



EDUCACIÓN
SECRETARÍA DE EDUCACIÓN PÚBLICA



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO®



Instituto Tecnológico de Toluca

**OBTENCIÓN Y CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE PIGMENTOS NATURALES
DE BETABEL Y TUNA Y ANÁLISIS DE SU APLICACIÓN**

TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE DOCTORA
EN CIENCIAS AMBIENTALES**

PRESENTA:

M. EN C. ELIZABETH LÓPEZ SOLORZANO

No. CONTROL:

D22280272

DIRECTORA DE TESIS:

DRA. CLAUDIA ROSARIO MURO URISTA

CO-DIRECTORA DE TESIS:

DRA. ANDREA YAZMIN GUADARRAMA LEZAMA

METEPEC, ESTADO DE MÉXICO, DICIEMBRE 2025



Educación
Secretaría de Educación Pública



TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO



Instituto Tecnológico de Toluca
División de Estudios de Posgrado e Investigación

Metepec, Edo. de México, 09/Diciembre/2025
DEPI-3200-668/2025

ELIZABETH LÓPEZ SOLORZANO
CANDIDATA AL GRADO DE DOCTORA
EN CIENCIAS AMBIENTALES

PRESENTE

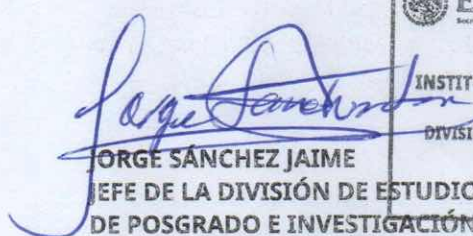
De acuerdo con los Lineamientos para la Operación de los Estudios de Posgrado en el Tecnológico Nacional de México y las disposiciones en este Instituto, habiendo cumplido con todas las indicaciones que la Comisión Revisora realizó con respecto a su Trabajo de Tesis Titulado: **"OBTENCIÓN Y CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE PIGMENTOS NATURALES DE BETABEL Y TUNA Y ANÁLISIS DE SU APLICACIÓN"**, la División de Estudios de Posgrado e Investigación de este Instituto, concede la Autorización para que proceda al envío del trabajo final vía correo Institucional.

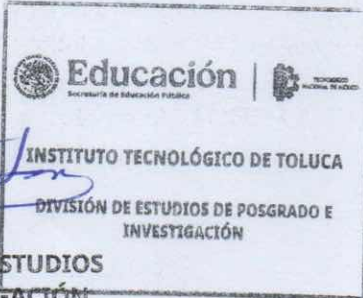
Sin más por el momento, quedo de usted.

ATENTAMENTE

Excelencia en Educación Tecnológica

"Educación, integridad y ciencia"


JORGE SÁNCHEZ JAIME
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS
DE POSGRADO E INVESTIGACIÓN



ccp. Archivo
JSJ/mccl



2025
Año de
La Mujer
Indígena

Av. Tecnológico S/N, Col. Agrícola Bellavista, Metepec, Edo. de México,
C.P. 52149, Tels. Dirección: 7222087205, Conmut.: 7222087200
e-mail: info@toluca.tecnm.mx | tecnm.mx | toluca.tecnm.mx





Instituto Tecnológico de Toluca
División de Estudios de Posgrado e Investigación

Metepec, Edo. de México, 09/Diciembre/2025
DEPI-3200-667/2025

DR. JORGE SÁNCHEZ JAIME
JEFE DE LA DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
E INVESTIGACIÓN

P R E S E N T E

Por este medio comunicamos a usted que la comisión Revisora designada para analizar la Tesis denominada **"OBTENCIÓN Y CARACTERIZACIÓN QUÍMICA DE PIGMENTOS NATURALES DE BETABEL Y TUNA Y ANÁLISIS DE SU APLICACIÓN"**, que como parte de los requisitos para obtener el grado académico de Doctor en Ciencias Ambientales presenta el **C. ELIZABETH LÓPEZ SOLORZANO** con número de control **D22280272** para sustentar el acto de Recepción Profesional, ha dictaminado que dicho trabajo reúne las características de contenido y calidad para proceder a la impresión del mismo.

A T E N T A M E N T E


DRA. CLAUDIA ROSARIO MURO URISTA
DIRECTORA DE TESIS


DRA. ANDREA YAZMIN GUADARRAMA LEZAMA
CODIRECTORA DE TESIS


DRA. YOLANDA ALVARADO PÉREZ
REVISORA DE TESIS


DRA. ELSA GUTIÉRREZ CORTEZ
REVISORA DE TESIS


DRA. KARINA HERNÁNDEZ GÓMEZ
REVISORA DE TESIS


DRA. VIANNEY DÍAZ BLANCAS
REVISORA DE TESIS

ccp. Archivo
JSJ/mccl



2025
Año de
La Mujer
Indígena

Av. Tecnológico S/N, Col. Agrícola Bellavista, Metepec, Edo. de México,
C.P. 52149, Tels. Dirección: 7222087205, Conmut.: 7222087200
e-mail: info@toluca.tecnm.mx | tecnm.mx | toluca.tecnm.mx



AGRADECIMIENTOS Y DEDICATORIAS

Este recorrido estuvo marcado por diversos desafíos, los cuales no habría sido posible superar sin el apoyo de quienes me acompañaron e impulsaron de manera constante.

Agradezco a Dios por permitirme transitar por el camino de la ciencia y la investigación, así como por brindarme salud, fortaleza y sabiduría para seguir adelante.

Expreso mi profundo agradecimiento a mis padres por su orientación, apoyo incondicional y confianza en cada una de las decisiones que he tomado.

A mis hermanos, agradezco su compañía y respaldo permanente en cada meta que me he propuesto alcanzar.

A mi amor, por su apoyo inquebrantable y por motivarme continuamente en cada uno de mis logros.

Agradezco a todos mis familiares por la empatía y comprensión que me brindaron a lo largo de este proceso.

Reconozco y agradezco a la SECIHTI por el incentivo otorgado para la realización de este proyecto de investigación.

De igual manera, agradezco al Instituto Tecnológico de Toluca (TecNM) por facilitar el acceso a sus instalaciones para el desarrollo de esta investigación.

Finalmente, agradezco a todos mis asesores de tesis, en especial a la Dra. Claudia Muro, por su guía, orientación y acompañamiento durante todo el desarrollo de este trabajo de investigación.

A todos ustedes dedico este trabajo de investigación, en reconocimiento a su amor, apoyo y motivación, los cuales fueron fundamentales para la culminación de esta meta en mi vida.

RESUMEN

El problema ambiental por colorantes alimentarios sintéticos se ha encrudecido en los últimos años, originando problemas de salud y contaminación, lo que ha dado lugar a productos menos dañinos al ambiente, como lo son los pigmentos naturales provenientes de frutas y vegetales. Sin embargo, ellos presentan varias desventajas, entre las que se encuentran los solventes utilizados en la extracción, problemas de estabilización y conservación, ya que son fácil degradación y cortos tiempos de vida por acción del oxígeno, luz pH y temperatura. Por tanto, las investigaciones enfocadas en esta área se centran actualmente en esta problemática.

En este trabajo de investigación se estudió la obtención y preservación de betalainas de betabel morado, amarillo y la tuna morada para favorecer su estabilidad en anaquel, utilizando técnicas de conservación.

Como primera etapa se obtuvieron jugos de betabel y tuna para su uso como pigmentos líquidos y/o aditivos para incrementar el valor nutricional de alimentos. Para la obtención de los jugos, previamente se congelaron piezas de betabel provenientes de residuos de postcosecha y posteriormente mediante descongelamiento y prensado en un extractor se obtuvieron los jugos. En esta etapa, a cada jugo se adicionó inmediatamente ácidos orgánicos (tartárico, ascórbico, cítrico y acético) por separado para evaluar su efecto sobre las betalainas como agentes de conservación y copigmentación. Posteriormente se obtuvieron jugos concentrados, utilizando un rota-evaporador hasta eliminar el 70-80% de agua contenida en los jugos.

Los jugos concentrados se almacenaron en frascos ámbar a 4°C sin luz para analizar la conservación de betalaínas en tiempo de anaquel por 6 meses, determinando su estabilidad a temperatura y pH mediante un análisis cuantitativo por Uv-vis y un análisis colorimétrico en el rango de pH de 2-12, y hasta 125°C.

En la segunda etapa se realizó un análisis de azúcares y la identificación y cuantificación del tipo de betalainas presentes en los jugos concentrados mediante cromatografía UPLC acoplado con detector IR (índice de refracción) para azúcares y detector MS (masas) para betalainas.

En la tercera etapa, los jugos concentrados se aplicaron a queso cottage para analizar su efecto en la pigmentación y retención de betalainas durante 10 días de almacenamiento.

Como resultados de la primera etapa, el jugo concentrado de betabel morado con ácido ascórbico indicó 10% de agua, el contenido más alto de betalainas (0.86 mg/g), mostrando una tonalidad rojo-morado con 51% de pureza en el color, indicando que no es un color primario y proviene de una variación mezclada y presenta opacidad.

La estabilidad colorimétrica y contenido de betalainas fue $<100^{\circ}\text{C}$, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno. En anaquel se retuvo 87% de betalaínas durante 6 meses, conservando la tonalidad roja-morada.

Con respecto al jugo concentrado de betabel amarillo, el contenido de agua fue de 10%, el ácido acético proporcionó 0.621mg/g de betaxantinas con tonalidad amarillo brillante y 96.94 de pureza en el color. La estabilidad colorimétrica fue $<100^{\circ}\text{C}$, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno, reteniendo 99% de betaxantinas durante 6 meses, y conservando la tonalidad amarilla.

En el jugo concentrado de tuna morada su contenido en agua fue de 20%; el ácido ascórbico indicó el contenido más alto de betalainas (0.191 mg/g), tonalidad roja y 48% de pureza en color. La estabilidad colorimétrica fue $<100^{\circ}\text{C}$, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno. Durante 6 meses de anaquel se retuvo 50% de betalaínas con una tonalidad roja.

El azúcar mayoritaria en los jugos de betabel morado y amarillo fue la sacarosa, conteniendo 3.4 y 1.8 mg/L respectivamente, mientras que en la tuna se identificó sacarosa y fructuosa en concentración de 0.5 y 3.9 mg/L.

En UPLC-MS se encontró que el jugo de betabel morado y de tuna contienen 0.773 mg/g y 0.781 mg/g de betanina respectivamente, identificando 21 betalaínas en el betabel morado, 30 en tuna morada y 47 betaxantinas en betabel amarillo, entre las cuales se encuentran betanidina, neobetanina, betanina, vulgaxantina I, vulgaxantina II, indicaxantina y miraxantina V, isómeros y algunos fragmentos de estas betalaínas.

La aplicación de los jugos concentrados de betabel morado, amarillo y tuna morada en queso cottage, dio como resultado que las betalinas y betaxantinas, conservaron en betabel morado, 0.017 mg/g con 93% retención de betalaínas con una tonalidad roja

de 44.9 de pureza. En queso cottage, el jugo de betabel amarillo conservó 0.025 mg/g con 62% retención de betalaínas con una tonalidad amarillo de 60.3 de pureza. En cuanto al pigmento de tuna en queso cottage se registró un valor de 0.020mg/g con 84% retención de betalaínas con una tonalidad rosa de 27.1 de pureza.

ABSTRACT

The environmental problem caused by synthetic food colorings has worsened in recent years, leading to health issues and pollution, which has resulted in a demand for less harmful products, such as natural pigments derived from fruits and vegetables. However, these pigments present several disadvantages, including the solvents used in extraction, and problems with stabilization and preservation, as they are easily degraded and have short shelf lives due to the effects of oxygen, light, pH, and temperature. Therefore, current research in this area focuses on these problems.

This research study investigated the extraction and preservation of betalains from purple and yellow beets and purple prickly pear to improve their shelf stability, using preservation techniques.

As a first step, beet and prickly pear pear juices were obtained for use as liquid pigments and/or additives to increase the nutritional value of food. To obtain the juices, pieces of beetroot from post-harvest waste were first frozen. The juices were then thawed and pressed in an extractor. At this stage, organic acids (tartaric, ascorbic, citric, and acetic) were immediately added separately to each juice to evaluate their effect on betalains as preservative and copigmenting agents. Concentrated juices were then obtained using a rotary evaporator until 70-80% of the water content was removed.

The concentrated juices were stored in amber bottles at 4°C in a dark environment to analyze betalain preservation over a 6-month shelf life. Their stability at different temperatures and pH levels was determined through quantitative UV-Vis analysis and colorimetric analysis within a pH range of 2-12 and up to 125°C.

In the second stage, sugar analysis was performed, along with the identification and quantification of the types of betalains present in the concentrated juices using UPLC coupled with an IR (refractive index) detector for sugars and a MS (mass spectrometry) detector for betalains.

In the third stage, the concentrated juices were applied to cottage cheese to analyze their effect on pigmentation and betalain retention during 10 days of storage. As a result of the first stage, the purple beet juice concentrate with ascorbic acid showed 10% water content, the highest betalain content (0.86 mg/g), and a reddish-purple hue with

51% color purity, indicating that it is not a primary color and originates from a mixed variation. It also exhibited opacity.

Colorimetric stability and betalain content were maintained at $<100^{\circ}\text{C}$, $\text{pH} < 9$, and after 20 days of oxygen exposure. On the shelf, 87% of betalains were retained for 6 months, maintaining the red-purple hue.

Regarding the concentrated yellow beet juice, the water content was 10%. Acetic acid yielded 0.621 mg/g of betaxanthins, resulting in a bright yellow hue and 96.94% color purity. Colorimetric stability was observed at $<100^{\circ}\text{C}$, $\text{pH} < 9$, and 20 days of oxygen exposure, retaining 99% of betaxanthins for 6 months and maintaining the yellow hue. In the concentrated purple tuna juice, the water content was 20%. Ascorbic acid indicated the highest betalain content (0.191 mg/g), a red hue, and 48% color purity. Colorimetric stability was observed at $<100^{\circ}\text{C}$, $\text{pH} < 9$, and 20 days of oxygen exposure. During a 6-month shelf life, 50% of the betalains retained a red hue.

The predominant sugar in the purple and yellow beet juices was sucrose, containing 3.4 and 1.8 mg/L, respectively, while in the tuna juice, sucrose and fructose were identified at concentrations of 0.5 and 3.9 mg/L.

UPLC-MS analysis revealed that the purple beet juice and prickly pear juice contained 0.773 mg/g and 0.781 mg/g of betanin, respectively. Twenty-one betalains were identified in the purple beet juice, 30 in the purple tuna juice, and 47 betaxanthins in the yellow beet juice, including betanidin, neobetanin, betanin, vulgaxanthin I, vulgaxanthin II, indicaxanthin, and miraxanthin V, as well as isomers and fragments of these betalains.

The application of concentrated juices from purple and yellow beets and purple tuna to cottage cheese resulted in the preservation of betalains and betaxanthins in purple beets at 0.017 mg/g with 92% betalain retention and a red hue of 44.9 purity. In cottage cheese, yellow beet juice preserved 0.025 mg/g with 60% betalain retention and a yellow hue of 60.3 purity. As for the prickly pear pigment in cottage cheese, a value of 0.020 mg/g was recorded with 85% betalain retention and a pink hue of 27.1 purity.

ÍNDICE

1 FUNDAMENTOS	2
1.1 Colorantes	3
1.2 Colorantes naturales.....	5
1.3 Betabel como fuente de pigmentos	5
1.3.1 Betabel Morado como fuente pigmentos	6
1.3.2 Betabel amarillo como fuente pigmentos.....	10
1.4 Tuna como fuente de pigmentos	12
1.5 Estructura y características químicas de las betalaínas.....	15
1.6 Mecanismos de degradación de las betalaínas.....	16
1.7 Técnicas de estabilización de betalaínas	20
1.7.1 Encapsulación	20
1.7.2 Copigmentación.....	21
1.8 Técnicas de caracterización de pigmentos.....	21
1.8.1 Espectroscopia UV-Vis	22
1.8.2 Cromatografía líquida de ultra rendimiento UPLC.....	23
2 MÉTODO	24
2.1 Obtención de pigmentos líquidos de betabel y tuna y determinación del efecto de copigmentación	25
2.2 Determinación del rendimiento y características fisicoquímicas de los pigmentos líquidos de betabel y tuna	26
2.3 Determinación de las propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel y tuna	28
2.4 Análisis de la vida de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel y tuna	29
2.5 Caracterización de pigmentos mediante UPLC.....	29

2.6 Aplicación de pigmentos obtenidos en queso cottage.....	30
3 RESULTADOS	31
3.1 Betabel morado	31
3.1.1 Obtención de pigmentos líquidos y determinación del efecto de copigmentación y conservación.....	31
3.1.2 Características fisicoquímicas del pigmento líquido seleccionado de betabel morado.....	33
3.1.3 Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel morado ...	34
3.1.4 Propiedades colorimétricas del pigmento líquido de betabel morado con cambios de temperatura y pH.....	35
3.1.5 Vida de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel morado	41
3.2. Betabel amarillo	42
3.2.1 Obtención de pigmentos líquidos y determinación del efecto de copigmentación y conservación.....	42
3.2.2 Características fisicoquímicas del pigmento líquido seleccionado de betabel amarillo	44
3.2.3 Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel amarillo ..	45
3.2.4 Propiedades colorimétricas del pigmento líquido de betabel amarillo con cambios de temperatura y pH.....	46
3.2.5 Vida de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel amarillo.....	54
3.3 Tuna morada	57
3.3.1 Obtención de pigmentos líquidos y determinación del efecto de copigmentación y conservación.....	57
3.3.2 Características fisicoquímicas del pigmento líquido seleccionado de tuna morada.....	59
3.3.3 Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de tuna morada.....	61

3.3.4 Propiedades colorimétricas del pigmento líquido de tuna morada con cambios de temperatura y pH	62
3.3.5 Vida de anaquel de los pigmentos líquidos de tuna morada	69
3.4 Caracterización de pigmentos mediante UPLC	73
3.4.1 Identificación y cuantificación de azúcares en pigmentos mediante UPLC-IR	73
3.4.2 Identificación y cuantificación de componentes en pigmentos mediante UPLC-PDA-MS	77
3.4.2.1 Identificación de betalainas en jugos de betabel y tuna morados y betabel amarillo	77
3.4.2.2. Cuantificación de betanina en jugos de betabel morado y tuna	100
3.5 Aplicación de pigmentos líquidos obtenidos en queso cottage	103
<i>CONCLUSIONES</i>	108
<i>FUENTES CONSULTADAS</i>	110

ÍNDICE TABLAS

Tabla 1.1. Pigmentos comerciales de betabel rojo-morado.....	8
Tabla 1.2. Investigaciones del betabel morado.....	8
Tabla 1.3. Investigaciones sobre el betabel amarillo como fuente de pigmentos naturales.....	11
Tabla 1.4. Investigaciones de tuna morada como fuente de pigmentos naturales.....	13
Tabla 2.1. Gradiente de fases UPLC-PDA-MS.....	30
Tabla 3.1. Contenido de betalaínas de pigmentos líquidos (jugos) de betabel morado y su nomenclatura de identificación.....	31
Tabla 3.2 Características principales de jugos obtenidos.....	33
Tabla 3.3. Propiedades colorimétricas de pigmentos líquidos de betabel morado con ácido ascórbico y concentrado.....	34
Tabla 3.4 Propiedades colorimétricas de pigmentos líquidos de betabel a diferente pH de exposición.....	35
Tabla 3.5. Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos a diferentes temperaturas de exposición.....	36
Tabla 3.6. Propiedades colorimétricas de pigmentos líquidos de betabel a diferentes tiempos de exposición al oxígeno.....	37
Tabla 3.7. Contenido de betalaínas de pigmentos líquidos de betabel morado	41
Tabla 3.8. Contenido de betalaínas en mg/L de pigmentos líquidos (jugos) de betabel amarillo y su nomenclatura de identificación.....	43
Tabla 3.9. Características principales del extracto inicial de betabel amarillo.....	45
Tabla 3.10. Propiedades colorimétricas de jugos obtenidos.....	46
Tabla 3.11 Parámetros colorimétricos del jugo de betabel a diferentes temperaturas.....	47
Tabla 3.12. Parámetros colorimétricos en función del pH de los jugos obtenidos del betabel amarillo.....	50
Tabla 3.13. Parámetros colorimétricos del efecto de exposición al oxígeno en jugos de betabel amarillo.....	53

Tabla 3.14. Contenido de betalaínas de 0 a 180 días de almacenamiento a 4°C, de los diferentes jugos concentrados con diferentes ácidos orgánicos.....	54
Tabla 3.15. Porcentaje de pérdida en la concentración de betalaínas (betaxantinas).....	55
Tabla 3.16 Propiedades del jugo concentrado de betalaínas de betabel amarillo después de 180 días de vida de anaquel.....	57
Tabla 3.17. Contenido de betalaínas en mg/L de pigmentos líquidos (jugos) de betabel amarillo y su nomenclatura de identificación.....	58
Tabla 3.18. Características principales de jugos de tuna morada.....	60
Tabla 3.19. Propiedades colorimétricas de jugos obtenidos.....	61
Tabla3.20. Parámetros colorimétricos de jugos a diferentes pH.....	64
Tabla 3.21 Parámetros colorimétricos de jugos de tuna morada a diferentes temperaturas.....	66
Tabla 3.22. Parámetros colorimétricos de jugos de tuna morada a distintos tiempos de exposición al oxígeno.....	68
Tabla 3.23. Concentración de betalaínas en jugos de tuna en almacenamiento a 4°C.....	69
Tabla 3.24. Porcentajes de pérdida de betalaínas durante tiempo de almacenamiento	70
Tabla 3.25. Resultados finales obtenidos en muestras de betabel morado, amarillo y tuna morada.....	71
Tabla 3.26. Contenido y tipo de azúcar de pigmentos obtenidos en mg/L.....	73
Tabla 3.27. Identificación de m/z obtenidas en muestras betabel morado, amarillo y tuna morada mediante UPLC-MS.....	78
Tabla 3.28. Concentración de Betanina en muestras de betabel morado BM, betabel amarillo BA y tuna morada TM en UPLC-MS.....	102
Tabla 3.29. Contenido de betalinas iniciales de queso cottage adicionado con pigmentos líquidos obtenidos.....	103
Tabla 3.30. Caracterización colorimétrica de queso cottage adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.....	105

ÍNDICE FIGURAS

Figura 1.1. Partes principales del betabel.....	7
Figura 1.2. Betabel amarillo.....	11
Figura 1.3. Tuna morada.....	12
Figura 1.4. Estructuras químicas de a) betacianinas y b) betaxantinas.....	16
Figura 1.5. Vías de degradación de betalaínas.....	19
Figura 2.1. Etapas del método de investigación.....	24
Figura 3.1. Espectros de los pigmentos líquidos de betabel morado.....	32
Figura 3.2 Densidad de color de jugos de betabel morado.....	35
Figura 3.3. Densidad de color de pigmentos líquidos de betabel morado a diferente pH.....	38
Figura 3.4. Densidad de color de pigmentos líquidos de betabel morado a diferentes temperaturas.....	39
Figura 3.5. Densidad de color de pigmentos líquidos de betabel morado a diferentes tiempos de exposición al oxígeno.....	40
Figura 3.6 Contenido de betalaínas de jugos de betabel morado almacenados a 4°C....	42
Figura 3.7. Espectro de pigmentos líquidos de betabel amarillo.....	43
Figura 3.8. Pigmento líquido de betabel amarillo y pigmento concentrado líquido de betabel amarillo.....	44
Figura 3.9. Densidad de color de jugos de betabel amarillo.....	46
Figura 3.10. Efecto de la temperatura en el contenido de betalaínas de los jugos obtenidos.....	48
Figura 3.11. Densidad de color de pigmentos de betabel amarillo a diferentes temperaturas.....	48
Figura 3.12. Contenido de betalaínas a diferente pH de jugos de betabel amarillo.....	49
Figura 3.13. Densidad de color del jugo de betabel amarillo a diferente pH.....	51
Figura 3.14. Contenido de betalaínas de los jugos de betabel amarillo a diferente tiempo de exposición al oxígeno.....	52
Figura 3.15. Densidad de color diferentes tiempos de exposición al oxígeno.....	53
Figura 3.16. Contenido de betalaínas de jugos de betabel amarillo 180 días de almacenamiento a 4°C.....	56

Figura 3.17. Espectro UV-vis de jugo de tuna morada JTM y el jugo concentrado de tuna morada JTMSC.....	58
Figura 3.18. a) jugo de tuna morada JTM, b) el jugo concentrado de tuna morada JTMAC.....	59
Figura 3.19. Contenido inicial de betalaínas en jugo de tuna morada JTM, jugo concentrado de tuna morada con ácido acético JTMAAC, jugo concentrado de tuna morada con ácido tartárico JTMTTC, jugo concentrado de tuna morada con ácido ascórbico JTMAC, jugo concentrado de tuna morada con ácido cítrico JTMCC.....	60
Figura 3.20. Densidad de color de jugos obtenidos de tuna morada.....	61
Figura 3.21. Contenido de betalaínas a diferente pH.....	63
Figura 3. 22. Densidad de color de pigmentos de tuna morada a diferente pH.....	63
Figura 3.23. Contenido de betalaínas en jugos de tuna morada a diferentes temperaturas.....	65
Figura 3.24. Densidad de color de jugos de tuna morada a diferentes temperaturas....	66
Figura 3.25. Contenido de betalaínas de jugos de tuna morada a distintos tiempos de exposición al oxígeno.....	67
Figura 3.26. Densidad de color de jugos de tuna morada a diferentes tiempos de exposición al oxígeno.....	68
Figura 3.27. Concentración de betalaínas de jugos de tuna durante tiempo de almacenamiento a 4°C.....	70
Figura 3.28. Curvas de calibración de estandar de sacarosa, xilosa, fructuosa y glucosa.....	74
Figura 3.29. Cromatograma de Betabel morado.....	75
Figura 3.30. Cromatograma de Betabel amarillo.....	75
Figura 3.31 Cromatograma de Tuna morada.....	76
Figura 3.32. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de betabel morado a 480 nm.....	83
Figura 3.33. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de betabel morado a 535 nm.....	84
Figura 3.34. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de betabel amarillo a 480 nm.....	85
Figura 3.35. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de tuna morada a 480 nm.....	86
Figura 3.36. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de tuna morada a 535 nm.....	87
Figura 3.37. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 283 m/z.....	87

Figura 3.38. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 327 m/z.....	88
Figura 3.39. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 340 m/z.....	88
Figura 3.40. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 388 m/z.....	89
Figura 3.41. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 453 m/z.....	89
Figura 3.42. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 551 m/z.....	90
Figura 3.43. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 564 m/z.....	90
Figura 3.44. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 283 m/z.....	91
Figura 3.45. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 297 m/z.....	91
Figura 3.46. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 305 m/z.....	92
Figura 3.47. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 309 m/z.....	92
Figura 3.48. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 311 m/z.....	93
Figura 3.49. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 325 m/z.....	93
Figura 3.50. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 340 m/z.....	94
Figura 3.51. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 349 m/z.....	94
Figura 3.52. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 359 m/z.....	95
Figura 3.53. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 375 m/z.....	95
Figura 3.54. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 381 m/z.....	96
Figura 3.55. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 390 m/z.....	96
Figura 3.56. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 466 m/z.....	97
Figura 3.57. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 219 m/z.....	97
Figura 3.58. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 309 m/z.....	98
Figura 3.59. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 340 m/z.....	98
Figura 3.60. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 551 m/z.....	99
Figura 3.61. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 564 m/z.....	99
Figura 3.62. Curva estandar betanina UPL-PDA.....	100
Figura 3.63. Curva estandar betanina UPL-MS.....	101
Figura 3.64. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de estandar betanina.....	101
Figura 3.65. Cromatograma y espectro UPLC-MS de estandar betanina.....	102
Figura 3.66. Muestras de queso adicionado con pigmentos liquidos obtenidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.....	104

Figura 3.67. Densidad de color de muestras de queso adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.....	105
Figura 3.68. Contenido de betalaínas a inicial y a 10 días de almacenamiento de muestras de queso adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.....	106
Figura 3.69. Densidad de color inicial y a 10 días de almacenamiento de muestras de queso adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.....	106

INTRODUCCIÓN

Los pigmentos naturales de aplicación alimentaria representan una opción sostenible de producción para sustituir los pigmentos sintéticos porque provienen de fuentes renovables, son biodegradables y no causan efectos negativos a la salud; por el contrario, dado que la mayoría provienen de fuentes vegetales, florales y frutales, su consumo puede proveer de antioxidantes al organismo, beneficiando a la salud humana. Sin embargo, los pigmentos naturales se encuentran en desventaja con los sintéticos, debido a su rápida y fácil degradación, menor capacidad de pigmentación y costos de manufactura, lo cual limita su producción industrial y comercialización.

Entre las fuentes naturales de pigmentos se encuentran el betabel y la tuna, los cuales contienen betalaínas, constituidas a su vez, por betacianinas (color rojo-morado) y betaxantinas (color amarillo). Sin embargo, los extractos de betalaínas son susceptibles a su rápida degradación en presencia de oxígeno, agua, exposición a la luz, y un pH <3 o >7 .

A la fecha, se tienen investigaciones sobre el betabel como pigmento es deshidratado, pulverizado y encapsulado, teniendo un producto en polvo o solución, sin embargo, la obtención de estos no es precisa y su estabilidad ante factores como temperatura y cambios de pH sigue siendo escasa, por ende, su aplicación es restringida, por lo que las investigaciones sobre la obtención de pigmentos de betabel y su conservación continúan en la actualidad. Con respecto a pigmentos de tuna existen investigaciones que indican que el pigmento se obtiene mediante encapsulación, obteniendo partículas granuladas como pigmento, sin embargo, su producción y venta no se encuentran para consumo.

En este trabajo se propone obtener y caracterizar pigmentos naturales, de betabel y tuna y analizar su estabilidad mediante agentes de copigmentación y conservación, para alcanzar una mayor vida de anaquel y analizar su estabilidad a factores como pH, temperatura y oxígeno para evaluar su aplicación como colorante natural en la industria alimentaria, y utilizar el UPLC-MS para identificar y cuantificar fitoquímicos presentes en los pigmentos. El desafío en la investigación es la conservación de los pigmentos y su aplicación, y la identificación y cuantificación mediante UPLC-MS.

1 FUNDAMENTOS

El color de los alimentos es un factor clave para captar la atención de los consumidores, ya que influye en la percepción de calidad y sabor. No obstante, en los alimentos procesados, esta coloración generalmente se debe a la incorporación de tintes y pigmentos conocidos como agentes colorantes. (Sánchez Juan, 2013), los cuales se emplean para resaltar el color natural de los alimentos o para devolver el color perdido en las manipulaciones del proceso para su conservación y volverlos más atractivos visualmente e inclusive potenciar el apetito (Parra Ortega, 2004). Sin embargo, el origen de los agentes colorantes es generalmente sintético; por lo que afectan la salud humana y el ambiente (Kumar et al., 2017).

El uso de colorantes sintéticos en la industria textil, cosmética, farmacéutica, alimenticia entre otras, tienen efectos negativos en la salud desde teñir la dentina (John et al., 2022), trastornos de neurocomportamiento en niños (Miller et al., 2022), problemas cardiovasculares (John et al., 2022) hasta cancerígenos (Zhang et al., 2023) con afectaciones ambientales debido a que se generan un gran volumen efluentes coloreados contaminando el medio ambiente principalmente el agua (Cortazar Martínez et al., 2014; Tkaczyk et al., 2020) como toxicidad acuática, obstrucción de luz solar impidiendo el proceso de fotosíntesis (Sharma et al., 2021) . Con el propósito de sustituir los colorantes sintéticos, hoy en día, se ha retomado el uso de pigmentos, que aportan color y grandes ventajas gracias a su actividad funcional como antioxidante y microbiana y grandes beneficios alimenticios (Kumar et al., 2017). La síntesis de pigmentos ha adquirido gran relevancia en áreas como la protección ambiental, la ingeniería de materiales y la industria alimentaria, ya que al no contener componentes tóxicos y por su procesos y origen de obtención resultan seguros y amigables con el medio ambiente (Nambela et al., 2020; Brudzyńska et al., 2021). Esta práctica se ha incrementado en los últimos años, sin embargo, aún sigue siendo limitada debido a su inestabilidad de los pigmentos naturales para uso alimenticio, en comparación con los pigmentos sintéticos (Mancha et al., 2019; Luzardo-Ocampo et al., 2021).

La obtención de los pigmentos proviene de diversas fuentes, como animales, minerales, microorganismos, algas y una fuente importante vegetales (Nambela et al., 2020), los cuales ofrecen grandes oportunidades de obtención, debido a su diversidad en la naturaleza como clorofilas, los carotenoides, antocianinas y betalainas; siendo estas ultimas de las mas buscadas debido al alto poder de tinción que poseen (Román et al., 2014; Ghosh et al., 2021).

Las betalainas son pigmentos nitrogenados hidrosolubles que proporcionan colores con tonos rojos y amarillos (Rodríguez-Amaya, 2019a). Estos pigmentos son particularmente escasos en la naturaleza; se encuentran en la betarraga (*Beta vulgaris* L. spp. *Vulgaris*, betabel) (Antigo et al., 2017), semillas y hojas de amaranto (*Amaranthus* sp.) (Roriz et al., 2018), Baganvilia (*Bougainvillea glabra* Choisy) (Robles Aguilar et al., 2018) y en algunas cactáceas del género *Opuntia* y *Hylocereus*, como la tuna púrpura, las pitayas y pitahayas (Otálora et al., 2019).

A la fecha existen en el mercado productos colorantes referidos al betabel rojo, los cuales se comercializan como betabel en polvo y extracto. Sin embargo, se desconoce el método de obtención y conservación; de acuerdo con la información que existe al respecto, se indica que el betabel es deshidratado y pulverizado, comercializándose como colorante de betabel rojo (López-Solorzano & Muro Urista, 2021), para el caso de betabel amarillo no se encuentran productos reportados y en el caso de la tuna el pigmento es obtenido en polvo mediante técnicas de encapsulación como secado por aspersión.

Por lo que las investigaciones sobre la obtención de pigmentos de betabel y otros medios naturales como la tuna y su conservación continúan en la actualidad.

1.1 Colorantes

El color es la sensación producida por los rayos luminosos que impresionan los órganos visuales y que depende de la longitud de onda se conoce también como la

propiedad de la luz transmitida, reflejada o emitida por un objeto, que depende de su longitud de onda (Real Academia Española, 2022), este depende de un estímulo luminoso y del observador; el color que percibimos es personal ya que todos asimilan la radiación según sus propios receptores dando el estímulo con el que se obtiene el color que se capta, principalmente se consideran tres receptores que reciben señales opuestas: azul-amarillo, rojo-verde y luz-sombra, la combinación de estas señales es enviada al cerebro el cual emite una respuesta como interpretación del color y esto es lo que se conoce como tricromaticidad (Marcano, 2018), el espacio de color $L^* a^* b^*$ fue modelado en base a una teoría de color oponente que establece que dos colores no pueden ser rojo y verde al mismo tiempo o amarillo y azul al mismo tiempo. Como se muestra a continuación, L^* indica la luminosidad y a^* y b^* son las coordenadas cromáticas. L^* =luminosidad; a^* = coordenadas rojo/verde (+a indica rojo, -a indica verde); b^* = coordenadas amarillo/azul (+b indica amarillo, -b indica azul); las sustancias coloreadas se conocen como colorantes. Existe un modelo donde a partir de a^* y b^* se calcula el ángulo de tono o (hue, h°); el tono define a un color mediante longitud de onda, el tono identifica los colores de la región visible amarillo, azul, rojo, verde, naranja y violeta; el matiz, refleja las diferentes variaciones que puede tener un tono; y el índice de saturación o croma (C^*) que indica la cantidad de color o pureza (Alonso Pérez, 2009; Salinas-Moreno et. al., 2021; Almonacid Ramiro., 2012).

Un colorante es una sustancia utilizada como aditivo para recuperar el color que un producto ha perdido tras someterse a un proceso, para acentuar o incrementar el color original o para dotarle una gama de colores más atractivo (Sánchez Juan, 2013)

Los colorantes se clasifican de diversas maneras según su origen, características de disolución, por coloración que proporcionan hasta simplemente por color (Parra Ortega, 2004), según su origen se clasifican en sintéticos o artificiales y naturales. Los colorantes sintéticos tienen buenas propiedades de disolución, en agua e insolubles como lacas de hidróxido de aluminio, se puede obtener una gran gama de colores, tienen gran resistencia a procedimientos como tratamientos térmicos, pH extremos,

luz entre otros, son más baratos que los naturales (Parra Ortega, 2004; Sánchez Juan, 2013).

1.2 Colorantes naturales

Los colorantes naturales pueden ser utilizados en la industria textil, cosmética, farmacéutica y la alimenticia. Son derivados de fuentes naturales tales como vegetales, minerales o animales, insectos y microorganismos (Parra Ortega, 2004). Actualmente, son preferidos por los consumidores debido a la importancia de la preservación ecológica y sus afectaciones a la salud humana (Yusuf et al., 2017), como hiperactividad o broncoespasmos en personas con asma (Turner y Kemp, 2010).

Los colorantes naturales se clasifican de diversas formas, una de ellas contempla los colorantes hidrosolubles (curcumina, riboflavina, lactoflavina o B2, rojo carmín, caramelo, antocianinos, betanina o rojo de remolacha), liposolubles (clorofilas carotenoides, xantofilas), y los minerales (carbón vegetal, carbonato cálcico, dióxido de titanio, óxidos e hidróxidos de hierro, aluminio, plata) (Sánchez Juan, 2013).

Basados en su estructura química se clasifican en Índigoides, a base de piridina, carotenoides, quinonoides, flavonoides, a base de dihidropirano, betalainas, taninas, en tanto por la fuente de producción se clasifican en: origen vegetal, animal o insectos y mineral y por último se clasifican según el método de aplicación en: colorantes mordientes, de tina, directos, ácidos, básicos y dispersos (Yusuf et al., 2017).

1.3 Betabel como fuente de pigmentos

El origen del betabel viene de la remolacha marítima en medio oriente, que se ha extendido desde América hasta Asia y Europa conocido por varios nombres como betarraga y remolacha (Mirmiran et al., 2020; Nottingham, 2004). La remolacha pertenece a la Familia Chenopodiaceae y su nombre científico es *Beta vulgaris* L.,

variedad cruenta Alef. o Beta vulgaris L. spp. vulgaris, var. conditiva Alef. Es rico en numerosos minerales y micronutrientes con propiedades beneficiosas para la salud, se ha recomendado como prevensor de cancer debido a su potencial antioxiante y mas recientemente su aplicación como materia prima con un alto potencial para la obtención de colorantes (Nottingham, 2004).

1.3.1 Betabel Morado como fuente pigmentos

Un uso importante del betabel es su aplicación como materia prima con un alto potencial para la obtención de colorantes. La utilización de estos pigmentos naturales ha generado mayor interés, a tal grado que el Codex Alimentarius Commission en el año 2004 autorizó su empleo con el nombre de “rojo remolacha” bajo el código E162, en el cual el colorante principal es la betanina que integra el 75 a 95%, e incluye pequeñas cantidades de betaxantinas. La industria alimenticia y cosmética también se ha beneficiado de este colorante natural, sin embargo, la industria nacional no ha incorporado su uso, por lo que las betalaínas requieren aún mayores estudios para generar propuestas que aporten mayor interés en la promoción, desarrollo e inversión en productos de origen natural, actualmente hay una numerosa variedad de estudios acerca de las betalaínas. En la Figura 1.1 se muestran las partes principales que componene el betabel.



Figura 1.1. Partes principales del betabel (López-Solorzano & Muro Urista, 2021; Biancardi et al., 2010)

También la FDA (Foods and Drugs Administration) de Estados Unidos ha admitido al pigmento de remolacha para su uso, comercializándose de tres maneras, como polvo de remolacha, que incluye el pigmento y estabilizantes como azúcares, proteínas y antioxidantes, y como extracto líquido concentrado y seco (CFR, 2022). Para el caso del betabel rojo el pigmento E-162 está autorizado en México, EE. UU. y UE como un extracto de betabel concentrado o secado por aspersion contenido 0.3-1% de pigmento, soluble en agua para alimentos cosméticos y fármacos, mientras la FDA aprueba el uso del pigmento 73.40 a base de betabel deshidratado en polvo y 73.260 como jugo de betabel (CFR, 2022). Se han realizado diversas investigaciones sobre aplicación del betabel como Otegbayo et al. (2020) quienes investigaron sobre la fermentación del vino a base de betabel encontrando que a 14 días de fermentación tuvo aceptabilidad y Huma et al. (2020) quienes realizaron una emulsion con propiedades de antienvjecimiento en base a la actividad antixidante del betabel; en

la tabla 1.1 se reportan los pigmentos que se comercializan provenientes del betabel rojo y en la tabla 1.2 se reportan los resultados de otras investigaciones.

Tabla 1.1. Pigmentos comerciales de betabel rojo-morado

Nombre	Fuente	Presentación	Propiedades	Referencia
E-162	Betanina/rojo remolacha	Laca y polvo	Rojo-morado pH 3-7 temp max: 90°C estable a la luz Soluble en agua	Flavorix Aromaticos, S.A.
-	Betanina / rojo remolacha	Líquido	pH3-7 Soluble en agua	BIOCONCOLORS
E162	Betanina / rojo remolacha	Extracto acuoso	pH ácido Soluble en agua	Colores
E162	Betanina	Líquido y polvo	Extracto concentrado y pasteurizado	Farbe naturals
901266	Betanin	Red beet extract diluted with dextrin	Pureza desconocida	MERCK

Tabla 1.2. Investigaciones del betabel morado

Autor	Materia prima	Método de extracción /condiciones	Método de estabilización	Aportación
Attia et al. (2013)	Betabel rojo	Licuefacción etanólica acidificada. Concentración en rotavapor a 40°C	Encapsulación con dextrina y secado en estufa.	Extracto de pigmento estable en pH2-7, de 40-50°C, [380 mg/100g de peso fresco] Aplicación en gelatina y sorbete de hielo
Carrillo et al. (2019)	Betabel rojo orgánico y convencional	Maceración con agua	-	Extracto de betalainas orgánicas (6646 mg/kg)

Ghasempour et al. (2020)	Betabel rojo	Maceración con agua-etanol acidificado en ultrasonido, concentrado en rotavapor.	Liofilización del extracto	Partículas granuladas para mejorar actividad antioxidante en yogurt
Yang et al. (2021)	Mezcla de betabel rojo y Uva	Maceración de frutos enlatados con agua, concentrados en rotavapor a 40°C	Encapsulación con maltodextrina, secado por aspersión	La combinación de antocianinas con betalaínas aumenta la degradación de ambas. Aplicación en jugo
Wang et al. (2020)	Material licuado y congelado	Extracto con solventes acuoetanolicos acidificados (agua-metanol-fórmico)	Sonicación	UPLC-QTOF-MS betanina m/z 555.1386 betanina [260.7 mg/gfw] isobetanina [59.8mg/gfw]
Kusznierewicz et al. (2021)	Material liofilizado	Extracto con solventes acuoetanolicos acidificados	Sonicación	Betacianina [7.24mg/gfw] Betaxantina [4.03 mg/gfw] HPLC (betanina Rf=0.38; Isobetanina RF=0.35) L*a*b*(30,53,45)
Trishitman et al. (2021)	Material fresco	Jugo mediante exprimidor con agua (1:1)	Concentración termica concentración por osmosis	Térmica betalaínas [0.5-3.7g/L] osmosis betalainas [0.5-6.17g/L] HPLC formación se isobetanina e incremento de vulgaxantina en térmico cinetica de

				degradación a diferentes temperaturas (4, 25, 40) y pH (4, 5, 6). Evaluaron cambio de color en yogurt
1988 Patente UNAM	Betabel	Maceración de betabel con un disolvente polar acidificado, concentrado por evaporación.	-	Polvos o extractos
2020 Patente TNM	Betabel	Maceración de betabel previamente molido, en solvente McIlvaine buffer acidificado, sonificado.	Encapsulación, secado por aspersión	Partículas granuladas (polvos)

1.3.2 Betabel amarillo como fuente pigmentos

El betabel amarillo es rico en vitamina B, potasio y ácido fólico obtiene su color del pigmento natural betaxantina, está relacionada con la remolacha azucarera y la acelga, pero tiene un sabor algo diferente al de las remolachas rojas convencionales, pues es más dulce y suave, junto al característico matiz terroso de este alimento. La remolacha amarilla posee vitamina B, potasio y ácido fólico que tienen un efecto purificador sobre la sangre, desacidifican el organismo y estimulan el metabolismo, también contiene vitamina C, que fortalece el sistema inmunológico, entre los beneficios de la remolacha para la salud destacan que baja la presión arterial y ayuda a eliminar toxinas.

En la figura 1.2 se muestra una imagen del betabel amarillo.



Figura 1.2. Betabel amarillo

En la tabla 1.3 se reportan los resultados de algunas investigaciones referentes al betabel amarillo y su uso como fuente de pigmentos.

Tabla 1.3. Investigaciones sobre el betabel amarillo como fuente de pigmentos naturales.

Autor	Materia prima	Método de extracción /condiciones	Método de estabilización	Aportación
Kusznierewicz et al. (2021)	Betabel rojo; betabel rayado (rojo/blanco); betabel amarillo	Maceración de frutos liofilizados con diferentes solventes acidificados en baño ultrasónico	Sonicación	Extracto con 64 fitoquímicos, con colores rojos, rosas y amarillos [0.0456mg/gfw] HPLC (vulgaxantina I Rf = 0.58) L*a*b*(82,2,82)
Wang et al. (2020)	Betabel rojo y amarillo	Maceración de frutos congelados con diferentes solventes y ácidos	Sonicación	Extracto de betalaínas identificado con 23 betalaínas, 2

			aminoácidos y 2 ácidos fenólicos UPLC-QTOF-MS vulgaxantina I [74.0mg/gfw] valina-betaxantina [12.8mg/gfw]
--	--	--	---

1.4 Tuna como fuente de pigmentos

La tuna es fruto del nopal pertenece a las cactáceas, se caracteriza por ser dulce, jugosa y de diversos colores (púrpura, rojo, naranja y amarillo) en su mayoría pulpa con cascara delgada, generalmente cubiertas por espinas como se puede observar en la figura 1.2 que muestra como luce la tuna morada. Contiene compuestos bioactivos como fibra dietética, pigmentos de diversos colores en su mayoría betalainas (frutos rojos), carotenoides (frutos anaranjados), minerales (calcio potasio), vitamina C, aminoácidos y polifenoles. La tuna ha mostrado tener una cantidad de betalainas similar a la del betabel. (Robert et al., 2015).



Figura 1.3. Tuna morada

Las Betalainas que son extraídas de frutos de tuna (*Opuntia* spp.) como la tuna morada (*Opuntia lagunae*), son pigmentos solubles en agua que son capaces de conferir rojo-púrpura (betacianinas) o colores amarillo-naranja (betaxantinas) para diferentes

alimentos. También exhiben beneficios para la salud como antioxidantes, anticancerígenos, actividades anti-lipídicas y antimicrobianas (Otálora et al., 2019). No se comercializan pigmentos obtenidos de tuna.

En la tabla 1.4 se reportan los resultados de algunas investigaciones de tuna usada como fuente de pigmentos.

Tabla 1.4. Investigaciones de tuna morada como fuente de pigmentos naturales.

Autor	Materia prima	Método de extracción /condiciones	Método de estabilización	Aportación
Castro-Muñoz et al. (2015)	Tuna morada	Jugo obtenido mediante extractor, ultrafiltrados	Microencapsulación con maltodextrina y gelatina, secado por aspersión	partículas granuladas (polvos) con [62.69 mg/L]
Albano et al. (2015)	Tuna morada tuna anaranjada	Maceración de pulpa en solución agua-etanol acidificada.	-	Extracto de Tuna morada [39.3 mg/100gFW]; extracto de tuna anaranjada [3.6 mg/100gFW]
Vergara et al. (2015)	Tuna morada	Maceración de pulpa previamente triturada, con agua, microfiltrada.	-	Extracto de betalaínas con menos cantidad de azúcares, y mayor vida de anaquel (140 días)
Coba et al. (2019)	Tuna amarilla	Maceración de pulpa seca mediante 3 técnicas, aire caliente liofilización y aspersión), con etanol, concentrada en rotavapor	-	Contenido de betaxantinas, bandeja 50.58%, liofilizador 51.21%, atomizador 16.61%

Otálora et al. (2019)	Tuna roja	Maceración con agua de pulpa liofilizada	Encapsulación, alginato de sodio, gelación iónica	No hay variación de color a 30 días de almacenamiento a 4°
Morales et al. (2020)	Tuna roja	Maceración de pulpa con etanol, concentrada con rotavapor.	Microencapsulación, secado por aspersión y liofilización	Porcentaje (%) de retención a los 105 días de almacenamiento: secado por aspersión 86.5 y liofilización 69.9
González-Ponce et al. (2020)	Tuna roja	Jugo de material fresca	liofilizado	[148.941mg/L] HPLC betanina 18 min isobetanina 20 min in vitro (compuestos nutraceuticos contra el daño oxidativo del hígado)
Villa-Jaimes et al. (2022)	Tuna roja	jugo liofilizado		[148.941- 464.974 mg/L] In vitro (los extractos protegen contra la toxicidad hepática inducida por Diclofenaco mediante la reducción de estrés oxidativo e inhibición de P53)
Mehta et al. (2025)	Tuna roja	Extracción con glicerol de Pulpa liofilizada	ultrasonido liofilización	[858.28mg/L] L*a*b*(1.44, 6.37, 2.15), cinetica de degradación a 70 días.
Farag et al. (2020)	Tuna roja, amarilla, verde.	Extracto con metanol de Material liofilizado	-	Idendificación de 45 metabolitos Indicaxantina en m/z 309.1

1.5 Estructura y características químicas de las betalaínas

El término betalaína se origina del nombre latino de raíz de remolacha o betabel (*Beta vulgaris*), de donde se extrajeron las betalaínas por primera vez (Tiwari y Cullen, 2012). Las betalaínas son pigmentos solubles en agua y contienen nitrógeno en su estructura; (Azedero et al., 2009). Las betalaínas son el pigmento principal contenido en especies como betabel, amaranto, espinaca y tuna (Azeredo et al., 2009; Mancha et al., 2019). Se componen de 2 grupos las betacianinas (color rojo-violeta) y las betaxantinas (anaranjadas-amarillentas) (Tiwari y Cullen, 2012). Las betaxantinas tienen un máximo de absorbancia entre 470-486 nm (Zrýd y Christinet, 2017; Azeredo et al., 2009, Polturak & Aharoni, 2018), mientras que las betacianinas tienen una absorbancia de 534-554 nm (Azeredo et al., 2009, Polturak & Aharoni, 2018).

Las betalaínas son glucósidos, lo que significa que están formadas por un azúcar (el componente glicona) y una parte no azucarada (el aglicona). En el caso de la betanina, por ejemplo, la parte azucarada es la glucosa.

Las betalaínas por naturaleza son inestables debido a su pronta degradación, lo cual constituye por lo que tienen presencia en la industria limitada ocasionando una desventaja para su comercialización (Rodríguez-Amaya, 2019a).

La estabilidad de las betalaínas ha sido estudiada en pigmentos obtenidos de Remolacha (Betabel), en betalaínas de tuna púrpura y en betalaínas de amaranto (Robert et al., 2015). Los principales factores que afectan la estabilidad de las betalaínas son la temperatura, el pH, actividad de agua, luz, presencia o ausencia de oxígeno y de metales, así como la acción enzimática (González Sánchez et al., 2010 Mancha et al., 2019).

En la figura 1.4 se muestran las estructuras químicas principales de las betalaínas diferenciadas como betacianinas y betaxantinas.

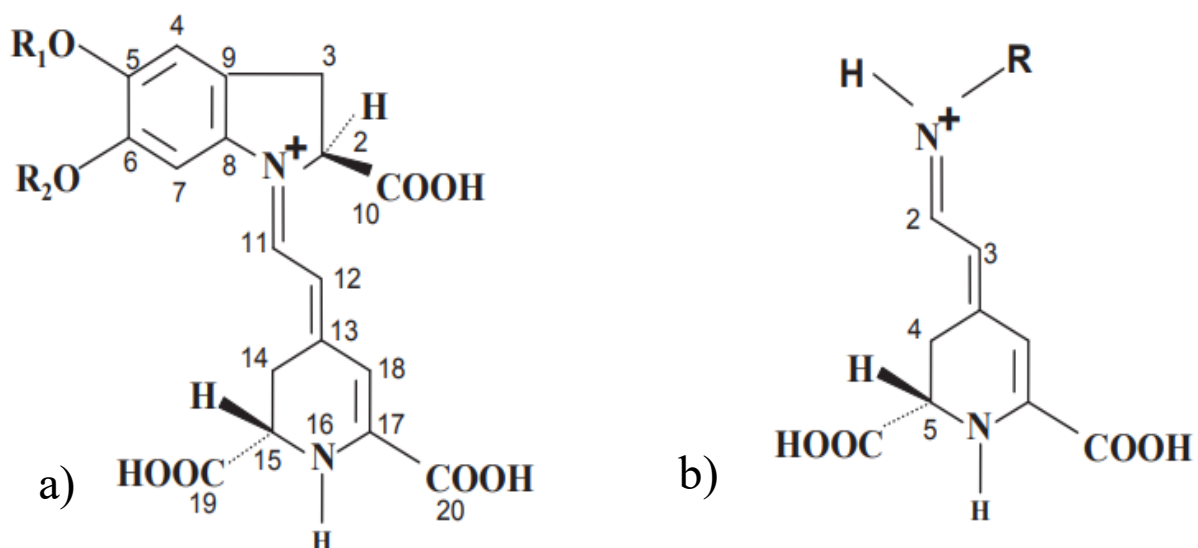


Figura 1.4. Estructuras químicas de a) betacianinas y b) betaxantinas (Rodríguez-Amaya, 2019a)

1.6 Mecanismos de degradación de las betalainas

El mecanismo de degradación de betacianinas se ha descrito especialmente para la betanina. La Figura 1.5 muestra las posibles vías de degradación de betanina, asociando los productos de degradación con el color que presenta cada compuesto (Herbach et al., 2006; Robert et al., 2015).

Los mecanismos de degradación que se han descrito son debido a: a) isomerización, b) descarboxilación, c) desglicosilación, d) deshidrogenación y e) hidrólisis (Herbach et al., 2006; Rodríguez-Amaya, 2019), las cuales se describen a continuación.

1. La isomerización se considera una modificación estructural más que una reacción de degradación. Las betacianinas están siempre acompañadas de su isómero en relaciones variables dependiendo del tipo de fuente. La betanina se isomeriza en el carbono C15 a isobetanina, la cual presenta propiedades cromáticas idénticas a la betanina. Se ha observado que la isomerización se produce en condiciones ácidas, alcalinas y en tratamientos térmicos. El ácido betalámico y la indicaxantina son

susceptibles a isomerización y la indicaxantina también es susceptible a epimerización en C11 (Herbach et al., 2006; Azeredo et al., 2009, Robert et al., 2015, Rodríguez-Amaya, 2019).

2. La descarboxilación puede ocurrir en los carbonos C2, C15 y C17 de las betacianinas y en los carbonos C11 y C13 de las betaxantinas. La descarboxilación produce un desplazamiento hipocrómico, que puede ser explicado por una disminución en la deslocalización de los electrones. Varios estudios han corroborado que la betanina puede ser descarboxilada en las posiciones C2, C15 y/o C17. No obstante, cuando la descarboxilación ocurre en C2 y C15 se puede considerar una ventaja ya que se mantienen las características cromáticas de su precursor, la betanina; mientras que cuando ocurre en el C17 esas características cambian de coloración (rojo-anaranjado) (Herbach et al., 2006; Azeredo et al., 2009, Robert et al., 2015, Rodríguez-Amaya, 2019). El ácido betalámico (amarillo brillante) y ciclodopa-5-O-glucosido (sin color) son productos resultantes de la descarboxilación de betanina durante tratamientos térmicos (Herbach et al., 2006; Mancha et al., 2019).

3. La desglicosilación ocurre bajo condiciones fuertemente ácidas, altas temperaturas y presencia de β -glucosidasa. La molécula de glucosa puede separarse de la betanina, provocando un desplazamiento batocrómico cercano a 4 nm, obteniéndose un color rojo violeta profundo por la formación de una aglicona de menor estabilidad dada su mayor susceptibilidad a la oxidación (Herbach et al., 2006; Robert et al., 2015, Rodríguez-Amaya, 2019).

4. Las reacciones de deshidrogenación de betacianinas generan el compuesto llamado neobetanina que se caracteriza por ser de color amarillo. La formación de neobetanina se ha confirmado en jugo de betabel sometido a un tratamiento térmico bajo condiciones anaeróbicas (Herbach et al., 2006; Azeredo et al., 2009, Robert et al., 2015, Rodríguez-Amaya, 2019).

5. La hidrólisis de la betanina se produce por la ruptura hidrolítica del enlace aldimina, esta ruptura se ha observado en tratamientos térmicos y en condiciones de pH superiores a 6. La hidrólisis de la betanina disminuye la intensidad del color, debido a que la ruptura de la betanina genera ácido betalámico (amarillo brillante) y ciclo-Dopa-5-O- β -glucósido (incolora). La ruptura del enlace aldimina es reversible con una condensación de base de Schiff y pH dependiente (reacción favorecida a pH 6). Se ha observado recondensación de ácido betalámico y ciclo-Dopa a betanina después de cortos tratamientos térmicos (bajas temperaturas) (Azeredo et al., 2009, Robert et al., 2015, Rodríguez-Amaya, 2018). Cuando las betalaínas se hidrolizan (se rompen), la parte azucarada se libera, La betanina (el rojo de remolacha) es un glucósido que, al hidrolizarse, se convierte en betanidina (la parte coloreada) y glucosa (el azúcar) (Herbach et al., 2006).

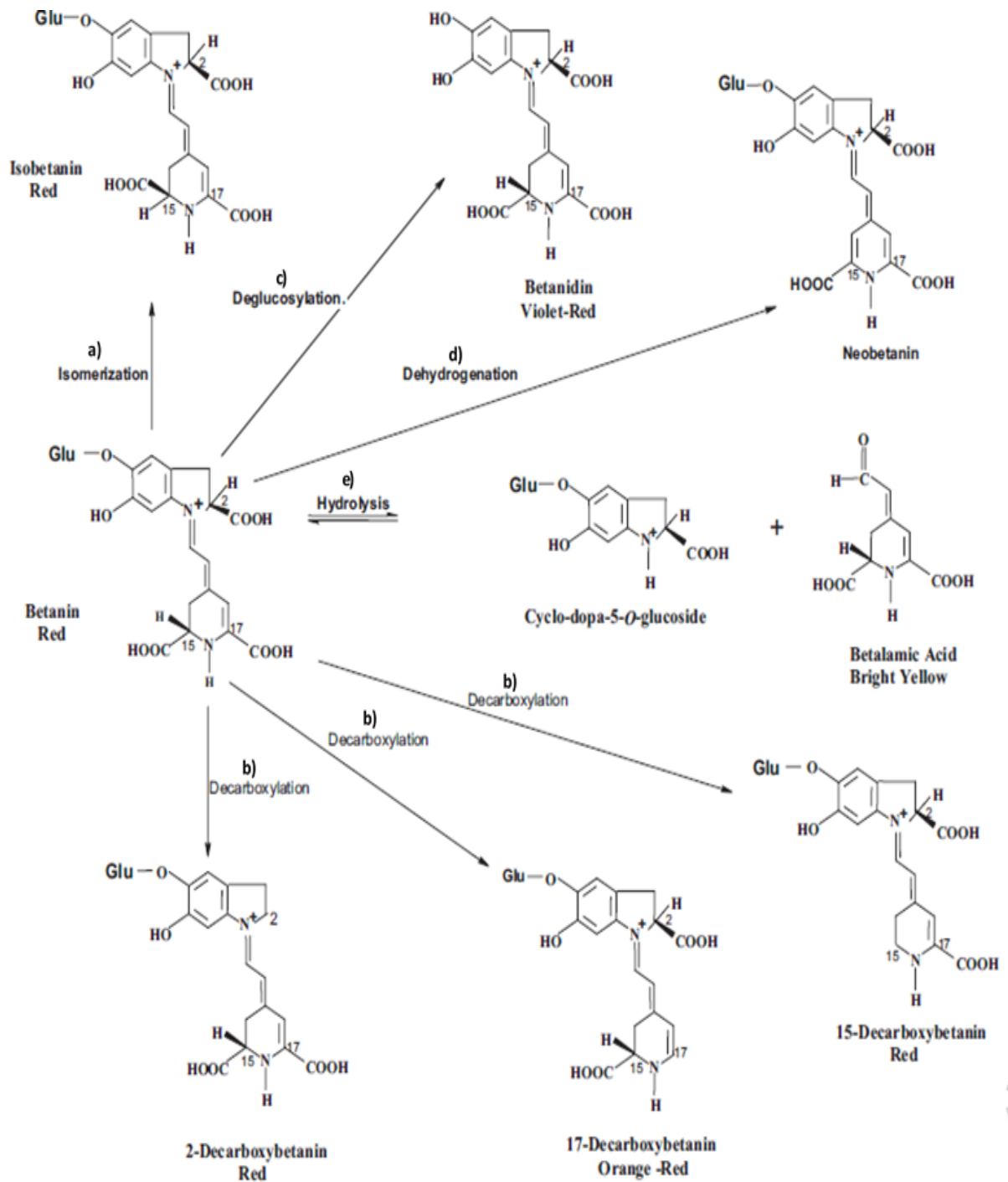


Figura 1.5. Vías de degradación de betalainas (Herbach et al., 2006; Rodríguez-Amaya, 2019).

1.7 Técnicas de estabilización de betalaínas

Dentro de las técnicas para estabilizar las betalaínas y así protegerlas de sus afectaciones con el pH luz, oxígeno, temperatura etcétera, se encuentran la encapsulación y la copigmentación de estas.

1.7.1 Encapsulación

Las betalaínas se pueden encapsular para su estabilización, lo cual se define como un proceso mediante el cual las betalaínas se recubren con una película delgada de un material protector denominado agente encapsulante (Díaz et al., 2017; Mancha et al., 2019). Existe una gran variedad de técnicas para encapsulación, siendo clasificadas como químicas y físicas o mecánicas; y una gran variedad de materiales para encapsulación como carbohidratos, lípidos, proteínas y polímeros (Guevara-Breton y Jiménez-Munguía, 2008).

Entre los métodos químicos se encuentran la polimerización interfacial, polimerización in situ, gelificación iónica, cristalización, coacervación compleja, incompatibilidad polimérica y atrapamiento de liposomas (Pedroza-Islas, 2002; Azeredo et al., 2009; H.M.C. Azeredo, 2005; Flores-Belmont y Jiménez-Munguía, 2013). Dentro de las técnicas físicas o mecánicas están el secado en lecho fluidizado, extrusión, liofilización y secado por atomización (Madene et al., 2006), siendo estas últimas las más utilizadas en alimentos; para secar betalaínas, antocianinas, carotenoides y jugos de diversos alimentos acompañados de un polímero o mezclas de ellos, siendo el más utilizado la maltodextrina para su microencapsulamiento (H. M. C. Azeredo, 2005; Azeredo et al., 2009; Flores-Belmont y Jiménez-Munguía, 2013; Oberoi y Sogi, 2015; Araujo-Díaz et al., 2017; Shaaruddin et al., 2017; Shishir y Chen, 2017).

1.7.2 Copigmentación

La copigmentación es un método de estabilización de biomoléculas pigmentadas como las betalaínas, se basa en reacciones de complejación, polimerización o una unión simple de moléculas por fuerzas de Vander Waals, haciendo más grande la biomolécula y fortaleciendo su estabilidad, consiste en la autoasociación o ensamble de betalaínas, por pérdida de agua, para lo cual se utiliza congelamiento, evaporación o separación por osmosis inversa ya que ayuda a que las biomoléculas se ensamblen o unan entre sí provocando estabilidad en éstas.

La copigmentación se puede lograr mediante la adición de agentes estabilizantes, como ácidos, biopolímeros, aminoácidos y proteínas, entre otros compuestos los cuales le proporcionan estabilidad a la molécula de betalaínas (Darias-Martín et al., 2001). En el caso de las betalaínas, al concentrar los extractos de betabel, las betalaínas se polimerizan con ellas mismas, y con otros compuestos fenólicos, proteínas, y polisacáridos aumentando su estabilidad (Pedroza-Islas, 2002, Huertas, 2011) La copigmentación se puede acompañar de un incremento en el color (efecto hiperocrómico); produciendo un aumento de la intensidad del color, y estabilizando la molécula (Saldaña Mier, 2004).

1.8 Técnicas de caracterización de pigmentos

La caracterización es el procedimiento mediante el cual se estudian las propiedades morfológicas y funcionales de determinadas sustancias.

La caracterización de un material mediante distintos métodos tiene como finalidad conocer cuali y cuantitativamente cómo está constituido este. El objetivo es conocer información importante sobre los compuestos como composición química y estructura, textura y propiedades mecánicas, actividad y selectividad catalítica entre otras.

Los experimentos tecnológicos que se utilizan en la industria son muy variados y abarcan procedimientos microscópicos y macroscópicos, así como ensayos destructivos e inocuos, algunas de las técnicas de análisis de materiales más comunes son la espectroscopia Infrarroja, UV-vis, cromatografía UPLC. (Caracterización de materiales, 2022)

1.8.1 Espectroscopia UV-Vis

La técnica de UV/Vis permite la identificación molecular de compuestos orgánicos e inorgánicos cuando presentan dobles ligaduras conjugadas y/o grupos cromóforos. Es una técnica analítica que permite determinar la concentración de un compuesto en solución. Se basa en que las moléculas absorben las radiaciones electromagnéticas y a su vez que la cantidad de luz absorbida depende de forma lineal de la concentración. Para hacer este tipo de medidas se emplea un espectrofotómetro, en el que se puede seleccionar la longitud de onda de la luz que pasa por una solución y medir la cantidad de luz absorbida por la misma (Aguilar Sandoval y Castillo Rodríguez, 2022).

Mediante esta técnica se identifican las betalaínas en la cual se obtienen lecturas de espectros de absorción de la muestra. Con el espectrofotómetro UV-vis en un barrido de 200 nm a 600nm se pueden observar picos de absorbancia que corresponden a pigmentos amarillos (betaxantinas 476 nm) y rojos (betacianinas 536 nm). En la CCF en un barrido de 270 nm a 700 nm se encuentran espectros de absorbancia máxima en 476 nm y Rf de 0.50 y para 536 nm y Rf de 0.4. En el análisis de HPLC se detectan los diferentes picos de absorbancia según la lectura que se realice, a 476 y 536, se pueden observar más de un pico de absorción y esto son los diferentes tipos de betacianinas o betaxantinas están presentes en una muestra (Soriano-Santos et al., 2007).

Para cuantificar las betalaínas se utiliza la ecuación 1.1 (Stintzing et al., 2005).

$$BC \left[\frac{mg}{L} \right] = A * DF * MW * \frac{1000}{E * l} \quad (1.1)$$

Donde:

BC=contenido de pigmento.

A= absorbancia $\lambda_{\max}$ 538 nm para betacianinas y 480 nm de para betaxantinas.

DF= factor de dilución.

MW= peso molecular 550 g/mol para betacianinas y 308 g/mol para betaxantinas.

E=coeficiente de extinción molar $60000 \frac{L}{mol \cdot cm}$ en H_2O para betacianinas y $48000 \frac{L}{mol \cdot cm}$ en H_2O para betaxantinas.

l= longitud de celda en cm.

1.8.2 Cromatografía líquida de ultra rendimiento UPLC

La Cromatografía líquida de ultra rendimiento es una tecnología de partícula para cromatografía líquida, con un nuevo diseño de columna, inyectores, bombas y detectores. Se utiliza frecuentemente en bioquímica y química analítica para separar los componentes de una mezcla basándose en diferentes tipos de interacciones químicas entre las sustancias a analizar (contenidas en la fase móvil), y la columna cromatográfica (fase estacionaria), mediante el bombeo de la fase móvil a través de la columna (Aguilar Sandoval y Castillo Rodríguez, 2022).

Para el análisis de cromatografía líquida de alta resolución se utiliza la metodología definida por Chaari et al. (2024). Las muestras de extracto se analizan en un sistema HPLC, la separación se logró a 25 ° C. Se realiza un seguimiento simultáneo a 476 y 538 nm para betaxantinas y betacianinas, respectivamente.

2 MÉTODO

Las etapas de la metodología y secuencia de la presente investigación se indican en la figura 2.1 y enseguida se desglosa cada una de ellas

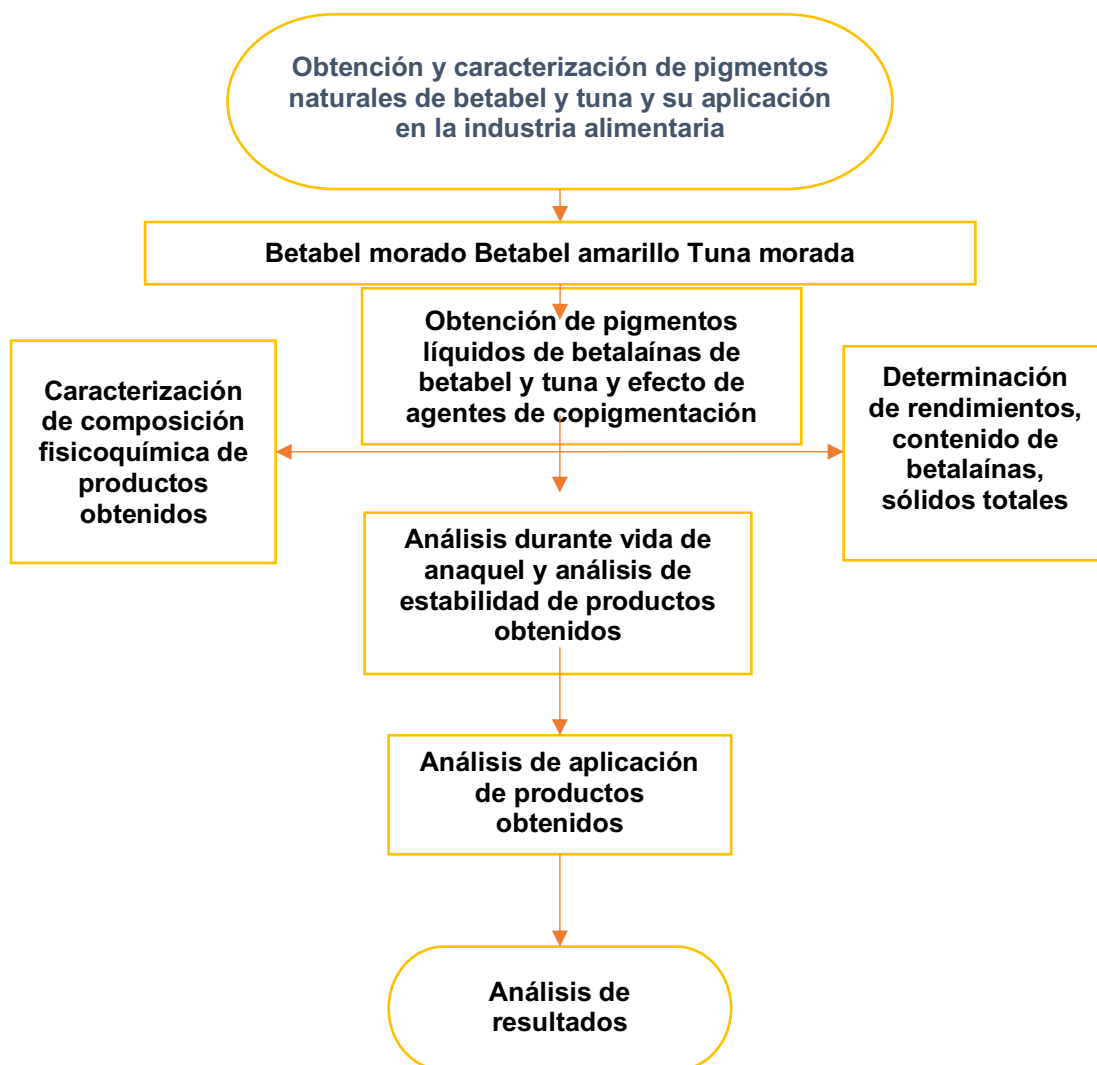


Figura 2.1. Etapas del método de investigación

2.1 Obtención de pigmentos líquidos de betabel y tuna y determinación del efecto de copigmentación

Las muestras de betabel y tuna fueron proporcionadas por una empresa de aditivos alimentarios del Estado de México interesada en el proyecto planteado en esta investigación. Los betabeles se lavaron y almacenaron en bolsas de plástico por 5 unidades y se sometieron a congelación hasta su uso.

Para obtener los pigmentos líquidos se obtuvieron jugos de betabel y tuna mediante prensa de betabel y tuna congelada y deshidratada en cada caso.

Los jugos obtenidos se centrifugaron por 10 minutos y se filtraron mediante el uso de una manta de cielo y papel filtro para eliminar residuos sólidos, principalmente fibra y semillas en tuna.

Para determinar el efecto de la copigmentación y conservación en los jugos, se analizaron mediante dos alternativas.

1) la adición de un agente de copigmentación y conservación mediante el uso de un ácido orgánico, probando 4 ácidos para cada jugo (ácido acético (A), ascórbico (S), tartárico (T) y cítrico (C) al 1% p/v) a los jugos. Los jugos se sometieron a sonicación en un baño ultrasónico para disolución con el ácido durante 1 hora.

2) La concentración de los jugos con ácido se realizó utilizando un rotaevaporador hasta quitar un 70-80 % de agua de las muestras. Las betalainas se determinaron inicialmente y después de 2-3 meses de almacenamiento en refrigeración (4°C). Como blancos se utilizaron jugos sin ácido y jugos concentrados sin ácido.

Las muestras se analizaron de acuerdo con el contenido de betalainas, utilizando el método espectrofotométrico UV-VIS, considerando las bandas de absorción a dos longitudes de onda: 538 nm para betacianinas y 480 para betaxantinas. La suma de ambas concentraciones proporciona la concentración de betalaínas.

Para el cálculo de betaxantinas o betacianinas se utilizará la ecuación 2.1 (Stintzing et al., 2005).

$$BC \left[\frac{mg}{g} \right] = (A * DF * MW * \frac{1000}{E * l}) \quad (2.1)$$

Donde:

BC=contenido de betalaínas o betaxantinas en los extractos

A= absorbancia λ_{max} 538 nm para betacianinas y 480 nm de para betaxantinas.

DF= factor de dilución.

MW= peso molecular 550 g/mol para betacianinas y 308 g/mol para betaxantinas.

E=coeficiente de extinción molar $60000 \frac{L}{mol * cm}$ en H₂O para betacianinas y $48000 \frac{L}{mol * cm}$ en H₂O para betaxantinas.

l= longitud de celda en cm.

El factor de dilución se calculó con la ecuación 2.2

$$FD = \frac{V_f}{V_a} \quad (2.2)$$

Donde:

Vf= volumen final de solución

Va= volumen de alícuota a diluir

A partir de la muestra de mayor contenido de betalaínas en los jugos se continuo con los estudios siguientes, tomando como base el mejor agente de copigmentación.

2.2 Determinación del rendimiento y características fisicoquímicas de los pigmentos líquidos de betabel y tuna

Para cada jugo de betabel y tuna se determinaron rendimientos, contenido de betalaínas, sólidos y azúcares totales y parámetros colorimétricos

1) Rendimiento. Se calculó mediante las ecuaciones 2.3 y 2.4 para expresar el rendimiento en mL/g y g/g.

$$\text{Rendimiento} \left[\frac{\text{mL}}{\text{g}} \right] = \frac{V}{m} = \text{mL/g} \quad (2.3)$$

Donde:

V= volumen del jugo en [mL].

mi = peso de muestra inicial en [g].

$$\text{Rendimiento} \left[\frac{\text{g}}{\text{g}} \right] = \frac{me}{m} = \text{g/g} \quad (2.4)$$

Donde:

me= peso del jugo en [g].

m= peso de muestra inicial en [g].

3) Determinación de sólidos totales. Para realizar esta determinación se utilizó la técnica de pérdida de peso por secado y utilizando la ecuación 2.5 para el cálculo.

$$ST \left[\frac{\text{mg}}{\text{L}} \right] = \frac{(P_2 - P_1) * 1000}{V_0} \quad (2.5)$$

P₁= peso de capsula vacía [mg].

P₂= peso de capsula con muestra seca [mg].

V₀= volumen de muestra inicial [1mL].

4) Determinación de humedad de la muestra

El contenido de humedad en la muestra se calcula con la siguiente fórmula expresada en por ciento:

5) Azúcares. Para el cálculo de azúcares se utilizó un refractómetro, obteniendo los datos en °Brix para cada muestra y se realizó un estudio de UPLC para determinar el tipo de azúcar en cada fuente de pigmentos y su cuantificación.

2.3 Determinación de las propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel y tuna

Mediante un análisis de las propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel y tuna se midió la estabilidad térmica y al pH de las betalaínas de pigmentos líquidos de betabel y tuna.

La estabilidad al pH se midió en el rango de 2-9 modificando el pH inicial de los pigmentos líquidos. La estabilidad térmica se analizó en el rango de temperatura de 20-120°C, por calentamiento de los jugos.

La respuesta a la estabilidad se midió a través del contenido total de betalaínas utilizando la ecuación 2.3 y un estudio colorimétrico para medir las siguientes propiedades. a) luminosidad (L^*), de rojo a verde (a^*) y de amarillo a azul (b^*), b) Pureza P del pigmento, mediante el cálculo del % retención de color (% CR), la diferencia de color total (TCD) y el tono del color Hue° tomando como pigmento de referencia el extracto más estable durante su almacenamiento en anaquel.

Las ecuaciones 2.6-2.8 fueron utilizadas para el cálculo de %CR, TCD y Pureza.

$$\%CR = \frac{A_t}{A_0} \times 100 \quad (2.7)$$

$$TCD = \sqrt{(L^* - L_0)^2 + (a^* - a_0)^2 + (b^* - b_0)^2} \quad (2.8)$$

$$C^* = \text{Pureza} = (a^2 + b^2)^{1/2} \quad (2.9)$$

$$\text{Hue}^\circ = \arctg\left(\frac{b}{a}\right) \quad (2.10)$$

Donde:

A_0 = absorbancia en el tiempo cero;

A_t = absorbancia en el tiempo t ;

L_0 , a_0 , b_0 = valores de parámetros colorimétricos de la muestra en el tiempo cero

2.4 Análisis de la vida de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel y tuna

En cada caso se obtuvieron cinéticas de conservación de betalainas en jugos de betabel y tuna durante 6 meses, midiendo el contenido de betalainas en muestras almacenadas en envases ámbar cerrados a 4°C y temperatura ambiente. Las muestras se analizaron por mes.

2.5 Caracterización de pigmentos mediante UPLC

El análisis de caracterización de los pigmentos mediante UPLC se realizó en un equipo de cromatografía líquida de ultra resolución (UPLC) (Waters, Nebraska, EE. UU.), acoplando un detector de iodos PDA, y un detector de masas MS SQD2 de cuadrupolo simple, con una columna C18 Acquity UPLC BEH (2.1mm, 50mm, 1.7 μ m). La fase móvil consistió en A (agua con fórmico 1% [v/v]) y B (Acetonitrilo) El volumen de inyección de muestra fue de 7 μ L con un caudal constante de 0,3 mL/min. El programa de gradiente se muestra en la tabla 2.1.; con un total de tiempo de corrida de 14 minutos.

La temperatura de la columna y el muestreador automático se fijó a 40 °C. Se evaluó la ionización para los modos positivo, utilizando un voltaje de cono de 30°C para betabel morado y tuna morada, y de 50°C para betabel amarillo.

Tabla 2.1. Gradiente de fases UPLC-PDA-MS

Tiempo min.	A%	B%
0	99	1
1	99	1
10	80	20
11	99	1

El análisis de datos se obtuvo mediante Empower Pro 3.8.1.

2.6 Aplicación de pigmentos obtenidos en queso cottage

El análisis de aplicación se realizó en el queso cottage, pesando 10 g de queso y añadiendo el pigmento líquido obtenido de betabel morado en dos proporciones al 1% y 5% p/p, agitando durante 1 minuto hasta incorporar cuidando no deshacer el queso. Una vez incorporado se almaceno cerrado y en refrigeración.

Se realizó determinación de betalaínas y parámetros colorimétricos durante 10 días; con la metodología antes descrita en los apartados 2.2 y 2.3.

El análisis de aplicación para los pigmentos de betabel amarillo y tuna se realizó de igual forma.

3 RESULTADOS

Los resultados obtenidos se muestran a continuación, siguiendo la metodología anteriormente descrita

3.1 Betabel morado

3.1.1 Obtención de pigmentos líquidos y determinación del efecto de copigmentación y conservación

En la tabla 3.1 se presenta la nomenclatura de identificación de cada producto de pigmentos líquidos de betabel morado y el contenido de betalaínas iniciales y después del tercer mes de almacenamiento para determinar el efecto de la copigmentación del ácido y el proceso de concentración de los jugos.

Tabla 3.1. Contenido de betalaínas de pigmentos líquidos (jugos) de betabel morado y su nomenclatura de identificación.

		Jugo de betabel con un ácido	Jugo de betabel concentrado	Jugo de betabel con ácido cítrico y concentrado	Jugo de betabel con ácido tartárico y concentrado	Jugo de betabel con ácido ascórbico y concentrado	Jugo de betabel con ácido acético y concentrado
		JBM	JBMA	JBMC	JBMcC	JBMTc	JBMAAc
Inicial	mg/L	914.5±8.9	1734.8±14	267.11±1	2515.47±7.6	2250.1±7.1	2866.97±5.04
	mg/g	0.274±8.9	0.520±14	0.080±1	0.755±7.6	0.675±7.1	0.860±5.04
3 meses	mg/L	0	1241.1±7	0	1540.75±2.9	1408.55±3.1	2637.07±2.1

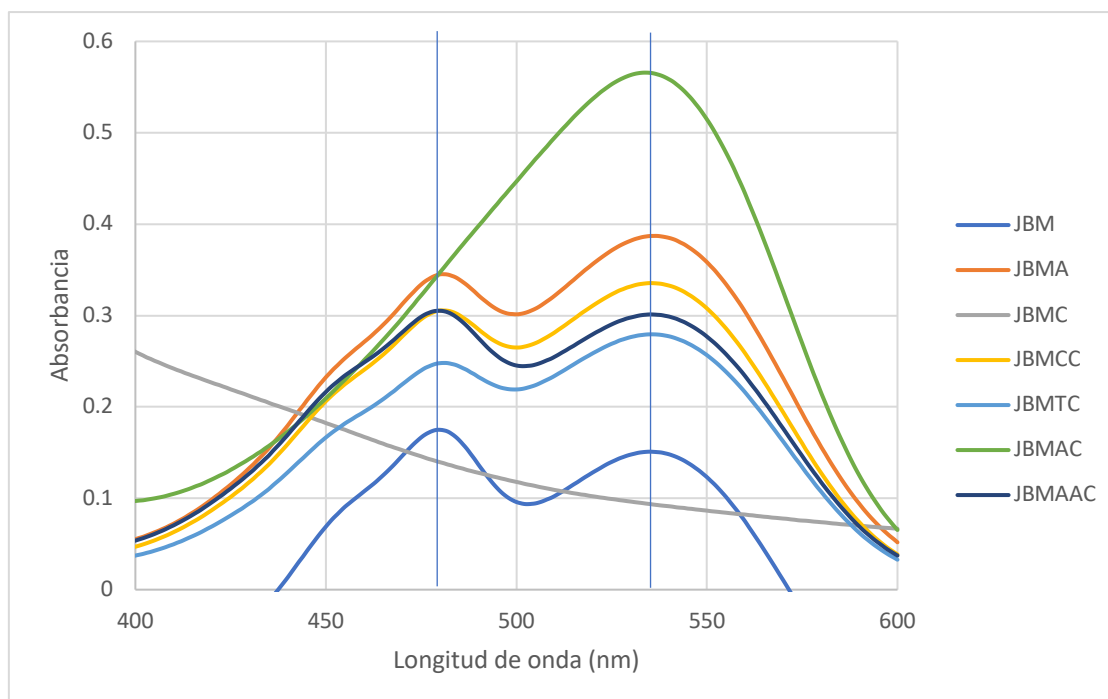


Figura 3.1. Espectros de los pigmentos líquidos de betabel morado.

En la tabla 3.1 se puede observar que para el pigmento líquido JBA tiene menor concentración de betalaínas que al adicionar el ácido, esto se debe a que el ácido adicionado tiene la función de conservar y de copigmentar la molécula. Se reporta también que para todos los casos los pigmentos líquidos concentrados, tiene un incremento de +200% con respecto del inicial, esto es por la eliminación del agua durante la concentración de la muestra. En el caso del concentrado del pigmento líquido inicial JBMC se reporta una pérdida de 71% en la concentración de betalaínas, debido a la temperatura sometida durante la concentración, ya que, no cuenta con un agente de conservación. El comportamiento de los pigmentos líquido obtenidos se puede observar en la figura 3.1, donde se observan las bandas de betacianina en un rango de 420-540 nm proporcionando un color rojo-violeta y las betaxantinas de 320-540 nm mostrando una coloración amarilla brillante esto coincide con lo reportado por Wang et al. (2020).

De acuerdo con los resultados obtenidos en el contenido de betalainas, el producto de betabel morado a que se le dio seguimiento en posteriores etapas de estudio y análisis fue el pigmento líquido con ácido ascórbico y concentrado.

3.1.2 Características fisicoquímicas del pigmento líquido seleccionado de betabel morado

Siguiendo el resultado de la etapa anterior, en la tabla 3.2 se reportan las características de los pigmentos de betabel con ácido ascórbico y concentrado. El rendimiento del pigmento fue de 0.3 mL/g de betabel, mientras que en jugo concentrado fue de 0.24 mL/g.

El pH del jugo inicial está en 6.6, mientras que el jugo concentrado está en un pH de 4.0 debido a la presencia de ácido ascórbico y la eliminación de agua en la concentración.

La concentración de STD y azúcares en los productos se incrementa con el contenido de betalainas en el producto.

En cuanto al contenido de betalainas Güneşer et al. (2016) detectaron un contenido de 8222 mg/100g peso fresco mediante una extracción sólido-líquido con metanol y ácido ascórbico. Prieto-Santiago et al. (2020) encontraron un contenido de 835mg/kg utilizando con solución de extracción etanol agua. Silva et al. (2020) detectaron 7 mg/g de betalainas utilizando una extracción por ultrasonido del betabel en polvo deshidratado utilizando como solvente agua. Masithoh et. al. (2024) reportaron el rango más bajo con 0.17-0.30 mg/g en extractos de betabel secoutilizando metanol como solvente. Chhikara et al. (2019) encontraron 62 mg/L de betacininas y 61 mg/L de betaxantinas mediante una extracción sólido-líquido del betabel deshidratado. Attia et al. 2013 registraron 3.8 mg/100g d e peso fresco de betalainas mediante una extracción sólido-líquido con un solvente de etanol acidificado con ácido cítrico. Y concentrando con un rotovapor a 40°C.

Tabla 3.2 Características principales de jugos obtenidos

Muestra	Rendimiento (mL/g)	Betalaínas mg/L			Totales mg/g	°Brix	STD (g/L)	pH
		Betaxantinas	Betacianinas	Totales				
JBM	0.3	392.3	522.2	914.5	0.274	12	94.73	6.57
JBMA	0.3	666.73	1068.07	1734.80	0.520	12	94.60	4.0
JBMC	0.24	267.11	0	267.11	0.08	4	44.00	7.0
JBMAC	0.24	-	2866.97	2866.97	0.86	61	243.1	4.0

3.1.3 Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel morado

En la tabla 3.3 se reportan las propiedades colorimétricas de los jugos obtenidos, donde se puede observar la pureza (intensidad o saturación) que estos tienen de acuerdo con las propiedades $L^*a^*b^*$, el porcentaje de retención de color, la diferencia total de color y el tono hue°.

Tabla 3.3. Propiedades colorimétricas de pigmentos líquidos de betabel morado con ácido ascórbico y concentrado

Muestra	Betalaínas mg/L	L^*	a^*	b^*	P	%RC	TDC	Hue °
JBM	914.5	36	58	36	68.2	100.0	0.0	31.8
JBMA	1734.8	38	62	21	65.5	189.7	17.6	18.7
JBMC	267.11	39	4	43	43.2	29.2	54.3	84.7
JBMAC	2866.97	28	49	15	51.2	100.0	0.0	17.0

En la figura 3.2 se presenta la densidad de color de los jugos, donde se observa la tonalidad de cada jugo.

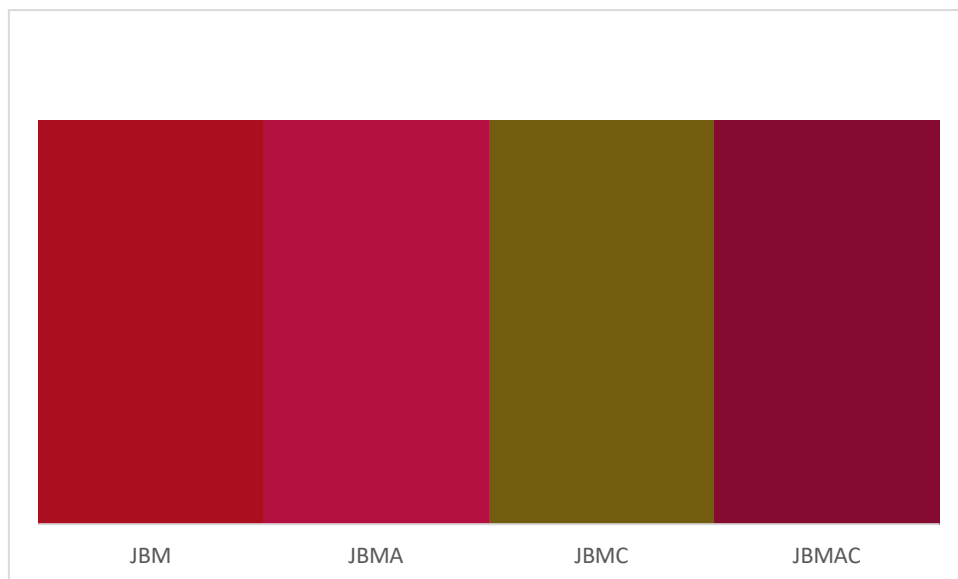


Figura 3.2 Densidad de color de jugos de betabel morado

3.1.4 Propiedades colorimétricas del pigmento líquido de betabel morado con cambios de temperatura y pH

En las tablas 3.4, 3.5 y 3.6 se reportan las propiedades colorimétricas de los pigmentos de betabel morado obtenidos a diferentes pH y temperatura y tiempos de exposición al oxígeno ambiental, en las figuras 3.3 y 3.4 y 3.5 se puede observar la densidad de color para cada uno de los productos obtenidos.

Tabla 3.4. Propiedades colorimétricas de pigmentos líquidos de betabel a diferente pH de exposición

Muestra	pH	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBM	2	11	32	19	37.2	64.7	40.8	30.7
	3	17	39	28	48.0	69.0	28.7	35.7
	4	18	40	29	49.4	81.9	27.0	35.9
	5	21	44	34	55.6	72.6	20.9	37.7
	6	15	37	17	40.7	74.4	36.4	24.7
	7	21	44	29	52.7	62.2	22.4	33.4

	8	14	35	11	36.7	57.4	41.7	17.4
	9	13	23	3	23.2	52.6	54.6	7.4
	10	9	28	7	28.9	46.6	50.9	14.0
	11	4	20	4	20.4	15.9	60.2	11.3
	12	33	4	38	38.2	11.4	54.1	84.0
JBMAC	2	17	38	9	39.1	77.9	16.7	13.3
	3	22	46	6	46.4	87.3	11.2	7.4
	4	16	38	11	39.6	78.6	16.8	16.1
	5	15	37	16	40.3	75.1	17.7	23.4
	6	14	36	16	39.4	50.7	19.1	24.0
	7	24	44	12	45.6	50.3	7.1	15.3
	8	11	25	13	28.2	35.6	29.5	27.5
	9	6	26	10	27.9	17.5	32.2	21.0
	10	20	26	-4	26.3	6.6	30.9	351.3
	11	37	3	32	32.1	54.8	49.9	84.6
	12	17	15	25	29.2	53.5	37.1	59.0

Tabla 3.5. Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos a diferentes temperaturas de exposición

Muestra	T °C	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBM	20	12	33	14	35.8	82.1	42.2	67.0
	90	28	44	15	46.5	64.5	28.1	71.2
	95	17	39	24	45.8	76.8	30.3	58.4
	100	12	30	16	34.0	380.9	42.9	61.9
	125	22	14	30	33.1	163.2	46.9	25.0
JBMAC	20	15	37	13	39.2	97.7	17.8	70.6
	90	10	32	3	32.1	85.0	27.5	84.6
	95	9	29	12	31.4	105.2	27.7	67.5
	100	6	26	5	26.5	159.8	33.4	79.1
	125	17	29	23	37.0	50.0	24.2	51.6

Tabla 3.6. Propiedades colorimétricas de pigmentos líquidos de betabel a diferentes tiempos de exposición al oxígeno.

Muestra	Tiempo (días)	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBM	0	36	58	36	68	100.0	0.0	31.8
	1	31	49	-14	51	112.9	51.1	343.9
	5	100	26	37	45	83.3	71.4	54.9
	10	25	45	6	46	35.8	34.1	8.0
	20	21	23	9	24	9.7	47.1	21.1
JBMAC	0	28	49	15	51	100.0	0.0	17.0
	1	15	28	14	31	76.8	24.7	26.6
	5	15	29	15	33	76.3	23.9	27.3
	10	16	29	15	33	76.1	23.3	27.3
	20	10	31	15	34	74.3	25.5	25.8

En las Figura 3.3, 3.4 y 3.5 se presenta las imágenes de la densidad de color de los pigmentos de betabel morado en respuesta a diferentes temperaturas y pH respectivamente.

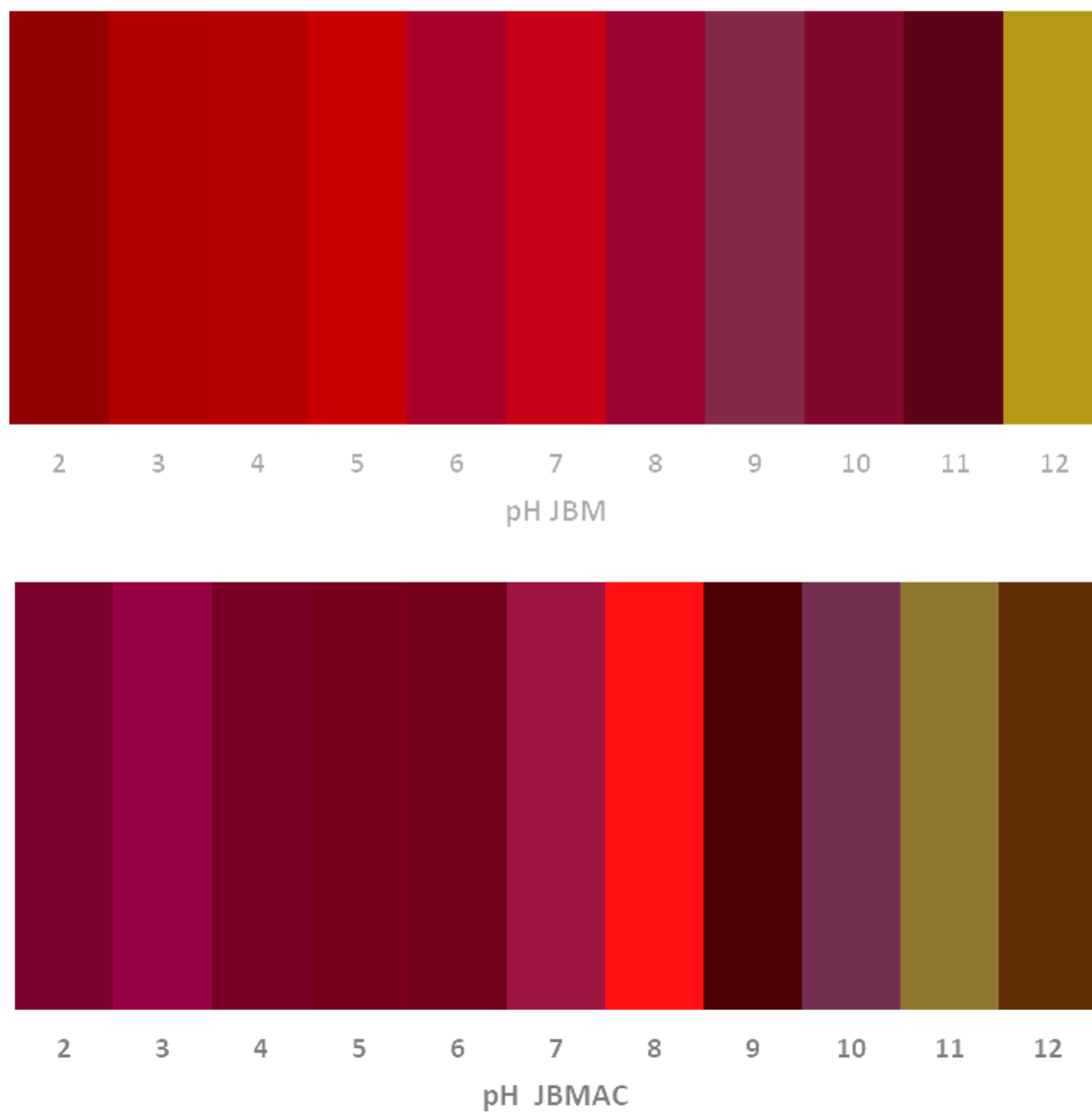


Figura 3.3. Densidad de color de pigmentos líquidos de betabel morado a diferente pH.

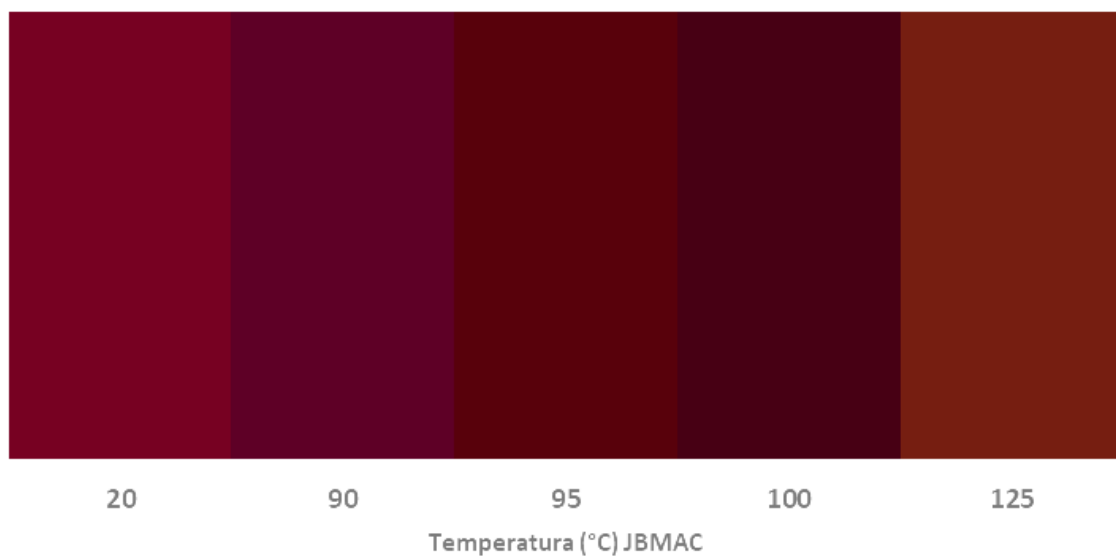
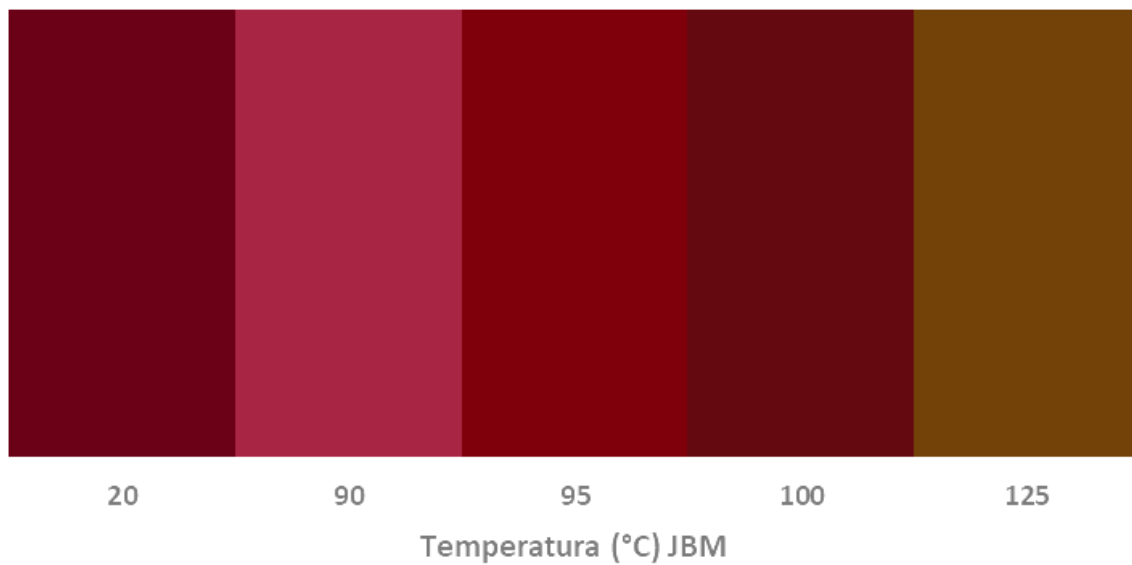


Figura 3.4. Densidad de color de pigmentos líquidos de betabel morado a diferentes temperaturas



Figura 3.5. Densidad de color de pigmentos líquidos de betabel morado a diferentes tiempos de exposición al oxígeno.

Las betalaínas se degradan con el aumento de temperatura y cambio de pH. El efecto se debe a la isomerización (cambia a tonos rojos) para JBM en pH 2-5y de 20-95°C

para JBMAC 125°C, desglicosilación (cambia a tonos rojo-violeta) para JBM pH 6-7 y 100°C, para JBMAC 20-95°C, hidrolisis (cambia a tonos amarillos) para JBM pH 11-12 y 125°C, para y JBMAC pH 11-12, deshidrogenación (cambia a tonos violeta) para JBM 8-10, para JBMAC pH 2-7 y 100°C y descarboxilación (tonos rojos y violetas), este efecto podría describir ambos pigmentos líquidos de un pH 2-10 y de 20-100°C.

3.1.5 Vida de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel morado

En la tabla 3.7 se muestra los resultados obtenidos de la cinética de estabilidad del contenido de betalaínas durante el tiempo de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel morado y en la figura 3.6 se muestra cual es el comportamiento de la muestra durante su almacenamiento, el JBM tiene una perdida total de contenido de betalaínas a los 3 meses de almacenamiento, el jugo JBMAC presenta una pérdida del 13.3% de contenido de betalaínas totales, durante 6 meses de almacenamiento a 4°C, esto podría atribuirse a la adición del ácido ascórbico a la muestra y también a la eliminación del agua propia del betabel en la concentración.

Tabla 3.7. Contenido de betalaínas de pigmentos líquidos de betabel morado

Tiempo (días)	0	30	60	90	120	150	180
JBM	mg/L 914.59±8.9	432.21±6.8	79.48±7.1	0	0	0	0
	mg/g 0.27	0.13	0.02	0	0	0	0
JBMA	mg/L 2866.97±5.1	2748.9±3.6	2741.78±1.1	2637.07±6	2746.21±4.8	2634.62±2.0	2485.27±0.7
C	mg/g 0.86	0.82	0.82	0.79	0.82	0.79	0.75

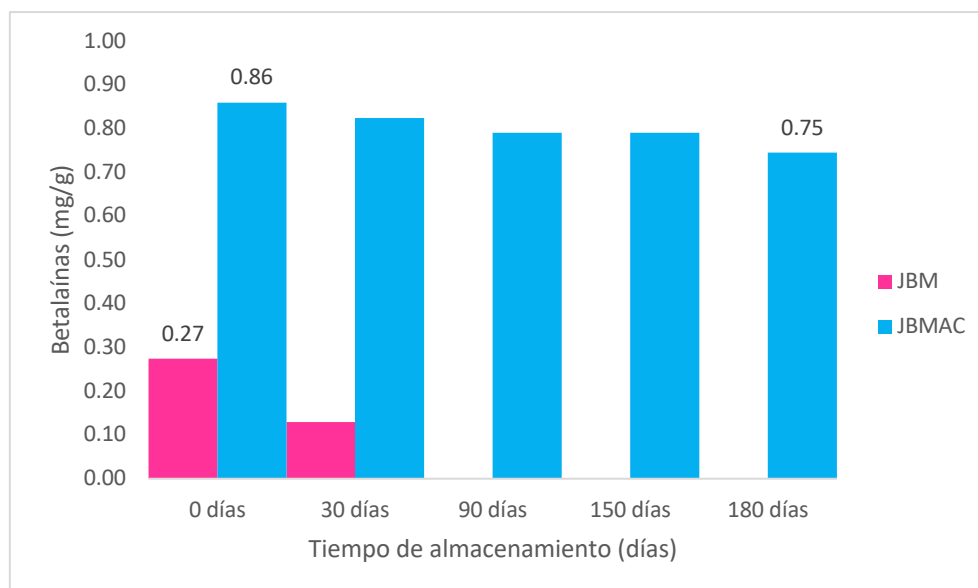


Figura 3.6. Contenido de betalaínas de jugos de betabel morado almacenados a 4°C

3.2. Betabel amarillo

3.2.1 Obtención de pigmentos líquidos y determinación del efecto de copigmentación y conservación

En la tabla 3.8 se presenta la nomenclatura de identificación de cada producto de pigmentos líquidos de betabel amarillo y el contenido de betalaínas iniciales y después del tercer mes de almacenamiento para determinar el efecto de la copigmentación del ácido y el proceso de concentración de los jugos, donde se observa que el jugo de betabel amarillo concentrado no contiene betalaínas, ya que existe una degradación de este pigmento debido al contacto con la temperatura durante el proceso de concentración ya que no contiene un agente de conservación. También se reporta que al añadir el ácido este incrementa la concentración de betalaínas debido a su función de copigmentar, y también por su función como agente de conservación ya que al concentrar los jugos estos no solo se conservan si no que incrementan su contenido de betalaínas debido a la eliminación de agua de la muestra.

Tabla 3.8. Contenido de betalaínas en mg/L de pigmentos líquidos (jugos) de betabel amarillo y su nomenclatura de identificación.

		Jugo de betabel	Jugo de betabel con un ácido	Jugo de betabel concentrado	Jugo de betabel con ácido cítrico y concentrado	Jugo de betabel con ácido tartárico y concentrado	Jugo de betabel con ácido ascórbico y concentrado	Jugo de betabel con ácido acético y concentrado
		JBA	JBAA	JBAC	JBACC	JBATC	JBAAC	JBAAAC
Inicial	mg/L	86.4±0.63	105.94±0.29	0	1080±0.6	618.79±1	1187.08±0.6	776.38±0.35
	mg/g	0.069±0.63	0.085±0.29	0	0.864±0.6	0.495±1	0.950±0.6	0.621±0.35
3 meses	mg/L	0	28.6389±0.5	0	842.594±1	596.964±0.8	904.215±0.6	929.71±0.7

En la figura 3.7 se muestran los espectros UV-Vis del jugo de betabel amarillo donde se observa una banda a 480 nm perteneciente a las betalaínas dentro de los colores amarillos que es la banda característica de las betaxantinas, esto coincide con lo reportado por Wang et al. (2020) para las bandas características de betaxantinas proporcionando un amarillo brillante.

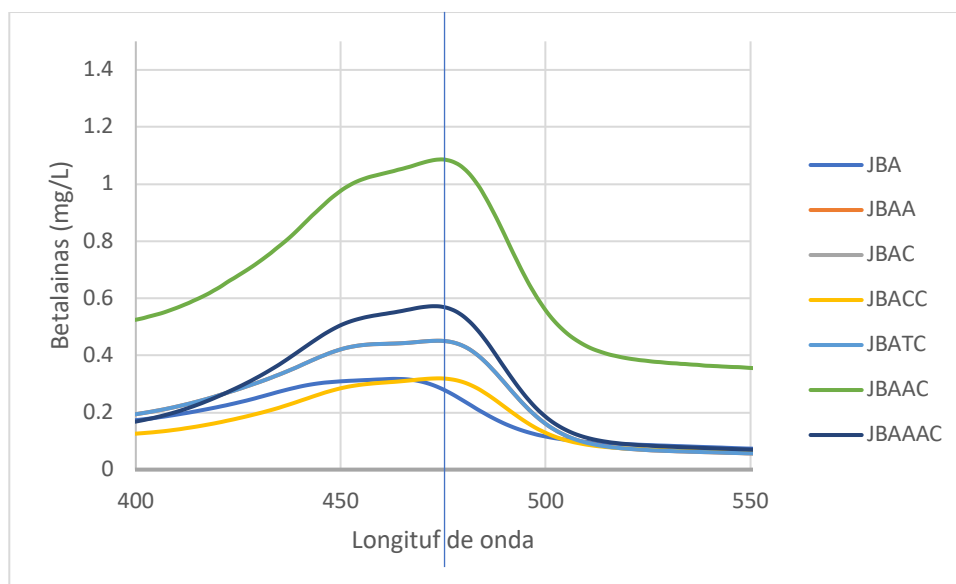


Figura 3.7. Espectro de pigmentos líquidos de betabel amarillo

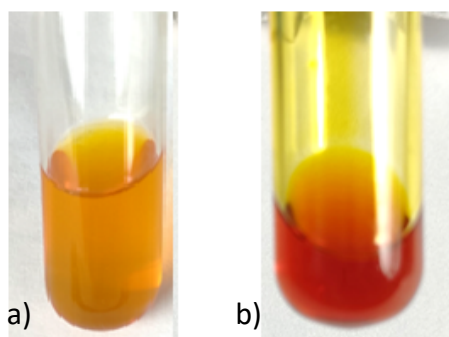


Figura 3.8. Pigmento líquido de betabel amarillo y pigmento concentrado líquido de betabel amarillo

En la figura 3.8 se presentan los jugos de betabel amarillo JBA y el jugo concentrado JBAAC, en los cuales se observa una diferencia de color, ya que al adicionar un ácido y retirar exceso de agua mediante evaporación este se concentra y aumenta la intensidad de color, teniendo un efecto hiperocrómico debido a la copigmentación que se presenta dando un mayor contenido de betalaínas.

De acuerdo con los resultados obtenidos en el contenido de betalainas, el producto de betabel morado a que se le dio seguimiento en posteriores etapas de estudio y análisis fue el pigmento líquido con ácido acético y concentrado.

3.2.2 Características fisicoquímicas del pigmento líquido seleccionado de betabel amarillo

Siguiendo el resultado de la etapa anterior, en la tabla 3.9 se reportan las características de los pigmentos de betabel con ácido acético y concentrado. El rendimiento del pigmento fue de 8 mL/g de betabel, mientras que en jugo concentrado fue de 1.6 mL/g.

El pH del jugo inicial está en 6.9, mientras que el jugo concentrado está en un pH de 4.0 debido a la presencia de ácido acético y la eliminación de agua en la concentración.

La concentración de STD y azúcares en los productos se incrementa con el contenido de betalaínas en el producto.

Para el betabel amarillo se considera que el total de betaxantinas es el contenido total de betalaínas con una humedad de la muestra de 87%, cinco por ciento más humedad que el betabel morado con 82%.

En cuanto al contenido de betaxantinas en el betabel amarillo Güneşer et al. (2016) detectaron un contenido de 193.7 mg/100g peso fresco de vulgaxantina I mediante una extracción sólido-líquido con metanol y ácido ascórbico.

Tabla 3.9. Características principales del extracto inicial de betabel amarillo

Muestra	Rendimiento (mL/g)	Betalaínas mg/L			°Brix		STD (g/L)	pH
		Betaxantinas	Betacianinas	Totales	Totales mg/g			
JBA	.8	86.4	0	86.4	0.069	12	15	6.9
JBAA	.8	105.94	0	105.94	0.085	12	34.2	4
JBAC	1.6	0	0	0	0	4	7	7
JBAAAC	1.6	776.38	0	776.38	0.621	61	68.7	4

3.2.3 Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de betabel amarillo

En la tabla 3.10 se reportan las propiedades colorimétricas de los jugos obtenidos, donde se puede observar la pureza (intensidad o saturación) que estos tienen de acuerdo con las propiedades $L^*a^*b^*$, el porcentaje de retención de color, la diferencia total de color y el tono hue°. En la figura 3.9 se puede observar la densidad de color de los jugos, ambos jugos se mantienen en los tonos amarillos, el jugo concentrado de betabel amarillo con ácido acético JBAAAC es más brillante que el jugo de betabel amarillo JBA, y esto empata lo reportado en la tabla con el parámetro de luminosidad.

Tabla 3.10. Propiedades colorimétricas de jugos obtenidos

Muestra	Betalaínas (mg/L)	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBA	86.4	81.3	9.9	83.2	83.8	100.0	0.0	83.2
JBAA	105.94	96.5	-24.8	86.6	90.1	29.5	385.3	106.0
JBAC	0	48.9	5.1	55.4	55.6	7.9	804.2	84.7
JBAAAC	776.38	97.1	-21.6	94.5	96.9	100.0	0.0	102.9

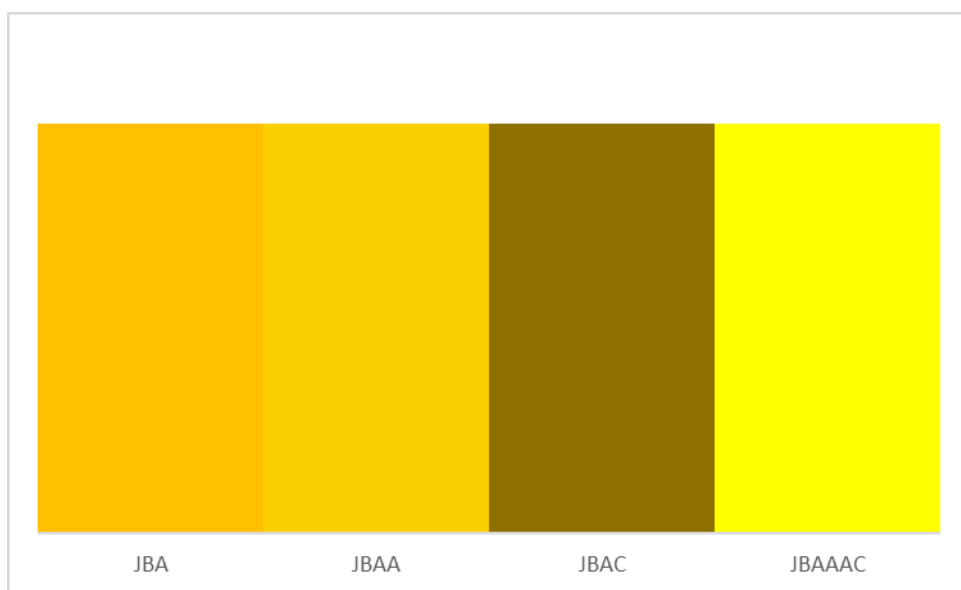


Figura 3.9. Densidad de color de jugos de betabel amarillo

3.2.4 Propiedades colorimétricas del pigmento liquido de betabel amarillo con cambios de temperatura y pH

En la figura 3.10 se reportan el contenido de las betalaínas conforme al efecto de la temperatura en los jugos para el caso del jugo inicial JBA al incrementar la temperatura este se concentra y hay un aumento de betalaínas a los 90°C el cual comienza a degradarse a los 95°C perdiendo el total de betalaínas y color característico, mientras que para el extracto JBAAAC al aumentar la temperatura este se concentra y va incrementando el contenido de betalaínas alcanzando su máximo contenido a 100°C

el cual comienza a disminuir a 125°C teniendo una pérdida del 12% del máximo alcanzado, pero no de su contenido inicial; también se logra percibir que no hay un gran cambio en la coloración de los extractos, por lo que se puede definir que las betaxantinas son resistentes a cambios de temperaturas así como lo confirma Sánchez-Chávez et al. (2015). El análisis anteriormente mencionado se visualiza en la figura 3.11 donde se logra percibir que el jugo JBAAAC tiene una estabilidad térmica hasta los 125°C, esto debido a la adición de ácido acético como agente de copigmentación y la concentración del jugo, sin embargo, no hay comparación con el contenido de betalaínas.

En cuanto a las características colorimétricas se puede observar en la tabla 3.11 donde para todos los casos mientras se van concentrando las betaxantinas va disminuyendo el parámetro de luminosidad L* y la pureza del pigmento, mientras que el % de retención de color v aumentando con el aumento de la temperatura ya que está relacionado directamente con el contenido de betalaínas; sin embargo, aun con el aumento de betaxaninas en cuanto al color si existe una diferencia con tendencia hacia abajo con respecto del color inicial para cada pigmento analizado, esto se puede observar en la figura 3.8 donde se muestra la densidad de color para jugo obtenido.

Tabla 3.11 Parámetros colorimétricos del jugo de betabel a diferentes temperaturas

Muestra	T °C	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBA	20	81.3	9.9	83.2	83.79	100.0	0.0	83.2
	90	76.4	3.5	77.2	77.28	36.8	10.0	87.4
	95	68.7	18	72.2	74.41	35.3	18.6	76.0
	100	51	-1	49	49.01	0.0	47.0	91.2
	125	20	-1	25	25.02	0.0	85.2	92.3
JBAAC	20	97.1	-21.6	94.5	96.94	100.0	0.0	102.9
	90	92.7	-15.5	90.4	91.72	353.3	8.6	99.7
	95	87	-6.8	86.6	86.87	353.6	19.6	94.5
	100	79.5	4	80.3	80.40	357.8	34.2	87.1
	125	78.2	10.7	80.2	80.91	311.3	40.1	82.4

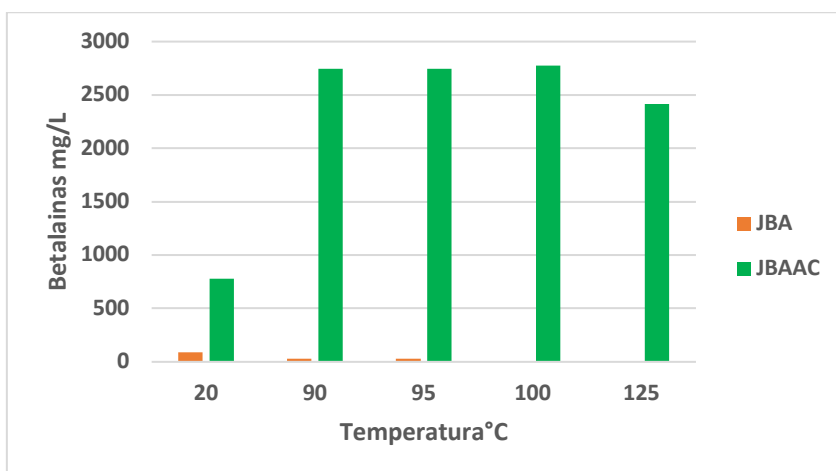


Figura 3.10. Efecto de la temperatura en el contenido de betalaínas de los jugos obtenidos

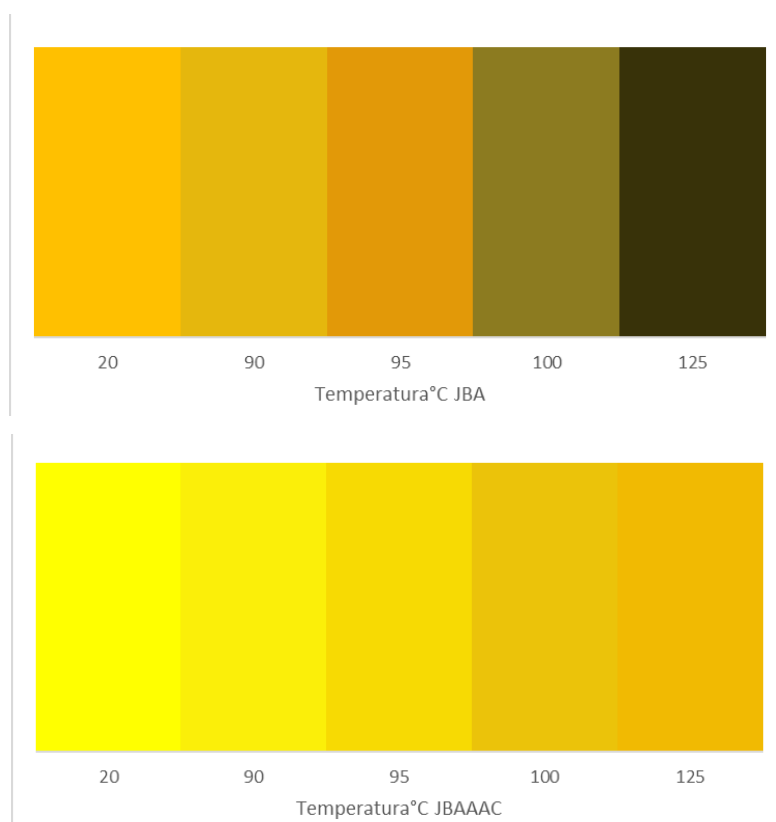


Figura 3.11. Densidad de color de pigmentos de betabel amarillo a diferentes temperaturas

Los resultados obtenidos sobre el efecto que tiene el pH en los jugos obtenidos se definen en la figura 3.12, donde el jugo JBA logra su máximo contenido de betalaínas a un pH 6 de 29.83 mg/L y fuera de este hay una degradación de estas que son detectables de pH 2-12 con el mínimo de 8.43 y 9.47 mg/L, mientras que el extracto JBAAAC tiene el máximo contenido de betalaínas en pH 4 con 7776.38 mg/L que van disminuyendo de pH 2-13 con 701.28 y 21.41 mg/L respectivamente, en otro aspecto, se logra visualizar el cambio de color por el cambio de pH, donde el JBAAAC tiene una coloración más resistente al pH que JBA.

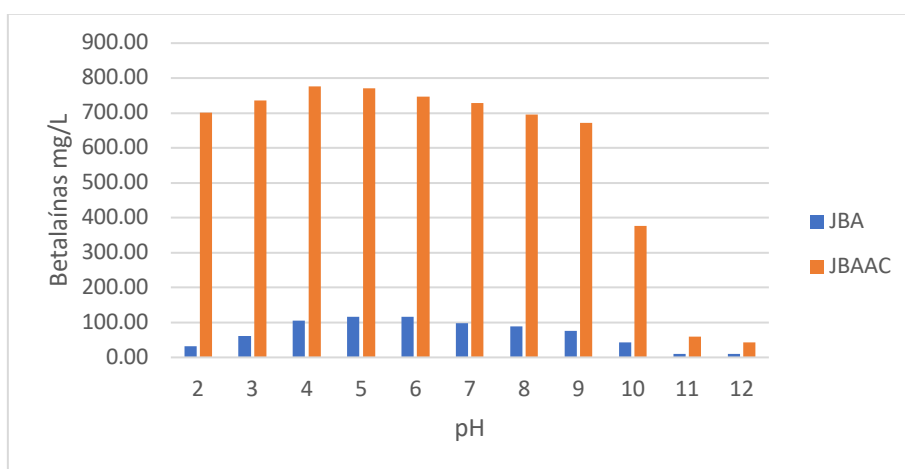


Figura 3.12. Contenido de betalaínas a diferente pH de jugos de betabel amarillo

En cuanto a los parámetros colorimétricos se reportan en la tabla 3.12 se observa que mientras se van degradando las betaxantinas va disminuyendo gradualmente la pureza del pigmento, siempre y cuando también tenga una baja luminosidad, también se muestra que a pH muy ácidos o alcalinos aún existe contenido de betalaínas, sin embargo, la diferencia de color total varía ya que va de color amarillo hasta tornarse verde-café-negro, los colores para cada pH se muestran en la figura 3.13.

Tabla 3.12. Parámetros colorimétricos en función del pH de los jugos obtenidos del betabel amarillo.

Muestra	pH	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBA	2	97.4	-19.7	79.4	81.81	28.27	965.09	103.9
	3	91.1	-14.3	89.9	91.03	53.54	706.61	99.0
	4	84.7	-5	85.4	85.55	67.51	335.47	93.4
	5	71.1	23.7	75.6	79.23	99.86	38.58	72.6
	6	77	19.2	80.3	82.56	100.00	0.00	76.6
	7	81.3	9.9	83.2	83.79	83.93	56.70	83.2
	8	69.8	7.4	73.3	73.67	11.16	120.04	84.2
	9	60.7	6.4	65.5	65.81	10.60	324.29	84.4
	10	48.9	5.1	55.4	55.63	7.93	804.22	84.7
	11	39.9	3.8	47.6	47.75	6.31	1341.43	85.4
	12	23.2	2.1	32.2	32.27	6.13	2750.23	86.3
JBAAC	2	96.4	-25.2	89.6	99.64	90.33	18.73	105.7
	3	91.1	-14.3	89.9	92.22	94.76	55.23	99.0
	4	97.1	-21.6	94.5	99.47	100.00	0.00	102.9
	5	92.6	-15.9	91	93.96	99.20	32.50	99.9
	6	95.4	-17.5	86.5	96.99	96.10	41.85	101.4
	7	90.5	-10.3	85.2	91.08	93.72	128.87	96.9
	8	81.1	-0.5	82.2	81.10	89.69	426.25	90.3
	9	78.8	-0.9	80.3	78.81	86.50	482.51	90.6
	10	78.6	-3.1	80	78.66	48.45	447.38	92.2
	11	78.6	-13.9	77.9	79.82	7.65	338.55	100.1
	12	72.9	-13.1	73	74.07	5.65	560.07	100.2

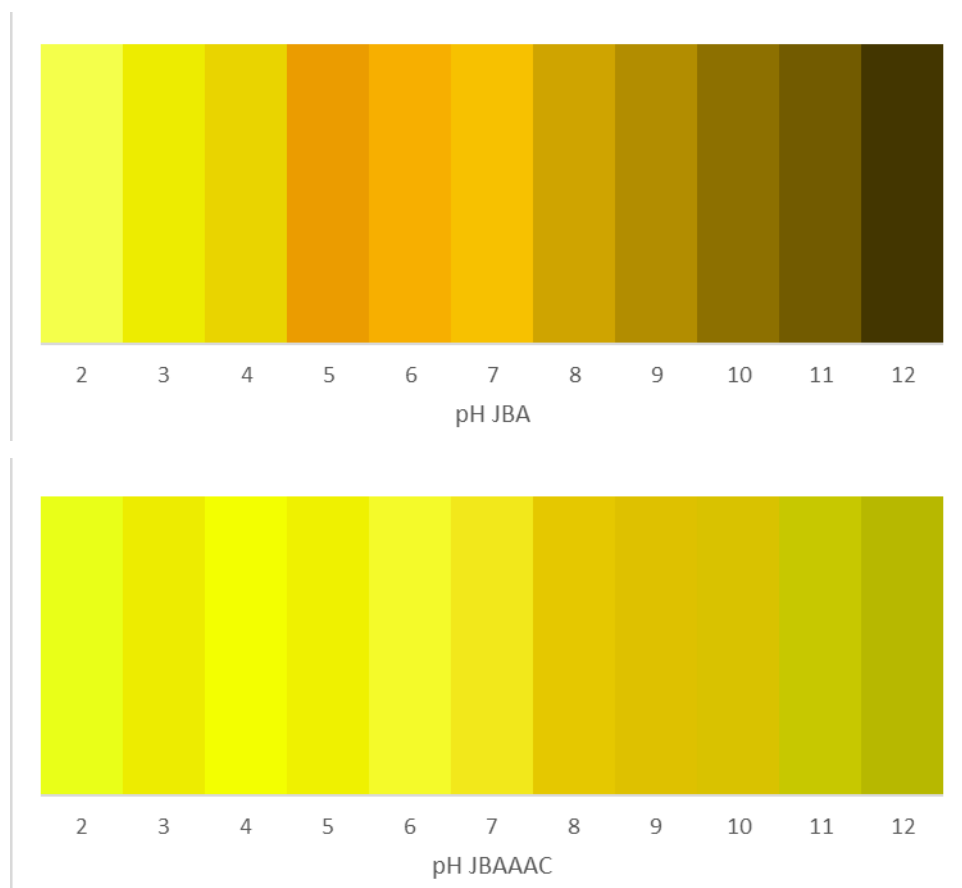


Figura 3.13. Densidad de color del jugo de betabel amarillo a diferente pH

Los resultados obtenidos del efecto que tiene la exposición al oxígeno en las betalaínas se reportan en la figura 3.14, el jugo de betabel amarillo JBA con 1 día de exposición parece tener un mayor contenido de betalaínas con 66.98 mg/L, sin embargo, ha perdido la coloración amarilla a una tonalidad café, mientras el jugo concentrado de betabel amarillo y ácido acético JBAAAC a los 20 días de exposición con 297.22 mg/L, en este caso si hay una diferencia notoria entre el cambio de color con respecto al JBA a la hora de exposición que se vuelve con un tono café volviéndose cada vez más intenso y el JBAAAC mantiene una buena coloración a los 20 días de exposición cambiando la coloración a un amarillo opaco, el color de los jugos obtenidos a diferentes tiempos de exposición se reportan en la figura 3.15 respectivamente.

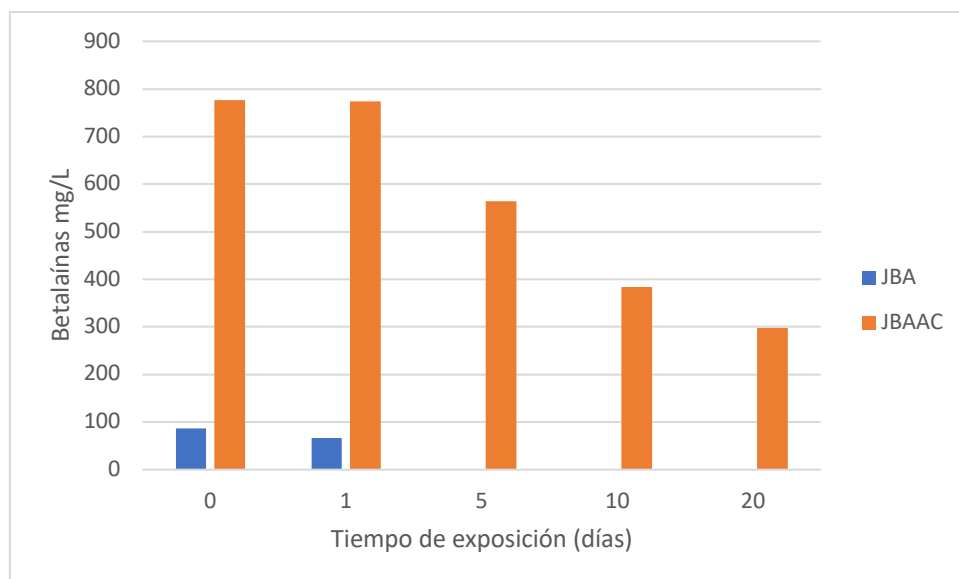


Figura 3.14. Contenido de betalainas de los jugos de betabel amarillo a diferente tiempo de exposición al oxígeno.

Los parámetros colorimétricos se reportan en la tabla 3.13 en la cual se observa un comportamiento similar que con el efecto que causa la temperatura sobre el pigmento, esto se debe a que al estar en contacto con el oxígeno con el paso del tiempo a este se le ha evaporado el agua, aunque sin temperatura.

Tabla 3.13. Parámetros colorimétricos del efecto de exposición al oxígeno en jugos de betabel amarillo

Muestra	Tiempo (días)	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JBA	0	81.3	9.9	83.2	83.79	100.00	0.00	83.2
	1	66.9	2.4	50.8	50.86	107.00	656.69	87.3
	5	18.7	9.2	15.1	17.68	0.00	4278.43	58.6
	10	10	3	1.1	3.20	0.00	5935.86	20.1
	20	10	3	1.1	3.20	0.00	5935.86	20.1
JBAAAC	0	97.1	- 21.6	94.5	99.47	100.00	0.00	102.9
	1	94.6	- 18.5	92.5	96.39	99.61	9.93	101.3
	5	93.3	- 23.3	90.8	96.17	72.71	15.51	104.4
	10	84.3	-3.9	84.8	84.39	49.48	285.61	92.6
	20	80	-3.5	81.2	80.08	38.26	398.46	92.5

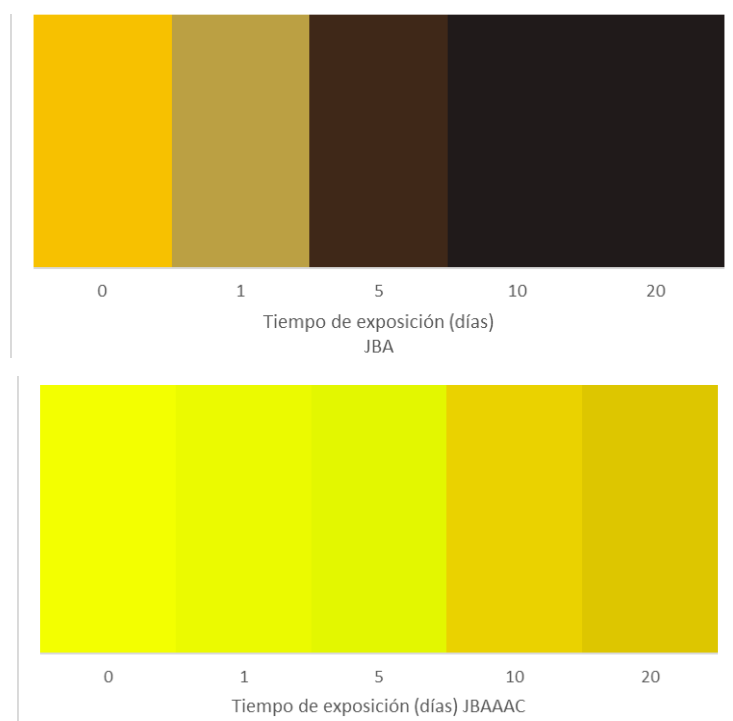


Figura 3.15. Densidad de color diferentes tiempos de exposición al oxígeno

3.2.5 Vida de anaquel de los pigmentos líquidos de betabel amarillo.

Los resultados obtenidos en cuanto al análisis de degradación de las betalaínas en los jugos durante su tiempo de vida de anaquel se reportan en la tabla 3.14 donde se observa que el rendimiento con respecto a la concentración de betalaínas tiene una variación dependiendo del ácido, esto gracias a que este agente actúa como copigmentador, se logra observar que el de mejor rendimiento en cuanto al contenido de betalaínas fue el que se adiciono con ácido acético JBAAC con 776.38mg/L, seguido del ácido ascórbico JBASC con 1187.08 mg/L, el de ácido cítrico JBACC con 1080.25 mg/L y por último el de ácido tartárico JBATC con tan solo 618.79 mg/L.

Tabla 3.14. Contenido de betalaínas de 0 a 180 días de almacenamiento a 4°C, de los diferentes jugos concentrados con diferentes ácidos orgánicos.

Jugo / tiempo de almacenamiento	Contenido de betalaínas (betaxantinas) en mg/L					
	0	30	60	90	120	180
JBA	mg/ L	86.36±0.63	0	0	0	0
	mg/ g	0.07	0	0	0	0
JBAAC	mg/ L	776.38±0.35	897.62±0.97	929.71±0.69	928.68±0.91	1004.98±0.95
	mg/ g	0.62	0.72	0.74	0.74	0.80
JBATC	mg/ L	618.79±0.98	618.79±0.96	596.96±0.76	554.83±0.97	553.67±1.13
	mg/ g	0.50	0.50	0.48	0.44	0.44
JBASC	mg/ L	1187.08±0.6	1182.49±1.0	904.22±0.59	842.21±0.88	610.84±0.62
	mg/ g	0.95	0.95	0.72	0.67	0.49
JBACC	mg/ L	1080.25±0.57	900.47±0.62	842.59±0.97	727.78±0.97	628.55±1.67
	mg/ g	0.86	0.72	0.67	0.58	0.50

Tabla 3.15. Porcentaje de pérdida en la concentración de betalaínas (betaxantinas)

Jugo / tiempo de almacenamiento	Porcentaje de pérdida en la concentración de betalaínas (betaxantinas) %					Total
	30	60	90	120	180	
JBA	-100	-	-	-	-	-100
JBAAC	15.6	3.6	-0.1	8.2	-21.3	1.9
JBATC	0	-3.5	-7.1	-0.2	-13.1	-22.3
JBASC	-0.4	-23.5	-6.9	-27.5	-2.4	-49.8
JBACC	-16.6	-6.4	-13.6	-13.6	-7.6	-46.2

En la figura 3.16 y tabla 3.15 se muestran los resultados obtenidos de los concentrados, para el caso del jugo solo sin concentrar JBA se observa que no tiene estabilidad ya que se degrada a 1 día de ser extraído y no se logra concentrar, mientras que la adición de ácidos mejora la resistencia a la degradación e incrementa el rendimiento de contenido de betalaínas para todos los casos, sin embargo, la concentración incrementa el contenido de betalaínas entre 7-12 veces su contenido inicial, el jugo JBATC a los 180 días de almacenamiento tiene una pérdida del 22% del total de betalaínas contenidas inicialmente finalizando con 480.98 mg/L de betalaínas, manteniéndose estable, sin embargo, este concentrado fue el de menor contenido de betaxantinas; en el concentrado JBACC existe una pérdida de 46% con 580.74mg/L de betalaínas finales y aunque también tiene tendencia a la baja, tiene un comportamiento estable y constante a largo el tiempo; en el caso del concentrado JBASC hay una pérdida del 49%, a los 180 días de almacenamiento contiene 596.43mg/L de betaxantinas, finalmente en el caso del concentrado JBAAC no hay una pérdida de betalaínas conservándose con 790.86 mg/L al término del tiempo de análisis por lo que al asociar la estabilidad con el contenido de betalaínas el concentrado con ácido acético resulto el mejor, esto es debido a que el ácido acético, tiene la capacidad de ser un agente conservante y en otros estudios se utiliza como agente para polimerizar.

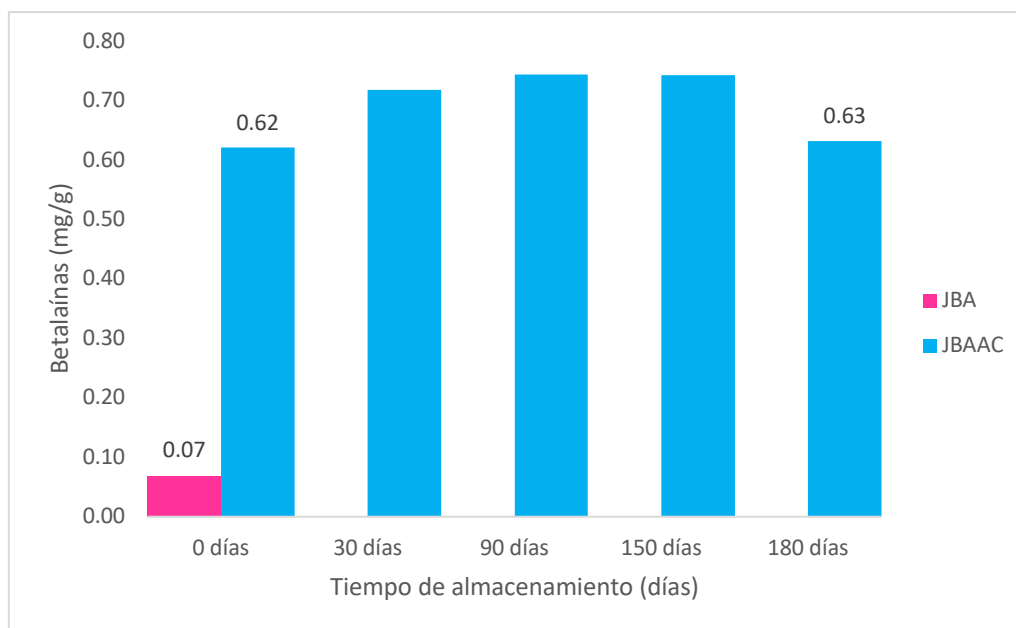


Figura 3.16. Contenido de betalainas de jugos de betabel amarillo 180 días de almacenamiento a 4°C.

En la tabla 3.16 se reportan las propiedades finales del que resulto más estable definiendo que este contiene 776.38 mg/L de betalainas (betaxantinas) 4 veces mayor contenido que el encontrado por Wang et al. (2020) de 194mg/L de betaxantinas extraídas con metanol-agua-ascórbico, y mayor que lo reportado por Kuszniereicz et al., (2021) quienes encontraron que el betabel amarillo tiene 0.472 mg/L de betaxantinas, y mayor a los 270mg/L encontrado por Fernández-López et al. (2012) en las betaxantinas de tuna; con 76 g/L de STD que muy posiblemente sean azúcares disueltos, con 80.1 °brix de azúcares que es resultado mayor que el encontrado por Coba et al. (2019) de 13.71°Bx para el pigmento de betaxantinas de tuna; estable en un rango de pH de 2-10 y una temperatura máxima de 125°C una resistencia mayor a lo reportado por Fernández-López et al. (2012) de 30° para las betaxantinas de tuna, con parámetros colorimétricos de L*97.1, a* -21.6 y b* 94.5, con una pureza de 99.47, con esto se demuestra que el color tiende a ser amarillo, un color más amarillo que el obtenido por Kuszniereicz et al., (2021) de L*85, a* -3 y b* 84 y el encontrado por Fernández-López et al. (2012) de L*92.7, a*0.8 y b*68.5.

Tabla 3.16 Propiedades del jugo concentrado de betalaínas de betabel amarillo después de 180 días de vida de anaquel

Propiedades del jugo con ácido acético JBAAC

Contenido de betalaínas (mg/L) inicial	776.38
Contenido de betalaínas (mg/L) inicial	790.86
Azúcares (°brix)	80.1
pH de estabilidad	<10
Temperatura de estabilidad (°C)	<125
Sólidos totales disueltos (g/L)	76
L	97.1
a*	-21.6
b*	94.5
Pureza	96..94
% CR	100.00
TDC	0.00

3.3 Tuna morada

3.3.1 Obtención de pigmentos líquidos y determinación del efecto de copigmentación y conservación

Siguiendo la metodología se obtuvieron los jugos de tuna morada la pulpa de tuna como se muestran en la figura 3.18, se puede observar el jugo de tuna JTM y el jugo concentrado de tuna JTMAC, al obtener el espectro UV se comprueba el contenido de betalaínas en el extracto de tuna obtenido por prensa a 535 nm como se observa en la figura 3.17, se observa una banda perteneciente a betacianinas propias del color morado a diferencia del betabel morado que presenta las dos bandas betaxantinas y betacianinas de los colores amarillos y morados respectivamente, esto coincide con lo reportado por Tamba et al. (2018) quien encontró betacianinas en la tuna morada específicamente betanina (535 nm) e isobetanina (537nm). Sin embargo, Wang et al. (2020) reportaron bataxantinas en la tuna, por lo tanto, estas podrían estar cubiertas por la banda de betacianinas.

Tabla 3.17. Contenido de betalaínas en mg/L de pigmentos líquidos (jugos) de betabel amarillo y su nomenclatura de identificación.

		Jugo de tuna	Jugo de tunal con un ácido	Jugo de tuna concentrado	Jugo de tuna con ácido cítrico y concentrado	Jugo de tuna con ácido tartárico y concentrado	Jugo de tuna con ácido ascórbico y concentrado	Jugo de tuna con ácido acético y concentrado
		JTM	JTMA	JTMC	JTMCC	JTMTC	JTMSC	JTMAC
Inicial	mg/L	193.2±13	223.9±13.2	83.6±0.43	450.8±3.3	286.3±0.1	433.9±12	443.5±0.4
	mg/g	0.085±13	0.099±13.2	0.037±0.43	0.198±3.3	0.126±0.1	0.191±12	0.195±0.4
3 meses		164.9±2.1	200.6±3.2	0	133.5±1.4	96.3±7	190.3±9.5	139.6±4.4

En la tabla 3.17 se muestra el contenido de los pigmentos líquidos de tuna morada donde se observa que el concentrado que mantiene mayor cantidad de betalaínas es el Jugo de tuna con ácido ascórbico y concentrado JTMAC, mientras que el jugo JTM a los 3 meses de almacenamiento ha perdido el 100% de betalaínas debido a que no contiene ningún agente de conservación y este se ve afectado por la temperatura a la que fue sometido por la eliminación del agua.

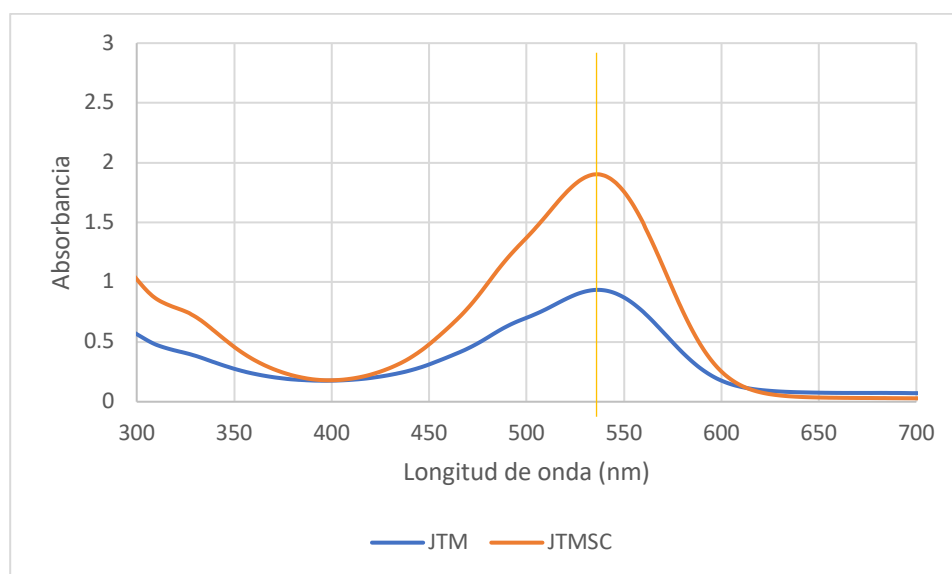


Figura 3.17. Espectro UV-vis de jugo de tuna morada JTM y el jugo concentrado de tuna morada JTMSC

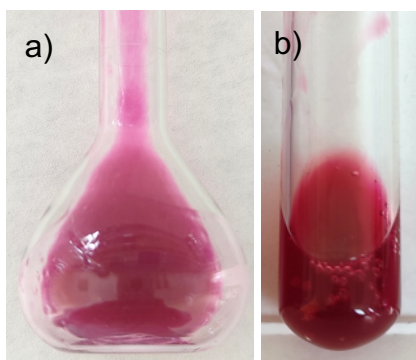


Figura 3.18. a) jugo de tuna morada JTM, b) el jugo concentrado de tuna morada JTMAC

3.3.2 Características fisicoquímicas del pigmento liquido seleccionado de tuna morada

La caracterización inicial de los jugos obtenidos se muestran en la tabla 3.18, en el caso de la tuna morada se consideran que inicialmente se cuentan con betalaínas del tipo betacianinas con una humedad de 86%, se reportan los datos iniciales de los jugos obtenidos, el jugo de tuna morada JTM, jugo concentrado de tuna morada con ácido acético JTMAAC, jugo concentrado de tuna morada con ácido tartárico JTMTTC, jugo concentrado de tuna morada con ácido ascórbico JTMAC, jugo concentrado de tuna morada con ácido cítrico JTMCC, donde se observa que el rendimiento de extracción es de 0.44 mLjugo/gtuna, el JTM tiene un pH de 5.02, y para los concentrados se tiene un pH de 4, esto debido a la adición de los ácidos orgánicos, el jugo concentrado ue tiene mayor contenido inicial de betalaínas es JTMCC con 450.8 mg/L, y de menor contenido se obtiene con JTMTTC con 286.3 mg/L, este comportamiento se puede observar en la figura 3.19, sin embargo, en todos los concentrados se tiene una mayor cantidad de betalaínas que el JTM, esto debido a la concentración de las muestras al eliminar el agua.

En cuanto al contenido de betalainas en tuna Mehta et al. (2025) reportaron un contenido de 858.28 mg/L utilizando una mezcla de d epulpa y cascara con glicerol.

Oktay et al. (2024) obtuvieron 0.472 mg/g en tuna seca. Chaari et al., 2024 reportaron contenido en un rango de 14.8-41.2 mg/g.

Tabla 3.18. Características principales de jugos de tuna morada

Jugo/parámetros	JTM	JTMAC	JTMTC	JTMSC	JTMCC
Rendimiento mLjugo/ gtuna	0.44±0.5	0.44±0.5	0.44±0.5	0.44±0.5	0.44±0.5
Betalaínas mg/L	193.2±13.4	443.5±0.4	286.3±0.1	433.9±12	450.8±3.3
Betalaínas mg/g	0.085	0.195	0.126	0.191	0.198
°Brix	11.6±0	13.1±0	8.4±0	10.2±0	6.5±0
pH	5.02±0	4±0.01	4±0.01	4±0.01	4±0.01

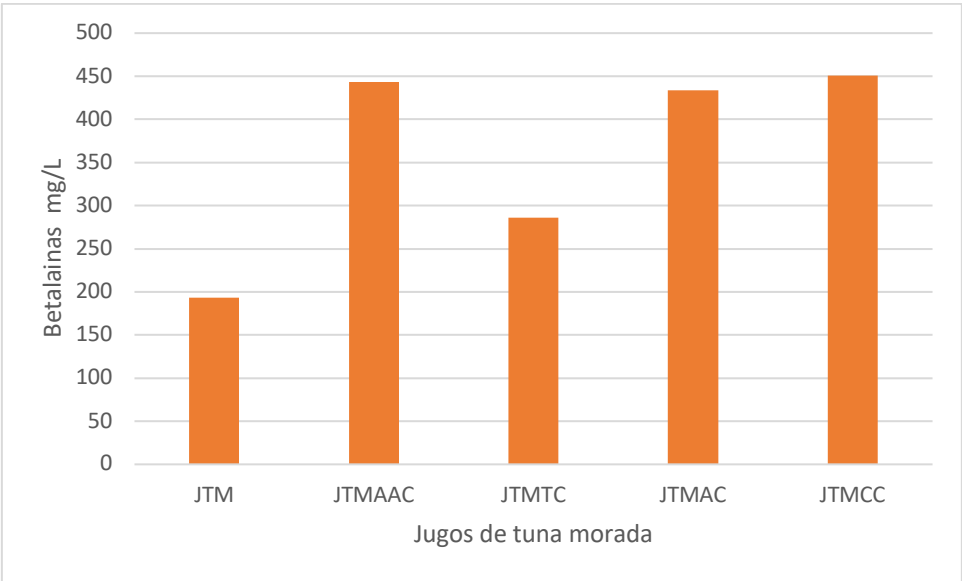


Figura 3.19. Contenido inicial de betalaínas en jugo de tuna morada JTM, jugo concentrado de tuna morada con ácido acético JTMAAC, jugo concentrado de tuna morada con ácido tartárico JTMTC, jugo concentrado de tuna morada con ácido ascórbico JTMAC, jugo concentrado de tuna morada con ácido cítrico JTMCC.

3.3.3 Propiedades colorimétricas de los pigmentos líquidos de tuna morada

En la tabla 3.19 se reportan las propiedades colorimétricas de los jugos obtenidos, donde se puede observar la pureza (intensidad o saturación) que estos tienen de acuerdo con las propiedades $L^*a^*b^*$, el porcentaje de retención de color, la diferencia total de color y el tono hue°. En la figura 3.20 se puede observar la densidad de color de los jugos, el JTM se mantiene entre los tonos morados- rojos, mientras que el jugo concentrado se reporta de color rojo.

Tabla 3.19. Propiedades colorimétricas de jugos obtenidos

Muestra	Betalainas (mg/L)	L^*	a^*	b^*	P	%RC	TDC	Hue °
JTM	143.8	36.2	45.4	7.6	46.0	100.0	0.0	9.5
JTMA	223.9	28.0	40.5	7.1	41.1	100.0	0.0	9.9
JTMC	83.6	31.6	48.7	30.1	57.3	98.7	12.3	9.6
JTMAC	176.5	29.0	43.0	23.0	48.8	100.0	0.0	28.1

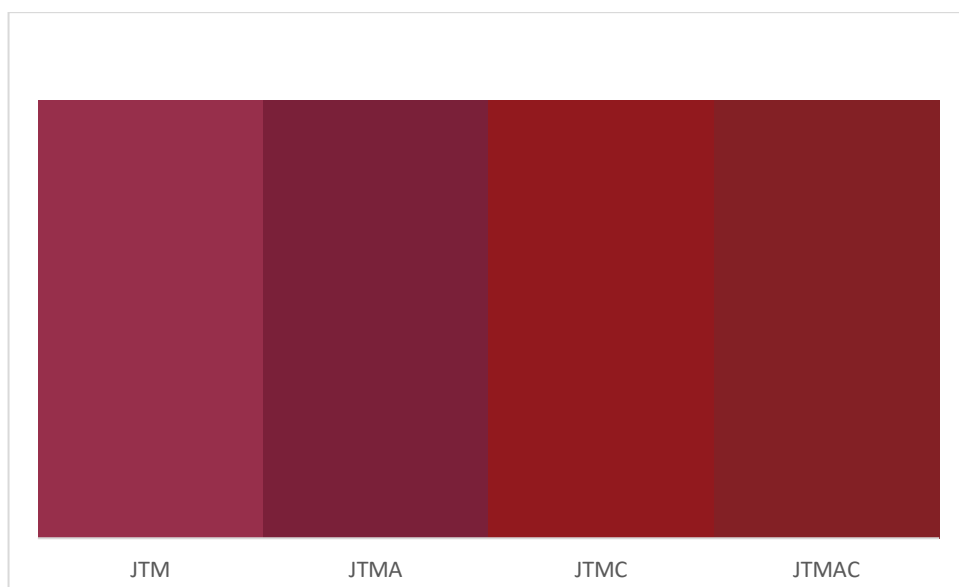


Figura 3.20. Densidad de color de jugos obtenidos de tuna morada

3.3.4 Propiedades colorimétricas del pigmento líquido de tuna morada con cambios de temperatura y pH

En la tabla 3.20 se muestra el análisis de color y estabilidad a diferente pH del jugo inicial de tuna y del jugo concentrado ascórbico. Para el jugo inicial de tuna morada se logra visualizar las distintas tonalidades según el cambio de pH así mismo se muestra el contenido de betalaínas en cada pH en la figura 3.21, donde se puede analizar que la concentración más alta de betalaínas es de 208.6 mg/L a un pH 9 con una tonalidad morada, la cual se visualiza en la figura 3.22, mientras que la más baja la encontramos a un pH de 13 con 27.2 mg/L con un tono amarillo, tomando en cuenta que las betalaínas son estables en pH ácidos podemos observar que la concentración se mantiene en un rango de 100-152 mg/L de betalaínas, todas estas pertenecientes a betacianinas con tonos rojos y morados, por otro lado el extracto a pH 11 tiene una concentración que involucra betacianinas y betaxantinas de ahí que el color encontrado tenga un tono combinado entre rojo-morado-café, mientras que a pH básico específicamente de pH 12-13 la concentración de betalaínas reportada pertenece a betaxantinas con color café y amarillo, la pureza máxima alcanzada pertenece a un pH 8 con un color violeta y en un pH 13 con un color amarillo con una pureza de 83.82. En el caso del jugo concentrado JTMSC se observan los cambios en las tonalidades que se vuelven opacos en comparación con los del extracto puro con una tonalidad $L^*a^*b^*$ (29, 43, 23), pertenecientes a la tonalidad del color rojo violeta diferente tonalidad a la obtenida por Tamba et al. (2018) de $L^*a^*b^*$ (9.68, 33.4, -0.9) que pertenece al color purpura violeta, la pureza máxima alcanzada en este extracto se obtuvo en un pH 8 con 218 con un tono rojo-morado y en pH 13 con 40 con un color amarillo tenue. El comportamiento de cambio de color del JTMSC, también está asociado a la cantidad de betalaínas que contiene, esto también se puede observar en el decremento de betalaínas en la concentración de los jugos, en este caso la gama de colores pertenece a los rojos obteniendo una pureza máxima de 50 en pH 5 con un tono rojo-vino y en pH 12 con un tono café.

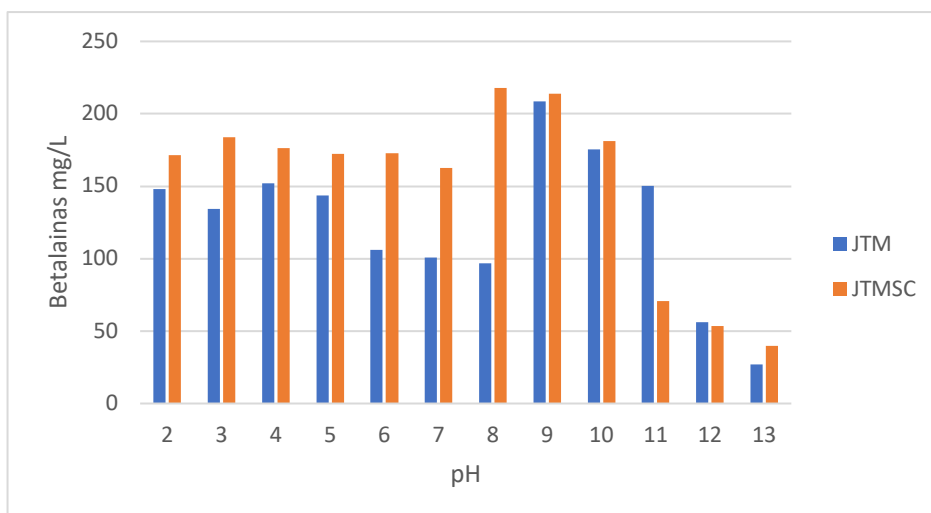


Figura 3.21. Contenido de betalaínas a diferente pH

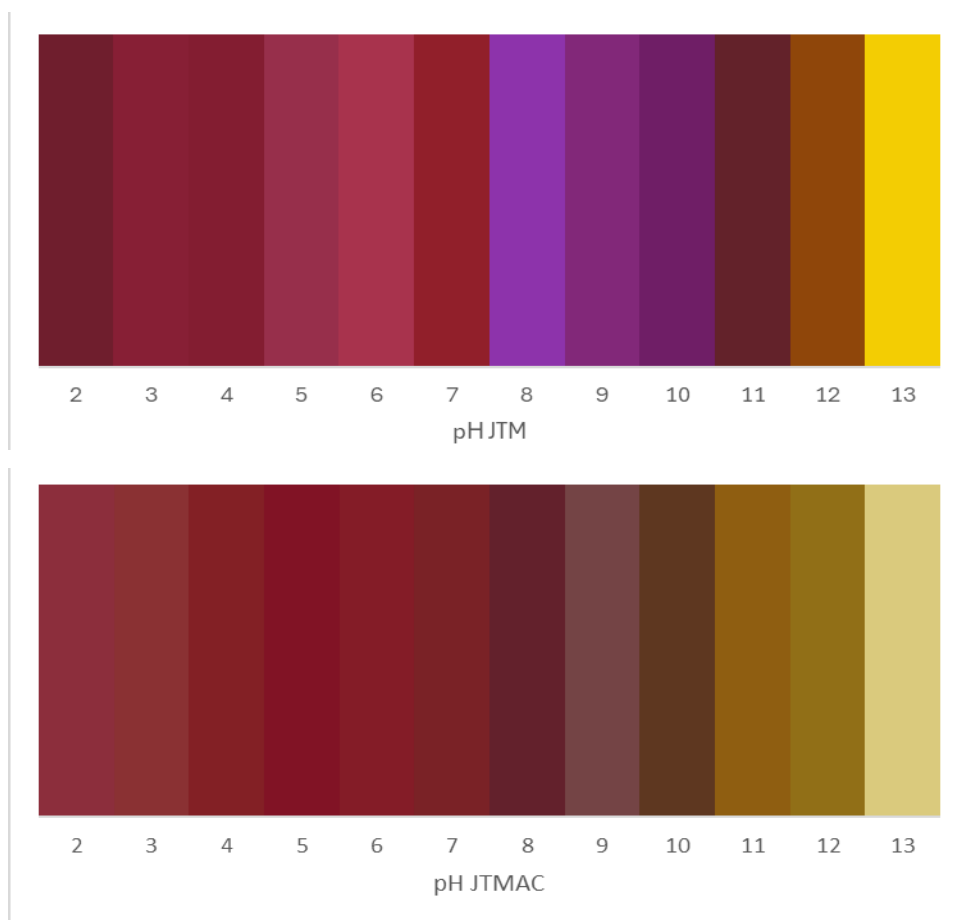


Figura 3. 22. Densidad de color de pigmentos de tuna morada a diferente pH

Tabla3.20. Parámetros colorimétricos de jugos a diferentes pH

Muestra	pH	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JTM	2	25.3	36.6	11	38.2	102.8	14.4	16.7
	3	30.4	44.7	13.4	46.7	93.5	8.2	16.7
	4	29.2	43.9	14.4	46.2	105.8	9.9	18.2
	5	36.2	45.4	7.6	46.0	100.0	0.0	9.5
	6	40	49.4	12	50.8	73.7	7.1	13.7
	7	32.2	47.1	23.3	52.5	69.9	16.3	26.3
	8	38.7	53	-40.5	66.7	67.4	48.8	322.6
	9	33.2	48.1	-26.6	55.0	145.0	34.4	331.1
	10	27.5	43.9	-23.7	49.9	122.1	32.5	331.6
	11	23.6	30.1	10.4	31.8	104.4	20.0	19.1
	12	38.3	27.4	45.1	52.8	39.2	41.6	58.7
	13	83.3	-1.9	83.8	83.8	18.9	101.3	91.3
JTMSC	2	33	41	14	43.3	97.2	10.0	18.9
	3	33	39	20	43.8	104.0	6.4	27.1
	4	29	43	23	48.8	100.0	0.0	28.1
	5	27	46	21	50.6	97.7	4.1	24.5
	6	29	44	22	49.2	97.8	1.4	26.6
	7	27	39	21	44.3	92.2	4.9	28.3
	8	23	31	9	32.3	123.5	19.4	16.2
	9	34	21	9	22.8	121.2	26.6	23.2
	10	27	16	22	27.2	102.7	27.1	54.0
	11	43	18	42	45.7	40.1	34.4	66.8
	12	48	8	50	50.6	30.2	48.1	80.9
	13	81	-1	33	33.0	22.5	68.8	91.7

En la tabla 3.21 se muestra el análisis de estabilidad y color de los jugos a diferentes temperaturas, donde se puede observar los cambios de tonalidades en cada temperatura. En el jugo inicial de tuna se observa una gama de tonos rojos que van aumentando conforme aumenta la temperatura esto se debe a que se está concentrando hasta los 70 °C después viene un decremento de betalaínas, que se puede observar en la figura 3.23, debido a la degradación que sufre por el incremento de temperatura seguido de la pérdida de la tonalidad roja a una gama de colores café, que se puede observar en la figura 3.24, alcanzando un máximo de pureza de 62.8 en el extracto inicial a temperatura de almacenamiento (4°C). Para el caso del jugo de tuna morada concentrado con ascórbico JTMSC se observa una gama de tonalidad morada de los 20°C hasta los 95°C cambiando a una tonalidad amarilla a los 100°C con una pureza de 80, a los 125°C conserva un tono naranja. En cuanto al jugo JTM se tiene una gama de colores rojos-café, a los 100°C se obtiene la una pureza máxima de 56 con un color café hasta los 125°C.

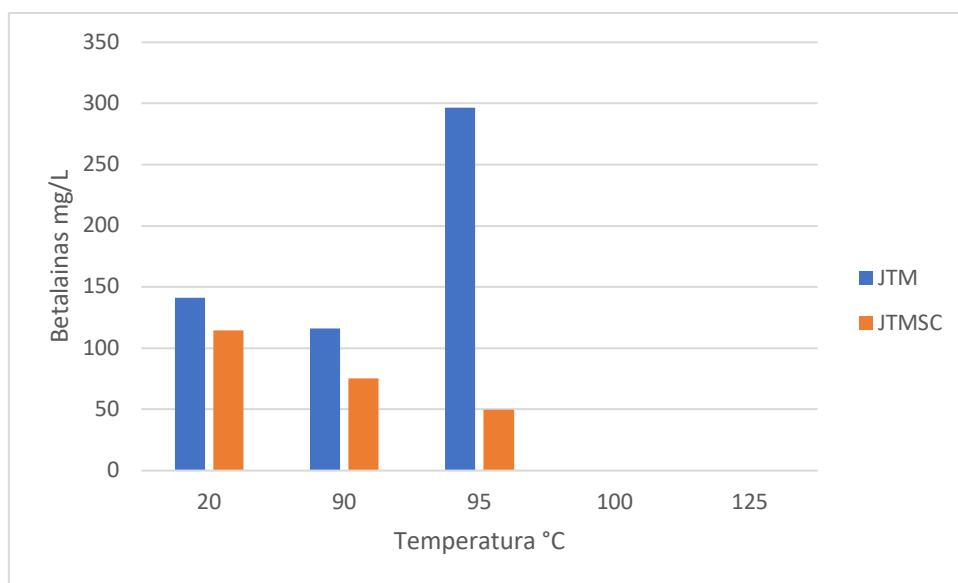


Figura 3.23. Contenido de betalaínas en jugos de tuna morada a diferentes temperaturas

Tabla 3.21 Parámetros colorimétricos de jugos de tuna morada a diferentes temperaturas

Muetsra	T °C	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JTM	20	31.1	48.6	27	55.6	98.1	20.3	29.1
	90	60.4	24.2	36.1	43.5	80.8	43.0	56.2
	95	31.7	34.9	40.2	53.2	206.3	34.5	49.0
	100	47.4	28.7	48.7	56.5	0.0	45.8	59.5
	125	54	21.7	46.9	51.7	0.0	49.2	65.2
JTMSC	20	27	45	18	48.5	65.4	5.8	21.8
	90	25	43	20	47.4	43.1	5.1	24.9
	95	43	34	22	40.5	28.4	15.8	32.9
	100	92	-13	86	87.0	0.0	104.8	98.6
	125	52	25	55	60.4	0.0	43.2	65.6

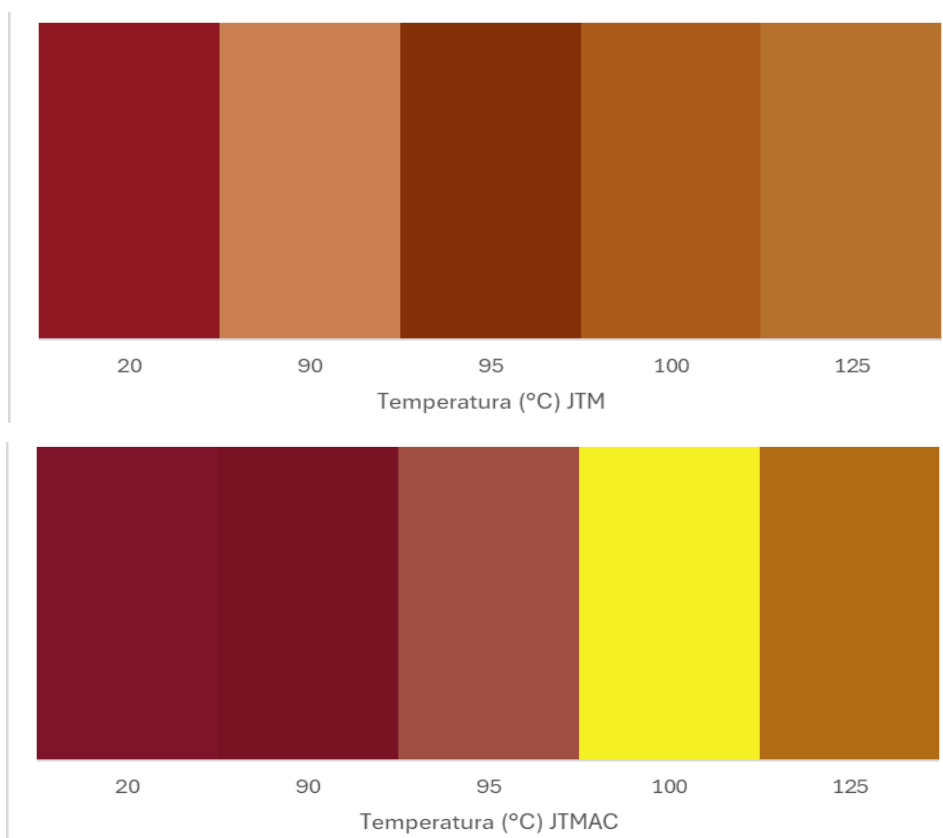


Figura 3.24. Densidad de color de jugos de tuna morada a diferentes temperaturas

En la figura 3.25 se reporta la cantidad de betalaínas para los jugos a diferentes tiempos de exposición al oxígeno. En la tabla 3.22 se muestran los resultados obtenidos del análisis de estabilidad y color ante la exposición del O₂ de la atmosfera, en el cual se aprecia la afectación que tiene en la concentración de betalaínas y el cambio de tonalidad, para el JTM se aprecia una gama de tonos morados los cuales se vuelven más opacos al disminuir las betalaínas al incrementar el tiempo de exposición con un máximo de pureza de 62.8 a 1 día de exposición; en el jugo concentrado JTMSC la máxima pureza se alcanza a los 10 días de exposición con 54, se observan tonos morados, estos tonos se pueden observar en las figuras 3.26, se observan tonos rojos-morados, con la exposición al O₂ de la atmosfera el agua contenida en el extracto se evapora y se tiene una mayor concentración de betalaínas, con esto se demuestra nuevamente que el ácido adicionado conserva y protege las betalaínas.

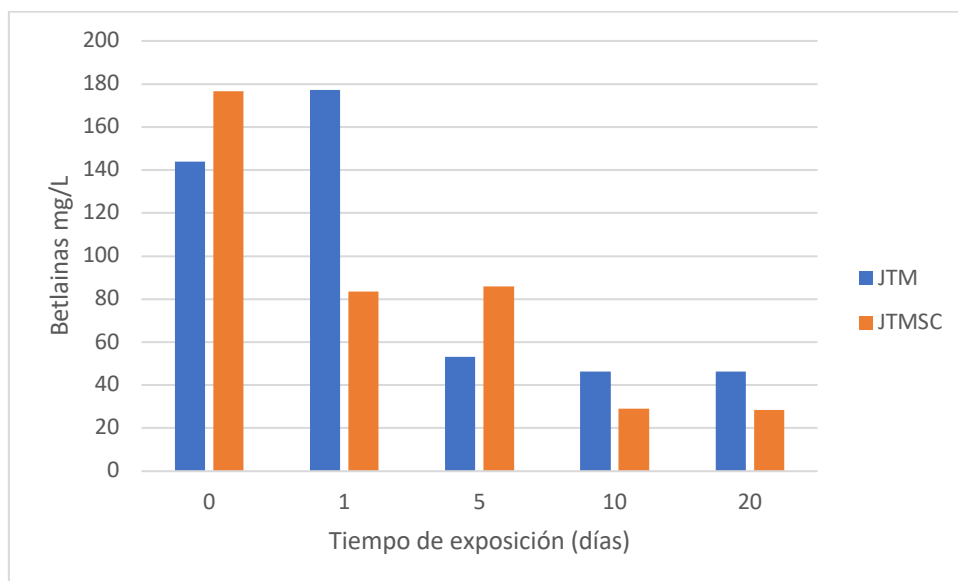


Figura 3.25. Contenido de betalaínas de jugos de tuna morada a distintos tiempos de exposición al oxígeno.

Tabla 3.22. Parámetros colorimétricos de jugos de tuna morada a distintos tiempos de exposición al oxígeno.

muestra	Tiempo(días)	L*	a*	b*	P	%RC	TDC	Hue °
JTM	0	36.2	45.4	7.6	46.0	100.0	0.0	9.5
	1	37	58	24.1	62.8	123.2	20.8	22.6
	5	41.4	49.9	6	50.3	37.0	7.1	6.9
	10	34	51.2	9.7	52.1	32.3	6.5	10.7
	20	32.4	45.7	5.6	46.0	32.1	4.3	7.0
JTMS	0	29	43	23	48.8	100.0	0.0	28.1
	1	22	42	25	48.9	47.4	7.3	30.8
	5	41	50	8	50.6	48.7	20.4	9.1
	10	27	49	24	54.6	16.5	6.4	26.1
	20	51	35	8	35.9	16.2	27.8	12.9

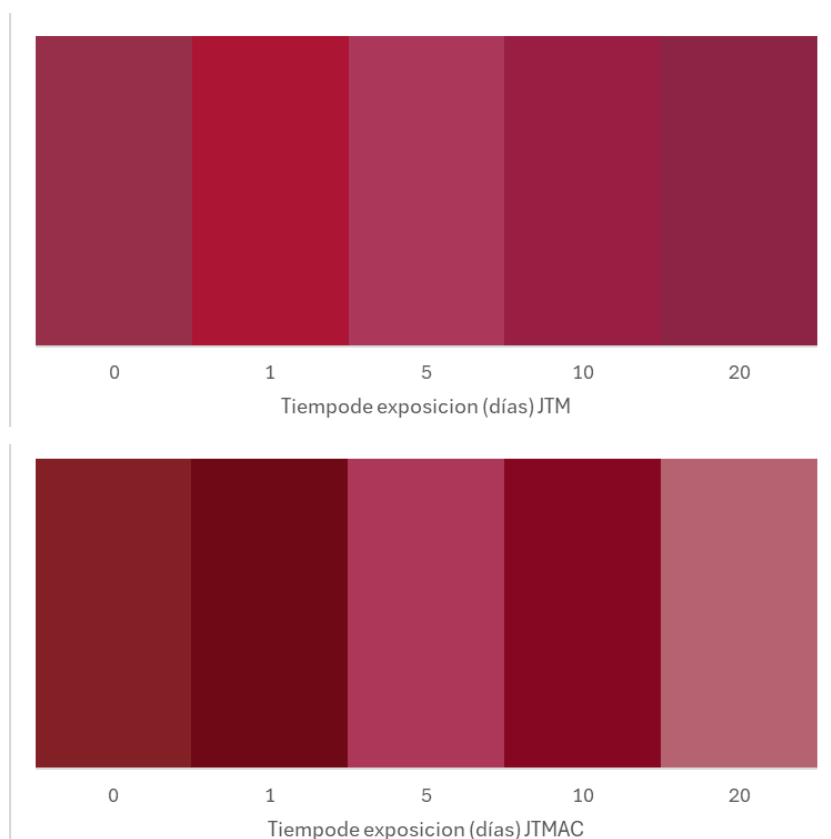


Figura 3.26. Densidad de color de jugos de tuna morada a diferentes tiempos de exposición al oxígeno

3.3.5 Vida de anaquel de los pigmentos líquidos de tuna morada

Siguiendo el método descrito se obtuvo el seguimiento durante 6 meses de almacenamiento a 4°C de los jugos de tuna obtenidos con prensa y jugos concentrados reportado en la tabla 3.23 y en la figura 3.27, donde se observa el incremento de concentración de betalaínas en todos los jugos concentrados esto se debe a la eliminación de agua durante la concentración, debido al efecto hipercrómico en las moléculas, seguido de un decrecimiento de betalaínas con forme al tiempo de almacenamiento dependiendo del ácido añadido, el que tuvo menor cantidad de betalaínas fue JTMTC con 56.4 mg/L, JTMAC con 109.6, JTMCC con 113.9, siendo el JTMSC el que conservo 176.5 mg/L de betalaínas al final del tiempo de almacenamiento a 4°C. con esto se constata que el ácido que conserva mejor las betalaínas es el ácido ascórbico, esto se debe a la afinidad que tiene la tuna morada por el ácido ascórbico, al formar este parte de sus ácidos base. La concentración reportada del JTMSC es una concentración mayor a la reportada por Vergara et al. (2015) de 131.7 mg/L inicialmente.

Tabla 3.23. Concentración de betalaínas en jugos de tuna en almacenamiento a 4°C

Muestra/ tiempo (meses)	Betalaínas (mg/L)				
	0	1	3	5	6
JTM	193.2±13.4	180.1±2.3	164.9±2.1	156.3±1.1	143.8±1.4
	0.09	0.08	0.07	0.07	0.06
JTMAC	443.5±0.4	232.2±8.9	139.6±4.4	125.2±3.5	109.6±2.4
	0.20	0.10	0.06	0.06	0.05
JTMTC	286.3±0.1	163±5.4	96.3±7.0	87.4±3.3	56.4±5.4
	0.13	0.07	0.04	0.04	0.02
JTMSC	433.9±12	232.4±6.6	190.3±9.5	176.6±2.9	176.5±5.3
	0.19	0.10	0.08	0.08	0.08
JTMCC	450.8±3.3	209.7±7.9	133.5±1.4	114.6±1.8	113.9±5.5
	0.20	0.09	0.06	0.05	0.05

En la tabla 3.24 se reportan los porcentajes de perdida en cada tiempo de los jugos obtenidos, donde se observa que el JTM al final del almacenamiento tiene una perdida del 26%, seguido del JTMSC con 60% de perdida, JTMAC y JTMCC tienen una perdida del 75% siendo así el que tiene mayor perdida de betalaínas el JTMTC con 80% de perdida. En la figura 3.27 se muestran las tendencias para cada jugo obtenido.

Tabla 3.24. Porcentajes de perdida de betalaínas durante tiempo de almacenamiento

Muestra/tiempo	% perdido				Total
	1	3	5	6	
JTM	7	8	5	8	26
JTMAC	48	40	10	12	75
JTMTC	43	41	9	35	80
JTMSC	46	18	7	0	59
JTMCC	53	36	14	1	75

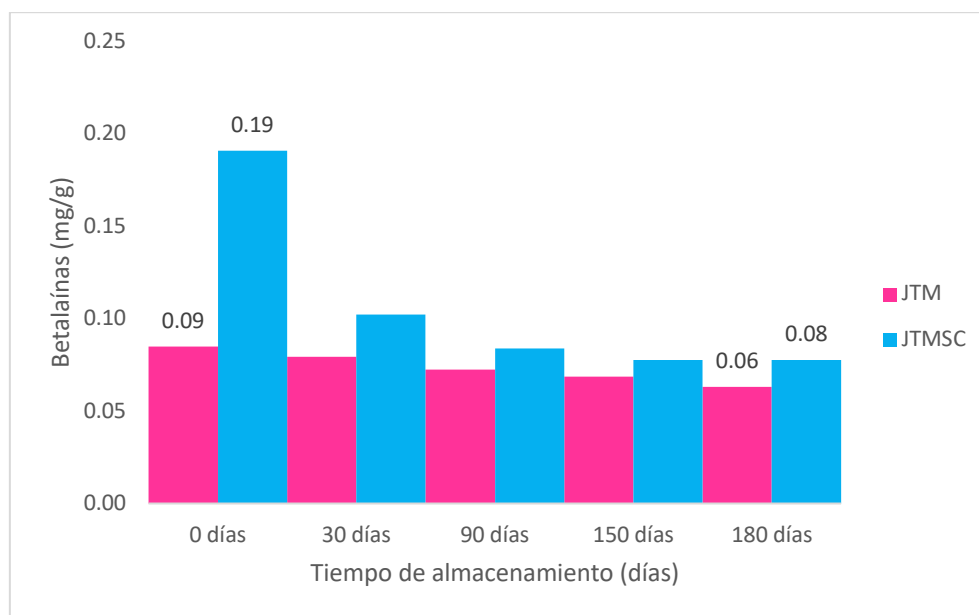


Figura 3.27. Concentración de betalaínas de jugos de tuna durante tiempo de almacenamiento a 4°C.

Tabla 3.25. Resultados finales obtenidos en muestras de betabel morado, amarillo y tuna morada.

Materia prima	Tipo de extracto	Betalaínas mg/L				Vida de anaquel a 4°C	Rangos de estabilidad			C (Pureza)	Color
		Betaxantinas		Betacianinas			Temperatura °C	pH	Oxígeno		
		Inicio	Fin	Inicio	Fin						
Betabel morado	Extracto	392.3±2.7	0	522.2±6.2	0	6 meses	<40	<7	10 días	68	Rojo
	Extracto Concentrado	-	-	2867±5.04	2485±1	6 meses	<100	<9	20 días	51	Rojo-morado
Betabel amarillo	Extracto	86.4±0.63	0	-	-	6 meses	<20	<4	1 hora	83.79	Amarillo
	Extracto Concentrado	776.38±0.35	790.86±1	-	-	6 meses	<100	<9	20 días	96.94	Amarillo
Tuna morada	Extracto	-	-	193.2±13.42	144±2	6 meses	<40	<8	5 días	46	Rojo-morado
	Extracto Concentrado	-	-	433.9±12	177±5	6 meses	<100	<9	20 días	48	Rojo

Los pigmentos obtenidos por prensa y adicionado con una agente de conservación y concentrados, mostraron las siguientes características:

El pigmento de betabel morado se obtuvo con 2867 mg/L de betalaínas iniciales y después de 6 meses de almacenamiento mantuvo 2485 mg/L con una estabilidad colorimétrica a la temperatura <100°C, con estabilidad a pH <9 y 20 días de exposición

al oxígeno con una tonalidad rojo-morado con una pureza de 51; sin embargo, en el extracto de betabel por sí solo se encontraron 915 mg/L de betalainas, con una resistencia colorimétrica a la temperatura <40°C, estable a pH <7 y a 10 días de exposición al oxígeno con un tono rojo de pureza de 68, en este caso las betalaínas no se mantuvieron al final del almacenamiento.

El pigmento obtenido de betabel amarillo con 776 mg/L de betalaínas mantuvo al final de 6 meses de almacenamiento un total de 790mg/L con una estabilidad colorimétrica <100°C, pH <9, con 20 días de exposición al oxígeno con una tonalidad amarillo brillante con una pureza de color de 96.94, sin embargo, en el extracto solo se encontró un total de 86.4 mg/L de betalaínas con una estabilidad <20°C, pH <4, con 1 hora de exposición al oxígeno, con una tonalidad amarilla de 83.79 de pureza, en este caso las betalaínas no se mantuvieron al final del almacenamiento.

El pigmento de tuna morada se obtuvo con 434mg/L de betalaínas iniciales que después de 6 meses de almacenamiento se mantienen 177 mg/L de contenido de betalaínas, con una resistencia colorimétrica <100°C, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno con una tonalidad roja de 48 de pureza, mientras que el extracto solo tuvo un contenido de 193 mg/L de betalaínas y después de 6 meses de almacenamiento de 144 mg/L con una estabilidad <40°C, pH <8 y 5 días de exposición al oxígeno con una pureza de 46 en una tonalidad rojo-morado.

Como se observa el contenido de betalainas obtenidas en el betabel morado es mayor al del amarillo y al de la tuna, tuna < betabel amarillo < betabel morado.

Estos resultados proporcionan una forma de extracción de betalaínas sin la necesidad de un solvente. Para todos los casos analizados se reporta que los extractos solos, tienen una estabilidad baja por lo que esto impide su aplicación en muchos productos ya sea por su origen o por la manera de obtención. No obstante, los pigmentos obtenidos tienen mayor estabilidad colorimétrica ante los factores sometidos, esto les da ventaja ante los extractos solos, ya que abre las posibilidades de la aplicación del pigmento a una mayor diversidad de productos alimenticios sin temor de perder la tonalidad.

3.4 Caracterización de pigmentos mediante UPLC

3.4.1 Identificación y cuantificación de azúcares en pigmentos mediante UPLC-IR

En la figura 3.28 se muestran las curvas de calibración de los estándares de azúcares con las cuales se trabajó donde se puede observar una R^2 para cada curva de 0.99. En la tabla 3.25 se reportan los datos obtenidos sobre el contenido y tipo de azúcar encontrado en los pigmentos.

El betabel morado y amarillo presentaron sacarosa como azúcar predominante con una concentración de 3.4 mg/L para el betabel morado y de 1.8 mg/L para el amarillo, sin embargo, en la tuna morada se encontró un contenido de 0.5 mg/L de sacarosa y 3.9 mg/L de fructuosa, siendo este el principal azúcar contenido en la tuna.

Tabla 3.26. Contenido y tipo de azúcar de pigmentos obtenidos en mg/L

Pigmento/Azúcar	Sacarosa	Fructuosa
Betabel Morado	3.4±0.9	-
Betabel Amarillo	1.8±0.1	-
Tuna Morada	0.5±0.2	3.9±0.2

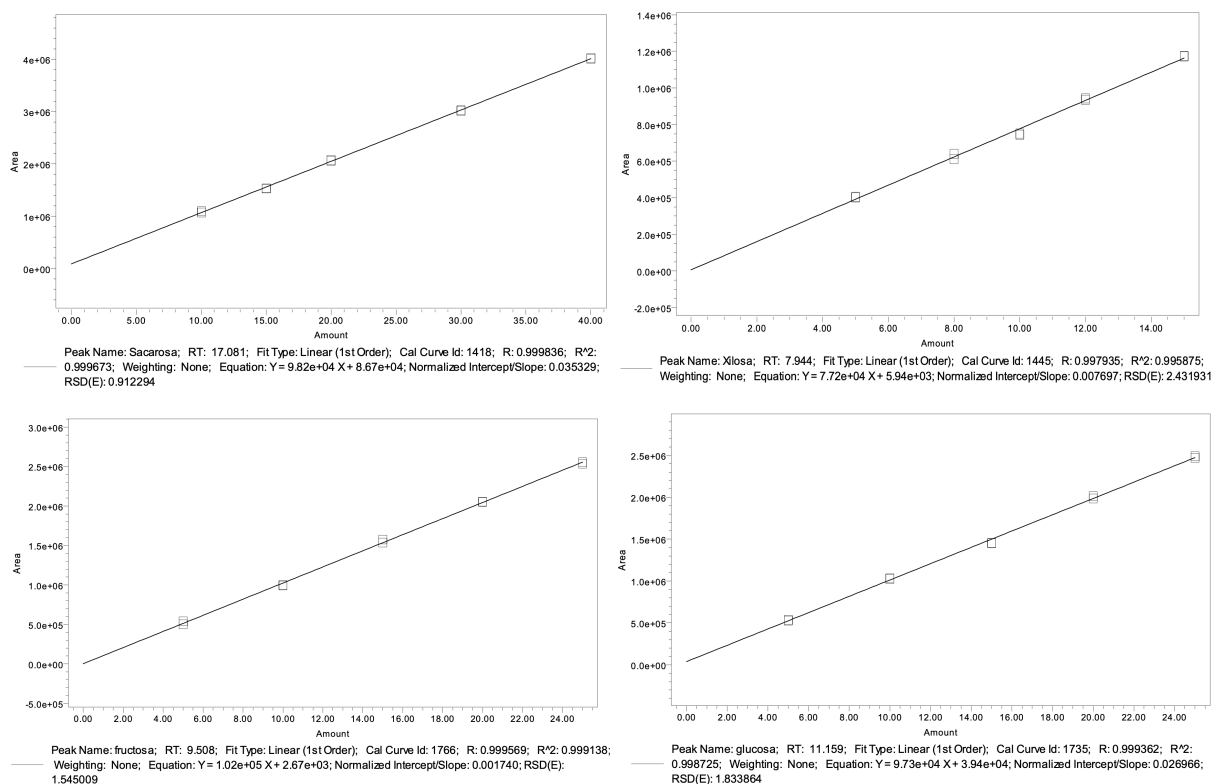


Figura 3.28. Curvas de calibración de estándar de sacarosa, xilosa, fructuosa y glucosa.

En la figura 3.29 se muestra el cromatograma obtenido del betabel morado donde se observa dos picos, el primero es el llamado frente del solvente y el segundo es el correspondiente al azúcar del tipo sacarosa, encontrado a los 12.196 minutos de retención, mientras la figura 3.30 muestra el cromatograma del betabel amarillo donde se observan de igual manera 2 picos el primero perteneciente al solvente y el segundo al azúcar sacarosa a los 12.326, cercano al tiempo de retención en el betabel morado; esto concuerda con la literatura que especifica que el principal azúcar presente en el betabel es sacarosa.

En la figura 3.31 se muestra el cromatograma de tuna morada en este caso se observa el pico del solvente seguido del pico de fructuosa a los 9.555 minutos y en seguida el pico de sacara a los 16.434 minutos de retención.

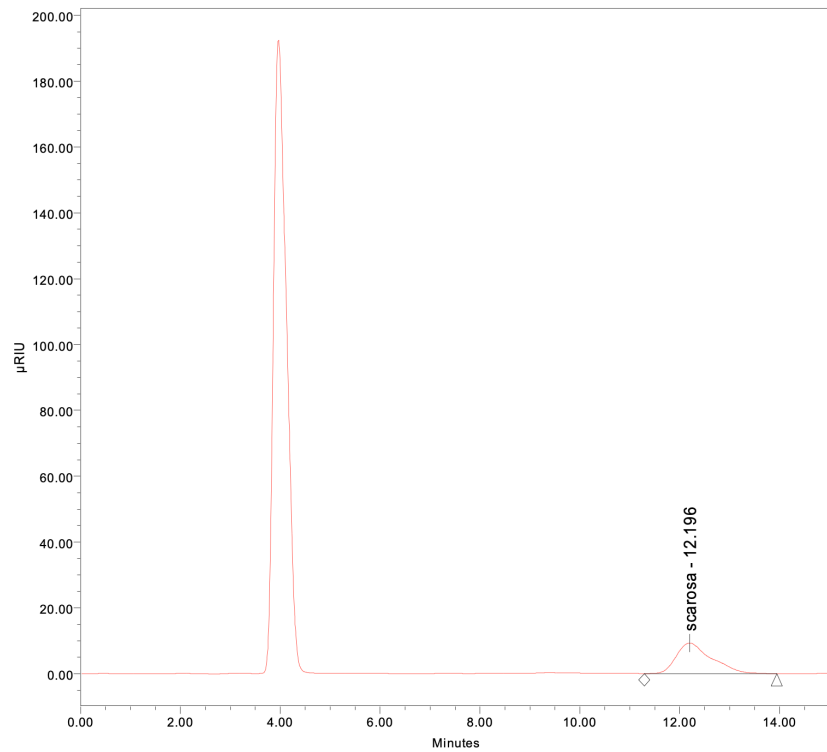


Figura 3.29. Cromatograma de Betabel morado

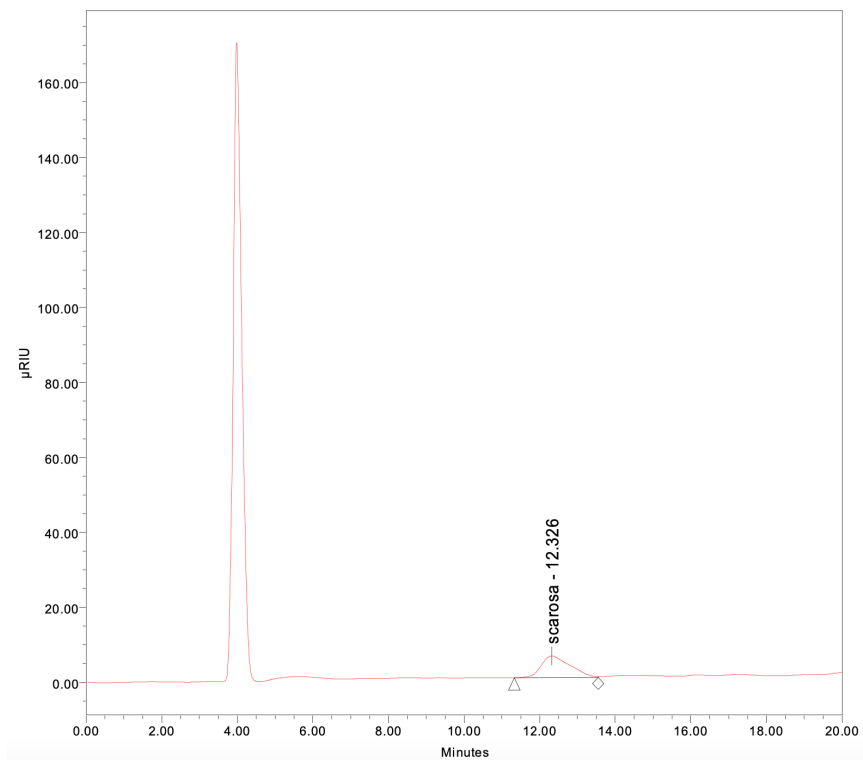


Figura 3.30. Cromatograma de Betabel amarillo

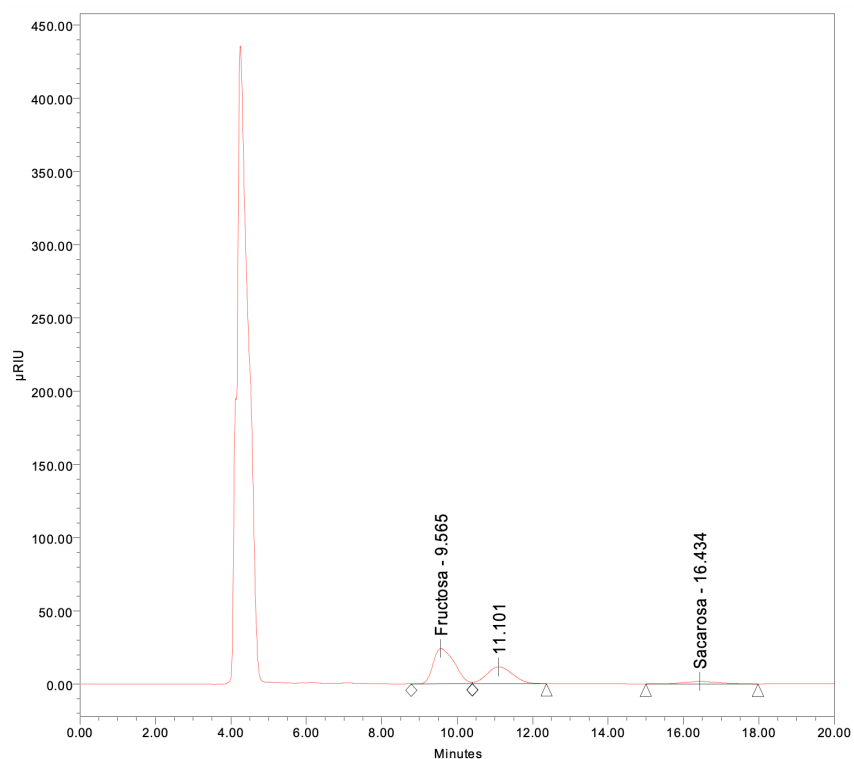


Figura 3.31 Cromatograma de Tuna morada

Albano et al. (2015) reportó 0.78 g/100gFW de fructuosa en la tuna morada, por otro lado, Pérez-Orozco & Sosa (2022) analizaron el contenido de azúcares en pitaya de diferentes especies, encontrando glucosa y fructosa en pitaya rosa con 5.99 mg/100g y 2.87 mg/100g respectivamente, lo cual indica que a pesar de que la pitaya es fuente de betalainas su contenido de azúcares y el tipo de éstas es diferente al betabel.

3.4.2 Identificación y cuantificación de componentes en pigmentos mediante UPLC-PDA-MS

3.4.2.1 Identificación de betalainas en jugos de betabel y tuna morados y betabel amarillo

El análisis de la muestra de betalainas extraídas de betabel morado (*Beta vulgaris*) mediante cromatografía líquida de ultra alta resolución acoplada a espectrometría de masas (UPLC-MS) permitió una caracterización detallada de los compuestos presentes; las masas obtenidas se muestran en la tabla 3.27; donde se observaron señales representativas en los valores de m/z , 388, 459, 551, asociadas a betacianinas como, betanidina, neobetanina y betanina, 340, 327, 305, 283, estas asociadas a betaxantinas como vulgaxantina I, vulgaxantina II, indicaxantina y miraxantina V; también se observaron otras masas las cuales pertenecen a isómeros y fragmentos de betalainas o algún aducto. En la tabla 3.27 también se observan las masas obtenidas para el betabel amarillo en este caso se observan masas cercanas a betacianinas como 390, 453 relacionado a 6'-feruloyl-betanin y su isómero y 466 perteneciente a 2,17-Bidecarboxy-betanin y su isómero, sin embargo debido a la naturaleza de la muestra se observaron mayor cantidad de masas pertenecientes a las betaxantinas como 252, 276, 283, 297, 305, 309, 311, 325, 331, 340, 341, 343, 349, 359, 375, 381, 390, también se observaron otras masas las cuales pertenecen a isómeros y fragmentos de betalainas o algún aducto, las masas obtenidas para la tuna morada también se muestran en la tabla 3.27, donde se observan masas para betaxantinas en m/z 283, 309, 327, 340, 344, y betacianinas en m/z 388, 415, 459, 551, 564, también se encontraron otras masas, las cuales se asocian productos derivados de isómeros, fragmentos o aductos de las betalainas.

Como se logra observar en los valores obtenidos existen valores de m/z los cuales son consistentes con las masas moleculares esperadas para compuestos como betanina, isobetanina, vulgaxantina I y otros análogos, para todas las muestras. Sin embargo se obtuvieron masas que no corresponden a una masa de betalaina específica, por lo que

se tratan de especies como fragmentos debido a la condición de las muestras y las fases utilizadas ya que esto favorece la separación cromatográfica y la ionización de moléculas; por otro lado, un pH ácido estabiliza los compuestos ionizados positivamente y con esto se generan picos de alta intensidad de todos los posibles compuestos.

Tabla 3.27. Identificación de m/z obtenidas en muestras betabel morado, amarillo y tuna morada mediante UPLC-MS.

Muestra	Picos identificados a 480 nm	Picos identificados a 535 nm	Tiempo de retención	m/z Reportada	m/z Teórica	Identificación	Referencia
Bet morado			8.624	214	-	-	No identificado
			6.313	283	295 291	Betaxanthin decarboxylated Miraxanthin V	Wang et al. (2020)
	Pico 17		6.288	305	309 305	Indicaxanthin	Spórna-Kucab et al. (2023) Wang et al. (2020)
			7.109	327	323 325	Betanin fragmentation Vulgaxanthin II, Valin- betaxanthin	Wang et al. (2020)
	Pico 8		0.846	340	339	Vulgaxanthin I	Slatnar et al. (2015) Wang et al. (2020)
			9.218	340	339	Vulgaxanthin I	Slatnar et al. (2015) Wang et al. (2020)
	Pico 18		7.107	344	345	Isomer Loss of CO ₂ Decarboxylation	Spórna-Kucab et al. (2023) Wang et al. (2020)
	Pico 4		0.611	365		-	No identificado
			7.008	371		-	No identificado
	Pico 3		0.551	381		-	No identificado
			7.814	388	389	Betanidine (aglycone) Betanine fragmentation	Wang et al. (2020)
			8.428	415		-	No identificado
			8.427	432		-	No identificado
			9.885	435		-	No identificado
			9.878	437		-	No identificado

			9.535	453	459	Decarboxylation of neobetanin	Wang et al. (2020)
			8.965	476		-	No identificado
			9.468	520		-	No identificado
	Pico 14	Pico 1	4.393	551	551	Betanin	Wang et al. (2020)
	Pico 16	Pico 2	4.888	551	551	Isobetanin	Wang et al. (2020)
			564	564		-	No identificado
Tuna morada	Pico 1		0.476	151		-	No identificado
	Pico 30		8.172	183		-	No identificado
	Pico 5		0.539	203		-	No identificado
			11.311	209		-	No identificado
	Pico 4		0.524	219	217	Fragment of indicaxanthin	García-Cayuela et al. (2018)
	Pico 28		6.303	283	283	Alanine-betaxanthin	Araujo-León et al. (2024)
	Pico 19		3.813	309	309	Proline-betaxanthin	Araujo-León et al. (2024)
	Pico 29		7.07	327	325	Leucine-betaxanthin	Araujo-León et al. (2024)
			8.972	340	340	Glutamine-betaxanthin	Araujo-León et al. (2024)
			7.082	344	343	Methionine-betaxanthin	Araujo-León et al. (2024)
			7.786	371	367	Arginine-Betaxanthin	Chaari et al. (2024)
	Pico 5		0.546	381		-	No identificado
			7.786	388	389	Betanidin	Araujo-León et al. (2024)
			8.403	415	417	2,15,17-tridecarboxy-neobetanin	Araujo-León et al. (2024)
			10.972	415	415	2,15,17-tridecarboxy-xanneobetanin	Araujo-León et al. (2024)
			8.402	432		-	No identificado
			9.757	435		-	No identificado
			9.801	437		-	No identificado
			8.513	446		-	No identificado
			0.75	447		-	No identificado
			0.748	449		-	No identificado
	Pico 10		0.752	451		-	No identificado

			9.52	453		-	No identificado
	Pico 31		8.943	459	459	2,17-bidecarboxy-xanneobetanin	Araujo-León et al. (2024)
			8.943	476	475	IG4 (isorhamnetin glucosyl-pentoside)	García-Cayuela et al. (2018)
			9.443	520		-	No identificado
	Pico 21	Pico 1	4.341	551	551	Betanin	Chaari et al. (2024) González-Ponce et al. (2020)
	Pico 25	Pico 2	4.861	551	551	Isobetanin	Chaari et al. (2024) González-Ponce et al. (2020)
			9.92	564	566	15-Hydroxybetanidin 5- O- β -glucoside	Chaari et al. (2024)
			9.031	680	683	Apiocactin	Araujo-León et al. (2024)
Bet amarillo	Pico 8		0.754	178		-	No identificado
			4.452	188		-	No identificado
	Pico 3		0.51	223		-	No identificado
			8.892	227		-	No identificado
			2.574	242		-	No identificado
	Pico 14		2.898	252	255	Etanolamine-betaxanthin	Kusznierewicz et al. (2021)
			8.86	276	277	Isoindicaxanthin Glutamine	Wang et al. (2020)
			0.815	281		-	No identificado
	Pico 13		2.097	283	283	Proline-Betaxanthin Alanine-betaxanthin	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)
	Pico 4		0.501	291		-	No identificado
			5.559	293		-	No identificado
			2.756	297	297	17-Descarboxi-neobetanin	Wang et al. (2020)
			3.917	300		-	No identificado
			6.227	305	305	Histamine-Betaxanthin	Spórna-Kucab et al. (2023)
	Pico 15		3.674	309	309	Proline-Betaxanthin (indicaxanthin)	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)

	Pico 17		6.169	311	311 313	Valine-betaxanthin Phenyllalanine-betaxanthin	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)
			5.022	321	321	Isoindicaxanthin Glutamine	Wang et al. (2020)
	Pico 9		0.819	323		-	No identificado
	Pico 18		7.798	325	325	Leucine-betaxanthin (Vulgaxanthin IV)	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)
			7.977	325	325	Isoleucin-betaxanthin	Kusznierewicz et al. (2021)
			2.914	330	331	Tyramine-betaxanthin (miraxanthin III)	Kusznierewicz et al. (2021)
	Pico 10		0.815	340	340	Indicaxanthin Glutamine-betaxanthin	Wang et al. (2020)
	Pico 12		1.209	341	341	Glutamic acid-betaxanthin	Wang et al. (2020)
			8.89	343	345 344 343	17-Descarboxi-betanidin N-trans-Feruloyl-3- metoxytyramine (N-trans- Feruloylhomovanillylamine) Methionine-betaxanthin	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)
			7.044	349	349	Histidine-betaxanthin	Spórna-Kucab et al. (2023)
			8.878	359	359	Phenyllalanine-betaxanthin	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)
	Pico 16		5.316	375	375	Tyrosine-betaxanthin (portulacaxanthin II)	Kusznierewicz et al. (2021)
			7.311	377		-	No identificado
	Pico 5		0.618	381	387	Neobetanin	Wang et al. (2020)
			11.014	390	389 391	6'-feruloyl-betanin 6'-feruloyl-isobetanin Dopa-betaxanthin (dopaxanthin)	Wang et al. (2020) Kusznierewicz et al. (2021)
	Pico 19		7.865	407		-	No identificado
			7.227	409		-	No identificado
			8.364	415		-	No identificado
			0.806	424		-	No identificado
			9.485	435		-	No identificado
			8.365	347		-	No identificado

		9.489	453	453	6'-feruloyl-betanin 6'-feruloyl-isobetanin	Wang et al. (2020)
		7.604	466	463 461	2,17-Bidecarboxy- betanin/isobetanin	Wang et al. (2020)
		9.666	469		-	No identificado
		9.493	475		-	No identificado
		8.915	481		-	No identificado
		8.461	497		-	No identificado
		9.41	525		-	No identificado
	Pico 6	0.615	543		-	No identificado
		9.878	569		-	No identificado
		0.826	613		-	No identificado
		10.322	613		-	No identificado

En la figura 3.32 y 3.33 se muestra el cromatograma y espectro PDA del betabel morado a 480 y 535 nm, longitud de onda reportada para betaxantinas y betacianinas; con un total de 19 y 2 picos respectivamente; así como en la figura 3.34 se muestran el cromatograma y espectro PDA de betabel amarillo a 480 nm y en la figura 3.35 con 19 picos y la figura 3.36 muestra el cromatograma y espectro PDA para tuna morada a 480 y 535 nm con 31 y 2 picos respectivamente. En la tabla 3.27 se muestran los picos relacionados con las masas encontradas de cada muestra.

En las figuras 3.37-3.43 muestran los cromatogramas y espectros UPLC-MS de los diferentes compuestos identificados en el betabel morado, en las figuras 3.44- 3.56 se muestran los cromatogramas y espectros UPLC-MS de los diferentes compuestos identificados en el betabel amarillo, en las figuras 3.57-3.61 se muestran los cromatogramas y espectros UPLC-MS de los diferentes compuestos identificados en la tuna morada.

Donde se observa que el betabel morado y tuna morada tienen en común la betacianina betanina identificada a 551m/z observada en la imagen 3.42 y 3.60; y la betaxantina en común entre el betabel morado, betabel amarillo y tuna morada es la glutamina-betaxantina (vulgaxantina I), a 340 m/z identificadas en las imágenes 3.39, 3.50, 3.59.

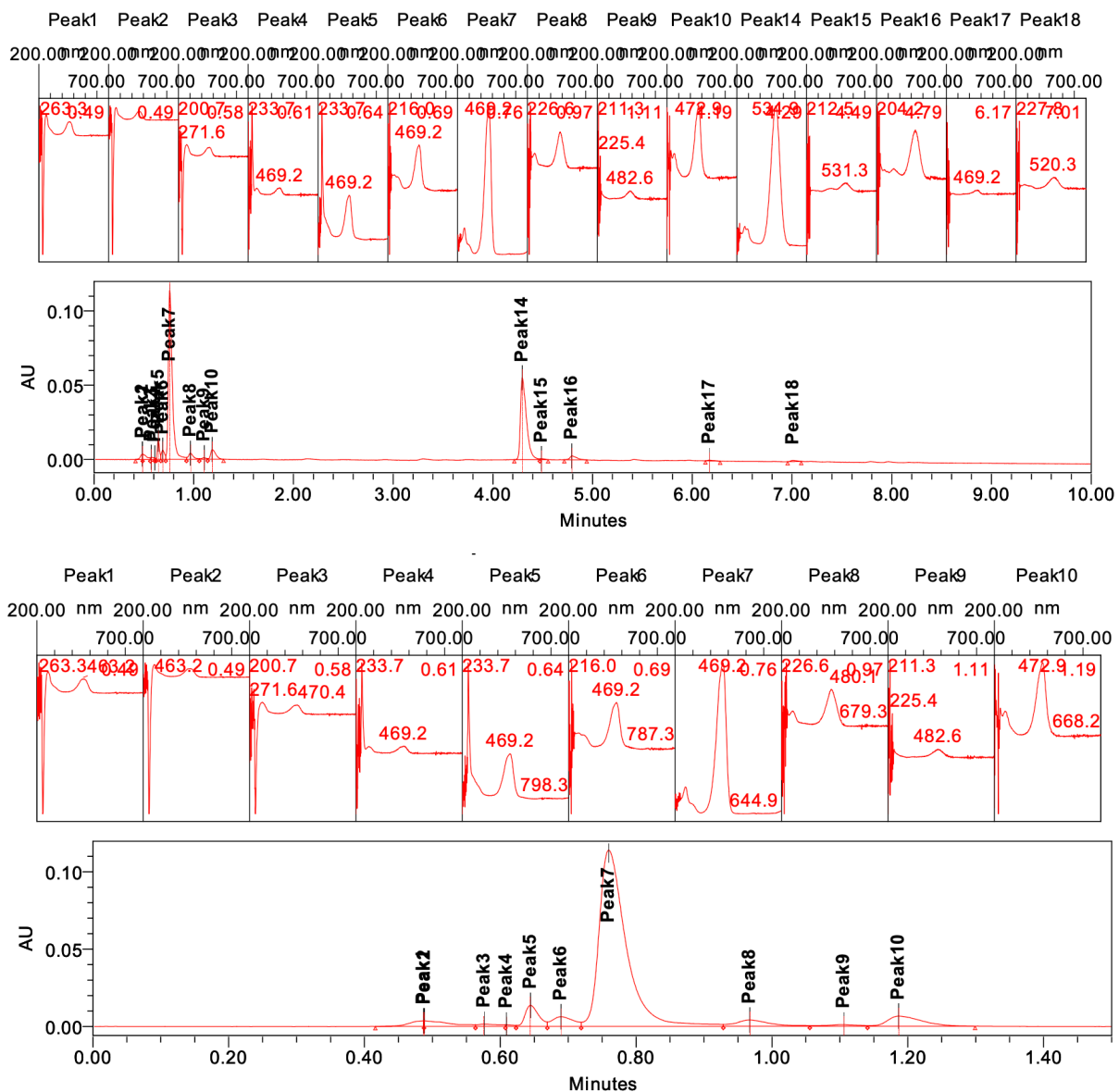


Figura 3.32. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de betabel morado a 480 nm

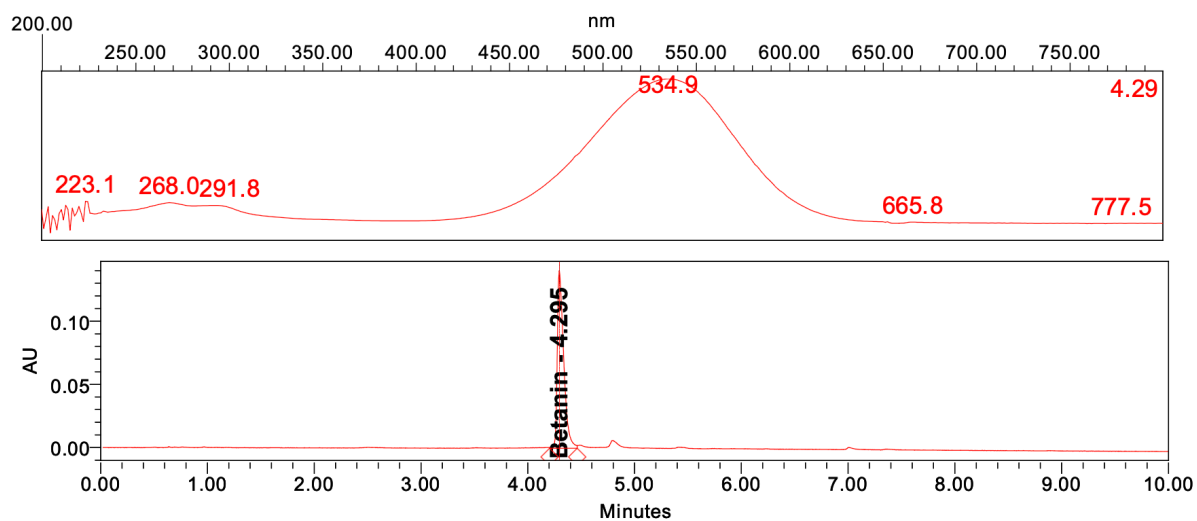


Figura 3.33. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de betabel morado a 535 nm

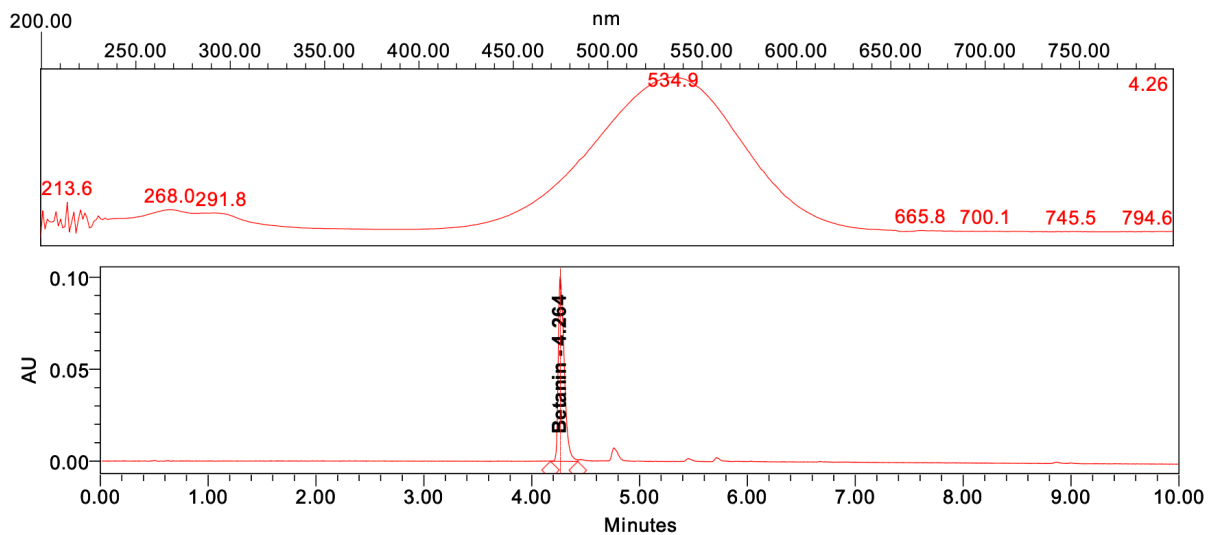


Figura 3.36. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de tuna morada a 535 nm

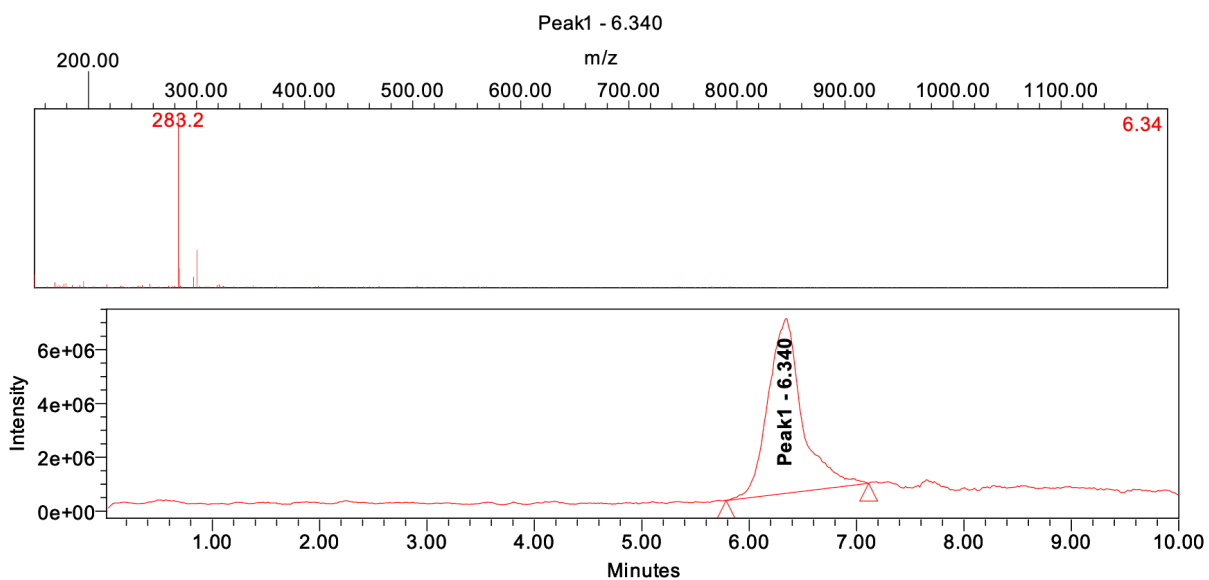


Figura 3.37. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 283 m/z

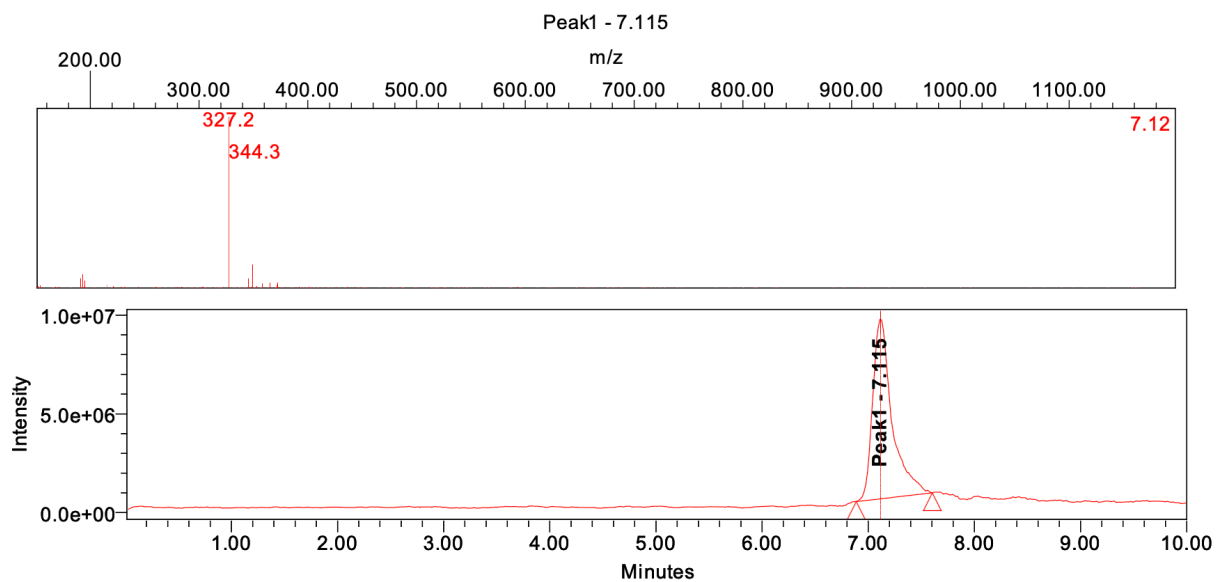


Figura 3.38. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 327 m/z

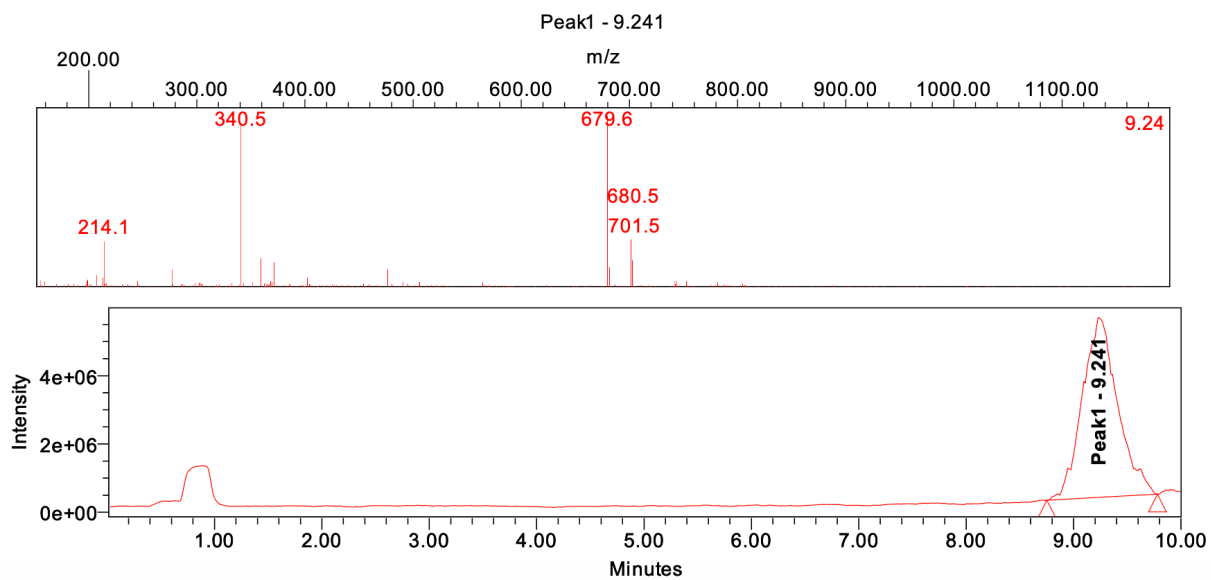


Figura 3.39. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 340 m/z

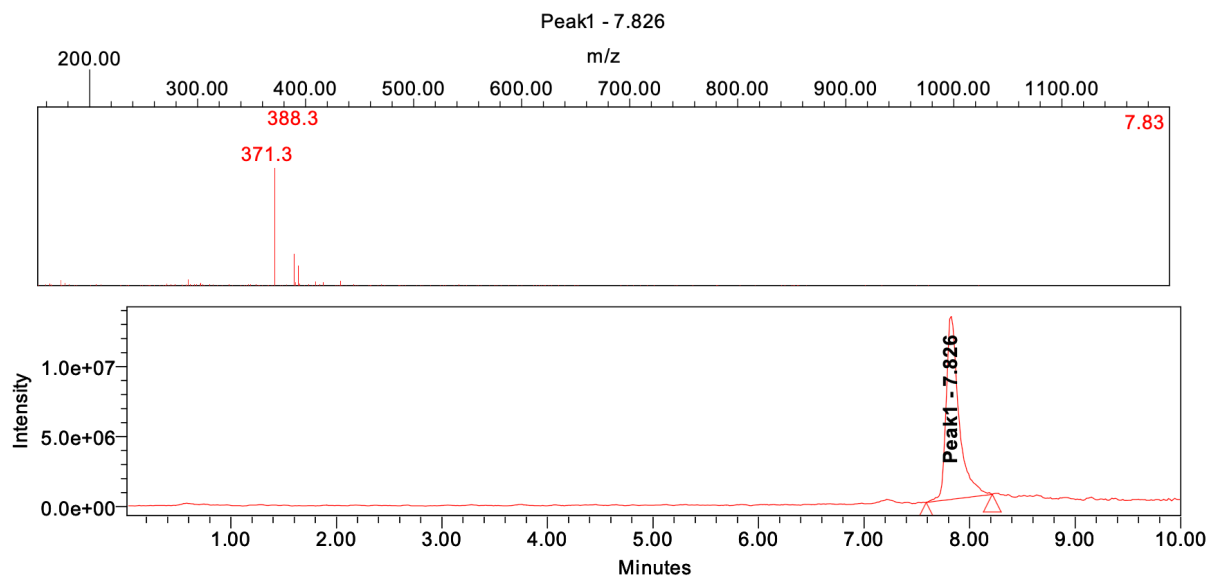


Figura 3.40. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 388 m/z

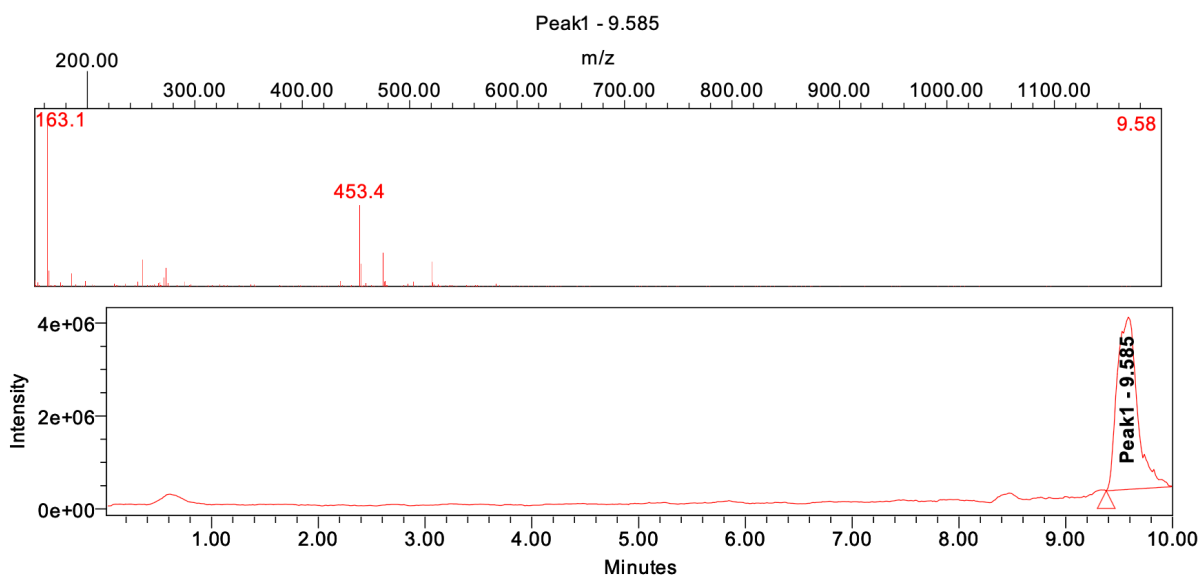


Figura 3.41. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 453 m/z

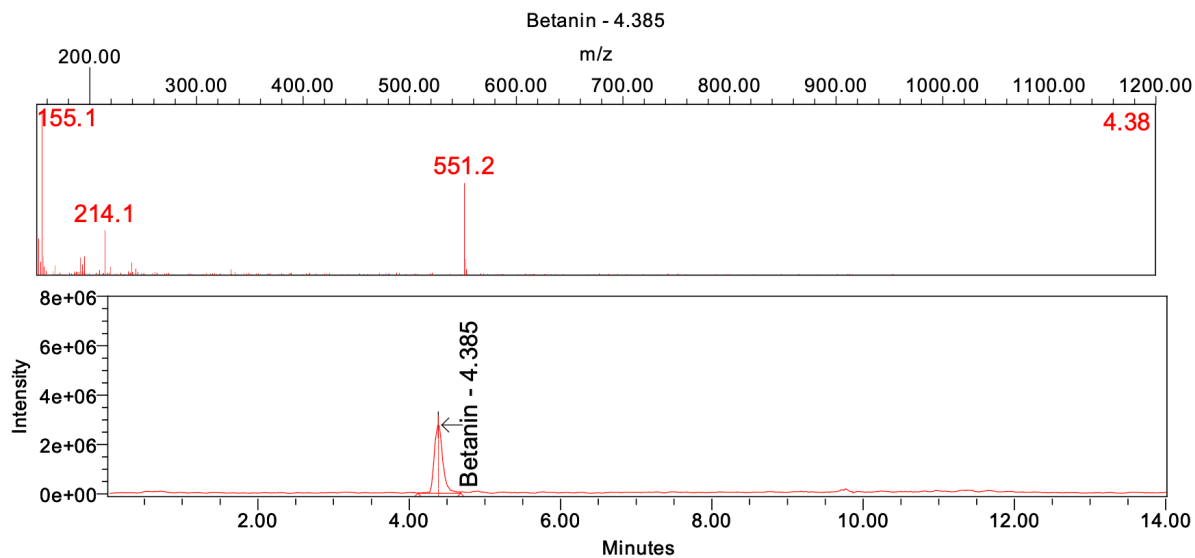


Figura 3.42. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 551 m/z

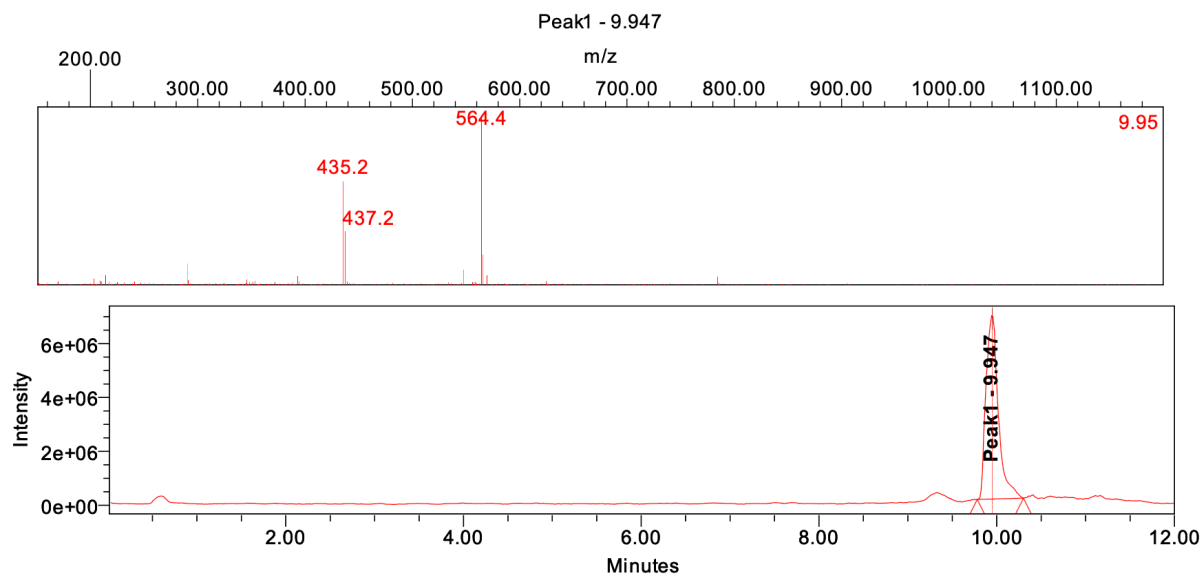


Figura 3.43. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel morado a 564 m/z

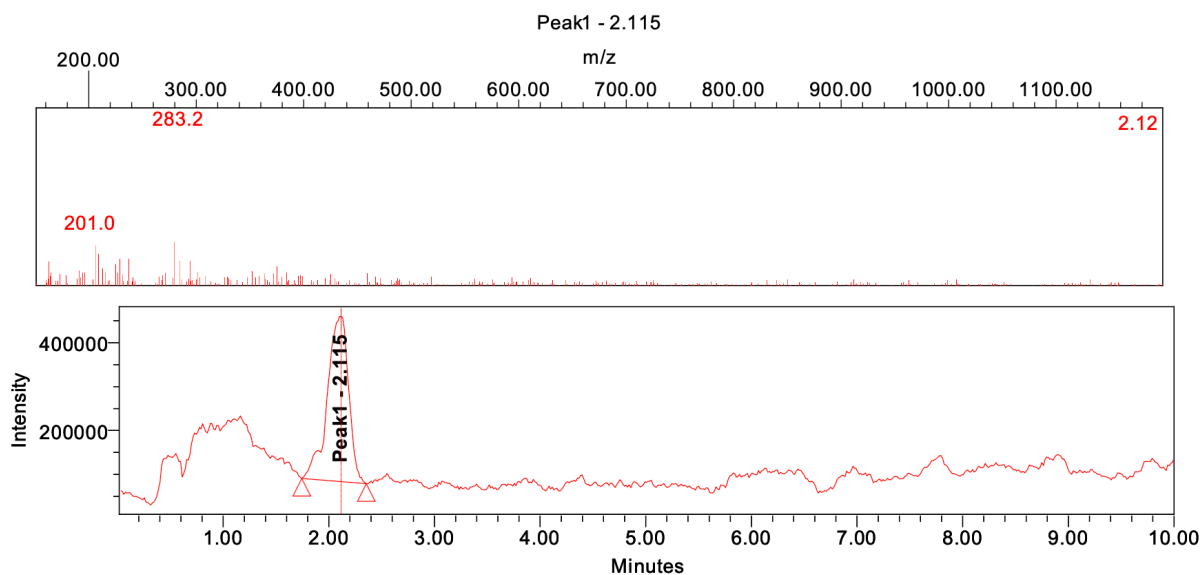


Figura 3.44. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 283 m/z

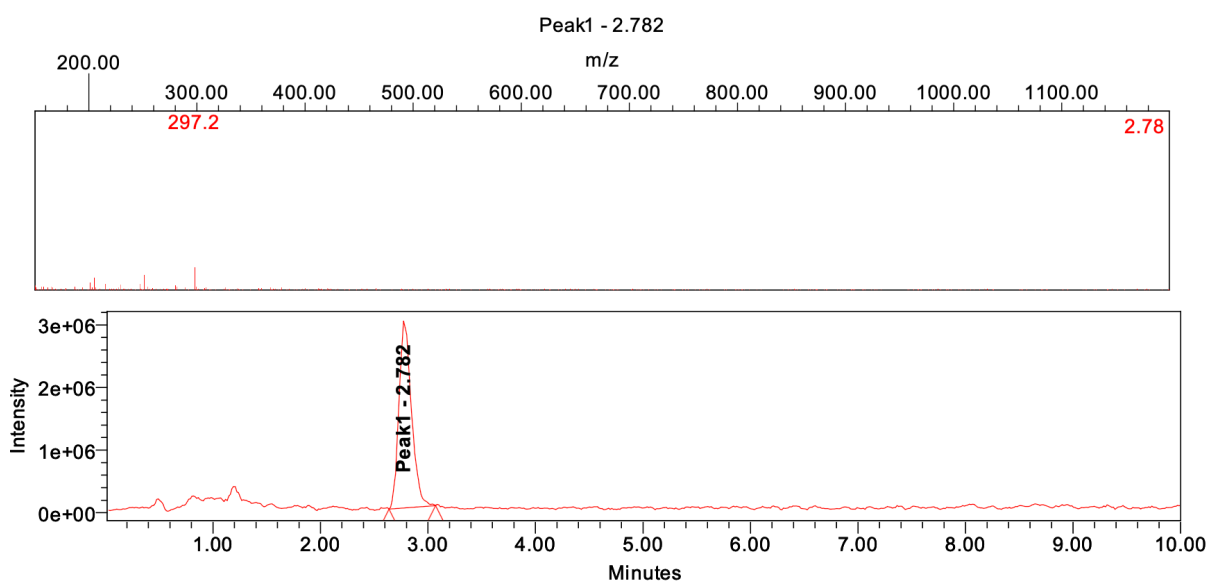


Figura 3.45. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 297 m/z

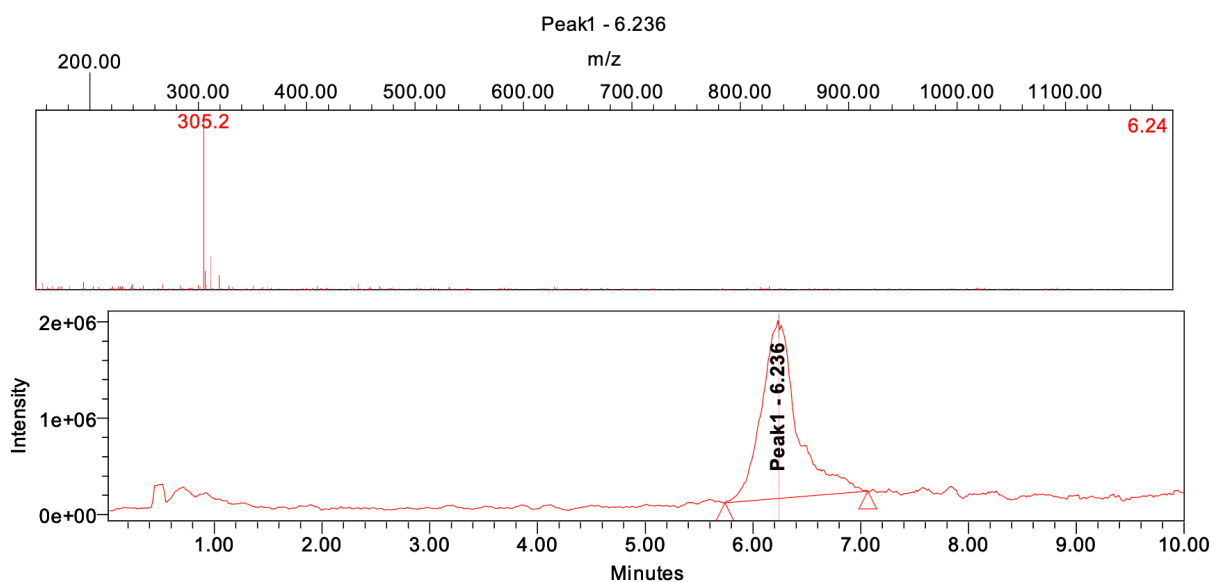


Figura 3.46. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 305 m/z

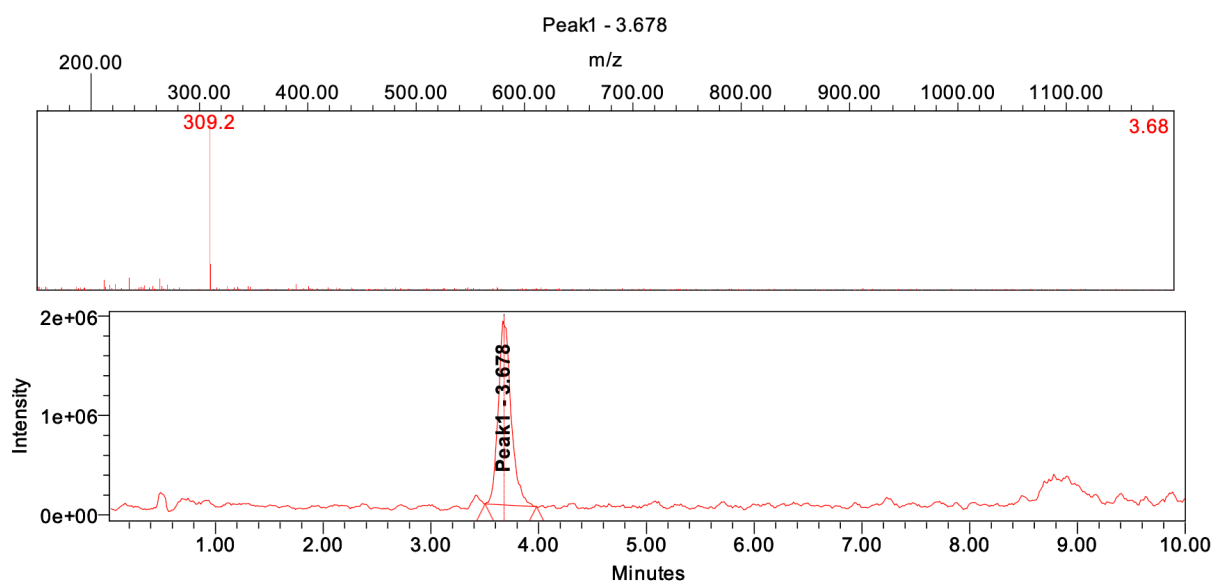


Figura 3.47. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 309 m/z

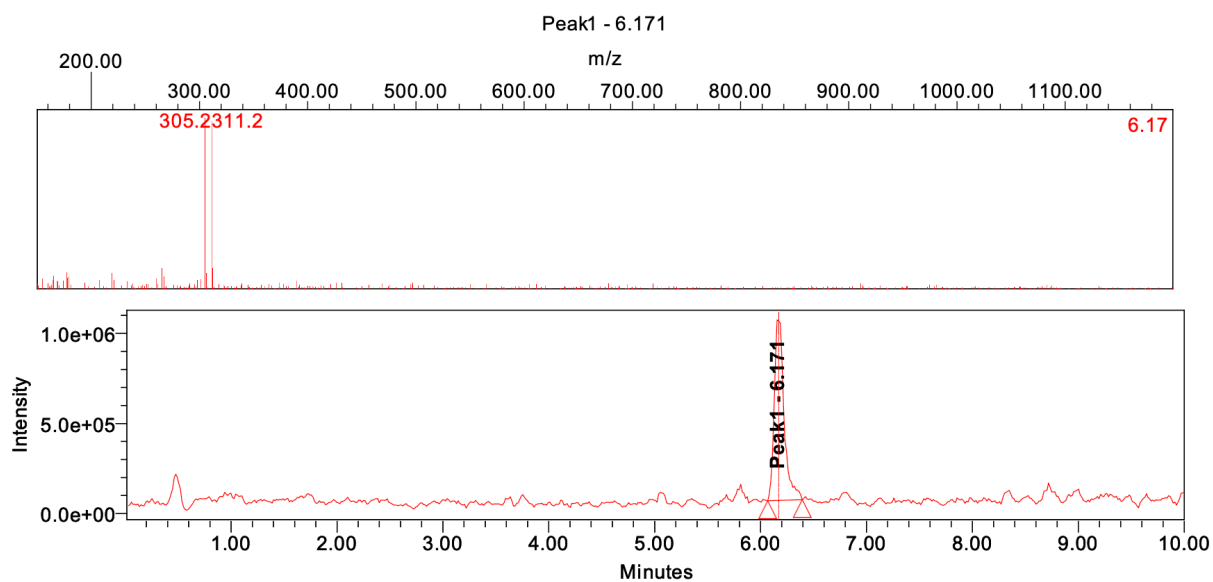


Figura 3.48. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 311 m/z

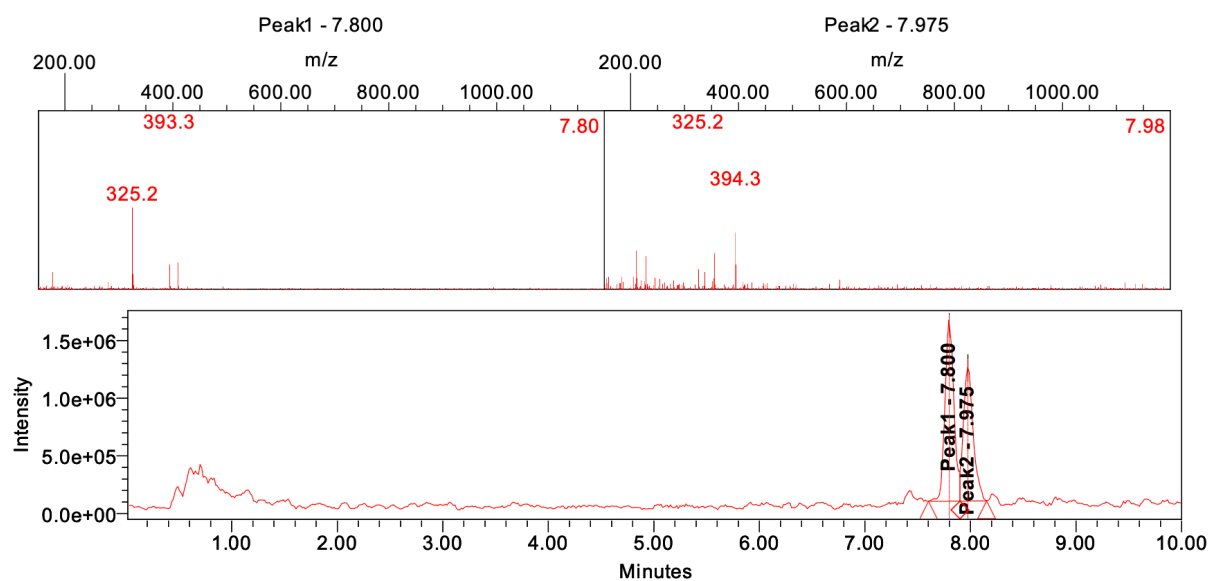


Figura 3.49. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 325 m/z

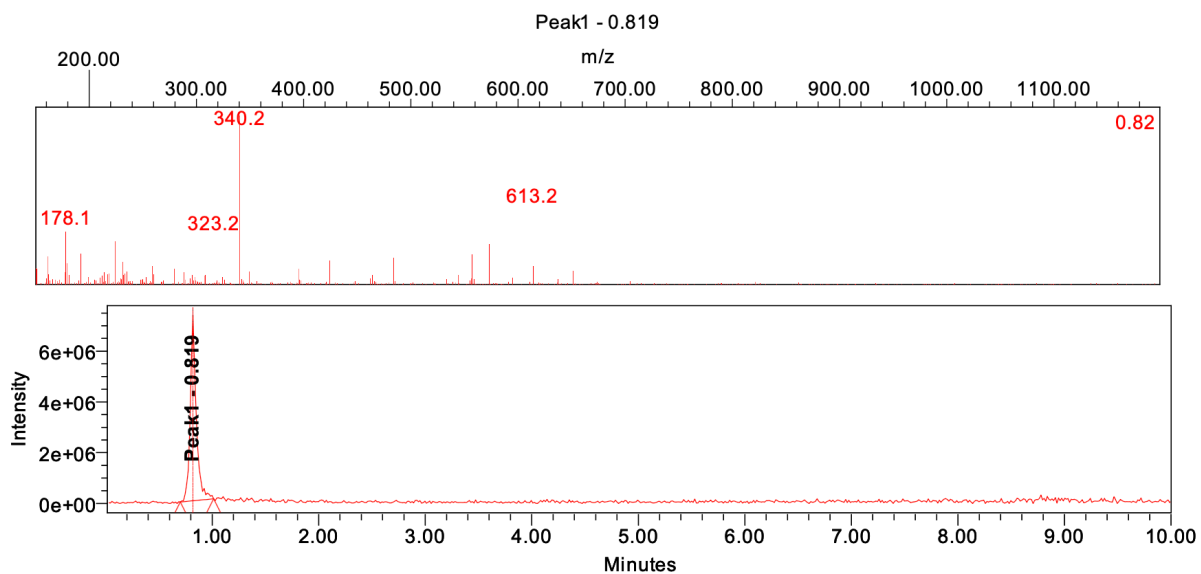


Figura 3.50. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 340 m/z

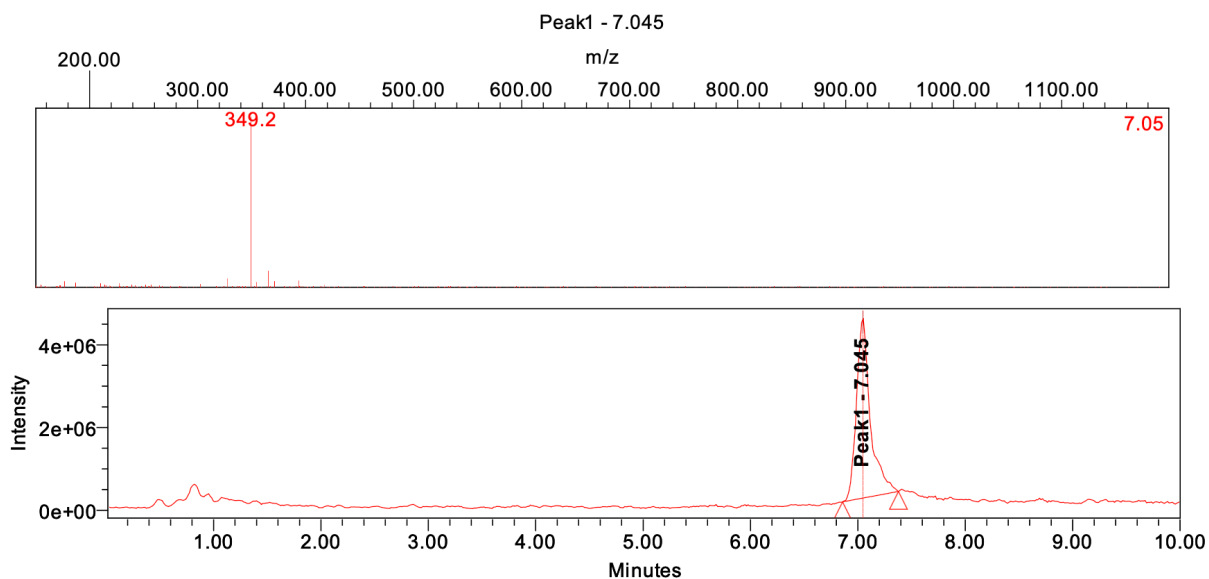


Figura 3.51. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 349 m/z

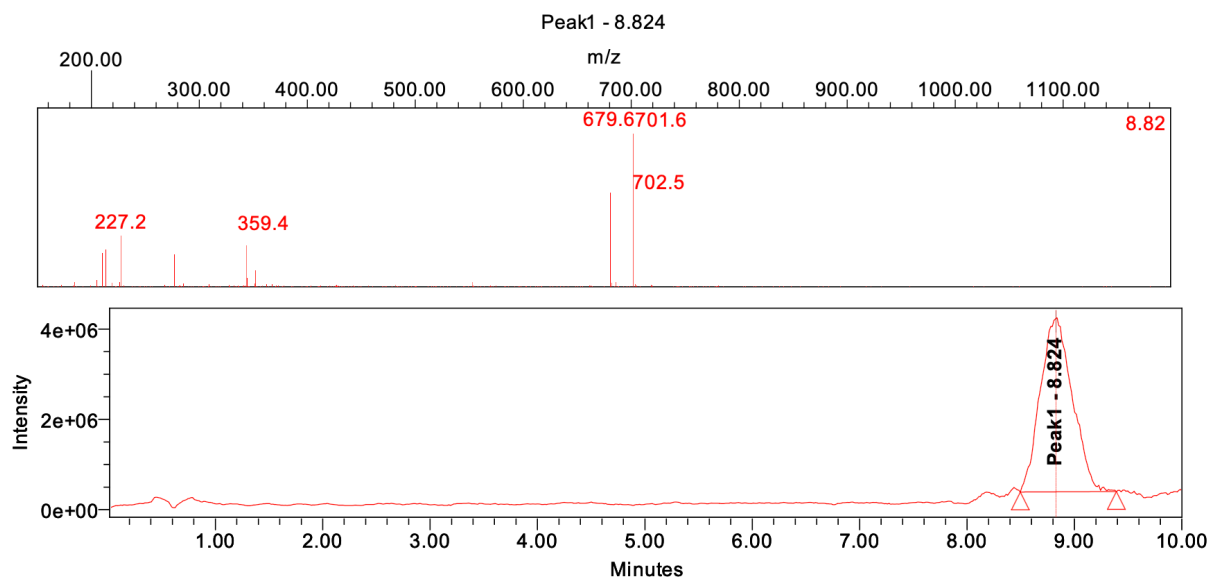


Figura 3.52. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 359 m/z

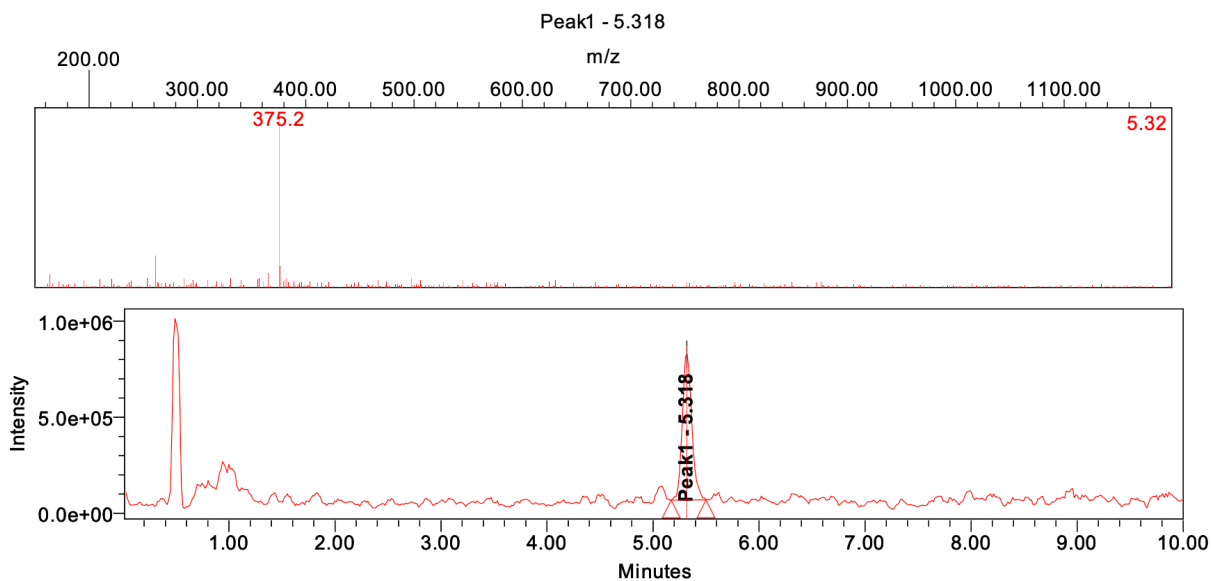


Figura 3.53. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 375 m/z

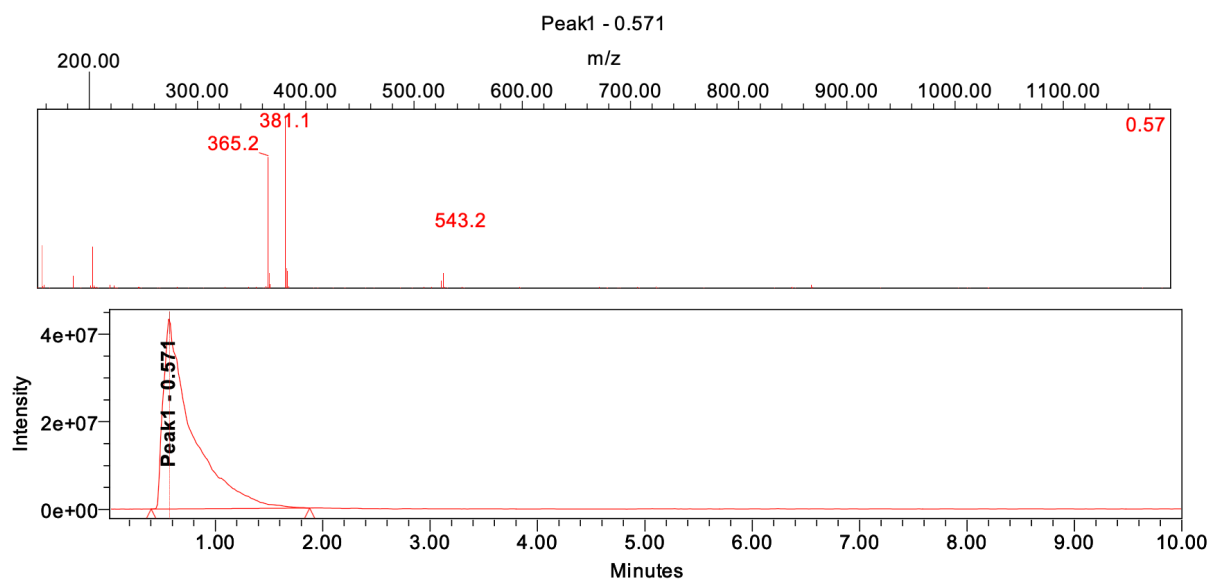


Figura 3.54. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 381 m/z

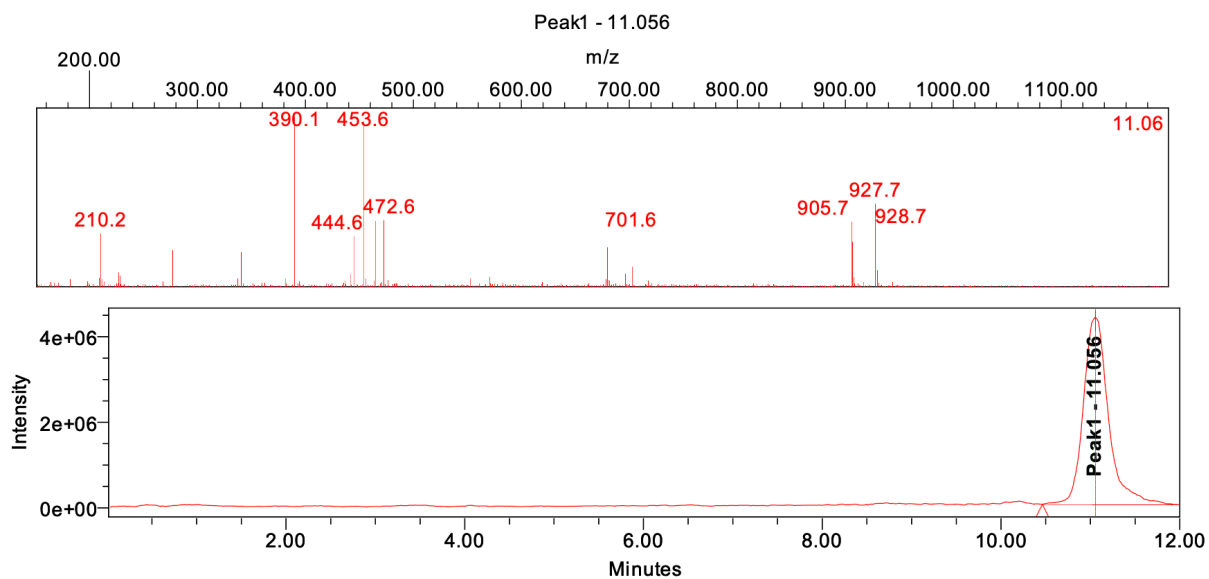


Figura 3.55. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 390 m/z

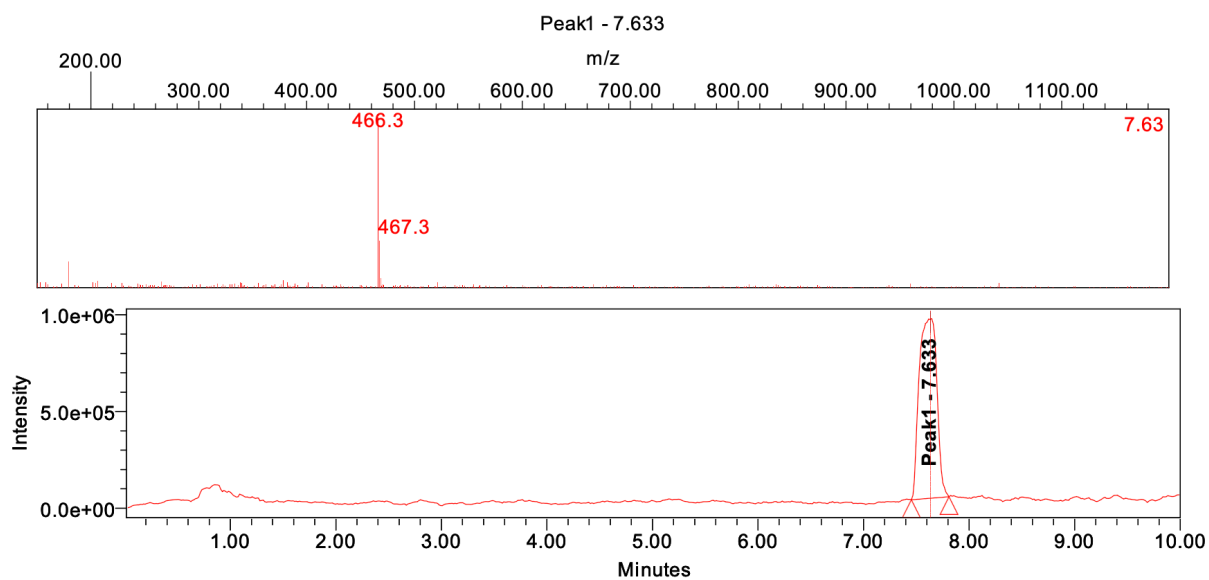


Figura 3.56. Cromatograma y espectro UPLC-MS de betabel amarillo a 466 m/z

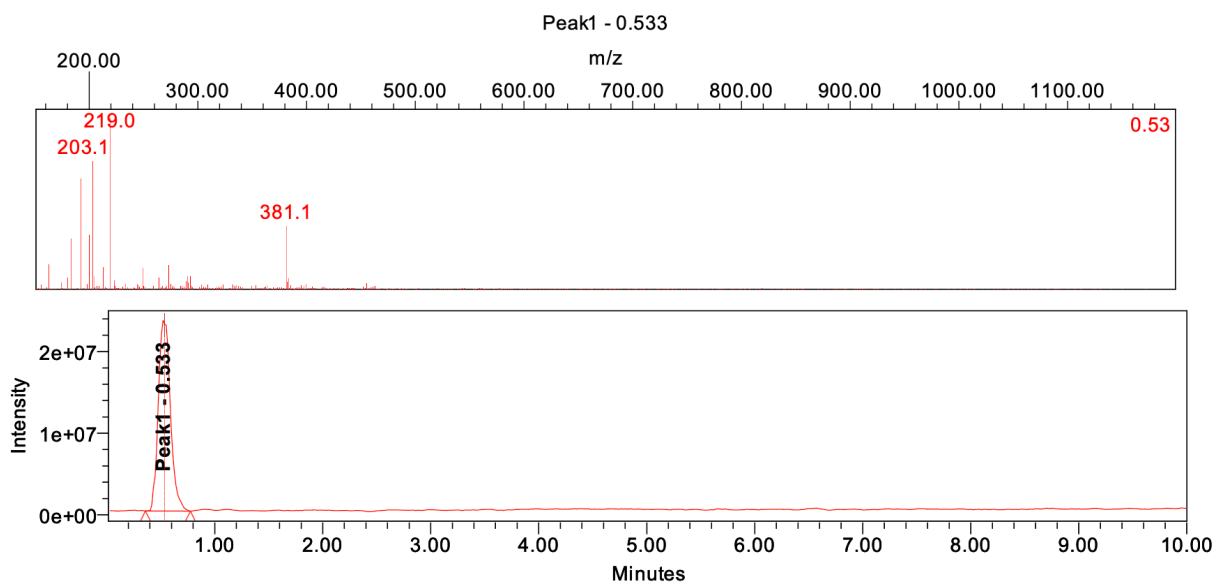


Figura 3.57. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 219 m/z

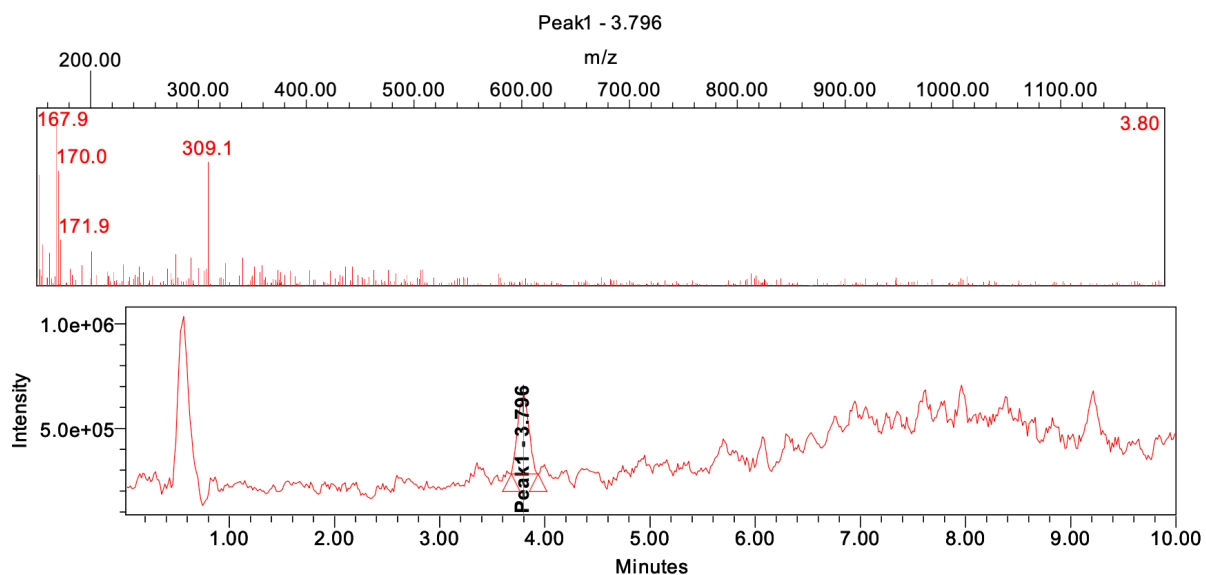


Figura 3.58. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 309 m/z

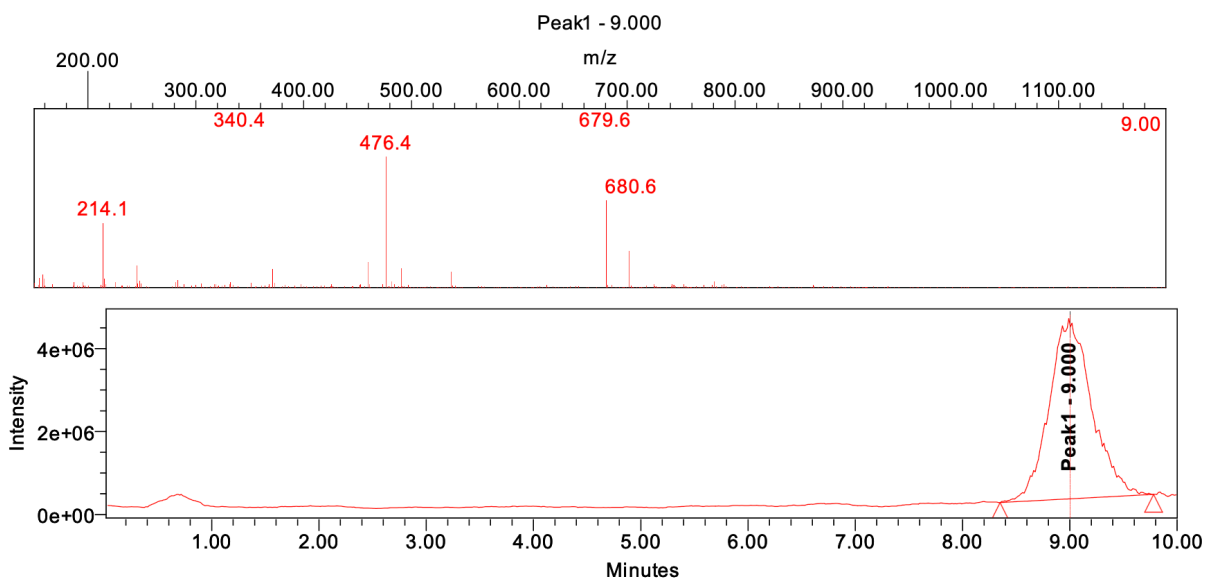


Figura 3.59. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 340 m/z

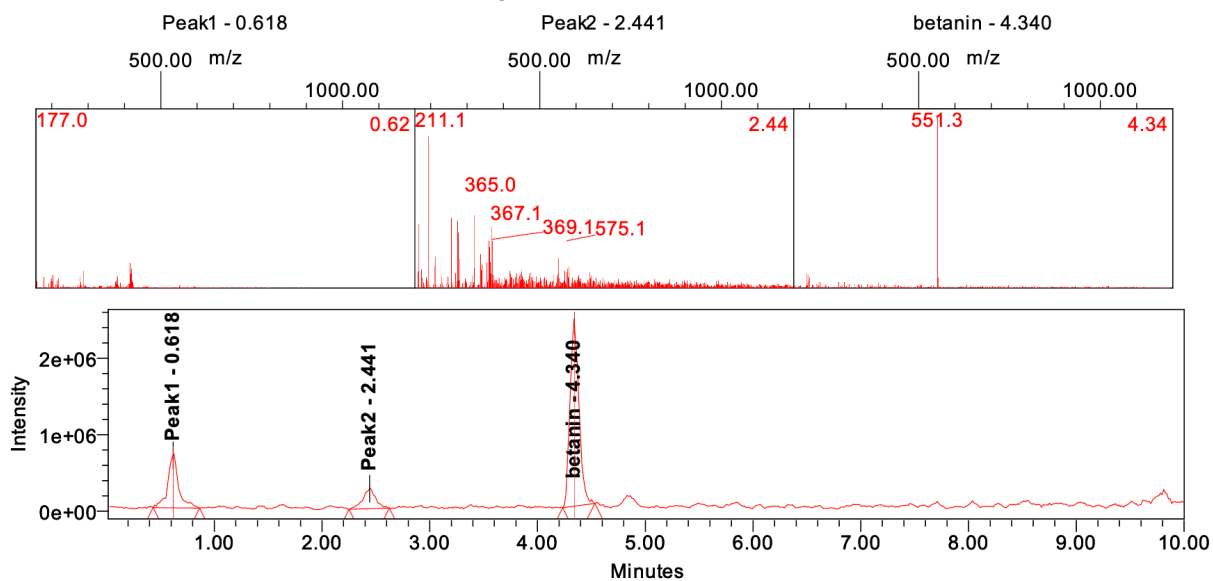


Figura 3.60. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 551 m/z

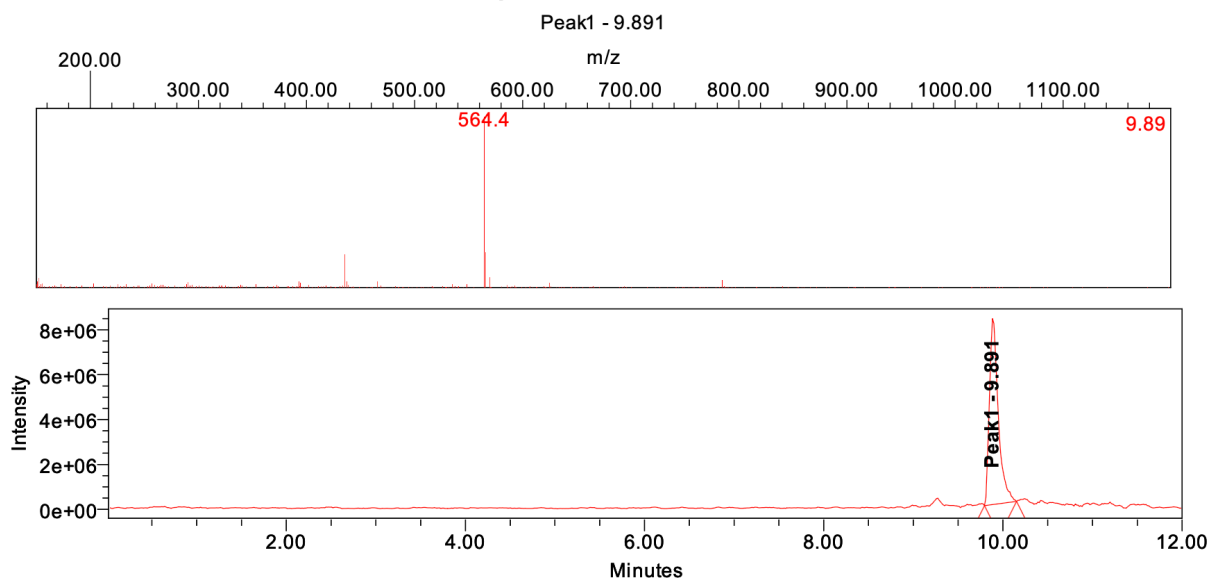


Figura 3.61. Cromatograma y espectro UPLC-MS de tuna morada a 564 m/z

3.4.2.2. Cuantificación de betanina en jugos de betabel morado y tuna

En la figura 3.62 y 3.63 se muestran las curvas obtenidas para el estándar de betanina en el detector de diodos (UPLC-PDA), y en el detector de masas (UPLC-MS), respectivamente, indicando un ajuste de 0.99 para ambas curvas, la cual se utilizó para cuantificar el contenido de betaninas en las muestras.

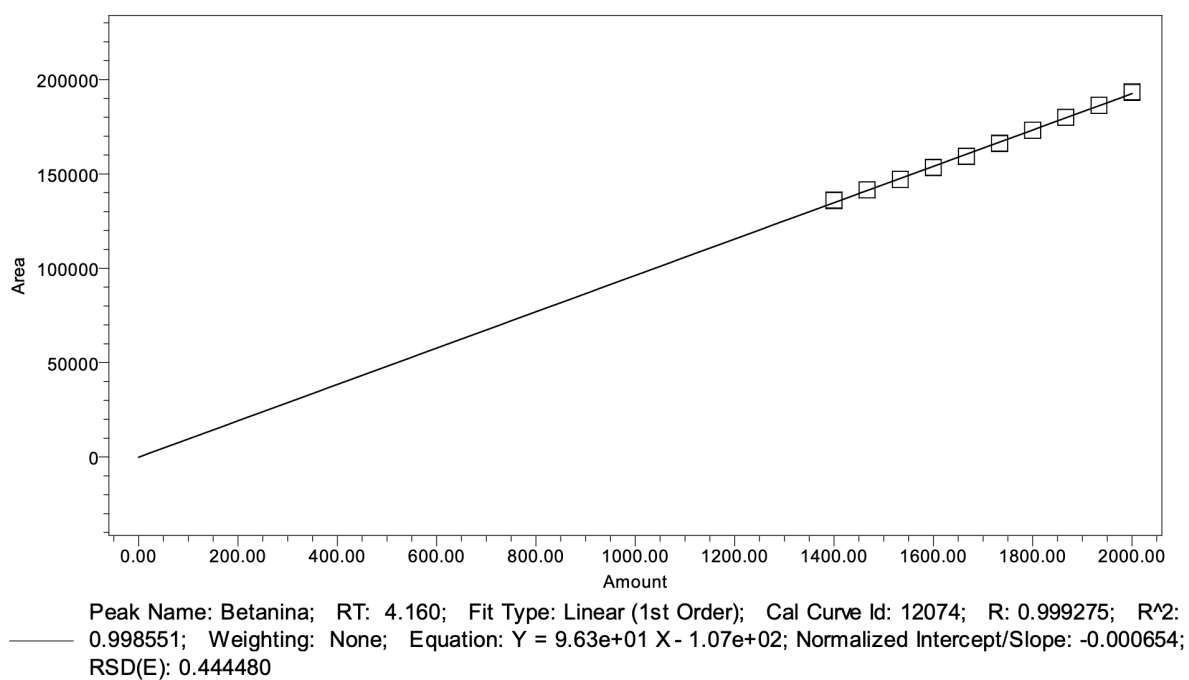


Figura 3.62. Curva estándar betanina UPLC-PDA

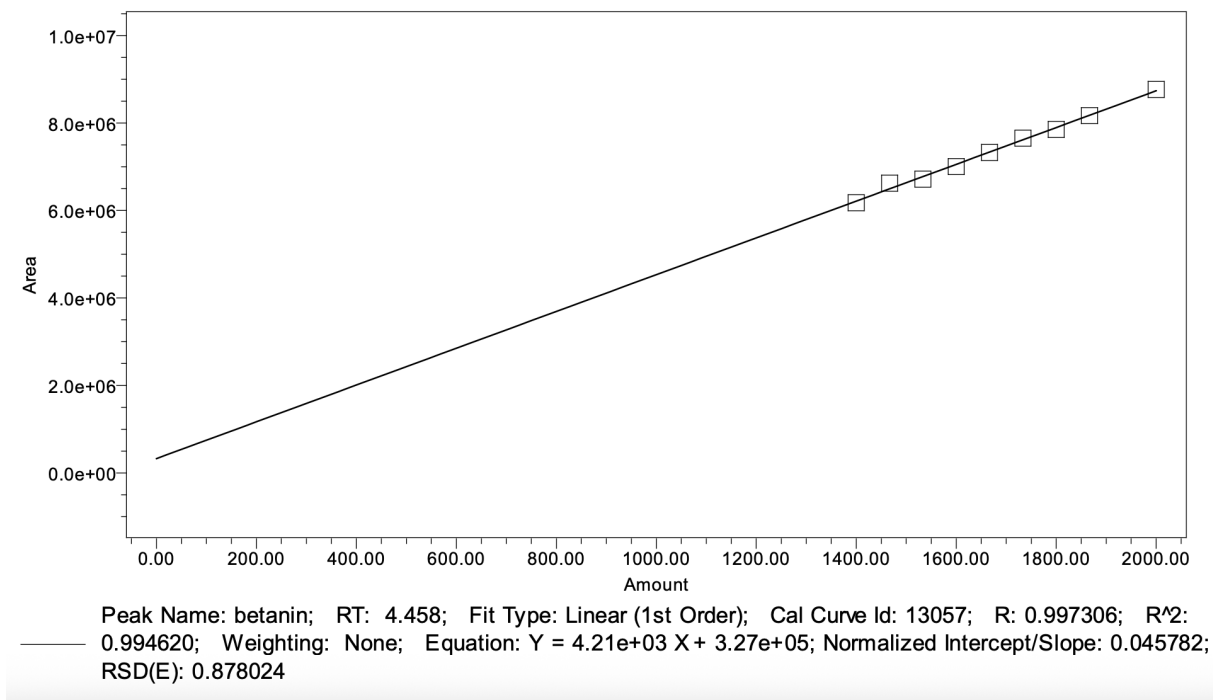


Figura 3.63. Curva estandar betanina UPLC-MS

En la figura 3.64 y 3.65 se observa el cromatograma y espectro de PDA y MS referente al estandar betanina.

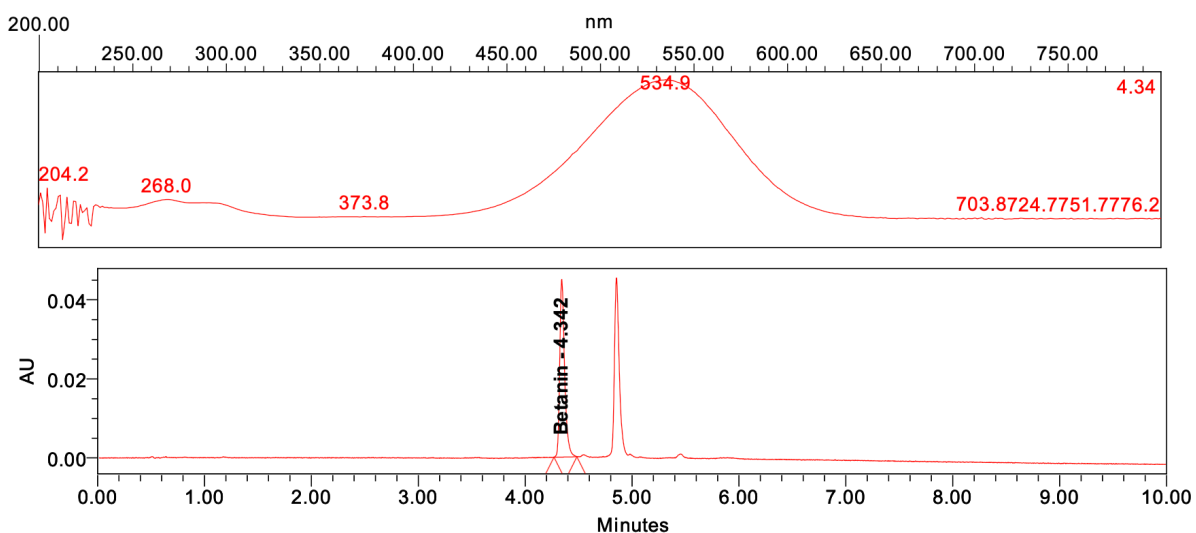


Figura 3.64. Cromatograma y espectro UPLC-PDA de estandar betanina

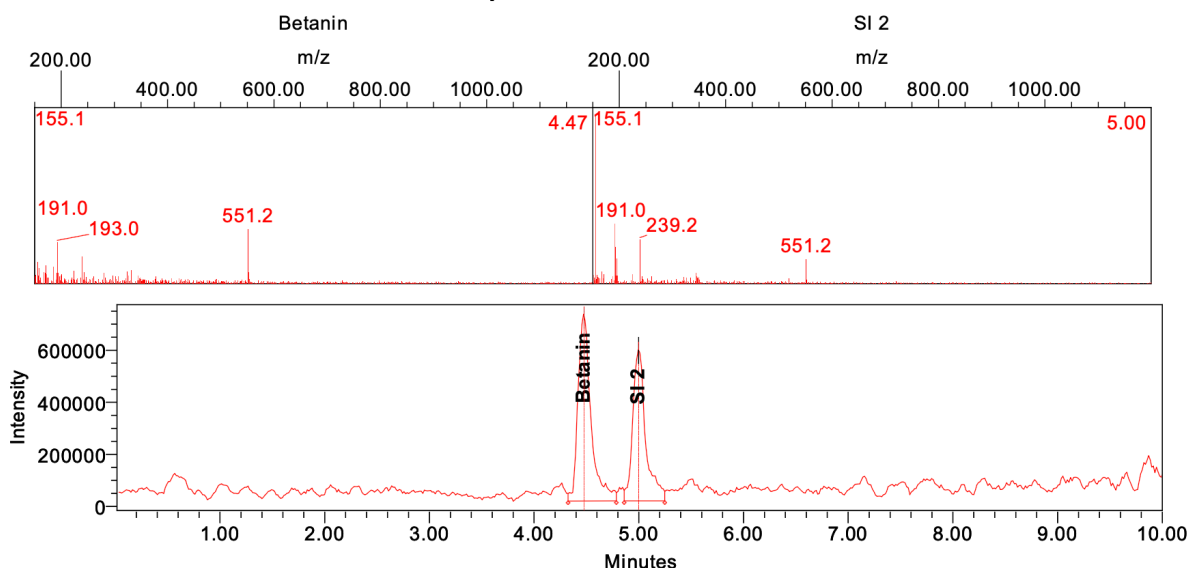


Figura 3.65. Cromatograma y espectro UPLC-MS de estandar betanina

En la tabla 3.28 se presentan los resultados obtenidos en UPLC-MS de betanina para las muestras de betabel y tuna morados. Donde se observa que en el caso del betabel morado tiene un contenido de 0.773 mg/g de betanina en similar al contenido encontrado en tuna morada de 0.781 mg/g de betanina, mayor a la concentracion encontrada por Kusznierevicz et al. (2021) de 6.30 mg/g de betacianina y 4.467 mg/g de betaxantinas en betabel morado, obtenidos de una extracción con etanol en un equipo HPLC con fases agua y acetonitrilo con ácido fórmico; y similar a la concentracion encontrada por Wang et al. (2020) de 37.5 mg/g, obtenido de un extracto acuoso obtenido mediante HPLC con fases de agua, ácido fosfórico y acetonitrilo.

Tabla 3.28. Concentración de Betanina en muestras de betabel morado y tuna morada en UPLC-MS

Muestra	Betanina (mg/g)
Betabel morado	0.773
Tuna moarada	0.781

3.5 Aplicación de pigmentos líquidos obtenidos en queso cottage

Los resultados obtenidos de la aplicación de los pigmentos líquidos en el queso cottage se muestran en la tabla 3.29 donde se observa el contenido inicial de betalainas para cada una de las muestras donde se reporta que el mayor contenido de betalainas se tiene con la adición de betabel morado al 5% QM5 siendo el de menor contenido inicial el queso adicionado con betabel morado en la proporción 1% QM1. En la figura 3.66 se reporta cada una de las muestras adicionadas con los pigmentos obtenidos.

Tabla 3.29. Contenido de betalinas iniciales de queso cottage adicionado con pigmentos líquidos obtenidos

Pigmento	% Adición	Muestra	Betalaínas mg/L	Betalaínas mg/g
JBMAC	1	QM1	16.27±0.5	0.005±0.5
	5	QM5	55.97±0.03	0.017±0.03
JBAAC	1	QA1	26.26±0.6	0.021±0.6
	5	QA5	30.66±0.39	0.025±0.39
JTMCC	1	QTM1	21.96±0.6	0.010±0.6
	5	QTM5	45.19±0.39	0.020±0.39



Figura 3.66. Muestras de queso adicionado con pigmentos liquidos obtenidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.

En la tabla 3.30 se muestran las características colorimétricas de cada muestra de queso cottage donde se puede observar que la muestra con mayor pureza es QA5 con 60 y la muestra con menor pureza reportada es TM1, se reporta también que la retención de color máxima es del 10% para QTM5 y la mínima se obtiene con la muestra QM1 con 0.57%, la densidad colorimétrica obtenida mediante los parámetros colorimétricos se reporta en la figura 3.67.

Tabla 3.30. Caracterización colorimétrica de queso cottage adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada

Muestra	L*	a*	b*	Pureza	% retención de color	Diferencia total de color	Hue °
QM1	64	21	2	21.10	0.57	47.42	5.44
QM5	36	44	9	44.91	1.95	11.18	11.56
QA1	80	3	39	39.12	3.38	63.07	85.60
QA5	79	6	60	60.30	3.95	47.75	84.29
QTM1	67	14	3	14.32	5.06	51.82	12.09
QTM5	42	27	3	27.17	10.41	28.72	6.34

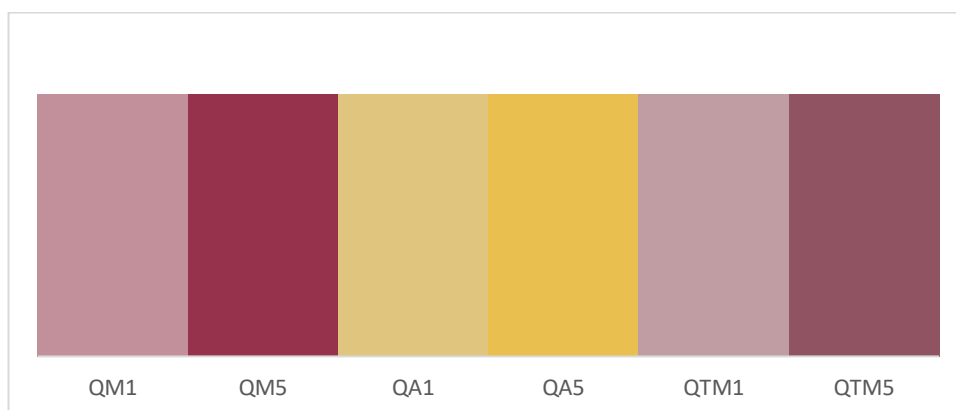


Figura 3.67. Densidad de color de muestras de queso adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.

En la figura 3.68 se muestra la vida de anaquel a 10 días de almacenamiento, donde se puede observar una reducción del contenido de betalainas totales en todas las muestras para QM1 del 40% siendo esta la muestra con mayor reducción, las de menor reducción de betalainas son QM5 y QA5 y QTM5 con 6%, 5% y 5% de reducción. La densidad de color de las muestras a 10 días de almacenamiento se muestra en la figura 3.69.



Figura 3.68. Contenido de betalainas a inicial y a 10 días de almacenamiento de muestras de queso adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.

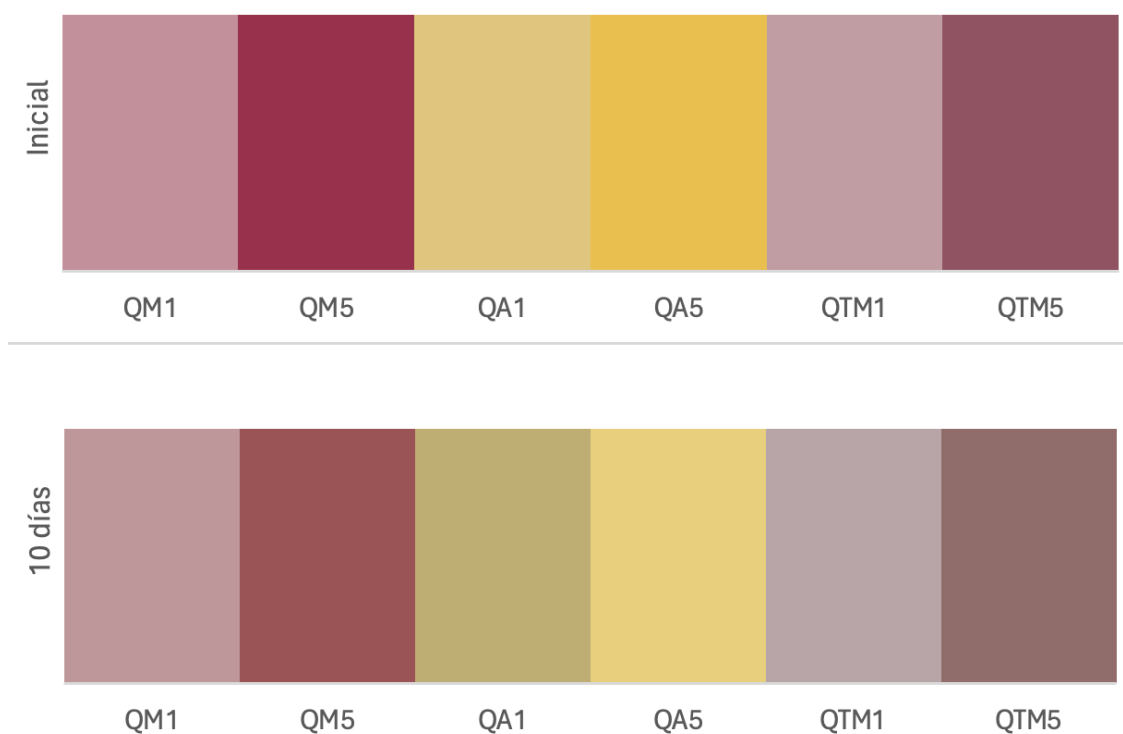


Figura 3.69. Densidad de color inicial y a 10 días de almacenamiento de muestras de queso adicionado con pigmentos líquidos de betabel morado, betabel amarillo y tuna morada.

La aplicación de betalaínas en queso cottage no se ha estudiado, sin embargo este estudio demuestra que puede añadirse sin alterar la calidad del producto. La conservación de las betalaínas en el queso cottage está vinculada a las interacciones entre las betalainas y las proteínas. Ghasempour et al. (2020) adicionaron betalainas de betabel y goma de semilla de albahaca a un yogur encontrando mejoras en las propiedades de este con actividad antioxidante textura, viscosidad. Schneider-Teixeira et al. (2022) observaron el mantenimiento de la betacianina en el yogur atribuido a las interacciones leche-polifenoles, el color se mantuvo estable mostrando un color similar al de las bayas. Güneşer et al. (2016) analizaron las betalaínas en helado observando la conservación de color hasta 60 días de almacenamiento a -22°C con altos valores de a^* . Attia et al. 2013 analizaron gelatina y sorbetes de hielo con betalaínas de betabel morado encontrando estabilidad de color hasta 180 días de almacenamiento a -20°C y con un estudio sensorial mostraron aceptación del producto. Mehta et al. (2025) analizaron la coloración en gomitas con betalaínas de tuna comparando los datos con productos con colorantes sintéticos obteniendo resultados similares de color sin alteración de productos Rodríguez-Sánchez et al. (2017) adicionaron betaxantinas de pitaya como colorante a bebidas y gomitas, observando que las betaxantinas fueron más estables en las gomitas a baja temperatura debido a la baja actividad del agua. Chaari et al. (2024) desarrollaron una película indicadora a base de betalainas de betabel para monitorizar la carne de res almacenada y mejorar propiedades antioxidantes del producto, donde la película proporcione un monitoreo en tiempo real, mostrando los cambios de coloración que corresponden a la variación de la carne en las muestras y los recuento microbianos durante el periodo de almacenamiento.

CONCLUSIONES

El jugo concentrado con ácido ascórbico del betabel morado mostro la concentración mas alta de betalainas con 0.86 mg/g; con una tonalidad rojo-morada de 51% de pureza en el color, con una estabilidad colorimetrica y contenido de betalainas <100°C, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno, con una retención de betalainas en anaquel de 87% durante 6 meses conservando la tonalidad roja.

En relación con los productos comercializados de betabel morado, se desconoce su vida de anaquel, y la temperatura reportada es < 40°C.

El jugo concentrado con ácido acético del betabel amarillo mostro la concentración mas alta de betaxantinas con 0.621 mg/g; con una tonalidad amarilla brillante de 96.94% de pureza en el color, con una estabilidad colorimétrica y contenido de betalainas <100°C, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno, con una retención de betalainas en anaquel de 99% durante 6 meses conservando la tonalidad amarilla brillante.

En relación con los productos comercializados de betabel amarillo, no se encuentran reportados.

El jugo concentrado con acido ascórbico del tuna morada mostro la concentración mas alta de betalainas con 0.191 mg/g; con una tonalidad roja de 48% de pureza en el color, con una estabilidad colorimétrica y contenido de betalainas <100°C, pH <9 y 20 días de exposición al oxígeno, con una retención de betalainas en anaquel de 50% durante 6 meses conservando la tonalidad roja.

En relación con los productos comercializados de betabel, no se encuentran reportados.

En cuanto a la identificación y cuantificación de azúcares se obtuvo que el betabel morado y amarillo contienen sacarosa en concentración de 3.4 y 1.8 mg/L respectivamente y la tuna morada contiene sacarosa y fructuosa en concentración de 0.5 y 3.9 mg/L respectivamente.

Mediante UPLC-MS se identificaron 21 compuestos en el betabel morado, 30 para tuna morada y 47 para betabel amarillo, se identificaron betacianinas y betaxantinas entre las cuales se encuentran betanidina, neobetanina, betanina, vulgaxantina I, vulgaxantina II, indicaxantina y miraxantina V, isómeros y algunos fragmentos de estas betalaínas.

Se encontró que el jugo de betabel y tuna morados contienen 0.773 mg/g y 0.781 mg/g de betanina respectivamente.

Los pigmentos aplicados en queso cottage con 5% de pigmento a 10 días de almacenamiento; reportaron valores de contenido de betalainas, con betabel morado de 0.017 mg/g de betalainas, mostrando una retención de 93% con una tonalidad roja de 44.9 de pureza, con pigmento de betabel amarillo se obtuvieron 0.025 mg/g de betalainas con una retención de 62% con una tonalidad amarilla de 60.3 de pureza y con pigmento de tuna se registraron valores de 0.020 mg/g con una retención de 84% del contenido total de betalainas con una tonalidad rosa de 27.1 de pureza.

FUENTES CONSULTADAS

- Aguilar Sandoval, I., & Castillo Rodríguez, M. A. (2022). Desarrollo de un protocolo de instalación verificación y calificación de un sistema de cromatografía de líquidos como parte del aseguramiento de calidad en la industria farmacéutica [Ingeniería Química, Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán]. https://tesiunamdocumentos.dgb.unam.mx/ptd2024/abr_jun/0856396/0856396.pdf
- Albano, C., Negro, C., Tommasi, N., Gerardi, C., Mita, G., Miceli, A., De Bellis, L., & Blando, F. (2015). Betalains, Phenols and Antioxidant Capacity in Cactus Pear [Opuntia ficus-indica (L.) Mill.] Fruits from Apulia (South Italy) Genotypes. *Antioxidants*, 4(2), 269-280. <https://doi.org/10.3390/antiox4020269>
- AlmonacidRamiro, C. (2012). Descripción del modelo de color HSL (Hue, Saturation, Lighness). Universidad Autónoma de Madrid. Recuperado 1 de febrero de 2022, de https://guiadigital.uam.es/SCUAM/documentacion/pdfs_a_descargar/color.pdf
- AlonsoPérez, M. A. (2009). Espacios de Color RGB, HSI y sus Generalizaciones a n-Dimensiones. Instituto Nacional de Astrofísica, Óptica y Electrónica. Recuperado 1 de febrero de 2022, de <https://inaoe.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1009/362/1/AlonsoPeMA.pdf>
- Antigo, J. L. D., De Cássia Bergamasco, R., & Madrona, G. S. (2017). Effect of ph on the stability of red beet extract (Beta vulgaris L.) microcapsules produced by spray drying or freeze drying. *Food Science And Technology*, 38(1), 72-77. <https://doi.org/10.1590/1678-457x.34316>

- Araujo-Díaz, S., Leyva-Porras, C., Aguirre-Bañuelos, P., Álvarez-Salas, C., & Saavedra-Leos, Z. (2017). Evaluation of the physical properties and conservation of the antioxidants content, employing inulin and maltodextrin in the spray drying of blueberry juice. *Carbohydrate Polymers*, 167, 317-325. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2017.03.065>
- Araujo-León, J. A., Pino, I. S., Brito-Argáez, L. G., Peraza-Sánchez, S. R., Ortiz-Andrade, R., & Aguilar-Hernández, V. (2024). In Silico Mass Spectrometric Fragmentation and Liquid Chromatography with Tandem Mass Spectrometry (LC-MS/MS) Betalainic Fingerprinting: Identification of Betalains in Red Pitaya. *Molecules*, 29(22), 5485. <https://doi.org/10.3390/molecules29225485>
- Attia, G. Y., Moussa, M. M., & Sheashea, E. E. D. R. (2013). Characterization of red pigments extracted from red beet (*beta vulgaris*, L.) and its potential uses as antioxidant and natural food colorants. *Egyptian Journal Of Agricultural Research*, 91(3), 1095-1110. <https://doi.org/10.21608/ejar.2013.167086>
- Azeredo, H. M. (2009). Betalains: properties, sources, applications, and stability – a review. *International Journal Of Food Science & Technology*, 44(12), 2365-2376. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2007.01668.x>
- Azeredo, H. M. C. (2005). Encapsulação: aplicação à tecnologia de alimentos. *Alim. Nutr.*, 16(1), 89-97. https://www.researchgate.net/publication/49599704_Encapsulacao_Aplicacao_a_tecnologia_de_alimentos
- Betanin. (2022). Merck. Recuperado 1 de febrero de 2022, de <https://www.sigmaaldrich.com/MX/es/search/betanine?focus=products&page=1&perpage=30&sort=relevance&term=betanine&type=product>
- Biancardi, E., McGrath, J. M., Panella, L. W., Lewellen, R. T., & Stevanato, P. (2010). Sugar Beet. En In: Bradshaw, J. (eds) *Root and Tuber Crops. Handbook of Plant Breeding*, vol 7. Springer, New York, (pp. 173-219). https://doi.org/10.1007/978-0-387-92765-7_6
- Biocon-colors. (2022). Betanin. Colores Naturales. Recuperado 1 de febrero de 2022, de <https://bioconcolors.com/es/colores-naturales/>

- Cortazar Martínez, A., Coronel Olivares, C., Escalante Lozada, A., & González Ramírez, C. (2014). Contaminación generada por colorantes de la industria textil. U. A. <https://www.uaeh.edu.mx/scige/boletin/prepa4/n3/e1.html>
- Darias-Martín, J., Carrillo, M., Díaz, E., & Boulton, R. B. (2001). Enhancement of red wine colour by pre-fermentation addition of copigments. *Food Chemistry*, 73(2), 217-220. [https://doi.org/10.1016/s0308-8146\(00\)00286-7](https://doi.org/10.1016/s0308-8146(00)00286-7)
- Díaz, Y. L., Torres, L. S., Serna, J. A., & Sotelo, L. I. (2017). Efecto de la Encapsulación en Secado por Atomización de Biocomponentes de Pitahaya Amarilla con Interés Funcional. *Información Tecnológica*, 28(6), 23-34. <https://doi.org/10.4067/s0718-07642017000600004>
- Farag, M. A., Sallam, I. E., Fekry, M. I., Zaghloul, S. S., & El-Dine, R. S. (2020). Metabolite profiling of three *Opuntia ficus-indica* fruit cultivars using UPLC-QTOF-MS in relation to their antioxidant potential. *Food Bioscience*, 36, 100673. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2020.100673>
- Farbe Naturals. (2022). Colorantes Naturales Que Transforman la Industria Alimentaria. Recuperado 1 de febrero de 2022, de <https://farbe.com.mx/colorantes-naturales/>
- Fernández-López, J. A., Giménez, P. J., Angosto, J. M., & Moreno, J. I. (2012). A process of recovery of a natural yellow colourant from opuntia fruits. *Food Technol. Biotechnol.*, 50(2), 1330-9862. <https://www.ftb.com.hr/images/pdfarticles/2012/April-June/246.pdf>
- Flavorix. (2022). Betalaínas - Colorantes naturales Recuperado 1 de febrero de 2022. <http://flavorix.com/producto/colorante-natural-betalainas-e-162/>
- Flores-Belmont, I., & Jiménez-Munguía, M. (2013). Microencapsulación de compuestos activos con quitosano. *Temas Selectos de Ingeniería En Alimentos*, 7(1), 48-56. <https://www.udlap.mx/TSIA/assets/files/volumen7-1/TSIA-Vol7-No1-Flores-Belmont-et-al-2013.pdf>
- García-Cayuela, T., Gómez-Maqueo, A., Guajardo-Flores, D., Welti-Chanes, J., & Cano, M. P. (2019). Characterization and quantification of individual betalain and phenolic compounds in Mexican and Spanish prickly pear (*Opuntia ficus-indica*

- L. Mill) tissues: A comparative study. *Journal Of Food Composition And Analysis*, 76, 1-13. <https://doi.org/10.1016/j.jfca.2018.11.002>
- Ghasempour, Z., Javanmard, N., Mojaddar Langroodi, A., Alizadeh-Sani, M., Ehsani, A., & Moghaddas Kia, E. (2020). Development of probiotic yogurt containing red beet extract and basil seed gum; techno-functional, microbial and sensorial characterization. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 29(101785), 101785. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2020.101785>
- Ghosh, S., Sarkar, T., Das, A., & Chakraborty, R. (2021). Natural colorants from plant pigments and their encapsulation: An emerging window for the food industry. *LWT*, 153, 112527. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.112527>
- González Sánchez, J., Séijas Bernabé, N., & Séijas Bernabé, P. (2010). Efecto de la temperatura y luminosidad sobre la estabilidad de las betalaínas obtenidas de “Betarraga”. *Sciéndo*, 13(10), 293-303. <https://revistas.unitru.edu.pe/index.php/SCIENDO/article/view/248>
- González-Ponce, H. A., Martínez-Saldaña, M. C., Tepper, P. G., Quax, W. J., Buist-Homan, M., Faber, K. N., & Moshage, H. (2020). Betacyanins, major components in *Opuntia* red-purple fruits, protect against acetaminophen-induced acute liver failure. *Food Research International*, 137, 109461. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2020.109461>
- Guevara-Breton, N., & Jimenez-Munguia, M. (2008). Materiales utilizados en la encapsulación. *Temas Selectos de Ingeniería En Alimentos*, 2(1). <https://www.udlap.mx/TSIA/assets/files/volumen2-1/TSIA-Vol2-No1-Guevara-Breton-et-al-2008a.pdf>
- Güneşer, O. (2016). Pigment and color stability of beetroot betalains in cow milk during thermal treatment. *Food Chemistry*, 196, 220-227. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.09.033>
- Herbach, K. M., Stintzing, F. C., & Carle, R. (2006). Betalain Stability and Degradation—Structural and Chromatic Aspects. *Journal Of Food Science*, 71(4). <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2006.00022.x>

- Huertas, R. A. P. (2011). Revisión: Microencapsulación de Alimentos. Rev. Fac. Nal. Agr, Medellín, 63(2), 5669-5684. <http://www.scielo.org.co/pdf/rfnam/v63n2/a20v63n01.pdf>
- Huma, S., Khan, H. M. S., Sohail, M., Akhtar, N., Rasool, F., Majeed, F., & Daniyal, M. (2020). Development, in-vitro characterization and assessment of cosmetic potential of Beta vulgaris extract emulsion. Journal Of Herbal Medicine, 23, 100372. <https://doi.org/10.1016/j.hermed.2020.100372>
- Islas, R. P. (2002). Alimentos Microencapsulados: Particularidades de los Procesos para la Microencapsulación de Alimentos para Larvas de Especies Acuícolas. Avances En Nutrición Acuicola. <https://contexto2.uanl.mx/index.php/acu/article/view/249>
- John, A., Yang, H., Muhammad, S., Khan, Z. I., Yu, H., Luqman, M., Tofail, M., Hussain, M. I., & Awan, M. U. F. (2022). Cross Talk between Synthetic Food Colors (Azo Dyes), Oral Flora, and Cardiovascular Disorders. Applied Sciences, 12(14), 7084. <https://doi.org/10.3390/app12147084>
- Kumar, S. N. A., Ritesh, S. K., Sharmila, G., & Muthukumaran, C. (2017). Extraction optimization and characterization of water soluble red purple pigment from floral bracts of Bougainvillea glabra. Arabian Journal Of Chemistry, 10, S2145-S2150. <https://doi.org/10.1016/j.arabjc.2013.07.047>
- Kusznierewicz, B., Mróz, M., Koss-Mikołajczyk, I., & Namieśnik, J. (2021). Comparative evaluation of different methods for determining phytochemicals and antioxidant activity in products containing betalains – Verification of beetroot samples. Food Chemistry, 362, 130132. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2021.130132>
- López-Solorzano, E., & Muro Urista, C. R. (2021). Estabilización de betalaínas de Betabel para prolongar su vida de Anaquel [Maestría en ciencias en ingeniería ambiental, Instituto Tecnológico de Toluca]. https://rinacional.tecnm.mx/bitstream/TecNM/4097/1/TESIS%20Elizabeth%20Lopez%20Solorzano_Elizabeth%20López%20Soló.pdf
- Luzardo-Ocampo, I., Ramírez-Jiménez, A. K., Yañez, J., Mojica, L., & Luna-Vital, D. A. (2021). Technological Applications of Natural Colorants in Food Systems: A Review. Foods, 10(3), 634. <https://doi.org/10.3390/foods10030634>

- Mancha, M. A. F., Monterrubio, A. L. R., Vega, R. S., & Martínez, A. C. (2019). ESTRUCTURA Y ESTABILIDAD DE LAS BETALAINAS. *Interciencia*, 44 (6), 318-325. <https://www.redalyc.org/journal/339/33960068002/html/>
- Marcano, D. (2018). Introducción a la Química de los colorantes Colección Divulgación Científica y Tecnológica. Academia de Ciencias Físicas, Matemáticas y Naturales, Caracas, Venezuela. (2.^a ed., Vol. 254p).
- Masithoh, R. E., Pahlawan, M. F. R., Arifani, E. N., Amanah, H. Z., & Cho, B. K. (2024). Determination of the Betacyanin and Betaxanthin Contents of Red Beet (*Beta Vulgaris*) Powder Using Partial Least Square Regression Based on Visible-Near Infrared Spectra. *Trends In Sciences*, 21(5), 7639. <https://doi.org/10.48048/tis.2024.7639>
- Mehta, D., Kuksal, K., Sharma, A., Soni, N., Kumari, S., & Nile, S. H. (2025). Postharvest integration of prickly pear betalain-enriched gummies with different sugar substitutes for decoding diabetes type-II and skin resilience - in vitro and in silico study. *Food Chemistry*, 464(Pt 1), 141612. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2024.141612>
- Miller, M. D., Steinmaus, C., Golub, M. S., Castorina, R., Thilakartne, R., Bradman, A., & Marty, M. A. (2022). Potential impacts of synthetic food dyes on activity and attention in children: a review of the human and animal evidence. *Environmental Health*, 21(1), 45. <https://doi.org/10.1186/s12940-022-00849-9>
- Mirmiran, P., Houshialsadat, Z., Gaeini, Z., Bahadoran, Z., & Azizi, F. (2020b). Functional properties of beetroot (*Beta vulgaris*) in management of cardio-metabolic diseases. *Nutrition & Metabolism*, 17(1), 3. <https://doi.org/10.1186/s12986-019-0421-0>
- Morales, N. X. C., Gómez, K. y. V., Schweiggert, R. M., & Delgado, G. T. C. (2020). Stabilisation of betalains and phenolic compounds extracted from red cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) by spray and freeze-drying using oca (*Oxalis tuberosa*) starch as drying aid. *Food Science And Technology International*, 27(5), 456-469, <https://doi.org/10.1177/1082013220963973>

- Nambela, L., Haule, L. V., & Mgani, Q. (2020). A review on source, chemistry, green synthesis and application of textile colorants. *Journal Of Cleaner Production*, 246, 119036. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2019.119036>
- Nottingham, S. (2004). Beetroot: Vol. 148 p (2a ed.) [Digital]. Quarterman, EUA. <https://www.academia.edu/21542519/Beetroot>
- Oberoi, D. P. S., & Sogi, D. S. (2015). Effect of drying methods and maltodextrin concentration on pigment content of watermelon juice powder. *Journal Of Food Engineering*, 165, 172-178. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2015.06.024>
- Oktay, B. A., Yolaçaner, E. T., & Aytaç, S. A. (2024). Ultrasound-assisted extraction of betalain-rich bioactive compounds of prickly pear fruit: An optimization study. *Food Bioscience*, 61, 104734. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2024.104734>
- Otálora, M. C., De Jesús Barbosa, H., Perilla, J. E., Osorio, C., & Nazareno, M. A. (2019). Encapsulated betalains (*Opuntia ficus-indica*) as natural colorants. Case study: Gummy candies. *LWT*, 103, 222-227. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.12.074>
- Otegbayo, B., Akwa, I., & Tanimola, A. (2020). Physico-chemical properties of beetroot (*Beta vulgaris* L.) wine produced at varying fermentation days. *Scientific African*, 8, e00420. <https://doi.org/10.1016/j.sciaf.2020.e00420>
- Parra Ortega, V. P. (2004). Estudio comparativo en el uso de colorantes naturales y sintéticos en alimentos, desde el punto de vista funcional y toxicológico [Licenciado en Ciencias de los Alimentos, Universidad Austral de Chile]. <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2004/fap259e/pdf/fap259e.pdf>
- Pérez-Orozco, A. F., & Sosa, V. (2022). Comparative estimations of betalains and sugars in fruits of five species of *Selenicereus* (Cactaceae). *Acta Botanica Mexicana*, 129. <https://doi.org/10.21829/abm129.2022.1991>
- Polturak, G., & Aharoni, A. (2018). “La Vie en Rose”: Biosynthesis, Sources, and Applications of Betalain Pigments. *Molecular Plant*, 11(1), 7-22. <https://doi.org/10.1016/j.molp.2017.10.008>
- Prieto-Santiago, V., Cavia, M. M., Alonso-Torre, S. R., & Carrillo, C. (2020). Relationship between color and betalain content in different thermally treated

- beetroot products. Journal Of Food Science And Technology, 57(9), 3305-3313. <https://doi.org/10.1007/s13197-020-04363-z>
- Real Academia Española. (2014). Color. Recuperado 1 de febrero de 2022, de <https://dle.rae.es/color>
- Robert, P., Torres, V., García, P., Vergara, C., & Sáenz, C. (2015). The encapsulation of purple cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) pulp by using polysaccharide-proteins as encapsulating agents. LWT, 60(2), 1039-1045. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2014.10.038>
- Robles Aguilar, M. V., Jaramillo Jaramillo, C. G., & Rojas de Astudillo, L. L. (2018). Contenido de betalainas y actividad antioxidante en brácteas de *bougainvillea glabra* choisy. ProductosNaturales. <https://revfarmacia.sld.cu/index.php/far/article/download/226/132?inline=1#:~:text=Resultados:%20Las%20brácteas%20de%20color%20naranja%20y,de%2067,4%20±%202,3%20µg%20mL%20-1.>
- Rodriguez-Amaya, D. B. (2019). Betalains. En Elsevier eBooks (pp. 35-39). <https://doi.org/10.1016/b978-0-08-100596-5.21607-7>
- Rodriguez-Amaya, D. B. (2019a). Update on natural food pigments - A mini-review on carotenoids, anthocyanins, and betalains. Food Research International, 124, 200-205. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.05.028>
- Rodríguez-Sánchez, J. A., Victoria, M. T. C. Y., & Barragán-Huerta, B. E. (2017). Betaxanthins and antioxidant capacity in *Stenocereus pruinosus*: Stability and use in food. Food Research International, 91, 63-71. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2016.11.023>
- Román M., Aniceto C., Pineda S., Alatríste I., & Rivera V. (2014). Extracción y estudio cinético de la degradación de las betalainas presentes en la bugambilia fucsia (*bougainvillea* sp), una alternativa como colorante alimentario. Ciencias de la Ingeniería y Tecnología Handbook T-VI 4ª edición, 51–62. Ecorfan México, <https://www.ecorfan.org/handbooks/Ciencias%20de%20la%20Ingenieria%20y%20Tecnologia%20T-VI/ARTICULO%207.pdf>
- Saldaña Mier, L. (2004). Efecto de la copigmentación sobre la expresión de color en sistemas modelo de ciruela (*Prunus domestica*) [Licenciatura en

- Quimicofarmacobiología., Universidad de las Américas Puebla.]. https://www.researchgate.net/publication/37612602_Efecto_de_la_copigmentacion_sobre_la_expresion_de_color_en_sistemas_modelo_de_ciruela_Prunus_domestica
- Salinas-Moreno, Y., Díaz, J. L. R., De la Torre, I. A., Ramírez, E. B., & Ledesma-Miramontes, A. (2021). Evaluación de dos procedimientos de medición de color en granos de maíces pigmentados. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 12(7), 1297-1303. <https://doi.org/10.29312/remexca.v12i7.2276>
- Sánchez J, R. (2013). LA QUIMICA DEL COLOR EN LOS ALIMENTOS. Redalyc.org. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=86329278005>
- Sánchez-Chávez, W., Cortez-Arredondo, J., Solano-Cornejo, M., & Vidaurre-Ruiz, J. (2015). Kinetics of thermal degradation of betacyanins, betaxantins and vitamin C in a juice-based drink beet (*Beta vulgaris* L.) and honey. *Scientia Agropecuaria*, 111-118. <https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2015.02.03>
- Schneider-Teixeira, A., Molina-García, A. D., Alvarez, I., Staffolo, M. D., & Deladino, L. (2022). Application of betacyanins pigments from *Alternanthera brasiliana* as yogurt colorant. *LWT*, 159, 113237. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2022.113237>
- Shaaruddin, S., Ghazali, H. M., Mirhosseini, S. H., & Muhammad, K. (2017). Stability of betanin in pitaya powder and confection as affected by resistant maltodextrin. *LWT*, 84, 129-134. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2017.05.031>
- Sharma, J., Sharma, S., & Soni, V. (2021). Classification and impact of synthetic textile dyes on Aquatic Flora: A review. *Regional Studies In Marine Science*, 45, 101802. <https://doi.org/10.1016/j.rsma.2021.101802>
- Shishir, M. R. I., & Chen, W. (2017). Trends of spray drying: A critical review on drying of fruit and vegetable juices. *Trends In Food Science & Technology*, 65, 49-67. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.05.006>
- Silva, J. P. P., Bolanho, B. C., Stevanato, N., Massa, T. B., & Silva, C. (2020). Ultrasound-assisted extraction of red beet pigments (*Beta vulgaris* L.): Influence of operational parameters and kinetic modeling. *Journal Of Food Processing And Preservation*, 44(10). <https://doi.org/10.1111/jfpp.14762>

- Slatnar, A., Stampar, F., Veberic, R., & Jakopic, J. (2015). HPLC-MS n Identification of Betalain Profile of Different Beetroot (*Beta vulgaris* L. ssp. *vulgaris*) Parts and Cultivars. *Journal Of Food Science*, 80(9), C1952-8. <https://doi.org/10.1111/1750-3841.12977>
- Soriano-Santos J., Franco-Zavaleta M.E., Pelayo-Zaldívar C., Armella-Villalpando M.A., Yáñez-López M.L. & Guerrero-Legarreta I. (2007). Caracterización parcial del pigmento rojo del fruto de la “Jiotilla” (*Escontria chiotilla* [Weber] Britton & Rose) *Revista Mexicana de Ingeniería Química*. 6 (1), 19-25. <https://www.redalyc.org/pdf/620/62060103.pdf>
- Spórna-Kucab, A., Tekieli, A., Grzegorzczak, A., Świątek, Ł., Boguszevska, A., & Skalicka-Woźniak, K. (2023). Betaxanthin Profiling in Relation to the Biological Activities of Red and Yellow *Beta vulgaris* L. Extracts. *Metabolites*, 13(3), 408. <https://doi.org/10.3390/metabo13030408>
- Stintzing, F. C., Herbach, K. M., Mosshammer, M. R., Carle, R., Yi, W., Sellappan, S., Akoh, C. C., Bunch, R., & Felker, P. (2005). Color, Betalain Pattern, and Antioxidant Properties of Cactus Pear (*Opuntiaspp.*) Clones. *Journal Of Agricultural And Food Chemistry*, 53(2), 442-451. <https://doi.org/10.1021/jf048751y>
- Tamba, A., Servent, A., Mertz, C., Cissé, M., & Dornier, M. (2018). Coupling of pressure-driven membrane technologies for concentrating, purifying and fractionizing betacyanins in cactus pear (*Opuntia dillenii* Haw.) juice. *Innovative Food Science & Emerging Technologies*, 52, 244-255. <https://doi.org/10.1016/j.ifset.2018.12.008>
- Tiwari, B. K., & Cullen, P. J. (2012). Extraction of red beet pigments. En *Red Beet Biotechnology. Food and Pharmaceutical Applications* (pp. 373-391). https://doi.org/10.1007/978-1-4614-3458-0_14
- Tkaczyk, A., Mitrowska, K., & Posyniak, A. (2020). Synthetic organic dyes as contaminants of the aquatic environment and their implications for ecosystems: A review. *The Science Of The Total Environment*, 717, 137222. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.137222>

- Trishitman, D., Negi, P. S., & Rastogi, N. K. (2021). Concentration of beetroot juice colorant (betalains) by forward osmosis and its comparison with thermal processing. *LWT*, 145, 111522. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2021.111522>
- Turner, P. J., & Kemp, A. S. (2010). Intolerance to food additives – does it exist? *Journal Of Paediatrics And Child Health*, 48(2), E10-4. <https://doi.org/10.1111/j.1440-1754.2010.01933.x>
- Vergara, C., Cancino-Madariaga, B., Ramírez-Salvo, A., Sáenz, C., Robert, P., & Lutz, M. (2015). Clarification of purple cactus pear juice using microfiltration membranes to obtain a solution of betalain pigments. *Brazilian Journal Of Food Technology/Brazilian Journal Of Food Technology*, 18(3), 220-230. <https://doi.org/10.1590/1981-6723.5014>
- Villa-Jaimes, G. S., Aguilar-Mora, F. A., González-Ponce, H. A., Avelar-González, F. J., Saldaña, M. C. M., Buist-Homan, M., & Moshage, H. (2022). Biocomponents from *Opuntia robusta* and *Opuntia streptacantha* fruits protect against diclofenac-induced acute liver damage in vivo and in vitro. *Journal Of Functional Foods*, 89, 104960. <https://doi.org/10.1016/j.jff.2022.104960>
- Wang, J., Jayaprakasha, G. K., & Patil, B. S. (2020). UPLC-QTOF-MS fingerprinting combined with chemometrics to assess the solvent extraction efficiency, phytochemical variation, and antioxidant activities of *Beta vulgaris* L. *Journal Of Food And Drug Analysis*, 28(2), 217-230. <https://doi.org/10.38212/2224-6614.1056>
- Yang, W., Kaimainen, M., Järvenpää, E., Sandell, M., Huopalahti, R., Yang, B., & Laaksonen, O. (2021). Red beet (*Beta vulgaris*) betalains and grape (*Vitis vinifera*) anthocyanins as colorants in white currant juice – Effect of storage on degradation kinetics, color stability and sensory properties. *Food Chemistry*, 348, 128995. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.128995>
- Yusuf, M., Shabbir, M., & Mohammad, F. (2017). Natural Colorants: Historical, Processing and Sustainable Prospects. *Natural Products And Bioprospecting*, 7(1), 123-145. <https://doi.org/10.1007/s13659-017-0119-9>
- Zhang, Q., Chumanevich, A. A., Nguyen, I., Chumanevich, A. A., Sartawi, N., Hogan, J., Khazan, M., Harris, Q., Massey, B., Chatzistamou, I., Buckhaults, P. J.,

- Banister, C. E., Wirth, M., Hebert, J. R., Murphy, E. A., & Hofseth, L. J. (2023). The synthetic food dye, Red 40, causes DNA damage, causes colonic inflammation, and impacts the microbiome in mice. *Toxicology Reports*, 11, 221-232. <https://doi.org/10.1016/j.toxrep.2023.08.006>
- Zrýd, J., & Christinet, L. (2017). Betalains. *Annual Plant Reviews Online*, 185-213. <https://doi.org/10.1002/9781119312994.apr0136>