

Brigette Lisset Marcelo Vasquez

OPTIMIZACIÓN DEL CONTENIDO DE FLAVONOIDES EN LA MEZCLA DE AGUAYMANTO (*Physalis peruviana* L.), AGUAJE (...)

 Quick Submit Quick Submit Universidad Nacional de Jaen

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::1:3414667000

124 páginas

Fecha de entrega

17 nov 2025, 10:00 a.m. GMT-5

29.968 palabras

158.385 caracteres

Fecha de descarga

17 nov 2025, 10:10 a.m. GMT-5

Nombre del archivo

elo_Vasquez_Informe_Final_-_BRIGGETTE_LISSET_MARCELO_VASQUEZ.pdf

Tamaño del archivo

2.3 MB

 UNIVERSIDAD NACIONAL DE JAÉN


Dr. Alexander Huaman Mera
Responsable de la Unidad de Investigación
de la Facultad de Ingeniería




1% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- ▶ Bibliografía
- ▶ Texto citado
- ▶ Coincidencias menores (menos de 15 palabras)

Fuentes principales

- 1%  Fuentes de Internet
- 1%  Publicaciones
- 1%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

-  **Caracteres reemplazados**
70 caracteres sospechosos en N.º de páginas
Las letras son intercambiadas por caracteres similares de otro alfabeto.
-  **Texto oculto**
2 caracteres sospechosos en N.º de página
El texto es alterado para mezclarse con el fondo blanco del documento.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

 UNIVERSIDAD NACIONAL DE JAÉN


Dr. Alexander Huamán Mera
Responsable de la Unidad de Investigación
de la Facultad de Ingeniería

Fuentes principales

- 1% Fuentes de Internet
- 1% Publicaciones
- 1% Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Fuentes principales

Las fuentes con el mayor número de coincidencias dentro de la entrega. Las fuentes superpuestas no se mostrarán.

1	Trabajos del estudiante	Universidad Nacional de Jaen	<1%
2	Internet	hdl.handle.net	<1%
3	Internet	repositorio.unj.edu.pe	<1%
4	Trabajos del estudiante	Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas	<1%
5	Internet	www.edb.gov.hk	<1%
6	Internet	repositorio.untrm.edu.pe	<1%
7	Publicación	Manuel Oliva-Cruz, Miguel A. Altamirano-Tantalean, Reyna Chuquizuta-Torres, Ca...	<1%
8	Internet	apirepositorio.unu.edu.pe	<1%
9	Trabajos del estudiante	Universidad Nacional Agraria La Molina	<1%
10	Internet	repositorio.unas.edu.pe	<1%
11	Trabajos del estudiante	Pontificia Universidad Catolica del Ecuador - PUCE	<1%

12 Trabajos del estudiante
Universidad Autónoma de Ciudad Juárez <1%

13 Internet
repositorio.ug.edu.ec <1%

1 **UNIVERSIDAD NACIONAL DE JAÉN**

FACULTAD DE INGENIERÍA

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA DE INDUSTRIAS

ALIMENTARIAS



**OPTIMIZACIÓN DEL CONTENIDO DE FLAVONOIDES EN LA
MEZCLA DE AGUAYMANTO (*Physalis peruviana* L.), AGUAJE
(*Mauritia flexuosa* L.) Y GRANADILLA (*Passiflora ligularis* J.)
MICROENCAPSULADA LIOFILIZADA**

1 **INFORME FINAL DE TESIS PARA OPTAR EL**

TÍTULO PROFESIONAL DE INGENIERO DE INDUSTRIAS

ALIMENTARIAS

Autora : Bach. Marcelo Vasquez Briggette Lisset

Asesor : Dr. Hubert Luzdemio Arteaga Miñano

1 **Línea de Investigación: LI_IIA_03 Ingeniería de Procesos Alimentarios**

JAÉN – PERÚ, NOVIEMBRE, 2025

ÍNDICE

RESUMEN	9
ABSTRACT.....	10
I. INTRODUCCIÓN	11
II. MATERIALES Y MÉTODOS	14
2.1. Ubicación del área de estudio	14
2.2. Población, muestra y muestreo	14
2.2.1. Población	14
2.2.2. Muestra	15
2.2.3. Muestreo	15
2.3. Variables de estudio	15
2.3.1. Variable independiente	15
2.3.2. Variables dependientes	15
2.4. Materiales.....	16
2.4.1. Materia prima	16
2.4.2. Insumos y Reactivos.....	16
2.4.3. Métodos	17
III. RESULTADOS	35
3.1. Caracterización fisicoquímica.....	35
3.1.1. Actividad de agua	36
3.1.2. Humedad.....	38
3.1.3. Color	41
3.1.4. Sólidos solubles	48
3.1.5. pH	50
3.1.6. Acidez titulable.....	53
3.2. Caracterización fitoquímica	56
3.2.1. Flavonoides totales	57

13

3.2.2.	Actividad antioxidante.....	59
3.2.3.	Polifenoles Totales	65
3.3.	Caracterización de la partícula.....	69
3.3.1.	Eficiencia de encapsulación.....	70
3.3.2.	Espectroscopía RAMAN	72
3.3.3.	Micrografía de partículas.....	85
IV.	DISCUSIÓN	86
V.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	90
5.1.	Conclusiones	90
5.2.	Recomendaciones	90
VI.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	91
VII.	AGRADECIMIENTO	102
VIII.	DEDICATORIA	104
IX.	ANEXOS	106

3

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Límites de diseño.....	17
Tabla 2 Diseño simplex centroide ampliado para la microencapsulación de mezclas de aguaymanto, aguaje y granadilla.	18
Tabla 3 Valores expresados en gramos considerados en el DSCA para cada tratamiento	19
Tabla 4 Parámetros y valores CIELAB	27
Tabla 5 Valores de banda RAMAN cm-1	33
Tabla 6 Resultados de las características fisicoquímicas en las mezclas	35
Tabla 7 Resultados de la cuantificación de las características fitoquímicas	56
Tabla 8 Resultados de la caracterización e identificación de partícula	69

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Diagrama de flujo para la obtención de la mezcla microencapsulada por el método de liofilización	20
Figura 2 Gráfico de Trazas para A_w	36
Figura 3 Superficie de Contornos para Actividad de agua (A_w)	37
Figura 4 Optimización de Actividad de agua por FD.....	38
Figura 5 Gráfico de Trazas para contenido de humedad (%H).....	39
Figura 6 Superficie de contornos para el contenido de humedad.....	40
Figura 7 Optimización de Humedad (%H) por Función de Deseabilidad.....	41
Figura 8 Gráfico de Trazas para la Luminosidad (L^*).....	42
Figura 9 Gráfico de Trazas para a^*	43
Figura 10 Gráfico de Trazas para b^*	44
Figura 11 Superficie de Contornos para la Luminosidad (L^*).....	44
Figura 12 Superficie de Contornos para a^*	45
Figura 13 Superficie de Contornos para b^*	45
Figura 14 Optimización de la Luminosidad (L^*) por Función de Deseabilidad.....	46
Figura 15 Optimización de a^* por Función de Deseabilidad	47
Figura 16 Optimización de b^* por Función de Deseabilidad.....	47
Figura 17 Gráfico de Trazas para contenido de sólidos solubles ($^{\circ}$ Brix).....	48
Figura 18 Superficie de contornos para el contenido de Sólidos solubles ($^{\circ}$ Brix).....	49
Figura 19 Optimización de Sólidos Solubles por Función de Deseabilidad	50
Figura 20 Gráfico de Trazas para contenido de pH.....	51
Figura 21 Superficie de contornos para contenido de pH	52
Figura 22 Optimización de pH por Función de Deseabilidad	52
Figura 23 Gráfico de Trazas para contenido de acidez titulable	53
Figura 24 Superficie de contornos para contenido de acidez titulable.....	54
Figura 25 Optimización de Acidez titulable (%ác.) por Función de Deseabilidad	55
Figura 26 Gráfico de Trazas para flavonoides	57
Figura 27 Superficie de contorno para el contenido de flavonoides totales.....	58
Figura 28 Optimización de Flavonoides Totales por Función de Deseabilidad.....	59
Figura 29 Gráfico de Trazas para Capacidad antioxidante por DPPH.....	60
Figura 30 Superficie de contornos para Capacidad Antioxidante por DPPH	61
Figura 31 Optimización de Capacidad Antioxidante por DPPH por FD	62

Figura 32 Gráfico de Trazas para Capacidad antioxidante por ABTS.....	63
Figura 33 Superficie de contorno para Capacidad Antioxidante por ABTS.....	64
Figura 34 Optimización de Capacidad Antioxidante por ABTS+ por FD.....	65
Figura 35 Gráfico de Trazas para Polifenoles totales.....	66
Figura 36 Superficie de contornos para el contenido de polifenoles totales.....	67
Figura 37 Optimización de Polifenoles Totales por Función de Deseabilidad.....	68
Figura 38 Gráfico de Trazas para %EE.....	70
Figura 39 Superficie de contornos para la Eficiencia de Encapsulación (%EE).....	71
Figura 40 Optimización de Eficiencia de Encapsulación por FD.....	72
Figura 41 Resultados Espectroscopía Raman T1.....	73
Figura 42 Resultados Espectroscopía Raman T2.....	74
Figura 43 Resultados Espectroscopía Raman T3.....	75
Figura 44 Resultados Espectroscopía Raman T4.....	76
Figura 45 Resultados Espectroscopía Raman T5.....	78
Figura 46 Resultados Espectroscopía Raman T6.....	79
Figura 47 Resultados Espectroscopía Raman T7.....	80
Figura 48 Resultados Espectroscopía Raman T8.....	81
Figura 49 Resultados Espectroscopía Raman T9.....	83
Figura 50 Resultados Espectroscopía Raman T10.....	84
Figura 51 Imágenes SEM de micropartículas cargadas de flavonoides - T2.....	85

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1 Recepción de materia prima	106
Anexo 2 Selección de materias	106
Anexo 3 Clasificación de materias	107
Anexo 4 Procesamiento de materia prima.....	107
Anexo 5 Acondicionamiento y formulación de mezclas.....	108
Anexo 6 Encapsulamiento de mezclas	108
Anexo 7 Ultracongelación de mezclas del T1 al T10 por tres repeticiones	109
Anexo 8 Liofilización de mezclas del T1 al T10 por tres repeticiones.....	109
Anexo 9 Determinación de Aw, %Humedad y Color	110
Anexo 10 Reducción de partícula	110
Anexo 11 Preparación de extractos	111
Anexo 12 Determinación de pH, sólidos solubles y acidez titulable	111
Anexo 13 Obtención de extractos 1:1	112
Anexo 14 Determinación de concentraciones puras	112
Anexo 15 Determinación de Flavonoides, Capacidad Antioxidante por DPPH y ABTS	113
Anexo 16 Espectros Raman	114
Anexo 17 Manipulación de equipos, reactivos y sustancias puras.....	115
Anexo 18 Curva de calibración DPPH.....	116
Anexo 19 Curva de calibración quercetina	116
Anexo 20 Curva de calibración de Acido gálico.....	117
Anexo 21 Curva de calibración ABTS.....	117
Anexo 22 Matriz química compleja e identificación de partículas en la mezcla microencapsulada (a y b).....	118
Anexo 23 Selección de tamaño de partícula según el diámetro	119
Anexo 24 Resultado de análisis de tamaño de partícula	120
Anexo 25 Resumen de selección del modelo con mejor ajuste para cada variable	121
Anexo 26 Selección de modelo ANOVA para la actividad de agua.....	121
Anexo 27 Selección de modelo ANOVA para contenido de humedad	122
Anexo 28 Selección de modelo ANOVA para Luminosidad (L*)	122
Anexo 29 Selección de modelo ANOVA para a*	122
Anexo 30 Selección de modelo ANOVA para b*	122

Anexo 31 Selección de modelo ANOVA para contenido de sólidos solubles.....	122
Anexo 32 Selección de modelo ANOVA para contenido de pH	122
Anexo 33 Selección de modelo ANOVA para contenido de acidez titulable.....	122
Anexo 34 Selección de modelo ANOVA para flavonoides	122
Anexo 36 Selección de modelo ANOVA para ABTS	122
Anexo 35 Selección de modelo ANOVA para DPPH	122
Anexo 37 Selección de modelo ANOVA para polifenoles.....	122
Anexo 38 Selección de modelo ANOVA para eficiencia de encapsulación.....	122

RESUMEN

El objetivo del estudio fue optimizar el contenido de flavonoides en la mezcla de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.), aguaje (*Mauritia flexuosa* L.) y granadilla (*Passiflora ligularis* J.) microencapsulada liofilizada. Por consiguiente, se utilizó la técnica de microencapsulación con goma arábica y se liofilizó a -89°C por 72 horas. Se evaluó el efecto de las diferentes proporciones de estas frutas sobre las características fisicoquímicas y fitoquímicas de la mezcla. La proporción de frutas que maximizó el contenido de flavonoides presentó 30% de aguaymanto, 60% de aguaje y 10% de granadilla (1.59 ± 0.01 mg Equivalentes de Quercetina/g de muestra), destacando la predominancia del aguaje. Además, se registró que a mayor adición de aguaje se logra aumentar la capacidad antioxidante por ABTS y disminuye la actividad de agua, humedad, acidez titulable y el tamaño de partícula. Por otro lado, a mayor adición de aguaymanto se obtiene un incremento de los polifenoles, la capacidad antioxidante por DPHH y el color, como también, se disminuye el pH. Mientras que, al incrementar la adición de granadilla se obtiene el aumento de los sólidos solubles y la eficiencia de encapsulación. Por ende, la técnica aplicada resultó efectiva para preservar, estabilizar y maximizar la concentración de los compuestos bioactivos de la mezcla de frutas.

Palabras clave: flavonoides, liofilización, microencapsulación, compuestos bioactivos y caracterización.

ABSTRACT

The objective of the study was to optimize the flavonoid content in the mixture of microencapsulated freeze-dried aguaymanto (*Physalis peruviana* L.), aguaje (*Mauritia flexuosa* L.), and granadilla (*Passiflora ligularis* J.). Therefore, the microencapsulation technique with gum arabic was used and freeze-dried at -89°C for 72 hours. The effect of different proportions of these fruits on the physicochemical and phytochemical characteristics of the mixture was evaluated. The proportion of fruits that maximized the flavonoid content was 30% aguaymanto, 60% aguaje, and 10% granadilla (1.59 ± 0.01 mg Quercetin Equivalents/g of sample), highlighting the predominance of aguaje. In addition, it was found that adding more aguaje increased the antioxidant capacity by ABTS and decreased the water activity, moisture, titratable acidity, and particle size. On the other hand, adding more aguaymanto increased the polyphenols, antioxidant capacity by DPHH, and color, as well as decreasing the pH. Meanwhile, increasing the addition of passion fruit resulted in an increase in soluble solids and encapsulation efficiency. Therefore, the technique applied was effective in preserving, stabilizing, and maximizing the concentration of bioactive compounds in the fruit mixture.

Keywords: flavonoids, freeze-drying, microencapsulation, bioactive compounds, and characterization.

I. INTRODUCCIÓN

La optimización del contenido de flavonoides en mezclas de frutas representa un campo de creciente interés, especialmente en un contexto caracterizado por cambios constantes y acelerados, donde el estrés se ha convertido en un factor de preocupación en la salud pública. Este fenómeno no solo afecta negativamente la calidad de vida, sino que también se encuentra estrechamente asociado al aumento de enfermedades no transmisibles, consecuentes de elecciones de estilo de vida, condiciones ambientales y factores sociales los cuales influyen en la vulnerabilidad de las personas frente a diversas afecciones.

En este marco, uno de los enfoques más prometedores y sostenibles para la mejorar la salud poblacional es promover una conciencia alimentaria basada en una dieta nutricionalmente balanceada (FAO y WHO, 2019) que incluya compuestos bioactivos como parte de la ingesta diaria. En consecuencia, tanto el mercado nacional como el internacional han mostrado un crecimiento en el consumo de alimentos funcionales, particularmente aquellos enriquecidos con metabolitos secundarios de alto valor potencial, como los flavonoides.

Los flavonoides se caracterizan por poseer una estructura benzo- γ -pirano (Estrada et al., 2012), que incluye grupos hidroxilo y fenólico. Estos grupos les confieren una notable capacidad de quelación del hierro y otros metales de transición (Trueba, 2003).

Estos compuestos son reconocidos por sus múltiples efectos bioactivos, destacando su notable capacidad antioxidante que neutraliza los radicales libres y protege las células frente al daño oxidativo (Arenas y Díaz, 2020). Además, presentan propiedades antiinflamatorias (Ramos, 2011), y gastroprotectores (Barja, 2018). Sin embargo, su aplicación funcional se ve limitada por su baja solubilidad y estabilidad que presentan bajo condiciones ambientales desfavorable (Rincón, 2003). Asimismo, la concentración y el perfil de flavonoides puede variar significativamente por factores como el tipo de matriz alimentaria.

Frente a este contexto, las frutas originarias de los Andes y la Amazonía peruana, como el aguaymanto (*Physalis peruviana* L.), el aguaje (*Mauritia flexuosa* L.) y la granadilla (*Passiflora ligularis* J.), destacan por su riqueza en compuestos

bioactivos. Estudios recientes han reportado que estas frutas presentan concentraciones significativas de flavonoides en estas frutas, particularmente la quercetina (Arenas y Díaz, 2020).

Particularmente, el aguaymanto presenta una concentración de quercetina de 0.340 mg Equivalentes de Quercetina/10g muestra liofilizada (Guiné et al., 2020), asimismo presenta un alto contenido de polifenoles con una concentración de 40–82 mg Equivalentes de Ácido Gálico/100 g de pulpa fresca (Sierra et al., 2022), lo cual puede conferirle una actividad antioxidante moderada (Puente et al., 2011), y también puede asociarse a sus características fisicoquímicas que enriquecen su valor como alimento (Ramadan, 2011). Por otro lado, el aguaje contiene una concentración de 4.06 ± 0.03 mg de flavonoides/100g (Díaz, 2018), evidenciando una potencial fuente de compuestos bioactivos, en el caso de la granadilla, esta presenta concentraciones de 1.66 mg de flavonoides/100 mL de jugo (Guija et al., 2012a), subrayando su relevancia como ingrediente nutracéutico. El perfil fitoquímico de cada fruta justifica su incorporación en mezclas que le darían un mayor valor funcional para la salud.

Desde la perspectiva del consumo, estas frutas son productos perecederos cuya vida útil es limitada (Sobel et al., 2023), afectando de manera significativa su calidad física y acelerando su descomposición celular (Romo et al., 2024). Este deterioro compromete no solo la pérdida de frescura y textura, sino también la estabilidad de sus compuestos bioactivos (Ahmed y Eun, 2018). Es importante señalar, que los flavonoides son particularmente vulnerables a reacciones oxidativas que pueden comprometer sus propiedades beneficiosas (Liu et al., 2021). Además, su inestabilidad frente a temperaturas elevadas los clasifica como compuestos térmicamente sensibles (Fu et al., 2021), lo que implica que, al ser expuestos a condiciones de calor, puede alterar su estructura química reduciendo su eficacia y potencial beneficioso para la salud.

Ante esta problemática, la necesidad de mejorar la biodisponibilidad y estabilidad de los flavonoides ha impulsado el desarrollo de estrategias de conservación y procesamiento, entre las cuales destaca la liofilización. Esta técnica permite preservar estos compuestos mediante la obtención de micropartículas, facilitando su incorporación en diversas matrices (Laureanti et al., 2023). La aplicación de la

lío-filización en procesos de microencapsulación tiene como propósito controlar las condiciones que afectan la estabilidad flavonoídica, minimizar su deterioro y extender la vida útil de los productos, garantizando la conservación de sus propiedades nutricionales y funcionales hasta el momento del consumo.

Esta investigación se centró en el desarrollo de micropartículas cargadas de flavonoides a partir de una mezcla de tres frutas nativas, cuyo perfil antioxidante y funcional se complementa mutuamente, y de este modo, se abre un campo de investigación que podría contribuir significativamente a la valorización de estas frutas en el mercado, promoviendo su uso en la industria alimentaria y también como posible fitofármaco.

Asimismo, esta investigación demostró a la comunidad científica la riqueza funcional de la mezcla microencapsulada liofilizada de aguaymanto, aguaje y granadilla. Puesto, que se logró optimizar el contenido de flavonoides en proporciones específicas, con énfasis en la cuantificación de quercetina como marcador flavonólico y la evaluación de la capacidad antioxidante mediante metodologías estandarizadas. Paralelamente, se realizaron análisis fitoquímicos y fisicoquímicos con el fin de caracterizar integralmente las micropartículas obtenidas, generando información científica que respalda su posible aplicación en el desarrollo de productos funcionales con valor agregado.

El objetivo general de esta investigación es optimizar el contenido de flavonoides presentes en la mezcla de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.), aguaje (*Mauritia flexuosa* L.) y granadilla (*Passiflora ligularis* J.) liofilizados. Para tal fin, se propuso primero cuantificar la concentración de flavonoides en la mezcla microencapsulada liofilizada de aguaymanto, aguaje y granadilla. Segundo, caracterizar fisicoquímicamente y fitoquímicamente la mezcla microencapsulada liofilizada, como la actividad de agua, humedad, color, sólidos solubles, pH, acidez titulable, capacidad antioxidante, polifenoles y espectros Raman. Tercero, determinar la proporción óptima de la mezcla de aguaymanto, aguaje y granadilla liofilizados que maximice el contenido de flavonoides. Cuarto, evaluar la eficiencia de encapsulación en las microcápsulas liofilizadas obtenidas.

II. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Ubicación del área de estudio

La presente investigación fue ejecutada principalmente en el Laboratorio de Investigación de Ingeniería de Alimentos y Poscosecha, el cual pertenece al Instituto de Investigación, Innovación y Desarrollo para el Sector Agrario y Agroindustrial de la región Amazonas (IIDAA), el cual se encuentra ubicado en las instalaciones de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza. En dicho laboratorio se evaluaron cinco análisis fitoquímicos, cuatro análisis fisicoquímicos y el proceso de microencapsulación de las mezclas de frutas con la técnica de liofilización.

Por otro lado, los análisis fisicoquímicos restantes que fueron dos junto con un análisis de espectroscopía y un análisis por difracción láser se realizaron en el Laboratorio de Biotecnología Agroindustrial, perteneciente a la Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias (FICA) de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza, contando con el equipamiento especializado para la caracterización detallada de las muestras, lo que aportó un valor agregado al rigor científico del estudio.

Adicionalmente, se realizó un análisis mediante microscopía electrónica de barrido (MEB) en el Laboratorio de Investigación en Sanidad Vegetal (LABISANV) integrado al Instituto de Investigación para el Desarrollo Sustentable de Ceja de Selva (INDES-CES) de la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza, lo cual permitió observar con alta resolución la microestructura de las muestras, contribuyendo a una comprensión profunda de los efectos del proceso de microencapsulación.

De esta manera, se cumplió la realización de los cuatro objetivos específicos planteados al inicio de la investigación, cabe señalar, que se siguieron las directrices establecidas por el (Codex Alimentarius, 2007), garantizando la validez de los resultados obtenidos.

2.2. Población, muestra y muestreo

2.2.1. Población

El aguaymanto fue obtenido del mercado mayorista del distrito de Huánuco,

departamento de Huánuco, en el mes de enero. El aguaje fue adquirido del mercado local de la ciudad de Nueva Cajamarca, departamento San Martín, en el mes de enero. La granadilla fue obtenida de la Asociación Agropecuaria “Frutos de la Tierra” – La Palma, ubicada en el distrito de Chirinos, departamento Cajamarca, para este fruto se tuvo en cuenta que la producción en los meses más productivos (octubre a enero) era de 3000 kg/ha, por lo tanto, se adquirió en el mes de enero.

2.2.2. Muestra

Se utilizaron 21 kg de aguaymanto de color naranja amarillo con un diámetro no menor a 1.5 cm, protegidos con el cáliz libre de daños mecánicos y microbiológicos; 130 kg de aguaje con cascará roja, un diámetro no menor a 4 cm sin daños mecánicos y microbiológicos; y 20 kg de granadilla con un diámetro no menor a 6 cm, de color naranja con tacto firme y libre de daños mecánicos.

2.2.3. Muestreo

Se utilizó el muestreo por conveniencia, considerando los criterios de calidad antes mencionados en cada producto.

2.3. Variables de estudio

2.3.1. Variable independiente

Proporción optimizada de la mezcla microencapsulada.

2.3.2. Variables dependientes

2.3.2.1. Físicoquímicas

- Actividad de agua
- Humedad
- Color
- Sólidos solubles
- pH
- Acidez titulable

2.3.2.2. *Fitoquímicas*

- Flavonoides
- Capacidad antioxidante por DPPH y ABTS
- Polifenoles

2.3.2.3. *De partícula*

- Eficiencia de encapsulación
- Espectros Raman
- Micrografía.

2.4. Materiales

2.4.1. **Materia prima**

Se recolectaron muestras de frutas frescas provenientes de tres provincias del Perú, el aguaymanto proveniente de Huánuco; el aguaje proveniente de la ciudad de Nueva Cajamarca y la granadilla proveniente de La Palma, Chirinos.

2.4.2. **Insumos y Reactivos**

Se utilizaron 2 kg de goma arábica que fue adquirida de la empresa Productos Industriales - Oregon Chem Group S.A.C., Surquillo, Lima – Perú. Asimismo, se utilizaron 140 tubos cónicos FALCOM de 50 mL fueron adquiridos de la empresa GRUPO RICCEVLAB E.I.R.L, Chachapoyas, Amazonas – Perú.

Los productos químicos utilizados como quercetina estándar sólida $\geq 95\%$ (HPCL), código PHR1488-1G; ABTS $\geq 98\%$ 2,2'-Azino-bis (3-ethylbenzthiazoline-6-sulfonic Acid), código 194430-1G; 4 L de etanol al 96%; 1 L de metanol para espectrofotometría BAKER – 9093 – 03 fueron adquiridos de la empresa GRUPO RICCEVLAB E.I.R.L, Chachapoyas, Amazonas – Perú. Los materiales químicos fueron almacenados a 2 °C, los insumos y la materia prima fueron conservados a temperatura ambiente hasta su procesamiento, cabe señalar que la temperatura en Chachapoyas oscilaba entre 8 a 13 °C a 2548 m.s.n.m.

Al respecto, se utilizaron bolsas herméticas BELLS de 250 g, 500 g y 1500 g; stretch film plástico de 18" x 20 m; foil de aluminio, pañuelo toalla, papel interfoliado y absorbente; Silica gel; guantes de nitrilo; recipientes de vidrio

resistentes al calor y herméticos; calibrador vernier digital de 150 mm de fibra de carbono, los cuales fueron adquiridos de Plaza Vea Oriente S.A.C., Jaén, Cajamarca – Perú.

2.4.3. Métodos

2.4.3.1. *Diseño experimental*

Se utilizó un Diseño Simplex con Centroide Ampliado (DSCA) ampliado que pertenece a los diseños de optimización de procesos bajo la tecnología de la metodología superficie respuesta (MSR) (Gutiérrez y De la Vara, 2007).

La Tabla 1 muestra los límites mínimos y máximos de cada componente (aguaymanto, aguaje y granadilla) que se empleó en el diseño de mezclas.

Tabla 1

Límites de diseño

Componentes de la mezcla		Unidades	Mínimo (0)	Máximo (1)
AY	Aguaymanto	%	30	80
AG	Aguaje	%	10	60
GR	Granadilla	%	10	60
Total				100.00

Nota: Se observa el diseño de mezclas, el cual se constituyó de tres componentes: AY (aguaymanto), AG (aguaje) y GR (granadilla) que englobaron una mezcla con diferentes proporciones, por tal, se utilizó el software Statistica.

Para hallar los tratamientos obtenidos del DSCA se consideraron diferentes conjugaciones de mezcla, donde las mezclas puras se representaron por 0 y 1; los puntos medios se representaron por $\frac{1}{2}$; los centroides de las tres frutas se representaron por $\frac{1}{3}$ y el centroide global se representó por $\frac{1}{10}$ de cada fruta (Gutiérrez y De la Vara, 2007).

De acuerdo, a este resultado sistemático se obtuvieron 10 tratamientos con diferentes mezclas. Por tal, en la Tabla 2 se muestra las proporciones de los tratamientos en base a los límites de diseño.

Tabla 2

Diseño simplex centroide ampliado para la microencapsulación de mezclas de aguaymanto, aguaje y granadilla.

Tratamientos	Componente 1 Aguaymanto	Componente 2 Aguaje	Componente 3 Granadilla	Mezcla total de componentes (%)	Goma arábica (%)
1	80	10	10	85	15
2	30	60	10	85	15
3	30	10	60	85	15
4	55	35	10	85	15
5	55	10	35	85	15
6	30	35	35	85	15
7	46.7	26.6	26.6	85	15
8	63.4	18.3	18.3	85	15
9	38.4	43.3	18.3	85	15
10	38.4	18.3	43.3	85	15

Nota: Se muestra que el total de las mezclas de los componentes será del 85% más el 15% del material encapsulante (Goma arábica), representando el 100 %.

Posteriormente, la Tabla 3 muestra las cantidades que se utilizaron en cada tratamiento, cabe señalar, que la capacidad del tubo cónico FALCOM es de 50 mL, sin embargo, solo se añadieron hasta llegar a un aforo de 37.5 mL o g. Por lo que, se consideró una base de cálculo de 450 g de mezcla de frutas y 450 g de solución de agente encapsulante, donde el 15% del total de la solución corresponde a la goma arábica y el 85% corresponde a agua destilada. Por ende, se obtuvo una encapsulación 1:1 para cada tratamiento y se triplicaron las repeticiones, obteniéndose un total de 30 ensayos experimentales con ello se garantizó la confiabilidad de los resultados.

Tabla 3

Valores expresados en gramos considerados en el DSCA para cada tratamiento

Tratamientos	Mezcla de frutas			Solución de agente encapsulante		Total (g)
	Aguaymanto (g)	Aguaje (g)	Granadilla (g)	Goma arábica (g)	Agua destilada (g)	
1	360.0	45.0	45.0	67.5	382.5	900
2	135.0	270.0	45.0	67.5	382.5	900
3	135.0	45.0	270.0	67.5	382.5	900
4	247.5	157.5	45.0	67.5	382.5	900
5	247.5	45.0	157.5	67.5	382.5	900
6	135.0	157.5	157.5	67.5	382.5	900
7	210.2	119.9	119.9	67.5	382.5	900
8	285.4	82.3	82.3	67.5	382.5	900
9	172.8	194.9	82.3	67.5	382.5	900
10	172.8	82.3	194.9	67.5	382.5	900

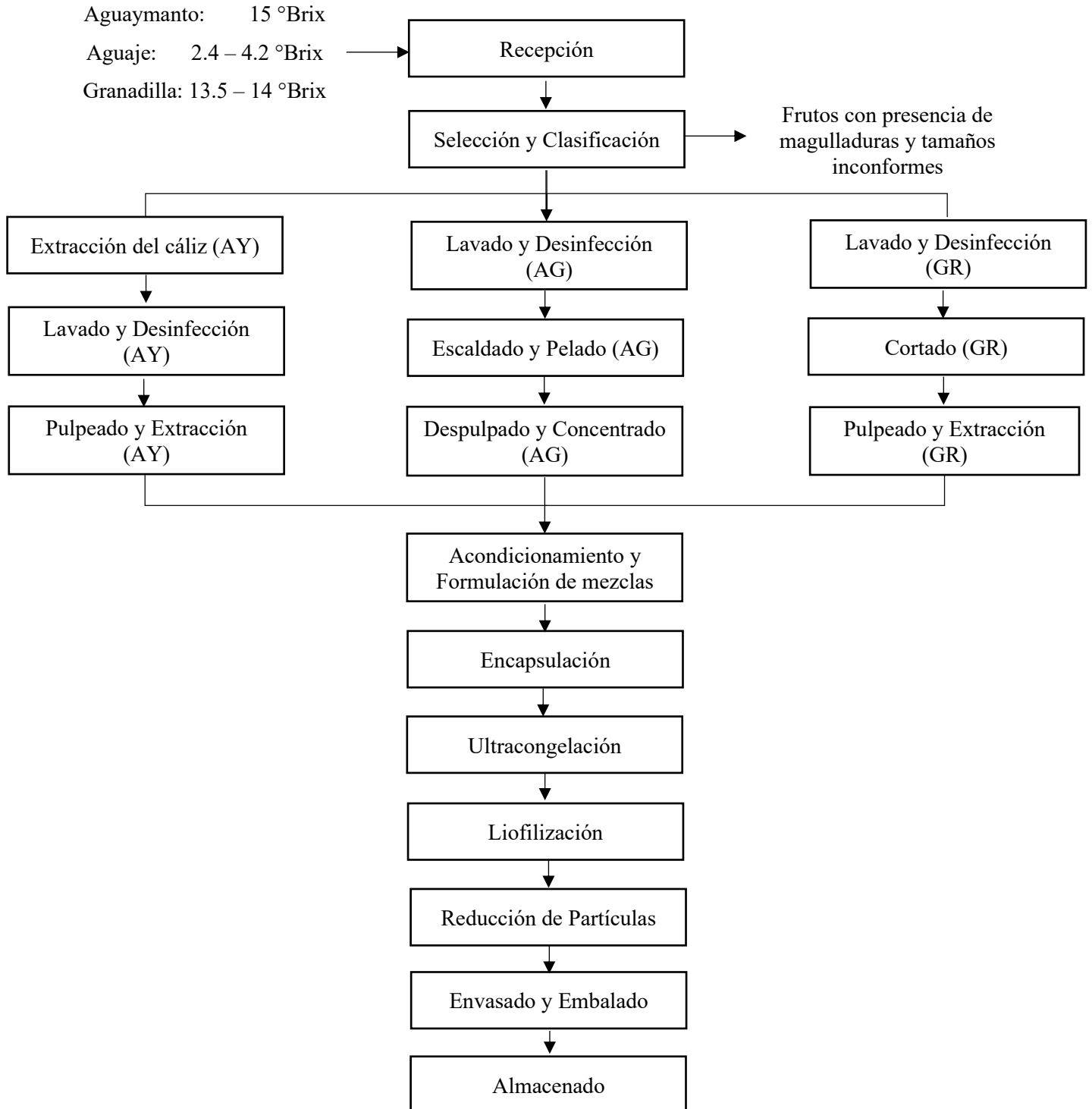
Nota: La base de cálculo es de acuerdo a la capacidad máxima de los tubos cónicos FALCOM añadidos en el liofilizador, es decir, 24 unidades por 37.5 g = 900 g.

2.4.3.2. Proceso de elaboración y obtención de mezcla liofilizada

Se empleó el método de liofilización propuesto por Macassi y De Ugaz (1995), con la finalidad de conservar la estructura y la funcionalidad molecular de los compuestos bioactivos. Cabe señalar, que este proceso permite equilibrar el calor absorbido por la muestra para sublimar el hielo con el calor extraído por el sistema colector, el cual condensa el vapor de agua en forma de hielo (Ramírez, 2007). Asimismo, para homogenizar la temperatura de congelación se calculó el punto eutéctico de la mezcla, entendido como la temperatura mínima a la que la mezcla microencapsulada se solidifica completamente antes de pasar a la fase gaseosa.

Figura 1

Diagrama de flujo para la obtención de la mezcla microencapsulada por el método de liofilización



Nota. En el gráfico los datos AY; AG y GR, representan a las frutas aguaymanto, aguaje y granadilla, respectivamente.

2.4.3.3. *Descripción del proceso de elaboración y obtención con el método de microencapsulación por liofilización*

La mezcla microencapsulada liofilizada fue obtenida mediante un metódico proceso de elaboración, que permitió conservar las propiedades fisicoquímicas y fitoquímicas de las frutas. A continuación, se detalla el procedimiento:

- **Recepción:** Se realizó una inspección visual de los contenedores de las frutas, donde, se pesó en recipientes de acero inoxidable la cantidad total para asegurar la materia de entrada (Anexo 1), asimismo, se tomaron muestras de los °Brix iniciales para asegurar el análisis de madurez dando como resultado para aguaymanto, aguaje y granadilla: 15; 2.4 – 4.2 y 13.5 – 14 respectivamente. De acuerdo a la normativa poscosecha dispuesta por Hernandez y Barrera (2004), como también lo reportado por Galvis et al. (2005).

En el caso de los insumos, como la goma arábica se verificó la documentación de calidad, inflamabilidad y registros de almacenamiento, por otro lado, los reactivos se almacenaron a 2 °C y una vez abiertos se los cubrió con foil de aluminio a -17 °C en gavetas de congelación en total oscuridad hasta póstumo procesamiento.

- **Selección y clasificación:** Se tomaron criterios para las frutas de manera manual y mecánica con el fin de asegurar la calidad de la materia prima (Anexo 2 y Anexo 3). Los criterios de selección fueron la calidad, frescura, presencia de daños y color, asimismo, los criterios de clasificación fueron peso, tamaño, diámetro y presencia de defectos. A continuación, se reporta la selección y clasificación de las frutas:
 - **Aguaymanto:** balla redonda, diámetro 1.83 - 2.65 cm, textura de la piel suave, cerosa y delgada, textura de la pulpa jugosa y ligeramente gelatinosa, color amarillo - ámbar, presencia de cáliz y peso de la balla 3.54 - 5.76 g. Separación de frutos con presencia de hongos por pudrición como Fusarium, magulladuras, deshidratación y senescencia.
 - **Aguaje:** forma ovoide, diámetro 4.5 - 4.6 cm, textura de la cáscara gruesa, rugosa y dura, textura de la pulpa suave, fibrosa, aceitosa y cremosa. Color rojizo – naranja, peso de 75 a 80 g. Separación de frutos con

presencia de hongos o magulladuras.

- **Granadilla:** forma ovalada; diámetro 6.15 - 6.18 cm; presencia de flor; textura de la cáscara es cerosa, suave y fibrosa, textura de la pulpa jugosa con presencia de semillas; peso 90 g. Separación de frutos con presencia de magulladuras y rajaduras.
- **Procesamiento del aguaymanto (Anexo 4 a)**
 - a) **Extracción del cáliz del aguaymanto:** Se procedió a retirar manualmente el cáliz en su totalidad del fruto, y posteriormente se almacenó en condiciones de congelación a una temperatura de -18 °C para su conservación.
 - b) **Lavado y desinfección:** El aguaymanto se lavó con abundante agua para eliminar impurezas y posteriormente se desinfectó con una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 0.5 mL/L de agua durante 15 min. Finalmente, se enjuagaron los frutos con abundante agua para eliminar cualquier residuo de desinfectante.
 - c) **Pulpeado del aguaymanto:** Se utilizó una licuadora industrial (marca Vulcano, con capacidad máxima aproximada de 20 kg) para procesar el aguaymanto, retirando las semillas y cáscaras y obteniendo así la pulpa pura. La pulpa se almacenó en bolsas herméticas, las cuales fueron etiquetadas con el peso y la fecha de procesamiento.
- **Procesamiento del aguaje (Anexo 4 b)**
 - a) **Lavado y desinfección del aguaje:** El aguaje se lavó utilizando una escobilla y abundante agua para eliminar la presencia de tierra y otras impurezas. Posteriormente, se desinfectó con una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 0.5 mL/L de agua durante 15 min. Después del tiempo establecido, se enjuagó con abundante agua para eliminar cualquier residuo de desinfectante.
 - b) **Escaldado y pelado del aguaje:** El aguaje se sometió a un proceso de cocción en baño maría (Memmert, WTB50, Alemania) a 50 °C durante 20 min. Luego, se enfrió en agua a temperatura ambiente durante 5 min para ablandar la cáscara. Posteriormente, se peló manualmente con un cuchillo de acero inoxidable y los frutos pelados se depositaron en

frascos de vidrio previamente esterilizados.

- c) **Despulpado y Concentrado del aguaje:** Se utilizó la técnica de cuchareo para separar la pulpa de las semillas de aguaje. Luego, se diluyó la pulpa con agua destilada en una proporción de 1:2 (p/v) y se procesó en una licuadora industrial (Vulcano, Chiza, Perú), posteriormente, se tamizó para obtener la pasta de aguaje. La pasta presentó una coloración amarilla-dorada y una consistencia espesa y cremosa, caracterizada por un aumento en la viscosidad. Finalmente, la pasta se almacenó en bolsas herméticas etiquetadas con el peso y la fecha de procesamiento.
- **Procesamiento de la granadilla (Anexo 4 c)**
 - a) **Lavado y desinfección de la granadilla:** Se retiraron las flores que permitían la conservación de la granadilla. Luego, se lavó con abundante agua y una escobilla para eliminar impurezas. Posteriormente, se desinfectó con una solución de hipoclorito de sodio a una concentración de 0.5 mL/L de agua durante 15 min. Finalmente, se enjuagó con abundante agua para eliminar cualquier residuo de desinfectante.
 - b) **Cortado de la granadilla:** Las granadillas se cortaron en mitades con ayuda de cuchillos de acero inoxidable, lo que permitió extraer la pulpa con semillas de manera efectiva, por consiguiente, la pulpa se depositó en bowls de vidrio previamente esterilizados y las cáscaras en bolsas transparentes que se identifiquen como residuos orgánicos.
 - c) **Pulpeado y Extracción de la granadilla:** Se utilizó una licuadora industrial (Vulcano, Chiza, Perú) para separar la semilla de la pulpa, realizando ciclos cortos de 2 s a 3 s de encendido y apagado para evitar el rompimiento de las semillas. Posteriormente, se tamizó la mezcla con un colador y una tela organza para obtener la pulpa pura. La pulpa se almacenó en bolsas herméticas, las cuales se etiquetaron con el peso y la fecha de procesamiento.
 - **Acondicionamiento y Formulación de mezclas:** Este proceso se llevó a cabo de acuerdo al DSCA con los límites mínimos y máximos establecidos. Cada componente de la mezcla de frutas (MF) se dosificó según el tratamiento correspondiente (relación de jugo v/v de proporciones),

asegurando que se cumplieran los porcentajes específicos de cada formulación (Anexo 5).

- **Determinación de la solución del Agente Encapsulante:** Se determinó que el 15% del peso total de la mezcla correspondería a la goma arábica, mientras que el 85% restante se completaría con agua destilada. Este acondicionamiento se estableció después de realizar pruebas preliminares que mostraron que la adición de agua era necesaria para lograr mayor dilución en la goma. Por ende, la mezcla de goma arábica y agua destilada resultó en una solución de agente encapsulante (SE).

La formulación final tuvo una proporción de 1:1 entre la MF y la SE. Dicha proporción se estableció para asegurar la óptima encapsulación de la mezcla de frutas.

- **Encapsulación:** este proceso se llevó a cabo con la proporción 1:1 (formulación), es decir, se utilizó una cantidad igual de mezcla de frutas y solución de agente encapsulante (Anexo 6).
- **Preparación de la solución encapsulante:** Se pesaron 66.5 g de goma arábica en un vaso de Erlenmeyer de 150 mL y 383.5 g de agua destilada en un vaso Erlenmeyer de 500 mL. Posteriormente, el agua destilada se calentó a 45 °C a 600 rpm durante 30 min en un agitador magnético con plancha de calentamiento (Oahus, Guardian 5000, Estados Unidos) y una vez alcanzada la temperatura, se añadió la goma arábica en forma de lluvia para evitar la formación de grumos, asimismo, para obtener una solución homogénea se utilizó un agitador mecánico (IKA, T25, Alemania) a 800 rpm durante 5 min.
- **Preparación de la mezcla de frutas:** Se pesaron cada componente dando un total de 450 g, y se añadieron en un vaso de Erlenmeyer de 1000 mL, luego, para homogenizar la mezcla de frutas se utilizó el Ultraturrax (marca IKA) a 5000 rpm por 10 min.

Obtenida la solución del agente encapsulante y la mezcla de frutas, se mezclaron homogéneamente con un ultraturrax (IKA, T25, Alemania) a 10 000 rpm por 20 min. Finalmente, como se obtuvieron 900 g de cada

tratamiento se aforaron 37.5 mL de mezcla de frutas encapsulada (MFE) en los tubos cónicos FALCOM. Resultaron aproximadamente 24 tubos, los cuales se etiquetaron con el número de tratamiento y repetición.

- **Ultracongelación:** Se utilizó un ultracongelador (New Brunswick Scientific, U725-86, Estados Unidos) con el método de congelación por contacto a $-81\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante 24 h, la velocidad de congelación fue de $0.5\text{ }^{\circ}\text{C}/\text{min}$ lo que permitió preservar la estructura celular de la muestra evitando la formación de cristales de hielo grandes. Todos los tratamientos con sus repeticiones fueron etiquetados con fecha y codificación (Anexo 7).
- **Liofilización:** Se colocaron seis tubos cónicos FALCOM en cada matraz de liofilización (Labconco, FreeZone, Estados Unidos) resultando un total de 24 unidades, asimismo, se seleccionó los parámetros del liofilizador (Labconco, FreeZone, Estados Unidos). Cabe señalar, que según la normativa las muestras vegetales deben contener un punto eutéctico menor a $-80\text{ }^{\circ}\text{C}$, es por ello que se seleccionó una temperatura de inicio $-89\text{ }^{\circ}\text{C}$, presión 0.22 mbar y vacío de 0.008 mbar durante un periodo de 72 h. Finalmente, una vez culminado el tiempo de liofilización se obtuvo una mezcla microencapsulada en polvo (**MMP**), la cual se pesó en una balanza analítica con el fin de calcular el rendimiento de liofilización, resultando con un 9.33% (Anexo 8).
- **Reducción de partícula:** Se utilizó un mortero y un pilón con el fin de una vez molida la muestra está al pasar por el tamiz de doble malla ($200\mu\text{m}$), se obtenga mayor uniformidad en el tamaño del diámetro de la micropartícula (Anexo 9).
- **Envasado y Embalado:** La MMP se envasó nuevamente en los tubos cónicos FALCOM, previamente esterilizados con una autoclave (Biobase, BQK-B, China) a $121\text{ }^{\circ}\text{C}$ y cada tubo se embolsó con cinta stretch film de plástico y para evitar que haya ingreso de humedad se envolvió cada tubo con foil de aluminio (muestras son altamente higroscópicas). Asimismo, se los deposito en bolsas polietileno herméticas codificadas con fecha, cantidad y número de tratamiento.

- **Almacenado:** Las bolsas de polietileno herméticas, debidamente codificadas, fueron almacenadas en cajas térmicas de tecnopor, las cuales se encontraban completamente selladas. Este método de almacenamiento fue diseñado para garantizar que las condiciones internas se mantuvieran óptimas, asegurando una temperatura no superior a 23 °C y una humedad relativa del 50%, con la finalidad, de minimizar el riesgo de deterioro y proteger la calidad de los compuestos bioactivos.

2.4.3.4. Caracterización fisicoquímica de mezclas microencapsuladas liofilizadas

2.4.3.4.1. Actividad de agua

La actividad de agua (Aw) se determinó utilizando un método directo y preciso con un indicador electrónico de Aw portátil de alta precisión (Rotronic, Hygropalm – HP21, Pakistán), el equipo se ejecutó a una temperatura de 23 °C ± 1 °C. Se utilizó 3 g de muestra de MMP de cada tratamiento por triplicado y se depositó en la cavidad del dispositivo de calibración, que contenía un sensor higrómetro y un sensor de temperatura. Cabe señalar que, el rango máximo de temperatura durante la medición fue de 22.62 °C. Los resultados se expresaron en unidades de Aw.

2.4.3.4.2. Humedad

La humedad se determinó utilizando el método termogravimétrico descrito por Galvis (2022). Este método implicó el uso de una termobalanza o balanza de humedad (Mettler Toledo, HC103, Estados Unidos), en donde, se le fue añadido 1g de muestra por triplicado de MMP (30 unidades). La muestra se sometió a un proceso de calentamiento a 105 °C durante 2 min y 38 segundos, finalizado el tiempo se leyeron los resultados expresados en porcentaje de humedad (% MC).

2.4.3.4.3. Color

Se determinó el color superficial con el método directo por fotolorimetría (Vargas, 2015) haciendo uso de un colorímetro de mano (Konica Minolta, CR-400. Japón). Para realizar las mediciones, se pesaron 4 g de cada

muestra de MMP en triplicado y se introdujeron en viales de 20 mL, seguidamente, se tomaron las lecturas de color según la escala CIELAB que proporciona los valores expresados en la Tabla 4.

Tabla 4

Parámetros y valores CIELAB

Parámetros	Valores
L* (luminosidad)	0 – 100
a* (enrojecimiento)	positivo (rojo) y negativo (verde)
b* (amarillez)	positivo (amarillo) y negativo (azul)

Nota: Los resultados fueron expresados según las coordenadas de cada componente cumpliendo con el estándar de la representación de color en el espacio L*, a* y b*.

2.4.3.4.4. Sólidos Solubles

La determinación del contenido de sólidos solubles se realizó con el método 970.59 (AOAC, 2005). Se pesó 1 g de muestra de MMP por triplicado de cada tratamiento en vasos de precipitado de 20 mL y se les añadió 9 mL de agua destilada, posteriormente, se agitaron por 10 min en un agitador vortex (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos). Finalmente, se tomó la lectura utilizando un refractómetro óptico de mano con rango de medición 0 – 80 (ATC, THE01504B, China) previamente calibrado, con una duración de 15 min. Los resultados se expresaron en °Brix.

2.4.3.4.5. pH

La determinación de pH se realizó con el método 945.27 (AOAC, 2005). Se colocaron vasos de precipitado de 50 mL en donde se les añadió 1 g de muestra de MMP por triplicado de cada tratamiento (30 unidades) y se aforaron 9 mL de agua destilada, seguidamente, se agitaron por 10 min en un agitador vortex (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos). A las muestras se les tomó lectura con un potenciómetro con electrodo (Metrohm, 827 pH lab, Suiza), los valores obtenidos de las mediciones fueron hasta con dos decimales. Cabe señalar que, el equipo previamente fue calibrado con los buffers ácido y base (4, 7 y 10 pH).

2.4.3.4.6. Acidez titulable

La determinación de acidez titulable se realizó con el método 942.15 (AOAC, 2005). Se colocaron vasos de precipitado de 50 mL y se les añadió 1 g de muestra de MMP por triplicado de cada tratamiento (30 unidades) y se aforaron 9 mL de agua destilada, seguidamente, se agitaron por 10 min en un agitador vortex (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos). Posteriormente, se realizó la valoración añadiendo a la solución 0.3 mL de fenolftaleína al 0.1%, este actuó como indicador, seguidamente en una bureta automática con franja y frasco de 1000 mL (Scharlau, España) de NaOH a una concentración de 0.1 N, se fue midiendo gota a gota hasta que llegará al primer cambio de viraje. El porcentaje de acidez se expresó en relación al contenido del ácido cítrico y se calculó utilizando la siguiente ecuación:

$$\%Acidez (\acute{a}cido\ citrico) = \frac{V_{NaOH} \times N_{NaOH} \times P_{\acute{a}c.citr\ico}}{V_{muestra}} \times 100 \dots\dots(1)$$

Donde:

V_{NaOH} : Cantidad en mL de la bureta de NaOH gastado

N_{NaOH} : Concentración de normalidad de la solución de NaOH

$P_{\acute{a}c.citr\ico}$: Peso en g de ácido predominante (0.064)

$V_{muestra}$: Volumen de la muestra usada expresado en mL

2.4.3.5. Caracterización fitoquímica de mezclas microencapsuladas liofilizadas

2.4.3.5.1. Acondicionamiento de las mezclas liofilizadas / extractos

Se preparó 10 extractos con la relación muestra/solvente. En cada extracción, se pesó 1 g de muestra liofilizada y se colocó en tubos FALCON de 50 mL, para agregarles 9 mL de metanol HPLC al 80%. La solución se agitó en vortex (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos) durante 1 min para homogenizarla y luego se centrifugó a 12,000 rpm por 10 min en una centrífuga refrigerada (Eppendorf, 5810 R, Estados Unidos) con rotor de ángulo fijo. Posteriormente, se filtró el sobrenadante para eliminar sólidos y se almacenaron los extractos a 4 °C para preservar su estabilidad. Tras evaluar diluciones con concentraciones de 1:10; 1:50; 1:100. 1:150 y 1:500 se determinó tomar la dilución de 1:10. ya que, era la que mejor permitía

apreciar los valores obtenidos en los análisis fitoquímicos.

2.4.3.5.2. Cuantificación de Flavonoides

Se realizó la cuantificación de flavonoides con el método colorimétrico con cloruro de aluminio (AlCl_3) descrito y modificado por Chang et al. (2002). El procedimiento consistió en preparar una solución patrón disolviendo 9.9998 mg de quercetina en metanol al 80% y una solución problema tomando 400 μL del sobrenadante 1:10 de cada tratamiento. A cada solución se les añadió 120 μL de AlCl_3 al 10%, 120 μL de NaNO_2 al 5%, 800 μL de NaOH 1M y 2560 μL de agua destilada. Las soluciones se mezclaron por 1 min a 300 rpm en un agitador vortéx (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos), se dejaron reposar por 15 min en oscuridad. Se midió sus absorbancias a 415 nm con espectrofotómetro UV-visible (Thermo Scientific, Genesys 150, Inglaterra). Con los datos obtenidos de la solución patrón, se construyó la curva de calibración (Anexo 18) y se ajustó la ecuación de la recta para despejar x:

$$y = mx + b \dots \dots \dots (2)$$

$$x = \frac{y-0.0167}{0.0009} \dots \dots \dots (3)$$

Donde, X es equivalente a c_q que representa la concentración de quercetina (mg/mL) y Y son las absorbancias obtenidas de los tratamientos. Por consiguiente, para el cálculo del contenido de flavonoides (CF) en la mezcla expresados como mg de EQ/g de muestra se utilizó la siguiente ecuación tomada por Paudel et al. (2015):

$$CF = \frac{c_q * V}{m} \dots \dots \dots (4)$$

Donde, c_q es la concentración de quercetina (mg/mL), V es el volumen del solvente (mL), y m es el peso de la mezcla (g).

2.4.3.5.3. Determinación de Capacidad Antioxidante

a) Por DPPH

Se determinó la capacidad antioxidante por *DPPH con el método reductivo por la acción antioxidante descrito y modificado por Williams et al. (1995). El procedimiento se basó en preparar una solución patrón disolviendo 15

mg de trolox en 60 mL de metanol al 80% y una solución problema tomando 100 μ L del sobrenadante 1:10 de cada tratamiento. A cada solución se les añadió 3.9 mL de *DPPH. Las soluciones se mezclaron por 1 min a 300 rpm en un agitador vortéx (OHAUS, VXMNAL, Estados Unidos), se dejaron reposar por 30 min en oscuridad. Se midió sus absorbancias a 512 nm con espectrofotómetro UV-visible (THERMO SCIENTIFIC, GENESYS 150. Inglaterra). El cálculo del contenido antioxidante se realizó con la ecuación de la recta obtenida de la curva de calibración (Anexo 19), donde se despejó x:

$$y = mx + b \dots \dots \dots (5)$$

$$x = \frac{y-0.7021}{-0.0006} \dots \dots \dots (6)$$

Donde, X es equivalente a c_t que representa a la concentración de trolox (μ M/mL) y Y son las absorbancias obtenidas de los tratamientos. Finalmente, se calculó de la concentración de la capacidad antioxidante (Bhaigyabati et al., 2014):

$$CA * DPPH = \frac{c_t * V}{m} \dots \dots \dots (7)$$

Donde, CA *DPPH es la cuantificación contenido antioxidante (μ M de trolox / g de muestra), c_t es la concentración de trolox (μ M/mL), V es el volumen del solvente en mL, y m es el peso de la mezcla en g.

b) por ABTS

Se determinó la capacidad antioxidante por *ABTS+ con el método por oxidación por acción antioxidante del persulfato de potasio descrito por Urbizu et al. (2017). El procedimiento se basó en preparar una solución patrón disolviendo 15 mg de trolox en 60 mL de metanol al 80% y una solución problema tomando 30 μ L del sobrenadante 1:10 de cada tratamiento. A cada solución se les añadió 3 mL de *ABTS+. Las soluciones se mezclaron por 1 min a 300 rpm en un agitador vortéx (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos), se dejaron reposar por 6 min en oscuridad. Se midió sus absorbancias a 734 nm con espectrofotómetro UV-visible (Thermo Scientific, Genesys 150, Inglaterra). El cálculo del contenido antioxidante se realizó con la ecuación de la recta obtenida de la curva de calibración

(Anexo 20), donde se despejó x:

$$y = mx + b \dots \dots \dots (8)$$

$$x = \frac{y-0.6743}{-0.0003} \dots \dots \dots (9)$$

Donde, X es equivalente a c_t que representa a la concentración de trolox ($\mu\text{M}/\text{mL}$) y Y son las absorbancias obtenidas de los tratamientos. Finalmente, se calculó de la concentración de la capacidad antioxidante (Bhaigyabati et al., 2014):

$$CA * ABTS = \frac{c_t * V}{m} \dots \dots \dots (10)$$

Donde, CA *DPPH es la cuantificación contenido antioxidante (μmol de trolox / g de muestra), c_t es la concentración de trolox ($\mu\text{M}/\text{mL}$), V es el volumen del solvente en mL, y m es el peso de la mezcla en g.

2.4.3.5.4. Cuantificación de Polifenoles totales

Se realizó la cuantificación de polifenoles totales con el método por reducción de acuerdo por Floegel et al. (2011). El procedimiento se basó en preparar una solución patrón disolviendo 10 mg de Folin-Ciocalteu en 90 mL de agua destilada y una solución problema tomando 500 μL del sobrenadante 1:10 de cada tratamiento. A cada solución se les añadió 2.5 mL de la solución patrón al 10% y 2 mL de Na_2CO_3 al 4%. Las soluciones se mezclaron por 1 min a 300 rpm en un agitador vortéx (Ohaus, VXMNAL, Estados Unidos), se dejaron reposar por 2 horas en oscuridad. Se midió sus absorbancias a 760 nm con espectrofotómetro UV-visible (THERMO SCIENTIFIC, GENESYS 150. Inglaterra). El cálculo del contenido de polifenoles totales se realizó con la ecuación de la recta obtenida de la curva de calibración (Anexo 21), donde se despejó x:

$$y = mx + b \dots \dots \dots (11)$$

$$x = \frac{y-0.0391}{0.0014} \dots \dots \dots (12)$$

Donde, X representa a la concentración de ácido gálico (mg/mL) y Y son las absorbancias obtenidas de los tratamientos. Finalmente, se evaluó el cálculo de la concentración (Bhaigyabati et al., 2014):

$$PT = \frac{c_{ac,g} * V}{m} \dots\dots\dots(13)$$

Donde, PT es la cuantificación polifenoles totales (ácido gálico/g de muestra), $c_{ac,g}$ es la concentración de ácido gálico (mg/mL), V es el volumen del solvente en mL, y m es el peso de la mezcla en g.

2.4.3.6. *Caracterización e identificación de la partícula*

2.4.3.6.1. **Eficiencia de microencapsulación**

Se determinó la eficiencia de encapsulación con la metodología descrita por Vergara et al. (2020). El procedimiento se basó en cuantificar los flavonoides presentes (CFT) disolviendo 400 mg de MMP de cada tratamiento en 2 mL de al 96%; 0.32 mL de ácido acético y 1.68 mL de agua destilada (v/v/v), como también, cuantificar los flavonoides superficiales (CFS) disolviendo 200 mg de MMP de cada tratamiento en 2 mL de metanol HPLC al 80% y 2 mL de etanol al 96% (v/v). Se obtuvo una dilución de CFT de 1:10 (p/v), la solución se agitó por 1 min a 900 rpm en un agitador vortéx (OHAUS, VXMNAL, Estados Unidos), luego se llevó a baño de ultrasonido (LABDEX, LX100UC, Reino Unido) por 10 min a 40 Hz y 40°C, finalmente se centrifugó a 10 000 rpm por 10 min en una centrífuga refrigerada (EPPENDORF, 5810 R, Estados Unidos) con rotor de ángulo fijo y se filtró el sobrenadante. Por otro lado, se obtuvo una dilución de CFS de 1:20 (p/v), la solución se agitó por 1 min a 900 rpm en un agitador vortéx (OHAUS, VXMNAL, Estados Unidos), luego se centrifugó a 10 000 rpm por 10 min en una centrífuga refrigerada (EPPENDORF, 5810 R, Estados Unidos) con rotor de ángulo fijo y se filtró el sobrenadante. Para determinación de ambas soluciones se utilizó la metodología de cuantificación de flavonoides reportada por Chang et al. (2002). De acuerdo, a los datos obtenidos se calculó la eficiencia de encapsulación mediante la siguiente ecuación (14) (Suárez y Brito, 2020):

$$EM(\%) = \frac{CFT - CFS}{CFT} \times 100 \dots\dots\dots(14)$$

2.4.3.6.2. Espectroscopía Raman: caracterización espectral

Se identificaron y caracterizaron los compuestos presentes en la mezcla microencapsulada liofilizada, como carotenoides, flavonoides y ácidos grasos. Se utilizó 500 mg de muestra y se llevó a analizar con un microscopio confocal Raman (Horiba Scientific, Xplora Plus, Japón) a una longitud de frecuencia en cm^{-1} , aumentos láser de 10x; 50x y 100x, resolución espectral de 0.1 cm^{-1} y 15 barridos, como también dado que estos compuestos bioactivos absorben la luz en un rango de 400 a 520 nm (Gilbert, 1999), se tomó un valor específico de 512 nm para la absorción de la luz. Los datos de los picos obtenidos entre 800 cm^{-1} y 2000 cm^{-1} se analizaron en el software LabSpec6, asimismo, los valores se representan en la Tabla 5.

Tabla 5

Valores de banda RAMAN cm^{-1}

Compuestos bioactivos	Grupo de compuesto	Picos principales de Raman (cm^{-1})	Referencias
Carotenoides	Betacaroteno	1000; 1160; 1520	Vasimov et al. (2026);
	Licopeno	1000; 1160; 1520	Udensi et al. (2022)
Flavonoides	Quercetina	1573; 1615; 1658	De Souza et al. (2020)
	Rutina	1570; 1612; 1658	
Ácidos grasos	Ácido oleico	1737; 1653; 1440	Sato y Numata (2024);
	Ácido linoleico	1655; 1463; 1265	Sousa (2024)

2.4.3.6.3. Morfología de micropartículas MEB

La morfología de la muestra fue determinada mediante un microscopio electrónico de barrido (MEB) operando a una tensión de 18 kV y magnificación de 500X. Para la preparación de la muestra, se depositaron 17 mg de la mezcla microencapsulada sobre un portamuestras, asegurándolas con cinta de doble cara. Posteriormente, se fijó en una placa circular de aluminio y para mejorar la conductividad y la calidad de las imágenes, se aplicó un recubrimiento de oro mediante pulverización

catódica, alcanzando un grosor de 15 nm. Las micrografías obtenidas fueron capturadas a aumentos de 100X y 500X en forma de una imagen tridimensional.

2.4.3.7. *Análisis de datos: Estadística*

Se utilizó el software Statistica para la aplicación del análisis de varianza (ANVA) a los modelos lineal, cuadrático o especial cúbico, y se seleccionó el de mejor ajuste y significancia. Dicha selección del modelo se realizó en base al coeficiente de determinación (R^2) con un valor cercano al 1 y una significancia con un valor menor a 0.05 ($p < 0.05$). A partir del modelo elegido se realizó el gráfico de trazas, superficie de contornos y optimización función de deseabilidad (FD).

III. RESULTADOS

3.1. Caracterización fisicoquímica

La Tabla 6 presenta los resultados obtenidos de las características fisicoquímicas abarcando la determinación de actividad de agua (A_w), humedad, color, sólidos solubles, pH y acidez titulable.

Tabla 6

Resultados de las características fisicoquímicas en las mezclas

TRT	A_w	%H	Color			°Brix	pH	%Acidez
			L^* (nm)	a^* (nm)	b^* (nm)			
T1	0.102 ± 0.0015	2.48 ± 0.02	77.15 ± 0.3	3.52 ± 0.08	35.40 ± 0.36	10.07 ± 0.06	3.83 ± 0.01	5.31 ± 0.06
T2	0.064 ± 0.275	1.37 ± 0.04	68.52 ± 0.65	3.87 ± 0.28	32.98 ± 0.44	12.40 ± 0.00	3.96 ± 0.01	2.88 ± 0.06
T3	0.156 ± 0.0015	2.61 ± 0.03	74.06 ± 0.88	2.83 ± 0.40	31.15 ± 0.83	14.03 ± 0.06	4.11 ± 0.01	3.58 ± 0.06
T4	0.101 ± 0.0015	1.39 ± 0.02	71.40 ± 0.61	4.30 ± 0.37	35.84 ± 1.55	11.60 ± 0.00	3.90 ± 0.01	4.27 ± 0.04
T5	0.113 ± 0.0025	2.28 ± 0.06	75.19 ± 0.89	2.56 ± 0.46	30.87 ± 1.60	12.53 ± 0.06	3.96 ± 0.01	4.50 ± 0.07
T6	0.126 ± 0.021	3.20 ± 0.02	72.00 ± 0.37	4.07 ± 0.20	35.27 ± 0.44	13.00 ± 0.00	4.04 ± 0.01	3.33 ± 0.06
T7	0.080 ± 0.0015	4.42 ± 0.04	72.66 ± 1.14	2.58 ± 0.95	33.82 ± 0.54	11.00 ± 0.00	3.94 ± 0.02	4.03 ± 0.06
T8	0.096 ± 0.0025	3.32 ± 0.05	73.59 ± 0.43	3.99 ± 0.24	34.87 ± 0.45	10.70 ± 0.00	3.89 ± 0.02	4.80 ± 0.06
T9	0.065 ± 0.0040	2.92 ± 0.04	69.36 ± 0.43	2.55 ± 0.13	29.15 ± 2.78	12.80 ± 0.00	3.98 ± 0.02	3.29 ± 0.04
T10	0.066 ± 0.0025	2.95 ± 0.04	74.58 ± 0.97	2.01 ± 0.19	30.75 ± 1.32	12.90 ± 0.00	4.00 ± 0.01	3.50 ± 0.04

Nota: Se determinó los parámetros fisicoquímicos en las mezclas liofilizadas de aguaymanto (AY), aguaje (AG) y granadilla (GR). Asimismo, T son los tratamientos.

3.1.1. Actividad de agua

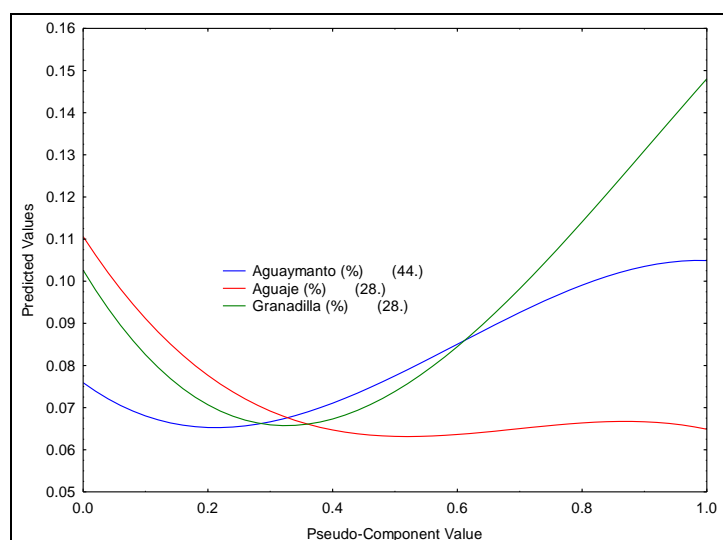
Para la caracterización de la actividad de agua, el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 26) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.83 y una significancia estadística (p) de 0.0081. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que minimizó la actividad de agua. La ecuación 11 presenta el modelo especial cúbico, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con la actividad de agua:

$$\begin{aligned}
 Aw = & +0.10490251604295 * AY + 0.06482211417406 * AG + 0.14805307667611 \\
 & * GR + 0.082215803130398 * AY * AG - 0.075420269803777 * AY \\
 & * GR - 0.12214898067326 * AG * GR - 0.683312705519007 * AY \\
 & * AG * GR \quad \dots(11)
 \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (Aw). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de la actividad de agua, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 2 plasma el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta sobre la actividad de agua.

Figura 2

Gráfico de Trazas para Aw

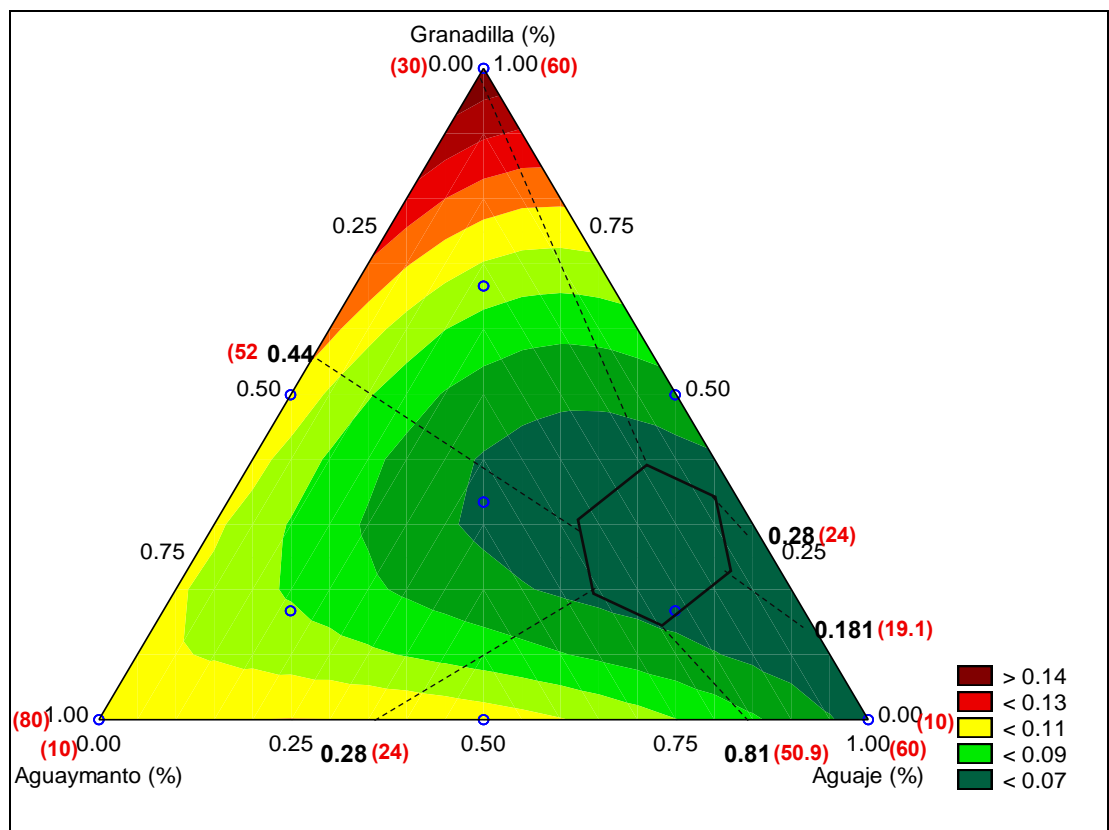


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición de aguaymanto y granadilla estos aumentan los valores de la Aw, mientras que conforme aumenta la proporción de adición del aguaje este disminuye progresivamente la Aw. Esto sugiere que el aguaje es el principal regulador de la variable respuesta y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio, asimismo, el gráfico muestra la influencia entre el aguaymanto y el aguaje (AY-AG) lo que indica que estas frutas generan un efecto conjunto. En la Figura 3, la superficie de contornos delimita la región óptima (color verde intenso y un hexágono) para minimizar la actividad de agua, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 30 y 52%; aguaje entre 24 y 50.9%; y granadilla entre 19.1 y 24%.

Figura 3

Superficie de Contornos para Actividad de agua (Aw)



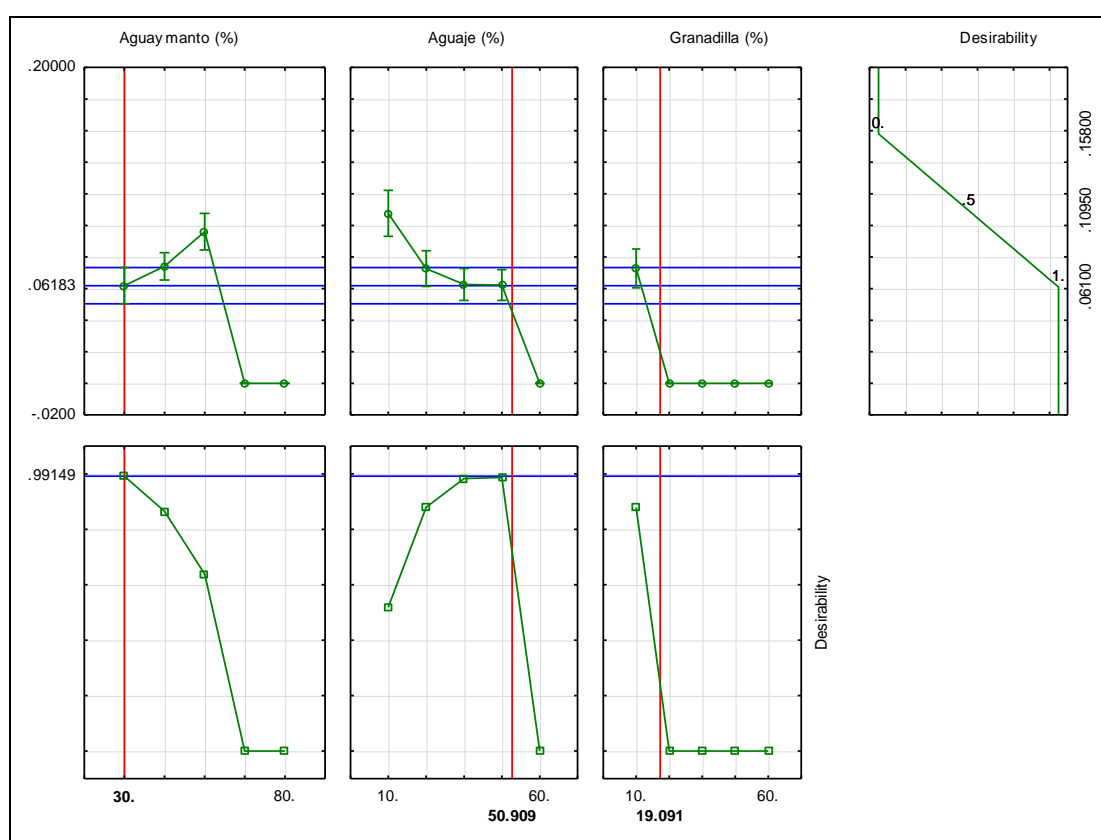
Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color verde, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en la actividad de agua.

A través de la optimización por Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 30% de aguaymanto, 50.909% de aguaje y

19.091% de granadilla (Figura 4). Esta proporción específica minimiza la deseabilidad global, asegurando que la mezcla resultante cumpla con los parámetros de calidad establecidos y en particular, se obtuvo una actividad de agua inferior a 0.07 ($A_w < 0.07$), siendo este un criterio fundamental para asegurar la estabilidad y conservación del producto final. Resaltando, que el control de la A_w garantiza la extensión de su vida útil y controla la interacción de los compuestos bioactivos presentes.

Figura 4

Optimización de Actividad de agua por FD



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 30%; aguaje 50.9% y granadilla 19.1%) que minimizan la actividad de agua. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

3.1.2. Humedad

Para la caracterización de la humedad, el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 27) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.92 y una significancia estadística (p) de 0.00. Este

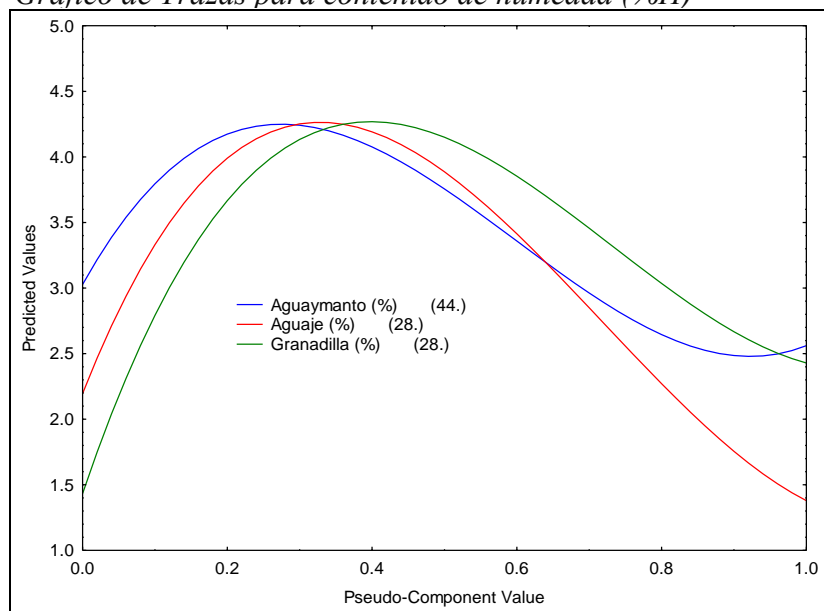
modelo permitió identificar la formulación óptima que minimizó el contenido de humedad. La ecuación 12 presenta el modelo especial cúbico, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con la humedad:

$$\begin{aligned} \%H = & + 2.5606792772958 * AY + 1.3788607897457 * AG + 2.4288450621664 \\ & * GR - 1.880933898248 * AY * AG - 1.1809213505121 * AY * GR \\ & - 4.4954301427915 * AG * GR - 52.014906247821 * AY * AG \\ & * GR \quad \dots (12) \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (%H). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de la humedad, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 5 plasma el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta sobre la humedad.

Figura 5

Gráfico de Trazas para contenido de humedad (%H)



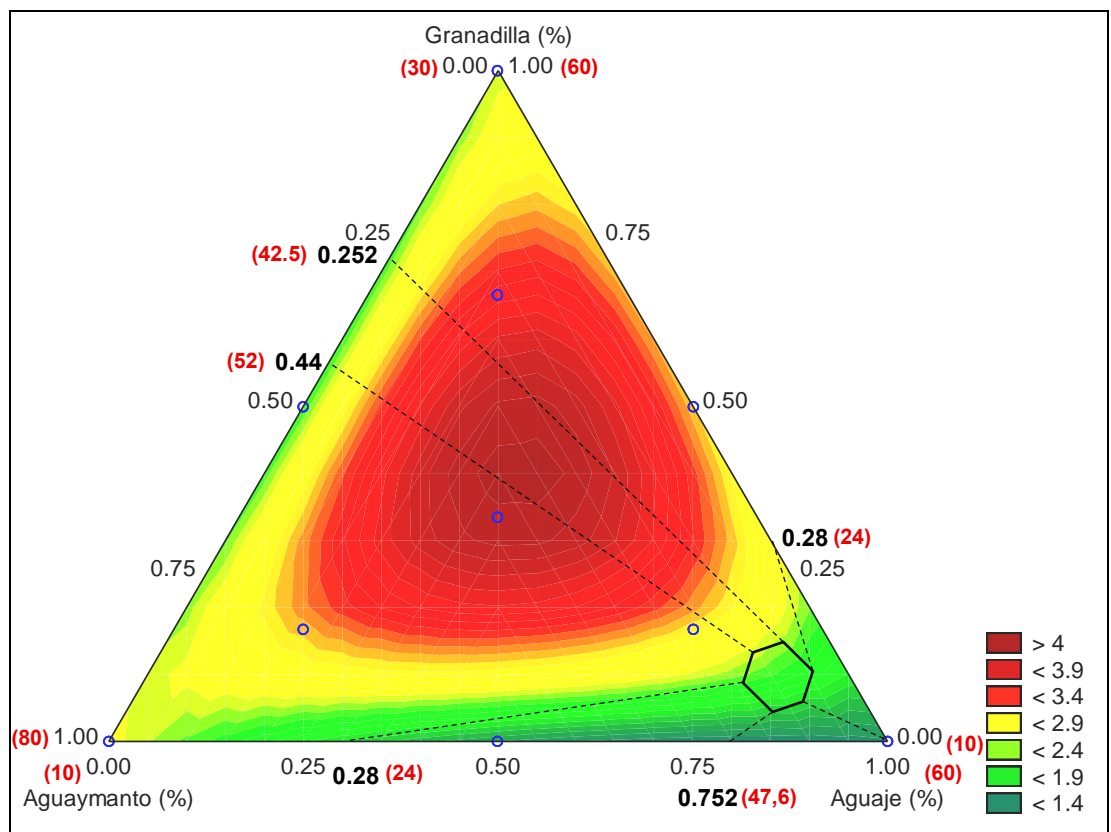
Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar la proporción de adición del aguaje, aguaymanto y granadilla estos disminuyen progresivamente la humedad. Sin embargo, por el orden de relevancia se sugiere que el aguaje es el principal regulador de la

variable respuesta y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio, asimismo, el gráfico muestra la influencia entre el aguaje y la granadilla (AG-GR) y la triple interacción (AY-AG-GR), siendo presumible un comportamiento sinérgico cuando estas interaccionan. En la Figura 6, la superficie de contornos delimita la región óptima (color verde intenso y un hexágono) para minimizar el contenido de humedad, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 42.5 y 52%; aguaje entre 24 y 47.5%; y granadilla entre 10 y 24%.

Figura 6

Superficie de contornos para el contenido de humedad



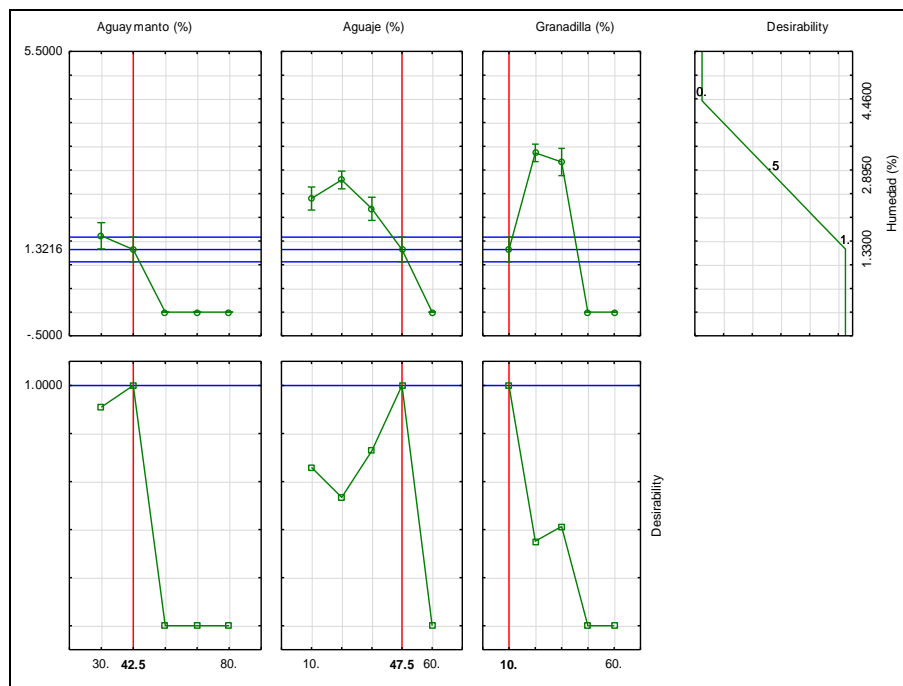
Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color verde, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en la humedad.

A través de la optimización por Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 42,6% de aguaymanto, 47,6% de aguaje y 10% de granadilla (Figura 7). Esta proporción específica minimiza la deseabilidad global, asegurando que la mezcla resultante cumpla con los parámetros de calidad establecidos y en particular, se obtuvo una humedad inferior al 1.4%

(%H < 1.4), siendo este un criterio fundamental para asegurar la estabilidad y conservación del producto final. Resaltando, que el control de la humedad garantiza la extensión de su vida útil y controla la interacción de los compuestos bioactivos presentes.

Figura 7

Optimización de Humedad (%H) por Función de Deseabilidad



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 42.5%; aguaje 47.5% y granadilla 10%) que minimizan la humedad. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla.

3.1.3. Color

Para la caracterización cromática, se aplicaron modelos estadísticos específicos para cada parámetro de color. Por tal el modelo cuadrático (Dagnino, 2014) fue el que mejor ajustó (Anexo 28) con un coeficiente de determinación R^2 de 0.91 y una significancia estadística (p) de 0.017 para la Luminosidad (L^*); el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 29) con un coeficiente de determinación R^2 de 0.55 y una significancia estadística (p) de 0.008 para a^* ; y el modelo lineal (Cayuela, 2010) fue el que mejor ajustó (Anexo 30) con un coeficiente de determinación R^2 de 0.23 y una significancia estadística (p) de 0.023 para b^* . Estos modelos permitieron identificar la formulación óptima que maximizó los parámetros del color. Por

tal, las ecuaciones 13; 14 y 15 presentan los modelos cuadráticos, especial cúbico y lineal:

$$\begin{aligned}
 L^* = & + 76.998818161549 * AY + 68.287648240234 * AG + 74.4027977770627 * GR \\
 & - 7.011998760955 * AY * AG - 1.7685055151023 * AY * GR \\
 & + 2.5824879118 * AG \\
 & * GR \qquad \qquad \qquad \dots(13)
 \end{aligned}$$

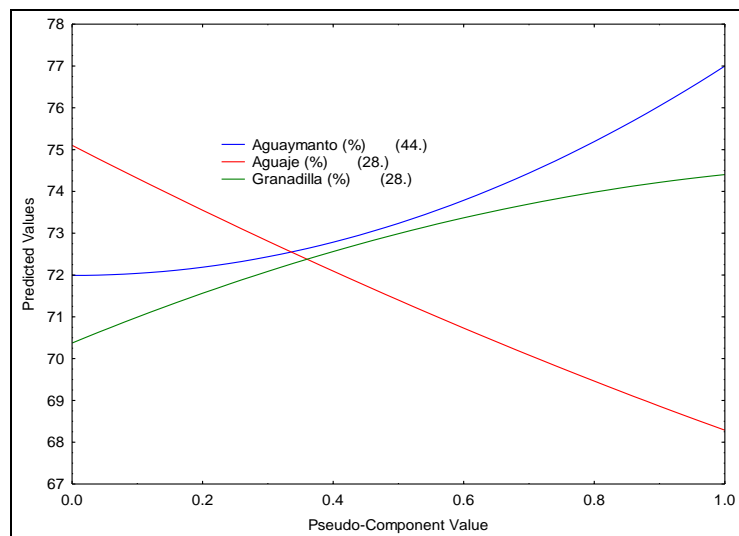
$$\begin{aligned}
 a^* = & + 3.8406356958598 * AY + 3.631210929313 * AG + 2.6963732792854 * GR \\
 & + 2.5570170910346 * AY * AG - 2.0993501141464 * AY * GR \\
 & + 2.0952406970652 * AG * GR - 34.24617208156 * AY * AG \\
 & * GR \qquad \qquad \qquad \dots(14)
 \end{aligned}$$

$$\begin{aligned}
 b^* = & + 35.159243114578 * AY + 33.109172593683 * AG + 30.762558504719 \\
 & * GR \qquad \qquad \qquad \dots(15)
 \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en las variables de interés (L*, a* y b*). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento del color, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 8 plasma el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta de la mezcla sobre el parámetro de luminosidad.

Figura 8

Gráfico de Trazas para la Luminosidad (L)*

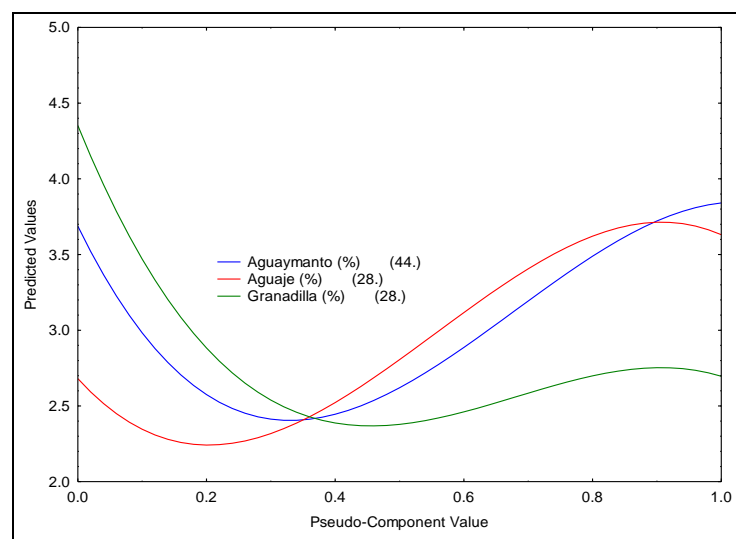


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar la proporción de adición del aguaymanto este aumenta progresivamente los valores de la luminosidad. Esto sugiere que el aguaymanto es el principal regulador de la luminosidad y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio. La Figura 9 plasma el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta sobre el parámetro a^* en la mezcla. Se observa que al aumentar la proporción de adición del aguaymanto aumenta progresivamente los valores de del parámetro a^* . Esto sugiere que el aguaymanto es el principal regulador de la variable respuesta y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio, asimismo, el gráfico muestra la triple interacción (AY-AG-GR), siendo presumible un comportamiento sinérgico cuando estas interaccionan.

Figura 9

*Gráfico de Trazas para a^**

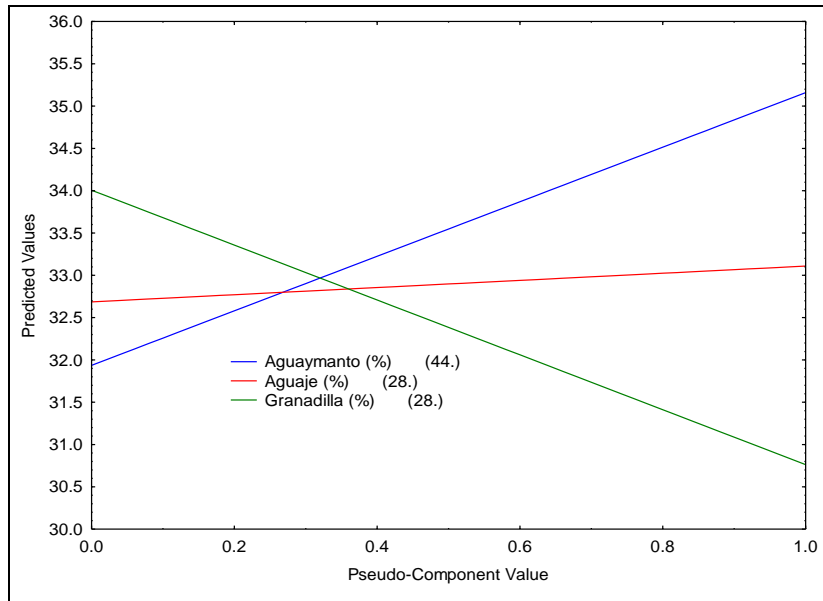


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

La Figura 10 representa el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta sobre el parámetro de b^* en la mezcla. Se observa que al aumentar la proporción de adición del aguaymanto este aumenta progresivamente los valores del parámetro b^* . Esto sugiere que el aguaymanto es el principal regulador de b^* y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio. Dado lo expuesto, la presencia del aguaymanto en la mezcla maximiza la intensidad del color en el espacio CIELAB de los tonos rojizos y amarillos (Oliveira, 2022; Silva Pereyra, 2018).

Figura 10

*Gráfico de Trazas para b**

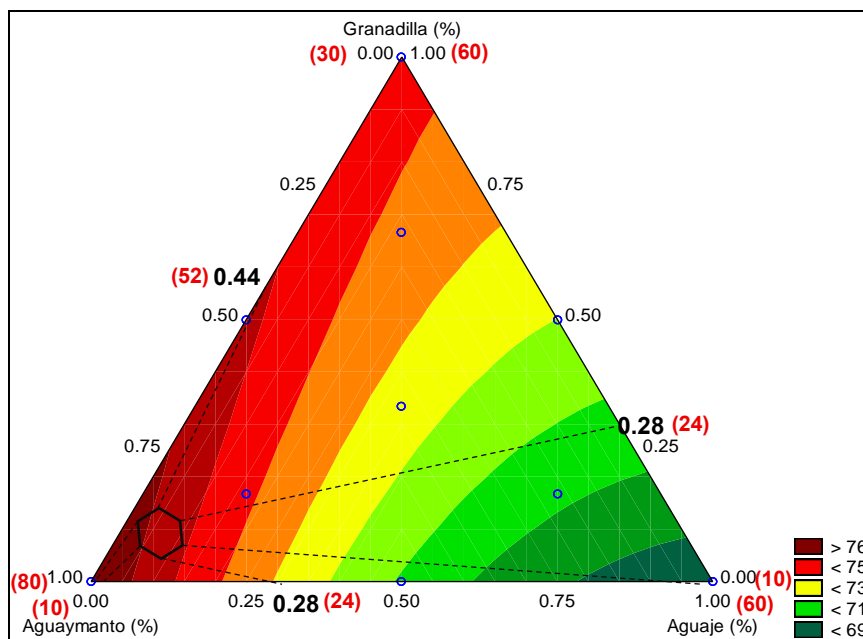


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

En la Figura 11, la superficie de contornos delimita la región óptima para maximizar la luminosidad (L^*), con rangos porcentuales de aguaymanto entre 52 y 80%; aguaje entre 10 y 24%; y granadilla entre 10 y 24%.

Figura 11

Superficie de Contornos para la Luminosidad (L^)*



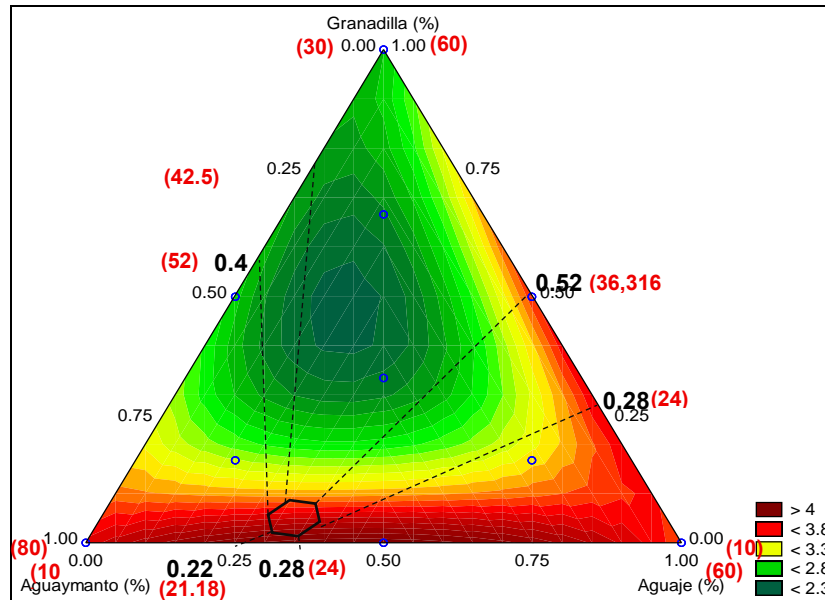
Nota: A mayor intensidad del color rojo, mayor es la proporción de mezcla sobre b^* .

En la Figura 12, la superficie de contornos delimita la región óptima para

maximizar el parámetro a^* , con rangos porcentuales de aguaymanto entre 42,5 y 52%; aguaje entre 21,18 y 24%; y granadilla entre 24 y 36,316%.

Figura 12

*Superficie de Contornos para a^**

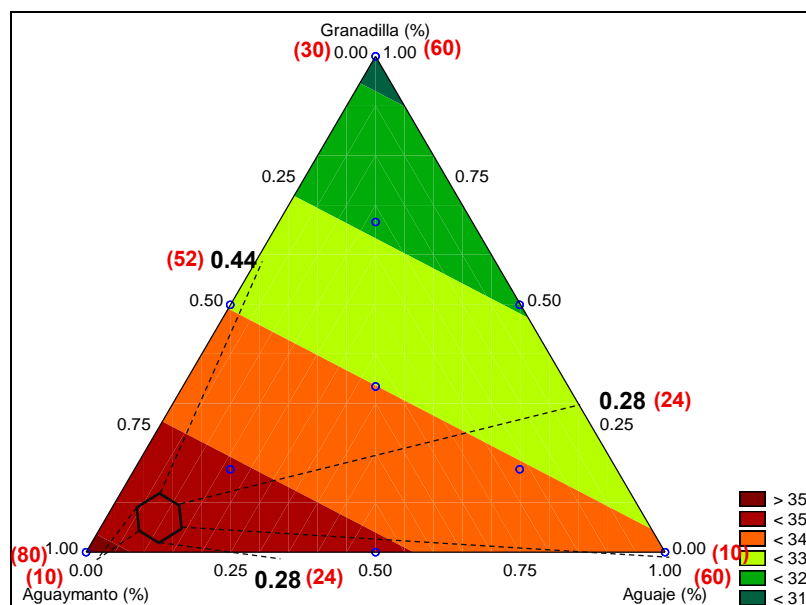


Nota: A mayor intensidad del color rojo, mayor es la proporción de mezcla sobre a^* .

En la Figura 13, la superficie de contornos delimita la región óptima para maximizar el parámetro b^* , con rangos porcentuales de aguaymanto entre 52 y 80%; aguaje entre 10 y 24%; y granadilla entre 10 y 24%.

Figura 13

*Superficie de Contornos para b^**

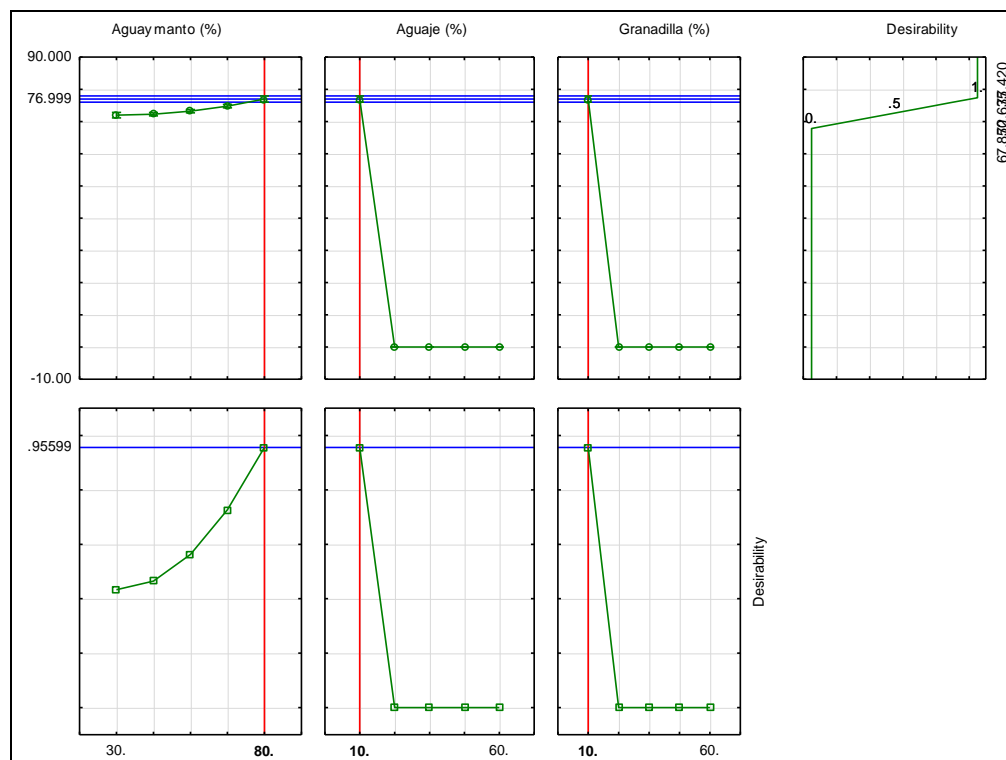


Nota: A mayor intensidad del color rojo, mayor es la proporción de mezcla sobre b^* .

Los valores porcentuales óptimos de cada fruta en la mezcla microencapsulada, determinados por la optimización por Función de Deseabilidad (FD) para los parámetros de luminosidad (L^*) y b^* fueron los siguientes: 80% de aguaymanto; 10% de aguaje y 10% de granadilla (Figura 19 y Figura 21). Mientras que, para el parámetro a^* los porcentajes óptimos fueron: 42.5% de aguaymanto; 21.184% de aguaje y 36.316% de granadilla (Figura 20). Estas mezclas específicas fueron seleccionadas porque maximizan la deseabilidad global del producto, garantizando que la mezcla resultante cumpla con los parámetros de calidad establecidos. En particular, se alcanzan niveles de intensidad cromática y color en el espacio CIELAB superiores al 76% para luminosidad ($L^* > 76$); mayores al 4% para enrojecimiento ($a^* > 4$) y superiores al 35% para amarillez ($b^* > 35$).

Figura 14

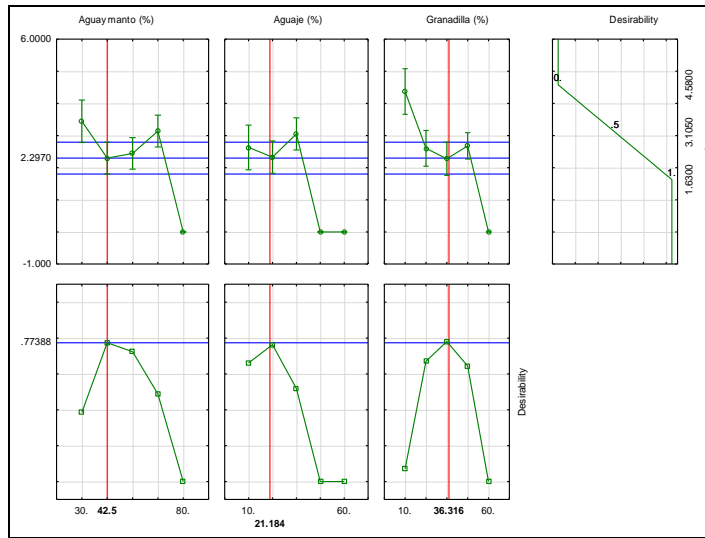
Optimización de la Luminosidad (L^) por Función de Deseabilidad*



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 80%; aguaje 10% y granadilla 10%) que maximizan la luminosidad. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

Figura 15

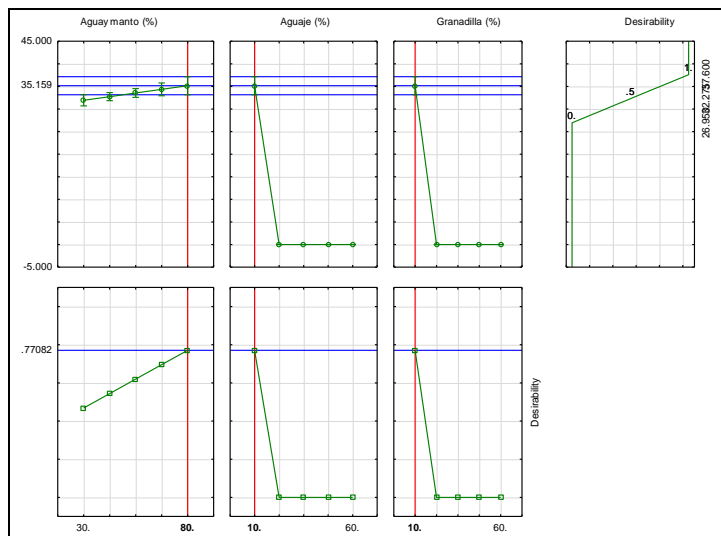
Optimización de a por Función de Deseabilidad*



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 42.5%; aguaje 21.184% y granadilla 36.318%) que maximizan a*. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

Figura 16

Optimización de b por Función de Deseabilidad*



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 80%; aguaje 10% y granadilla 10%) que maximizan b*. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

3.1.4. Sólidos solubles

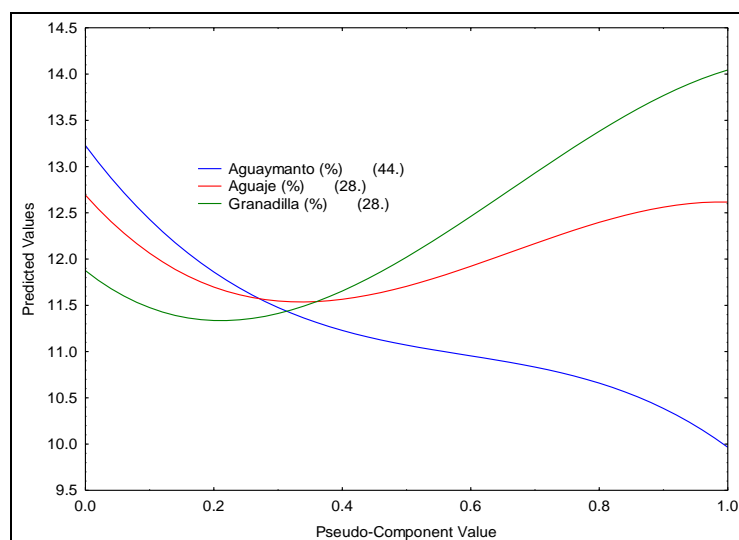
Para la caracterización de sólidos solubles, el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 31) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.93 y una significancia estadística (p) de 0.00007. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que maximizó los sólidos solubles. La ecuación 16 presenta el modelo especial cúbico, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con los sólidos solubles:

$$\begin{aligned} \text{°Brix} = & + 9.965554618605 * AY + 12.617075431859 * AG + 14.04432913390 * GR \\ & + 1.6985452929808 * AY * AG + 1.7531021551871 * AY * GR \\ & - 0.41053832143537 * AG * GR - 31.482001236041 * AY * AG \\ & * GR \quad \dots(16) \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (°Brix). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de los sólidos solubles mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 17 plasma el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta sobre contenido de sólidos solubles (°Brix).

Figura 17

Gráfico de Trazas para contenido de sólidos solubles (°Brix)

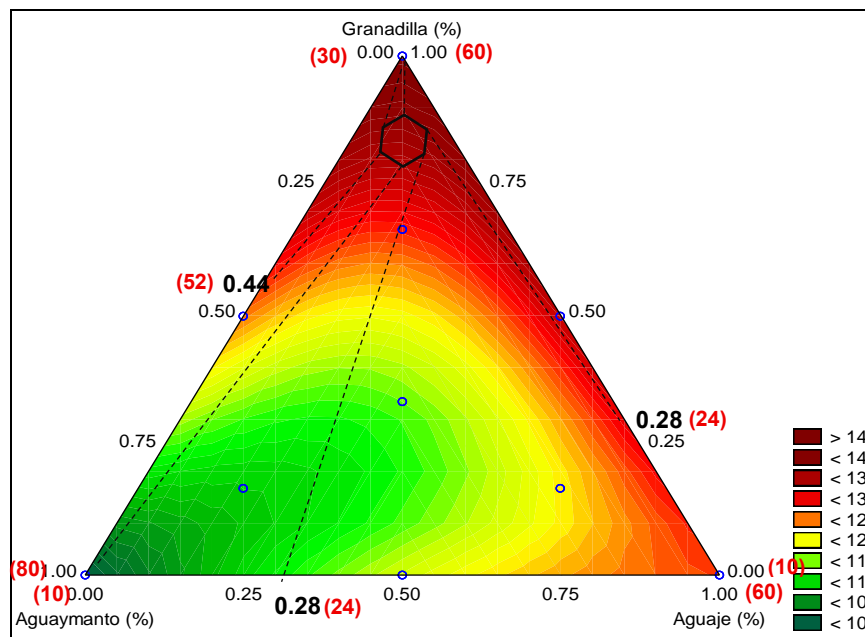


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición de granadilla y aguaje estos aumentan los valores de los sólidos solubles, mientras que conforme aumenta la proporción de adición del aguaymanto este disminuye progresivamente los sólidos solubles. Esto sugiere que la granadilla es el principal regulador de la variable respuesta y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio, asimismo, el gráfico muestra la triple interacción (AY-AG-GR) lo que indica que estas frutas generan un efecto conjunto, siendo presumible un comportamiento sinérgico cuando estas interaccionan. En la figura 18, el Superficie de contornos delimita la región óptima (color rojo intenso y un hexágono) para maximizar el contenido de sólidos solubles, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 30 y 52%; aguaje entre 10 y 24%; y granadilla entre 24 y 60%.

Figura 18

Superficie de contornos para el contenido de Sólidos solubles (°Brix)

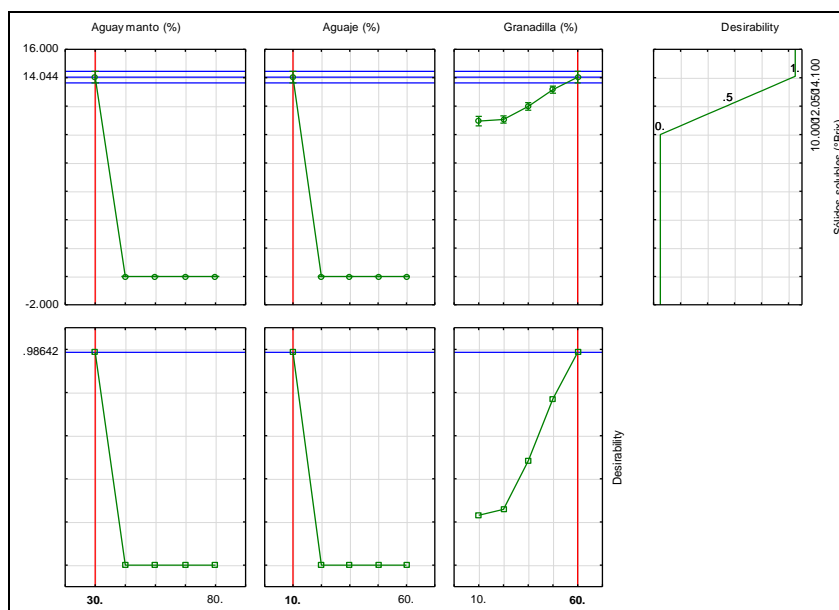


Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color rojo, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en los sólidos solubles.

A través de la optimización por Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 30% de aguaymanto, 10% de aguaje y 60% de granadilla (Figura 19). Esta mezcla específica minimiza la deseabilidad global, se obtuvo un contenido de sólidos solubles superior al 14% ($^{\circ}\text{Brix} > 14$).

Figura 19

Optimización de Sólidos Solubles por Función de Deseabilidad



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 30%; aguaje 10% y granadilla 60%) que maximizan los sólidos solubles. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

3.1.5. pH

Para la caracterización del pH, el modelo lineal (Cayuela, 2010) fue el que mejor ajustó (Anexo 32) con un coeficiente de determinación (R²) de 0.95 y una significancia estadística (p) de 0.008. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que minimizó el pH. La ecuación 17 presenta el modelo lineal, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con el pH:

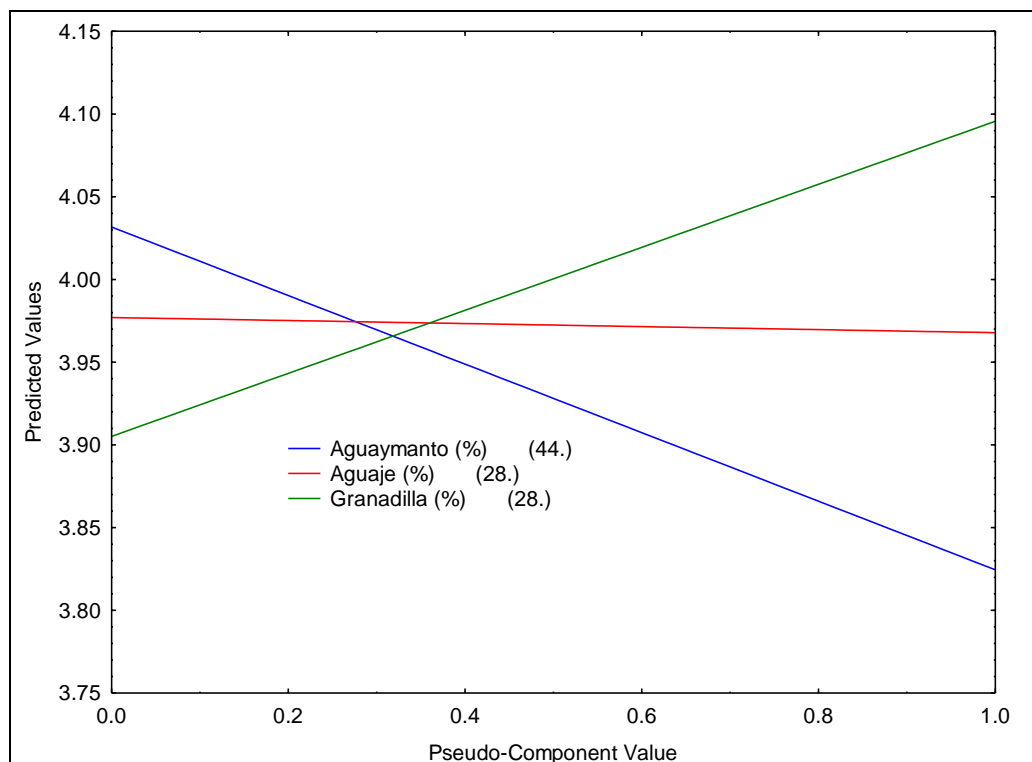
$$pH = + 3.8245197102376 * AY + 3.9678528478472 * AG + 4.0956290996853 * GR \quad \dots (17)$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (pH). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento

de pH, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 20 muestra el gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta en la mezcla sobre el contenido de pH.

Figura 20

Gráfico de Trazas para contenido de pH

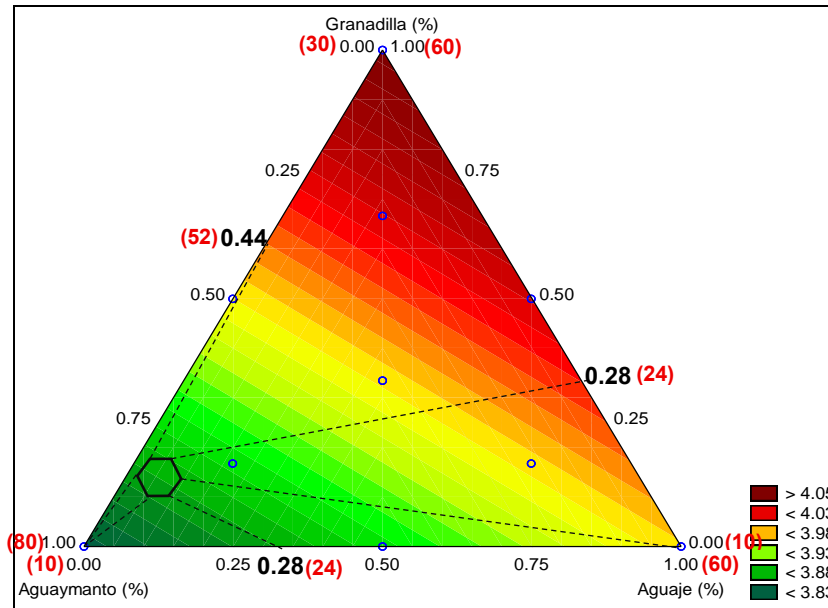


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición granadilla y aguaje estos aumentan los valores del pH, mientras que conforme aumenta la proporción de adición del aguaymanto este disminuye progresivamente. Esto sugiere que el aguaymanto es el principal regulador de pH y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio. En la Figura 21, la superficie de contornos delimita la región óptima (color verde intenso y un hexágono) para minimizar el pH, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 52 y 80%; aguaje entre 10 y 24%; y granadilla entre 10 y 24%.

Figura 21

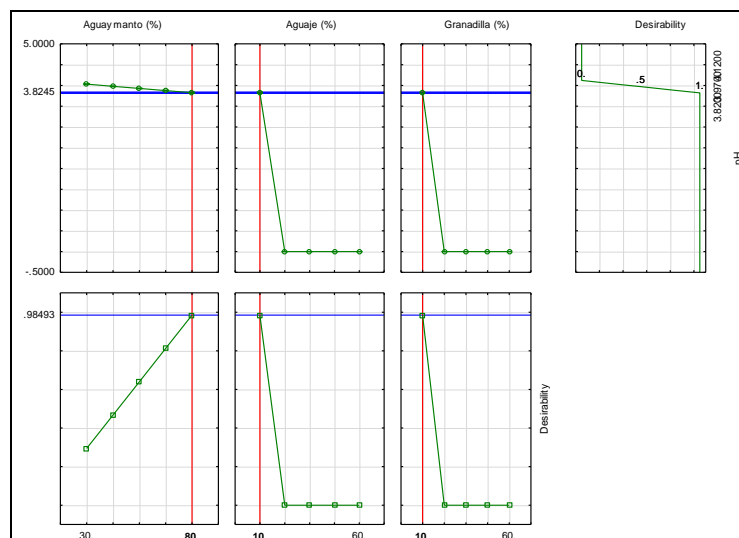
Superficie de contornos para contenido de pH



Nota: Nota: A mayor intensidad del color verde, mayor es la proporción de mezcla sobre pH. A través de la optimización por Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 80% de aguaymanto, 10% de aguaje y 10% de granadilla (Figura 22). Esta mezcla específica minimiza la deseabilidad global, se obtuvo un contenido de pH inferior al 3.83% ($pH < 3.83$).

Figura 22

Optimización de pH por Función de Deseabilidad



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla.

3.1.6. Acidez titulable

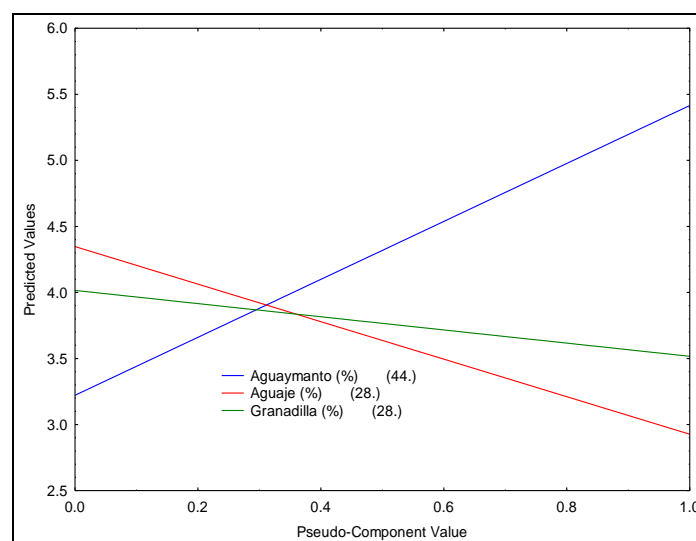
Para la caracterización de la acidez titulable (%ac), el modelo lineal (Cayuela, 2010) fue el que mejor ajustó (Anexo 33) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.97 y una significancia estadística (p) de 0.00. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que minimizó la acidez titulable. La ecuación 18 presenta el modelo lineal, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con la acidez titulable:

$$Ac. \% = + 5.4155737524498 * AY + 2.9266957502242 * AG + 3.5169129471708 * GR \quad \dots (18)$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (Aw). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de la acidez titulable, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 23 representa al gráfico de Trazas, que evidencia la influencia de cada fruta sobre la acidez titulable.

Figura 23

Gráfico de Trazas para contenido de acidez titulable



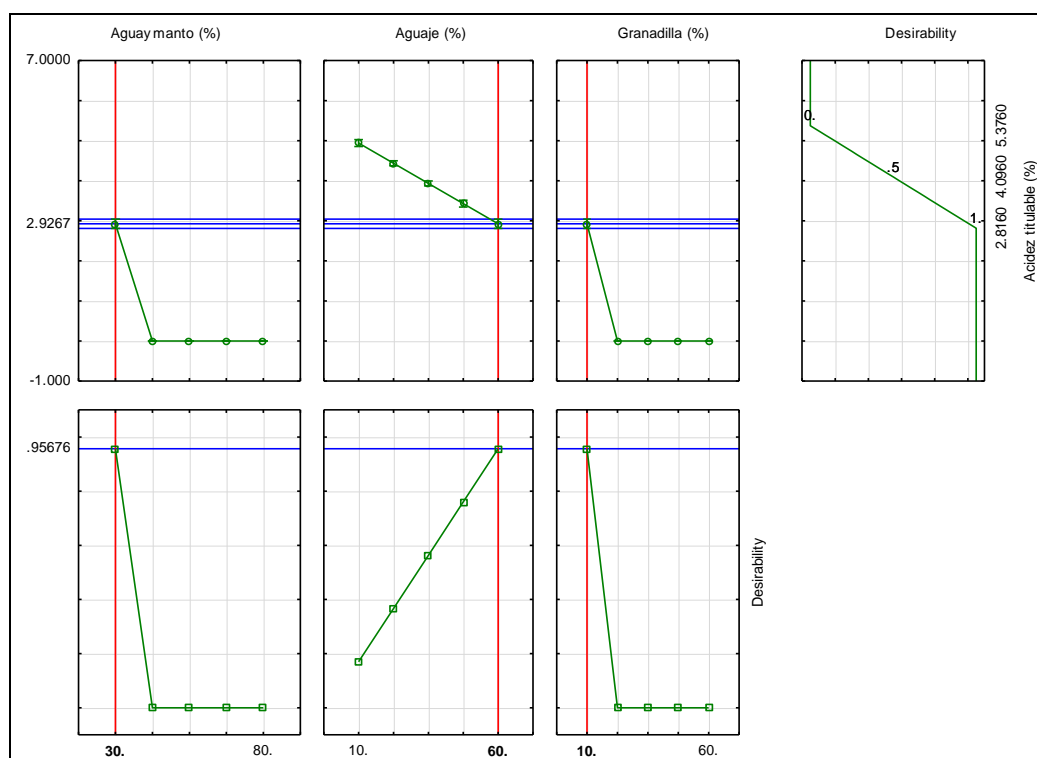
Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición de aguaymanto

los niveles óptimos de mezcla: 30% de aguaymanto, 60% de aguaje y 10% de granadilla (Figura 25). Esta mezcla específica pertenece al tratamiento dos (T2) minimiza la deseabilidad global del producto, se obtuvo un contenido de acidez titulable inferior al 3% (%ác. < 3). Por lo tanto, se garantiza que el producto obtenido bajo estas condiciones presentará una calidad superior y una mayor vida útil.

Figura 25

Optimización de Acidez titulable (%ác.) por Función de Deseabilidad



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 30%; aguaje 60% y granadilla 10%) que minimizan la acidez titulable. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

3.2. Caracterización fitoquímica

La Tabla 7 presenta los resultados obtenidos de las características fitoquímicas abarcando la cuantificación de flavonoides, capacidad antioxidante por *DPPH y *ABTS+ y polifenoles.

Tabla 7

Resultados de la cuantificación de las características fitoquímicas

T	Flavonoides (mg EQ / g de muestra)	Capacidad Antioxidante		Polifenoles en mg EAG / g de muestra
		DPPH ($\mu\text{M ET} / \text{g de muestra}$)	ABTS ($\mu\text{M ET} / \text{g de muestra}$)	
T1	0.98 \pm 0.01	4.30 \pm 0.07	8.54 \pm 0.22	13.32 \pm 0.03
T2	1.59 \pm 0.01	3.59 \pm 0.05	9.86 \pm 0.14	13.58 \pm 0.03
T3	1.21 \pm 0.02	2.38 \pm 0.04	7.16 \pm 0.15	9.80 \pm 0.01
T4	0.84 \pm 0.01	3.11 \pm 0.07	9.19 \pm 0.18	13.03 \pm 0.01
T5	0.87 \pm 0.03	3.82 \pm 0.07	9.26 \pm 0.05	12.24 \pm 0.02
T6	1.24 \pm 0.02	3.23 \pm 0.06	7.91 \pm 0.07	11.74 \pm 0.03
T7	1.30 \pm 0.04	4.06 \pm 0.07	8.80 \pm 0.13	13.03 \pm 0.03
T8	0.95 \pm 0.02	3.73 \pm 0.07	9.09 \pm 0.10	13.76 \pm 0.32
T9	1.46 \pm 0.03	3.25 \pm 0.06	9.05 \pm 0.19	12.27 \pm 0.01
T10	1.67 \pm 0.02	2.88 \pm 0.10	7.87 \pm 0.20	11.71 \pm 0.02

Nota: Se cuantificó los parámetros fisicoquímicos en las mezclas liofilizadas de aguaymanto (AY), aguaje (AG) y granadilla (GR). Asimismo, T son los tratamientos.

3.2.1. Flavonoides totales

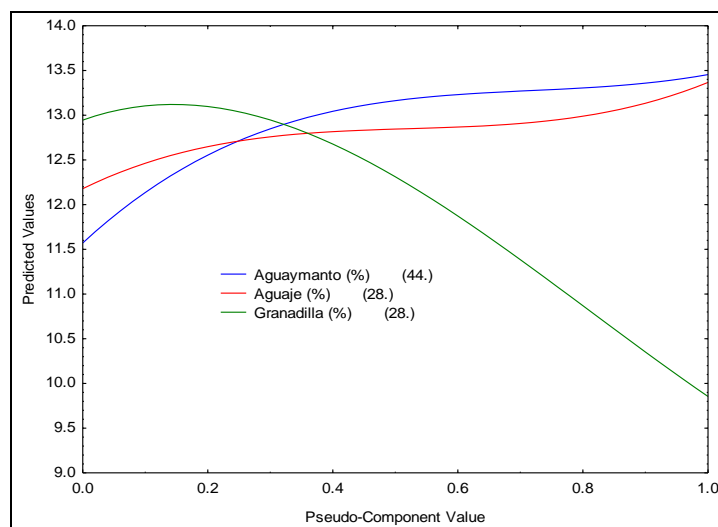
Para la cuantificación de flavonoides totales, el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 34) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.79 y una significancia estadística (p) de 0.00003. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que maximizó el contenido de flavonoides. La ecuación 19 presenta el modelo especial cúbico, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con los flavonoides:

$$\begin{aligned} \text{Flavonoides} = & +0.92875448945505 * \text{AY} + 1.5881482956912 * \text{AG} \\ & + 1.2960337613963 * \text{GR} - 1.8528582086814 * \text{AY} * \text{AG} \\ & + 0.8557763160022 * \text{AY} * \text{GR} - 0.43830928675477 * \text{AG} * \text{GR} \\ & + 13.882222450268 * \text{AY} * \text{AG} * \text{GR} \quad \dots(19) \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (flavonoides). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de flavonoides, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). La Figura 26 plasma el gráfico de Trazas, donde se evidencia la influencia de cada fruta sobre el contenido de flavonoides.

Figura 26

Gráfico de Trazas para flavonoides

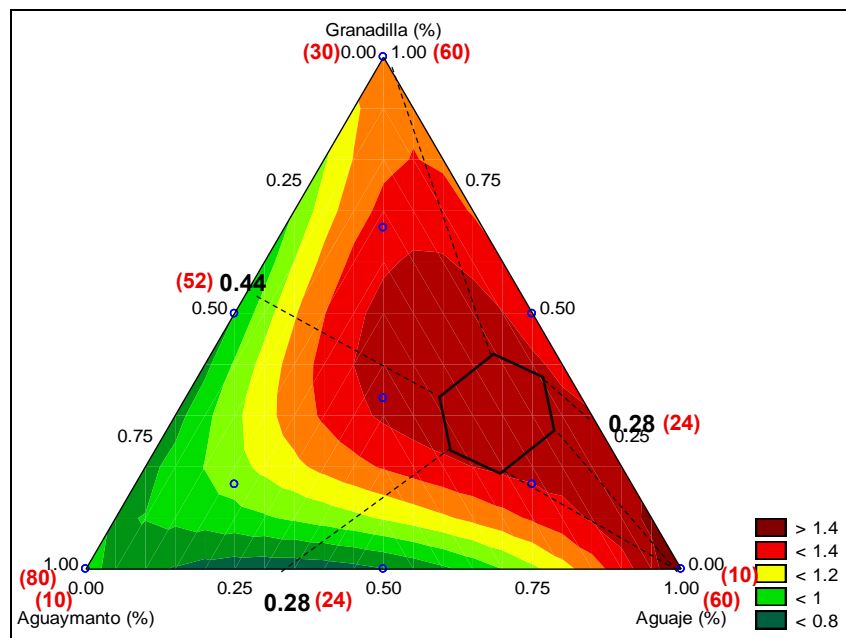


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición de aguaje y aguaymanto estos aumentan los valores de los flavonoides, mientras que conforme aumenta la proporción de adición de la granadilla este disminuye progresivamente el contenido de flavonoides. Esto sugiere que el aguaje es el principal regulador de la variable respuesta y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio, asimismo, el gráfico muestra la triple interacción (AY-AG-GR), siendo presumible un comportamiento sinérgico cuando estas interaccionan. En la figura 27, la superficie de contornos delimita la región óptima (color rojo intenso y un hexágono) para maximizar los flavonoides, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 30 y 52%; aguaje entre 24 y 60%; y granadilla entre 10 y 24%. Estos intervalos representan las proporciones ideales para lograr una mezcla con alto contenido de flavonoides totales, lo cual es fundamental para potenciar sus propiedades antioxidantes (Benito et al., 2021).

Figura 27

Superficie de contorno para el contenido de flavonoides totales



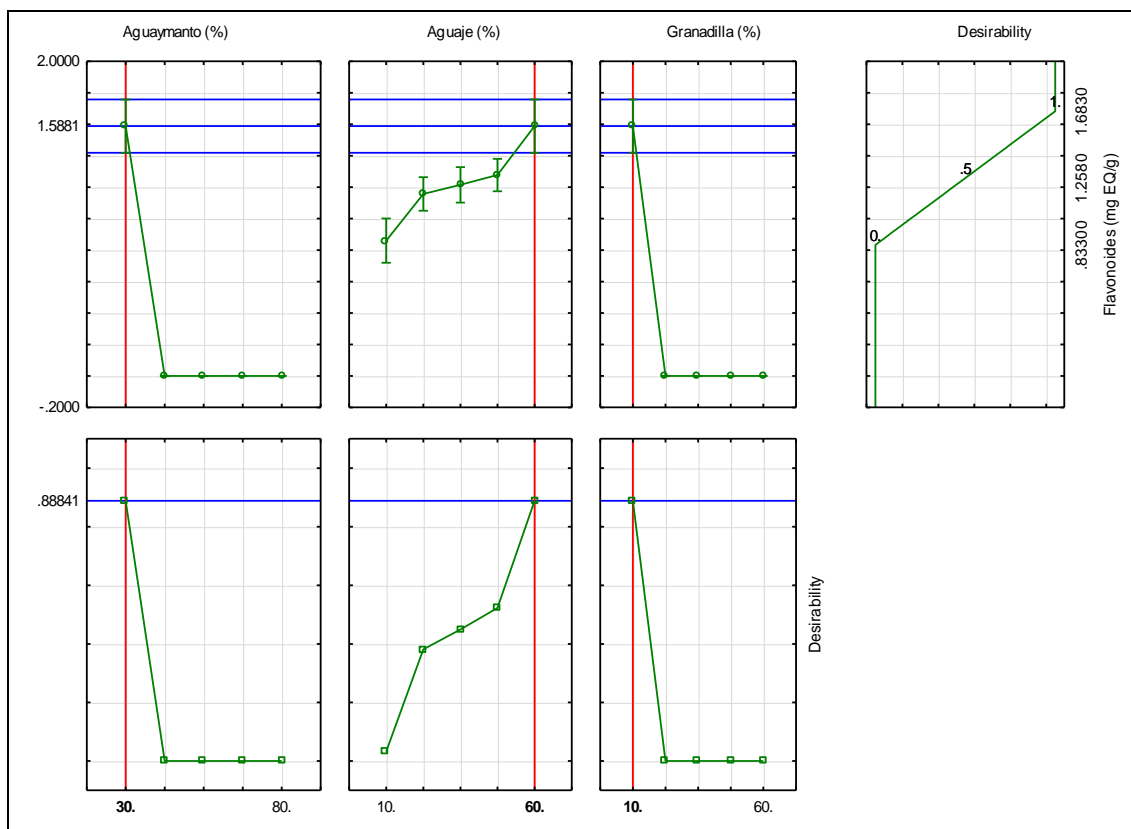
Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color rojo, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en el contenido de flavonoides.

A través de la optimización por Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 30% de aguaymanto, 60% de aguaje y 10% de

granadilla (Figura 28). Esta proporción específica maximiza la deseabilidad global y pertenece al tratamiento número dos (T2), en particular, se obtuvo un contenido de flavonoides superior a 1.4 (EQ > 1.4).

Figura 28

Optimización de Flavonoides Totales por Función de Deseabilidad



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 30%; aguaje 60% y granadilla 10%) que maximizan la actividad de agua. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global de la mezcla, integrando el efecto combinado de todos los factores.

3.2.2. Actividad antioxidante

a) Por el método DPPH

Para la determinación de la capacidad antioxidante por DPPH, el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 35) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.83 y una significancia estadística (p) de 0.006. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que maximizó el contenido de capacidad antioxidante por DPPH. La ecuación 20

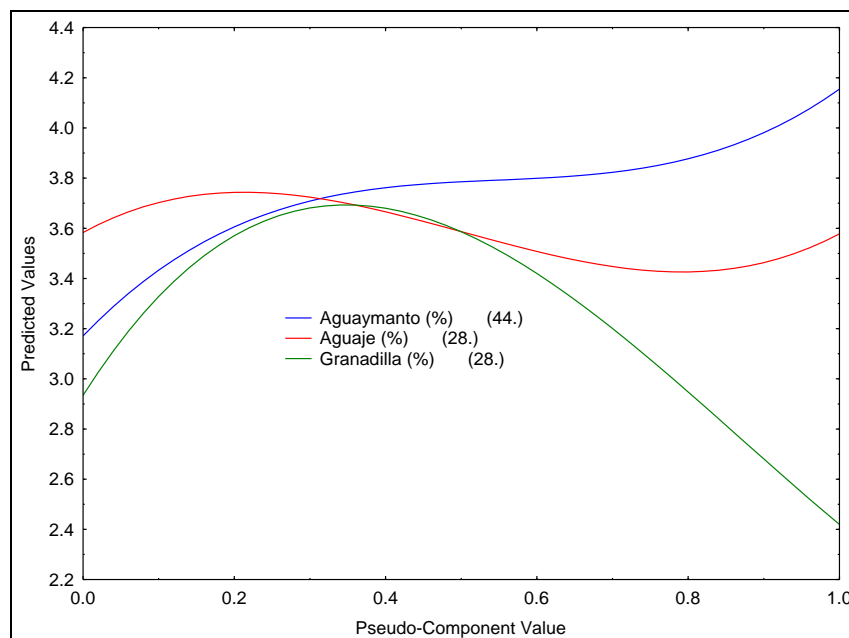
presenta el modelo especial cúbico, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con la capacidad antioxidante por DPPH:

$$\begin{aligned}
 DPPH = & +4.1548137262868 * AY + 3.5779976467109 * AG + 2.4198191594112 \\
 & * GR - 3.6403297125259 * AY * AG + 1.6433044758884 * AY * GR \\
 & - 0.68959626655049 * AG * GR + 13.283578249167 * AY * AG \\
 & * GR \quad \dots(20)
 \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (CA DPPH). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de DPPH, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 29 plasma el gráfico de Trazas, evidencia la influencia de cada fruta sobre la capacidad antioxidante por DPPH.

Figura 29

Gráfico de Trazas para Capacidad antioxidante por DPPH



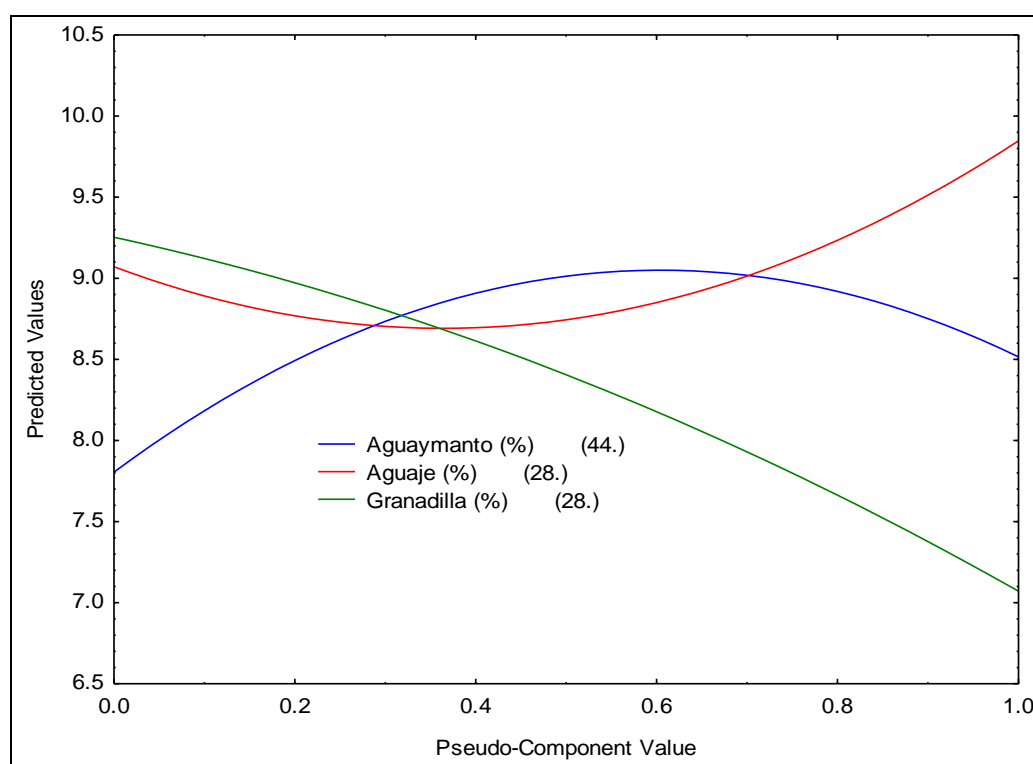
Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición aguaymanto y aguaje estos aumentan los valores de la capacidad antioxidante por *DPPH, mientras

mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (CA ABTS). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de ABTS, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 32 plasma el gráfico de Trazas, evidencia la influencia de cada fruta sobre la capacidad antioxidante por ABTS.

Figura 32

Gráfico de Trazas para Capacidad antioxidante por ABTS



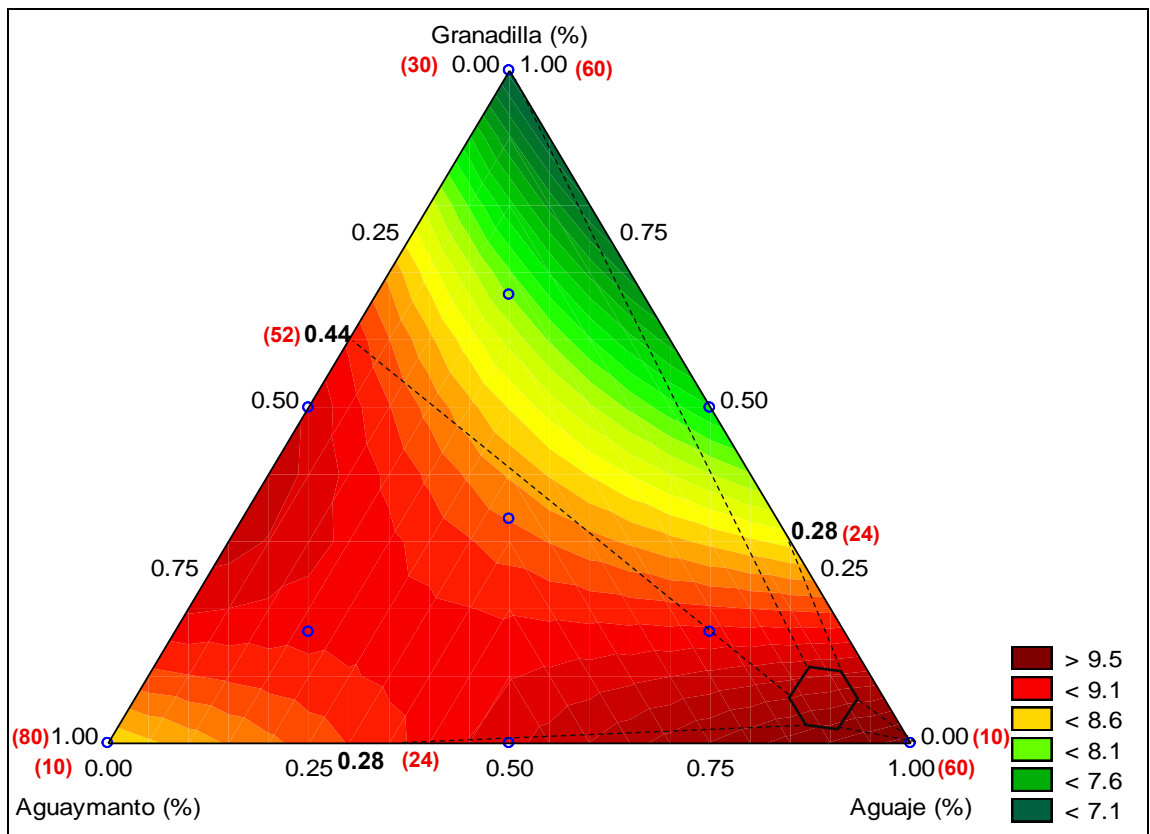
Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar la proporción de adición de la granadilla estos disminuyen progresivamente la capacidad antioxidante por ABTS. Esto sugiere que la granadilla es el principal regulador de ABTS y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio. En la Figura 33, la superficie de contornos delimita la región óptima (color rojo intenso y un hexágono) para maximizar la capacidad antioxidante por ABTS, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 30 y 52%; aguaje entre 24 y 60%; y granadilla entre 10 y 24%.

Estos intervalos representan las proporciones ideales para lograr una mezcla con capacidad antioxidante, lo cual es fundamental para activar su eficaz mecanismo de acción contra las enfermedades no transmitibles (Arenas y Díaz, 2020).

Figura 33

Superficie de contorno para Capacidad Antioxidante por ABTS

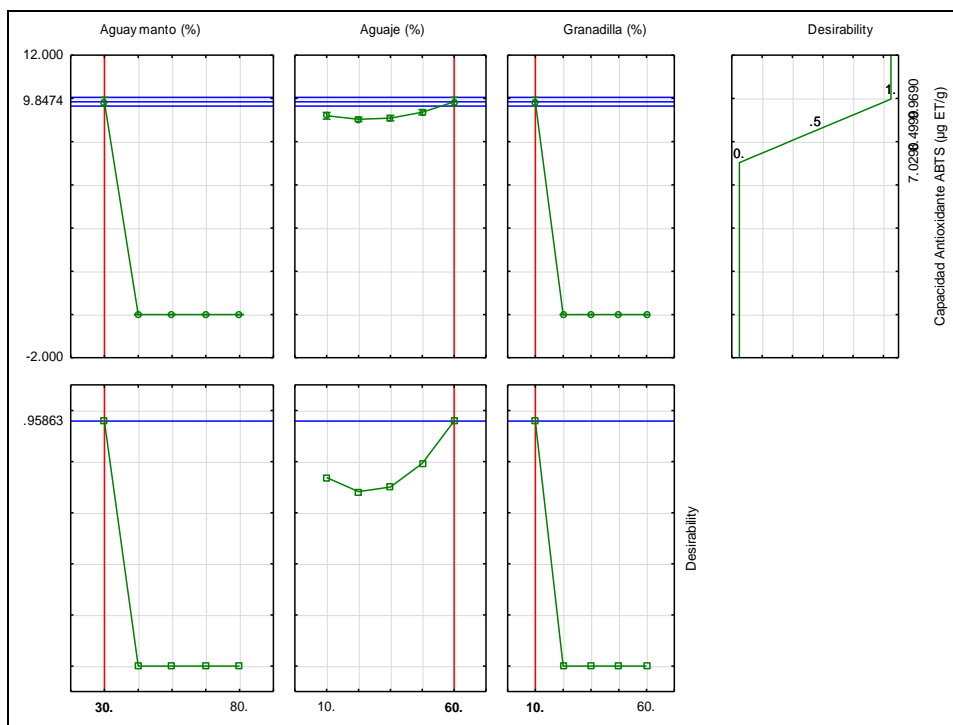


Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color rojo, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en la capacidad antioxidante por ABTS.

A través de la implementación de la Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 30% de aguaymanto, 60% de aguaje y 10% de granadilla (Figura 34). Esta proporción específica maximiza la deseabilidad global y pertenece al tratamiento número dos (T2) y en particular, se obtuvo una capacidad antioxidante inferior a 9.5 (ET ABTS > 9.5).

Figura 34

Optimización de Capacidad Antioxidante por ABTS+ por FD



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores que maximizan la capacidad antioxidante por ABTS.

3.2.3. Polifenoles Totales

Para la cuantificación de polifenoles totales, el modelo especial cúbico (Martínez y Morales, 2021) fue el que mejor ajustó (Anexo 37) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.94 y una significancia estadística (p) de 0.01. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que maximizó el contenido de polifenoles. La ecuación 22 presenta el modelo especial cúbico, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada el contenido de polifenoles:

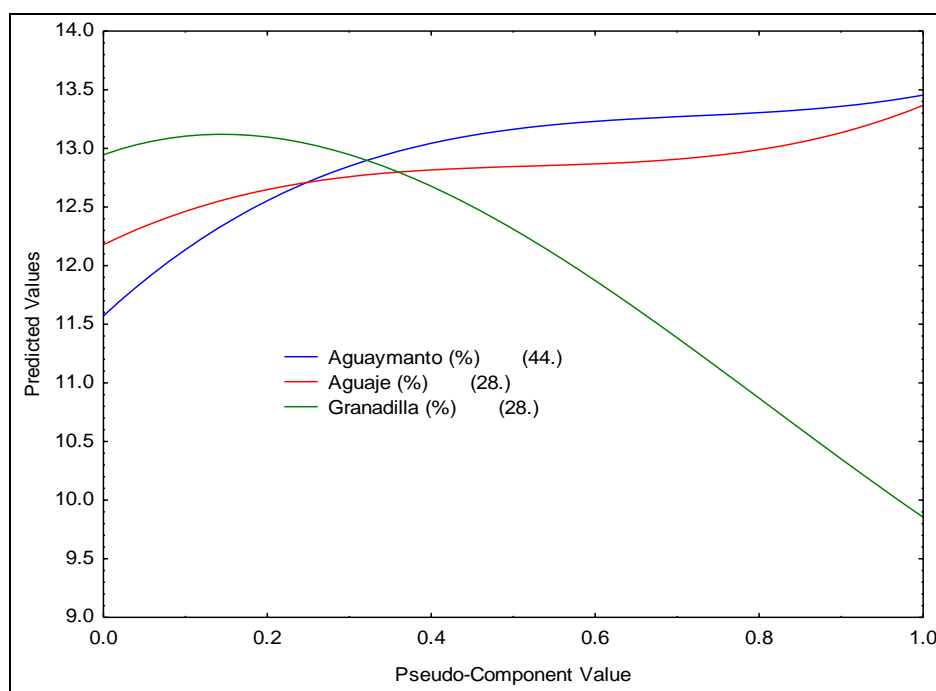
$$\begin{aligned}
 \text{Polifenoles} = & +13.454545857235 * AY + 13.366668576902 * AG \\
 & + 9.8545846010683 * GR - 1.8676599295137 * AY * AG \\
 & + 3.0423361895302 * AY * GR - 0.15681069632117 * AG * GR \\
 & + 15.78532866339 * AY * AG * GR \quad \dots (22)
 \end{aligned}$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés

(polifenoles). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de los polifenoles, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 35 plasma el gráfico de Trazas, evidencia la influencia de cada fruta sobre el contenido de polifenoles.

Figura 35

Gráfico de Trazas para Polifenoles totales



Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

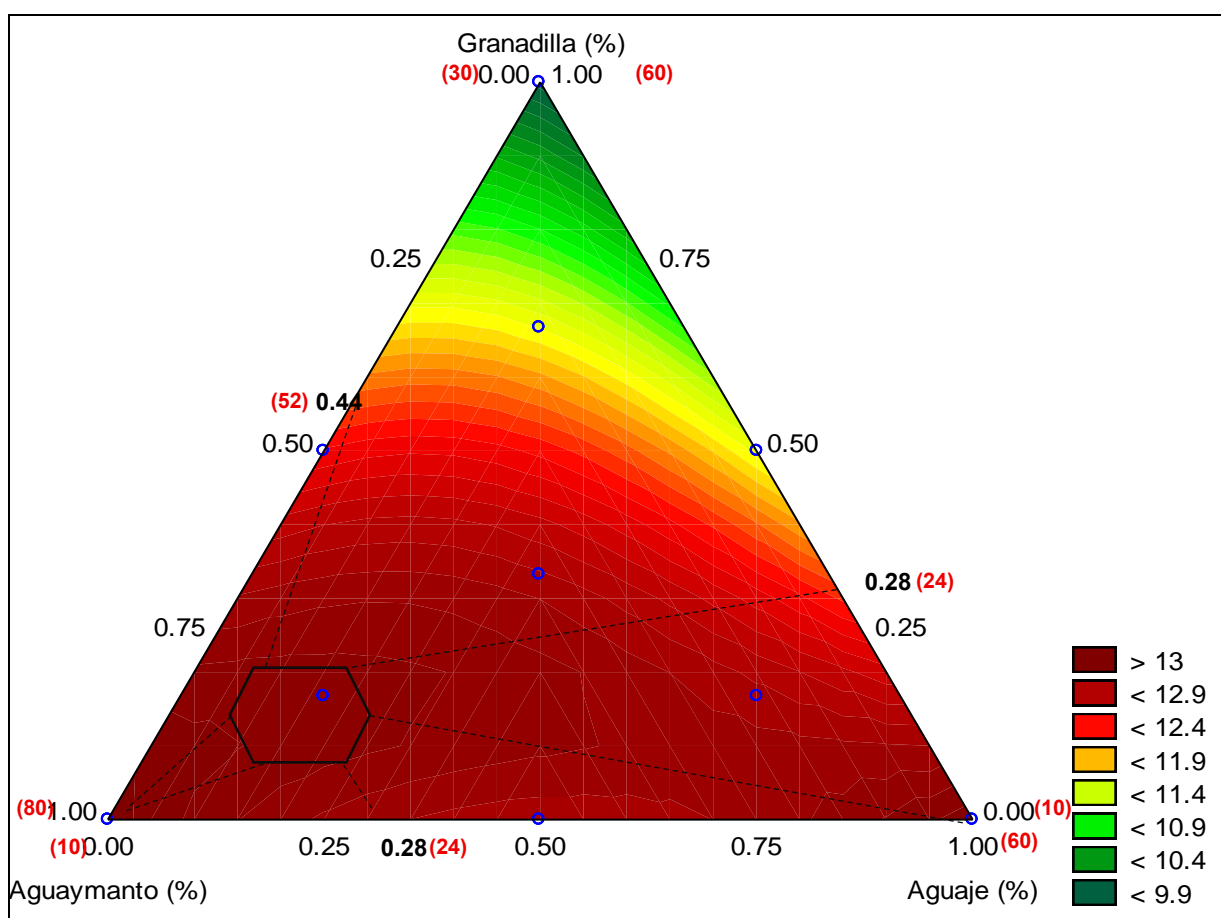
Se observa que al aumentar las proporciones de adición de aguaymanto y aguaje estos aumentan los valores de los polifenoles, mientras que conforme aumenta la proporción de adición de la granadilla este disminuye progresivamente el contenido de flavonoides. Esto sugiere que el aguaymanto es el principal regulador de la variable respuesta y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio, asimismo, el gráfico muestra la triple interacción (AY-AG-GR), siendo presumible un comportamiento sinérgico cuando estas interaccionan.

En la figura 36, el Superficie de contornos delimita la región óptima (color rojo intenso y un hexágono) para maximizar los polifenoles, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 52% y 80%; aguaje entre 10% y 24%; y

granadilla entre 10% y 24%. Estos intervalos representan las proporciones ideales para lograr una mezcla con alto contenido de polifenoles totales, lo cual es fundamental para potenciar sus propiedades antioxidantes (Cunza et al., 2020).

Figura 36

Superficie de contornos para el contenido de polifenoles totales

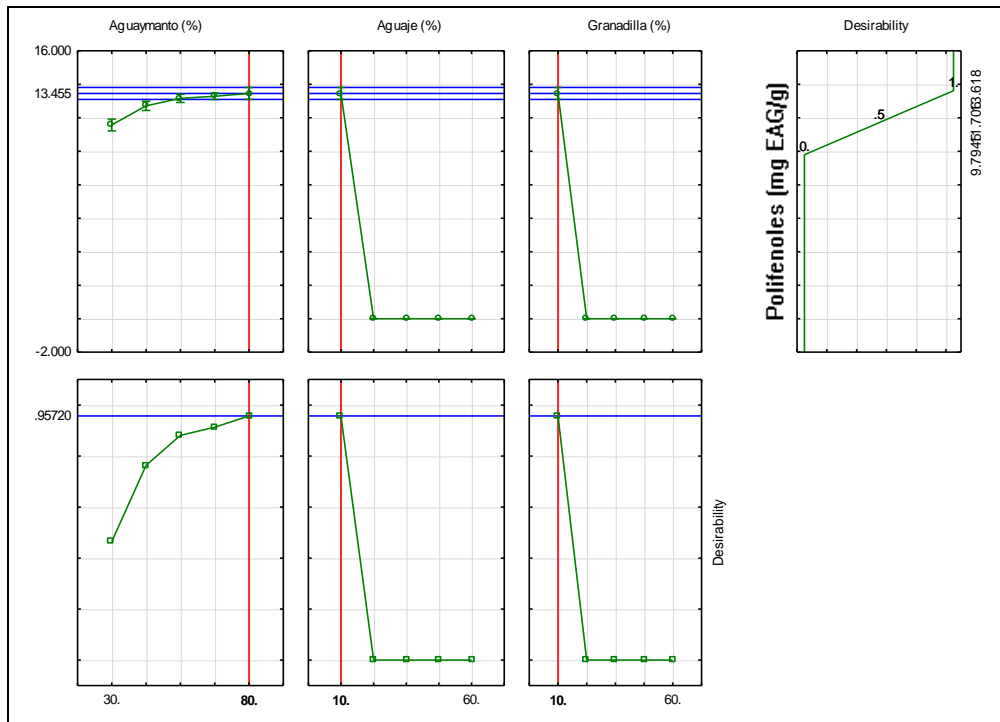


Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color rojo, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en los polifenoles.

A través de la implementación de la Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 80% de aguaymanto, 10% de aguaje y 10% de granadilla (Figura 37). Estos valores pertenecen al tratamiento número uno (T1), se obtuvo un contenido de polifenoles totales superior a 13 (EAG > 13).

Figura 37

Optimización de Polifenoles Totales por Función de Deseabilidad



Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores que maximizan los polifenoles.

3.3. Caracterización de la partícula

La Tabla 8 presenta los resultados obtenidos de las características de partícula abarcando la identificación de partícula por tamaño de partícula, eficiencia de encapsulación y composición química de los compuestos bioactivos con el análisis Raman.

Tabla 8

Resultados de la caracterización e identificación de partícula

T	%EE	Raman																	
		Betacaroteno			Licopeno			Quercetina			Rutina			Ácido oleico			Ácido linoleico		
		1005.5	1160.5	1515.7	999.2	1166.6	1521.6	1574.5	1609.5	1656.1	1568.6	1609.5	1661.9	1444.6	1657.7	1737.4	1264.3	1462.5	1656.1
		<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>	<i>cm⁻¹</i>
	<i>Intensidad espectral</i>			<i>Intensidad espectral</i>			<i>Intensidad espectral</i>			<i>Intensidad espectral</i>			<i>Intensidad espectral</i>			<i>Intensidad espectral</i>			
T1	55.98 ± 4.51	348.28	2051.16	2872.37	308.82	1752.69	2857.81	51.08	92.88	406.27	115.85	51.73	299.80	934.34	156.31	277.20	205.57	611.75	406.27
T2	73.25 ± 1.56	444.25	2341.88	3237.61	407.21	2179.06	3318.03	545.94	322.78	617.78	696.14	400.39	512.84	737.31	386.68	391.83	310.18	503.77	617.78
T3	84.43 ± 8.42	71.20	433.52	667.30	47.20	394.07	702.66	21.18	64.91	186.05	33.93	98.49	130.96	236.48	77.16	213.12	98.57	160.96	186.05
T4	49.40 ± 2.24	194.36	1339.08	2013.67	222.32	1273.98	2013.84	290.27	271.68	523.31	413.59	353.95	398.37	490.89	282.35	546.23	523.31	254.23	186.05
T5	72.01 ± 2.69	69.18	567.76	1029.62	78.69	499.81	1051.23	27.42	117.03	254.21	101.36	171.11	197.79	288.02	282.35	351.31	145.75	171.44	254.21
T6	72.77 ± 2.15	305.51	1782.10	2761.16	316.31	1603.60	2761.80	316.38	318.82	503.82	433.35	378.07	394.59	592.50	253.50	470.92	381.94	366.97	503.82
T7	65.01 ± 2.73	93.16	1010.46	1310.69	131.27	982.68	1325.28	78.46	145.98	384.13	174.64	251.72	294.10	286.72	197.28	523.40	477.98	79.26	384.13
T8	64.12 ± 1.24	107.75	804.74	1092.90	126.46	829.44	1155.02	195.53	211.62	401.23	302.03	306.73	333.32	332.55	214.67	458.93	404.93	143.66	401.23
T9	71.05 ± 3.43	66.66	486.84	947.36	77.32	427.22	983.51	120.24	150.19	297.65	195.10	177.35	242.34	482.83	157.63	283.62	160.03	143.66	297.65
T10	51.72 ± 2.10	176.44	1318.14	1882.81	209.61	1311.63	1915.47	201.75	284.46	577.58	353.93	408.37	434.52	508.43	293.38	611.60	534.12	209.63	577.58

Nota: Se caracterizó e identificó las partículas en las mezclas liofilizadas de aguaymanto (AY), aguaje (AG) y granadilla (GR). Asimismo, T son los tratamientos.

3.3.1. Eficiencia de encapsulación

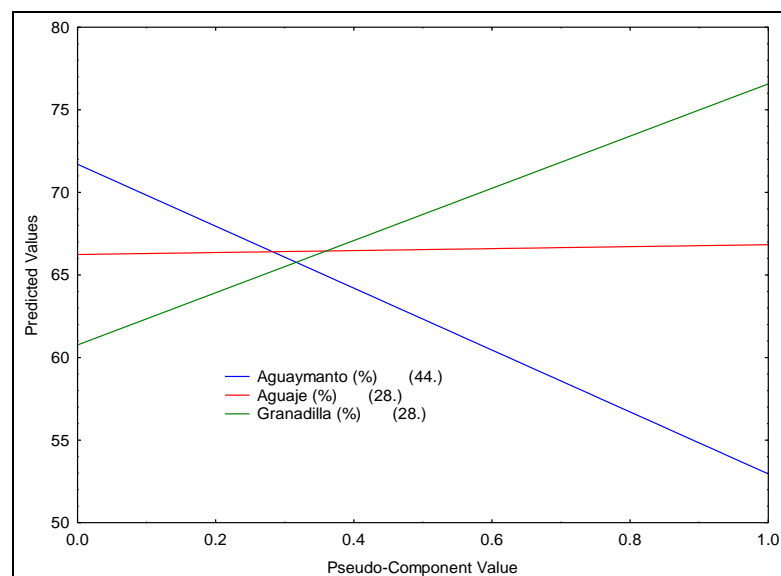
Para la cuantificación la eficiencia de encapsulación (%EE), el modelo lineal (Cayuela, 2010) fue el que mejor (Anexo 38) con un coeficiente de determinación (R^2) de 0.33 y una significancia estadística (p) de 0.0041. Este modelo permitió identificar la formulación óptima que maximizó la eficiencia de encapsulación. La ecuación 23 presenta el modelo lineal, que relaciona la concentración de las proporciones de la mezcla de frutas microencapsulada con la eficiencia de encapsulación:

$$\%EE = +52.954805390964 * AY + 66.894644836834 * AG + 76.571500945443 * GR \quad \dots (23)$$

Donde, AY: aguaymanto; AG: aguaje; GR: es granadilla. La ecuación estandariza el orden de prioridades de los ingredientes (AY, AG y GR) en la mezcla, destacando aquellos con mayor influencia en la variable de interés (%EE). Según el modelamiento, los coeficientes positivos (+) indican el aumento de la eficiencia de encapsulación, mientras que, los coeficientes negativos (-) reflejan la disminución de la respuesta global (Siche et al., 2016). Posteriormente, la Figura 38 plasma el gráfico de Trazas, evidencia la influencia de cada fruta en la mezcla sobre la eficiencia de encapsulación.

Figura 38

Gráfico de Trazas para %EE

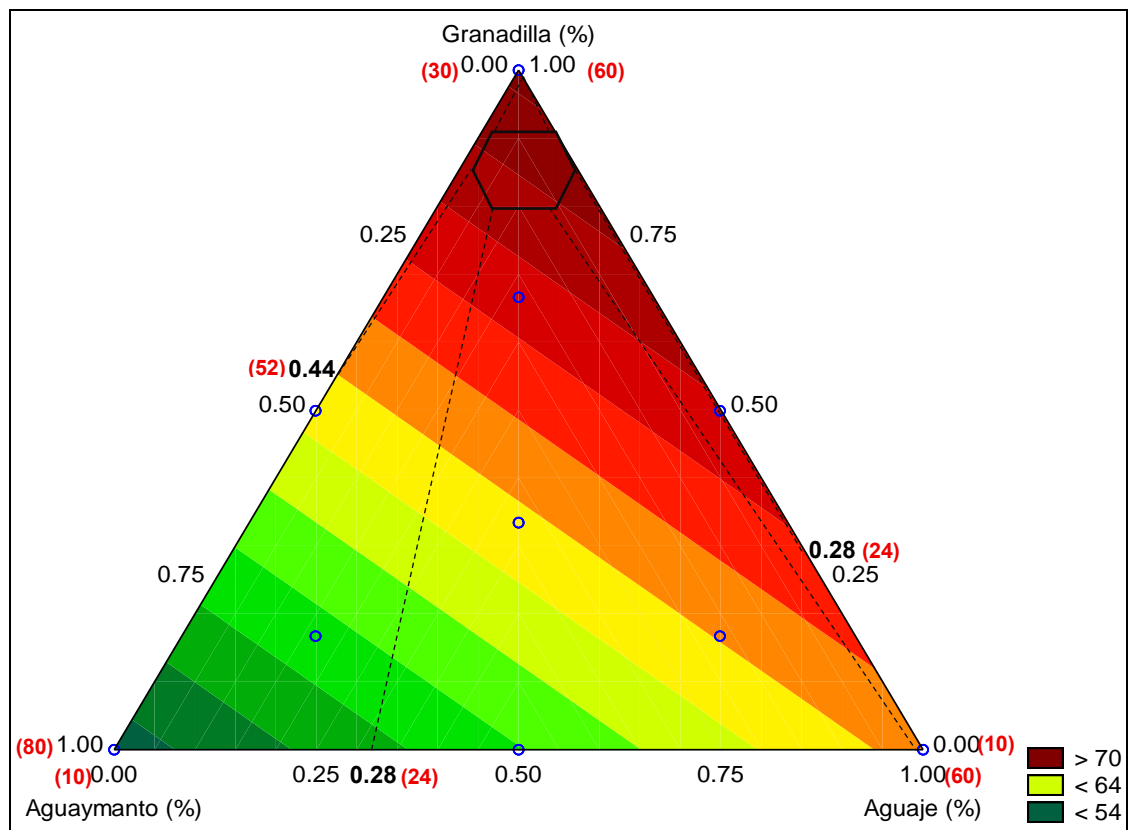


Nota: Valores predictivos para cada componente según varía su adición en la mezcla.

Se observa que al aumentar las proporciones de adición granadilla y aguaje estos aumentan los valores de la eficiencia de encapsulación, mientras que conforme aumenta la proporción de adición del aguaymanto este disminuye progresivamente. Esto sugiere que la granadilla es el principal regulador de la eficiencia de encapsulación y cualquier modificación en su adición tendrá un efecto más notorio. En la figura 39, la superficie de contornos delimita la región óptima (color rojo intenso y un hexágono) para maximizar la eficiencia de encapsulación, con rangos porcentuales de aguaymanto entre 30 y 52%; aguaje entre 10 y 24%; y granadilla entre 24 y 60%.

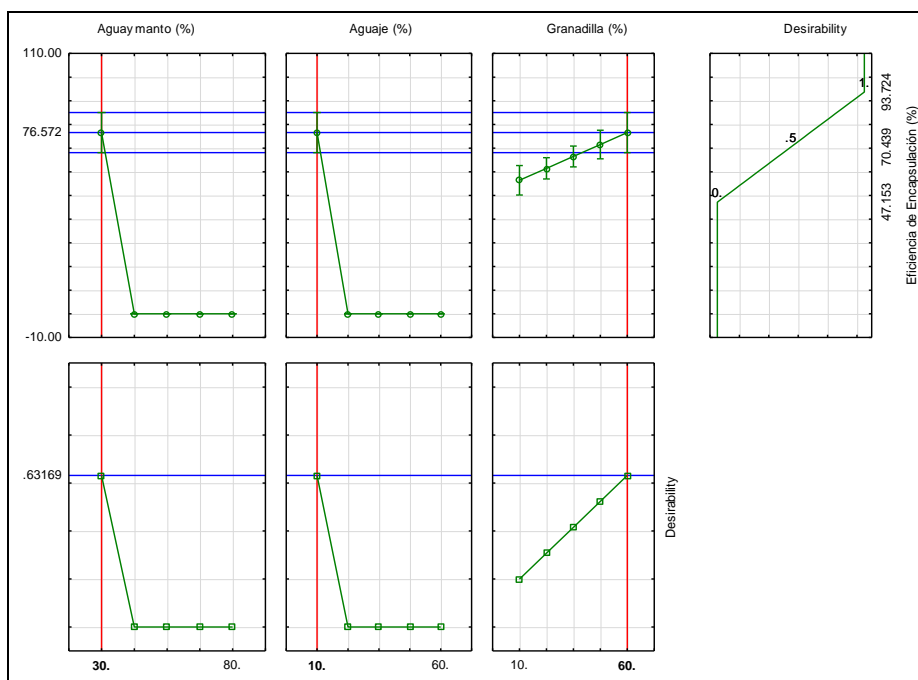
Figura 39

Superficie de contornos para la Eficiencia de Encapsulación (%EE)



Nota: La graduación de color refiere que en cuanto mayor es la intensidad del color rojo, mayor es el impacto de la proporción de las frutas en la eficiencia de encapsulación.

A través de la optimización por Función de Deseabilidad (FD), se estableció los niveles óptimos de mezcla: 30% de aguaymanto, 10% de aguaje y 60% de granadilla (Figura 40). Estos valores pertenecen al tratamiento número tres (T3), se obtuvo una eficiencia de encapsulación superior a 70 (%EE > 70).

Figura 40*Optimización de Eficiencia de Encapsulación por FD*

Nota: Los gráficos de la izquierda presentan los perfiles óptimos deseables de los factores (aguaymanto 30%; aguaje 10% y granadilla 60%) que minimizan la eficiencia de encapsulación. Mientras que, el gráfico superior derecho muestra la deseabilidad global.

3.3.2. Espectroscopía RAMAN

Se llevó a cabo la determinación de los picos correspondientes a los grupos estructurales presentes en los diez tratamientos analizados, mediante la interacción entre las vibraciones características de los grupos funcionales.

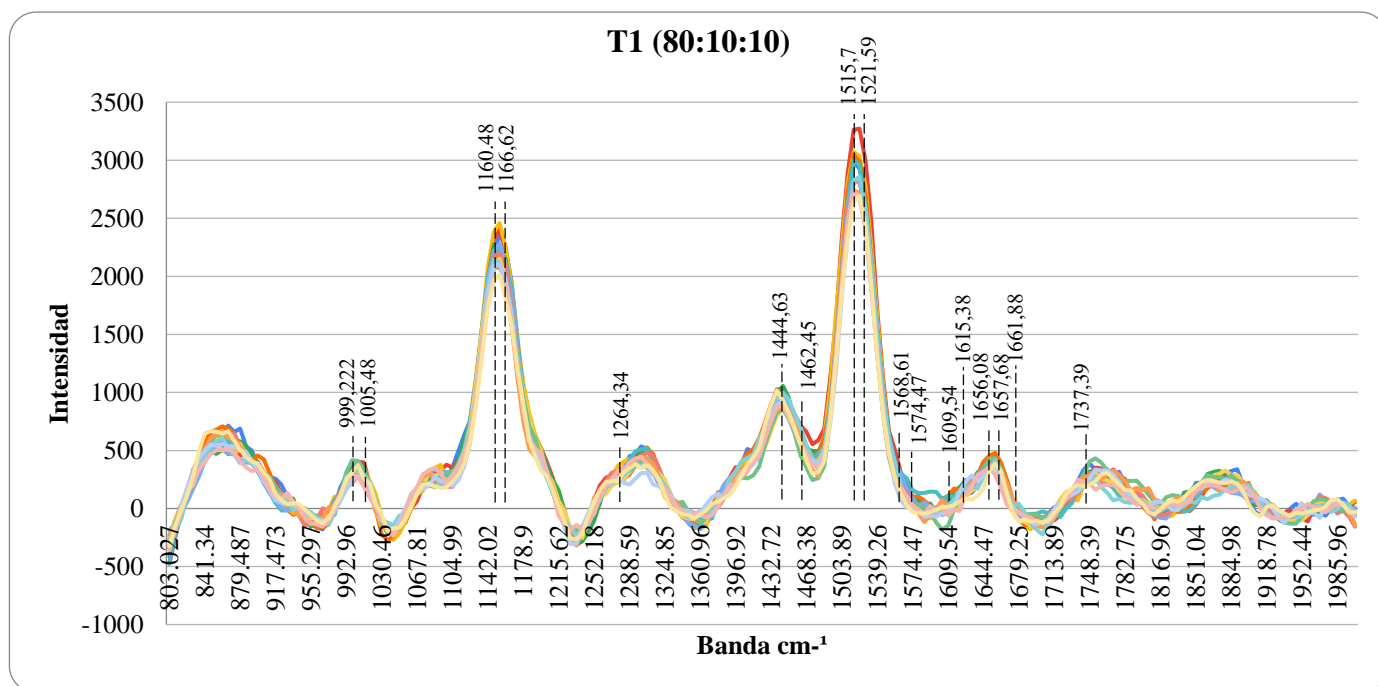
3.3.2.1. Caracterización de los compuestos bioactivos T1

La Figura 41 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento uno (T1). El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 348.28; 2051.16 y 2872.37 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 308.82; 1752.69 y 2857.81 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno (C=C), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos

en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 51.08; 51.73 y 406.27 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático (C-C) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 115.85; 2.88 y 299.80 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 934.34; 156.31 y 277.20 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 205.57; 611.75 y 406.27 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂).

Figura 41

Resultados Espectroscopía Raman T1



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento uno (T1) con 80% aguaymanto, 10% aguaje y 10% granadilla.

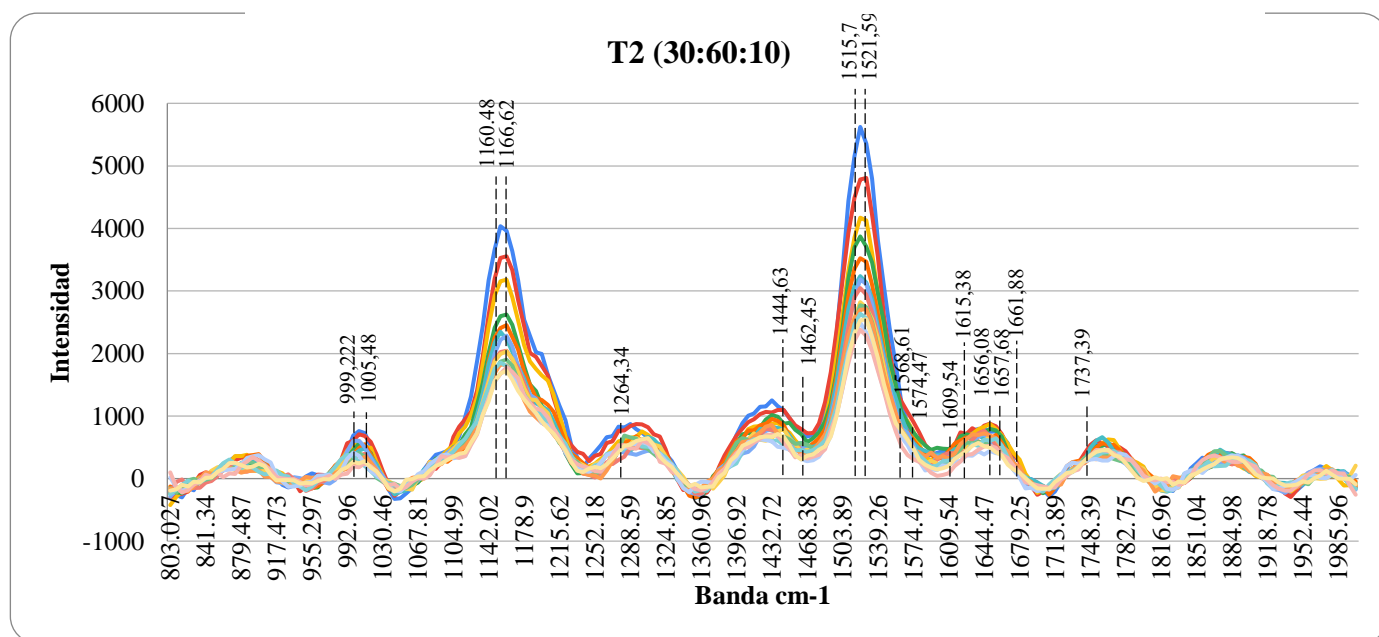
3.3.2.2. Caracterización de los compuestos bioactivos T2

La Figura 42 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento dos (T2). El análisis

espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 444.25; 2341.88 y 3237.61 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 407.21; 2179.06 y 3318.03 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno (C=C), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 545.94; 400.39 y 617.78 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático (C-C) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 696.14; 322.78 y 512.84 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 737.31; 386.68 y 391.830 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 310.18; 503.77 y 617.78 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂).

Figura 42

Resultados Espectroscopía Raman T2



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento dos (T2) con 30%

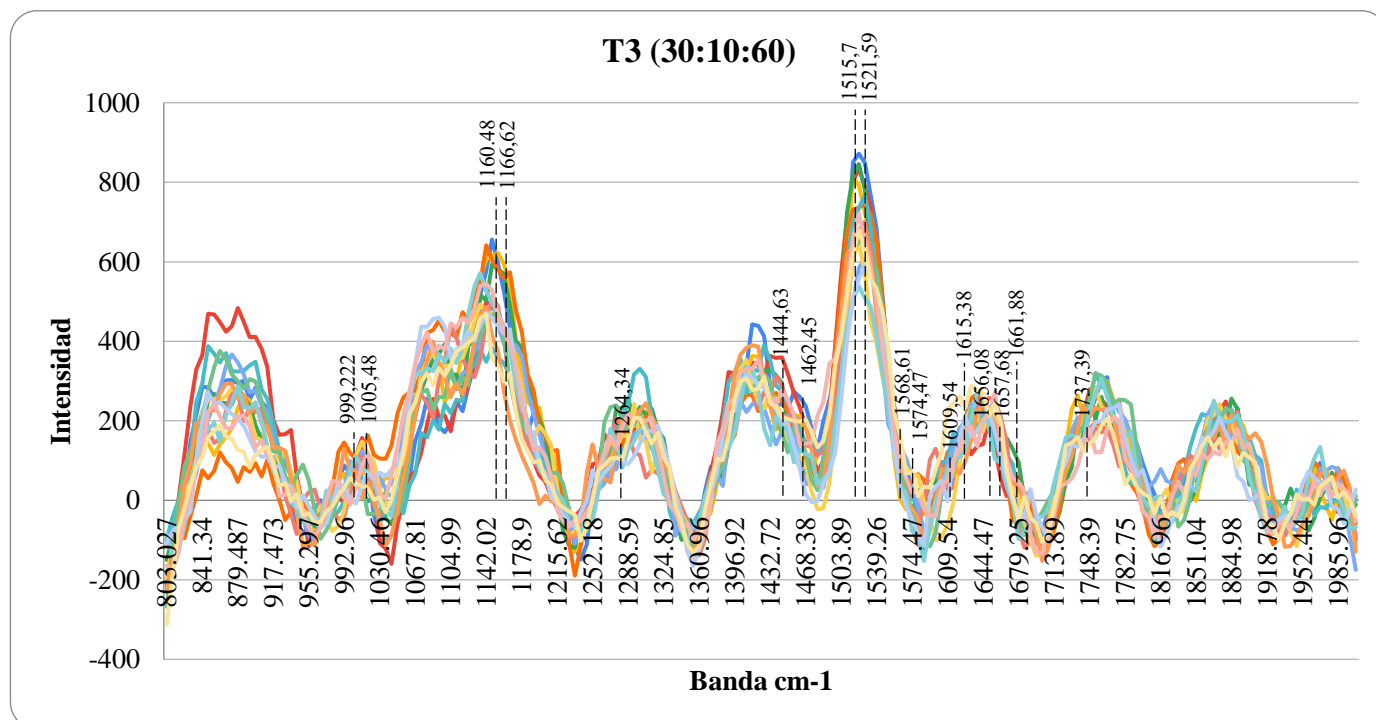
aguaymanto; 60% aguaje y 10% granadilla.

3.3.2.3. Caracterización de los compuestos bioactivos T3

La Figura 43 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento tres (T3).

Figura 43

Resultados Espectroscopía Raman T3



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento tres (T3) de la mezcla microencapsulada con 30% aguaymanto; 10% aguaje y 60% granadilla.

El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 71.20; 433.52 y 667.30 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 47.20; 394.07 y 702.66 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno ($\text{C}=\text{C}$), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 58.15; 98.49 y 186.05 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático ($\text{C}-\text{C}$) que confirma el anillo bencénico B:C-4'.

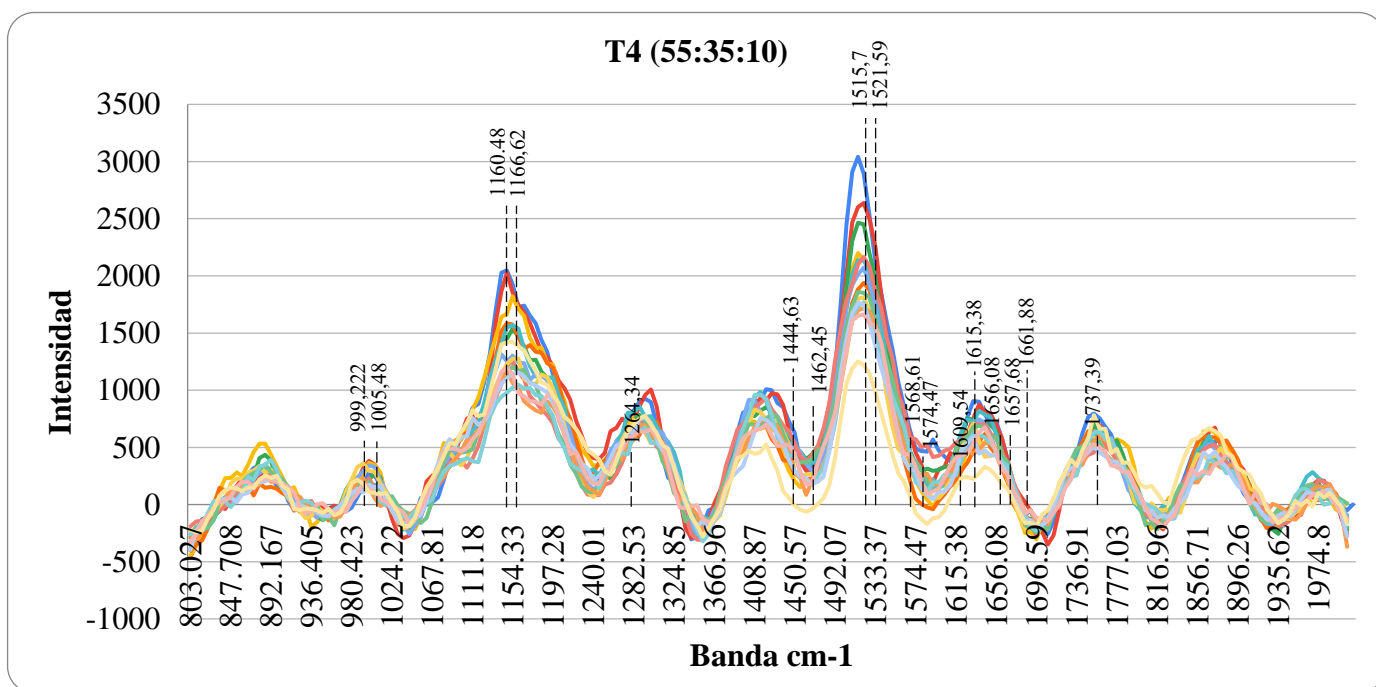
Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 33.93; 64.9 y 130.96 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 236.48; 77.16 y 213.12 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH_2). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 96.57; 160.96 y 186.05 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH_2).

3.3.2.4. Caracterización de los compuestos bioactivos T4

La Figura 44 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento cuatro (T4).

Figura 44

Resultados Espectroscopía Raman T4



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento cuatro (T4) de la mezcla microencapsulada con 55% aguaymanto; 35% aguaje y 10% granadilla.

El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 194.36; 1339.08 y 2013.67 que indican la presencia

predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 222.32; 1273.98 y 2013.84 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno ($\text{C}=\text{C}$), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 290.27; 353.95 y 523.31 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático ($\text{C}-\text{C}$) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 413.59; 271.68 y 398.37 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo ($\text{C}-\text{C}-\text{H}$ y $\text{C}-\text{O}-\text{H}$). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 490.89; 282.35 y 546.23 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH_2). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 523.31; 254.23 y 186.055 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH_2)

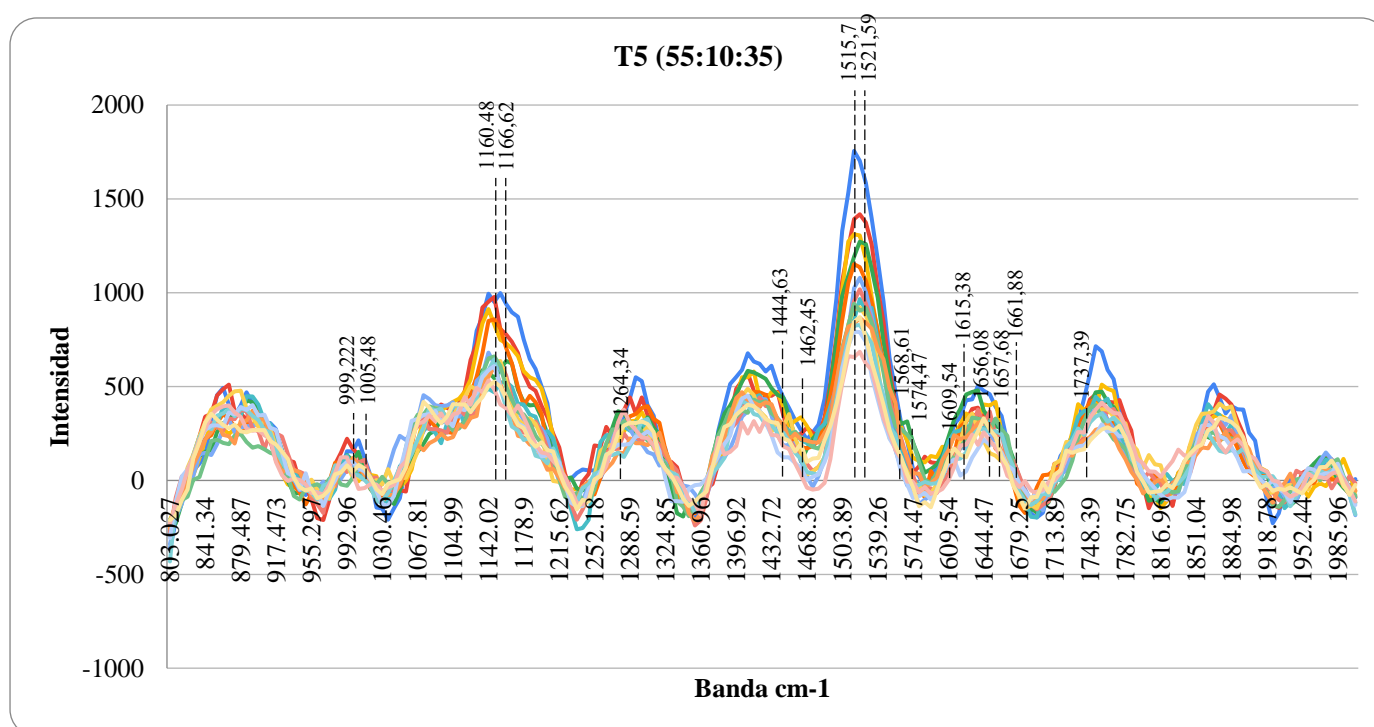
3.3.2.5. *Caracterización de los compuestos bioactivos T5*

La Figura 45 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento cinco (T5). El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 69.18; 567.76 y 1029.62 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 78.69; 499.81 y 1051.23 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno ($\text{C}=\text{C}$), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 127.42; 171.11 y 254.21 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático ($\text{C}-\text{C}$) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 101.36; 117.03 y 197.79 indican la presencia de rutina, basada en la vibración

de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 288.02; 282.35 y 351.31 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 145.75; 171.44 y 254.21 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂).

Figura 45

Resultados Espectroscopía Raman T5



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento cinco (T5) de la mezcla microencapsulada con 55% aguaymanto; 10% aguaje y 35% granadilla.

3.3.2.6. Caracterización de los compuestos bioactivos T6

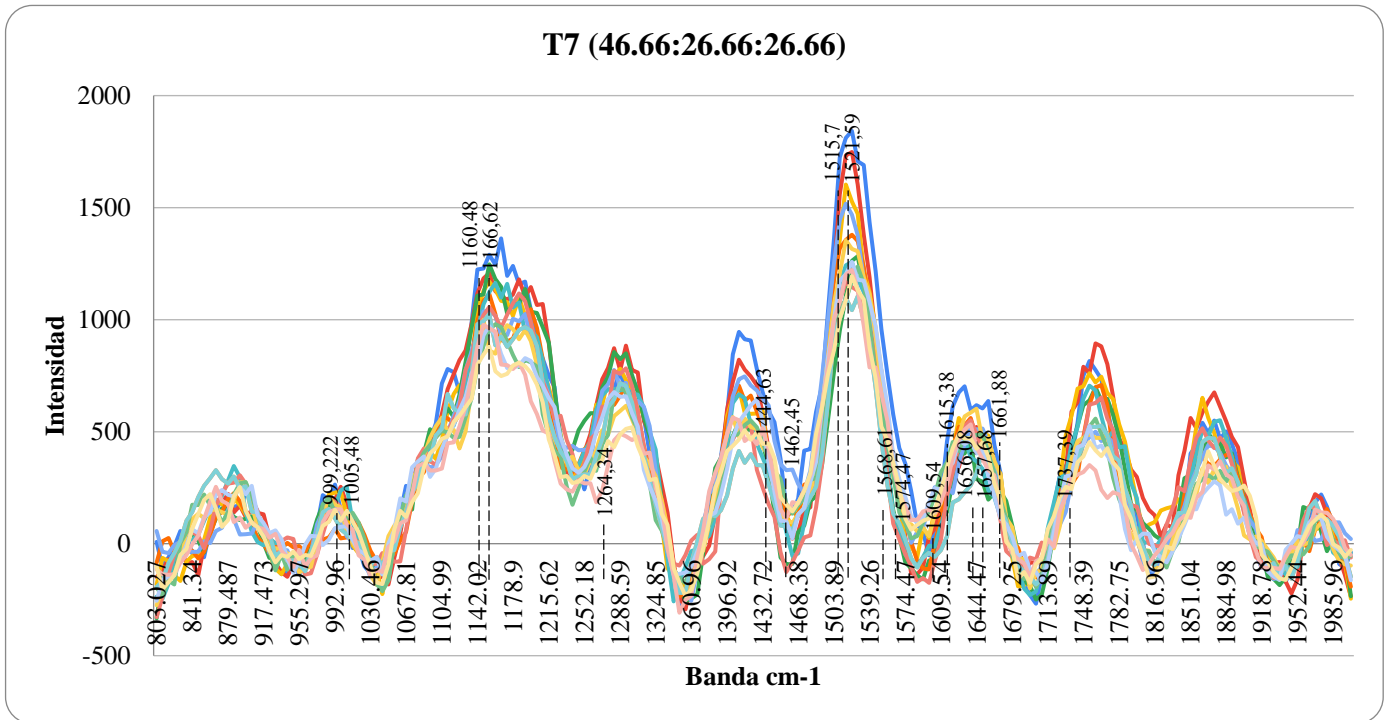
La Figura 46 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento seis (T6). El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 305.51; 1782.10 y 2761.16 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 316.31; 1603.60 y 2761.80 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa

3.3.2.7. Caracterización de los compuestos bioactivos T7

La Figura 47 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento siete (T7).

Figura 47

Resultados Espectroscopía Raman T7



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento siete (T7) de la mezcla microencapsulada con 46.66% aguaymanto; 26.66% aguaje y 26.66% granadilla.

El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm⁻¹, con intensidades de 93.16; 1010.46 y 1310.69 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm⁻¹, con intensidades de 131.27; 982.68 y 1325.28 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno (C=C), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm⁻¹, con intensidades de 138.46; 251.72 y 384.13 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático (C-C) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm⁻¹, con intensidades de 174.64; 145.98 y 294.10 indican la presencia de rutina, basada en la vibración

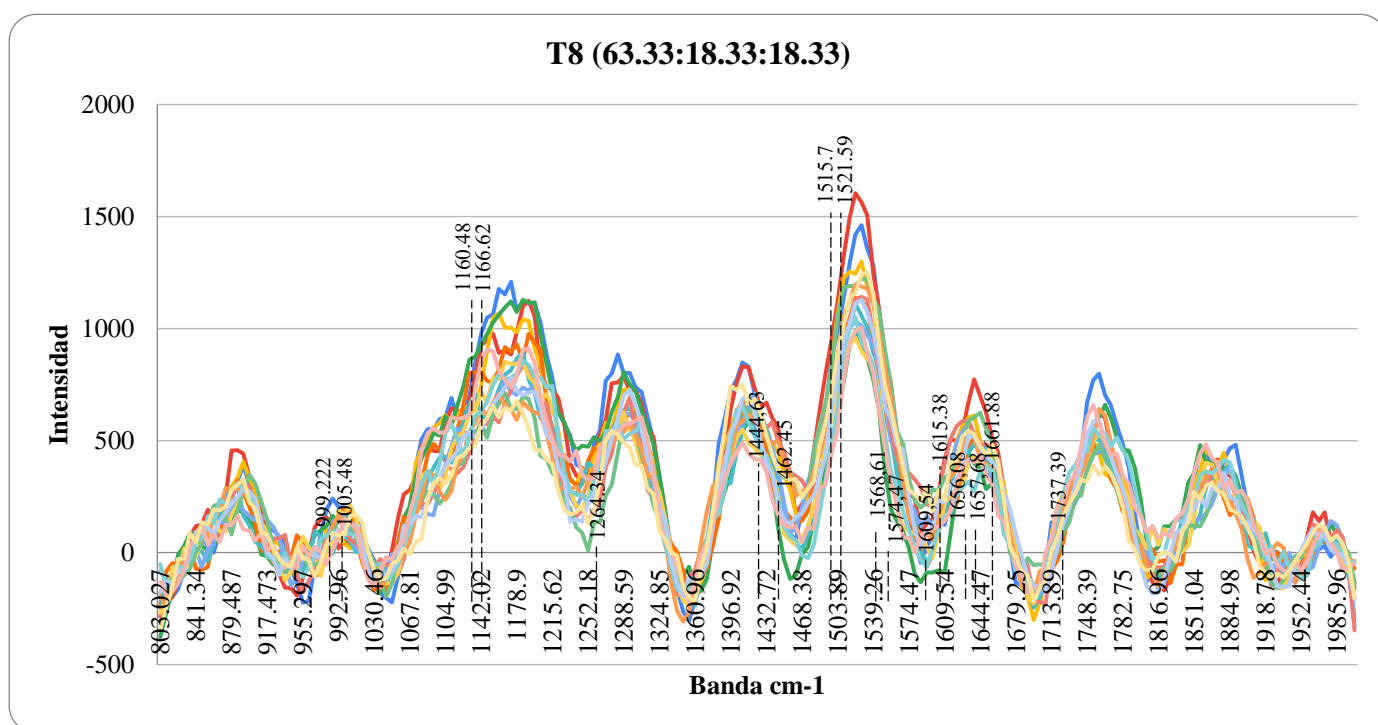
de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 286.72; 197.28 y 523.40 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 477.98; 79.26 y 384.13 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂).

3.3.2.8. Caracterización de los compuestos bioactivos T8

La Figura 48 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento ocho (T8).

Figura 48

Resultados Espectroscopía Raman T8



Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento ocho (T8) de la mezcla microencapsulada con 63.33% aguaymanto; 18.33% aguaje y 18.33% granadilla.

El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 107.75; 804.74 y 1092.90 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} ,

con intensidades de 126.46; 829.44 y 1155.02 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno (C=C), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 195.53; 306.73 y 401.23 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático (C-C) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 302.03; 211.62 y 333.32 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 332.55; 214.67 y 458.93 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 404.93; 143.66 y 401.23 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂).

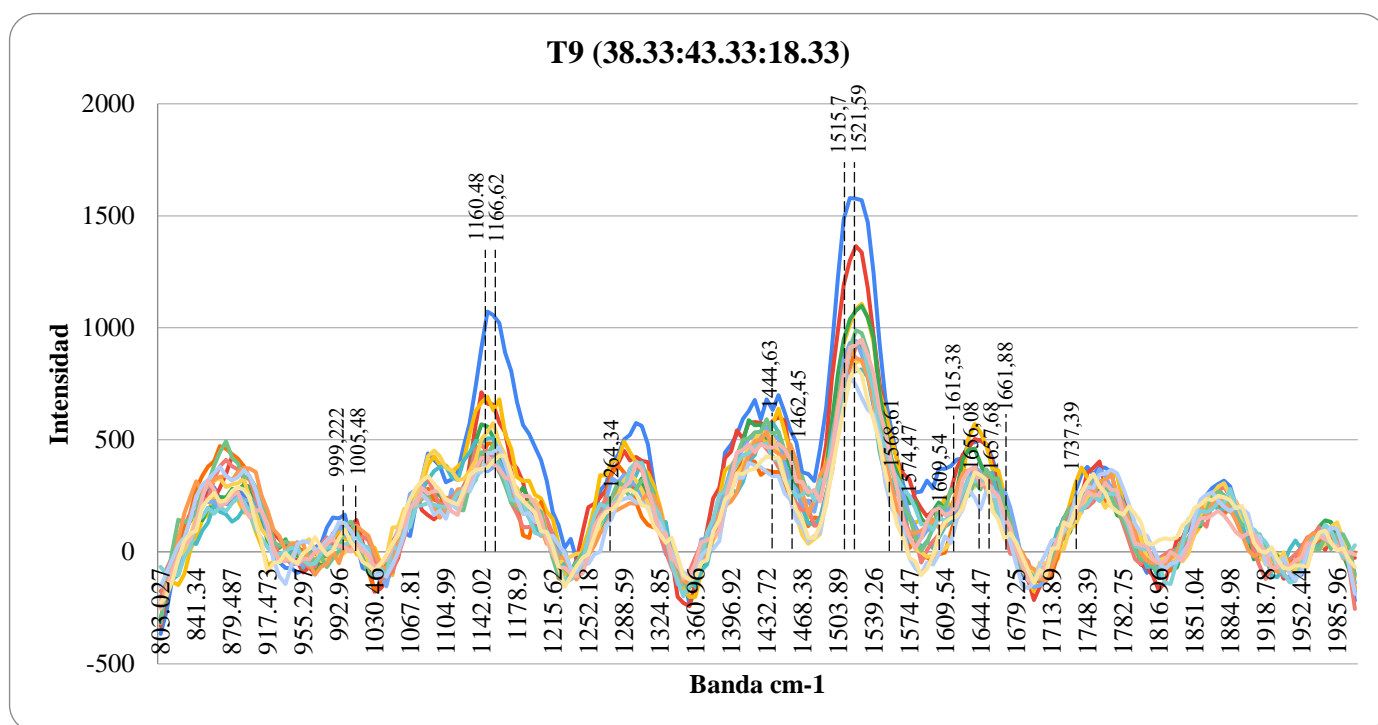
3.3.2.9. *Caracterización de los compuestos bioactivos T9*

El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm^{-1} , con intensidades de 107.75; 804.74 y 1092.90 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm^{-1} , con intensidades de 126.46; 829.44 y 1155.02 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno (C=C), confirmando estos carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 195.53; 306.73 y 401.23 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático (C-C) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 302.03; 211.62 y 333.32 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 332.55; 214.67 y 458.93 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno

(CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm⁻¹, con intensidades de 404.93; 143.66 y 401.23 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂). La Figura 49 muestra los

Figura 49

Resultados Espectroscopía Raman T9



picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento nueve (T9).

Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento nueve (T9) de la mezcla microencapsulada con 38.33% aguaymanto; 43.33% aguaje y 18.33% granadilla.

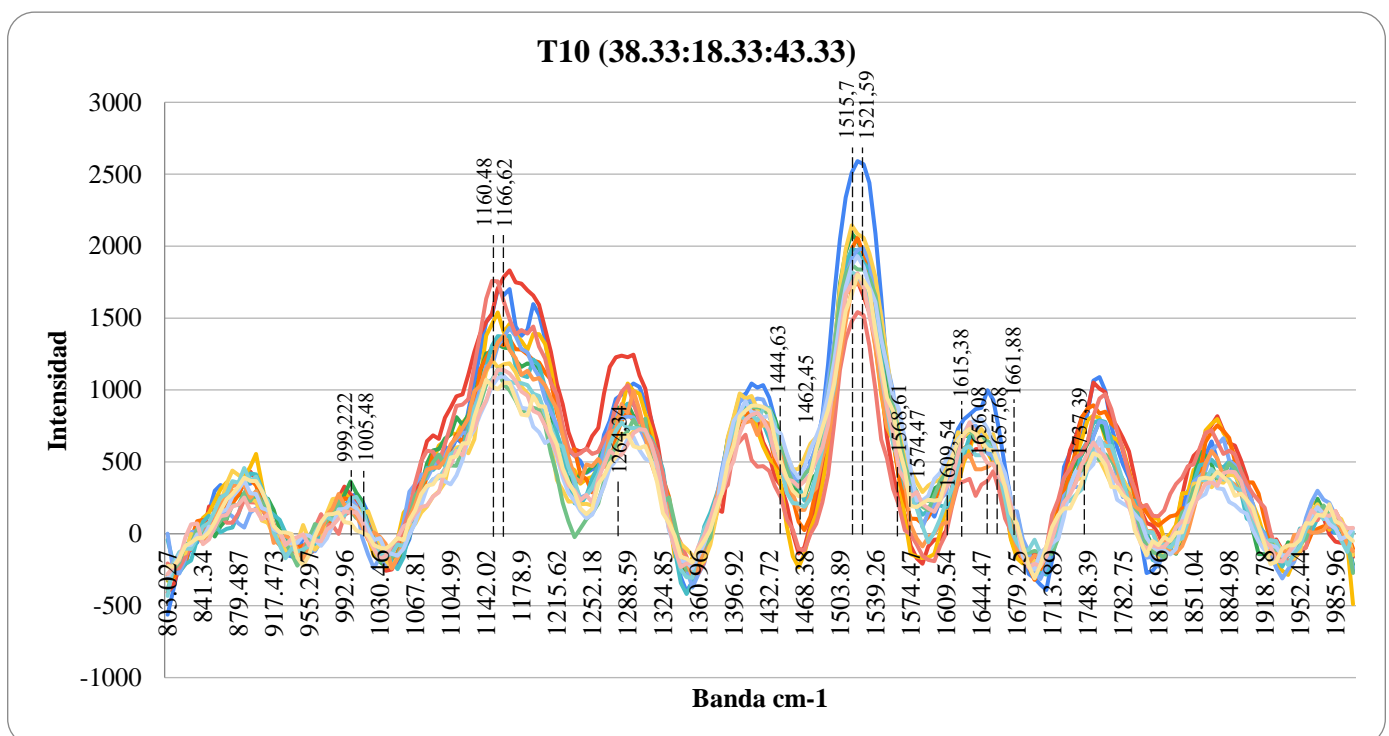
3.3.2.10. Caracterización de los compuestos bioactivos T10

La Figura 50 muestra los picos característicos de los grupos funcionales relacionados con los compuestos bioactivos del tratamiento diez (T10). El análisis espectroscópico revela picos en 1005.48; 1160.48 y 1515.7 cm⁻¹, con intensidades de 176.44; 1318.14 y 1882.81 que indican la presencia predominante de betacaroteno. De forma similar, los picos en 999.22; 1166.62 y 1521.59 cm⁻¹, con intensidades de 209.61; 1311.63 y 1915.47 evidencian la presencia predominante de licopeno. En ambos casos, la identificación se basa en la vibración de estiramiento del grupo alqueno (C=C), confirmando estos

carotenoides en la mezcla microencapsulada liofilizada. Por otro lado, los picos en 1574.47; 1615.38 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 201.75; 408.37 y 577.58 sugieren una concentración significativa de quercetina, identificada por la vibración del grupo aromático (C-C) que confirma el anillo bencénico B:C-4'. Asimismo, los picos en 1568.61; 1609.54 y 1661.88 cm^{-1} , con intensidades de 353.93; 284.46 y 434.52 indican la presencia de rutina, basada en la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H). Finalmente, los picos en 1444.63; 1657.68 y 1737.39 cm^{-1} , con intensidades de 508.43; 293.38 y 611.60 confirman una concentración significativa de ácido oleico, identificada por la vibración en flexión plana del grupo alcano - metileno

Figura 50

Resultados Espectroscopía Raman T10



(CH₂). Además, los picos en 1264.34; 1462.45 y 1656.08 cm^{-1} , con intensidades de 534.12; 209.63 y 577.58 evidencian la presencia de ácido linoleico, basada en la vibración modo tijera del grupo metileno (CH₂).

Nota: Espectros Raman para compuestos bioactivos en el tratamiento diez (T10) de la mezcla microencapsulada con 38.33% aguaymanto; 18.33% aguaje y 43.33% granadilla.

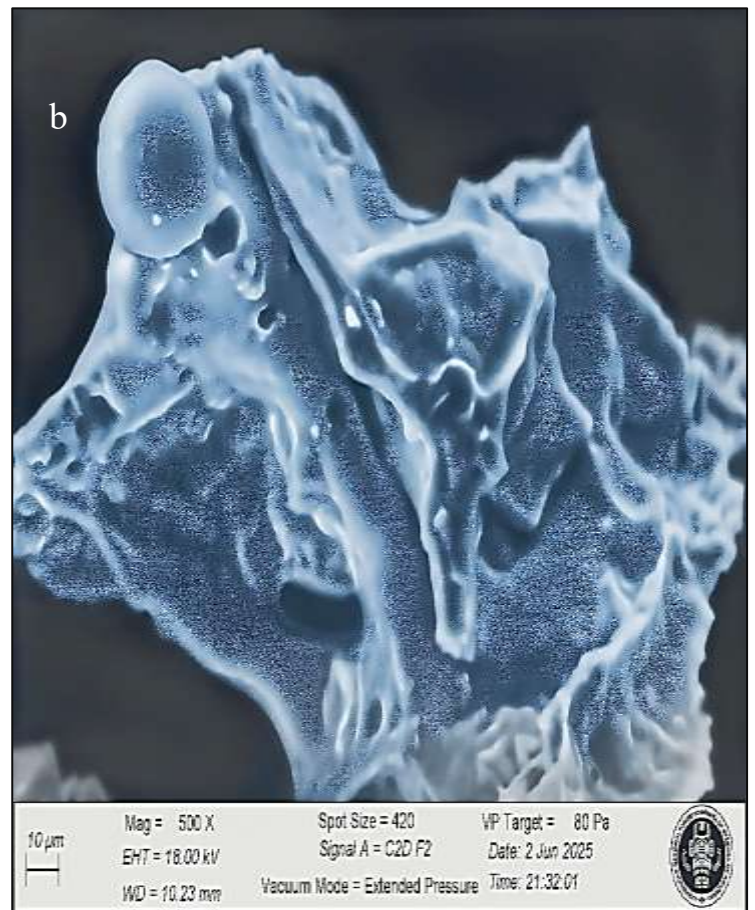
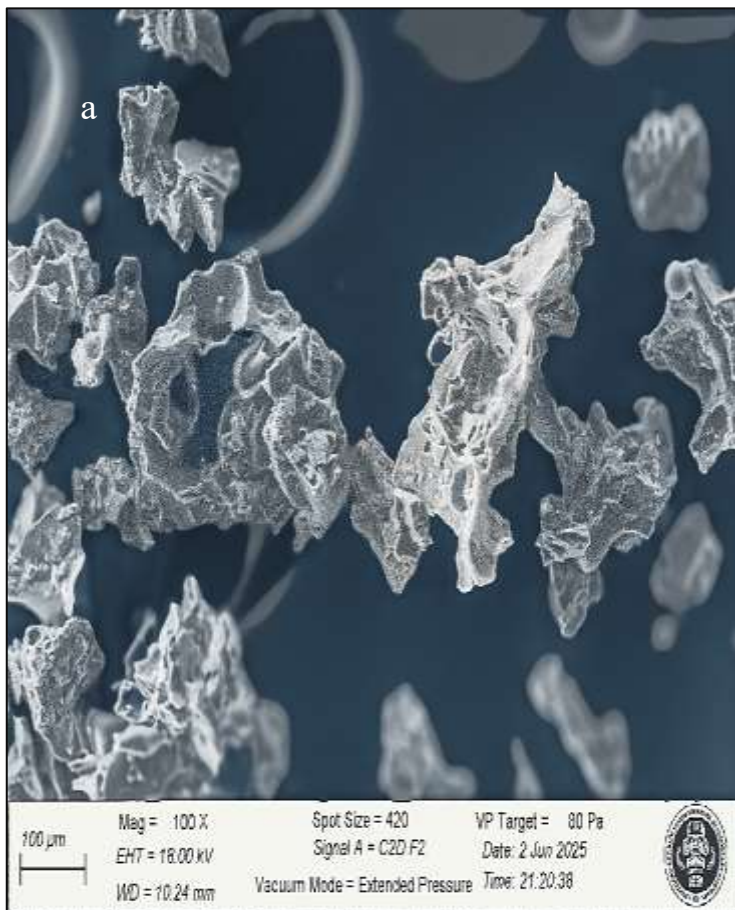
3.3.3. Micrografía de partículas

12

El análisis mediante microscopía electrónica de barrido (SEM) se detalló la morfología superficial de las partículas obtenidas tras la encapsulación de flavonoides utilizando goma arábica como agente encapsulante. Tal como se muestra en la Figura 51 (a y b), se observan micrografías del tratamiento dos (T2) compuesta por 30% aguaymanto; 60% aguaje y 30% granadilla con aumentos de 100 y 500 veces, asimismo, se visualizaron muestras con caras angulares, poligonales e irregulares con aglomeraciones en las superficies y con apariencia rugosa y compacta.

Figura 51

Imágenes SEM de micropartículas cargadas de flavonoides - T2



IV. DISCUSIÓN

La presente investigación tuvo como objetivo cuantificar la concentración de flavonoides en la mezcla microencapsulada liofilizada, los resultados obtenidos de la caracterización fitoquímica se relacionan con los estudios previos que han reportado la presencia significativa de estos compuestos a partir de la caracterización individual de cada fruto. En consecuencia, el hallazgo de la cuantificación de flavonoides reportó 1.59 ± 0.01 mg EQ/g de muestra, polifenoles 13.32 ± 0.03 mg EAG/g de muestra, capacidad antioxidante por *DPPH 4.30 ± 0.07 $\mu\text{mol ET/g}$ de muestra y *ABTS+ 9.86 ± 0.14 $\mu\text{mol ET/g}$ de muestra. A diferencia de lo señalado por Gironés et al. (2014) que obtuvieron 1.74 ± 0.54 mg EQ/100 g de fruto liofilizado de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.), de manera similar Beltagi et al. (2019) obtuvieron 6.39 ± 0.47 mg EQ / 100g de extracto etanólico y 125.44 ± 0.29 mg EAG/100 g de extracto etanólico de aguaymanto, del mismo modo Aparcana y Villarreal (2014), reportaron los rangos de la capacidad antioxidante para la pulpa de aguaymanto por *DPPH cuales variaron de 10.53 ± 0.09 $\mu\text{mol ET/100g}$ a $15,07 \pm 0.19$ $\mu\text{mol ET/100g}$, mientras que, Viera et al. (2022) reportaron que el valor de la capacidad antioxidante por *ABTS+ para la pulpa de granadilla liofilizada fue de $35,84 \pm 0.43$ $\mu\text{g ET/g}$. Por otro lado, Carmona et al. (2021) hallaron 52.17 ± 0.62 EQ/ 100 g de pulpa fresca y $212.28 \pm 4,16$ EAG/ 100 g de pulpa fresca de aguaje (*Mauritia flexuosa*), mientras que, De Souza et al. (2022) reportaron que en pulpa de aguaje liofilizada se hallaban 0.74 mg ECT / g de muestra. Nogueira (2017) reportó que en el extracto etanólico de aguaje se obtenía un rango de 17.74 a 60.46 mg ECT / 100 g de muestra y para el contenido de polifenoles variaba 104.64 a 270.61 mg EAG/100 g de muestra, según el solvente utilizado. Mientras que, Ruiz et al. (2021) encontraron 30.1 mg EAG/100 g y 55.705 $\mu\text{mol ET/100 g}$ de pulpa deshidratada de aguaje por *ABTS+, asimismo, Nogueira (2017) obtuvo rangos para la capacidad antioxidante del aguaje por *DPPH de $1,23$ a $3,47$ $\mu\text{mol ET/g}$ y rangos para la capacidad antioxidante del aguaje por *ABTS+ $6,34$ a $15,86$ $\mu\text{mol ET/g}$. En contraste, al contenido encontrado en la granadilla (*Passiflora Ligularis* J.), Guija et al. (2012b) obtuvieron $1,66$ mg ECT/100 mL de jugo, mientras que, Loizzo et al. (2019) identificaron 0.3 ± 0.0 mg ERT/Kg de muestra en extracto etanólico de pulpa de granadilla. A su vez, Viera et al. (2022) señalaron como resultado 0.44 ± 0.04 mg ECT / g y $2,08 \pm 0.01$ mg EAG/g de pulpa

liofilizada, además, Carmona et al. (2021) obtuvieron 46,84 mg EAG/100 g y Pereira et al. (2023) revelan los valores de la capacidad antioxidante por *DPPH son de 575 $\mu\text{mol ET}/100\text{g}$ de muestra y los valores por *ABTS+ se hallan 625 $\mu\text{mol ET}/100\text{g}$ de muestra. Aunque estas investigaciones evaluaron los frutos de manera individual, los resultados obtenidos en la presente muestra que el aguaje mantiene su predominancia y maximiza la concentración total de flavonoides, mientras, el aguaymanto maximiza la concentración total de polifenoles y la granadilla optimiza la capacidad antioxidante por *DPPH y *ABTS+.

Los resultados de las características fisicoquímicas se registraron para la actividad de agua (A_w) un valor de 0.065 ± 0.0040 y para la humedad (%H) un valor de $1.39 \pm 0.02 \%$, cuyos valores se encuentran dentro del rango reportado por Sánchez et al. (2022); Antezana y Flores (2018) puesto que para polvo de frutas liofilizadas la A_w debe encontrarse de 0.2 a 0.4 y la humedad de 1 a 8%. Por lo que, resulta que la mezcla microencapsulada liofilizada alcanza la estabilidad requerida y de esta manera se limita la proliferación enzimática y reacciones oxidantes. En cuanto a los resultados obtenidos del color se registró para el parámetro luminosidad (L^*) un valor óptimo de 77.15 ± 0.3 ; para el parámetro a^* 2.56 ± 0.46 y para el parámetro b^* un valor óptimo de 35.40 ± 0.36 , mientras que Tapia (2018) reportó que los valores del color para el fruto del aguaymanto son $L^* 55.5 \pm 2.28$; $a^* 19.98 \pm 0.99$ y $b^* 33.48 \pm 3.14$. Asimismo, Viera et al. (2022) señaló que los valores que caracterizan el color de la pulpa de la granadilla son $L^* 45.37 \pm 0.13$; $a^* 0.46 \pm 0.02$ y $b^* 13,21 \pm 0.17$. Por lo tanto, la mezcla microencapsulada del tratamiento uno (T1) maximizó los valores de la intensidad cromática y color en el espacio CIELAB. Con respecto, a los sólidos solubles se obtuvo un valor óptimo de 14.03 ± 0.06 °Brix perteneciente al tratamiento tres (T3), el pH un valor óptimo de 3.83 ± 0.01 perteneciente al tratamiento uno (T1) y la acidez titulable un valor óptimo de $2.88 \pm 0.06 \%$ perteneciente al tratamiento dos (T2), manteniendo resultados cercanos a lo planteado por Sousa (2024), quien reporta que el aguaje posee de 0.2 ± 0.10 a 1.13 ± 0.05 °Brix, pH de $4,34 \pm 0.42$ a $5,70 \pm 0.02$ y acidez titulable de 1.13 ± 0.05 a $4,76 \pm 0.05\%$. Asimismo, Añibarro et al., (2025); Antezana y Flores (2018) reportan que el aguaymanto posee 15.2°Brix , 4.53 de pH y 6.07 % de acidez titulable, mientras que Carrasco et al. (2025); Saravanan y Parimelazhagan (2014); Márquez et al. (2009) reportan que la granadilla posee de 10.25 a 14.07 °Brix, pH

4.28 a 5.44 y 0.66 a 0.77 de acidez titulable.

La caracterización de partícula reporto la cuantificación de eficiencia de encapsulación con valores óptimos de 84.43 ± 8.42 %/g de muestra liofilizada y el tamaño de partícula (D50) con valores de 28.56 ± 0.71 μm , esto mostró una retención significativa de los flavonoides en las microcápsulas liofilizadas, comparables y superiores a técnicas reportadas por Hao et al. (2017) con un %EE de 71.14 y Fattah et al. (2025) un %EE de 65.535 en productos liofilizados. Además, la distribución del tamaño de partícula (D50) de la mezcla liofilizada se encuentra dentro del rango establecido para polvo de fruta liofilizado y muestra valores óptimos frente a el rango para polvo de mezcla de frutas con edulcorante, 25.07 – 38.30 μm y 91.06 – 195.12 μm , respectivamente reportado por Saifullah et al. (2016). Esto sugiere que el método empleado es efectivo para preservar la funcionalidad de los flavonoides, facilitando su aplicación en alimentos o suplementos, como, también para su fácil rehidratación.

Por otro lado, la identificación de compuestos bioactivos con los espectros Raman se obtuvo que los carotenoides vibraron a una frecuencia de 999.22 a 1005.48 cm^{-1} ; 1160.48 a 1166.62 cm^{-1} y 1515.7 a 1521.59 cm^{-1} presentándose el estiramiento en flexión plana en los enlaces C - C y C = C; para flavonoides de 1568.61 a 1574.47 cm^{-1} ; 1609.54 a 1615 cm^{-1} y 1656.08 a 1661.88 cm^{-1} de estiramiento del grupo aromático del anillo C-4', mientras que, para ácidos grasos vibraron a 1264.34 cm^{-1} ; 1444.63 a 1462.45 cm^{-1} ; 1656.08 a 1657.68 cm^{-1} y 1737.39 cm^{-1} presentándose el estiramiento en el grupo alqueno y modo de tijera del grupo alcano. Confirmando la huella química de cada uno de los compuestos bioactivos estudiados presentes en la mezcla microencapsulada liofilizada. De manera cercana se compararon con los valores encontrados por Novikov et al. (2022), ya que los carotenoides (Betacaroteno y Licopeno) se encuentran en las posiciones de dos bandas intensas de estiramiento en flexión plana en los enlaces C - C y C = C a 1160 cm^{-1} y 1520 cm^{-1} , y una banda débil de estiramiento en flexión plana del grupo funcional alquilo (CH₃) a 1000 cm^{-1} . Como también, se encontró valores medios de intensidad por parte de flavonoides, con respecto a lo planteado por Krysa et al. (2022) que identificaron las siguientes vibraciones características: la vibración de estiramiento del grupo hidroxilo (OH) en flexión plana a 1573 cm^{-1} , la vibración de estiramiento del grupo carbonilo (C=O) en flexión plana a 1615 cm^{-1} , y la vibración de

estiramiento del grupo aromático (C-C) en flexión plana a 1658 cm^{-1} . Mientras que, la rutina corresponde a un disacárido rutinoso (α -1-ramnopiranosil-(1 \rightarrow 6)- β -D-glucopiranososa), siendo un flavonol glicosilado por la presencia de una glicosilación destaca su posición del carbono más relevante encontrándose en el C-3 del anillo piranososa C. Asimismo, Remanan y Zhu (2023) identificaron las siguientes vibraciones características: la vibración de estiramiento del anillo de glucopiranosilo (CC) en flexión plana a 1570 cm^{-1} , la vibración de estiramiento del anillo de ramnopiranosilo (C-O) en flexión plana a 1612 cm^{-1} , y la vibración de estiramiento de los grupos carbonilo e hidroxilo (C-C-H y C-O-H) en flexión plana a 1658 cm^{-1} .

En contraste la identificación de ácidos grasos (oleico y linoleico) también se demostró su significancia con respecto a los valores de intensidad media encontrándose cercana a lo reportado por He et al. (2023) donde el ácido oleico se obtiene la configuración C18:1-9c y para el ácido linoleico C18:2-9c12c, es por ello que, los espectros Raman de las sustancias puras de estos ácidos se identificaron con las siguientes vibraciones de desplazamiento: estiramiento en flexión plana del grupo alcano - metileno (CH_2) a 1440 cm^{-1} , estiramiento en flexión plana de doble enlace o grupo alqueno ($\text{C} = \text{C}$) a 1653 cm^{-1} y estiramiento en flexión plana del grupo carbonilo ($\text{C} = \text{O}$) a 1737 cm^{-1} ; para el ácido oleico (Farber et al., 2019) (Potcoava et al., 2022). Mientras que, para el ácido linoleico el estiramiento en el plano de torsión del grupo alcano - metileno ($\text{CH} - \text{CH}_2$) a 1265 cm^{-1} , modo de tijera del grupo alcano - metileno (CH_2) a 1463 cm^{-1} y estiramiento en flexión plana del grupo alqueno ($\text{C} = \text{C}$) a 1656 cm^{-1} (Watanabe y Numata, 2025).

Las micrografías obtenidas por el SEM del tratamiento dos (T2) evidenció una clara adhesión de los flavonoides a la matriz interna contenida por el encapsulante. Esta interacción favorece la formación de una capa protectora que resguarda los compuestos bioactivos, optimizando su estabilidad y facilitando su liberación controlada.

Es importante resaltar que, presente investigación es innovadora y por tal no se han encontrado estudios que hayan investigado la mezcla de aguaymanto, aguaje y granadilla, lo que hace que los hallazgos de este estudio sean sólidos y significativos, presentando la coexistencia de estas frutas en un medio funcional.

V. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

- La cuantificación de flavonoides oscilo entre 0.84 ± 0.01 y 1.59 ± 0.01 mg EQ/g de muestra, siendo el mínimo para la mezcla con 55% de aguaymanto; 35% de aguaje y 10% de granadilla y el máximo la mezcla con 30% de aguaymanto; 60% de aguaje y 10% de granadilla.
- La caracterización integral de la mezcla liofilizada, a través de las variables como actividad de agua, humedad, color, sólidos solubles, pH, acidez titulable, capacidad antioxidante, polifenoles e identificación Raman, proporcionó un perfil detallado de sus propiedades mediante la interacción de los atributos de las frutas en la mezcla microencapsulada liofilizada, garantizando la calidad, estabilidad y funcionalidad de los compuestos bioactivos.
- El análisis de diferentes proporciones de las mezclas de aguaymanto, aguaje y granadilla microencapsuladas liofilizadas permitió identificar que el tratamiento dos (T2) maximiza el contenido de flavonoides.
- La evaluación de la eficiencia de encapsulación en las microcápsulas liofilizadas demuestra la capacidad del proceso para proteger y conservar los compuestos bioactivos presentes en la mezcla microencapsulada liofilizada hasta en un 84%.

5.2. Recomendaciones

- Se recomienda cuantificar mediante la técnica HPLC los compuestos bioactivos identificados en la espectroscopía Raman (betacaroteno, licopeno, rutina, ácidos oleicos y linoleicos).
- Se recomienda evaluar la vida útil de la proporción óptima de la mezcla de aguaymanto, aguaje y granadilla que maximizó los flavonoides.
- Se recomienda profundizar el estudio para evaluar la sinergia y antagonismo en las mezclas microencapsuladas liofilizadas.

VI. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Ahmed, M., & Eun, J.-B. (2018). Flavonoids in fruits and vegetables after thermal and nonthermal processing: A review. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 58(18), 3159–3188. <https://doi.org/10.1080/10408398.2017.1353480>
- Añibarro-Ortega, M., Dias, M. I., Petrović, J., Mandim, F., Núñez, S., Soković, M., López, V., Barros, L., & Pinela, J. (2025). Nutrients, Phytochemicals, and In Vitro Biological Activities of Goldenberry (*Physalis peruviana* L.) Fruit and Calyx. *Plants*, 14(3). <https://doi.org/10.3390/plants14030327>
- Antal, T. (2024). The effect of refrigeration and room temperature storage conditions on the physico-chemical characteristics of hybrid and freeze-dried blueberries. *Journal of Agriculture and Food Research*, 16, 101083. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jafr.2024.101083>
- Antezana Vicharra, E. M., & Flores Molina, J. D. (2018). *Secado por liofilización del aguaymanto (Physalis peruviana L.) y el efecto de sus parámetros en la vitamina C*.
- AOAC. (2005). AOAC-Association of official analytical chemists. *Official Methods of Analysis of AOAC International 18th Ed, Gaithersburg, Maryland, USA, 45*, 75–76.
- Aparcana Ataurima, I. M., & Villarreal Inca, L. S. (2014). Evaluación de la capacidad antioxidante de los extractos etanólicos del fruto de *Physalis peruviana* “aguaymanto” de diferentes lugares geográficos del Perú. *Repositorio de Tesis - UNMSM*. <https://cybertesis.unmsm.edu.pe/handle/20.500.12672/3791>
- Arancibia Davila, D. K. (2021). *Efecto de la temperatura de deshidratación de la pulpa de tres ecotipos de aguaje (Mauritia flexuosa Lf), en la capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas del aceite extraído por presión en frío en la ciudad de Pucallpa*.
- Arenas Taípe, T. Y., & Díaz Ayón, I. S. (2020). *Capacidad Antioxidante del Aguaymanto (Physalis peruviana L.) en tres presentaciones para el consumo humano*.
- Arteaga, A., & Arteaga, H. (2016). Optimization of the antioxidant capacity, anthocyanins and rehydration in powder of cranberry (*Vaccinium corymbosum*) microencapsulated with mixtures of hydrocolloids. *Scientia Agropecuaria*, 7(3), 191–200. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2016.03.05>
- Arteaga, H., Carolina de Sousa Silva, A., Eduardo de Campos Tambelli, C., Souto, S., & Xavier Costa, E. J. (2022). Using pulsed magnetic fields to improve the quality of frozen blueberry: A bio-impedance approach. *Lwt*, 169(September). <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2022.114039>
- Barja Otero, A. L. (2018). *Efecto sinérgico de Mauritia flexuosa L.(aguaje) y Mangifera*

indica (mango) sobre su capacidad antioxidante.

- Benito-Román, Ó., Blanco, B., Sanz, M. T., & Beltrán, S. (2021). Freeze-dried extract from onion (*Allium cepa* cv. Horcal) skin wastes: Extraction intensification and flavonoids identification. *Food and Bioproducts Processing*, *130*, 92–105. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.fbp.2021.09.005>
- Bhaigyabati, T. H., Devi, P. G., & Bag, G. C. (2014). *Total flavonoid content and antioxidant activity of aqueous rhizome extract of three hedychium species of Manipur valley.*
- Braga, M. B., Veggi, P. C., Codolo, M. C., Giaconia, M. A., Rodrigues, C. L., & Braga, A. R. C. (2019). Evaluation of freeze-dried milk-blackberry pulp mixture: Influence of adjuvants over the physical properties of the powder, anthocyanin content and antioxidant activity. *Food Research International*, *125*, 108557. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2019.108557>
- Brand-Williams, W., Cuvelier, M.-E., & Berset, C. (1995). Use of a free radical method to evaluate antioxidant activity. *LWT-Food Science and Technology*, *28*(1), 25–30.
- Carmona-Hernandez, J. C., Le, M., Idárraga-Mejía, A. M., & González-Correa, C. H. (2021). Flavonoid/Polyphenol Ratio in *Mauritia flexuosa* and *Theobroma grandiflorum* as an Indicator of Effective Antioxidant Action. *Molecules*, *26*(21). <https://doi.org/10.3390/molecules26216431>
- Carmona-Hernandez, J. C., Taborda-Ocampo, G., & González-Correa, C. H. (2021). Folin-Ciocalteu Reaction Alternatives for Higher Polyphenol Quantitation in Colombian Passion Fruits. *International Journal of Food Science*, *2021*(1), 8871301.
- Carrasco, J. C., Palaquibay, L. F. L., & Caballero-Serrano, V. (2025). Fruit Characterization of *Passiflora ligularis* in Different Andean Regions of Ecuador. *Horticulturae*, *11*(9). <https://doi.org/10.3390/horticulturae11091058>
- Cayuela, L. (2010). Modelos lineales: Regresión, ANOVA y ANCOVA. *Eco Lab, Centro Andaluz de Medio Ambiente, Universidad de Granada. Notas de Clase*, 1–57.
- Cevallos-Mendoza, M. J., Chompoy-Salazar, S. M., & Barre-Zambrano, R. (2022). Propiedades fisicoquímicas y sensoriales del vino del pseudofruto de marañón (*anacardium occidentale*). *Revista Científica INGENIAR: Ingeniería, Tecnología e Investigación. ISSN: 2737-6249.*, *5*(9), 8–24.
- Chang, C.-C., Yang, M.-H., Wen, H.-M., & Chern, J.-C. (2002). Estimation of total flavonoid content in propolis by two complementary colorimetric methods. *Journal*

of Food and Drug Analysis, 10(3).

- Chau, G. M., Herrera-Calderón, O., & Figueroa, M. C. (2019). Actividad antioxidante in vitro, de diferentes extractos del fruto de *Physalis peruviana* L.(aguaymanto). *Revista Peruana de Medicina Integrativa, 4(1)*, 22–27.
- Codex Alimentarius. (2007). *Aditivos Alimentarios*. Food & Agriculture Org. <https://www.ru.mmks-tomsk.com/upload/iblock/b63/b63950bcd7742bedab922bc62ec52b2f.pdf>
- Cunza, S. S., Pillihuaman, E. A., & Roca, E. G. R. (2020). Actividad antioxidante, polifenoles y flavonoides de *Coffea arabica* de cinco regiones peruanas. *Revista de La Sociedad Química Del Perú, 86*, 343–354.
- Dagnino, J. (2014). Análisis de varianza. *Revista Chilena de Anestesia, 43(4)*, 306–310. <https://revistachilenadeanestesia.cl/PII/revchilanestv43n04.07.pdf>
- De Jesús Hernández-Torres, C., Ilina, A., Ventura-Sobrevilla, J. M., Belmares-Cerda, R. E., Contreras-Esquivel, J. C., Álvarez, G. M., & Martínez-Hernández, J. L. (2016). La microencapsulación de bioactivos para su aplicación en la industria. *ICIDCA. Sobre Los Derivados de La Caña de Azúcar, 50(1)*, 12–19.
- De Pabón Luz Marina Carvajal, Ceballos Sandra Turbay, Álvarez Lizeth Marelly, Rodríguez Adalberto, Álvarez Julie Maritza, Bonilla Karla, Restrepo Sara, & Parra Marisol. (2014). Relación entre los usos populares de la granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) y su composición fitoquímica. *Biotecnología En El Sector Agropecuario y Agroindustrial, 12(2)*, 191–202.
- de Souza, F. G., de Araújo, F. F., Orlando, E. A., Rodrigues, F. M., Chávez, D. W. H., Pallone, J. A. L., Neri-Numa, I. A., Sawaya, A. C. H. F., & Pastore, G. M. (2022). Characterization of Buritirana (*Mauritiella armata*) fruits from the Brazilian Cerrado: Biometric and physicochemical attributes, chemical composition and antioxidant and antibacterial potential. *Foods, 11(6)*, 786.
- De Souza, J., Travassos Jr, W. A., Pacheco, M. T. T., & Silveira Jr, L. (2020). Análise da degradação térmica de óleos vegetais via espectroscopia Raman. *Anais Do Encontro Nacional de Pós-Graduação, 4(1)*, 1–5.
- Díaz Mamani, R. (2018). *Evaluación de compuestos bioactivos en pulpa atomizada y pulpa congelada de Mauritiella aculeata (Kunth) Burret “aguayje.”*
- El-Beltagi, H. S., Mohamed, H. I., Safwat, G., Gamal, M., & Megahed, B. M. H. (2019). Chemical Composition and Biological Activity of *Physalis peruviana* L. *Gesunde Pflanzen, 71(2)*, 113–122. <https://doi.org/10.1007/s10343-019-00456-8>

- El-Fattah, W. A., Guesmi, A., Hamadi, N. Ben, Abdulbaqi, M. R., Shahat, A., Elshaarawy, R. F. M., & Hassan, Y. A. (2025). Encapsulation of Plicosepalus curviflorus-derived polyphenols in chitosan-alginate microvehicles for potent anticancer uses: Optimization using response surface methodology. *International Journal of Biological Macromolecules*, 320. 145741. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2025.145741>
- Eraso Grisales, S. (2022). *Desarrollo de un producto aglomerado de uchuva (Physalis peruviana L.) con características instantáneas y potencial efecto antioxidante*. Universidad Nacional de Colombia. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/81633>
- FAO, & WHO. (2019). Dietas saludables sostenibles. In *Dietas saludables sostenibles* (FAO and WHO, Vol. 1). FAO and WHO. <https://doi.org/https://doi.org/10.4060/ca6640es>
- Farber, C., Li, J., Hager, E., Chemelewski, R., Mullet, J., Rogachev, A. Yu., & Kurouski, D. (2019). Complementarity of Raman and Infrared Spectroscopy for Structural Characterization of Plant Epicuticular Waxes. *ACS Omega*, 4(2), 3700–3707. <https://doi.org/10.1021/acsomega.8b03675>
- Floegel, A., Kim, D.-O., Chung, S.-J., Koo, S. I., & Chun, O. K. (2011). Comparison of ABTS/DPPH assays to measure antioxidant capacity in popular antioxidant-rich US foods. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(7), 1043–1048. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jfca.2011.01.008>
- Fragoso García, M. (2022). *Determinación de la distribución de tamaños de partícula en emulsiones: difracción láser y microscopía óptica combinada con análisis de imagen*. https://dspace.uib.es/xmLui/bitstream/handle/11201/162730/Fragoso_Garcia_Marta.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Fu, Y., Liu, W., & Soladoye, O. P. (2021). Towards innovative food processing of flavonoid compounds: Insights into stability and bioactivity. *LWT*, 150. 111968. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.111968>
- Galvis, J. A., Fischer, G., & Gordillo, O. P. (2005). Cosecha y poscosecha de la uchuva. *Avances En Cultivo, Poscosecha y Exportación de La Uchuva*, 165–190.
- Galvis Ortigón, M. (2022). *Diseño metodológico para determinación de humedad de leches en polvo y validación del método rápido por balanza de humedad en comparación con el método oficial*.

- Gamboa Auqui, R. J. (2019). *Caracterización socioeconómica del productor de aguaje (Mauritia Flexuosa l. F.) en la provincia de Leoncio Prado.*
- García Hernández, R. (2017). *Estudio sobre la capacidad antioxidante de extractos de hoja de "Moringa oleifera" de diferente origen geográfico.*
- Gilbert, A. S. (1999). Vibrational, Rotational and Raman Spectroscopy, Historical Perspective*. In J. C. Lindon (Ed.), *Encyclopedia of Spectroscopy and Spectrometry (Second Edition)* (pp. 2938–2948). Academic Press. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374413-5.00308-0>
- Gironés-Vilaplana, A., Baenas, N., Villaño, D., Speisky, H., García-Viguera, C., & Moreno, D. A. (2014). Evaluation of Latin-American fruits rich in phytochemicals with biological effects. *Journal of Functional Foods*, 7, 599–608. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jff.2013.12.025>
- Guija, E., Troncoso, L., Oliveira, G., Soberón, M., Flores, J., & Núñez, M. (2012a). Determinación de la capacidad antioxidante de la *Passiflora ligularis* (granadilla). In *An Fac med* (Vol. 73).
- Guija, E., Troncoso, L., Oliveira, G., Soberón, M., Flores, J., & Núñez, M. (2012b). Determinación de la capacidad antioxidante de la *Passiflora ligularis* (granadilla). In *An Fac med* (Vol. 73).
- Guija-Poma, E., Inocente-Camones, M. Á., Ponce-Pardo, J., & Zarzosa-Norabuena, E. (2015). Revista Horizonte Médico. In *Horizonte Médico (Lima)* (Vol. 15, Issue 1). Universidad de San Martín de Porres. Facultad de Medicina Humana. http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1727-558X2015000100008&lng=es&nrm=iso&tlng=
- Gutiérrez, H. P., & De la Vara, R. S. (2007). *Análisis y diseño de experimentos.* https://gc.scalahed.com/recursos/files/r161r/w19537w/analisis_y_diseno_experimentos.pdf
- Hao, J., Guo, B., Yu, S., Zhang, W., Zhang, D., Wang, J., & Wang, Y. (2017). Encapsulation of the flavonoid quercetin with chitosan-coated nano-liposomes. *Lwt*, 85, 37–44. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.06.048>
- He, C., Qin, L., Yang, J., & Zhu, Y. (2023). Revealing the heat-induced cis-trans isomerization of unsaturated fatty acids in camellia oil. *LWT*, 173, 114293. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.lwt.2022.114293>
- Hernandez, M. S., & Barrera, J. A. (2004). *Bases técnicas para el aprovechamiento agroindustrial de especies.* Instituto Amazónico de Investigaciones Científicas"

SINCHI".

- Huachuquilla Lizarme, D. (2017). *Efecto de liofilización sobre los compuestos bioactivos y capacidad antioxidante en la pulpa de aguaymanto (Physalis peruviana L.)*.
- Huaraca Aguay, A. D. P. (2012). *Evaluación Nutritiva y Nutraceutica de la Frutilla (Fragaria vesca) Deshidratada por el Método de Liofilización y Comparación con la Obtenida por Deshidratación en Microondas*. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.
- Krysa, M., Szymańska-Chargot, M., & Zdunek, A. (2022). FT-IR and FT-Raman fingerprints of flavonoids – A review. *Food Chemistry*, 393, 133430. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.133430>
- Laureanti, E. J. G., Paiva, T. S., de Matos Jorge, L. M., & Jorge, R. M. M. (2023). Microencapsulation of bioactive compound extracts using maltodextrin and gum arabic by spray and freeze-drying techniques. *International Journal of Biological Macromolecules*, 253, 126969. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ijbiomac.2023.126969>
- Liu, W., Feng, Y., Yu, S., Fan, Z., Li, X., Li, J., & Yin, H. (2021). The flavonoid biosynthesis network in plants. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(23), 12824.
- 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>
- Macassi, A. S., & de Ugaz, O. L. (1995). Liofilización. *Revista de Química*, 9(2), 173–183.
- Marcos Plasencia, L., & González, T. P. (2008). *Fenómeno alimentario y fisiología del subsistema digestivo*.
- Márquez, C. J., Peláez, M. D. J., & Cortes, M. (2009). Deshidratación de granadilla (*Passiflora ligularis* Juss) por convección forzada para elaboración de bebidas aromáticas. *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 4(2), 100–117.
- Martínez Mayoral, M. A., & Morales Socuéllamos, J. (2021). *Modelos Estadísticos*. Universidad Miguel Hernández. https://bookdown.org/j_morales/librostat/
- Nogueira, G. M. (2017). *Avaliação da extração de compostos antioxidantes da polpa de buriti (Mauritia flexuosa) por metodologia de superfície de resposta*.

<http://repositorio.roca.utfpr.edu.br:8080/jspui/bitstream/1/8570/1/extracaocompostosantioxidantesburiti.pdf>

- Novikov, V. S., Kuzmin, V. V., Darvin, M. E., Lademann, J., Sagitova, E. A., Prokhorov, K. A., Ustynyuk, L. Yu., & Nikolaeva, G. Yu. (2022). Relations between the Raman spectra and molecular structure of selected carotenoids: DFT study of α -carotene, β -carotene, γ -carotene and lycopene. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 270, 120755. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.saa.2021.120755>
- Núñez Sinche, J. D., & Valerio Chuco, K. G. (2021). *Criodesecación con goma de "tara" y maltodextrina y su efecto sobre β -carotenos y propiedades funcionales de *Mauritia Flexuosa* "aguaje"*
- Obregón, P. A., & Obregón, A. F. (2019). Obtención de un alimento liofilizado a base de maracuyá (*Passiflora edulis*) y camu camu (*Myrciaria dubia*). *Journal of Agro-Industry Sciences*, 1(1), 17–24.
- Oliveira, L. S. de. (2022). *Pigmentos naturais: colorindo as ciências ambientais*.
- Páez, X. (2015). *Fisiología del aparato digestivo*.
- Orbe, M. del R. (2019). Optimización del Proceso de Maduración del Aguaje (*Mauritia flexuosa* L.), Aplicando el Método de Superficie de Respuesta. *Universidad Ricardo Palma Escuela De Posgrado*, 1–49.
- Parzanese, M. (2012). Tecnologías para la Industria Alimentaria Liofilización de alimentos. *Alimentos Argentinos*, 1–12.
- Paudel, M. R., Chand, M. B., Karki, N., & Pant, B. (2015). Antioxidant activity and total phenolic and flavonoid. *Botanica Orientalis–Journal of Plant Science*, 9, 20–26.
- Pereira, Z. C., Cruz, J. M. dos A., Corrêa, R. F., Sanches, E. A., Campelo, P. H., & Bezerra, J. de A. (2023). Passion fruit (*Passiflora* spp.) pulp: A review on bioactive properties, health benefits and technological potential. *Food Research International*, 166, 112626. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodres.2023.112626>
- Potcoava, M. C., Futia, G. L., Gibson, E. A., & Schlaepfer, I. R. (2022). Raman microscopy techniques to study lipid droplet composition in cancer cells. In *Cancer Biomarkers: Methods and Protocols* (pp. 193–209). Springer.
- Puente Díaz, L., Pinto Muñoz, C. A., Castro Montero, E., & Cortés, M. (2011). *Physalis peruviana* Linnaeus, the multiple properties of a highly functional fruit: A review.
- Ramadan, M. F. (2011). Bioactive phytochemicals, nutritional value, and functional properties of cape gooseberry (*Physalis peruviana*): An overview. *Food Research*

- International*, 44(7), 1830–1836.
- Ramírez-Navas, J. (2007). Liofilización de alimentos. *Revista ReCiTeIA*, 6, 1–39.
- Ramos Crispin, R. A. (2011). *Evaluación de la capacidad antioxidante de productos tradicionales de la Región Junín “Granadilla, Guinda, Habas, Quiwicha, Oca, Quinoa, Tuna, Tumbo y Yacon.*
- Ramos, M. E., Matos, A. M., Espinoza, N. M., & Jordán, O. B. (2021). Parámetros de tratamiento por aire caliente en la conservación del aguaymanto (*Physalis peruviana*) en dos estados de madurez. *Revista de Investigación Agropecuaria Science and Biotechnology*, 1(2), 42–55.
- Remanan, M. K., & Zhu, F. (2023). Encapsulation of rutin in Pickering emulsions stabilized using octenyl succinic anhydride (OSA) modified quinoa, maize, and potato starch nanoparticles. *Food Chemistry*, 405, 134790. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2022.134790>
- Rincón-León, F. (2003). Functional Foods. In B. Caballero (Ed.), *Encyclopedia of Food Sciences and Nutrition (Second Edition)* (pp. 2827–2832). Academic Press. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B0-12-227055-X/01328-6>
- Rios-Aguirre, S., & Gil-Garzón, M. A. (2021). Microencapsulación por secado por aspersión de compuestos bioactivos en diversas matrices: una revisión. *TecnoLógicas*, 24(51), 206–229.
- Rojas Muñoz, F. S. (2021). *Revisión bibliográfica de compuestos fenólicos, su efecto en la salud, métodos de encapsulación y digestión simulada in vitro.*
- Rojas-Ocampo, E., Torrejón-Valqui, L., Muñoz-Astecker, L. D., Medina-Mendoza, M., Mori-Mestanza, D., & Castro-Alayo, E. M. (2021). Antioxidant capacity, total phenolic content and phenolic compounds of pulp and bagasse of four Peruvian berries. *Heliyon*, 7(8). <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2021.e07787>
- Romo, S. E. A., Zavala, E. L., Perez, D. M. G., Torres, M. G., & Guitierrez, J. T. (2024). Microencapsulación de compuestos bioactivos de flor de jamaica en suero de leche y su aplicación en yogurt. *Investigación y Desarrollo En Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 9(1), 43–52.
- Ruiz, C., Arancibia, D., Camargo, S., Da Cruz, A., Canahuire, E., Camargo, G., & Llatance, W. (2021). Effect of Temperature on the Dehydration of the Pulp of Three Ecotypes of the Species *Mauritia Flexuosa* (Aguaje), on the Antioxidant Capacity, Total Polyphenols, and Anthocyanins of the Oil Extracted by Cold Pressure, Ucayali-Perú. *International Conference on Chemical Science and Engineering*, 39–

48.

- Saifullah, M., Yusof, Y. A., Chin, N. L., & Aziz, M. G. (2016). Physicochemical and flow properties of fruit powder and their effect on the dissolution of fast dissolving fruit powder tablets. *Powder Technology*, *301*, 396–404.
- Sandoval-Peraza, M., Cu, T., Peraza-Mercado, G., & Acereto-Escoffié, P. (2017). *Introducción en los procesos de encapsulación de moléculas nutraceuticas* (pp. 181–218). <https://doi.org/10.3926/oms358>
- Sánchez-Pasos, D., Bach, C. J. M., Bach, J. B.-R., & Bach, C. G. (2022). Effect of Drying by Lyophilization and Atomization on the Characteristics and Properties of Fruit Powders: A Systematic Review. *Proceedings of the 20th LACCEI International Multi-Conference for Engineering, Education and Technology: "Education, Research and Leadership in Post-Pandemic Engineering: Resilient, Inclusive and Sustainable Actions*, 1–9.
- Saravanan, S., & Parimelazhagan, T. (2014). In vitro antioxidant, antimicrobial and anti-diabetic properties of polyphenols of *Passiflora ligularis* Juss. fruit pulp. *Food Science and Human Wellness*, *3*(2), 56–64. <https://doi.org/10.1016/j.fshw.2014.05.001>
- Sato, S., & Numata, Y. (2024). Simultaneous quantitative analysis of quercetin and rutin in Tartary buckwheat flour by Raman spectroscopy and partial least square regression. *Journal of Food Composition and Analysis*, *128*, 105991. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jfca.2024.105991>
- Siche, R., Aredo, V., Velásquez, L., & Castillo, I. (2016). El Diseño Simplex-Centroide y la Función de Deseabilidad en la optimización de la aceptabilidad sensorial de pan dulce enriquecido con *Chenopodium quinoa*. *Enfoque UTE*, *7*(3), 70–81.
- Sierra, J. A., Escobar, J. S., Corrales-Agudelo, V., Lara-Guzmán, O. J., Velásquez-Mejía, E. P., Henao-Rojas, J. C., Caro-Quintero, A., Vaillant, F., & Muñoz-Durango, K. (2022). Consumption of golden berries (*Physalis peruviana* L.) might reduce biomarkers of oxidative stress and alter gut permeability in men without changing inflammation status or the gut microbiota. *Food Research International*, *162*(April). <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2022.111949>
- Silva Pereyra, R. G. I. (2018). *Eficiencia de las Células Fotovoltaicas Nanoestructuradas a Base de Dióxido de Titanio, Sensitivizadas con Pigmentos Nativos Peruanos, en Chaclacayo–2018*.
- Sobel, R., Versic, R., & Gaonkar, A. G. (2023). Chapter 1 - Introduction to

- microencapsulation and controlled delivery in foods. In R. Sobel (Ed.), *Microencapsulation in the Food Industry (Second Edition)* (pp. 1–9). Academic Press. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821683-5.00019-4>
- Sosa De León, D., Méndez-López, L. F., González-Martínez, B. E., López-Cabanillas Lomelí, M., López-Hernández, A. A., Luna-Vital, D. A., Néder-Suárez, D., & Vázquez-Rodríguez, J. A. (2024). Bioaccessibility and potential bioactivity of fresh and mature fava bean flavonoids. *Applied Food Research*, 4(2), 100523. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.afres.2024.100523>
- Sousa, W. C. de. (2024). *Compreendendo a composição química da casca do buriti (mauritia flexuosa) para a elaboração de produtos alimentícios*. <http://hdl.handle.net/11612/6748>
- Srivastava, S., Pandey, V. K., Dar, A. H., Shams, R., Dash, K. K., Rafiq, S. M., Zahoor, I., & Kumar, S. (2024). Effect of microencapsulation techniques on the different properties of bioactives, vitamins and minerals. *Food Science and Biotechnology*, 1–18.
- Suárez H., M., & Brito D., C. (2020). Eficiencia de encapsulación y capacidad de carga de antocianinas (*Vaccinium floribundum* Kunt) en nanopartículas de zeína. *InfoANALÍTICA*, 8(1), 83–97. <https://doi.org/10.26807/ia.v8i1.98>
- Udensi, J., Loughman, J., Loskutova, E., & Byrne, H. J. (2022). Raman spectroscopy of carotenoid compounds for clinical applications—a review. *Molecules*, 27(24), 9017.
- Urbizu-González, A. L., Castillo-Ruiz, O., Martínez-Ávila, G. C. G., & Torres-Castillo, J. A. (2017). Natural variability of essential oil and antioxidants in the medicinal plant *Turnera diffusa*. *Asian Pacific Journal of Tropical Medicine*, 10(2), 121–125. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.apjtm.2017.01.013>
- Vargas Muñoz, D. P. (2015). *Efecto de la liofilización sobre propiedades fisicoquímicas y vida útil de cocona (Solanum sessiliflorum Dunal) en polvo*.
- Vasimov, D. D., Kuznetsov, S. M., Ashikhmin, A. A., Bolshakov, M. A., Kuzmin, V. V., Moskovskiy, M. N., Gudkov, S. V., Novikov, V. S., & Sagitova, E. A. (2026). Detailed description of Raman spectra of carotenoids: experiment and DFT calculations of all-trans-isomers. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 348, 127076. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.saa.2025.127076>
- Vasisht, N. (2023). Chapter 3 - Factors and mechanisms in microencapsulation. In R. Sobel (Ed.), *Microencapsulation in the Food Industry (Second Edition)* (pp. 29–38).

Academic Press. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821683-5.00005-4>

Vásquez Marcelo, J. B. (2019). *Efecto de la Temperatura Sobre la Calidad Fisicoquímica y Sensorial de la Pitahaya Amarilla (Selenicereus megalanthus) Liofilizada en Tres Estados de Madurez.*

Vergara, C., Pino, M. T., Zamora, O., Parada, J., Pérez, R., Uribe, M., & Kalazich, J. (2020). Microencapsulation of anthocyanin extracted from purple flesh cultivated potatoes by spray drying and its effects on in vitro gastrointestinal digestion. *Molecules*, 25(3), 722.

Viera, W., Shinohara, T., Samaniego, I., Sanada, A., Terada, N., Ron, L., Suárez-Tapia, A., & Koshio, K. (2022). Phytochemical Composition and Antioxidant Activity of *Passiflora* spp. Germplasm Grown in Ecuador. *Plants*, 11(3). <https://doi.org/10.3390/plants11030328>

Watanabe, A., & Numata, Y. (2025). Determination of the Activation Energy of the Thermal Isomerization of Oleic Acid with Raman Spectroscopy and Partial Least Squares Regression. *Spectroscopy Journal*, 3(2). <https://doi.org/10.3390/spectroscj3020017>

VII. AGRADECIMIENTO

Quiero expresar mi más profundo y sincero agradecimiento a todas las personas e instituciones que, de una u otra manera, han sido parte fundamental en la realización de esta tesis de Ingeniería de Procesos Alimentarios, un proyecto que representa el resultado de años de esfuerzo, aprendizaje y crecimiento personal y profesional.

Agradezco a Dios por ser mi fortaleza, asimismo, te doy gracias por tu amor incondicional y por la sabiduría que me has concedido para completar mi tesis. Aunque, se presentaran obstáculos me ayudaste a superarlos y con ellos logre culminar esta gran etapa de mi vida.

Agradezco a mis padres y a mi hermanito, quienes han sido mi pilar incondicional durante todo este proceso. Gracias por su apoyo constante, su paciencia, comprensión y amor inquebrantable. Sin sus palabras de aliento y su confianza en mí, este logro no habría sido posible.

Agradezco al Programa Nacional de Becas y Crédito Educativo (PRONABEC), gracias por su apoyo económico por parte de la Beca Permanencia, donde, me permitieron lograr con éxito la culminación de mi carrera universitaria, gracias por destacarme como su “Talento” y pertenecer a esta gran familia compuesta por miles de estudiantes universitarios a nivel nacional con la meta de cumplir nuestras metas y objetivos.

Agradezco a mi mentor de tesis, Doctor Hubert Luzdemio Arteaga Miñano le agradezco profundamente su guía, dedicación y valiosos consejos a lo largo de toda la investigación. Su experiencia y exigencia académica han sido clave para mi desarrollo científico y para la culminación exitosa de este trabajo. Gracias por motivarme a superar retos y por enseñarme la importancia de la ética y el rigor en la investigación.

Agradezco a mis profesores, los Doctores Dario Rios Mera, Segundo Alipio Cruz Hoyos, Andrea Fioreli Velarde Santoyo y Albila Beatriz Dominguez

Palacios, quienes han compartido conmigo sus conocimientos, experiencias y pasión por la ciencia. Cada una de sus enseñanzas ha dejado una huella imborrable en mi formación profesional y personal. Gracias a ustedes descubrí el verdadero significado de la investigación, la importancia de la ética profesional y la responsabilidad social que conlleva el trabajo en desarrollo alimentario.

Agradezco a la Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza, en especial al Laboratorio de Investigación de Ingeniería de Alimentos y Poscosecha el cual pertenece al Instituto de Investigación, Innovación y Desarrollo para el Sector Agrario y Agroindustrial de la región Amazonas (IIDAA), asimismo, al Laboratorio de Biotecnología Agroindustrial perteneciente a la Facultad de Ingeniería y Ciencias Agrarias (FICA), y al Laboratorio de Investigación en Sanidad Vegetal (LABISANV) integrado al Instituto de Investigación para el Desarrollo Sustentable de Ceja de Selva (INDES-CES), estoy enteramente agradecida por acogerme y ayudarme a ejecutar mi trabajo investigación, gracias por brindarme sus recursos materiales, tecnológicos y científicos. Su apoyo fue fundamental para la obtención de resultados significativos y para la adquisición de nuevos aprendizajes para el avance de la ingeniería alimentaria. Mi sincero agradecimiento a los Ingenieros Angel Iliquin, Weyler Requejo, Zayda, Gissela y Angel Pilco quienes no solo me brindaron su apoyo técnico y académico, sino también su amistad, haciendo de cada día en el laboratorio una experiencia enriquecedora y gratificante. Gracias por su colaboración, por los debates científicos, las risas compartidas y la solidaridad en los momentos difíciles.

Por último, agradezco a todas las personas que, de manera anónima o indirecta, aportaron su granito de arena para que hoy pueda culminar esta etapa. Cada gesto de apoyo, cada palabra de aliento y cada muestra de confianza han sido indispensables en este camino.

A todos, ¡muchas gracias!

VIII. DEDICATORIA

Este trabajo de tesis representa mucho más que el cierre de una etapa académica; es el resultado de años de esfuerzo y aprendizaje en el apasionante universo de la ingeniería alimentaria e industrias alimentarias. Por ello, deseo dedicar este logro a todos los seres que, de una u otra manera, han sido parte fundamental de mi formación profesional y personal.

Ante todo, a Dios por darme aliento de vida y valentía cada día de mi vida, por darme la oportunidad de llegar a donde estoy y a lugares que nunca me había imaginado, por permitirme demostrar mi talento a la humanidad y dejar una huella muy importante en esta sociedad.

A mi papá Roosevelt Hamilton Marcelo Peña, quien me dio la vida y me enseñó a ser fuerte, a no dudar de mí, ni a darme por vencida, me enseñaste el trabajo digno y honrado, quien me cargó aun cuando tenía 18 años y ser quien me sostuvo la mano hasta verme realizada. Eres mi roble sólido y constante, firme ante todas las inclemencias gracias Ruki, te amo papá.

A mi mamá Beksi Lisset Jacqueline Vasquez Marcelo, quien me trajo al mundo y me dio su juventud, caminó conmigo, calmo mis lágrimas y fue mi apoyo constante, estuviste en esta larga e incesante travesía, no te cansas jamás y te esfuerzas por verme brillar cada abrazo tuyo es muy reconfortante y cálido. Eres mi mejor amiga y la mejor representación de Iustitia, te amo mamita.

Espero que se sientan orgullosos y afortunados de ser mis padres como yo me siento de ser su hija, gracias por su amor incondicional, apoyo constante y ejemplo de perseverancia, ya que, siempre me han impulsado a nunca rendirme y a perseguir mis sueños con dedicación. Gracias por enseñarme el valor del esfuerzo, por creer en mí incluso cuando yo lo dudaba, y por ser mi refugio y mi mayor inspiración.

A mi hermano Joshua Manuel Marcelo Vasquez, por sus palabras de aliento en los momentos más difíciles, por tu cariño y motivación incondicional para seguir adelante, has sido mi mayor inspiración porque creíste en mí hasta en mis

días grises y compartiste largas conversaciones conmigo sin dormirte. Eres mi gran bendición y sé que contaré contigo por siempre y para siempre, te amo hermanito.

A mis abuelos Rigo y Juana, quienes en sus consejos y oraciones guiaron mi camino hasta este momento y su dedicada paciencia. También, por ricas comidas, cafecitos y panes con quesito en cada amanecida entregando mis tareas o cuando me iban a recoger a la universidad, gracias por enseñarme y por apoyarme con cada decisión, por ser mis cómplices, los amo.

A Joyci Brilliths Vasquez Marcelo, quien me dio mi nombre y fue mi tía desde que tuvo 6 años, quien me enseñó el maravilloso mundo de nuestra hermosa carrera, gracias por siempre tener una sonrisa para mi Bri, te quiero muchísimo.

A Konan y Mufasa mis fieles compañeros de cuatro patas, quienes estaban conmigo moviendo la colita llenos de entusiasmo y siempre se mantenían atentos de mi cuando celebraba por cada página terminada de esta investigación, mis pequeños iluminaron mis días y los llenaron de felicidad, los quiero tanto.

A Deywin Jhony Tineo Medina, quien estuvo conmigo en cada etapa de mi vida universitaria y me demostró su paciencia, cariño y ayuda, quien me preguntaba cada día si ya acabé de redactar la tesis. Tu amor, tus reniegos y tu sinceridad me ayudaron a llegar a mi meta, gracias por todo y por tanto gordito.

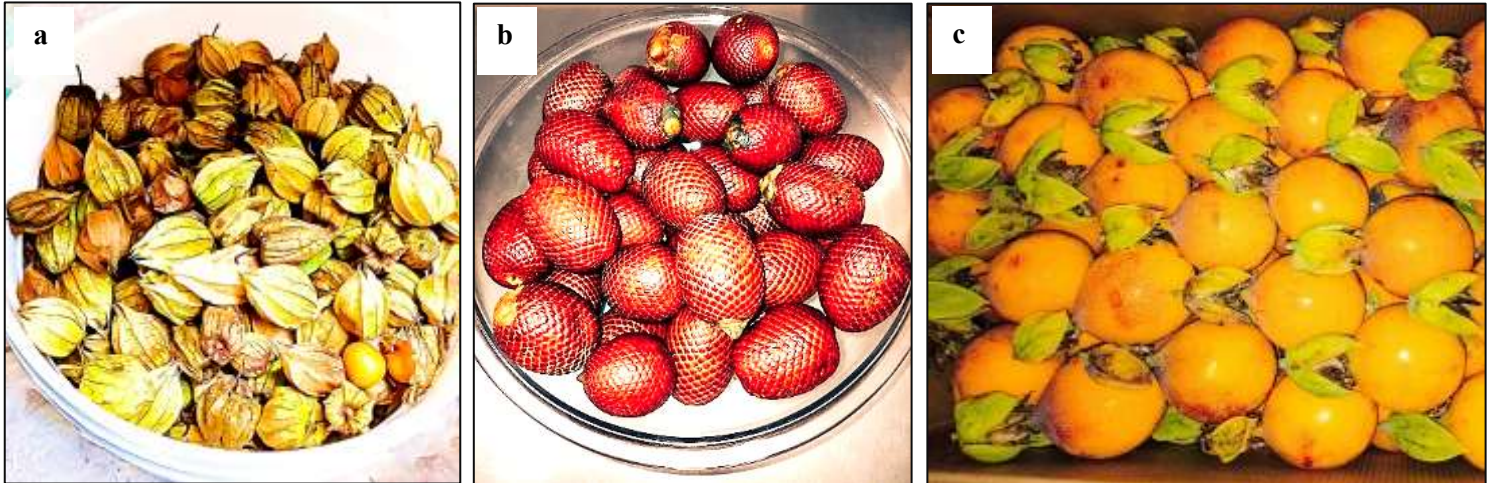
Finalmente, dedico esta tesis a todos aquellos que creen en el potencial de la Ingeniería de Industrias Alimentarias para transformar el mundo y mejorar la vida de las personas. Espero que este trabajo sea una pequeña contribución al avance del conocimiento y una inspiración para las futuras generaciones de científicos. Gracias a todos los que, de una u otra forma, han sido parte de este viaje. Este logro también es suyo.

Atte: Brillo

IX. ANEXOS

Anexo 1

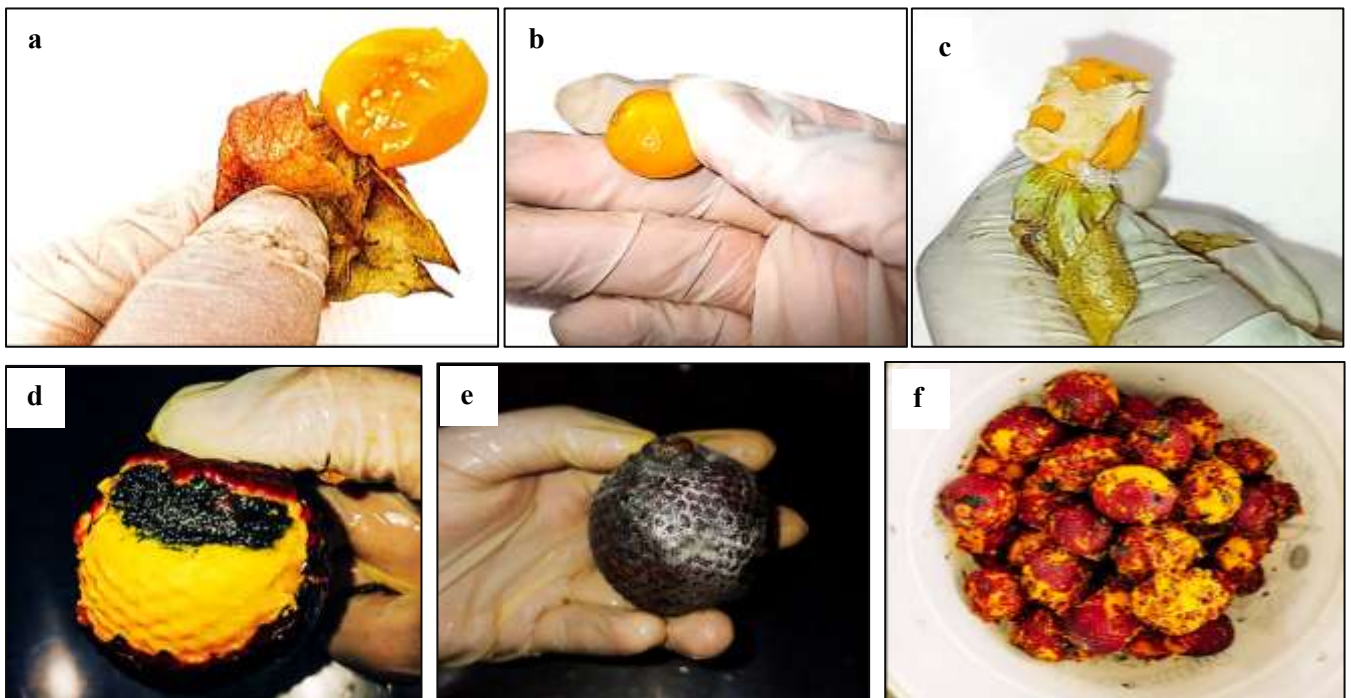
Recepción de materia prima



Nota: Recepción de aguaymanto (a), aguaje (b) y granadilla (c), de acuerdo, a la normativa poscosecha dispuesta por Hernandez y Barrera (2004), como también lo reportado por Galvis et al. (2005).

Anexo 2

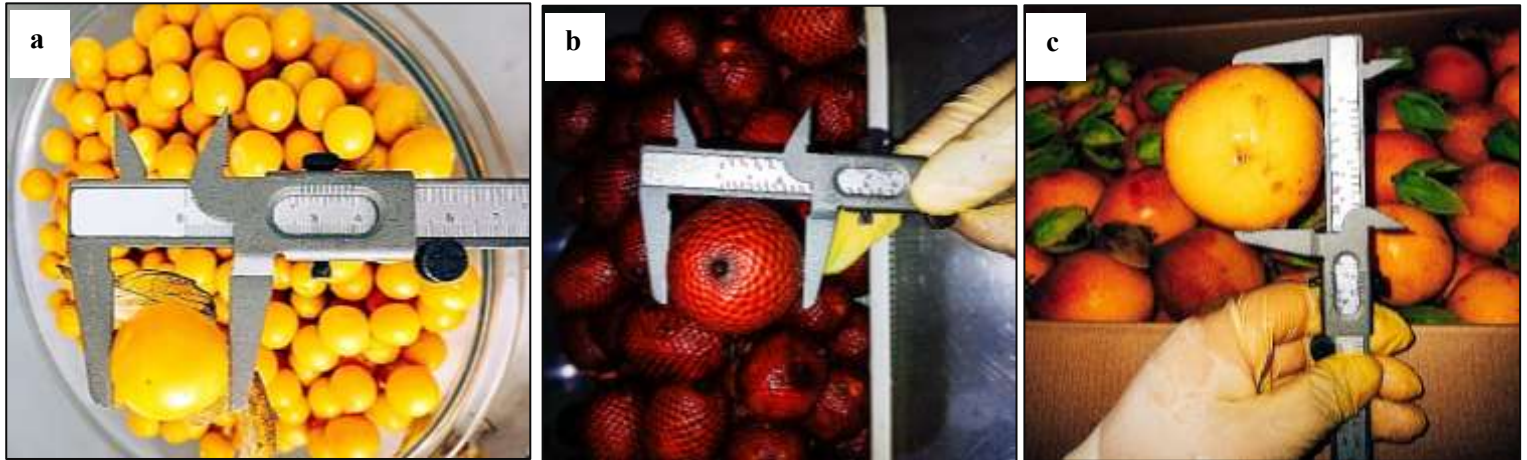
Selección de materias



Nota: Aguaymanto con senescencia (a), aguaymanto con daños por traslado o magulladuras (b) y aguaymanto con presencia de hongos (c). Aguaje con presencia de hongos aspergillus (d), aguaje con presencia de moho (e) y aguaje con magulladuras por daño mecánico (f).

Anexo 3

Clasificación de materias



Nota: Se midió el diámetro del aguaymanto (a), aguaje (b) y granadilla (c).

Anexo 4

Procesamiento de materia prima



Nota: Obtención de pulpa de aguaymanto (a), concentrado de aguaje (b) y pulpa de granadilla (c).

Anexo 5

Acondicionamiento y formulación de mezclas



Nota: Este proceso se llevó a cabo de acuerdo al DSCA con los límites mínimos y máximos establecidos. Asimismo, se realizaron pruebas preliminares para la encapsulación.

Anexo 6

Encapsulamiento de mezclas



Nota: Dilución de agente encapsulante 1:1 y proporción de encapsulación 1:1.

Anexo 7

Ultracongelación de mezclas del T1 al T10 por tres repeticiones



Nota: Método de congelación por contacto de -79 a -81 °C durante 24 horas, la velocidad de congelación fue de 0.5 °C/min. Todos los tratamientos con sus repeticiones fueron etiquetados con fecha y codificación.

Anexo 8

Liofilización de mezclas del T1 al T10 por tres repeticiones



Nota: Según la normativa las muestras vegetales deben contener un punto eutéctico menor a -80 °C, es por ello que se seleccionó una temperatura de inicio -89 °C a 0.22 mbar hasta -60 °C a 0.008 mbar y vacío de 0.008 mbar durante un periodo de 72 horas.

Anexo 10

Reducción de partícula



Anexo 9

Determinación de Aw, %Humedad y Color



11

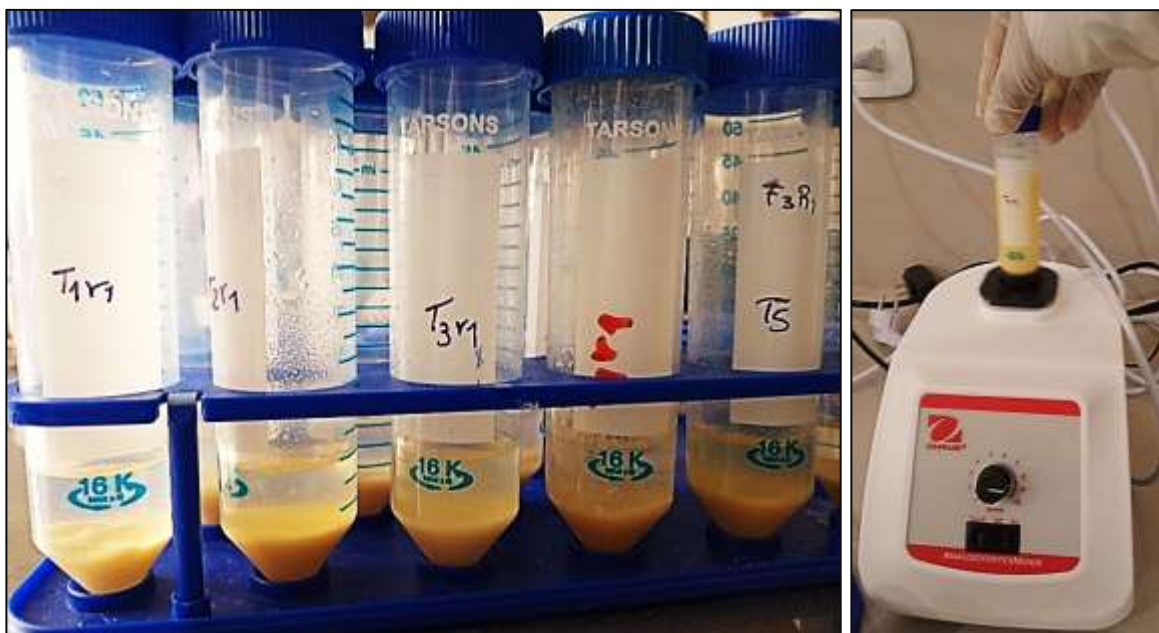
Anexo 12

Determinación de pH, sólidos solubles y acidez titulable



Anexo 11

Preparación de extractos



Anexo 13

Obtención de extractos 1:1



Anexo 14

Determinación de concentraciones puras



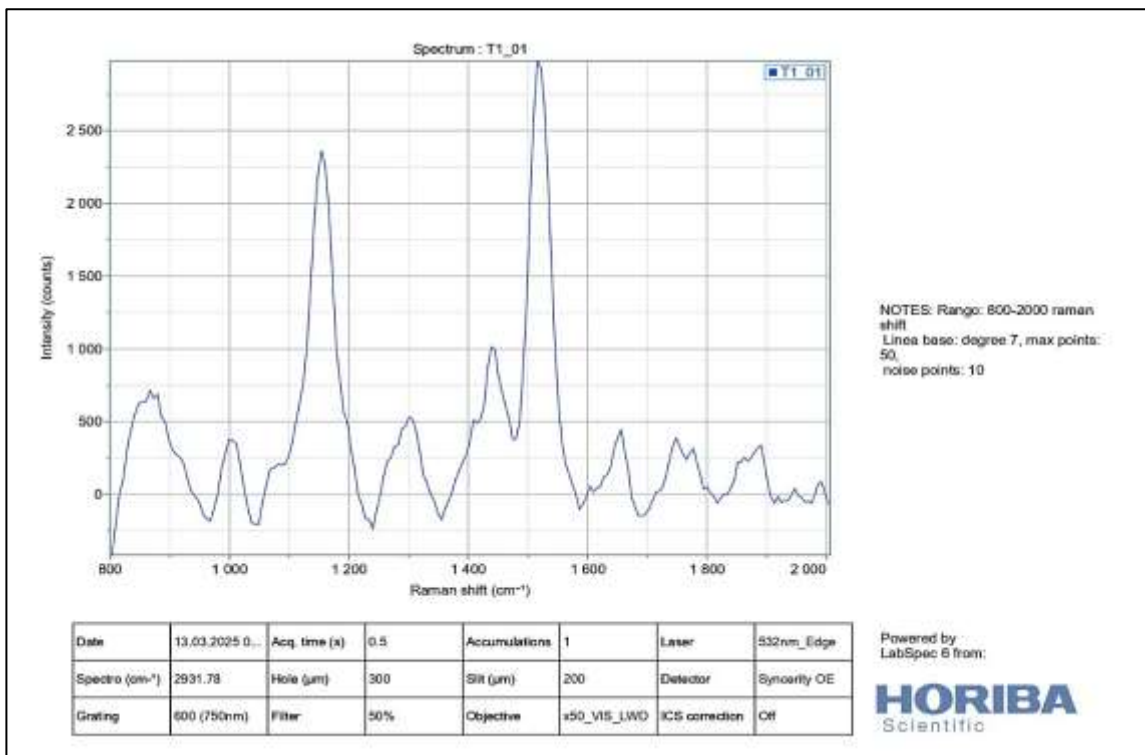
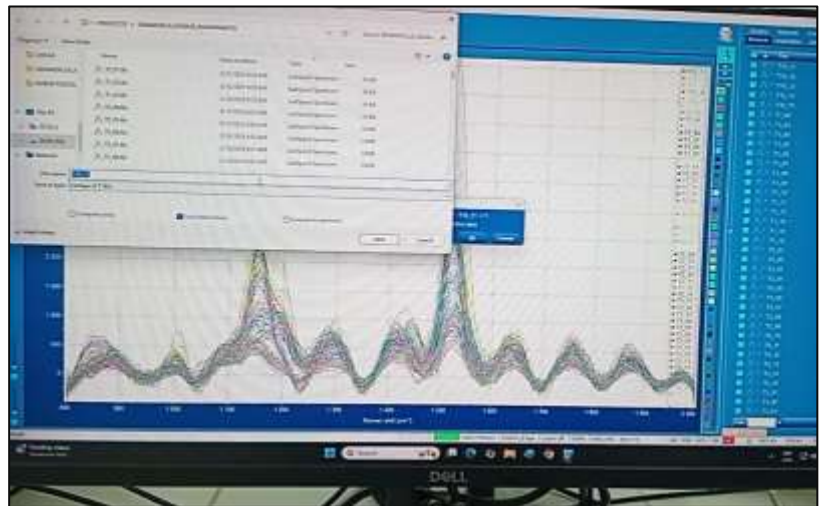
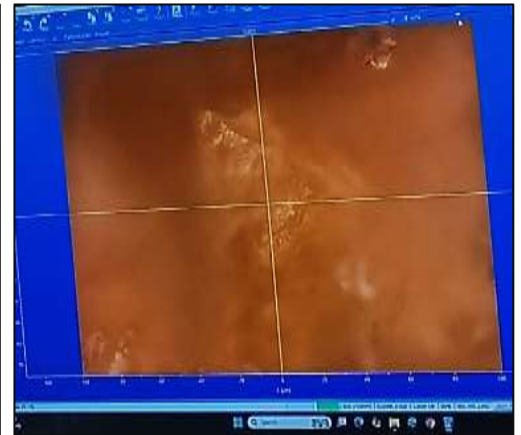
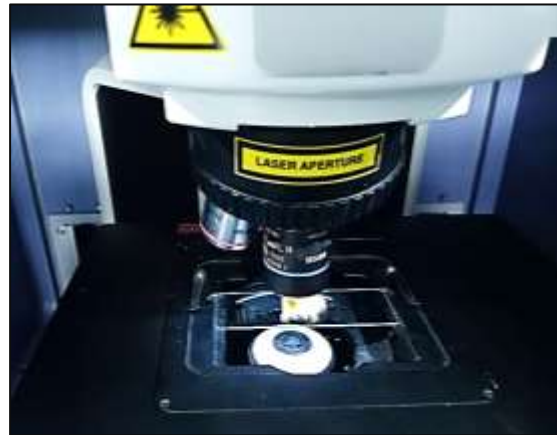
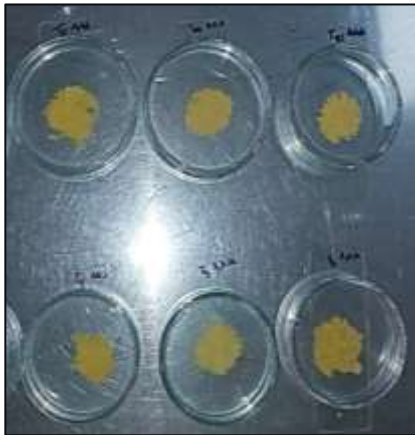
Anexo 15

Determinación de Flavonoides, Capacidad Antioxidante por DPPH y ABTS



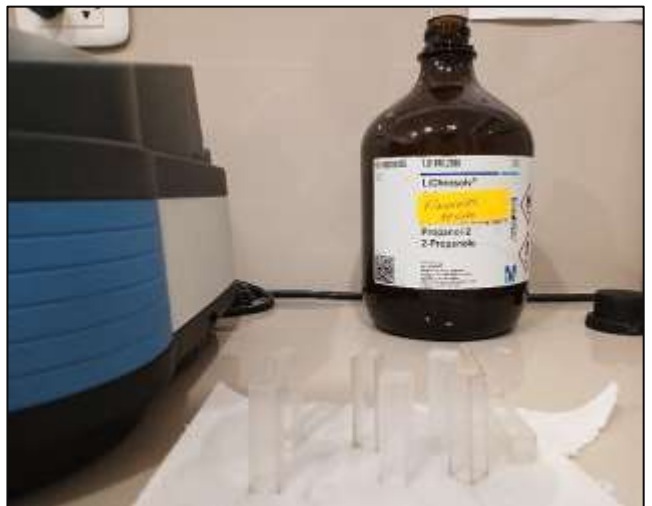
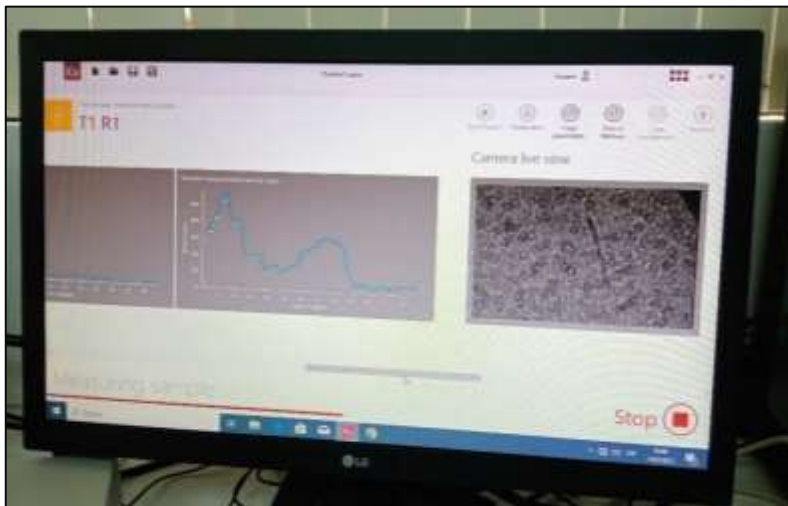
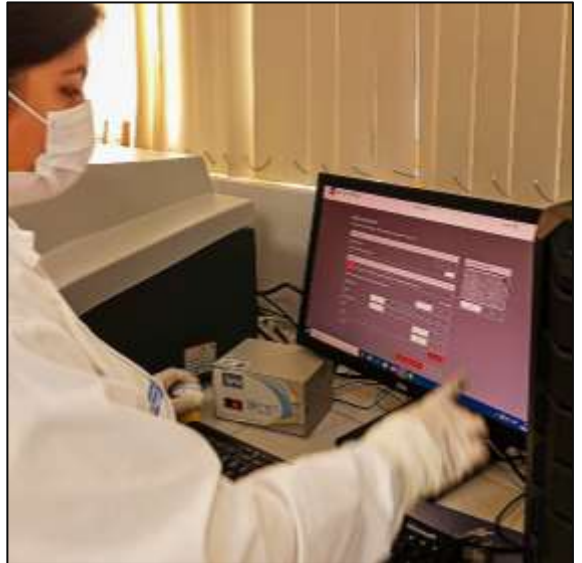
Anexo 16

Espectros Raman



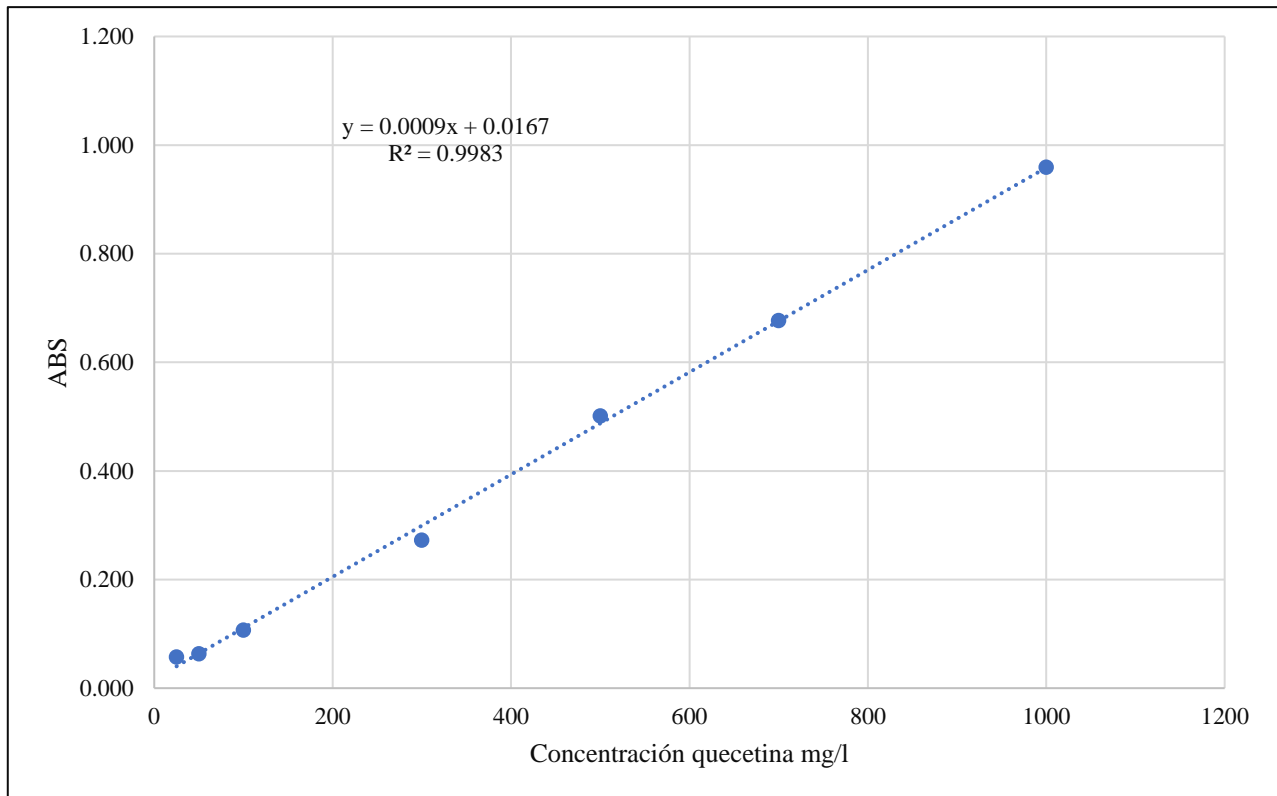
Anexo 17

Manipulación de equipos, reactivos y sustancias puras



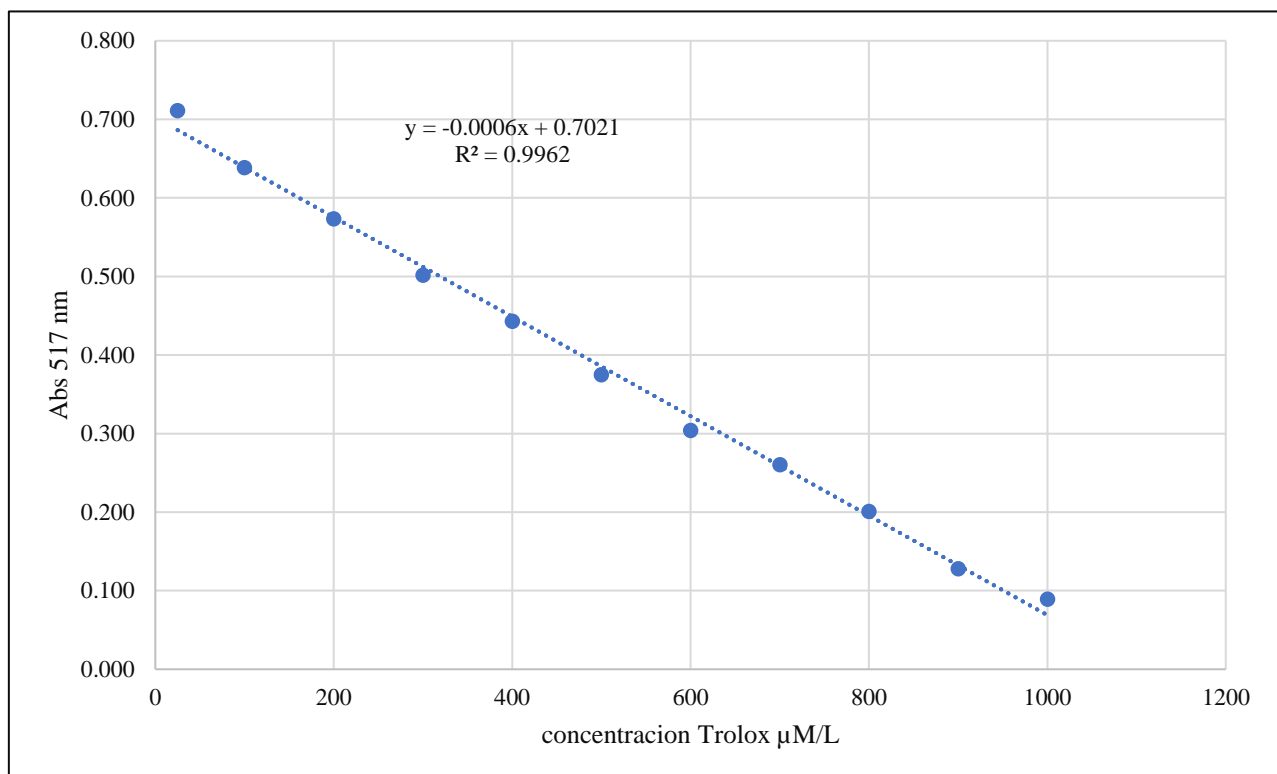
Anexo 18

Curva de calibración quercetina



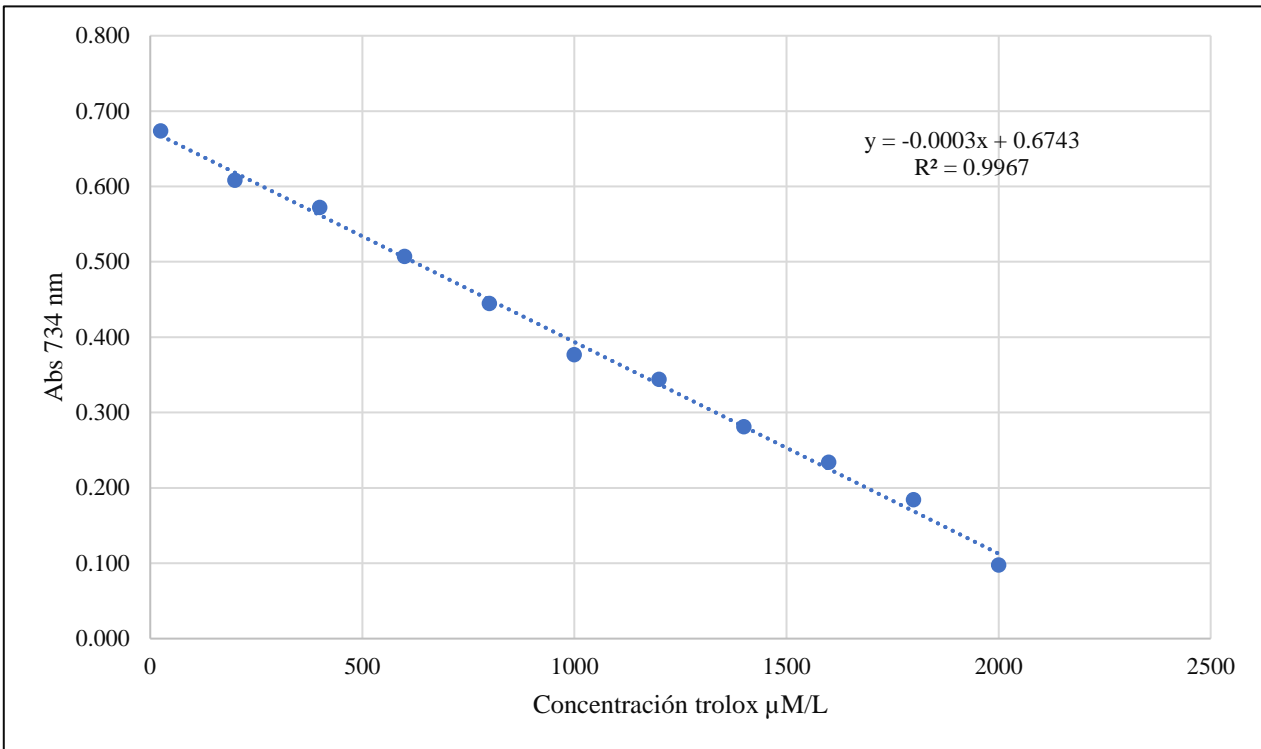
Anexo 19

Curva de calibración DPPH



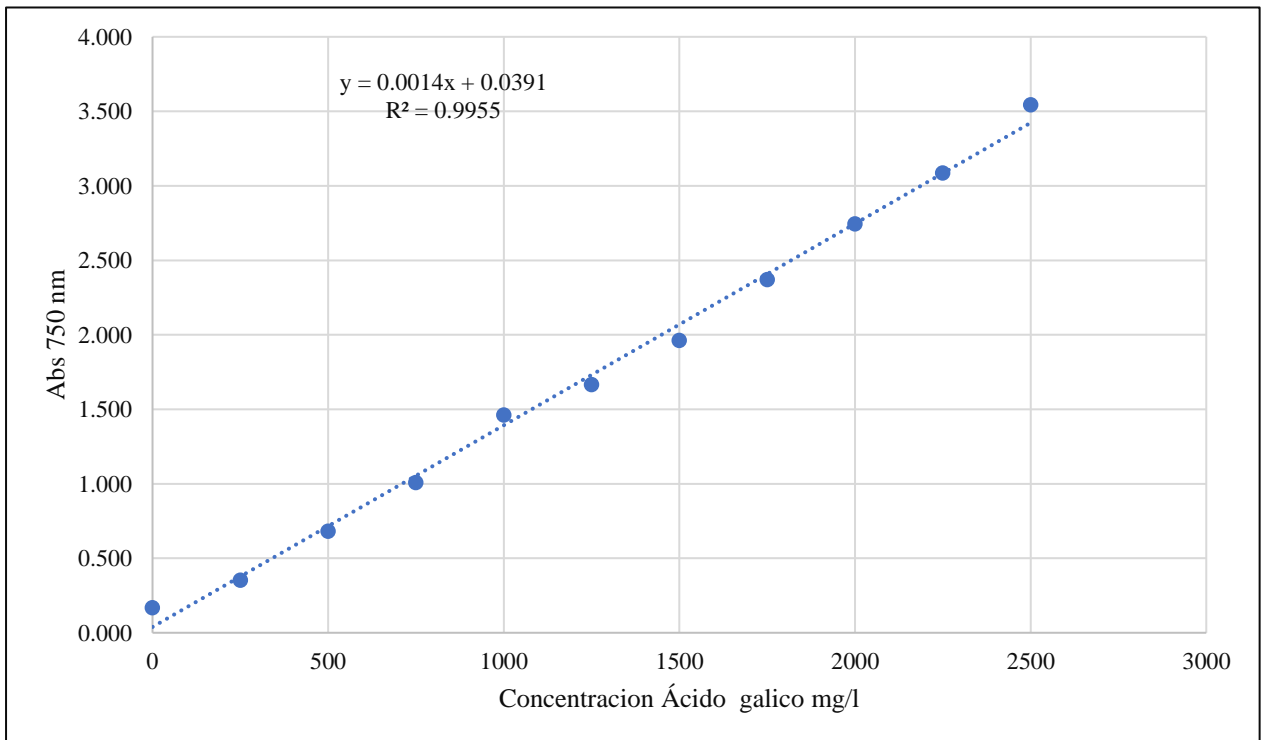
Anexo 21

Curva de calibración ABTS



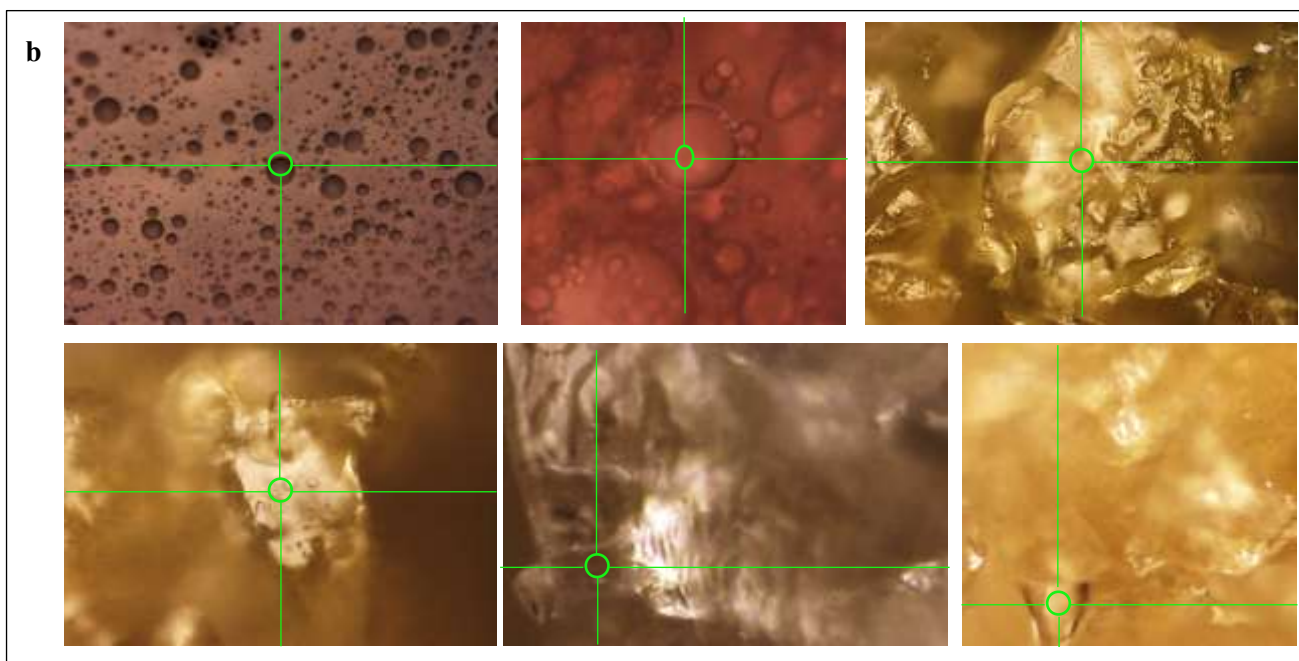
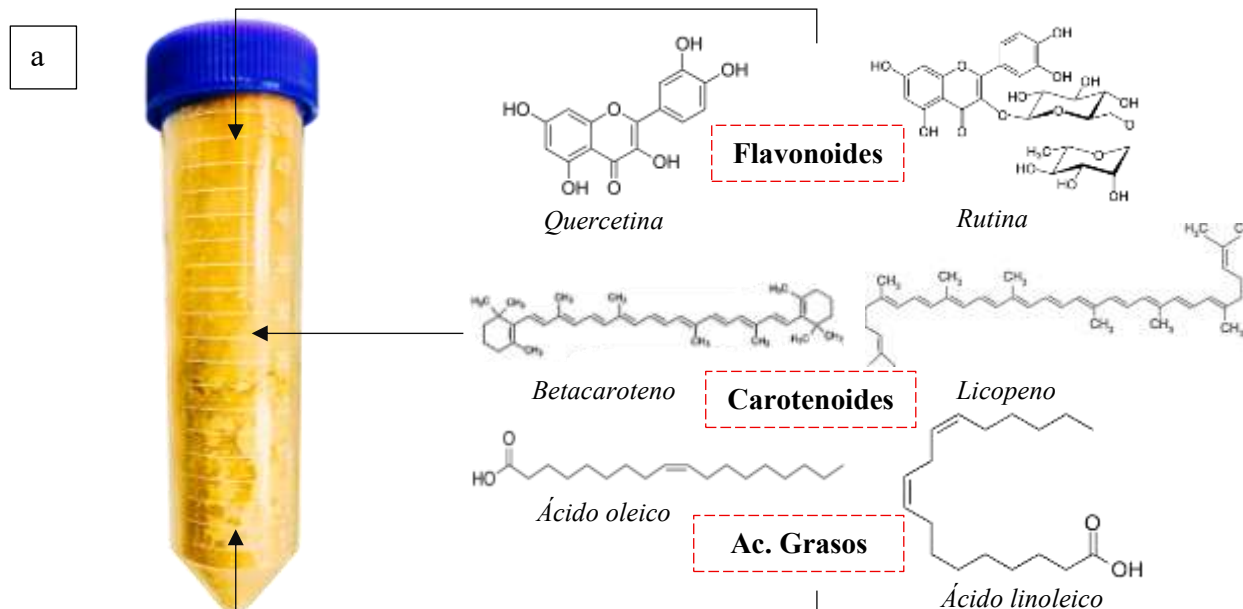
Anexo 20

Curva de calibración de Acido gálico



Anexo 22

Matriz química compleja e identificación de partículas en la mezcla microencapsulada (a y b)



Nota: Presencia de compuestos específicos por espectroscopía Raman en la mezcla microencapsulada liofilizada (a) y detección de partículas por identificación del Índice de Calidad de Impacto con el software ParticleFinder con orientaciones XY (b)

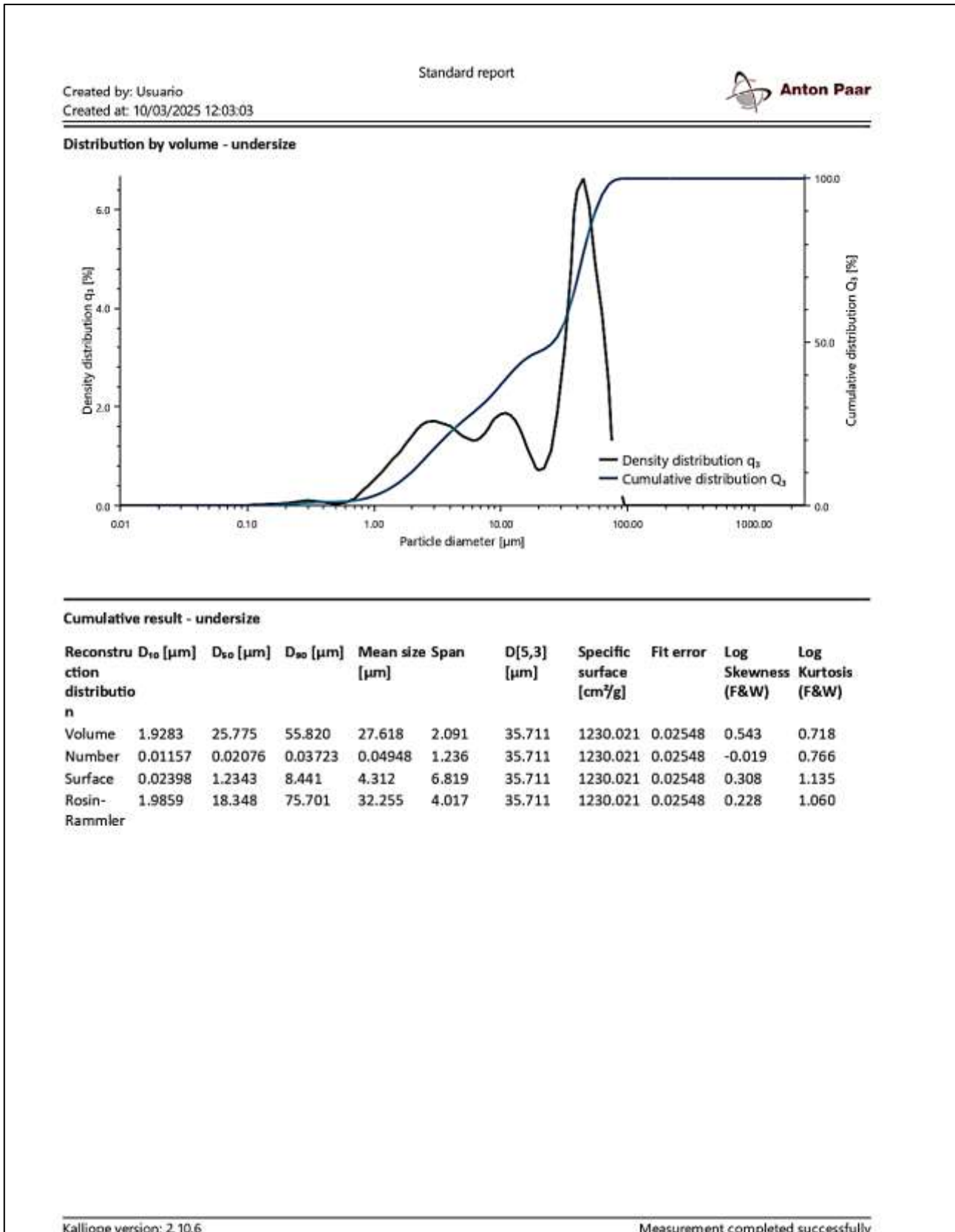
Anexo 23*Selección de tamaño de partícula según el diámetro*

T	Componentes de la mezcla			Tamaño de partícula (diámetro μm)			
	AY	AG	GR	D10	D50	D90	Amplitud
T1	80	10	10	2.13 ± 0.15	32.59 ± 1.13	56.73 ± 1.77	1.68 ± 0.11
T2	30	60	10	1.94 ± 0.21	28.56 ± 0.71	55.62 ± 1.93	1.88 ± 0.07
T3	30	10	60	2.37 ± 0.08	32.19 ± 2.40	59.18 ± 2.91	1.77 ± 0.05
T4	55	35	10	2.14 ± 0.11	30.57 ± 1.38	62.31 ± 0.73	1.97 ± 0.07
T5	55	10	35	2.71 ± 0.01	35.82 ± 1.13	67.97 ± 1.15	1.82 ± 0.02
T6	30	35	35	2.91 ± 0.25	35.32 ± 1.13	69.35 ± 0.93	1.88 ± 0.04
T7	46.668	26.666	26.666	2.38 ± 0.09	33.69 ± 0.32	62.89 ± 1.47	1.80 ± 0.03
T8	63.334	18.333	18.333	2.41 ± 0.14	33.59 ± 0.97	63.11 ± 2.43	1.81 ± 0.08
T9	38.333	43.334	18.333	2.38 ± 0.32	32.59 ± 2.73	62.28 ± 1.93	1.84 ± 0.07
T10	38.333	18.333	43.334	2.72 ± 0.09	35.63 ± 0.28	65.37 ± 0.98	1.76 ± 0.02

Nota: En el análisis de tamaño de partícula este nos arroja diámetros de acuerdo a la distribución que se emplea por lo general, se toman las medidas D10; D50 y D90. Asimismo, se toman los valores de la medida de mayor importancia para el análisis de optimización, es decir, el D50 siendo este la mediana de la distribución de la partícula.

Anexo 24

Resultado de análisis de tamaño de partícula



Anexo 25

Resumen de selección del modelo con mejor ajuste para cada variable

Variable respuesta	Modelo	p	R ²
Actividad de agua (Aw)	Especial cúbico	0.008091	0.828169
Humedad (%H)	Especial cúbico	0.000000	0.923887
	Cuadrático (L*)	0.017093	0.912462
Color	Especial cúbico (a*)	0.008316	0.550531
	Lineal (b*)	0.026628	0.235534
Sólidos solubles (°Brix)	Especial cúbico	0.000069	0.930094
pH	Lineal	0.000000	0.945046
Acidez titulable (%Ac.)	Lineal	0.000000	0.968950
Flavonoides	Especial cúbico	0.000036	0.797484
Capacidad antioxidante por *DPPH	Especial cúbico	0.006122	0.834559
Capacidad antioxidante por *ABTS+	Cuadrático	0.000000	0.959844
Polifenoles	Especial cúbico	0.011457	0.939473
Tamaño de partícula (D50)	Cuadrático	0.000004	0.791903
Eficiencia de encapsulación	Lineal	0.004080	0.334708

Nota: Para cada variable se muestra el coeficiente estimado. Esto indica la dirección y magnitud del efecto de esa variable sobre la respuesta, manteniendo constantes las demás variables.

Anexo 26

Selección de modelo ANOVA para la actividad de agua

Modelo	F	p	R ²	R ² - Aj
Lineal	11.91466	0.000195	0.468811	0.429463
Cuadrático	10.11268	0.000171	0.765384	0.716506
Especial cubico	8.40390	0.008091	0.828169	0.783344

Anexo 27

Selección de modelo ANOVA para contenido de humedad

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	11.91466	0.000195	0.468811	0.429463
Cuadrático	10.11268	0.000171	0.765384	0.716506
Especial cubico	8.40390	0.008091	0.828169	0.783344

Anexo 29

Selección de modelo ANOVA para Luminosidad (L)*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	88.23867	0.000000	0.867307	0.857478
Cuadrático	4.12670	0.017093	0.912462	0.894225
Especial cubico	0.19199	0.665352	0.913187	0.890540

Anexo 28

*Selección de modelo ANOVA para a**

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	4.684454	0.017929	0.257608	0.202616
Cuadrático	1.698711	0.193951	0.387636	0.260060
Especial cubico	8.335579	0.008316	0.550531	0.433278

Anexo 30

*Selección de modelo ANOVA para b**

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	4.159387	0.026628	0.235534	0.178907
Cuadrático	2.121474	0.123968	0.395767	0.269885
Especial cubico	1.380835	0.251981	0.429988	0.281290

Anexo 31*Selección de modelo ANOVA para contenido de sólidos solubles*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	69.72573	0.000000	0.837791	0.825775
Cuadrático	1.19346	0.333325	0.858848	0.829441
Especial cubico	23.44074	0.000069	0.930094	0.911857

Anexo 32*Selección de modelo ANOVA para contenido de pH*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	232.1584	0.000000	0.945046	0.940975
Cuadrático	1.1733	0.340606	0.952075	0.942090
Especial cubico	4.2537	0.050635	0.959555	0.949004

Anexo 33*Selección de modelo ANOVA para contenido de acidez titulable*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	421.2830	0.000000	0.968950	0.966650
Cuadrático	0.5136	0.676820	0.970823	0.964745
Especial cubico	1.7101	0.203893	0.972842	0.965758

Anexo 34*Selección de modelo ANOVA para flavonoides*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	13.22049	0.000099	0.494770	0.457345
Cuadrático	1.34766	0.282500	0.567609	0.477528
Especial cúbico	26.10710	0.000036	0.797484	0.744653

Anexo 35*Selección de modelo ANOVA para DPPH*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	11.13061	0.000298	0.451901	0.411302
Cuadrático	10.98419	0.000099	0.769029	0.720911
Especial cúbico	9.10997	0.006122	0.834559	0.791400

Anexo 36*Selección de modelo ANOVA para ABTS*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	24.35624	0.000001	0.643388	0.616972
Cuadrático	63.04555	0.000000	0.959844	0.951478
Especial cúbico	2.34637	0.139216	0.963561	0.954056

Anexo 38*Selección de modelo ANOVA para polifenoles*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	74.40494	0.000000	0.846425	0.835049
Cuadrático	7.28124	0.001227	0.919601	0.902851
Especial cúbico	7.55131	0.011457	0.939473	0.923683

Anexo 37*Selección de modelo ANOVA para eficiencia de encapsulación*

Modelo	F	p	R²	R² - Aj
Lineal	6.791856	0.004080	0.334708	0.285428
Cuadrático	2.213551	0.112580	0.478895	0.370332
Especial cúbico	0.003870	0.950935	0.478983	0.343065