UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO

FACULTAD DE CIENCIA E INGENIERÍA EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

Evaluación de la actividad antioxidante y antiinflamatoria de carotenoides microencapsulados a partir de los residuos de la naranjilla *(Solanum quitoense)*

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

Autor: Anthony Erick Sailema Criollo

Tutor: Dr. Orestes Darío López Hernández

Ambato - Ecuador

Agosto - 2024

APROBACIÓN DEL TUTOR

Dr. Orestes Darío López Hernández

CERTIFICA:

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

Ambato, 28 de junio de 2024

Firmado electrónicamente por:
ORESTES DARIO LOPEZ HERNANDEZ

Dr. Orestes Darío López Hernández

1754784864

TUTOR

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Anthony Erick Sailema Criollo, 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 Ingeniero Biotecnólogo, son absolutamente originales, auténticos y personales; a excepción de las citas bibliográficas.



Anthony Erick Sailema Criollo

1850090281

AUTOR

DERECHOS DE AUTOR

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

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



Anthony Erick Sailema Criollo

1850090281

AUTOR

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

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

Para constancia firman:

Firmado electrónicamente por:
LILIANA PAULINA LALALEO CORDOVA

Presidente del Tribunal

Firmado electrónicamente por:
SANTIAGO CASADO ROJO

Dr. Santiago Casado Rojo

1759126954

Firmado electrónicamente por:
WILLIAM RICARDO CALERO CACERES

Dr. William Ricardo Calero Cáceres

1714348859

Ambato, 02 de agosto del 2024

DEDICATORIA

A mi madre, Angélica Criollo, por ser una persona cariñosa y por enseñarme que siempre estará a mi lado en los momentos difíciles de la vida. Por ser la mejor madre de todas y mi mayor motivación para seguir adelante. Agradezco su paciencia y sus enseñanzas, especialmente considerando lo difícil que fue para ella ser madre por primera vez. A pesar de las adversidades, siempre siguió adelante y nunca me dejó solo.

A mi padre, Kleber Sailema, a quien admiro profundamente por su perseverancia y dedicación. Gracias a él nunca sentí las carencias que en algún momento pudo haber tenido. Le dedico este logro porque, junto con mi madre, me ha permitido llegar a este punto y culminar mi etapa universitaria. Sin su apoyo, no habría sido posible.

A mi hermano, Justin Sailema, quien es mi motivación y motor para seguir adelante. Como hermano mayor, siempre he querido superarme para que él siga el mismo camino, y sé que, si yo puedo lograrlo, él puede hacerlo aún mejor.

Y finalmente, a mí mismo, por no rendirme cuando estaba a punto de hacerlo, por superar en silencio todas las dificultades, y por no tirar la toalla a pesar de las adversidades. Porque, a pesar de todo lo malo, siempre he contado con el apoyo incondicional de su familia, el pilar fundamental de su vida.

AGRADECIMIENTO

A mis padres, por su apoyo incondicional en todo momento. Gracias por los consejos, por impulsarme siempre a seguir adelante y por estar presentes en los momentos más importantes de mi vida. A pesar de ser su primera experiencia como padres, lo han hecho de manera increíble. Su esfuerzo y dedicación me han convertido en la persona que soy hoy. También agradecer a mis abuelitos que de alguna manera me apoyaron tanto sentimentalmente como económicamente para terminar la carrera universitaria.

A mi hermano, por confiar siempre en mí y darme la fuerza necesaria para seguir adelante. Gracias por las risas compartidas y por demostrarme que todo es posible. Tu alegría y carisma alegran mis momentos más tristes. Te agradezco por ser una de las personas que más amo y por ser mi hermano. Sé que siempre podré contar contigo.

A todos los docentes que han contribuido de alguna manera a la culminación de este trabajo, especialmente a mi tutor, PhD. Orestes López, por su invaluable guía, paciencia y apoyo durante todo este proceso. Su conocimiento y experiencia han sido fundamentales para el desarrollo de este trabajo.

A mis mejores amigas, Joselyn, Bibiana y Damaris, por todas las experiencias y vivencias compartidas a lo largo de la carrera universitaria. Gracias por sus consejos, compañía y amor. Aunque no siempre lo demuestre, las quiero mucho y siempre las llevaré en mi corazón. Agradezco al destino por encontrarme con personas como ustedes y hacer mis días más alegres. Gracias por todos los momentos que vivimos juntas, y espero que, al culminar nuestra vida universitaria, sigamos estando el uno para el otro. También agradezco a Naye, Jenny, Meli y Less, personas que hicieron este proceso más divertido y, en poco tiempo, demostraron ser maravillosas. Gracias por su amistad sincera.

Y finalmente, a mis queridas mascotas, tanto a las que ya no están conmigo como a las que siguen a mi lado, gracias por su amor incondicional y por ser una fuente constante de alegría y compañía. En los momentos más estresantes, sus travesuras siempre lograban sacarme una sonrisa y aliviar mis desvelos. Su presencia ha sido un consuelo inestimable y una alegría constante en mi vida.

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDO

APROBACIÓN DEL TUTOR ii

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN iii

DERECHOS DE AUTOR iv

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO v

DEDICATORIA vi

AGRADECIMIENTO vii

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDO viii

ÍNDICE DE TABLAS x

ÍNDICE DE FIGURAS xi

ÍNDICE DE ANEXOS xii

RESUMEN EJECUTIVO xiii

ABSTRACT xiv

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO 1

1.1 Antecedentes investigativos 1

1.1.1 Justificación 1

1.1.2 Residuos 2

1.1.3 Principales características de la naranjilla (*S. quitoense)* 2

1.1.4 Componentes nutricionales de *S. quitoense* 4

1.1.5 Carotenoides 5

1.1.6 Aplicaciones de carotenoides 6

1.1.7 Métodos de extracción de carotenoides 7

1.1.8 Microencapsulación 9

1.1.9 Técnicas de microencapsulación 10

1.1.10 Secado por aspersión en carotenoides 11

1.1.11 Actividad antioxidante 13

1.1.12 Técnicas para la evaluación de la actividad antioxidante 14

1.1.13 Capacidad antiinflamatoria 17

1.1.14 Evaluación de la capacidad antiinflamatoria 17

1.2 Objetivos **18**

1.2.1 Objetivo general....18
1.2.2 Objetivos específicos....18
1.3 Hipótesis....19
1.4 Variables....19
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA....20
2.1 Materiales....20
2.2 Métodos....21
2.2.1 Microencapsular carotenoides de los residuos de la naranjilla (*Solanum quitoense)* mediante secado por aspersión....21
2.2.2 Determinación de la actividad antioxidante del microencapsulado *in vitro* mediante el método DPPH. 25
2.2.3 Evaluar la capacidad antiinflamatoria de los carotenoides microencapsulados. 25
CAPITULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN....27
3.1 Análisis y discusión de los resultados....27
3.1.1 Obtención de las condiciones óptimas de extracción de carotenoides 27
3.1.2 Eficiencia cualitativa de la microencapsulación de carotenoides....34
3.1.3 Eficiencia cuantitativa de la microencapsulación de carotenoides....38
3.1.4 Análisis de la actividad antioxidante *in vitro* del extracto y microencapsulado de carotenoides 38
3.1.5 Análisis de la capacidad antiinflamatoria *in vitro* del extracto y microencapsulado de carotenoides 40
3.2 Verificación de hipótesis....41
CAPITULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES....42
4.1 Conclusiones 42
4.2 Recomendaciones....43
MATERIALES DE REFERENCIA 44
5.1 Referencias bibliográficas....44
ANEXOS....55

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de la naranjilla (*S. quitoense*). 3

Tabla 2. Composición nutricional de la naranjilla (*S. quitoense*). 5

Tabla 3. Métodos específicos de técnicas de microencapsulación. 10

Tabla 4. Técnicas de evaluación de la actividad antioxidante. 14

Tabla 5. Recursos materiales para el proyecto de titulación....20

Tabla 6. Diseño experimental 3^2 para el proceso de extracción. 23

Tabla 7. Cuantificación de carotenoides totales de cada tratamiento. 27

Tabla 8. Análisis de varianza para la cuantificación de la extracción de carotenoides. 29

Tabla 9. Respuesta óptima de factores en la concentración de carotenoides. 33

Tabla 10. Concentración de carotenoides del tratamiento óptimo....33

Tabla 11. Porcentaje de eficiencia cuantitativa del concentrado de carotenoides microencapsulado. ..38

Tabla 12. Porcentajes de inhibición de la actividad antioxidante *in vitro* mediante el método DPPH.39

Tabla 13. Porcentajes de inhibición de la capacidad antiinflamatoria *in vitro* mediante el método de desnaturalización de proteína. 40

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Corte transversal de la fruta naranjilla *(Solanum quitoense)* 4

Figura 2. Esquema representativo del método de microencapsulación de secado por aspersión.....12

Figura 3. Diagrama de Pareto estandarizado para la concentración de carotenoides.....30

Figura 4. Gráfico de efectos principales para la concentración de carotenoides.....31

Figura 5. Diagrama de superficie de respuesta estimada para la concentración de carotenoides. 32

Figura 6. Espectro infrarrojo por transformada de Fourier del concentrado de carotenoides de residuos de naranjilla. 34

Figura 7. Espectro infrarrojo por transformada de Fourier del combinado de biopolímeros utilizado en la microencapsulado. 35

Figura 8. Espectro infrarrojo por transformada de Fourier del concentrado microencapsulado de carotenoides de residuos de naranjilla. 36

Figura 9. Espectros superpuestos de las muestras analizadas por FT-IR. 37

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Proceso de extracción etanólico de carotenoides de los residuos de la naranjilla. 55

Anexo 2. Tratamientos realizados para la cuantificación de carotenoides.....55

Anexo 3. Proceso de la determinación del porcentaje de humedad. 56

Anexo 4. Porcentajes de sólidos totales de cada tratamiento. 56

Anexo 5. Concentración de carotenoides totales de cada uno de los tratamientos. 57

Anexo 6. Proceso de microencapsulación del extracto de carotenoides de residuos de naranjilla. 58

Anexo 7. Curva de calibración de Trolox para evaluar la actividad antioxidante. 58

Anexo 8. Evaluación de la actividad antioxidante mediante el método DPPH.....59

Anexo 9. Porcentajes de la evaluación de la capacidad antiinflamatoria.....59

Anexo 10. Proceso de la evaluación de la capacidad antiinflamatoria por el método de desnaturalización de la albúmina de huevo. 60

RESUMEN EJECUTIVO

El porcentaje de residuos alimentarios ha incrementado anualmente debido a que las empresas no aprovechan correctamente la totalidad del producto. En consecuencia, se han realizado investigaciones con el fin de aprovechar estos residuos, resaltando la naranjilla por su alto contenido nutricional, en particular los carotenoides, siendo un compuesto bioactivo con propiedades antioxidantes y antiinflamatorias capaces de evitar diversas enfermedades.

En el presente estudio se realizó la extracción de carotenoides a diferentes relaciones material vegetal por solvente y tiempo de extracción. A continuación, se aplicó un análisis estadístico para optimizar los dos factores, obteniendo una concentración de 2,287 mg por litro. Seguidamente, se microencapsuló con un combinado polimérico de goma arábiga y maltodextrina. Posteriormente, se evaluó la eficiencia de microencapsulación de forma cualitativa por FT-IR y cuantitativa con un 91,74 por ciento de eficiencia. Se determinó la actividad antioxidante mediante el método DPPH consiguiendo un porcentaje de inhibición del 63,00 y 49,52 para el extracto y el microencapsulado, respectivamente. Finalmente, se evaluó la capacidad antiinflamatoria con un porcentaje de inhibición de 56,42 para el extracto y 41,42 en el microencapsulado.

Los resultados obtenidos indican que mientras mayor sea la concentración de carotenoides en la muestra, se conseguirá mejores resultados. Por lo que, el propósito del presente estudio es aprovechar los residuos de la naranjilla con un alto contenido de carotenoides con propiedades antioxidantes y antiinflamatorias que pueden ser aprovechados en nuevos productos de interés industrial.

Palabras clave: Naranjilla, carotenoides, residuos agroindustriales, compuestos bioactivos, microencapsulación, secado por aspersión, estrés oxidativo, actividad antioxidante, capacidad antiinflamatoria.

ABSTRACT

The percentage of food waste has due to the fact that companies do not correctly use the entire product. Consequently, research has been carried out in order to take advantage of these waste, highlighting naranjilla for its high nutritional content, particularly carotenoids, a bioactive compound with antioxidant and anti-inflammatory properties capable of preventing various diseases.

In the present study, carotenoid extraction was performed out at different plant material/solvent ratios and extraction times. A statistical analysis was then applied to optimize the two factors, obtaining a concentration of 2,287 mg per liter. Next, it was microencapsulated with a polymeric combination of gum arabic and maltodextrin. Subsequently, the microencapsulation efficiency was evaluated qualitatively by FT-IR and quantitatively with 91,74 percent efficiency. The antioxidant activity was determined using the DPPH method, achieving an inhibition percentage of 63,00 and 49,52 for the extract and the microencapsulate, respectively. Finally, the anti-inflammatory capacity was evaluated with an inhibition percentage of 56,42 for the extract and 41,42 in the microencapsulated.

The results obtained indicate that the higher the concentration of carotenoids in the sample, the better results will be achieved. Therefore, the purpose of this study is to take advantage of the residues of naranjilla with a high content of carotenoids with antioxidant and anti-inflammatory properties that can be used in new products of industrial interest.

Keywords: Naranjilla, carotenoides, agroindustrial waste, bioactive compounds, microencapsulation, spray drying, oxidative stress, antioxidant activity, anti-inflammatory capacity.

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes investigativos

1.1.1 Justificación

Los cultivos de la naranjilla (*S. quitoense)* dentro de la industria alimentaria son considerados una especie potencial en mercados globales por su alto valor nutricional **(Almanza et al., 2016)**. Sin embargo, al otorgar más importancia a su pulpa, sus desechos no son aprovechados correctamente y no reconocen sus propiedades nutricionales (vitaminas, carotenoides, antioxidantes y antiinflamatorios) **(Cuvi et al., 2021)**. Además, pueden ser una fuente alternativa a los antioxidantes sintéticos evitando sus efectos secundarios **(Andrade et al., 2023)**. Los desechos alimenticios representan un problema dentro de esta industria, por lo que, hay la necesidad de obtener subproductos que aporten a la economía del sector industrial.

Según la Organización de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente, los desechos agroindustriales son un problema a nivel mundial, siendo que en 2019, 931 millones de toneladas de desechos alimentarios fueron desperdiciados **(Organización de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente [UNEP], 2021)**. Estos desechos también pueden poseer un alto potencial para obtener diferentes subproductos como suplementos alimenticios **(Rezende et al., 2018)**, en este caso, con una alta concentración de carotenoides con características antioxidantes y antiinflamatorios que pueden prevenir algunas enfermedades cardiovasculares **(Cuvi et al., 2021)**. En un estudio realizado por **Lai et al. (2015)** se menciona que la ingesta de frutas y suplementos ricos en carotenoides, puede disminuir hasta un 43% el índice de mortalidad por enfermedades cardiovasculares de las que no las ingieren. Sin embargo, se sabe que los carotenoides en condiciones de estrés pueden afectar a su accesibilidad y biodisponibilidad **(Joshi et al., 2023)**. Siendo una alternativa la microencapsulación para aumentar su estabilidad, ya que contribuye a la protección de bioactivos y minimiza condiciones contraproducentes **(Andrade et al., 2023)**. La aplicación de este método en los desechos de la naranjilla (*S. quitoense)* puede favorecer tanto a la industria agroalimenticia como farmacéutica.

1.1.2 Residuos

Los residuos alimentarios son subproductos que se generan de las industrias al no ser aprovechadas y posteriormente desechadas generando anualmente toneladas de residuos alimentarios en Ecuador **(UNEP, 2021)**, ocasionando un alto impacto ambiental como la liberación de metano en vertederos que es más potente para el calentamiento global o si se desecha en cuerpos de agua afecta a la calidad del agua **(Tonini et al., 2018)**.

La gestión de estos residuos mediante la tecnología adecuada puede favorecer a la economía circular y convertirse en una opción más viable ambientalmente siendo utilizados para generar insumos como un fertilizante orgánico, también como alimento para algunos animales y donaciones a granjas u organizaciones benéficas **(Al-Obadi et al., 2022)**. Los desechos de la naranjilla también se pueden gestionar mediante la producción de jugos o concentrados, ya que, a pesar de utilizar comúnmente la fruta, la cáscara y la semilla tienen un alto contenido nutricional, asimismo, son utilizados para la alimentación animal o en compostaje para convertirlos en abono orgánico **(Merino et al., 2019)**.

Los residuos de la naranjilla tienen un alto contenido nutricional tanto en las semillas como en la cáscara, teniendo propiedades antioxidantes, fibras, vitaminas, carotenoides y compuestos fenólicos que pueden proporcionar subproductos de gran interés **(Gancel et al., 2008)**. Por ende, estos pueden ser utilizados en la industria alimentaria como un ingrediente natural saludable o como materia prima para la extracción de compuestos bioactivos, en la que, mediante la tecnología adecuada se mejora su durabilidad y conservación de sus componentes activos **(Loizzo et al., 2019)**.

1.1.3 Principales características de la naranjilla (*S. quitoense)*

S. quitoense también llamado naranjilla o lulo, es una fruta nativa de regiones andinas de Sudamérica, teniendo registro de su primer cultivo a mediados del siglo XVII en Colombia y Ecuador **(Ramírez & Davenport, 2020)**. La naranjilla es una fruta tropical muy importante proveniente del género *Solanum* considerado uno de los grupos de angiospermas más grande con 1500 especies en todo el mundo y así mismo teniendo una alta variabilidad de taxonomía en caracteres genéticos y morfológicos **(Ramírez et al., 2018)**. En la **Tabla 1** se indica la clasificación taxonómica de la naranjilla (*S. quitoense*).

Tabla 1

Clasificación taxonómica de la naranjilla (S. quitoense).

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Orden	Solanales
Familia	Solanaceae
Género	*Solanum*
Especie	*Solanum quitoense*

Nota. Información obtenida de **Rojas (2017)**.

Su apariencia es similar a una naranja en forma ovoide de 4 a 8 cm de diámetro de color naranja con pequeñas y finas espinas, cultivadas en altitudes de entre 800 y 1500 msnm a climas templados y húmedos con temperaturas que oscilan entre 16 y 24 °C **(Norton, 2017)**. Es una planta perenne que alcanza alturas de 1 a 2 m siendo una planta con tallos robustos y extendidos, que se vuelven frágiles y leñosas al pasar el tiempo, mientras que sus hojas tienen un color verde en la parte superior con púrpura en la parte inferior creciendo hasta los 60 cm de longitud dependiendo de la variedad **(Ramírez et al., 2018)**.

La naranjilla tiene en su interior cuatro compartimientos divididos por una membrana llamada tejidos placentarios, en donde se encuentra su pulpa jugosa de característica cítrica y aromática, así mismo, sus semillas duras y planas **(Cuvi et al., 2021)**. En la **Figura 1** se puede apreciar el fruto con un corte transversal identificando tres zonas: la piel o exocarpo, la pulpa que está conformada por el mesocarpo y endocarpo, los tejidos placentarios compuesta por la placenta, el gel locular y sus semillas.

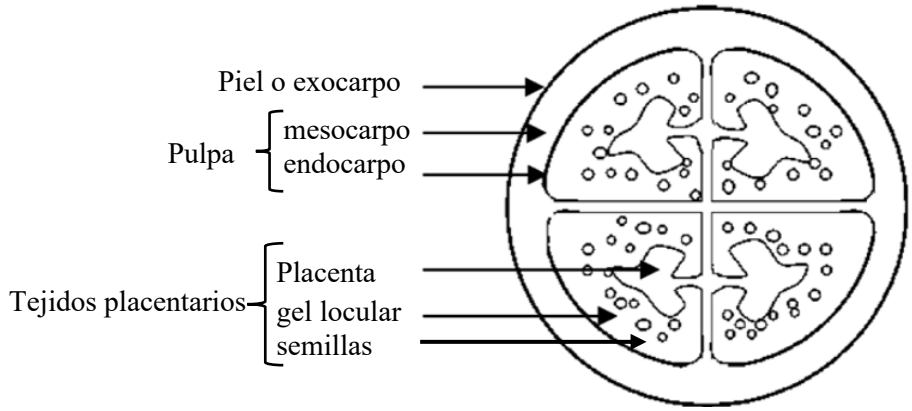


Figura 1. Corte transversal de la fruta naranjilla *(Solanum quitoense)*

Nota. La figura indica un corte trasnversal para poder apreciar las partes que contiene la narajilla siendo principalmente la piel, pulpa y tejidos placentarios. Adaptado de **Cuvi et al. (2021)**

Su estado de floración comienza a partir de los tres a cuatro meses después de la siembra, después, pasa a su estado de madurez a partir de los seis meses en ambientes de baja elevación, mientras que en ambientes cálidos su estado de maduración tarda entre los ocho a nueve meses. Por otro lado, en ambientes con condiciones más frías y de gran altitud su maduración tarda entre 12 a 13 meses, asimismo, en plantaciones de invernadero **(Ramírez & Davenport, 2020)**.

1.1.4 Componentes nutricionales de *S. quitoense*

Los cultivos de la naranjilla han ido teniendo reconocimiento internacional a poseer propiedades nutricionales y organolépticas siendo una fuente esencial de nutrientes, entre los que más se puede destacar es la vitamina C, polifenoles, carotenoide, calcio, hierro, entre otros **(Tabla 2)**. Además, tiene un exquisito sabor que cautiva a todos los consumidores del mundo **(Viera et al., 2021)**. Así mismo contiene fibras, minerales y bioactivos como carotenoides y polifenoles convirtiéndose en una materia prima de interés para las industrias alimentarias y farmacéuticas, esto debido a que presentan otros compuestos bioactivos como ácidos clorogénicos, compuestos fenólicos y aminas bioactivas que son de interés dentro del campo de la salud **(Obregón et al., 2023)**.

Tabla 2

Composición nutricional de la naranjilla (S. quitoense).

Componente nutricional	Resultado
Calcio (mg/100 g)	10
Potasio (mg/100 g)	293,36
Magnesio (mg/100 g)	15,89
Zinc (mg/kg)	1,51
Hierro (mg/kg)	1,79
Vitamina C (mg/kg)	47,2
Polifenoles (mg GAE)	67,24
Carotenoides (mg)	1,67

Nota. mg: miligramo; mg/100 g: miligramos por cada 100 gramos; mg/kg: miligramos por kilogramo; mg GAE: miligramos de equivalentes de ácido gálico por gramo. Información obtenida de **Obregon et al. (2023)**

Su utilización es aprovechada más en la industria alimentaria, siendo usada en jugos, postres, gelatinas y en bebidas alcohólicas, mientras que en la industria alimentaria es usada en piensos para ganado, fertilizantes o sustratos agrícolas **(Hinestroza et al., 2020).**

1.1.5 Carotenoides

Los carotenoides son pigmentos de color amarillo, naranja, rojo y púrpura, siendo los más comunes en la naturaleza presentes en bacterias fotosintéticas **(Tonini et al., 2018)**. Constan de ocho unidades de isopreno con un esqueleto de 40 carbonos (tetraterpenos), siendo, su estructura general una cadena de polieno con nueve enlaces dobles conjugados y un grupo final en ambos extremos de la cadena de polieno **(Maoka, 2020)**. Cabe mencionar que los humanos no pueden sintetizar carotenoides, sin embargo, son necesarios para realizar funciones fisiológicas importantes, por lo cual, se deben consumir de diferentes fuentes ricas en carotenoides **(Tonini et al., 2018)**.

Se pueden clasificar según su composición química como carotenos (carotenoides de hidrocarburos) o xantofilas (carotenoides que contienen oxígeno), entre los más conocidos está el β-caroteno y la astaxantina que son utilizados como colorantes alimentarios y como aditivos para piensos **(González**

et al., 2023). De la misma manera, la luteína, la zeaxantina y el licopeno, han atraído una gran atención debido a sus efectos beneficiosos en la salud humana como la prevención de enfermedades crónicas y de enfermedades cardiovasculares **(Misawa, 2010)**. Los carotenoides para la dieta humana se derivan principalmente de raíces, hojas, semillas y frutas en las que se han identificado alrededor de 60 tipos carotenoides **(Fraser, 2004)**.

1.1.6 Aplicaciones de carotenoides

Los carotenoides al ser un grupo importante de pigmentos naturales son aplicados de forma específica como colorantes, suplementos alimenticios y nutracéuticos. Además, no solo son útiles para la coloración, también al tener propiedades fotoquímicas distintivas son usados como componentes nutricionales para la prevención de enfermedades como el cáncer **(Kirti et al., 2014)**, siendo usados, así también, con fines médicos, cosméticos y biotecnológicos.

Dentro del campo farmacéutico, al ser compuestos bioactivos naturales tienen un potencial uso para avances en la creación de nuevos medicamentos para la prevención de enfermedades respiratorias (vitamina C, vitamina E y β-caroteno), enfermedades oculares (vitamina A) o enfermedades neurodegenerativas **(Li et al., 2024)**.

Singh y Mukherjee (2022) mencionan que los carotenoides se pueden usar para una energía sostenible y electrónica ecológica, ya que son ideales para dispositivos que requieren fotosensibilización y conducción eléctrica controlada, esto mediante el uso de células solares sensibilizadas con tintes a base de carotenoides.

En las industrias, especialmente en la alimentaria son muy utilizadas debido a sus funciones provitamínicas y antioxidantes por lo que son importantes dentro de la nutrición y la salud humana, asimismo, son utilizados como colorantes naturales para alimentos, piensos y cosméticos **(Zakynthinos & Varzakas, 2016)**. De igual manera, los carotenoides pueden ser incorporados en matrices alimentarias con el objetivo de conservar y enriquecer dichos productos **(Roll et al., 2022)**.

1.1.7 Métodos de extracción de carotenoides

La extracción es un proceso que separa diferentes componentes de una mezcla en función de su solubilidad entre dos solventes no miscibles entre sí o por su afinidad por un absorbente **(Kultys & Kurek, 2022)**. La elección correcta del método de extracción de carotenoides es importante ya que existen diferentes factores que influyen como la polaridad, su oxidación y su naturaleza hidrofóbica, siendo los más utilizadas varios métodos convencionales y no convencionales **(Saini & Keum, 2018)**.

1.1.7.1 Extracción Soxhlet

Este método convencional utiliza solventes a temperaturas de ebullición y baja presión para la extracción selectiva de compuestos de interés, siendo uno de los métodos más utilizados para la recuperación de carotenoides **(Saini & Keum, 2018)**. La extracción se realiza en un equipo llamado Soxhlet, que consiste en un matraz de destilación, un soporte de muestra, un sifón y un condensador. En este método, se coloca una pequeña cantidad de muestra seca en el dedal (soporte de muestra) dentro del matraz de destilación junto con el solvente de interés. Una vez que el nivel de desbordamiento se alcanza, la disolución es aspirada por un sifón y llevada al matraz de destilación. Este proceso se repite cíclicamente hasta lograr la extracción completa **(Rakhee et al., 2018).**

A pesar de ser ampliamente utilizado para la extracción de compuestos bioactivos este metodo lleva mucho tiempo y cantidades importantes de solventes, además de que al exponerse por un largo tiempo a altas temperaturas existe la posibilidad de degradación térmica e isomerización cis-trans de los carotenoides **(Saini & Keum, 2018)**.

1.1.7.2 Extracción asistida por microondas (MAE)

Este método se basa en la absorción de la radiación provocada por el microondas por las partículas de la sustancia que se quiere extraer los compuestos bioactivos **(Kultys & Kurek, 2022).** El microondas induce el rompimiento de la membrana celular, además la evaporación que se produce ejerce presión

en las paredes celulares descomponiendo y provocando la liberación de los compuestos en el solvente orgánico **(Cotas et al., 2023)**.

La principal ventaja es que es un proceso rápido y reduce el consumo de solventes lo que resulta adecuado para la extracción rápida de bioactivos, sin embargo, si el tiempo de extracción aumenta puede causar la degradación térmica de los compuestos **(Senapati & Behera, 2023).**

1.1.7.3 Extracción asistida por ultrasonido (UAE)

Consiste en la extracción mediante tensión mecánica induciendo la cavitación y la degradación celular en el medio líquido dentro de un baño ultrasónico **(Rakhee et al., 2018)**. La cavitación es la formación de microburbujas dentro de un líquido sometido a ondas sonoras en frecuencias mayores a 20 kHz provocando colisión entre las moléculas dañando la pared celular permitiendo la lixiviación de carotenoides intracelulares **(Kultys & Kurek, 2022)**.

Las ventajas de este método de extracción son su simplicidad, el consumo de menor tiempo y utilización de pocos solventes, además, se puede realizar a temperatura ambiente, previniendo la oxidación y descomposición de los bioactivos de interés **(Louie et al., 2020)**.

1.1.7.4 Extracción con solventes

La extracción por solventes es mediante el empleo de un solvente específico con el sustrato en donde la dilución puede ser líquido-líquido o sólido-líquido. El proceso de extracción se comienza con la muestra triturada, el polvo homogéneo obtenido se mezcla con un solvente adecuado al bioactivo que se desea obtener, después se la temperatura adecuada y agitación para una distribución uniforme y finalmente se filtra la mezcla **(Costa et al., 2012)**.

La extracción de bioactivos mediante solventes se pueden dividir en cuatro etapas: primero, el solvente penetra en la matriz sólida; luego, el compuesto se disuelve en el solvente; después, el soluto se dispersa

fuera de la matriz sólida; y finalmente, se recolecta los solutos extraídos **(Zhang et al., 2018)**. Es importante seleccionar adecuadamente el solvente que se va a utilizar ya que existe diferentes tipos para compuestos bioactivos específicos, por ejemplo, para compuestos hidrofílicos se utiliza metanol, etanol o acetato de etilo, mientras que para lipofílicos, se utiliza diclorometano o una mezcla diclorometano/metanol **(Awad et al., 2021)**.

Esta extracción tiene una amplia aplicación en la industria alimentaria, y en el área investigación es muy utilizada debido al uso de solventes no tóxicos y baratos, sin embargo, al no optimizar correctamente los parámetros experimentales (pH, tiempo, temperatura, agitación y relación biomasa/solvente) se puede tener inconvenientes en la extracción **(Jassim, 2020)**.

La utilización correcta de extracción ayudará a preservar las funciones de los compuestos bioactivos, sin embargo, estos siguen siendo sensibles a diferentes factores, en especial los carotenoides, ya que debido a sus acciones y funciones biológicas de dobles enlaces conjugados son más susceptibles a la degradación por la exposición al oxígeno, la luz y el calor **(Pinto et al., 2018)**. Por tal razón, se busca reducir estos efectos negativos mediante la técnica de microencapsulación.

1.1.8 Microencapsulación

La microencapsulación se define como un proceso de encapsulación de partículas en estados sólido, líquido o gaseoso en las que están rodeadas por un material de recubrimiento homogéneo o heterogéneo creando pequeñas cápsulas con varias utilidades **(Gupta, 2023)**. Mediante esta tecnología se pueden microencapsular micropartículas de entre 1 a 1000 μm de diámetro, siendo muy utilizado en campos como la medicina, en cosméticos, alimentos, textiles y materiales avanzados **(Campos et al., 2013)**. Su ventaja principal es que el material central va a estar completamente recubierto del exterior, por ende, no afectaría las propiedades del material siempre que se elija el método de preparación adecuado **(Fu & Hu, 2017)**.

El material microencapsulante normalmente son biopolímeros no dañinos para el cuerpo o el medio ambiente por lo que tiene un enfoque notable en la utilización de medicamentos debido a su permeabilidad, la inhibición de degradación y condiciones adversas que podrían afectar el compuesto

activo **(Parente et al., 2022)**. Los biopolímeros comúnmente más usados son los de origen natural debido a su accesibilidad, solubilidad en agua, capacidad de emulsionar con aceites y control en la administración de fármacos, al contrario de lo sintéticos que pueden ser tóxicos **(Bhatia, 2016)**.

Los más utilizados son la maltodextrina con diferentes equivalentes de dextrosa y la goma arábiga, sus variaciones en la cantidad y el tipo de biopolímero usado dará como resultado diferentes eficiencias de microencapsulación **(da Silva Júnior et al., 2023)**. La goma arábiga es un agente encapsulante más utilizado en microencapsuación formando por D-galactosa, L-arabinosa, proteínas, Ca^{2+}, Mg^{2+} y K^{+}, además, tiene un alto contenido de fibra soluble, efecto prebiótico y bajo valor calórico **(Rigon & Zapata, 2016)**. La maltodextrina es un producto de almidón que se obtiene por hidrólisis enzimática ácida siendo polímeros de D-glucosa unidos por enlaces α-(1,4) y α-(1,6). Mediante este polímero la microencapsulación puede mejorar el color, el aroma, el sabor de los productos, la solubilidad y la estabilidad **(Xiao et al., 2022).**

1.1.9 Técnicas de microencapsulación

Fu y Hu (2017) mencionan que la selección de la técnica de microencapsulación depende tanto del polímero como del fármaco, por lo que se debe seleccionar cuidadosamente la técnica a emplear, siendo tres categorías en las que se puede dividir: físicos, químicos y fisicoquímicos. En la **Tabla 3** se describe específicamente las técnicas de cada categoría.

Tabla 3

Métodos específicos de técnicas de microencapsulación.

Categoría	Método específico
Físico	Secado por aspersión, enfriamiento por aspersión, combinación envolvente, extrusión, solución supercrítica, centrífuga porosa, unión electrostática, evaporación de solventes, separación rotatoria.
Químico	Polimerización interfacial, polimerización *in situ*, perforación-solidificación.
Fisicoquímico	Coacervación simple, coacervación compleja, separación de fases, baño de secado, molienda en lecho de polvo, fusión-dispersión-condensación, intercambio cápsula-núcleo.

Nota. Información obtenida de **Fu y Hu (2017)**.

La variedad de métodos de microencapsulación se debe a las diferentes características de cada material que se va a encapsular, la solubilidad del material que forma la pared, el tamaño de la partícula, la tasa de liberación y las propiedades físicas de las sustancias **(Bruschi, 2015)**. Además, se debe considerar la posible influencia del procedimiento en la estabilidad y la actividad farmacodinámica del fármaco, la eficiencia y carga de la encapsulación de la sustancia, la fácil administración al sitio objetivo y la liberación del medicamento deseado con el fin de aumentar la eficacia terapéutica **(Krajišnik et al., 2017)**.

En los métodos físicos, la pared de la microcápsula se realiza mecánicamente alrededor de su núcleo, siendo el más utilizado en la industria alimentaria debido a su facilidad de preparación y beneficios económicos. Además, se pueden combinar con los métodos químicos y fisicoquímicos **(da Silva et al., 2022)**. Asimismo, se ha utilizado en la encapsulación de compuestos bioactivos como carotenoides, polifenoles, betalaínas, flavonoides, con el fin de preservar sus características principales, ya que en condiciones ambientales suelen degradarse con facilidad **(Mehta et al., 2022).**

1.1.10 Secado por aspersión en carotenoides

La microencapsulación por secado por aspersión es una de las técnicas más utilizadas en la industria debido a su bajo costo, flexibilidad, producción de partículas de buena calidad y funcionamiento continuo **(Liang et al., 2013)**. Consiste en encapsular sustancias activas o ingredientes en una matriz de material encapsulante mediante la pulverización de una solución o suspensión en una corriente de aire caliente **(Binesh et al., 2023).** El principio de funcionamiento de la técnica se puede definir como una operación en que la mezcla se alimenta a través de tuberías y se atomiza mediante una boquilla; luego, se elimina el agua de la solución utilizando aire caliente y finalmente se obtiene un polvo fino en el fondo del secador **(Eun et al., 2020).** En la **Figura 2** se puede apreciar gráficamente el proceso mencionado.

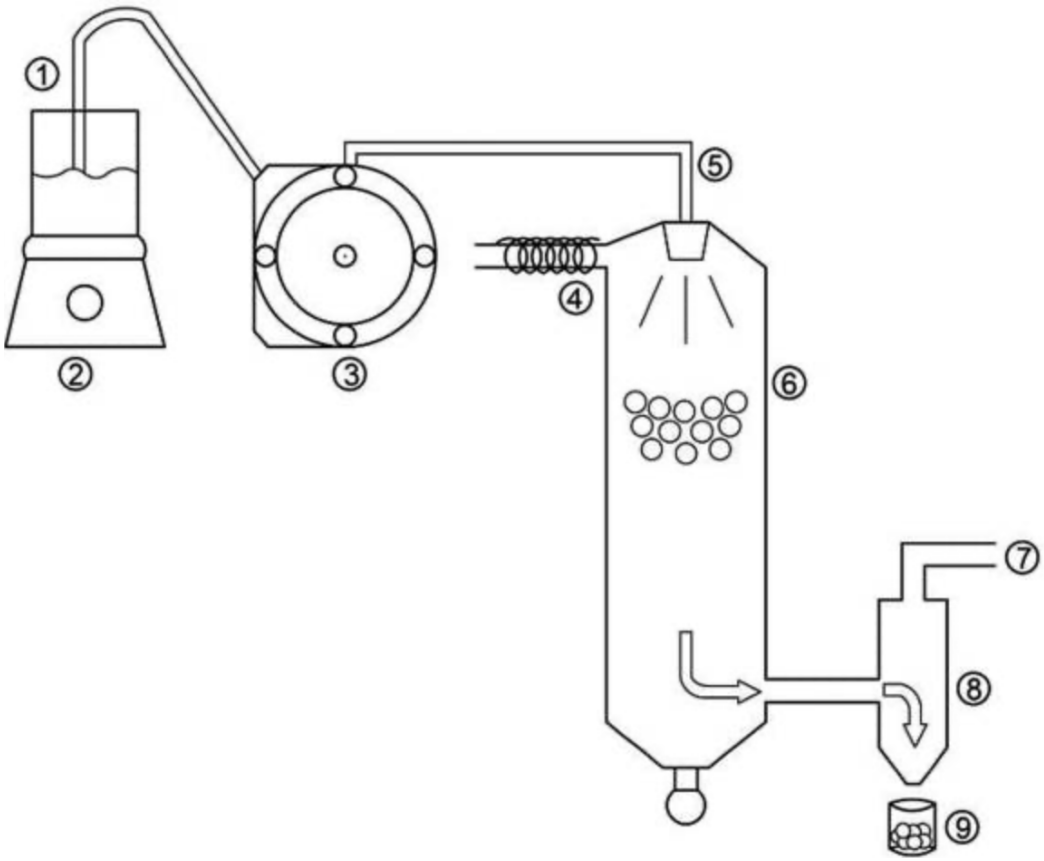


Figura 2. Esquema representativo del método de microencapsulación de secado por aspersión.

Nota. Las partes que componen el equipo de la microencapsulación de secado por aspersión es: 1 = alimentador, 2 = agitador magnético, 3 = bomba peristáltica, 4 = entrada de aire caliente/gas, 5 = boquilla del atomizador, 6 = cámara de secado, 7 = extractor de gas, 8 = ciclón y 9 = colector de partículas. Información adaptada de **da Silva et al. (2022)**.

La técnica de microencapsulación por secado por aspersión ha sido muy utilizada en diferentes industrias, como en la alimentaria, para sintetizar productos en polvo e incluso en jugos de diversas frutas **(Piñón et al., 2020)**. Asimismo, en la industria farmacéutica, se ha utilizado para la creación de partículas esféricas cargadas de un fármaco específico con un bajo contenido de humedad y un alto rendimiento de eficiencia **(Mishra et al., 2021)**.

Los carotenoides debido a su estructura altamente conjugada son bastante inestables a la oxidación térmica y química, por lo que se pueden degradar fácilmente al ser expuestos a la luz, el oxígeno y el calor durante el almacenamiento de alimentos **(Zakynthinos & Varzakas, 2016)**. Según **Correâ-Filho et al. (2019)**, la estabilidad de los carotenoides podría mejorarse mediante la microencapsulación por

secado por aspersión siendo protegidos por las condiciones ambiente externas. Además, la simplicidad y la flexibilidad del secado por aspersión permiten el aumento de la protección, el rendimiento y eficacia de los carotenoides **(Janiszewska-Turak, 2017)**.

Para su estabilidad y rendimiento, también se deben utilizar los biopolímeros adecuados como la goma arábiga, que es un material muy utilizado debido a sus excelentes propiedades de emulsificación, su baja viscosidad en medios acuosos, su alta estabilidad oxidativa y buena retención de volátiles **(Jafari et al., 2016)**. De igual forma, la maltodextrina es otro biopolímero comúnmente utilizado en la microencapsulación por secado por aspersión por su alta solubilidad en agua, asimismo, tienen una alta estabilidad térmica y de congelación, siendo ideal para la protección de los carotenoides **(Xiao et al., 2022)**.

1.1.11 Actividad antioxidante

El estrés oxidativo es una de las principales causas de diversas enfermedades crónicas, incluyendo enfermedades cardiovasculares, neurodegenerativas, pulmonares y diabetes. Por lo tanto, la presencia de antioxidantes en el cuerpo humano, como los carotenoides, es crucial para reducir el riesgo y la progresión de estas enfermedades **(Fiedor & Burda, 2014)**.

Los carotenoides también pueden actuar como antioxidantes, siendo muy importantes para la salud humana, ya que estos tienen la capacidad de extinguir el oxígeno singlete y eliminar los radicales libres tóxicos, lo que previene el daño a las células vivas **(Srivastava, 2021)**. Sin embargo, las investigaciones solo se han centrado más en algunos tipos de carotenoides como β-caroteno, luteína y licopeno, siendo asociados a la reducción de enfermedades cardíacas **(Young & Lowe, 2018)**.

Los carotenoides actúan como agentes protectores de los trastornos relacionados con la piel, por ende, estos pueden ser usados como eliminadores eficientes de los estados de tripletes excitados de los fotosensibilizantes endógenos como la protoporfirina **(Fiedor & Burda, 2014)**. Además, los efectos antioxidantes dependen de varios factores como su concentración, la interacción con otros

antioxidantes, su estructura molecular y los métodos utilizados para inducir su actividad **(Srivastava, 2021)**.

1.1.12 Técnicas para la evaluación de la actividad antioxidante

Los radicales libres de oxígeno (ROS) pueden definirse como especies químicas asociadas a un electrón extraño o desapareado que pueden causar diferentes enfermedades degenerativas **(Alam et al., 2013)**. Por lo que, el cuerpo humano ha desarrollado un sistema para neutralizar estos radicales libres, sin embargo, la cantidad de antioxidantes generadas no puede ser suficientes para neutralizarlos, es ahí, que hay un interés de la industria alimentaria para desarrollar antioxidantes naturales a partir de materiales vegetales, asimismo, técnicas *in vitro* que logren determinar la capacidad antioxidante de estas muestras **(Boligon et al., 2014)**.

Las técnicas para la evaluación de la actividad antioxidante están basadas en identificar el daño oxidativo provocado por un agente oxidante, mismo que es inhibido por la acción de un antioxidante **(Christodoulou et al., 2022)**. Estas técnicas se dividen en tres categorías distintas: técnicas espectrofotométricas, ensayos electroquímicos y cromatográficos, métodos que se detallan en la **Tabla 4.**

Tabla 4

Técnicas de evaluación de la actividad antioxidante.

Categoría	Técnica	Principio de la técnica	Determinación del producto final
Espectrofotométricas	DPPH	Reducción del radical DPPH por un antioxidante	Colorimetría
	ABTS	Reacción antioxidante con un radical catión orgánico.	Colorimetría

Categoría	Técnica	Principio de la técnica	Determinación del producto final
	ORAC	Reacción antioxidante con radicales libre de oxígeno, inducida por AAPH.	Pérdida de fluorescencia de fluoresceína
	FRAP	Reacción antioxidante con un complejo Fe (III).	Colorimetría
	CUPRAC	Reducción de Cu (II) a Cu (I) por antioxidantes.	Colorimetría
Técnicas electroquímicas	Voltametría	La reducción u oxidación de un compuesto en la superficie de un electrodo de trabajo en el potencial aplicado apropiado, dando el transporte masico de nuevo material a la superficie del electrodo generando una corriente.	Medición de la corriente del pico catódico/anódico
	Amperometría	El potencial del electrodo de trabajo se fija a un valor constante en relación con uno de referencia.	Medición de la corriente generada por la oxidación/reducción de un analito electroactivo
Cromatográficas	Gas cromatografía	La separación de compuestos se da en la repartición de una fase estacionaria líquida y una fase móvil gaseosa.	Detección de conductividad térmica

Categoría	Técnica	Principio de la técnica	Determinación del producto final
	Cromatografía líquida de alto rendimiento	La separación de compuestos se da en la repartición de una fase estacionaria sólida y una fase móvil líquida con diferentes polaridades a alta caudal y presión de la fase móvil	Detección UV-Vis, detección fluorimétrica, espectrometría de masas o detección electroquímica

Nota. DPPH: 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo; ABTS: ácido 2,2'-azinobis [3-etilbenzotiazolina-6-ácido sulfónico]-sal de diamonio; ORAC: Capacidad de absorción de radicales de oxígeno; FRAP: Capacidad antioxidante para reducir el ion férrico; CUPRAC: capacidad antioxidante reductora del ion cúprico. Información obtenida de **Munteanu y Apetrei (2021)**.

La técnica de DPPH utiliza el 1,1-difenil-2-picrilhidrazil (DPPH), un radical libre con la capacidad de aceptación de un átomo de hidrógeno o electrón para los antioxidantes, por lo que es utilizado para la evaluación de la actividad antioxidante de plantas, frutas u otro sustrato biológico **(Singh et al., 2021)**.

El radical DPPH es característico por su color violeta profundo con una absorción máxima de 515 nm, que al reaccionar con un antioxidante (AH) u otras especies de radicales (R-) puede donar un átomo de electrón o hidrógeno reduciéndolo a 2,2-difenil-1-hidrazina (DPPH-H) lo que provoca un cambio de color a incoloro o amarillo pálido, la cual es medida mediante un espectrofotómetro **(Mfotie, 2021)**.

Esta técnica es ampliamente utilizada para la evaluación de antioxidantes debido a su simplicidad, economía y rapidez en comparación con otros ensayos. Además, el radical puede reaccionar eficazmente con antioxidantes débiles y también los resultados son repetibles y extremadamente precisos, por lo que se puede evaluar una gran cantidad de muestras y sustancias bioactivas como polifenoles, carotenoides, flavonoides, entre otros **(Christodoulou et al., 2022)**.

1.1.13 Capacidad antiinflamatoria

La inflamación es el mecanismo de protección del cuerpo humano contra lesiones o infecciones causadas por organismos invasores, agentes químicos o microbianos nocivos **(Chandra et al., 2012)**. Este proceso implica cambios en el flujo sanguíneo, aumento de la permeabilidad de los tejidos vasculares y la destrucción de tejidos mediante la migración y activación de leucocitos **(Anyasor et al., 2019)**. Los fármacos comúnmente utilizados son los antiinflamatorios no esteroides, sin embargo, estos medicamentos están asociados a efectos secundarios graves no deseados, principalmente la ulceración gastrointestinal **(Shaikh et al., 2016)**. Esto ha llevado a nuevas alternativas, especialmente en medicamentos a base de diferentes especies de plantas, frutas y sus principios terapéuticos activos como polifenoles, flavonoides y carotenoides **(Anyasor et al., 2019)**.

Los carotenoides tienen un potencial antiinflamatorio, ya que son capaces de ser divididos enzimáticamente por lipoxigenasas, evitando la oxidación de radicales y fotoxidación, proporcionando fotoprotección al ojo y a la piel, además de estar relacionados con la prevención de la degeneración macular **(Kawata et al., 2018)**.

Además, se ha comprobado que los carotenoides inhiben la inflamación de la retina de bebés prematuros y células retinianas murinas, por lo que desempeñan un papel importante como agentes antiinflamatorios en el sistema nervioso a través de su inhibición **(Kabir et al., 2022)**. Asimismo, pueden promover la función cognitiva eficiente al aumentar la eficiencia neuronal en las membranas neuronales. De igual modo, una mayor ingesta de carotenoides puede estar relacionado a un menor porcentaje de tener depresión, ansiedad y tensión emocional **(Rasmus & Kozłowska, 2023)**.

1.1.14 Evaluación de la capacidad antiinflamatoria

La evaluación de la capacidad antiinflamatoria se define como la capacidad que tiene una sustancia química o natural que sea capaz de reducir la inflamación inducida del tratamiento **(Sun et al., 2024)**. Puede determinarse mediante métodos *in vivo* y métodos *in vitro.* El método *in vivo* consiste en exponer un modelo animal a un tipo de inflamación con un compuesto antiinflamatorio con el fin de medir su capacidad inhibidora, mientras que un método *in vitro* simula las condiciones de una inflamación en un

laboratorio conjuntamente con un compuesto antiinflamatorio y observa cómo lo afecta **(Oppong et al., 2024)**.

Uno de los métodos *in vivo* es el modelo de edema de pata, en el que consiste la inducción de edema en un modelo animal como la carragenina y evaluar la eficacia del compuesto antiinflamatorio durante un período de tiempo **(Basit et al., 2023)**. La prueba de granuloma en bolitas de algodón es otro método adecuado para estudiar la eficiencia de fármacos contra la fase de proliferación de la inflamación, esto se realiza con una implantación subcutánea de una bolita de algodón en un modelo animal, lo que resulta en un granuloma **(Dzoyem et al., 2017).**

La desnaturalización de la proteína es uno de los métodos *in vitro* que más se ha utilizado debido a su rapidez, simpleza y relativamente barato. Consiste en provocar la desnaturalización mediante factores externos como el calor, un ácido o base fuerte, solventes orgánicos o sales inorgánicas concentradas, lo que significa que la estructura de la proteína está desorientada, provocando que las enzimas pierdan su actividad, ya que los sustratos no pueden adherirse al sitio activo **(Dharmadeva et al., 2018)**. La desnaturalización de la proteína de la albúmina de huevo es un modelo utilizado para detectar la capacidad antiinflamatoria de varios extractos de plantas, esto se realiza mediante su exposición a condiciones que degraden la proteína y rompan los enlaces de su estructura original, después de su desnaturalización se evalúa la capacidad del compuesto bioactivo para inhibir dicho proceso **(Chaiya et al., 2022)**.

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo general

- Evaluar la actividad antioxidante y antiinflamatoria de carotenoides microencapsulados a partir de los residuos de la naranjilla (*Solanum quitoense)*.

1.2.2 Objetivos específicos

- Microencapsular carotenoides de los residuos de la naranjilla (*Solanum quitoense)* mediante secado por aspersión.

- Determinar la actividad antioxidante del microencapsulado *in vitro* mediante el método DPPH.
- Evaluar la capacidad antiinflamatoria de los carotenoides microencapsulados.

1.3 Hipótesis

Hipótesis nula

El extracto y microencapsulado de carotenoides a partir de residuos de naranjilla *(S. quitoense)* no presentan actividad antioxidante y antiinflamatoria.

Hipótesis alternativa

El extracto y microencapsulado de carotenoides a partir de residuos de naranjilla *(S. quitoense)* presentan actividad antioxidante y antiinflamatoria.

1.4 Variables

Variables dependientes

- Concentración de carotenoides.
- Propiedades antiinflamatorias y antioxidantes del extracto microencapsulado.

Variables independientes

- Proporción del material vegetal/solvente de extracción.
- Tiempo de extracción.
- Polímeros microencapsulantes.

CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

2.1 Materiales

El presente trabajo de investigación fue de tipo experimental llevándose a cabo en los laboratorios de investigación de la UODIDE de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato. A continuación se listará en la **Tabla 5** los reactivos, materiales y equipos empleados durante la investigación.

Tabla 5

Recursos materiales para el proyecto de titulación.

Material	**Cantidad**
Reactivos	
Etanol (96%)	4 gal
Agua destilada	4 L
Goma arábiga	30 g
Maltodextrina	30 g
2,2-difenil-1-picrilhidracilo (DDPH)	100 mL
Trolox	100 mL
PBS	100 mL
Diclofenaco sódico (50 mg)	3
Material Fungible	
Vasos de precipitación 250 mL	2
Botellas ámbar 1000 mL	4
Tubos eppendorf	6
Probeta volumétrica 50 mL	1
Tubos Falcon 45 mL	16
Balones de aforo 100 mL	1
Micropipetas 20 µL – 200 µL – 1000 µL	1
Puntas de micropipeta 20 µL – 200 µL – 1000 µL	1 caja
Papel aluminio	3 paquetes
Bolsas de polietileno 12 u	1 paquete

Material	Cantidad
Equipos	
Deshidratador por convección SMART HEAT	1
Molino de cuchillas	1
Plancha de calentamiento (Corning-PC420D)	1
Balanza analítica OHAUS (Adventurer-Pro)	1
Rotaevaporador (IKA-HB100)	1
Refrigerador (Indurama-N2BE8U)	1
Espectrofotómetro UV-VIS Fisher Scientific (Accuskan Go)	1
Mini spray dary (BUCHI-B290)	1
Balanza de humedad (KERN MLS 50-3)	1
Incubadora (Memmert-IN30)	1
Homogeneizador	1
Centrífuga (Rotina 380)	1
Espectrometría Infrarroja con Transformada de Fourier (FTIR) (PERKIN ELMER)	1

2.2 Métodos

2.2.1 Microencapsular carotenoides de los residuos de la naranjilla (*S. quitoense)* mediante secado por aspersión

2.2.1.1 Recolección y obtención del material vegetal

La recolección del material vegetal fue realizada en la empresa Inalpev de la ciudad de Ambato. Para la obtención del material vegetal, se seleccionaron pequeños pedazos y se sometió a un proceso de secado en un deshidratador por convección SMART HEAT a una temperatura de 50 °C durante 55 horas para eliminar la mayor cantidad de humedad. Después, se utilizó un molino de cuchillas con la finalidad de obtener partículas finas, las cuales se colocaron en fundas de polietileno para su conservación **(Urbina et al., 2020)**.

2.2.1.2 Extracción de carotenoides de los residuos de la naranjilla

Para la extracción de los carotenoides se utilizó la metodología de **Siregar y Margareta (2019)** con algunas modificaciones. Primero, se aplicó un método convencional utilizando los residuos de la naranjilla con etanol al 96 % con tres relaciones de 1:60, 1:70 y 1:80 del material vegetal (residuos de naranjilla) por volumen de solvente (etanol al 96%) a 50 °C, con agitación a 400 rpm por tres intervalos de tiempo: 30, 60 y 90 minutos en una plancha de calentamiento (Corning-PC420D). Durante el procedimiento, el vaso de precipitación se envolvió con papel aluminio. Finalmente, se utilizó la centrífuga (Rotina 380) para recolectar el sobrenadante y el extracto se almacenó en frascos ámbar.

2.2.1.3 Análisis del extracto

Para el cálculo del porcentaje de humedad se utilizó la balanza de humedad (KERN MLS 50-3), la cual consiste en un método termogravimétrico basado en la pérdida de peso del extracto al momento de eliminar el contenido de agua **(Urbina et al., 2020)**.

Una vez que se obtenga el contenido de humedad se determinará los sólidos totales (SST) mediante la ecuación:

$$SST = 100 - \%\, humedad \tag{1}$$

2.2.1.4 Cuantificación de carotenoides

La cuantificación de los carotenoides se realizó mediante la medición de la absorbancia en el espectrofotómetro UV-VIS Fisher Scientific (Accuskan Go) a una longitud de onda de 472 nm utilizando como blanco el etanol.

Para el cálculo de su concentración se utilizó la siguiente fórmula:

$$C = \frac{A_{\lambda max} * 10^4}{A_{1\,cm}^{1\,\%}} \quad (2)$$

En donde, $A_{\lambda max}$ es la absorbancia del extracto y $A_{1\,cm}^{1\,\%}$ el coeficiente de absortividad del solvente (etanol) de 3950, la cual, el resultado se expresó en mgL^{-1} **(Strati & Oreopoulou, 2011)**.

2.2.1.5 Análisis estadístico

El análisis que se empleó fue para determinar la mejor relación entre el material vegetal/volumen del solvente y el tiempo de extracción, con un diseño experimental 3^2 con tres réplicas, es decir, que van a intervenir tres niveles con dos factores. Además, se realizó un análisis de varianza ANOVA para determinar la varianza de las variables independientes y así evidenciar cuál de los tratamientos es más eficaz. En la **Tabla 6** se detallan los factores.

Tabla 6

Diseño experimental 3^2 para el proceso de extracción.

Factor A (material vegetal/volumen del solvente)	Factor B (tiempo)
a1: 1 gramo:60 mililitros	b1: 30 minutos
a2: 1 gramo:70 mililitros	b2: 60 minutos
a3: 1 gramo:80 mililitros	b3: 90 minutos

Nota. Factor A: material vegetal/volumen del solvente y Factor B: tiempo. a1: nivel 1 del factor A (relación 1:60 residuos de naranjilla/etanol al 96%); a2: nivel 2 (relación 1:70 residuos de naranjilla/etanol al 96%); a3: nivel 3 (relación 1:80 residuos de naranjilla/etanol al 96%); b1: nivel 1 del factor B (tiempo de 30 minutos); b2: nivel 2 (tiempo de 60 minutos); y b3: nivel 3 (tiempo de 90 minutos).

Después de realizar la cuantificación de carotenoides por espectrofotometría, se eligió el mejor tratamiento con una mayor concentración de carotenoides. Posteriormente, el mejor extracto se llevó a los procesos que se lleva a cabo en los siguientes puntos.

2.2.1.6 Microencapsulación de carotenoides

Para la microencapsulación del extracto, de acuerdo al método descrito por **Urbina et al. (2020)**. Primero, se realizó la separación del etanol al 96 % mediante el rotoevaporador (IKA-HB100) a una temperatura de 50 °C a una velocidad de 200 rpm. A continuación, se preparó una emulsión utilizando 35 % de maltodextrina, 35 % de goma arábica y 30 % del extracto concentrado de carotenoides. La emulsión se agitó con la ayuda de un homogeneizador. Después, se realizó el proceso de microencapsulación mediante la utilización del equipo Mini Spray Dryer (BUCHI B-290) con una temperatura de entrada de 120 °C y de salida de 80 °C. Finalmente, se recolectó el microencapsulado en fundas de polietileno para su preservación.

2.2.1.7 Análisis por espectrofotometría infrarroja

Se analizó de forma cualitativa el extracto sin microencapsular, los polímeros y el microencapsulado mediante un espectroscopio infrarrojo FTIR (PERKIN ELMER) para la obtención de espectros, los cuales ayudaron a identificar los picos de interés y evaluar la eficiencia del microencapsulado **(Junaedi et al., 2021)**.

2.2.1.8 Eficiencia de microencapsulación

Según **Lakkis (2016)**, para el cálculo de la eficiencia de microencapsulación, se realizó la relación entre el microencapsulado de la concentración del extracto de carotenoides al disolver en agua destilada y en etanol en relación 1:10 con una agitación por 10 minutos. Después, se midió la absorbancia a 472 nm, y para el cálculo se aplicó la siguiente fórmula:

$$\% EE = \frac{Concentración\ en\ agua - Concentración\ en\ etanol\ al\ 96\ \%}{Concentración\ en\ agua} \quad (3)$$

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

2.2.2.1 Evaluación de la actividad antioxidante del concentrado microencapsulado mediante el método DPPH

Para la evaluación de la actividad antioxidante del concentrado y del microencapsulado se tomó de referencia la investigación de **Bobo et al. (2015)**. Se utilizó el método de DPPH (2,2-difenil-1-picrilhidrazilo) empleando una placa de 96 pocillos en microplacas, en la cual se diluyó 20 µL de la muestra en 180 µL de solución DPPH (150 µmol L^{-1}), para el blanco 20 µL de agua con 180 metanol-agua (80:20, v/v), y para el control 20 µL de agua con 180 µL de solución DPPH. Finalmente, se agitó durante 60 segundos en la microplaca. Después de 40 minutos en la oscuridad a temperatura ambiente, se midió la absorbancia a 515 nm en el lector de microplacas de un espectrofotómetro UV-VIS Fisher Scientific (Accuskan Go). Luego, se utilizó Trolox como estándar a 50 – 500 µmol L^{-1} para generar una curva de calibración. Cada muestra se repitió 3 veces, tanto para el microencapsulado y el extracto concentrado. Finalmente, para el porcentaje de DPPH se calculó usando la Ecuación 4:

$$\% \, Inhibición \; DPPH = \left[1 - \left(\frac{A_{muestra} - A_{blanco}}{A_{control} - A_{blanco}}\right)\right] * 100 \qquad (4)$$

En donde: $A_{muestra}$ es la absorbancia de la muestra, A_{blanco} es la absorbancia del blanco y $A_{control}$ es la absorbancia del control.

2.2.3 Evaluar la capacidad antiinflamatoria de los carotenoides microencapsulados.

2.2.3.1 Evaluación de la capacidad antiinflamatoria del concentrado microencapsulado mediante la desnaturalización de la albúmina.

El proceso se inició con la extracción de la albúmina del huevo fresco, siendo el proceso de separación de la yema de la clara, una vez obtenida la clara se procedió a añadir 100 ml de agua destilada. Luego

se agitó suavemente hasta la formación de un precipitado. Finalmente, se llevó a la centrífuga durante 15 minutos a 400 rpm, en la que se recuperó el sobrenadante **(Rajesh et al., 2019)**.

Para la evaluación de la capacidad antiinflamatoria del concentrado microencapsulado se llevó a cabo la metodología descrita por **(Banerjee et al., 2014)**. Para llevar a cabo el procedimiento, se combinó 0,2 ml de albúmina de huevo fresco, 2,8 ml de solución salina tamponada con fosfato (pH = 6,4) y 2 ml del extracto obtenido a diferentes concentraciones (100, 200, 500, 1000 µg/mL), obteniendo un volumen total de 5 ml. Después, se utilizó el mismo procedimiento con el diclofenaco sódico a las mismas concentraciones para el control positivo. Además, se utilizó agua destilada como control negativo.

Posteriormente, las mezclas se incubaron a 37 °C durante 15 minutos. Luego, se calentó en baño maría a 70 °C durante 5 minutos, para después dejarlo enfriar a temperatura ambiente durante 15 minutos. La absorbancia de cada mezcla de reacción se midió antes y después de la desnaturalización de cada concentración a 660 nm. Cada prueba se repitió tres veces obteniendo un promedio. El porcentaje de inhibición de la desnaturalización se determinó mediante la siguiente ecuación:

$$\% \, Inhibición = \left[1 - \left(\frac{OD_{2-} \, OD_1}{OD_{3-} \, OD_1}\right)\right] * 100 \quad (5)$$

Donde, OD_1 es la absorbancia antes de la desnaturalización, OD_2 es la absorbancia después de la desnaturalización y OD_3 es la absorbancia control después de la desnaturalización.

CAPITULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Análisis y discusión de los resultados

3.1.1 Obtención de las condiciones óptimas de extracción de carotenoides

Para el proceso de extracción de carotenoides, se empleó la técnica de extracción por solventes, utilizando etanol al 96%. En un estudio realizado por **Menezes et al. (2023)** se menciona que se utilizó etanol como solvente debido a su naturaleza polar, aunque su eficacia puede estar limitada por la naturaleza lipofílica de los carotenoides. Aunque, al combinarlos con otros solventes como acetona o acetato de etilo puede aumentar su biodisponilidad. De igual manera, **Kultys y Kurek (2022)** destacan que el uso de etanol a temperaturas elevadas puede mejorar la obtención de un extracto rico en carotenoides en diversas matrices vegetales. No obstante, temperaturas excesivas pueden tener un efecto adverso como la degradación e isomerización de los carotenoides.

Para establecer las condiciones adecuadas de extracción de carotenoides de los residuos de la naranjilla (*S. quitoense*), se llevaron a cabo varios tratamientos, evaluando la relación material vegetal/solvente con el tiempo de extracción. Los resultados de la concentración de carotenoides de cada tratamiento **(Anexo 2)** se detallan en la **Tabla 7.** Posteriormente, se realizó un análisis estadístico que incluyó una prueba ANOVA de comparación de medias y determinar si hay diferencias significativas entre los tratamientos.

Tabla 7

Cuantificación de carotenoides totales de cada tratamiento.

Tratamiento	Concentración de carotenoides (mg/L)
T1	1,063 ± 0,018
T2	1,147 ± 0,006
T3	1,974 ± 0,221
T4	1,204 ± 0,004
T5	1,537 ± 0,025

Tratamiento	Concentración de carotenoides (mg/L)
T6	2,238 ± 0,289
T7	0,940 ± 0,118
T8	1,956 ± 0,016
T9	2,203 ± 0,039

Nota. Resultados obtenidos de la cuantificación de carotenoides de los residuos de la naranjilla a una longitud de onda de 472 nm. mg/L: miligramos por litro.

En la **Tabla 7** se puede apreciar que la mayor concentración de carotenoides se obtiene en un tiempo de 90 minutos, y con una relación material vegetal/solvente entre 1:70 y 1:80. **Strati y Oreopoulou (2011)** mencionan que la relación correcta entre material vegetal/solvente y temperatura, son parámetros cruciales, ya que una relación incorrecta puede llevar a la saturación o insuficiencia del solvente para la extracción. Además, el aumento de la temperatura en un rango de 25 a 70 °C puede incrementar el rendimiento de los carotenoides obtenidos. De manera similar, **Gan et al. (2020)** plantean que un mayor tiempo de extracción está relacionado con mejores resultados en la concentración de carotenoides.

El cálculo de la concentración de carotenoides arrojó valores entre 0,940 ± 0,118 mg/L y 2,238 ± 0,289 mg/L, como se indica en la **Tabla 7**. Según **Popescu et al. (2022)**, la cuantificación de carotenoides en los residuos de tomate presenta valores entre 1,323 mg/L y 2,959 mg/L. Asimismo, **Rodrigues et al. (2013)** registran valores similares, entre 0,3 mg/L y 7,15 mg/L en la fruta cocona, la cual pertenece a la familia de las solanáceas. Por lo que, el aumento de la concentración podría deberse al uso de la fruta completa en lugar de los residuos, ya que estos pueden perder sus compuestos bioactivos al pasar por diferentes procesos de manipulación **(Hinestroza et al., 2020)**.

La longitud de onda utilizada para medir los extractos fue de 472 nm. **Udensi et al. (2022)** mencionan que el rango de longitud de onda también dependerá del solvente utilizado, pero normalmente los carotenoides absorben la luz en la región visible desde los 200 nm a 500 nm. **Menezes et al. (2023)** indican que, en este rango de longitud de onda es donde se muestra su mayor absorción de luz, presentando colores amarillos, anaranjados o rojos. Esto permite identificar los principales tipos de carotenoides como la luteína, β-caroteno, licopeno y astaxantina.

Mediante los diferentes tratamientos realizados y la prueba estadística ANOVA **(Tabla 8)**, se demostró que tanto la relación material vegetal/solvente como el tiempo de extracción tienen un efecto estadísticamente significativo con un nivel de confianza del 95 % ($p < 0,05$). Esto indica que ambos factores influyen en la concentración de carotenoides. Mientras que, sus interacciones no muestran efectos significativos. Por lo tanto, se puede concluir que la relación del material vegetal junto con el solvente juega un papel importante en la extracción de carotenoides. Como mencionan **Saini y Keum (2018)**, la concentración de carotenoides dependerá de la polaridad del solvente utilizado, así como de los enlaces y grupos funcionales que interactúan con la muestra vegetal.

Tabla 8

Análisis de varianza para la cuantificación de la extracción de carotenoides.

Fuente	*Suma de Cuadrados*	*Gl*	*Cuadrado Medio*	*Razón-F*	*Valor-P*
A:Relación	0,420139	1	0,420139	5,24	0,0337
B:Tiempo	4,12802	1	4,12802	51,46	0,0000
AA	0,29778	1	0,29778	3,71	0,0691
AB	0,0936333	1	0,0936333	1,17	0,2935
BB	0,075563	1	0,075563	0,94	0,3439
bloques	0,329985	2	0,164993	2,06	0,1554
Error total	1,52402	19	0,0802115		
Total (corr.)	6,86914	26			

Nota. Se observan el análisis de la varianza de dos factores y sus interacciones para la cuantificación de carotenoides. A: Relación material vegetal/solvente; B: Tiempo de extracción; Gl: Grados de libertad.

En la **Figura 3** se muestran las interacciones que influyen en la concentración de carotenoides y los efectos estandarizados de los dos factores: la relación material vegetal/solvente y el tiempo de extracción. Se puede apreciar que el tiempo de extracción, que cruzan la línea de significancia, influye significativamente en la concentración, teniendo un efecto positivo sobre la variable respuesta. Además, la relación material vegetal/solvente también es positivamente significativo, aunque en menor medida que el tiempo de extracción, dando a entender que los dos factores tienen importancia estadística. Por otro lado, las interacciones entre estos dos factores no tienen un efecto significativo sobre la concentración de carotenoides.

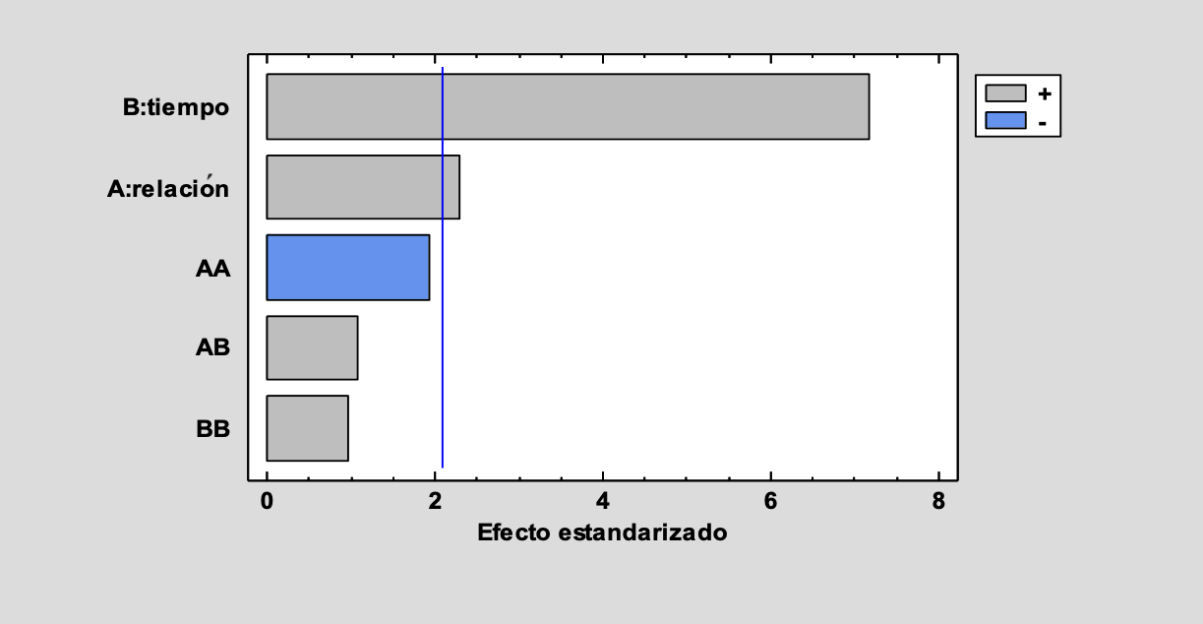


Figura 3. Diagrama de Pareto estandarizado para la concentración de carotenoides.

Nota. El gráfico obtenido por el programa estadístico Statgraphics muestra las interacciones que existen entre los diferentes factores y que tanto influyen en la concentración de carotenoides.

En relación con los dos factores que influyen en la concentración de carotenoides, el tiempo de extracción puede tener un efecto negativo o positivo, dependiendo del solvente utilizado y la muestra. Por ejemplo, en el estudio de **Viñas et al. (2023)**, se afirma que la extracción de carotenoides fue más eficiente en tiempos cortos. Sin embargo, en el presente estudio, se observó que a mayor tiempo de extracción se obtuvo una mejor concentración de carotenoides, mientras que en otros estudios la disolución se satura y los compuestos bioactivos se degradan. De igual manera, la relación material vegetal/solvente influye positivamente en la concentración de carotenoides, indicando que una mayor proporción de solvente respecto al material produce resultados positivos, ya que se evita la saturación del solvente.

La **Figura 4** representa el gráfico de efectos principales, mostrando claramente cómo actúan los dos factores sobre la concentración de carotenoides. Posteriormente, se evalúa por separado en qué condiciones óptimas es la adecuada para obtener una mayor concentración de carotenoides.

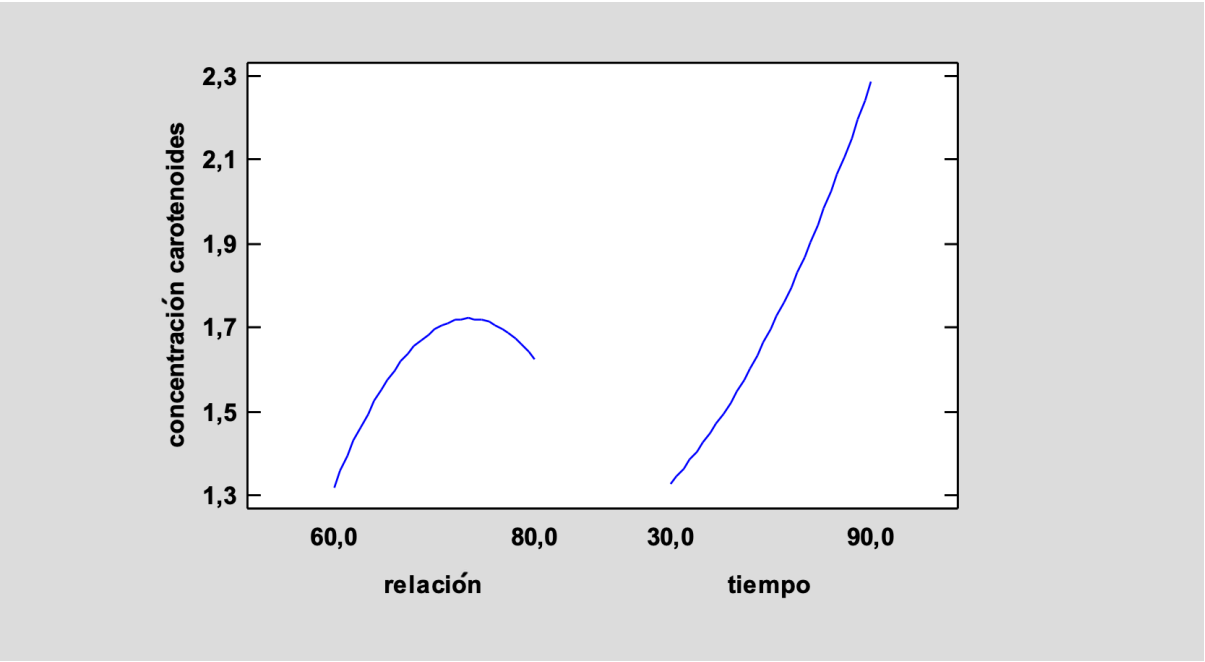


Figura 4. Gráfico de efectos principales para la concentración de carotenoides.

Nota. El gráfico indica los dos factores individualmente en que valores se obtienen la mejor concentración de carotenoides.

En la **Figura 4**, se observa que la relación material vegetal/solvente aumenta conjuntamente con la concentración de carotenoides. Sin embargo, entre los valores de 75 y 80 alcanza su pico máximo; una vez alcanzando este pico, la concentración disminuye, lo que sugiere es que el valor óptimo se encuentra en este rango. Con respecto al tiempo, la concentración aumenta continuamente hasta alcanzar los 90 minutos, evidenciando que un mayor tiempo de extracción tiende a incrementar la concentración de carotenoides.

El diagrama de superficie de respuesta estimada **(Figura 5)** permitió optimizar el proceso al identificar los valores óptimos para extraer una mayor concentración de carotenoides. Además, se puede observar la interacción entre los dos factores y cómo afectan la variable respuesta, que es la concentración de carotenoides.

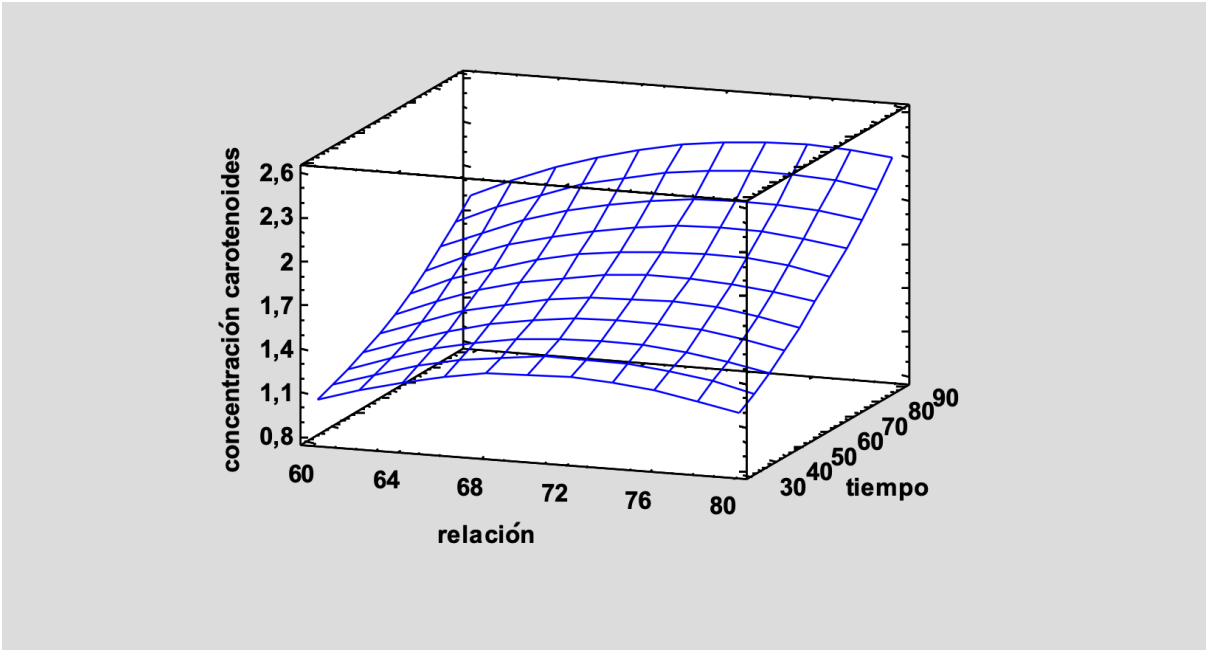


Figura 5. Diagrama de superficie de respuesta estimada para la concentración de carotenoides.

Nota. El diagrama muestra los valores óptimos de relación material vegetal/solvente y tiempo en la que se obtiene una mayor concentración de carotenoides.

En la **Figura 5** se observa la interacción entre los dos factores evaluados, corroborando lo mencionado anteriormente en la **Figura 4,** donde se indica que la concentración de carotenoides aumenta con el incremento del tiempo. La interacción entre la relación material vegetal/solvente y el tiempo alcanza un valor óptimo de concentración de carotenoides entre los valores 72 y 80, con un tiempo de extracción de 90 minutos.

De igual forma, en la **Tabla 9,** que muestra la respuesta óptima de factores del diseño experimental, se observa que los niveles óptimos para la obtención de la máxima concentración de carotenoides son una relación material vegetal/solvente de 1:75,41 (g/mL) y un tiempo de extracción de 90 minutos. Esto evidencia lo presentado en la **Figura 5**, donde el rango óptimo de la relación se encuentra entre 78 y 80, con un tiempo máximo de 90 minutos.

Tabla 9

Respuesta óptima de factores en la concentración de carotenoides.

Factor	*Bajo*	*Alto*	*Óptimo*
Relación material vegeta/solvente (g/mL)	60,0	80,0	75,41
Tiempo de extracción (min)	30,0	90,0	90,0

Nota. Se muestra la relación material vegetal/solvente y el tiempo óptimo para obtener una concentración óptima de carotenoides. g/mL: gramos por mililitros; min: minutos.

En la **Tabla 10** se reporta la concentración de carotenoides obtenida bajo las condiciones óptimas identificadas mediante el programa estadístico, con un resultado de 2,287 mg/L. Por lo que se comprueba que al aumentar el tiempo y el uso adecuado del solvente es posible aumentar la cantidad de carotenoides en la muestra. Sin embargo, un aumento excesivo podría provocar la degradación del compuesto bioactivo y disminuir su concentración **(Gan et al., 2020)**.

Tabla 10

Concentración de carotenoides del tratamiento óptimo.

Relación material vegeta/solvente (g/mL)	**Tiempo de extracción (min)**	**Concentración de carotenoides (mg/L)**
1:75,41	90	2,287 ± 0,032

Nota. Los datos muestran la concentración de carotenoides ± desviación estándar en la relación material vegeta/solvente y tiempo óptimo. g/mL: gramos por mililitros; min: minutos; mg/L: miligramos por litro.

En un estudio realizado por **Meena et al. (2022)**, se llevaron a cabo varios tratamientos con diferentes relaciones material vegetal/solvente y tiempos, donde las concentraciones más altas de carotenoides se evidenciaron en valores similares a los aplicados en el presente estudio. Cabe mencionar que el uso de un solvente adecuado y la polaridad óptima ayudan a obtener una mayor concentración en la extracción. Por lo tanto, el uso de etanol como solvente en la extracción se debe a su polaridad intermedia y su alta solubilidad para los carotenoides, resultando en un alto rendimiento de extracción **(Cardona et al., 2009)**

3.1.2 Eficiencia cualitativa de la microencapsulación de carotenoides

Para el análisis cualitativo de la eficiencia de la microencapsulación de carotenoides, se utilizó la espectroscopia por transformada de Fourier (FT-IR), que permite visualizar la estructura molecular y los enlaces característicos de la muestra, con el fin de demostrar la efectividad del recubrimiento del material encapsulante **(Tang et al., 2022)**. La técnica FT-IR indica los picos de absorción comunes en las muestras, con unidades en número de onda (cm^{-1}), que representan la frecuencia de vibraciones presentes en los diferentes enlaces moleculares de la muestra, y el porcentaje de transmitancia (%T), que es la cantidad de luz infrarroja que atraviesa la muestra **(De & Madhuri, 2020)**.

Se obtuvieron los espectros respectivos del concentrado de carotenoides, su microencapsulado y la mezcla polimérica utilizada, en un intervalo de 600 a 4000 cm^{-1} y con un porcentaje de transmitancia de 58 a 100. En la **Figura 6**, se analizó el concentrado de carotenoides, donde se observan vibraciones de estiramiento O-H de picos alrededor de 3200 a 3400 cm^{-1}, característicos de grupos hidroxilos (-OH) en la muestra, lo cual es evidente debido al solvente utilizado, que fue etanol. De igual forma, se observan picos alrededor de 1000 a 2000 cm^{-1}, correspondientes a los estiramientos de C=C presentes en la estructura de los carotenoides.

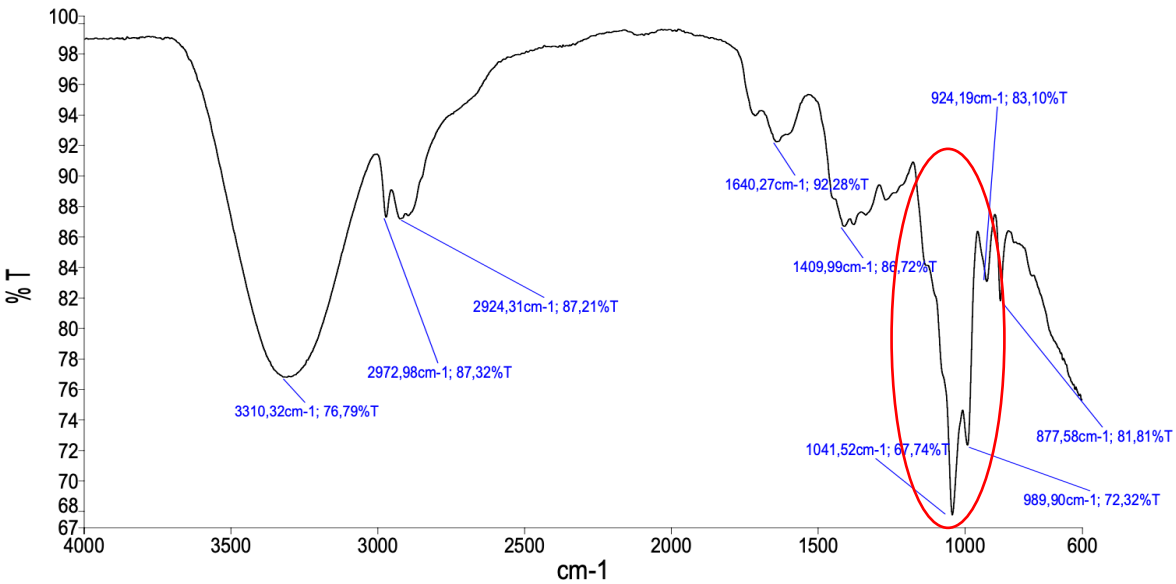


Figura 6. Espectro infrarrojo por transformada de Fourier del concentrado de carotenoides de residuos de naranjilla.

Nota. El círculo rojo en el diagrama muestra el pico característico en la muestra concentrada de carotenoides.

Asimismo, la zona señalada muestra un pico con un número de onda de 1041,52 cm^{-1} y un porcentaje de transmitancia de 67,74, correspondiente a vibraciones de estiramiento C-O, indicando la presencia de grupos éster o también estiramientos C-H comunes en las cadenas hidrocarbonadas de los carotenoides. En el estudio realizado por **Kim et al. (2023)**, presenta valores similares con picos de 1086 cm^{-1} y 1045 cm^{-1}, y la presencia de grupos funcionales ésteres en un pico de 1743 cm^{-1}, evidenciando la existencia de carotenoides. De igual forma, **Ursache et al. (2018)** muestran valores similares, con un número de onda de 1750 cm^{-1}, correspondiente a estiramientos de C=C típicos de ésteres en los carotenoides.

En la **Figura 7** se pueden observar los picos representativos de la mezcla polimérica entre la goma arábiga y la maltodextrina, utilizada en la microencapsulación del extracto puro de carotenoides. Esta mezcla se utilizó debido a que protege, estabiliza y libera controladamente los carotenoides.

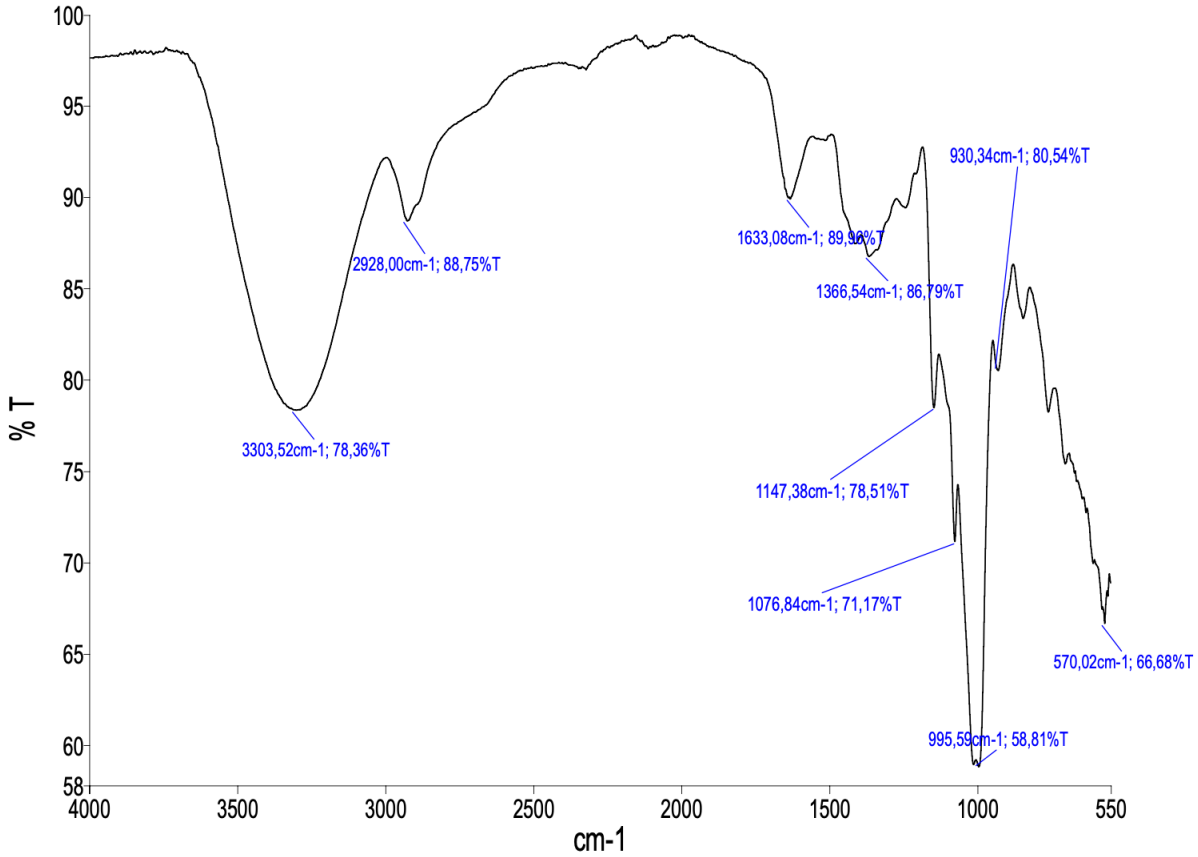


Figura 7. Espectro infrarrojo por transformada de Fourier del combinado de biopolímeros utilizado en la microencapsulado.

En la **Figura 7** se distingue la presencia de grupos hidroxilos (-OH) y grupos carbonilos (C=O) alrededor del pico 3303,52 cm^{-1} y 1633,08 cm^{-1}, respectivamente, los cuales son comunes en la estructura de los polisacáridos. También se observan bandas de grupos metilo (C-H) con un número de onda de 2928 cm^{-1}. Asimismo, se evidencia la presencia de grupos éter y alcoholes (C-O) en los picos 1147,38 cm^{-1} y 1076,84 cm^{-1}, representativos de los biopolímeros utilizados. En el estudio realizado por **Estupiñan et al. (2023)**, también se utilizó maltodextrina y goma arábiga como microencapsulantes, con picos a 3429 cm^{-1} y 1590 cm^{-1} en los estiramientos de grupos hidroxilos (-OH) y grupos carbonilos (C=O), respectivamente. De manera similar, **Sarabandi et al. (2019)** presentan picos característicos de los grupos funcionales éter y alcoholes (C-O) de 1148 cm^{-1} y 1078 cm^{-1}. Siendo datos muy similares a los expuestos en el presente estudio.

En la **Figura 8** se presenta el espectro obtenido del extracto concentrado de carotenoides microencapsulado, permitiendo apreciar de manera cualitativa si el compuesto bioactivo está dentro de la matriz polimérica y si la microencapsulación fue eficiente.

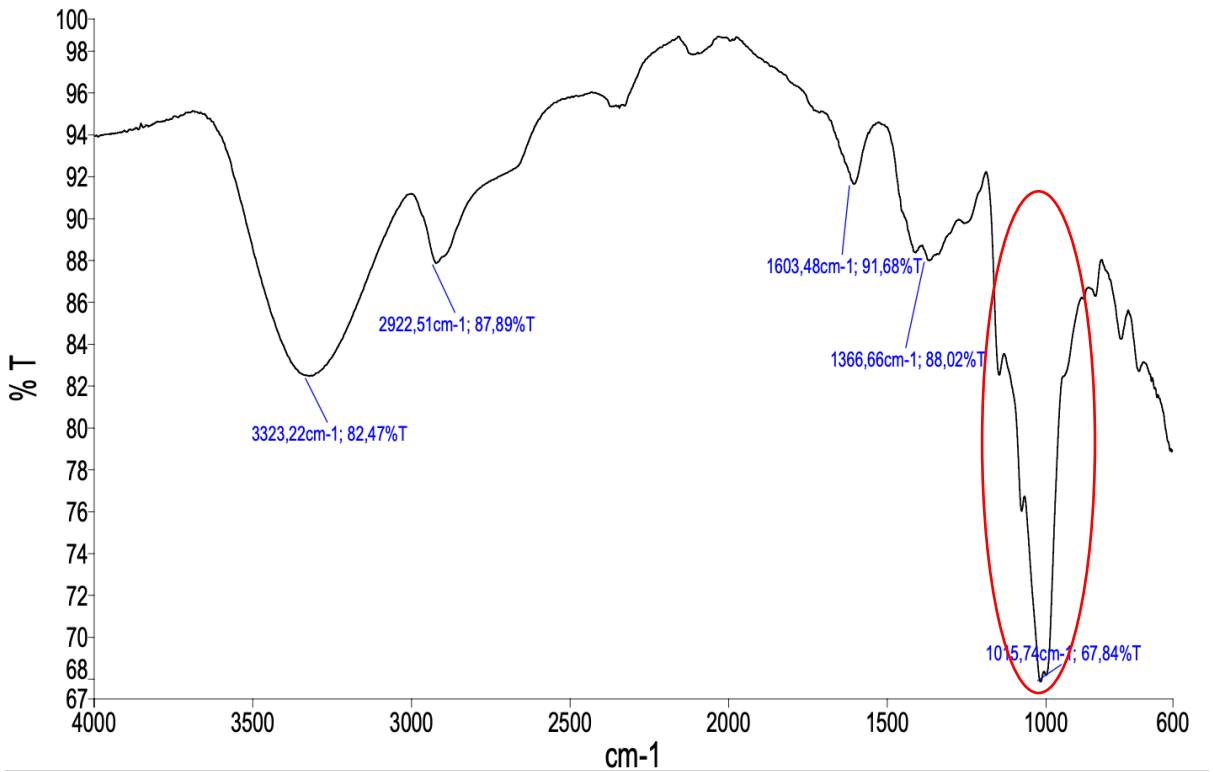


Figura 8. Espectro infrarrojo por transformada de Fourier del concentrado microencapsulado de carotenoides de residuos de naranjilla.

Nota. El círculo rojo en el diagrama muestra el pico característico en la muestra concentrada microencapsulado de carotenoides.

La zona señalada en la **Figura 6** y en la **Figura 8** muestran picos característicos de los carotenoides, con un número de onda de 1041,52 cm^{-1} y 1015,74 cm^{-1}, respectivamente. En el extracto concentrado de carotenoides, el pico tiene un porcentaje de transmitancia de 67,74, mientras que en el concentrado microencapsulado alcanza el 67,84 %. Se aprecia una disminución del número de onda y un aumento del porcentaje de transmitancia en el microencapsulado. El porcentaje de transmitancia se asocia a la cantidad de luz infrarroja que pasa por la muestra, por lo que en el concentrado al tener mayor contenido de carotenoides va a ser menor que el microencapsulado, debido a que el compuesto bioactivo está controlado y la luz infrarroja pasará más en la muestra, provocando el aumento del porcentaje de transmitancia **(Othman, 2022)**.

En la **Figura 9**, la señalización del círculo rojo representa la superposición de los tres espectros mencionados anteriormente, revelando picos similares en cada muestra. Este hallazgo sugiere que los grupos funcionales de los carotenoides están efectivamente encapsulados dentro de la matriz polimérica, indicativo de un proceso de microencapsulación eficiente **(Mooranian et al., 2014)**.

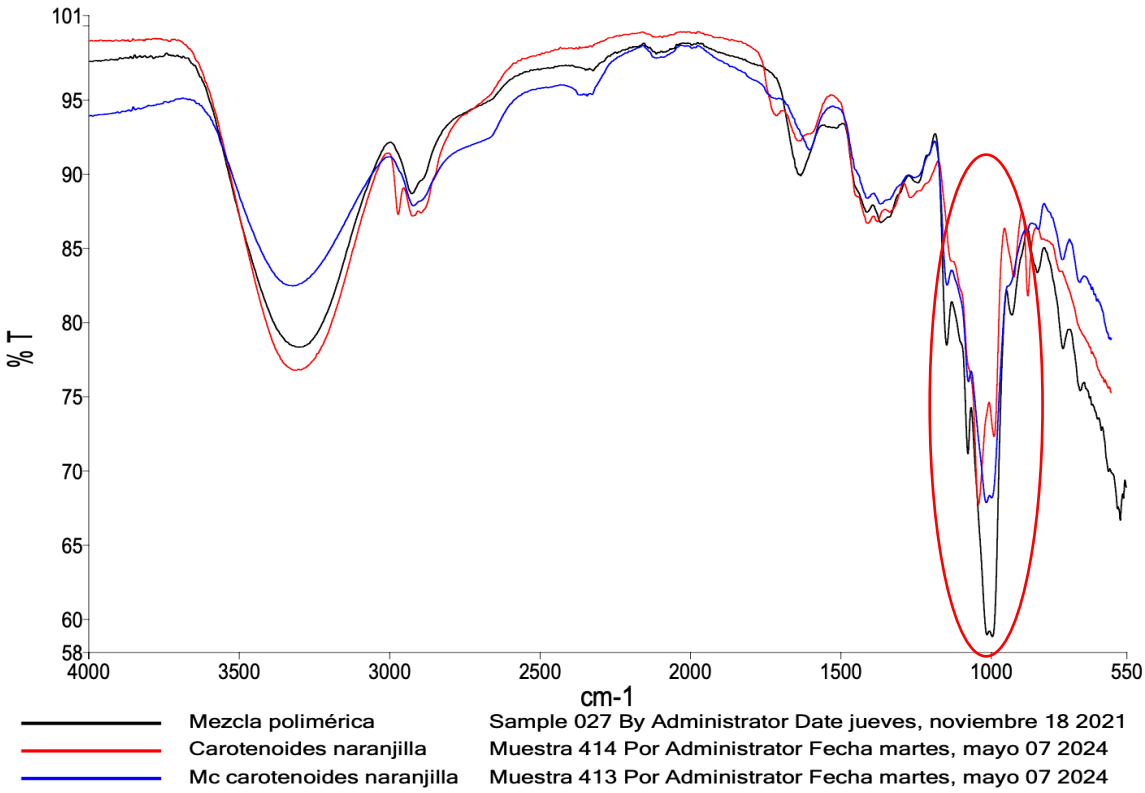


Figura 9. Espectros superpuestos de las muestras analizadas por FT-IR.

Nota. La figura indica la superposición de los espectros del extracto y microencapsulado de carotenoides junto a la combinación polimérica (goma arábiga y maltodextrina).

3.1.3 Eficiencia cuantitativa de la microencapsulación de carotenoides

En la **Tabla 11** se detalla el cálculo cuantitativo de la eficiencia de microencapsulación de carotenoides. Esto se logró mediante la dilución del microencapsulado en etanol para los carotenoides superficiales y en agua destilada para los carotenoides totales. Tras cuantificar las concentraciones, se calculó una eficiencia del 91,74 %, respaldada por los espectros infrarrojos que evidencian que los carotenoides extraídos están dentro de la matriz polimérica.

Tabla 11

Porcentaje de eficiencia cuantitativa del concentrado de carotenoides microencapsulado.

	Concentración (mg/L)	E.M. (%)
Etanol + Microcápsula	0,623 ± 0,0011	91,74 ± 0,028
Agua + Microcápsula	7,545 ± 0,016	

Nota. El resultado muestra la eficiencia de la microencapsulación (E.M) ± desviación estándar de los carotenoides superficiales (Etanol + Microcápsula) y totales (Agua + Microcápsula).

Este porcentaje supera el obtenido por **Pal y Bhattacharjee (2018)**, quienes reportaron una eficiencia del 78,32 %. Esto podría deberse a la relación entre los dos polímeros y la temperatura de entrada, ya que en dicho estudio se aplicó una relación 60:40 (maltodextrina:goma arábiga) y una temperatura de entrada de 170 °C. Otro estudio realizado por **Tupuna et al. (2020)** se logró una eficiencia de 70,97 %, siendo menor al estudio anterior, esto podría ser atribuido a la utilización de la goma arábiga como único biopolímero. Por ende, la combinación de goma arábiga y maltodextrina en el presente estudio parece haber contribuido significativamente a mejorar la eficiencia de la microencapsulación.

3.1.4 Análisis de la actividad antioxidante *in vitro* del extracto y microencapsulado de carotenoides

Primeramente, se realizó una curva de calibración estándar de Trolox, expresando el resultado en µmol de Trolox equivalente por litro para determinar si la muestra de carotenoides se encuentra dentro de la curva de calibración. La ecuación de la recta resultante fue y = 0,1534x + 7,5769, con un coeficiente de correlación de 0,9872. Al evaluar los datos en relación con esta recta y confirmar que los valores estaban

dentro de la curva de Trolox, se obtuvieron los resultados de los porcentajes de inhibición, como se observa en la **Tabla** 12, que presenta el porcentaje de la evaluación de la actividad antioxidante.

Tabla 12

Porcentajes de inhibición de la actividad antioxidante in vitro mediante el método DPPH.

	Extracto	**Extracto µmol TE/L**	**MC**	**MC µmol TE/L**
% Inhibición	63,00 ± 0,104	361,32 ± 0,68	49,52 ± 0,618	273,43 ± 4,03

Nota. Los resultados muestran el porcentaje de la actividad antioxidante ± desviación estándar del extracto puro y el microencapsulado de carotenoides de la naranjilla utilizando el método DPPH. MC: Microencapsulado de carotenoides; µmol TE/L: Concentración de Trolox equivalente.

Mediante los resultados obtenidos, se puede apreciar que el extracto de carotenoides de los residuos de la naranjilla exhibió un porcentaje de inhibición del radical libre DPPH del 63,00 ± 0,104. Este resultado es considerablemente alto, indicando un contenido significativo de carotenoides en los residuos de la naranjilla. En un estudio realizado por **Urbanski et al. (2022)**, se aplicaron varios métodos para evaluar la actividad antioxidante, encontrando resultados elevados en la fruta de la naranjilla con todos los métodos aplicados. Sin embargo, la diferencia no fue muy significativa, lo que sugiere que los residuos de la naranjilla también tienen un alto potencial antioxidante. En contraste, la investigación de **Fu et al. (2011)** reportó un 51,53 % de inhibición en una especie diferente. Lo que evidencia que la cantidad de carotenoides en la naranjilla puede ser más eficiencia en la inhibición de radicales libres con respecto a otras especies.

Como se observa en la **Tabla 12**, el porcentaje de inhibición del microencapsulado es menor al del extracto puro de carotenoides, con un valor de 49,52 ± 0,618. Esta disminución se debe al uso de una carga del 30 % del extracto concentrado total. Sin embargo, la disminución no es significativa, lo que sugiere una buena retención de la actividad antioxidante mediante el proceso de microencapsulación. Este hallazgo indica que la matriz polimérica está protegiendo los carotenoides y liberando controladamente el compuesto bioactivo **(Pintea et al., 2018)**. En el estudio realizado por **Ferreira et al. (2022)** de un extracto de *Astrocaryum vulgare* Mart. rico en compuestos fenólicos, se menciona que la inhibición del extracto fue mayor a las microesferas, lo que confirma la disminución de la actividad antioxidante y la correcta protección del compuesto bioactivo debido al proceso de microencapsulación.

En otra investigación realizado por **Monicka et al. (2017)**, de un concentrado de carotenoides microencapsulado obtuvo un valor de 33,4 % de inhibición en donde sugiere que al aumentar la concentración del microencapsulado se obtendrá mejores porcentajes. De igual forma, mencionando que la elección correcta de la mezcla polimérica y la técnica de microencapsulación son muy importantes debido a que ayuda a preservar y liberar controladamente el compuesto bioactivo **(Luana et al., 2022)**.

3.1.5 Análisis de la capacidad antiinflamatoria *in vitro* del extracto y microencapsulado de carotenoides

La evaluación de la capacidad antiinflamatoria se realizó mediante la técnica de desnaturalización de proteína de la albúmina de huevo, tanto en el extracto concentrado de carotenoides como en su forma microencapsulada. Como se detalla en la **Tabla 13** la evaluación se realizó a diferentes concentraciones (100, 200, 500, 1000 µg/mL) del extracto y del microencapsulado, utilizando diclofenaco sódico como control positivo, un medicamento antiinflamatorio no esteroideo (AINE). También, se utilizó la albúmina de huevo como proteína modelo, sometiéndola a condiciones que inducen su desnaturalización, como calor, pH u otros agentes, para determinar si el extracto y el microencapsulado de carotenoides pueden prevenir o inhibir este proceso **(Madhuranga & Samarakoon, 2023)**.

Tabla 13

Porcentajes de inhibición de la capacidad antiinflamatoria in vitro mediante el método de desnaturalización de proteína.

	Inhibición (%)		
Concentración (µg/mL)	**Diclofenaco sódico**	**Extracto**	**Microencapsulado**
1000	96,62 ± 0,48	56,42 ± 0,35	41,42 ± 0,87
500	72,18 ± 0,26	45,85 ± 1,91	37,73 ± 1,16
200	52,24 ± 0,32	32,91 ± 0,48	21,56 ± 0,77
100	32,20 ± 0,22	13,72 ± 1,03	11,74 ± 1,01

Nota. Los resultados muestran el porcentaje de inhibición ± desviación estándar a diferentes concentraciones utilizando diclofenaco sódico como control positivo. µg/mL: Microgramos por mililitro.

Los resultados mostraron que el diclofenaco sódico tuvo un porcentaje de inhibición de la desnaturalización de la albúmina del 96,62 ± 0,48, mientras que el extracto alcanzó un 56,42 ± 0,35 % y el microencapsulado un 41,42 ± 0,87 % en sus concentraciones máximas de 1000 µg/mL. Se observó que a medida que la concentración es mayor, también lo hacía la capacidad de inhibición de la desnaturalización. En un estudio realizado por **Lekouaghet et al. (2020)**, presenta un porcentaje similar del 47,60 ± 0,39 en un extracto de *Leuzea conifera* en su máxima concentración, mientras que **Gallego et al. (2022)** obtuvieron mejores resultados en un extracto de carotenoides de microalgas a concentraciones altas. Por ende, se evidencia que el extracto puro de carotenoides, a diferencia de sus diluciones, va a tener una mayor concentración del compuesto bioactivo, lo que contribuye a una mayor capacidad antiinflamatoria. El porcentaje de inhibición se comparó con otros extractos debido a que no existen pruebas que se han realizado con un concentrado de carotenoides de residuos de *S. quitoense.*

En la misma **Tabla 13**, se observa que el microencapsulado del extracto de carotenoides sigue un patrón similar de aumento en el porcentaje de inhibición con el incremento de la concentración, aunque sigue siendo inferior al del extracto puro. Esto puede atribuirse al hecho de que el microencapsulado, al utilizar el 30 % de la carga total y estar protegido correctamente por la mezcla polimérica, su biodisponibilidad y accesibilidad van hacer más controladas **(Ștefănescu et al., 2022)**.

Finalmente, **Ba et al. (2023)** mencionan que la actividad antioxidante y antiinflamatorio de los carotenoides están relacionados entre sí, ya que el desarrollo de una enfermedad inflamatoria puede ser ocasionado por el estrés oxidativo. Por lo tanto, la capacidad de los carotenoides para actuar como antioxidantes puede prevenir estas enfermedades, lo cual es acorde a los resultados obtenidos en el estudio, donde tanto el extracto concentrado como el microencapsulado de carotenoides mostraron porcentajes favorables en sus respectivas evaluaciones.

3.2 Verificación de hipótesis

Conforme a los resultados obtenidos en el presente estudio se rechaza la hipótesis nula y se acepta la hipótesis alternativa. Los resultados expuestos confirman que el extracto concentrado y microencapsulado de carotenoides a partir de residuos de naranjilla *(S. quitoense)* presentan actividad antioxidante y antiinflamatoria.

CAPITULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 Conclusiones

- Se evaluaron nueve tratamientos variando la relación material vegetal/solvente y el tiempo de extracción para cuantificar los carotenoides. Se ingresó las concentraciones de cada una al programa estadístico Statgraphic obteniendo los valores óptimos de la relación material vegetal/solvente y el tiempo de extracción siendo 1:75,41 (g/mL) y 90 minutos, respectivamente. Obteniendo una concentración de 2,287 ± 0,032 mg/L de carotenoides totales. Estos hallazgos confirman que ambos factores influyen significativamente en la cuantificación de carotenoides.

- Se microencapsularon carotenoides extraídos de los residuos de la naranjilla *(S. quitoense)* utilizando la técnica de secado por aspersión, empleando goma arábiga y maltodextrina como agentes microencapsulantes en condiciones de temperatura de entrada de 120 °C y una temperatura de salida de 80 °C. La eficiencia de la microencapsulación fue analizada de manera cualitativa y cuantitativa obteniendo un valor de 91,74 ± 0,028 %, indicando que el combinado biopolimérico utilizado protege adecuadamente el compuesto bioactivo.

- Se evaluó la actividad antioxidante tanto del concentrado como del microencapsulado de carotenoides mediante el método DPPH. Se obtuvo un porcentaje de inhibición del 63,00 ± 0,104 y 49,52 ± 0,618, respectivamente, con equivalentes de Trolox de 361,32 ± 0,68 y 273,43 ± 4,03 μmol TE/L. Comprobando el potencial uso de su actividad antioxidante en subproductos de interés.

- Se demostró la capacidad antiinflamatoria de un extracto concentrado de carotenoides y su microencapsulado mediante el método de desnaturalización de la albúmina de huevo. Se observó un porcentaje de inhibición máximo a una concentración de 1000 μg/mL, con valores de 56,42 ± 0,35 % y 41,42 ± 0,87 %, respectivamente. Por lo que, se puede concluir que existe

una relación directa entre la concentración de carotenoides presentes en el extracto y la inhibición de la desnaturalización.

4.2 Recomendaciones

- Se sugiere realizar pruebas utilizando diferentes estados de maduración de la naranjilla con la finalidad de evaluar si hay una variación significativa en la concentración de carotenoides.

- Evaluar la eficiencia de microencapsulación utilizando diferentes biopolímeros como quitosano, xantano y carragenina, analizando y comparando sus respectivos porcentajes de eficiencia.

- Aplicar métodos espectrofotométricos como el ABTS o FRAP para evaluar la actividad antioxidante de los extractos obtenidos, comparando los porcentajes de inhibición resultantes.

- Se recomienda realizar estudios *in vivo* en modelos animales para evaluar la capacidad antiinflamatoria de los extractos concentrados y microencapsulados de carotenoides, corroborando los porcentajes de inhibición obtenidos en el presente estudio.

MATERIALES DE REFERENCIA

5.1 Referencias bibliográficas

Alam, M., Bristi, N., & Rafiquzzaman, M. (2013). Review on *in vivo* and *in vitro* methods evaluation of antioxidant activity. *Saudi Pharmaceutical Journal : SPJ : The Official Publication of the Saudi Pharmaceutical Society*, *21*(2), 143–152. https://doi.org/10.1016/J.JSPS.2012.05.002

Almanza, P., Velandia, J., & Tovar, Y. (2016). Propiedades fisicoquímicas durante el crecimiento y desarrollo de frutos de lulo (*Solanum quitoense* Lam.). *Revista Colombiana de Ciencias Hortícolas*, *10*(2), 222–231. https://doi.org/10.17584/RCCH.2016V10I2.5065

Al-Obadi, M., Ayad, H., Pokharel, S., & Ayari, M. A. (2022). Perspectives on food waste management: Prevention and social innovations. *Sustainable Production and Consumption*, *31*, 190–208. https://doi.org/10.1016/j.spc.2022.02.012

Andrade, R., da Silva, D., Souza, M., de Oliveira, R., Maciel, M., Porto, A., Melo, E. de A., Arruda, L. L. de A. L., & Porto, T. (2023). Microencapsulation of phenolic compounds from cashew apple (*Anacardium occidentale* L.) agro-food waste: Physicochemical characterization, antioxidant activity, biodisponibility and stability. *Food Chemistry Advances*, *3*, 100364. https://doi.org/10.1016/J.FOCHA.2023.100364

Anyasor, G., Okanlawon, A., & Ogunbiyi, B. (2019). Evaluation of anti-inflammatory activity of Justicia secunda Vahl leaf extract using *in vitro* and *in vivo* inflammation models. *Clinical Phytoscience 2019 5:1*, *5*(1), 1–13. https://doi.org/10.1186/S40816-019-0137-8

Awad, A., Kumar, P., Ismail, M., Jusoh, S., Ab Aziz, M., & Sazili, A. (2021). Green Extraction of Bioactive Compounds from Plant Biomass and Their Application in Meat as Natural Antioxidant. *Antioxidants*, *10*(9). https://doi.org/10.3390/ANTIOX10091465

Ba, W., Xu, W., Deng, Z., Zhang, B., Zheng, L., & Li, H. (2023). The Antioxidant and Anti-Inflammatory Effects of the Main Carotenoids from Tomatoes via Nrf2 and NF-κB Signaling Pathways. *Nutrients*, *15*(21). https://doi.org/10.3390/NU15214652/S1

Banerjee, S., Chanda, A., Adhikari, A., Das, A., & Biswas, S. (2014). Evaluation of Phytochemical Screening and Anti Inflammatory Activity of Leaves and Stem of *Mikania scandens* (L.) Wild. *Annals of Medical and Health Sciences Research*, *4*(4), 532. https://doi.org/10.4103/2141-9248.139302

Basit, A., Ahmad, S., Khan, K. ur R., Aati, H., Sherif, A., Ovatlarnporn, C., Khan, S., Rao, H., Arshad, M., Shahzad, M., & Perveen, S. (2023). Evaluation of the anti-inflammatory, antioxidant, and cytotoxic potential of *Cardamine amara* L. (Brassicaceae): A comprehensive biochemical,

toxicological, and *in silico* computational study. *Frontiers in Chemistry*, *10*, 1077581. https://doi.org/10.3389/FCHEM.2022.1077581/BIBTEX

Bhatia, S. (2016). *Natural Polymer Drug Delivery Systems*. Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-319-41129-3

Binesh, N., Babaloo, H., & Farhadian, N. (2023). Microencapsulation: Spray drying. In *Principles of Biomaterials Encapsulation : Volume One* (Vol. 1, pp. 271–296). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-323-85947-9.00010-8

Bobo, G., Davidov, G., Arroqui, C., Vírseda, P., Marín, M. R., & Navarro, M. (2015). Intra-laboratory validation of microplate methods for total phenolic content and antioxidant activity on polyphenolic extracts, and comparison with conventional spectrophotometric methods. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, *95*(1), 204–209. https://doi.org/10.1002/JSFA.6706

Boligon, A., Machado, M., & Athayde, M. (2014). Technical Evaluation of Antioxidant Activity. *Medicinal Chemistry*, *4*(7). https://doi.org/10.4172/2161-0444.1000188

Bruschi, M. (2015). Strategies to Modify the Drug Release from Pharmaceutical Systems. In *Strategies to Modify the Drug Release from Pharmaceutical Systems*. Elsevier Inc. https://doi.org/10.1016/C2014-0-02342-8

Campos, E., Branquinho, J., Carreira, A. S., Carvalho, A., Coimbra, P., Ferreira, P., & Gil, M. H. (2013). Designing polymeric microparticles for biomedical and industrial applications. *European Polymer Journal*, *49*(8), 2005–2021. https://doi.org/10.1016/J.EURPOLYMJ.2013.04.033

Cardona, E., Ríos, L., & Restrepo, G. (2009). Extraction of the carotenoid lycopene form chonto tomato (*Lycopersicum esculentum*). *Vitae*, *13*(2). https://doi.org/10.17533/udea.vitae.540

Chaiya, P., Senarat, S., Phaechamud, T., & Narakornwit, W. (2022). *In vitro* anti-inflammatory activity using thermally inhibiting protein denaturation of egg albumin and antimicrobial activities of some organic solvents. *Materials Today: Proceedings*, *65*, 2290–2295. https://doi.org/10.1016/J.MATPR.2022.04.916

Chandra, S., Chatterjee, P., Dey, P., & Bhattacharya, S. (2012). Evaluation of *in vitro* anti-inflammatory activity of coffee against the denaturation of protein. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, *2*(1), S178–S180. https://doi.org/10.1016/S2221-1691(12)60154-3

Christodoulou, M., Orellana, J., Hesami, G., Jafarzadeh, S., Lorenzo, J. M., Domínguez, R., Moreno, A., & Hadidi, M. (2022). Spectrophotometric Methods for Measurement of Antioxidant Activity in Food and Pharmaceuticals. *Antioxidants 2022, Vol. 11, Page 2213*, *11*(11), 2213. https://doi.org/10.3390/ANTIOX11112213

Correâ-Filho, L., Lourenço, M., Moldaõ-Martins, M., & Alves, V. (2019). Microencapsulation of β-Carotene by Spray Drying: Effect of Wall Material Concentration and Drying Inlet Temperature. *International Journal of Food Science*, *2019*. https://doi.org/10.1155/2019/8914852

Costa, R., Dugo, P., & Mondello, L. (2012). Sampling and Sample Preparation Techniques for the Determination of the Volatile Components of Milk and Dairy Products. *Comprehensive Sampling*

and Sample Preparation: Analytical Techniques for Scientists, 43–59. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-381373-2.00127-7

Cotas, J., Pacheco, D., Monteiro, P., Gonçalves, A., & Pereira, L. (2023). Marine phenolics: Extractions at low pressure. *Marine Phenolic Compounds: Science and Engineering*, 115–146. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-823589-8.00015-7

Cuvi, M., Fuertes, M., & Figueroa, J. (2021). Physicochemical and antioxidant evaluation of naranjilla (*Solanum quitoense* Lam.) during maturation. *Revista Iberoamericana de Tecnología Postcosecha*, *22*.

da Silva Júnior, M., Araújo, M., Martins, A., dos Santos Lima, M., da Silva, F., Converti, A., & Maciel, M. (2023). Microencapsulation by spray-drying and freeze-drying of extract of phenolic compounds obtained from ciriguela peel. *Scientific Reports 2023 13:1*, *13*(1), 1–16. https://doi.org/10.1038/s41598-023-40390-4

da Silva, L., Castelo, R., Cheng, H., Biswas, A., Furtado, R., & Alves, C. (2022). Methods of Microencapsulation of Vegetable Oil: Principles, Stability and Applications - A Minireview. *Food Technology and Biotechnology*, *60*(3), 308. https://doi.org/10.17113/FTB.60.03.22.7329

De, S., & Madhuri, R. (2020). Functionalized nanomaterials for electronics and electrical and energy industries. *Handbook of Functionalized Nanomaterials for Industrial Applications*, 269–296. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816787-8.00011-9

Dharmadeva, S., Galgamuwa, L., Prasadinie, C., & Kumarasinghe, N. (2018). *In vitro* anti-inflammatory activity of *Ficus racemosa* L. bark using albumin denaturation method. *Ayu*, *39*(4), 239. https://doi.org/10.4103/AYU.AYU_27_18

Dzoyem, J., McGaw, L., Kuete, V., & Bakowsky, U. (2017). Anti-inflammatory and Anti-nociceptive Activities of African Medicinal Spices and Vegetables. *Medicinal Spices and Vegetables from Africa: Therapeutic Potential Against Metabolic, Inflammatory, Infectious and Systemic Diseases*, 239–270. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-809286-6.00009-1

Estupiñan, M., Fuenmayor, C., & López, A. (2023). Exploring the Potential of Wild Andean Blueberries for Powdered Juice Production through Spray Drying. *Foods*, *12*(12). https://doi.org/10.3390/FOODS12122348

Eun, J., Maruf, A., Das, P., & Nam, S. (2020). A review of encapsulation of carotenoids using spray drying and freeze drying. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, *60*(21), 3547–3572. https://doi.org/10.1080/10408398.2019.1698511

Ferreira, L., Pereira, R., Carvalho-Guimarães, F., Remígio, M. S. do N., Barbosa, W., Ribeiro-Costa, R., & Silva-Júnior, J. (2022). Microencapsulation by Spray Drying and Antioxidant Activity of Phenolic Compounds from Tucuma Coproduct (*Astrocaryum vulgare* Mart.) Almonds. *Polymers 2022, Vol. 14, Page 2905*, *14*(14), 2905. https://doi.org/10.3390/POLYM14142905

Fiedor, J., & Burda, K. (2014). Potential Role of Carotenoids as Antioxidants in Human Health and Disease. *Nutrients*, *6*(2), 466. https://doi.org/10.3390/NU6020466

Fraser, P. (2004). The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Progress in Lipid Research*, *43*(3), 228–265. https://doi.org/10.1016/j.plipres.2003.10.002

Fu, F., & Hu, L. (2017). Temperature sensitive colour-changed composites. *Advanced High Strength Natural Fibre Composites in Construction*, 405–423. https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100411-1.00015-7

Fu, H., Xie, B., Ma, S., Zhu, X., Fan, G., & Pan, S. (2011). Evaluation of antioxidant activities of principal carotenoids available in water spinach (*Ipomoea aquatica*). *Journal of Food Composition and Analysis*, *24*(2), 288–297. https://doi.org/10.1016/J.JFCA.2010.08.007

Gallego, R., Valdés, A., Suárez, Z., Sánchez, J., Cifuentes, A., Ibáñez, E., & Herrero, M. (2022). Anti-inflammatory and neuroprotective evaluation of diverse microalgae extracts enriched in carotenoids. *Algal Research*, *67*, 102830. https://doi.org/10.1016/j.algal.2022.102830

Gan, X., Fei, G., Wang, J., Wang, Z., Lavorgna, M., & Xia, H. (2020). Powder quality and electrical conductivity of selective laser sintered polymer composite components. *Structure and Properties of Additive Manufactured Polymer Components*, 149–185. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819535-2.00006-5

Gancel, A. L., Alter, P., Dhuique-Mayer, C., Ruales, J., & Vaillant, F. (2008). Identifying carotenoids and phenolic compounds in naranjilla (*Solanum quitoense* Lam. var. Puyo hybrid), an Andean fruit. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *56*(24), 11892–11899. https://doi.org/10.1021/JF801515P

González, M. A., Ortega, A. E., Anaya de Parrodi, C., & Lozada, J. D. (2023). Chemistry, Occurrence, Properties, Applications, and Encapsulation of Carotenoids—A Review. *Plants*, *12*(2). https://doi.org/10.3390/PLANTS12020313/S1

Gupta, K. (2023). Valorization of Biomass to Bioproducts: Biochemicals and Biomaterials. In *Valorization of Biomass to Bioproducts: Biochemicals and Biomaterials* (Vol. 1). Elsevier. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822887-6.00022-X

Hinestroza, L., Serna, S., Seguí, L., Barrera, C., & Betoret, N. (2020). Characterization of Powdered Lulo (*Solanum quitoense*) Bagasse as a Functional Food Ingredient. *Foods*, *9*(6). https://doi.org/10.3390/FOODS9060723

Jafari, S., Mahdavi-Khazaei, K., & Hemmati-Kakhki, A. (2016). Microencapsulation of saffron petal anthocyanins with cress seed gum compared with Arabic gum through freeze drying. *Carbohydrate Polymers*, *140*, 20–25. https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2015.11.079

Janiszewska-Turak, E. (2017). Carotenoids microencapsulation by spray drying method and supercritical micronization. *Food Research International*, *99*, 891–901. https://doi.org/10.1016/J.FOODRES.2017.02.001

Jassim, N. (2020). Solvent Extraction Optimization of Chlorophyll Dye from *Conocarpus Lancifolius* Leaves. *Journal of Engineering and Technological Sciences*, *52*(1), 14–27. https://doi.org/10.5614/J.ENG.TECHNOL.SCI.2020.52.1.2

Joshi, K., Kumar, P., & Kataria, R. (2023). Microbial carotenoid production and their potential applications as antioxidants: A current update. *Process Biochemistry*, *128*, 190–205. https://doi.org/10.1016/J.PROCBIO.2023.02.020

Junaedi, E., Lestari, K., & Muchtaridi, M. (2021). Infrared spectroscopy technique for quantification of compounds in plant-based medicine and supplement. *Journal of Advanced Pharmaceutical Technology & Research*, *12*(1), 1. https://doi.org/10.4103/JAPTR.JAPTR_96_20

Kabir, T., Rahman, H., Shah, M., Jamiruddin, M., Basak, D., Al-Harrasi, A., Bhatia, S., Ashraf, G., Najda, A., El-kott, A., Mohamed, H., Al-malky, H., Germoush, M., Altyar, A., Alwafai, E., Ghaboura, N., & Abdel-Daim, M. (2022). Therapeutic promise of carotenoids as antioxidants and anti-inflammatory agents in neurodegenerative disorders. *Biomedicine & Pharmacotherapy*, *146*, 112610. https://doi.org/10.1016/J.BIOPHA.2021.112610

Kawata, A., Murakami, Y., Suzuki, S., & Fujisawa, S. (2018). Anti-inflammatory Activity of β-Carotene, Lycopene and Tri-n-butylborane, a Scavenger of Reactive Oxygen Species. *In Vivo*, *32*(2), 255. https://doi.org/10.21873/INVIVO.11232

Kim, W., Wang, Y., Vongsvivut, J., Ye, Q., & Selomulya, C. (2023). On surface composition and stability of β-carotene microcapsules comprising pea/whey protein complexes by synchrotron-FTIR microspectroscopy. *Food Chemistry*, *426*, 136565. https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2023.136565

Kirti, K., Amita, S., Priti, S., Mukesh, A., & Jyoti, S. (2014). Colorful World of Microbes: Carotenoids and Their Applications. *Advances in Biology*, *2014*, 1–13. https://doi.org/10.1155/2014/837891

Krajišnik, D., Calija, B., & Cekić, N. (2017). Polymeric Microparticles and Inorganic Micro/Nanoparticulate Drug Carriers: An Overview and Pharmaceutical Application. *Microsized and Nanosized Carriers for Nonsteroidal Anti-Inflammatory Drugs: Formulation Challenges and Potential Benefits*, 31–67. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804017-1.00002-9

Kultys, E., & Kurek, M. (2022). Green Extraction of Carotenoids from Fruit and Vegetable Byproducts: A Review. *Molecules*, *27*(2). https://doi.org/10.3390/MOLECULES27020518

Lai, H., Threapleton, D., Day, A., Williamson, G., Cade, J., & Burley, V. (2015). Fruit intake and cardiovascular disease mortality in the UK Women's Cohort Study. *European Journal of Epidemiology*, *30*(9), 1035–1048. https://doi.org/10.1007/S10654-015-0050-5/TABLES/4

Lakkis, J. (2016). Encapsulation and Controlled Release Technologies in Food Systems: Second Edition. In *Encapsulation and Controlled Release Technologies in Food Systems: Second Edition*. Wiley Blackwell. https://doi.org/10.1002/9781118946893

Lekouaghet, A., Boutefnouchet, A., Bensuici, C., Gali, L., Ghenaiet, K., & Tichati, L. (2020). *In vitro* evaluation of antioxidant and anti-inflammatory activities of the hydroalcoholic extract and its fractions from *Leuzea conifera L.* roots. *South African Journal of Botany*, *132*, 103–107. https://doi.org/10.1016/J.SAJB.2020.03.042

Li, Y., Zhao, Y., Zhang, H., Ding, Z., & Han, J. (2024). The Application of Natural Carotenoids in Multiple Fields and Their Encapsulation Technology: A Review. *Molecules 2024, Vol. 29, Page 967*, *29*(5), 967. https://doi.org/10.3390/MOLECULES29050967

Liang, R., Huang, Q., Ma, J., Shoemaker, C., & Zhong, F. (2013). Effect of relative humidity on the store stability of spray-dried beta-carotene nanoemulsions. *Food Hydrocolloids*, *33*(2), 225–233. https://doi.org/10.1016/J.FOODHYD.2013.03.015

Loizzo, M. R., Lucci, P., Núñez, O., Tundis, R., Balzano, M., Frega, N. G., Conte, L., Moret, S., Filatova, D., Moyano, E., & Pacetti, D. (2019). Native Colombian Fruits and Their by-Products: Phenolic Profile, Antioxidant Activity and Hypoglycaemic Potential. *Foods*, *8*(3). https://doi.org/10.3390/FOODS8030089

Louie, K., Kosina, S., Hu, Y., Otani, H., de Raad, M., Kuftin, A., Mouncey, N., Bowen, B., & Northen, T. (2020). Mass Spectrometry for Natural Product Discovery. *Comprehensive Natural Products III*, 263–306. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409547-2.14834-6

Luana, J., Medeiros, I., Costa, A., Piuvezam, G., Clara de França Nunes, A., Souza, T., & Heloneida de Araújo Morais, A. (2022). Encapsulation techniques perfect the antioxidant action of carotenoids: A systematic review of how this effect is promoted. *Food Chemistry*, *385*, 132593. https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2022.132593

Madhuranga, H., & Samarakoon, N. (2023). *In vitro* Anti-Inflammatory Egg Albumin Denaturation Assay: An Enhanced Approach. *Journal of Natural & Ayurvedic Medicine*, *7*(3), 1–6. https://doi.org/10.23880/JONAM-16000411

Maoka, T. (2020). Carotenoids as natural functional pigments. *Journal of Natural Medicines*, *74*(1), 1. https://doi.org/10.1007/S11418-019-01364-X

Meena, L., Sengar, A., Neog, R., & Sunil, C. K. (2022). Pineapple processing waste (PPW): bioactive compounds, their extraction, and utilisation: a review. *Journal of Food Science and Technology*, *59*(11), 4152–4164. https://doi.org/10.1007/S13197-021-05271-6

Mehta, N., Kumar, P., Verma, A., Umaraw, P., Kumar, Y., Malav, O., Sazili, A., Domínguez, R., & Lorenzo, J. (2022). Microencapsulation as a Noble Technique for the Application of Bioactive Compounds in the Food Industry: A Comprehensive Review. *Applied Sciences 2022, Vol. 12, Page 1424*, *12*(3), 1424. https://doi.org/10.3390/APP12031424

Menezes, J., Silva, A., Araujo, G., & Campos, R. (2023). Ultrasound-assisted extraction using ethanol efficiently extracted carotenoids from peels of peach palm fruits (*Bactris gasipaes* Kunth) without altering qualitative carotenoid profile. *Heliyon*, *9*(4), e14933. https://doi.org/10.1016/J.HELIYON.2023.E14933

Merino, C. O., Bayas-Morejon, I. F., Changoluisa, M., Lema, M. P., Gómez, C., Verdezoto, L., Moreno, I., Merino, M. C., Tigre, R. A., & Donato, W. (2019). Biotransformation of Fruti-Horticultural Agro-Industrial Residues Using Efficient Microorganisms (EM) in Riobamba (Ecuador). *ARPN*

Journal of Engineering and Applied Sciences, *14*(Special Issue 8), 2504–2512. https://doi.org/10.36478/JEASCI.2019.2504.2512

Mfotie, E. (2021). Medicinal plants, antioxidant potential, and cancer. *Cancer: Oxidative Stress and Dietary Antioxidants*, 349–357. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-819547-5.00031-6

Misawa, N. (2010). Carotenoids. *Comprehensive Natural Products II*, 733–753. https://doi.org/10.1016/B978-008045382-8.00009-5

Mishra, A., Kumar, J., & Chandra, K. (2021). Applicability of Spray Drying Technique to Prepare Nano-Micro Carriers: A Review. *Nanoarchitectonics*, 33–45. https://doi.org/10.37256/nat.3120221198

Monicka, A., Chandrasekaran, I., & Rajkumar, P. (2017). Storage Stability and Antioxidant Activity of Encapsulated Carotenoid from Pumpkin Pulp. *Madras Agricultural Journal*, *104*(10–12), 415. https://doi.org/10.29321/MAJ.2017.000090

Mooranian, A., Negrulj, R., Chen-Tan, N., Al-Sallami, H., Fang, Z., Mukkur, T., Mikov, M., Golocorbin-Kon, S., Fakhoury, M., Watts, G., Matthews, V., Arfuso, F., & Al-Salami, H. (2014). Microencapsulation as a novel delivery method for the potential antidiabetic drug, Probucol. *Drug Design, Development and Therapy*, *8*, 1221. https://doi.org/10.2147/DDDT.S67349

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

Norton, R. D. (2017). The Competitiveness of Tropical Agriculture: A Guide to Competitive Potential with Case Studies. In *The Competitiveness of Tropical Agriculture* (1st ed.). Academic Press. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-805312-6.00010-6

Obregón, A., López, M., & Angeles, D. (2023). Nutritional and bioactive properties of *solanum quitoense* lam: native fruit from the south american andes. *Journal of Microbiology, Biotechnology and Food Sciences*, e10386–e10386. https://doi.org/10.55251/JMBFS.10386

Oppong, M., Cao, S., Fang, S. M., Amponsah, S., Donkor, P., Lartey, M., Adutwum, L., Opuni, K., Zhao, F., & Feng, Q. (2024). *In-vitro* and *in-vivo* anti-inflammatory properties of extracts and isolates of Pangdahai. *Phytomedicine Plus*, *4*(2), 100533. https://doi.org/10.1016/J.PHYPLU.2024.100533

Organización de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente. (2021). *ONU: se desperdicia 17% de todos los alimentos disponibles a nivel del consumidor*. UNEP. https://www.unep.org/es/noticias-y-reportajes/comunicado-de-prensa/onu-se-desperdicia-17-de-todos-los-alimentos-disponibles#

Othman, N. (2022). IR Spectroscopy in Qualitative and Quantitative Analysis. *Infrared Spectroscopy - Perspectives and Applications*. https://doi.org/10.5772/INTECHOPEN.106625

Pal, S., & Bhattacharjee, P. (2018). Spray dried powder of lutein-rich supercritical carbon dioxide extract of gamma-irradiated marigold flowers: Process optimization, characterization and food application. *Powder Technology*, *327*, 512–523. https://doi.org/10.1016/J.POWTEC.2017.12.085

Parente, J., Sousa, V., Marques, J., Forte, M., & Tavares, C. (2022). Biodegradable Polymers for Microencapsulation Systems. *Advances in Polymer Technology*, *2022*. https://doi.org/10.1155/2022/4640379

Piñón, C., Leyva, C., Terán, Y., Espinosa, V., Álvarez, C., & Saavedra, M. Z. (2020). Encapsulation of Active Ingredients in Food Industry by Spray-Drying and Nano Spray-Drying Technologies. *Processes 2020, Vol. 8, Page 889*, *8*(8), 889. https://doi.org/10.3390/PR8080889

Pintea, A., Rugină, D., & Diaconeasa, Z. (2018). Pharmacologically Active Plant-Derived Natural Products. *Smart Nanoparticles for Biomedicine*, 49–64. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814156-4.00004-5

Pinto, M., Paula, D. de A., Alves, A., Rodrigues, M., Vieira, É., Fontes, E., & Ramos, A. (2018). Encapsulation of carotenoid extracts from pequi (*Caryocar brasiliense* Camb) by emulsification (O/W) and foam-mat drying. *Powder Technology*, *339*, 939–946. https://doi.org/10.1016/J.POWTEC.2018.08.076

Popescu, M., Iancu, P., Pleșu, V., Bîldea, C., & Todasca, C. (2022). Different spectrophotometric methods for simultaneous quantification of lycopene and β-carotene from a binary mixture. *LWT*, *160*, 113238. https://doi.org/10.1016/J.LWT.2022.113238

Rajesh, A., Doss, A., Tresina, P., & Mohan, V. (2019). Anti-inflammatory activity of methanol extract of *niebuhria apetala* (roth) dunn – *in vitro* models. *Asian Journal of Pharmaceutical and Clinical Research*, 278–281. https://doi.org/10.22159/AJPCR.2019.V12I5.32512

Rakhee, Mishra, J., Sharma, R., & Misra, K. (2018). Characterization Techniques for Herbal Products. *Management of High Altitude Pathophysiology*, 171–202. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813999-8.00009-4

Ramírez, F., & Davenport, T. (2020). The Development of Lulo Plants (*Solanum quitoense* Lam. var. *septentrionale*) Characterized by BBCH and Landmark Phenological Scales. *International Journal of Fruit Science*, *20*(3), 562–585. https://doi.org/10.1080/15538362.2019.1613470

Ramírez, F., Kallarackal, J., & Davenport, T. L. (2018). Lulo (*Solanum quitoense Lam.*) reproductive physiology: A review. *Scientia Horticulturae*, *238*, 163–176. https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.04.046

Rasmus, P., & Kozłowska, E. (2023). Antioxidant and Anti-Inflammatory Effects of Carotenoids in Mood Disorders: An Overview. *Antioxidants 2023, Vol. 12, Page 676*, *12*(3), 676. https://doi.org/10.3390/ANTIOX12030676

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

Rigon, R. T., & Zapata Noreña, C. P. (2016). Microencapsulation by spray-drying of bioactive compounds extracted from blackberry (*rubus fruticosus*). *Journal of Food Science and Technology*, *53*(3), 1515. https://doi.org/10.1007/S13197-015-2111-X

Rodrigues, E., Mariutti, L., & Mercadante, A. (2013). Carotenoids and phenolic compounds from *Solanum sessiliflorum*, an unexploited amazonian fruit, and their scavenging capacities against reactive oxygen and nitrogen species. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, *61*(12), 3022–3029. https://doi.org/10.1021/JF3054214/SUPPL_FILE/JF3054214_SI_001.PDF

Rojas, J. (2017). *Solanum quitoense* (naranjilla). *CABI Compendium*. https://doi.org/10.1079/PWKB.SPECIES.50543

Roll, T., Barboza, C., & Zambiazi, R. (2022). Methods of protection and application of carotenoids in foods - A bibliographic review. *Food Bioscience*, *48*, 101829. https://doi.org/10.1016/J.FBIO.2022.101829

Saini, R., & Keum, Y. (2018). Carotenoid extraction methods: A review of recent developments. *Food Chemistry*, *240*, 90–103. https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2017.07.099

Sarabandi, K., Jafari, S., Mahoonak, A., & Mohammadi, A. (2019). Application of gum Arabic and maltodextrin for encapsulation of eggplant peel extract as a natural antioxidant and color source. *International Journal of Biological Macromolecules*, *140*, 59–68. https://doi.org/10.1016/J.IJBIOMAC.2019.08.133

Senapati, M., & Behera, P. (2023). Novel extraction conditions for phytochemicals. *Recent Frontiers of Phytochemicals: Applications in Food, Pharmacy, Cosmetics, and Biotechnology*, 27–61. https://doi.org/10.1016/B978-0-443-19143-5.00019-0

Shaikh, R., Pund, M., & Gacche, R. (2016). Evaluation of anti-inflammatory activity of selected medicinal plants used in Indian traditional medication system *in vitro* as well as *in vivo*. *Journal of Traditional and Complementary Medicine*, *6*(4), 355. https://doi.org/10.1016/J.JTCME.2015.07.001

Singh, A., & Mukherjee, T. (2022). Application of carotenoids in sustainable energy and green electronics. *Materials Advances*, *3*(3), 1341–1358. https://doi.org/10.1039/D1MA01070K

Singh, M., Patra, S., & Singh, R. (2021). Common techniques and methods for screening of natural products for developing of anticancer drugs. *Evolutionary Diversity as a Source for Anticancer Molecules*, 323–353. https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821710-8.00015-1

Siregar, T. M., & Margareta, M. (2019). Microencapsulation of Carotenoids from Red Melinjo (*Gnetum gnemon* L.) Peels Extract. *Journal of Physics: Conference Series*, *1351*(1), 012031. https://doi.org/10.1088/1742-6596/1351/1/012031

Srivastava, R. (2021). Physicochemical, antioxidant properties of carotenoids and its optoelectronic and interaction studies with chlorophyll pigments. *Scientific Reports 2021 11:1*, *11*(1), 1–14. https://doi.org/10.1038/s41598-021-97747-w

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

Strati, I., & Oreopoulou, V. (2011). Process optimisation for recovery of carotenoids from tomato waste. *Food Chemistry*, *129*(3), 747–752. https://doi.org/10.1016/J.FOODCHEM.2011.05.015

Sun, H., Lou, J., Chen, B. X., Huang, J. Q., Wang, Q. L., Song, S. F., Jia, Z. Y., Miao, R., Wang, S. Y., Li, X., & Yang, W. Z. (2024). Multi-level chemical characterization and anti-inflammatory activity evaluation of the polysaccharides from *Prunella vulgaris*. *Fitoterapia*, *174*, 105841. https://doi.org/10.1016/J.FITOTE.2024.105841

Tang, L., Liu, H., Huang, G., Yuan, Z., Fu, M., Bu, Z., Wen, J., & Xu, Y. (2022). The structural characterization, physicochemical properties, and stability of gardenia yellow pigment microcapsules. *LWT*, *162*, 113507. https://doi.org/10.1016/J.LWT.2022.113507

Tonini, D., Albizzati, P. F., & Astrup, T. F. (2018). Environmental impacts of food waste: Learnings and challenges from a case study on UK. *Waste Management*, *76*, 744–766. https://doi.org/10.1016/j.wasman.2018.03.032

Tupuna-Yerovi, D., Paese, K., Flôres, S., Guterres, S., & Rios, A. (2020). Addition of norbixin microcapsules obtained by spray drying in an isotonic tangerine soft drink as a natural dye. *Journal of Food Science and Technology*, *57*(3), 1021. https://doi.org/10.1007/S13197-019-04135-4

Udensi, J., Loskutova, E., Loughman, J., & Byrne, H. (2022). Quantitative Raman Analysis of Carotenoid Protein Complexes in Aqueous Solution. *Molecules*, *27*(15). https://doi.org/10.3390/MOLECULES27154724/S1

Urbanski, J., Carraro, B., Paulus, C., Khristinne, N., & Costa, G. (2022). Antioxidant activity and physicochemical characteristics of lulo fruit cultivated in Brazil. *Scientia Agraria Paranaensis*, 341–347. https://doi.org/10.18188/SAP.V21I4.30684

Urbina, W. R., Fernández, D., López, O. D., & Iraizoz, A. (2020). Obtaining an extract rich in carotenoids with antioxidant capacity on a bank scale from agro-industrial residues of tree tomato (*Solanum betaceum*). *Bionatura*, *5*(4), 1356–1362. https://doi.org/10.21931/RB/2020.05.04.13

Ursache, F., Andronoiu, D., Ghinea, I. O., Barbu, V., LastNameIoniță, E., LastNameCotârleț, M., Dumitraşcu, L., Botez, E., Râpeanu, G., & Stănciuc, N. (2018). Valorizations of carotenoids from sea buckthorn extract by microencapsulation and formulation of value-added food products. *Journal of Food Engineering*, *219*, 16–24. https://doi.org/10.1016/J.JFOODENG.2017.09.015

Viera, W., Díaz, A., Caicedo, C., Suárez, A., & Vargas, Y. (2021). Key Agronomic Fertilization Practices that Influence Yield of Naranjilla *(Solanum quitoense)* in the Ecuadorian Amazon. *Agronomy, 11*(2), 310. https://doi.org/10.3390/agronomy11020310

Viñas, A., López, D., Esteve, M., Frígola, A., & Blesa, J. (2023). Improving carotenoid extraction, stability, and antioxidant activity from *Citrus sinensis* peels using green solvents. *European Food Research and Technology*, *249*(9), 2349–2361. https://doi.org/10.1007/S00217-023-04302-0/TABLES/5

Xiao, Z., Xia, J., Zhao, Q., Niu, Y., & Zhao, D. (2022). Maltodextrin as wall material for microcapsules: A review. *Carbohydrate Polymers*, *298*, 120113. https://doi.org/10.1016/J.CARBPOL.2022.120113

Young, A. J., & Lowe, G. L. (2018). Carotenoids—Antioxidant Properties. *Antioxidants*, *7*(2). https://doi.org/10.3390/ANTIOX7020028

Zakynthinos, G., & Varzakas, T. (2016). Carotenoids: From Plants to Food Industry. *Current Research in Nutrition and Food Science Journal*, *4*(1), 38–51. https://doi.org/10.12944/CRNFSJ.4.Special-Issue1.04

Zhang, Q., Lin, L., & Ye, W. (2018). Techniques for extraction and isolation of natural products: A comprehensive review. *Chinese Medicine (United Kingdom)*, *13*(1), 1–26. https://doi.org/10.1186/S13020-018-0177-X/FIGURES/13

ANEXOS

Anexo 1

Proceso de extracción etanólico de carotenoides de los residuos de la naranjilla.



Nota. La figura muestra el proceso que se realizó para la extracción de carotenoides. A) Residuos de naranjilla en el proceso de deshidratación. B) Residuos de naranjilla triturados. C) Extracción por medio de etanol al 96%.

Anexo 2

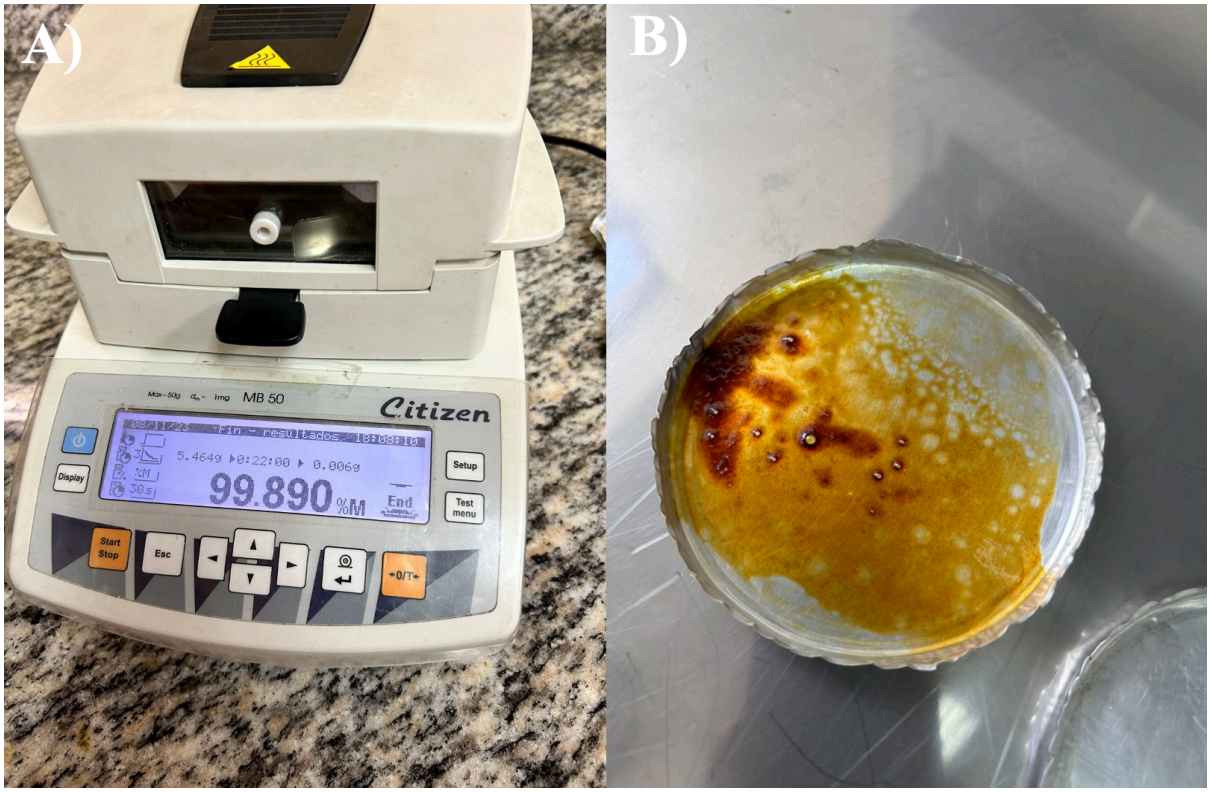
Tratamientos realizados para la cuantificación de carotenoides

Tratamientos	Relación material vegetal/solvente (g/mL)	Tiempo de extracción (min)
T1	1:60	30
T2	1:60	60
T3	1:60	90
T4	1:70	30
T5	1:70	60
T6	1:70	90
T7	1:80	30
T8	1:80	60
T9	1:80	90

Nota. La tabla indica las combinaciones que se realizó para la cuantificación de carotenoides. g/mL: gramos por mililitros; min: minutos.

Anexo 3

Proceso de la determinación del porcentaje de humedad.



Nota. A) Medición de la humedad de la muestra en la balanza de humedad. B) Muestra del extracto al terminar el proceso.

Anexo 4

Porcentajes de sólidos totales de cada tratamiento.

Tratamientos	Humedad (%)	Solidos Totales (%)
T1	99,615	0,385
T2	99,519	0,481
T3	99,098	0,902
T4	99,676	0,324
T5	99,628	0,372
T6	99,441	0,559
T7	99,704	0,296
T8	99,524	0,476
T9	98,831	1,169

Nota. La tabla muestra los resultados de sólidos totales de tratamientos de extracción de carotenoides mediante la balanza de humedad.

Anexo 5

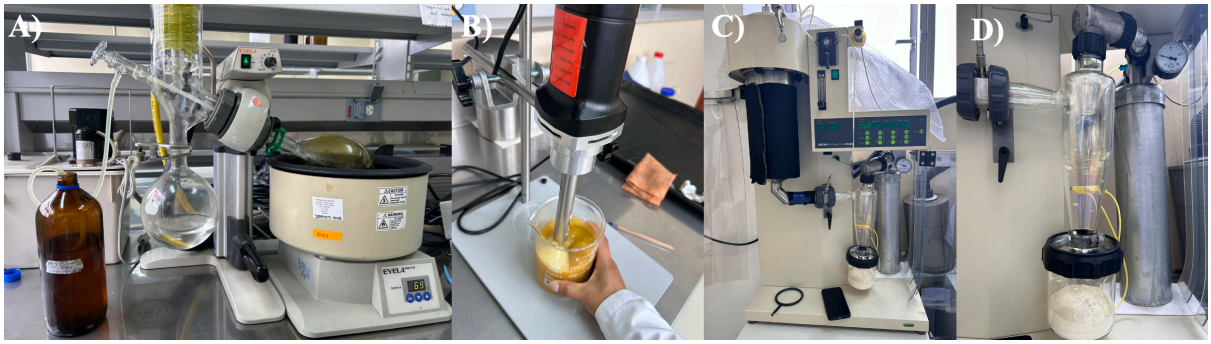
Concentración de carotenoides totales de cada uno de los tratamientos.

Bloque	Relación material vegetal/solvente (g/mL)	Tiempo de extracción (min)	Concentración de carotenoides (mg/L)
1	1:80	30	0,88
1	1:60	60	1,15
1	1:60	30	1,07
1	1:70	30	1,2
1	1:60	90	1,83
1	1:80	90	2,19
1	1:80	60	1,94
1	1:70	90	2,05
1	1:70	60	1,55
2	1:80	30	0,86
2	1:60	60	1,14
2	1:60	30	1,08
2	1:70	30	1,21
2	1:60	90	1,86
2	1:80	90	2,17
2	1:80	60	1,96
2	1:70	90	2,09
2	1:70	60	1,55
3	1:80	30	1,08
3	1:60	60	1,15
3	1:60	30	1,04
3	1:70	30	2,2
3	1:60	90	2,23
3	1:80	90	2,25
3	1:80	60	1,97
3	1:70	90	2,57
3	1:70	60	1,51

Nota. La tabla indica la concentración de carotenoides totales de cada uno de los tratamientos realizado por triplicado.

Anexo 6

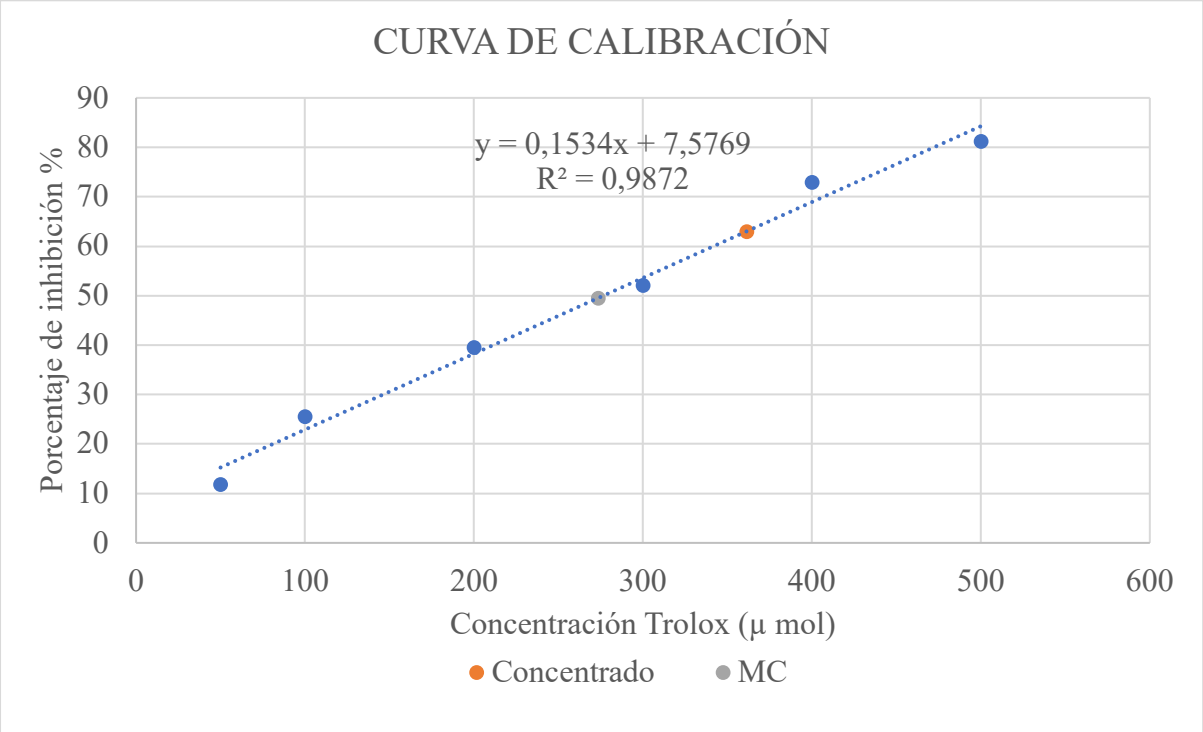
Proceso de microencapsulación del extracto de carotenoides de residuos de naranjilla.



Nota. A) Rotaevaporación del extracto etanólico de carotenoides para obtener un extracto concentrado. B) Homogenización del extracto concentrado de carotenoides con una mezcla polimérica. C) Microencapsulación por secado por aspersión. D) Microencapsulado del extracto concentrado de carotenoides.

Anexo 7

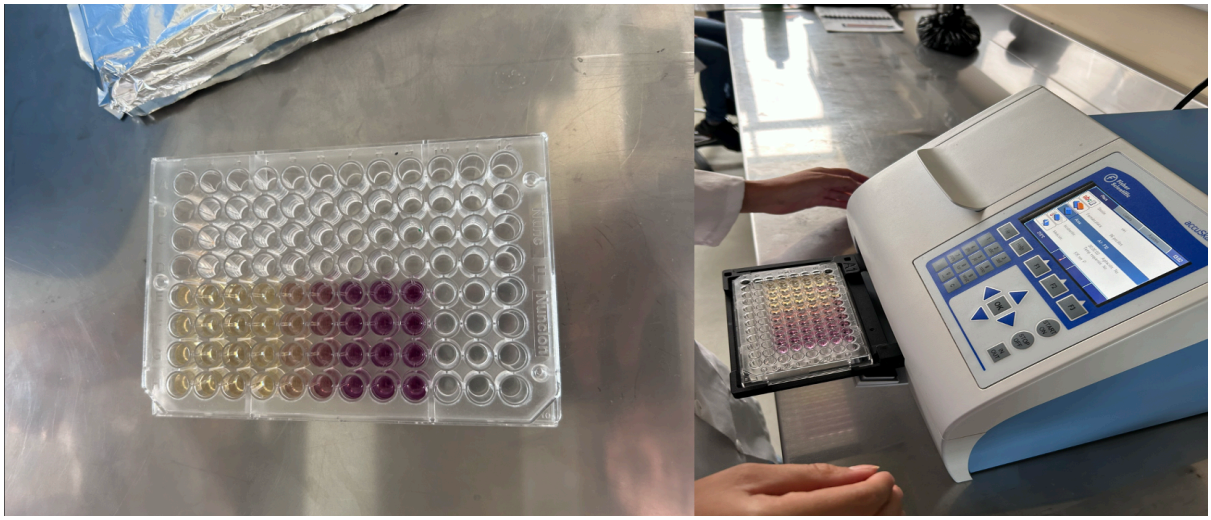
Curva de calibración de Trolox para evaluar la actividad antioxidante.



Nota. La figura indica la curva de calibración de Trolox que se utilizó en la actividad antioxidante presentando los valores del extracto y microencapsulado de carotenoides dentro la curva.

Anexo 8

Evaluación de la actividad antioxidante mediante el método DPPH.



Nota. Se observa el proceso realizado para evaluar la actividad antioxidante tanto del extracto como el microencapsulado de carotenoides utilizando una placa de 96 pocillos y un espectrofotómetro.

Anexo 9

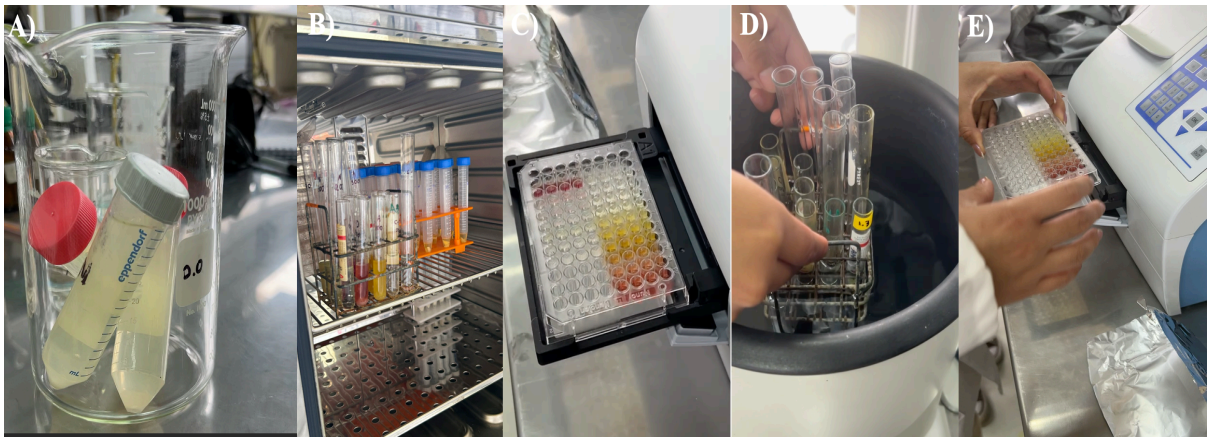
Porcentajes de la evaluación de la capacidad antiinflamatoria.

	Control positivo				**Concentrado de carotenoides**				**MC de carotenoides**			
	Concentraciones (µg/mL)											
	100	**200**	**500**	**1000**	**100**	**200**	**500**	**1000**	**100**	**200**	**500**	**1000**
Réplica 1	32,49	52,07	71,98	95,90	12,87	32,98	44,07	56,83	10,55	22,27	37,97	41,82
Réplica 2	31,95	52,04	72,51	96,86	14,60	33,45	44,92	55,98	12,97	20,57	37,70	42,01
Réplica 3	32,19	52,15	72,25	96,89	12,79	32,91	48,48	56,46	11,93	22,07	39,04	40,12
Réplica 4	32,19	52,71	71,98	96,83	14,62	32,28	45,92	56,42	11,49	21,33	36,22	41,71
Promedio	32,20	52,24	72,18	96,62	13,72	32,91	45,85	56,42	11,74	21,56	37,73	41,42
DE	0,22	0,32	0,26	0,48	1,03	0,48	1,91	0,35	1,01	0,77	1,16	0,87

Nota. Se observa las réplicas realizadas a diferentes concentraciones de los porcentajes de la capacidad antiinflamatoria por el método de desnaturalización de albúmina utilizando como control positivo el diclofenaco sódico. DE: Desviación estándar; MC: Microencapsulación.

Anexo 10

Proceso de la evaluación de la capacidad antiinflamatoria por el método de desnaturalización de la albúmina de huevo.



Nota. La figura muestra el proceso que se realizó para la evaluación de la capacidad antiinflamatorio del concentrado y microencapsulado de carotenoides. A) Separación de la albúmina. B) Incubación de las muestras. C) Medición de la absorbancia antes de la desnaturalización. D) Proceso de desnaturalización de proteínas. E) Medición de la absorbancia después de la desnaturalización.