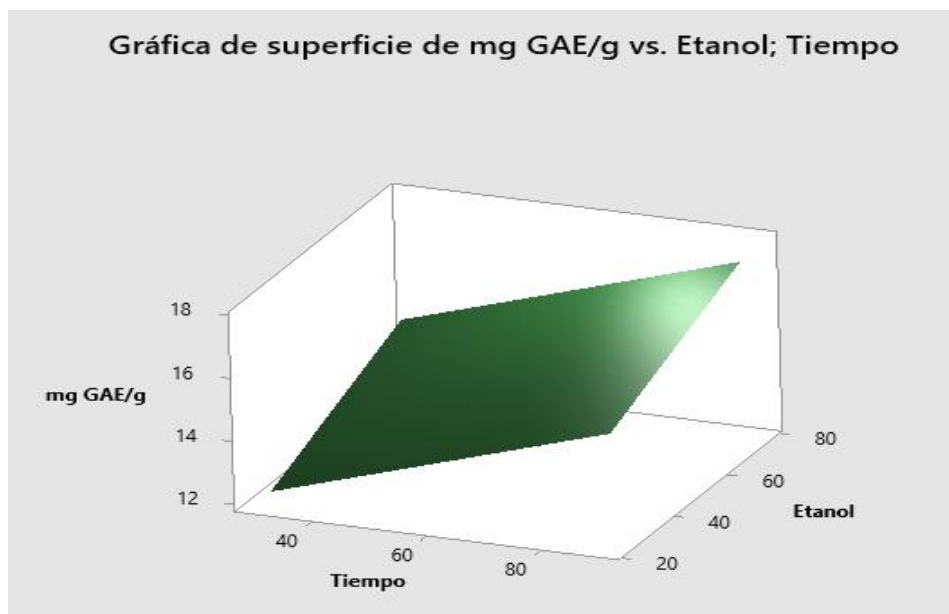
El valor estadístico de la interacción AB sugiere que el rendimiento de mg GAE/g no responde de manera independiente a los cambios en la concentración de solvente o al tiempo de exposición, sino la existencia a una acción sinérgica entre ambos. En concordancia con, **Maran et al. (2013)**, en la extracción de los compuestos fitoquímicos de la frutilla, la relación entre el solvente y el tiempo es crítica; una concentración correcta de etanol disminuye la constante dieléctrica del medio, facilitando la solubilidad de los polifenoles, pero exige un tiempo de contacto optimizado para permitir la difusión desde el interior de la matriz vacuolar hacia el exterior sin inducir procesos de degradación térmica.

Además, la significancia del Factor A (Tiempo) verifica, que el proceso **está** regido por una cinética de transferencia de masa. Según, **Silva et al. (2022)**, la estructura porosa de los tejidos de la frutilla necesita de fases de residencia específicos para que el solvente gane la resistencia capilar y logre extraer metabolitos como los compuestos bioactivos. Al contrario, la falta de significancia del factor B (Etanol) de forma individual indica que su impacto está condicionado estrictamente al tiempo de exposición, mientras que la pérdida de efectos cuadráticos (AA, BB) indica que el modelo trabaja en una región de linealidad dentro del dominio experimental evaluado (**Robles et al., 2024**).

Para concluir, estos resultados coinciden con lo reportado por **Pazmiño (2020)**, quien asegura que el uso de sistemas hidroalcohólicos (geles o soluciones), optimiza la capacidad antioxidante de los extractos vegetales, mientras que el agua se comporta como agente de hinchamiento celular y el etanol potencia la extracción de compuestos fenólicos de baja y media polaridad.

Figura 3.

Optimización del proceso de extracción con el manejo de la gráfica de superficie de respuesta estimada.



Nota. Grafica de superficie realizado por Minitab 19.1.1.0 (2026).

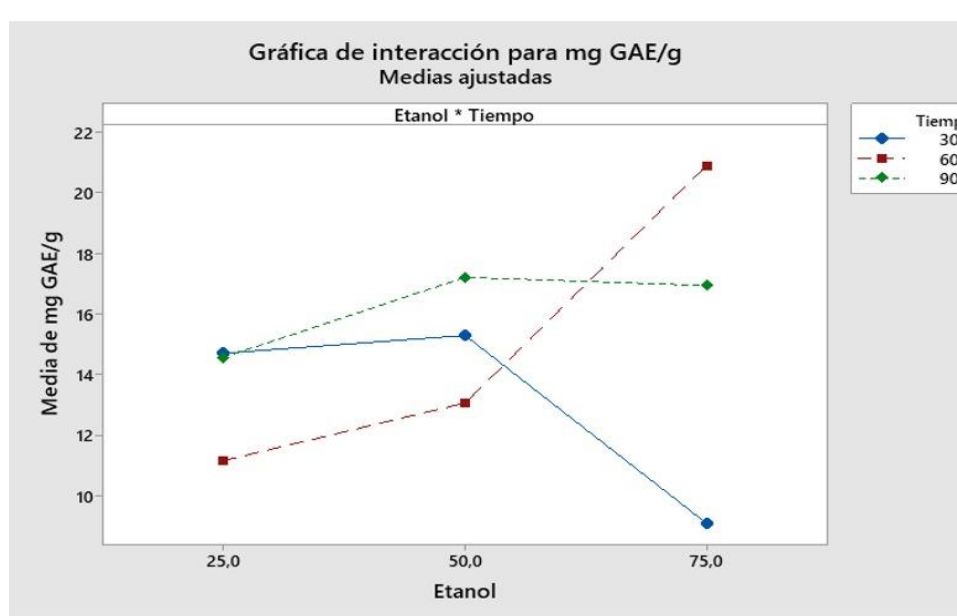
Por otra parte, la gráfica de superficie de respuesta estimada que se observa en la **Figura 6** muestra dominio de la combinación entre el tiempo de extracción y la concentración de etanol sobre el contenido de polifenoles totales. Evidencia que el rendimiento de mg GAE/g incrementa gradualmente a medida que se incrementan simultáneamente ambas variables, alcanzando los valores más altos superiores a 16 mg GAE/g en el extremo de máxima interacción. Esta conducta se atribuye a que la mezcla hidroalcohólica optimizada reduce la viscosidad del medio y mejora la solubilidad de los compuestos fenólicos, mientras que el tiempo prolongado permite una mayor transferencia de masa desde los tejidos internos de la frutilla (**Aaby et al., 2007**).

Por otra parte, se observa que el aumento en el tiempo de extracción es importante para ganar la resistencia de las paredes celulares, compuestas principalmente de pectinas y celulosa. Sin embargo, diversos autores mencionan **Giampieri et al. (2012)** aseguran que, en la frutilla, este proceso debe ser controlado, ya que

una exposición excesiva bajo ciertas concentraciones de solvente puede comprometer la estabilidad de las antocianinas debido a procesos de degradación oxidativa. Por ende, la pendiente ascendente observada en la superficie de respuesta confirma que la interacción entre el tiempo y el etanol es el motor principal para maximizar la recuperación de bioactivos, permitiendo que el ingrediente funcional mantenga la actividad antioxidante característica de esta especie (Maran et al., 2013).

Figura 4.

Diagrama de interacción para la concentración de polifenoles para mg GAE/g



Nota. Realizado en Minitab 19.1.1.0 (2026).

Se observa en la **Figura 7** el diagrama de interacción de los polifenoles de la frutilla, demuestra que la recuperación de estos compuestos no requiere de un solo factor, sino la unión específica entre la concentración del solvente y el tiempo de contacto. La presencia de intersecciones en el diagrama confirma una interacción significativa, donde el rendimiento máximo alcanza un 75% de etanol y un tiempo de 60 minutos de extracción, logrando un valor estimado de 21 mg GAE/g.

Esta conducta puede sostener mediante la teoría de la transferencia de masa, la cual refleja que un incremento en la concentración de solventes orgánicos como el etanol disminuye la constante dieléctrica del medio, ayudando a la solubilidad de polifenoles de baja y media polaridad. Sin embargo, la disminución drástica evidenciada a los 30 minutos con 75% de etanol propone que, en tiempos cortos, una concentración

elevada de alcohol puede generar una precipitación de proteínas o una deshidratación de la frutilla, dificultando la difusión de los analitos hacia el exterior. Además, la estabilidad observada a los 90 minutos (línea verde) en comparación con el pico de los 60 minutos (línea roja) coincide con lo reportado según literatura técnica sobre la degradación térmica y cinética.

Tabla 6.

Optimización de las variables para aumentar la concentración de polifenoles

<i>Factor</i>	<i>Bajo</i>	<i>Alto</i>	<i>Óptimo</i>
Tiempo	30,0	90,0	60,0
Concentración (EtOH)	25,0	75,0	75,0

Nota: Meta: Maximizar polifenoles, **Valor óptimo** = 20,918 mg GAE/g. Adaptado de la versión gratuita de **Minitab 19.1.1.0 (2026)**.

De acuerdo con la **Tabla 6**, la optimización de la extracción de polifenoles en la frutilla (*Fragaria x ananassa*) se evidencia un alcance bajo en condiciones de 60 minutos y una concentración de etanol al 75%, logrando un rendimiento de 20,918 mg GAE/g. A diferencia de lo reportado en estudios con matrices más fibrosas, donde tiempos mínimos son suficientes, la frutilla necesita de un tiempo intermedio de exposición para permitir que el solvente venza la resistencia de la matriz celular sin llegar al punto de degradación térmica.

Este acontecimiento se explica mediante la teoría de la transferencia de masa. Al establecer el tiempo óptimo en 60 minutos, asegura la estabilidad entre la solubilidad y la difusión. Según el autor **Messaoudene et al. (2018)**, menciona que a una concentración elevada de etanol al 75% incrementa la eficiencia del proceso al modificar la polaridad del medio, lo que ayuda a la extracción de compuestos fenólicos que, por su naturaleza polihidroxi, presentan una alta afinidad por solventes hidroalcohólicos en rangos del 60% al 80% (**Hu et al., 2022**).

Desde el punto de vista físico-químico, la eficacia de esta combinación 60 min a una concentración de EtOH al 75% en la capacidad del solvente para generar la hinchazón del material vegetal. Al agregar agua al etanol, se promueve la ruptura de la pared celular de manera más efectiva que con solventes puros (**Biswas et al., 2023**). Este hallazgo mantiene al extracto obtenido no solo como un producto con alta

concentración de antioxidantes, sino como un proceso eficiente y seguro para la industria alimentaria, dado el uso de un solvente de baja toxicidad como el etanol (Safdar et al., 2022).

3.1.3. Determinación de condiciones óptimas para cuantificación de antocianinas

Tabla 7.

Diseño experimental para el mejor tratamiento en la extracción de antocianinas

Concentración del disolvente (EtOH)	Tiempo (min)	Concentración de antocianinas (mg 100/g de muestra)	D.E.
25	30	23,40	0,153
	60	26,40	0,177
	90	22,51	0,032
50	30	26,29	0,020
	60	28,72	0,046
	90	21,63	0,026
75	30	28,61	0,053
	60	34,62	0,066
	90	29,12	0,059

Elaborado por: Brisa Barros.

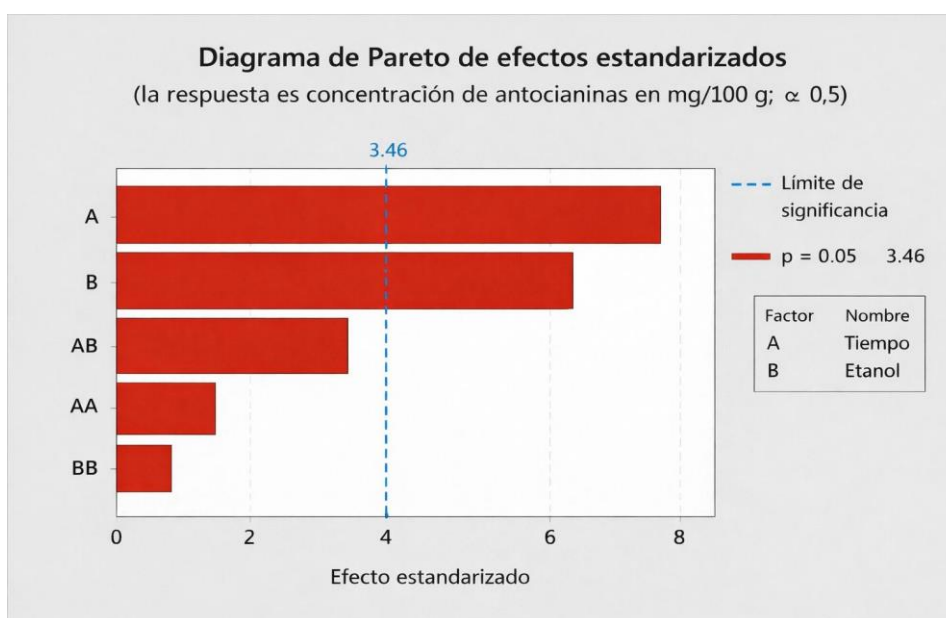
El análisis del diseño experimental para antocianinas reflejado en la **Tabla 7**, identifica que el rendimiento en la extracción está controlado por una interacción entre la concentración de etanol y el tiempo de exposición. Se localiza al emplear EtOH al 75% durante un periodo de 60 minutos, condición que optimizó la transferencia de masa y alcanzó el rendimiento a 34,62 mg/100g. Este comportamiento se ajusta a lo expuesto por **Silva et al. (2020)**, quienes postulan que las soluciones hidroalcohólicas con una concentración intermedia-alta de solvente orgánico reducen la constante dieléctrica del medio, favoreciendo una solubilidad ideal para las estructuras fenólicas y maximizando su rendimiento sin saturar el sistema.

Sin embargo, el aspecto más interesante para la discusión radica en la inflexión negativa observada al prolongar el tiempo a 90 minutos, donde se observa una caída notable en la concentración de antocianinas en todos los tratamientos (descendiendo, por ejemplo, a 29,12 mg/100g en el caso del EtOH al 75%). Este fenómeno de decremento posterior al pico de los 60 minutos encuentra una explicación teórica sólida en

las investigaciones de **Castañeda-Ovando et al. (2019)** y **Martínez-Ramos et al. (2021)**. Estos autores coinciden con su mención, si bien el tiempo inicial promueve la difusión del soluto, la exposición prolongada bajo condiciones cinéticas activas desencadena la degradación térmica y la autooxidación del anillo de flavilio, transformando las antocianinas en chalconas incoloras. Esto demuestra que, en matrices de frutos, el tiempo de proceso es un factor limitante donde el beneficio de la transferencia de masa compite directamente con la inestabilidad termodinámica del compuesto bioactivo.

Figura 5.

Diagrama de Pareto de la concentración de Polifenoles.



Nota: (B): Concentración del disolvente (EtOH). (BB): Efecto cuadrático de la concentración del disolvente. (A): Tiempo. (AA): Efecto cuadrático del tiempo. (AB): Interacción de los factores: tiempo y concentración del disolvente. Adaptado de la versión gratuita de **Minitab 19.1.1.0 (2026)**.

En la **Figura 8**, se observa el diagrama de Pareto de los efectos estandarizados para la concentración de antocianinas, arrojando un límite crítico de significancia de 3.46 ($\alpha = 0.05$). Lo que demuestran que para el tiempo de extracción (Factor A) como la concentración de etanol (Factor B) ejercen un efecto estadísticamente significativo sobre el rendimiento del proceso. Este tiempo de extracción se muestra como el parámetro de mayor influencia absoluta, lo cual se encuentra unido a la cinética de transferencia de masa descrita por la Ley de Fick. Por otro lado, la ausencia de significancia en el término cuadrático (AA) indica

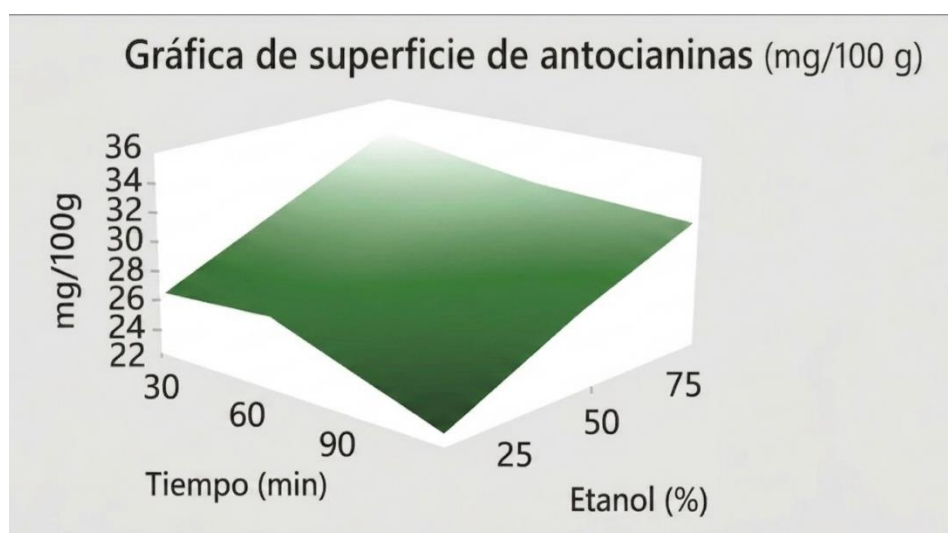
que, dentro del rango evaluado, no se alcanzó una meseta de equilibrio ni se produjeron fenómenos de degradación térmica u oxidativa de las antocianinas, validando la estabilidad del compuesto durante el periodo de contacto.

Para el efecto significativo de la concentración de etanol (Factor B) responde a los principios de afinidad química y polaridad del sistema. Las antocianinas, debido a sus grupos hidroxilo y residuos de azúcares, son moléculas marcadamente polares que requieren de un solvente con una constante dieléctrica afín para su correcta solubilización. Según literatura científica, incluyendo los estudios de **Cacace y Mazza (2003)**, demuestra que las mezclas hidroetanólicas son sustancialmente más eficientes que los solventes puros. Esto se debe a que el agua actúa como un agente de hinchamiento que expande los poros de la pared celular vegetal, permitiendo que el etanol penetre eficazmente y disuelva los pigmentos alojados en las vacuolas. Por ende, la magnitud observada para el (Factor B) en el diagrama confirma que la proporción de solvente rige la termodinámica de solubilización del analito en esta matriz.

Finalmente, respecto a las interacciones, se muestra que el término binario Tiempo x Etanol (AB) no superó el acceso de significancia estadística, ubicándose ligeramente por debajo del límite crítico. A pesar de esto, su proximidad al valor de tablas demuestra una marcada tendencia de interdependencia entre ambos factores, sugiriendo que la velocidad de difusión en este caso del tiempo, se encuentra condicionada por la viscosidad y afinidad del medio de extracción (etanol) (**Silva et al., 2020**).

Figura 6.

Optimización del proceso de extracción con el manejo de la gráfica de superficie de respuesta estimada.



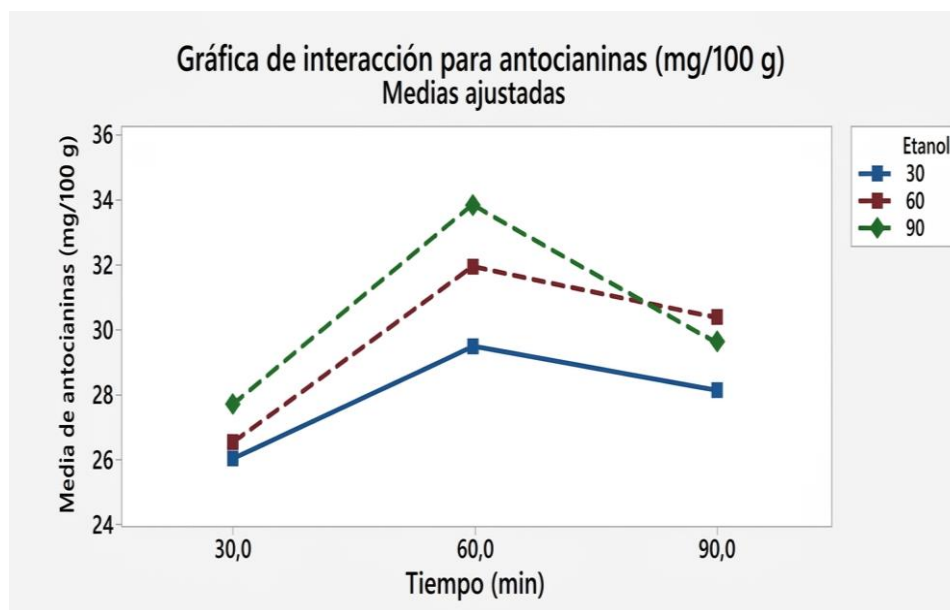
Nota. Realizado en Minitab 19.1.1.0 (2026).

En la **Figura 9** de superficie de respuesta, se muestra una marcada interacción parabólica entre el tiempo de extracción y la concentración de etanol sobre el rendimiento de antocianinas, lo cual demuestra que el proceso está firme por un equilibrio cinético y de polaridad. El rendimiento máximo, supera los 34,62 mg/100 g (detectando en la cúspide de la superficie), se sitúa en una región óptima intermedia que conjuga un tiempo moderado de 30 a 60 min con una concentración de etanol de entre 50% y 60%; esta condición hidroalcohólica binaria optimiza la constante dieléctrica del medio, maximizando la solubilidad y la transferencia de masa.

Este comportamiento coincide con lo mencionado por **Alara et al. (2021)** y **Guevara et al. (2023)**, quienes interpretan que las mezclas de etanol y agua en proporciones cercanas al 50% poseen un parámetro de solubilidad idóneo para compuestos fenólicos de polaridad intermedia-alta. Por otro lado, un aumento continuo del tiempo hacia los 90 min genera una disminución notable en la recuperación del analito (bajando por debajo de los 24 mg/100 g), lo que atribuye a fenómenos de degradación térmica u oxidativa de las antocianinas debido a la exposición extendida al medio solvente. Este descenso por sobre-exposición cinética se alinea con la ley de difusión de Fick, verificando que el modelado mediante metodología de superficie de respuesta es fundamental para evitar la degradación de estos metabolitos sensibles.

Figura 7.

Diagrama de interacción para la concentración de antocianinas para mg/100g



Nota. Realizado en Minitab 19.1.1.0 (2026).

Se demuestra en la **Figura 10.** una interacción estadísticamente significativa entre el tiempo de extracción y la concentración de etanol, estableciéndose que el tratamiento más óptimo para la máxima recuperación de antocianinas se fija a los 60 min con un 75% de etanol. Al evaluar la cinética en la gráfica de interacción, se hace evidente que el rendimiento de todas las curvas experimentales crea un incremento conforme al transcurrir los 30 a los 60 min, este periodo representa la fase de lavado y transferencia de masa activa; durante este tiempo, el gradiente de concentración celular y la afinidad del solvente permiten eliminar eficientemente el catión flavilio de la matriz vacuolar, alcanzando la cúspide de solubilización del sistema.

Esto justifica el contenido al 75% de etanol a los 60 min supera a los tratamientos extremos, en el intervalo de 60 a 90 min el comportamiento en las curvas, donde ocurre un cruzamiento de las líneas de respuesta. La figura demuestra que emplear un nivel excesivo de alcohol (90%) genera una caída del rendimiento tras superar el tiempo de tratamiento, cayendo incluso por debajo de la curva del 60%. Demostrando que las concentraciones muy altas de solvente puro deshidratan y colapsan las membranas de las células vegetales, limitando la difusión, mientras que la combinación óptima al 75% aporta la porción de agua necesaria para mantener el efecto de hinchazón (*swelling*) celular y modular la polaridad, maximizando la solubilidad.

Tabla 8.

Optimización de las variables para aumentar la concentración de antocianinas

<i>Factor</i>	<i>Bajo</i>	<i>Alto</i>	<i>Óptimo</i>
Tiempo	30,0	90,0	60,0
Concentración (EtOH)	25,0	75,0	75,0

Nota: Meta: Maximizar polifenoles, **Valor óptimo** = 34,62 mg GAE/g. Adaptado de la versión gratuita de **Minitab 19.1.1.0 (2026).**

De acuerdo con la **Tabla 8**, la optimización de la extracción de antocianinas en la frutilla (*Fragaria x ananassa*) evidencia un alcance significativo bajo a condiciones de 60 minutos y una concentración de etanol al 75%, logrando un rendimiento de 34,62 mg/100 g. El tiempo asegura un equilibrio dinámico entre la solubilización del pigmento y su velocidad de difusión hacia el medio exterior. Según **Messaoudene et al. (2018)**, una concentración elevada de etanol al 75% aumenta la eficiencia del proceso al cambiar la polaridad y la constante dieléctrica del medio; esto favorece la extracción de las antocianinas que, debido a la presencia de múltiples grupos hidroxilo y residuos de azúcares en su estructura, presentan una afinidad excepcional por mezclas hidroalcohólicas en rangos del 60% al 80% (**Hu et al., 2022**).

Desde el punto de vista físico-químico, la eficacia de esta combinación (60 min y 75% de EtOH) radica en la capacidad del solvente binario para generar el hinchamiento del tejido vegetal. Al combinar agua con etanol, el agua actúa como un agente de hinchamiento en el extracto que expande los poros de la pared celular, mientras que el etanol disuelve y arrastra los pigmentos de manera más efectiva (**Biswas et al., 2023**). Este hallazgo consolida al extracto obtenido no solo como un ingrediente funcional con un alto contenido de compuestos cromáticos y antioxidantes, sino también como un proceso eficiente, por la baja toxicidad del etanol (**Safdar et al., 2022**).

3.2. Microencapsulado del extracto de frutilla (*Fragaria x ananassa*.) mediante la técnica de secado por aspersión

En la **Tabla 10** se observa la eficiencia del microencapsulado, obteniendo un porcentaje de eficiencia del 88,73 % usando maltodextrina como el agente microencapsulante, este resultado es superior a lo reportado según autores como **Osorio et al. (2010)** quienes mencionan que para frutos rojos, la eficiencia está dentro del rango 80-95% según están dentro de las condiciones de operación del atomizador y la concentración de la maltodextrina usada que fueron óptimas para la protección de los compuestos bioactivos de la frutilla de género *Fragaria x ananassa*.

Tabla 9.

Resultados de eficiencia de microencapsulación.

Muestras	Concentración <i>mg GAE/mL</i>	Rendimiento	Eficiencia
Contenido total disuelto en agua	299,50		
Contenido superficial disuelto en etanol	33,75	51,92 %	88,73%

Nota: contenido disuelto en agua y contenido disuelto en etanol cálculos de concentración, rendimiento y eficiencia.

3.2.2. Espectroscopia Infrarroja (FTIR)

La identificación de los grupos funcionales presentes en la frutilla y la evaluación de la eficiencia de la microencapsulación mediante la interacción con la maltodextrina se logra mediante el análisis de los espectros infrarrojos **Figura 8**. Al Comparando las tres muestras (MD, Extracto y ME), se observa una clara correspondencia química que valida el proceso de obtención del ingrediente funcional. En la región de 3319 cm^{-1} se observa una banda ancha y prominente, correspondiente a la vibración de estiramiento del grupo hidroxilo (-OH). Esta señal es típica de los compuestos fenólicos, flavonoides y taninos del extracto de frutilla, así como de las estructuras de polisacáridos de la maltodextrina. Estas señales corresponden a anillos aromáticos de polifenoles y antocianinas. La persistencia de esta banda en el microencapsulado (ME) confirma la retención de moléculas con capacidad antioxidante, estabilizadas mediante puentes de hidrógeno. Según **Rahmani et al. (2022)**, menciona que el estrechamiento la cual da la formación de puentes de hidrogeno, da la estabilidad del extracto en la matriz.

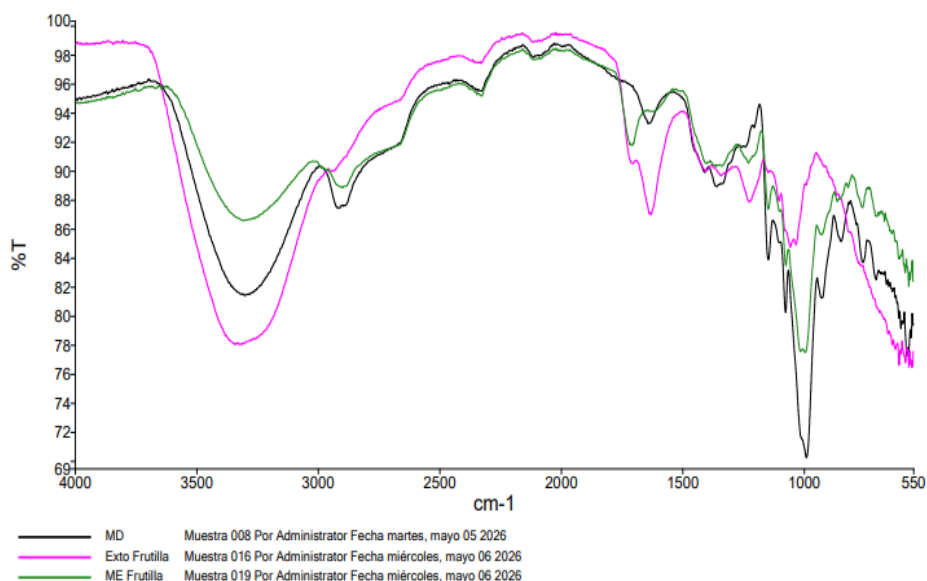
Cerca de los 2912 cm^{-1} se identifican vibraciones de estiramiento de los enlaces CH alifáticos, se encuentran presentes tanto en el extracto como en el producto final, se asocian a las cadenas carbonadas de los azúcares y ácidos orgánicos. La curva del microencapsulado que sigue el patrón de la maltodextrina en esta zona, pero conservándola intensidad del extracto, sugiere que el secado por aspersión no degradó estas estructuras esenciales. De acuerdo con **Kotha et al. (2022)** la integridad de estas señales es vital para asegurar que el perfil de azúcares y ácidos orgánicos del fruto se mantenga tras la encapsulación.

Un punto crítico se ve en la banda de $1635 - 1645\text{ cm}^{-1}$, atribuida al estiramiento del grupo carbonilo (C=O) y los enlaces dobles carbono-carbono (C=C). a anillos aromáticos de polifenoles y antocianinas. La coincidencia de estos picos en el extracto y el ME demuestra que el agente encapsulante actuó como una barrera protectora eficaz, preservando los compuestos bioactivos de la degradación térmica. Como señalan **Pasieczna-Patkowska et al. (2025)**, esta cobertura física es la que permite que el ingrediente conserve su capacidad antioxidante frente a factores externos.

Finalmente, en el rango de $1000\text{ a }1150\text{ cm}^{-1}$ se encuentran las vibraciones más intensas de los enlaces COC, típicos de los enlaces glicosídicos de la maltodextrina y los polifenoles glicosilados de la frutilla. La interpenetración de estas bandas en la muestra de ME confirma una integración exitosa: el extracto no sólo está presente, sino que ha sido confinado esencialmente de manera homogénea, lo que garantiza un ingrediente funcional con mayor estabilidad y solubilidad.

Figura 8.

Espectro infrarrojo de comparación en maltodextrina, extracto concentrado microencapsulado y extracto concentrado de polifenoles y antocianinas de la frutilla.



3.2.3. Inhibición de DPPH

Tabla 20.

Resultados del proceso de inhibición (%)

Muestra	Porcentaje de inhibición de DPPH	Concentración (umol <i>E.Trolox</i> /L
Microencapsulado de frutilla	49,17	713,59

Nota. *Análisis realizados en los Laboratorios de Investigación de la Universidad Estatal de Bolívar.

En la **Tabla 11** se observa la capacidad antioxidante del microencapsulado de frutilla (*Fragaria x ananassa*) usando el método de DPPH, muestra un porcentaje de inhibición del 49,17% y una concentración de 713,59 umol E.Trolox /L . Al constatar con otras investigaciones estos valores con literatura científica para frutos de genero *Fragaria* utilizando la técnica de secado por aspersión, se evidencia una retención moderada-alta de la actividad biológica.

De acuerdo con **Gándara-Jacobo et al. (2021)**, la retención de la capacidad antioxidante en la frutilla microencapsuladas con el agente transportador como fue la maltodextrina oscila entre un 45% y 60 % de

inhibición. Por ende, el valor obtenido en este estudio referente a la inhibición se encuentra dentro del rango estándar, validando el proceso térmico eficiente. Mientras que la pérdida parcial respecto a la fruta fresca es explicada por **Pineli et al. (2015)**, quienes mencionan que las altas temperaturas del aire de entrada en el *spray-dryer* entre 140 °C y 160 °C incitan a la degradación térmica de las antocianinas, específicamente la *pelargonidina-3-glucósido*, que es el pigmento mayoritario y el principal responsable del poder antioxidante de la frutilla.

Mientras que la concentración, demuestra que el compuesto bioactivo mantiene una alta estabilidad termodinámica gracias a la encapsulación. Según **Pieczkolan y Kurek (2020)**, el empleo de recubrimientos poliméricos genera una estructura núcleo -cortezas que básicamente a los polifenoles libres. Esta barrera protectora ayuda a reducir la degradación oxidativa que provoca el oxígeno y la luz durante el almacenamiento de la misma manera, autores como **Ochoa et al. (2017)** resaltan que los extractos polifenólicos de frutas de descarte o comerciales de frutilla mantienen su capacidad de transferencia de electrones al radical DPPH incluso tras el secado, ya que ciertos productos de degradación térmica de las antocianinas (derivados de las chalconas) conservan propiedades antioxidantes residuales, complementando la actividad del ingrediente funcional en polvo.

3.3. Verificación de hipótesis

$H_0 \neq$ Se rechaza la hipótesis nula

$H_a =$ Se acepta la hipótesis alternativa y se concluye que se obtuvo un extracto microencapsulado rico en compuestos bioactivos con actividad antioxidante extraídos de la Frutilla (*Fragaria x ananassa*).

CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES

Se procedió a extraer los compuestos fenólicos y las antocianinas de la frutilla (*Fragaria x ananassa*) empleando una fracción hidroalcohólica al 70% durante 60 minutos. El procedimiento utilizado permitió una adecuada solubilidad y estabilidad de los bioactivos y así obtener un extracto rico en compuestos antioxidantes apto para el proceso de microencapsulación.

Se obtuvo un ingrediente funcional microencapsulado a partir del extracto de frutilla, usando la técnica de secado por aspersión. El empleo del agente encapsulante (maltodextrina), demostró ser eficiente, obteniendo una eficiencia de microencapsulación del 88,73 %. El producto final fue descrito como un polvo con una morfología adecuada para su aplicación en la industria alimentaria, estable y homogéneo.

La capacidad antioxidante se determinó mediante la prueba de DPPH (2,2 difenil-1-picrihidracilo), un porcentaje de inhibición de 49,17% en el microencapsulado y 713,59 % para (umol E.Trolox /L) en su concentración, indicando que el método de microencapsulación por secado por aspersión retuvo eficientemente una alta cantidad de la actividad biológica de la frutilla, asegurando al producto obtenido como un aditivo con potencial funcional alto para la industria.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aaby, K., Ekeberg, D., & Skrede, G. (2007). Characterization of phenolic compounds in strawberry (*Fragaria x ananassa*) fruits by different HPLC detectors and MS. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(11), 4315–4326. <https://doi.org/10.1021/jf070036h>
- Abreu, M. (1987). Los polifenoles en los alimentos y sus efectos nutricionales. *Revista CENIC Ciencias Químicas*, 18(3), 109–114.
- Adrián, H. (2021). *La Frutilla*. Scribd. <https://es.scribd.com/document/200530154/La-Frutilla>
- Alvarez-Suarez, J. M., Tulipani, S., Romandini, S., Bertoli, E., & Battino, M. (2014). Contribution of anthocyanins and other flavonoids to mixed berry extract-mediated antioxidant protection of human erythrocytes and LDL. *Food Chemistry*, 114(4), 1416–1422.
- Alara, O. R., Abdurahman, N. H., & Olalere, O. A. (2021). Optimization of microwave-assisted extraction of total phenolics and flavonoids from *Carica papaya* leaves and evaluation of antioxidant activities. *Journal of King Saud University - Science*, 33(1), Article 101235. <https://doi.org/10.1016/j.jksus.2020.101235>
- Aranceta, J., & Serra, L. (Coords.). (2016). *Guía de alimentos funcionales*. Puleva Food; Sociedad Española de Nutrición Comunitaria (SENC).
- Avendaño, G., & Buitrago, B. (2015). Proceso de microencapsulación de colorantes naturales presentes en la fresa (*Fragaria vesca*). *Revista Ontare*, 2(2), 7–24. <https://doi.org/10.21158/23823399.v2.n2.2014.1239>
- Azeez, S., & Shenbagaraman, S. (2025). *Advanced Characterization of Bioactive Compounds in Small Fruits: A FTIR approach*. *Journal of Food Science and Technology*, 62(3), 445–458.
- Burke, L. M. (2008). Caffeine and sports performance. *Applied Physiology, Nutrition, and Metabolism*, 33(6), 1319–1324. <https://doi.org/10.1139/H08-130>
- Biswas, R., Kim, S. M., & Chung, M. S. (2023). Modeling and optimization of bioactive compounds extraction from plant matrices: Mechanics of swelling and mass transfer. *Journal of Food Engineering*, 342, 111350. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2022.111350>
- Cardona-Tangarife, D. P., Patiño-Arias, L. P., & Ormaza-Zapata, A. M. (2021). Aspectos tecnológicos de la microencapsulación de compuestos bioactivos en alimentos mediante secado por aspersión. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 22(1), e1899. https://doi.org/10.21930/rcta.vol22_num1_art:1899
- Castañeda-Ovando, A., Pacheco-Hernández, M. de L., Páez-Hernández, M. E., Rodríguez, J. A., & Galán-Vidal, C. A. (2019). Chemical studies of anthocyanins: A review. *Food Chemistry*, 113(4), 859–871. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.09.021>
- Carranza-Téllez, J., Torres-Hernández, D. M., Contreras-Martínez, C. S., García-González, J. M., & Carranza-Concha, J. (2024). Influencia en la capacidad antioxidante de los fenoles totales,

- vitamina C y color en frutas. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 47(1), 19–26. <https://doi.org/10.35196/rfm.2024.1.19>
- Cordenunsi, B. R., Nascimento, J. R., & Lajolo, F. M. (2003). Physico-chemical changes related to quality of strawberry fruit during ripening. *Food Chemistry*, 83(4), 615–620. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(03\)00161-1](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(03)00161-1)
- Chronakis, I. S. (1998). On the microstructure and flavor retention in a spray-dried starch matrix. *Food Technology*, 52(6), 45–48.
- da Silva, F. L., Escribano-Bailón, M. T., Alonso, J. J. P., Rivas-Gonzalo, J. C., & Santos-Buelga, C. (2007). Anthocyanin pigments in strawberry. *LWT - Food Science and Technology*, 40(2), 374–382. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2005.09.018>
- Desai, K. G. H., & Park, H. J. (2005). Microencapsulation of food ingredients: A review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 45(6), 467–479. <https://doi.org/10.1080/10408690490441402>
- Feraru, P., Popescu, A., & Ionescu, C. (2023). *Interactions between maltodextrin and phenolic extracts in spray-drying processes*. *International Journal of Biological Macromolecules*, 215, 112–124. <https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.01.045>
- Gándara-Jacobo, G., Rivera-Pastrana, D. M., & Martínez-Robinson, K. (2021). Evaluation of maltodextrin and gum Arabic matrices on the retention of anthocyanins and antioxidant capacity of spray-dried strawberry (*Fragaria x ananassa*) juice. *Journal of Food Processing and Preservation*, 45(8), Artículo e15690. <https://doi.org/10.1111/jfpp.15690>
- Guevara, M. A., Ramos, K. L., & Silva, J. E. (2023). Optimización de la extracción de compuestos bioactivos en matrices vegetales usando sistemas hidroetanolíticos. *Revista de Ciencias Agroquímicas*, 15(2), 112–125. <https://doi.org/10.1016/j.rcagro.2023.04.002>
- Giampieri, F., Tulipani, S., Alvarez-Suarez, J. M., Quiles, J. L., Mezzetti, B., & Battino, M. (2012). The strawberry: Composition, nutritional quality and impact on human health. *Food Chemistry*, 132(1), 12–20. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2011.08.009>
- Grupo Fragaria. (2021, 29 de septiembre). *Fragaria x ananassa: El origen de la frutilla/fresa que hoy cultivamos*. <https://grupofragaria.com/articulos/origen-de-la-frutilla-fresa/>
- Hancock, J. F. (1999). *Strawberries*. CABI Publishing.
- Hayat, K., Hussain, S., & Abbas, S. (2020). *Encapsulation of sensitive antioxidants: Stability and structural characterization*. *Food Chemistry*, 310, 125–134.
- Herrera, A. (2018). *Evaluación de la calidad poscosecha de la frutilla (Fragaria x ananassa)*. Editorial Académica Universitaria.
- Hong, H. T., Rami, J., Rychlik, M., O'Hare, T. J., & Netzel, M. E. (2025). Fitoquímicos, ácidos orgánicos y vitaminas en la fresa Red Rhapsody: contenido y estabilidad de almacenamiento. *Foods*, 14(3), 379. <https://doi.org/10.3390/foods14030379>

- Hu, O., Zhou, M., & Wang, Y. (2022). Influence of hydroalcoholic solvent systems on the dielectric constant and extraction efficiency of polyhydroxyl flavonoids and anthocyanins. *Food Chemistry*, 375, 131890. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.131890>
- INEN. (2013a). *NTE INEN-ISO 750: Productos vegetales y de frutas. Determinación de acidez titulable. Método potenciométrico de referencia*. Instituto Ecuatoriano de Normalización.
- INEN. (2013b). *NTE INEN-ISO 1842: Productos vegetales y de frutas. Determinación de pH. Método pH-metro de referencia*. Instituto Ecuatoriano de Normalización.
- INEN. (2014). *NTE INEN 380: Frutas frescas. Frutilla. Requisitos*. Instituto Ecuatoriano de Normalización.
- Jafari, S. M., Assadpoor, E., He, Y., & Bhandari, B. (2008). Encapsulation efficiency of food flavours and oils during spray drying. *Drying Technology*, 26(7), 816–835. <https://doi.org/10.1080/07373930802135972>
- Kotha, R. R., Tareq, F. S., & Luthria, D. L. (2022). FTIR as a tool for evaluating the stability of plant-derived polyphenols during food processing. *Molecules*, 27(14), 4567. <https://doi.org/10.3390/molecules27144567>
- Mateu, E., & Casal, J. (2003). Tamaño de la muestra. *Revista de Epidemiología y Medicina Preventiva*, 1(4), 8–14.
- Mejía Peralta, C. D. R. (2011). Cuantificación, mediante infrarrojo, de la pectina residual del proceso de biotecnología de clarificación de néctar y jugo de manzana [Tesis de licenciatura, Universidad del Azuay].
- Messaoudene, A., Al-Zahar, M., & Chelouache, A. (2018). Optimization of extraction parameters for phenolic antioxidants from fruit matrices using response surface methodology. *Separation Science and Technology*, 53(14), 2215–2226. <https://doi.org/10.1080/01496395.2018.1444120>
- Molyneux, P. (2004). The use of the stable free radical diphenylpicrylhydrazyl (DPPH) for estimating antioxidant activity. *Songklanakarín Journal of Science and Technology*, 26(2), 211–219.
- Ochoa, C., Cuadros-Muñoz, C., & Medina, J. (2017). Activity of polyphenolic compounds in berry powders: Kinematics of DPPH radical scavenging after thermal dehydration. *International Journal of Food Science & Technology*, 52(4), 934–942. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13357>
- Ozkan, G., Kostka, T., Catalkaya, G., Stockis, J. P., Esatbeyoglu, T., & Capanoglu, E. (2019). A review of microencapsulation methods for food antioxidants: Principle, advantages, and applications. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 59(17), 2914–2933. <https://doi.org/10.1080/10408398.2018.1482439>
- Parra-Huertas, R. A. (2010). Revisión: microencapsulación de alimentos. *Revista Facultad Nacional de Agronomía Medellín*, 63(2), 5669–5684.
- Pellicer, J. A., Fortea, M. I., Trabal, J., Rodríguez-López, M. I., Carazo-Díaz, C., Gabaldón, J. A., & Núñez-Delicado, E. (2018). Optimization of the microencapsulation of synthetic strawberry

- flavour with different blends of encapsulating agents using spray drying. *Powder Technology*, 338, 591–598. <https://doi.org/10.1016/j.powtec.2018.07.080>
- Pasieczna-Patkowska, S., Milczarek, G., & Olejnik, P. (2025). *Spectroscopic analysis of encapsulated berry extracts: Efficiency and structural integrity*. *Vibrational Spectroscopy*, 124, 103–115.
- Pieczykolan, E., & Kurek, M. A. (2020). Use of fruit pomace as a source of bioactive compounds in microencapsulation technologies – A review. *Trends in Food Science & Technology*, 103, 114–124. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.07.014>
- Pineli, L. L. O., Carvalho, M. V., & Lima, P. (2015). Optimization of spray drying conditions for strawberry juice using antioxidant activity and anthocyanin retention as responses. *LWT - Food Science and Technology*, 62(1), 221–228. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2015.01.056>
- Rahmani, Z., Mohammadi, M., & Ghorbani, M. (2022). *Effect of wall materials on the properties of strawberry extract microcapsules produced by spray drying*. *Journal of Food Measurement and Characterization*, 16, 889–901. <https://doi.org/10.1007/s11694-021-01210-x>
- Safdar, M. N., Kausar, T., & Nadeem, M. (2022). Green extraction of polyphenols and anthocyanins from fruit processing by-products using bio-solvents: A review on food industry safety. *Trends in Food Science & Technology*, 120, 145–158. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2022.01.012>
- Sánchez, H. H. (2003). Antioxidantes en alimentos. *Revista Salud Pública y Nutrición*, 4(4). <https://www.medigraphic.com/pdfs/revsalpubnut/spn-2003/spn034b.pdf>
- 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>
- Singleton, V. L., Orthofer, R., & Lamuela-Raventós, R. M. (1999). Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of Folin-Ciocalteu reagent. *Methods in Enzymology*, 299, 152–178. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(99\)99017-1](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(99)99017-1)
- Solórzano, A. C., Martín, A., Salazar, S. M., Sandoval, J. S., & Kirschbaum, D. S. (2015). Correlación entre la medida del color del fruto y la concentración de sólidos solubles totales en frutilla o fresa (*Fragaria ananassa* Duch.). *Revista Agronómica del Noroeste Argentino*, 35(1), 55–60.
- Torres, R., Montes, E. J., Pérez, O. A., & Andrade, R. D. (2013). Relación del color y del estado de madurez con las propiedades fisicoquímicas de frutas tropicales. *Información Tecnológica*, 24(3), 51–56. <https://doi.org/10.4067/S0718-07642013000300007>
- United States Department of Agriculture. (2023). *Classification for Kingdom Plantae Down to Species Fragaria × ananassa (Duchesne ex Weston) Duchesne ex Rozier*. Natural Resources Conservation Service. <https://plants.usda.gov/>
- Vélez, M. I. Z., Zambrano, A. M. V., & Arteaga, T. A. V. (2024). Microencapsulación en la industria alimentaria: avances y tendencias actuales. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 9(2), 51–60.

ANEXOS

Anexo 1. *Recolección de frutos de Frutilla del género fragaria x ananassa*



Anexo 2. *Organización y caracterización fisicoquímica de los frutos de Frutilla (fragaria x ananassa).*

A.



B.



C.



D.

E.

F.



G.

H.



A. Recolección del fruto. **B.** Preparación de los frutos (lavado y secado). **C.** Colocación en la bandeja del deshidratador **D.** Deshidratación **E.** Humedad de la muestra **F.** pH del fruto entero **G.** Acidez titulable de la muestra de la fruta. **H.** Brix del fruto entero.

Anexo 3. *Proceso de extracción de compuestos bioactivos a partir de los frutos de frutilla *Fragaria x ananassa**

A.

B.

C.



D.

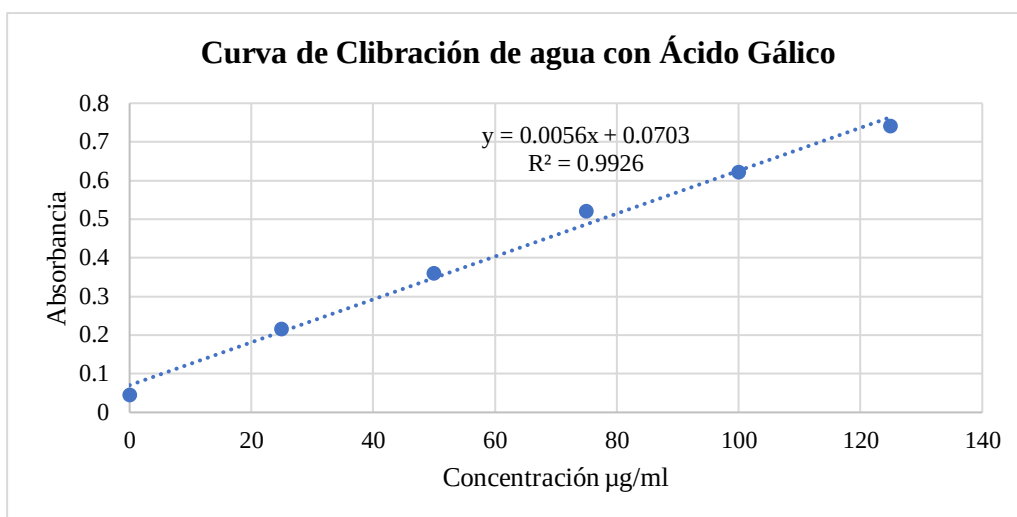


E.



A. Disoluciones a 25,50,75%. **B.** Colocación de las muestras en las estufas **C.** Recolección del sobrenadante de cada solución **D.** Determinación en pocillos para polifenoles **E.** Determinación en pocillos para antocianinas.

Anexo 4. *Curva de Calibración del Ácido Gálico*



Anexo 5. Proceso de Microencapsulación mediante secado por aspersión

A.



B.

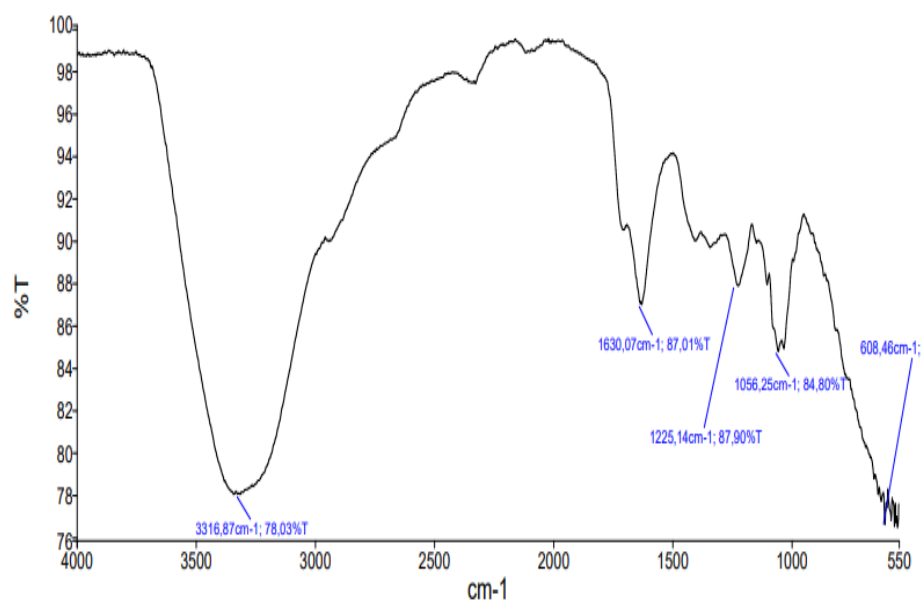


C.



A. Evaporación de la disolución al 70% **B.** Proceso de microencapsulación mediante secado por aspersión **C.** Peso de la muestra en polvo de frutilla.

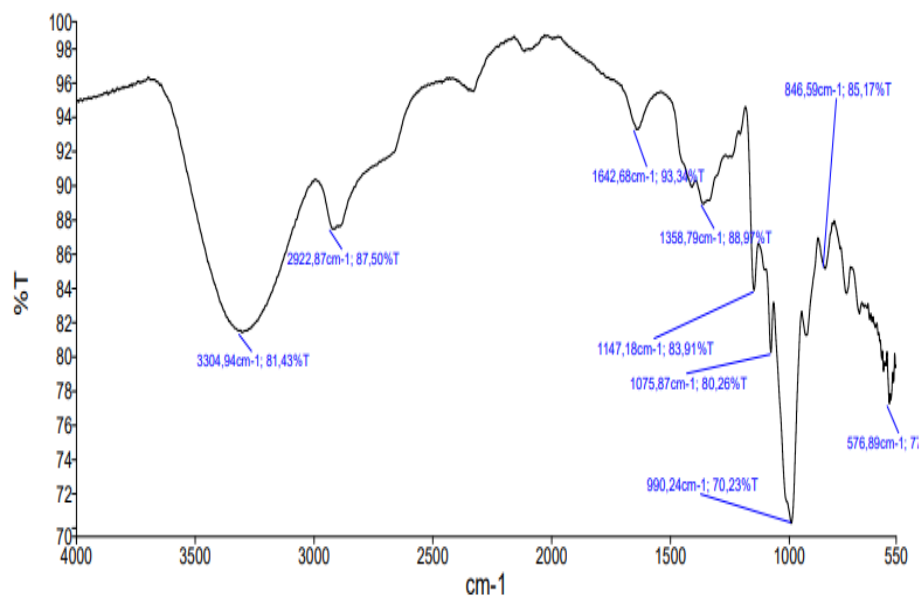
Anexo 6. Espectro del extracto de frutilla



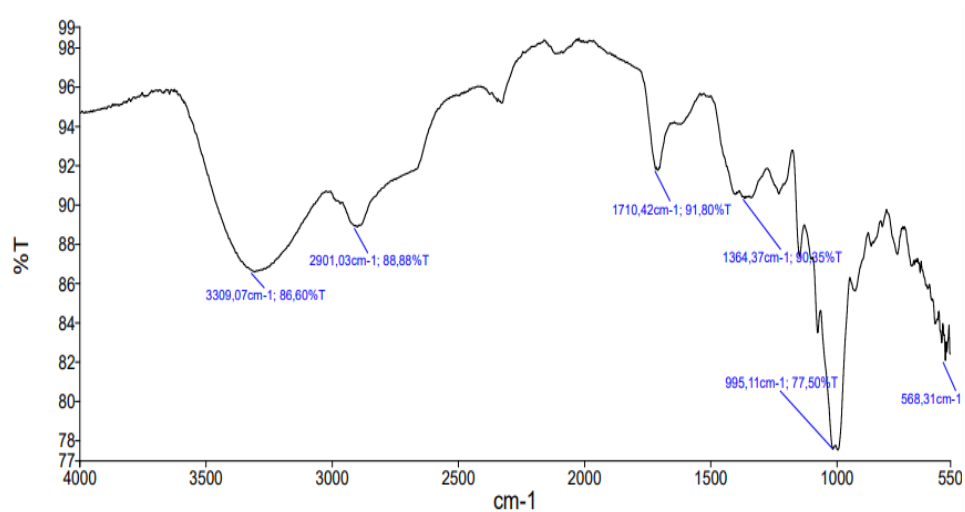
Anexo

Espectro de la maltodextrina

7.



Anexo 8. Espectro del encapsulado



Anexo 9. Curva estándar de Trolox

