



Universidad de San Carlos de Guatemala
Facultad de Ingeniería
Escuela de Ingeniería Química

**PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON
TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO
ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No. 40 EN ALIMENTOS**

Víctor Manuel Aceituno Melgar

Asesorado por el Ing. Qco. Jorge Emilio Godínez Lemus

Guatemala, mayo de 2010

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA



FACULTAD DE INGENIERÍA

**PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON
TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO
ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No. 40 EN ALIMENTOS**

TRABAJO DE GRADUACIÓN

PRESENTADO A LA JUNTA DIRECTIVA DE LA
FACULTAD DE INGENIERÍA

POR:

VÍCTOR MANUEL ACEITUNO MELGAR

ASESORADO POR EL ING. QCO. JORGE EMILIO GODÍNEZ LEMUS

AL CONFERÍRSELE EL TÍTULO DE

INGENIERO QUÍMICO

GUATEMALA, MAYO DE 2010

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA



NÓMINA DE LA JUNTA DIRECTIVA

DECANO	Ing. Murphy Olympo Paiz Recinos
VOCAL I	Inga. Glenda Patricia García Soria
VOCAL II	Inga. Alba Maritza Guerrero de López
VOCAL III	Ing. Miguel Ángel Dávila Calderón
VOCAL IV	Br. Luis Pedro Ortiz de León
VOCAL V	Br. José Alfredo Ortiz Herincx
SECRETARIA	Inga. Marcia Ivonne Véliz Vargas

TRIBUNAL QUE PRACTICÓ EL EXAMEN GENERAL PRIVADO

DECANO	Ing. Murphy Olympo Paiz Recinos
EXAMINADOR	Ing. Otto Raúl de León de Paz
EXAMINADOR	Ing. Jorge Mario Estrada Asturias
EXAMINADOR	Ing. César Alfonso García Guerra
SECRETARIA	Inga. Marcia Ivonne Véliz Vargas

HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

Cumpliendo con los preceptos que establece la ley de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración mi trabajo de graduación titulado:

PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No. 40 EN ALIMENTOS,

tema que me fuera asignado por la Dirección de la Escuela de Ingeniería Química, el 30 de julio de 2009.



Víctor Manuel Aceituno Melgar

Guatemala, 8 de marzo de 2010


Ingeniero
Williams Guillermo Álvarez Mejía
Director
Escuela de Ingeniería Química
Universidad de San Carlos de Guatemala

Respetable Ingeniero Álvarez:

Con un atento saludo me dirijo a usted para informarle que he revisado el informe final del trabajo de graduación titulado **“PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No. 40 EN ALIMENTOS”** el cual ha sido elaborado por el estudiante de la carrera de Ingeniería Química, Víctor Manuel Aceituno Melgar quien se identifica con carné 200511829.

Después de haber realizado la revisión del respectivo informe final y las correcciones pertinentes, considero que llena los requisitos para su aprobación.

Atentamente,



Ing. Jorge Emilio Godínez Lemus
Colegiado No. 874
Asesor del trabajo de graduación
Profesor titular Termodinámica III y IV
Universidad de San Carlos de Guatemala



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

Guatemala, 20 de abril de 2010
Ref. EI.Q.TG.39.2010

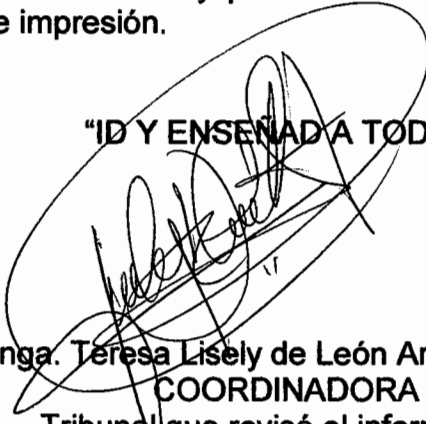
Ingeniero
Williams Guillermo Álvarez Mejía
DIRECTOR
Escuela de Ingeniería Química
Facultad de Ingeniería
Presente.

Estimado Ingeniero Álvarez:

Como consta en el Acta TG-60-10-B-IF le informo que reunidos los Miembros del Tribunal nombrado por la Escuela de Ingeniería Química, se practicó la revisión del informe final del trabajo de graduación, para optar al título de INGENIERO QUÍMICO al estudiante universitario **VÍCTOR MANUEL ACEITUNO MELGAR**, identificado con carné No. **2005-11829**, titulado: **"PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No. 40 EN ALIMENTOS"** el cual ha sido asesorado por el Ingeniero Jorge Emilio Godínez Lemus, como consta en el Acta.

Habiendo encontrado el referido informe final **satisfactorio**, se procede a recomendarle autorice al estudiante **Aceituno Melgar** proceder con los trámites requeridos de acuerdo a normas y procedimientos establecidos por la Facultad para su autorización e impresión.

"ID Y ENSEÑADA A TODOS"


Inga. Teresa Lisely de León Arana, M.Sc.
COORDINADORA
Tribunal que revisó el informe final
Del trabajo de graduación




ESCUELA DE
INGENIERIA QUIMICA

C.c.: archivo



El Director de la Escuela de Ingeniería Química de la Universidad de San Carlos de Guatemala, luego de conocer el dictamen del Asesor y de los Miembros del Tribunal nombrado por la Escuela de Ingeniería Química para revisar el Informe del Trabajo de Graduación del estudiante: **VÍCTOR MANUEL ACEITUNO MELGAR** titulado: **"PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No. 40 EN ALIMENTOS"**.
Procede a la autorización del mismo, ya que reúne rigor, coherencia y calidad requeridos.


Ing. Williams Guillermo Álvarez Mejía, IMIQ; MPISC
DIRECTOR
Escuela de Ingeniería Química



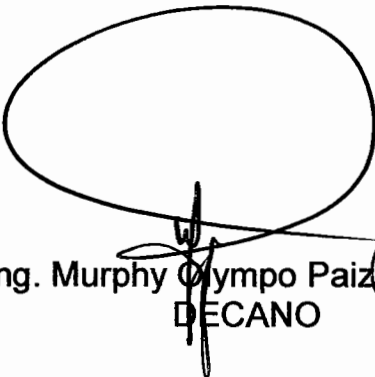
Guatemala, mayo de 2010


Cc: Archivo
WGAM/am



El Decano de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala, luego de conocer la aprobación por parte del Director de la Escuela de Ingeniería Química, al trabajo de graduación titulado: **PROPIEDADES DE COLORANTES NATURALES SECADOS CON TÉCNICAS ALTERNATIVAS A NIVEL LABORATORIO COMO ALTERNATIVA AL FD&C ROJO No.40 EN ALIMENTOS**, presentado por el estudiante universitario **Víctor Manuel Aceituno Melgar**, procede a la autorización para la impresión del mismo.

IMPRÍMASE.


Ing. Murphy Olympo Paiz Recinos
DECANO



Guatemala, mayo de 2010

/cc

AGRADECIMIENTOS A:

- DIOS** Padre Todopoderoso, misericordioso y eterno que me ha permitido alcanzar este gran sueño.
- La Santísima Virgen María Auxiliadora** Mi mamá del cielo por darme su amor de madre al interceder ante Dios por mí.
- Mis padres** Víctor Manuel Aceituno Quezada
Mayra Magaly Melgar Rivera de Aceituno.
Les estoy eternamente agradecido por todo el amor, comprensión y apoyo que siempre me han brindado. Este triunfo hubiese sido imposible sin ustedes. Los quiero.
- Mi hermano** Jorge Estuardo Aceituno Melgar.
Gracias por tu cariño y apoyo incondicional, por darme palabras de aliento para seguir adelante.
- Mis abuelos** José Adrián Melgar, María Celia Rivera de Melgar (q.e.p.d.), Gabriel Aceituno (q.e.p.d.) y María Luisa Quezada de Aceituno (q.e.p.d.).
Gracias por su cariño, consejos, ejemplo de vida y por los padres que me dieron.

Mis tíos

Gracias por su cariño y sus consejos.

Mis primos

Gracias por compartir conmigo los momentos de alegrías y tristezas.

Mis amigos

Por su amistad sincera y apoyo brindado durante mi vida.

Mi asesor

Ingeniero Químico Jorge Emilio Godínez Lemus. Por su valiosa asesoría en el desarrollo de esta investigación.

Mi revisor

Ingeniero Químico César Alfonso García Guerra. Por el tiempo dedicado a la revisión de esta investigación.

El Ingeniero Químico

Otto Raúl de León de Paz. Gracias por los conocimientos transmitidos y consejos.

Los laboratorios

Laboratorio de Investigación de Extractos Vegetales –LIEXVE- del Centro de Investigaciones de Ingeniería.

Laboratorios de Química y Fisicoquímica de la Escuela de Ingeniería Química, USAC.

Laboratorio Microbiológico de Referencia – LAMIR-, Departamento de Citohistología y Laboratorio de Investigación de Productos Naturales –LIPRONAT- de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia, USAC.

Siegwerk Guatemala, S. A.

Por permitirme utilizar sus instalaciones y recursos necesarios para desarrollar esta investigación.

Mis establecimientos educativos

Colegio Santa Catalina de Siena

Colegio Salesiano Don Bosco

Instituto Guatemalteco Americano, IGA

Gracias, no sólo por todos los conocimientos sino por los valores que me transmitieron.

La Universidad de San Carlos de Guatemala

Mi *alma máter* a la que le estaré siempre agradecido por permitirme estudiar en sus aulas para formarme como profesional de la Ingeniería Química y contribuir así al desarrollo de Guatemala.

La Facultad de Ingeniería

En especial a la Escuela de Ingeniería Química, por formar profesionales con sólidos conocimientos científicos y tecnológicos, necesarios en la solución de problemas sociales a nivel nacional y regional.

ACTO QUE DEDICO A:

DIOS	Padre Todopoderoso que me ha guiado durante toda mi vida, dándome la sabiduría y fortaleza necesaria para cumplir una meta más.
La Santísima Virgen María Auxiliadora	Mi mamá del cielo a quien siempre acudo en mis momentos de dificultad, tristeza y alegría para que interceda ante Dios por mí.
Mis padres	Víctor Manuel Aceituno Quezada. Mayra Magaly Melgar Rivera de Aceituno Son los mejores padres que Dios me pudo dar.
Mi hermano	Jorge Estuardo Aceituno Melgar. Por ser un gran hermano.
Mis abuelos	José Adrián Melgar, María Celia Rivera de Melgar (q.e.p.d.), Gabriel Aceituno (q.e.p.d.)y María Luisa Quezada de Aceituno (q.e.p.d.)
Mis tíos	Sandra, Luvia, Maritza y Fernando Melgar; Alberto, Lidia, Ana, Estela, Sonia, Olga y Gabriel Aceituno.
Mis padrinos	Roberto Zúñiga y Dora Huertas de Zúñiga.

Mis primos

Celia y Fernando Ovalle; Lucrecia, Carolina y Omar Reynosa; Karla y Gabriel Aceituno; José Luis, Bridget y Jeffrey Estrada; Luvia Niño y Dafny Zúñiga.

Mis amigos

Carina Paz, Mercedes Marroquín, Shirley Cuan, Alejandra Araujo, Wendy García, Susana Arrechea, Gabriela Maldonado, Leslie Rossi, Jeniffer Ramos, Gilda Rodríguez, Julio Vallejo, Rafael Castro, César García, José Alvarado, Alfredo Padilla, Aldo de la Cruz, Ricardo de León, Augusto Barrientos, Sergio Menéndez, José Gómez, Erick Pinzón, Humberto Mazariegos, Roberto Pinto, Hugo Rubio, Manuel Cazali, Juan José Catalán, Karina y Gustavo Figueroa y Byron Cáceres.

Sor

María de los Ángeles Lemus.

La Licenciada

María del Carmen Donis de Castellanos

Los Ingenieros Químicos

Jorge Emilio Godínez Lemus y Otto Raúl de León de Paz.

Mis compañeros de trabajo del

Instituto Guatemalteco Americano, IGA
Colegio Salesiano Don Bosco
Departamento de Matemática de la Facultad de Ingeniería de la Universidad de San Carlos de Guatemala.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES	XIII
LISTA DE SÍMBOLOS	XXXIX
GLOSARIO	XLIII
RESUMEN	XLIX
ABSTRACT	LI
OBJETIVOS	LIII
HIPÓTESIS	LV
INTRODUCCIÓN	LVII
1. ANTECEDENTES	1
1.1. Certificaciones	1
1.2. Legislación	2
1.3. Enfermedades provocadas por el FD&C rojo No. 40	2
1.4. Situación actual del FD&C rojo No. 40	4
2. MARCO TEÓRICO	7
2.1. Colorantes artificiales	7
2.1.1. Ventajas	7
2.1.2. Desventajas	8
2.1.3. FD&C rojo No. 40	9
2.1.4. Usos e ingesta diaria admisible (IDA)	10
2.2. Colorantes naturales	10
2.2.1. Ventajas	10
2.2.2. Desventajas	11
2.2.3. Betalaínas	11
2.2.3.1. Betacianinas	12
2.2.3.2. Betaxantinas	13
2.2.3.3. Fuentes	14
2.2.3.4. Uso como colorantes	14
2.2.3.5. Extracción	15
2.2.3.6. Estabilidad	16
2.2.3.6.1. pH	16
2.2.3.6.2. Temperatura	16
2.2.3.6.3. Actividad de agua	18
2.2.3.6.4. Luz	18
2.2.3.6.5. Oxígeno	18

2.2.3.7.	Colorante extraído de la pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	18
2.2.3.7.1.	Tamizaje fitoquímico	21
2.2.3.7.2.	Espectro de absorción en el rango visible	21
2.2.3.7.3.	Estado de madurez fisiológica de la pitahaya	22
2.2.3.7.3.1.	Fruto sazón	23
2.2.3.7.3.2.	Fruto pinto	23
2.2.3.7.3.3.	Fruto maduro	23
2.2.3.8.	Colorante extraído de la remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	24
2.2.3.8.1.	Tamizaje fitoquímico	26
2.2.3.8.2.	Espectro de absorción en el rango visible	26
2.2.4.	Antocianinas	27
2.2.4.1.	Fuentes	30
2.2.4.2.	Uso como colorantes	30
2.2.4.3.	Extracción	30
2.2.4.4.	Estabilidad	31
2.2.4.4.1.	pH	32
2.2.4.4.2.	Temperatura	34
2.2.4.4.3.	Actividad de agua	35
2.2.4.4.4.	Luz	35
2.2.4.4.5.	Oxígeno	35
2.2.4.5.	Colorante extraído de la rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	35
2.2.4.5.1.	Tamizaje fitoquímico	37
2.2.4.5.2.	Espectro de absorción en el rango visible	38
2.3.	Secado	39
2.3.1.	Secado convencional por bandejas	39
2.3.1.1.	Ventajas	39
2.3.1.2.	Desventajas	40
2.3.2.	Secado convencional al vacío	40
2.3.2.1.	Ventajas	41
2.3.2.2.	Desventajas	41
2.3.3.	Secado por liofilización	42
2.3.3.1.	Mecanismos de liofilización	44
2.3.3.2.	Ventajas	44
2.3.3.3.	Desventajas	45

2.3.4.	Temperatura de ebullición del agua en función de la presión absoluta	45
2.4.	Cuantificación de azúcares reductores: Prueba de Benedict	48
2.5.	Pruebas cualitativas de color	48
2.5.1.	Diferencia entre antocianinas y betacianinas	48
2.5.1.1.	Reacción con álcali	49
2.5.1.2.	Reacidificación de la solución alcalina	49
2.5.1.3.	Reacción con amoníaco	49
2.5.1.4.	Reacción con ácidos minerales	49
2.5.1.5.	Reacción con acetato de plomo	49
2.5.2.	Investigación de flavonoides y antocianinas	50
2.5.2.1.	Reacción con ácido sulfúrico	50
2.5.2.2.	Reacción con cloruro férrico al 10 % (p/V)	50
2.5.2.3.	Reacción con ácido clorhídrico	50
2.5.2.4.	Reacción con ácido clorhídrico y magnesio	51
2.5.3.	Investigación de antraquinonas (Prueba de Bornträger)	51
2.5.4.	Investigación de cumarinas	51
2.6.	Medición de color	52
2.6.1.	El espacio de color L * C * h *	52
2.6.1.1.	Diferencia entre dos colores	54
3.	DISEÑO METODOLÓGICO	55
3.1.	Variables	55
3.2.	Delimitación del campo de estudio	56
3.3.	Recursos humanos disponibles	57
3.4.	Recursos materiales disponibles	57
3.4.1.	Materia prima	57
3.4.2.	Materiales auxiliares	57
3.4.3.	Reactivos	57
3.4.4.	Cristalería	58
3.4.5.	Equipo	59
3.5.	Técnica cualitativa y cuantitativa	67
3.5.1.	Extracción	67

3.5.2.	Determinación de las condiciones de secado al vacío	68
3.5.2.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	69
3.5.2.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	69
3.5.2.3.	Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	69
3.5.3.	Secado de los extractos acuosos	70
3.5.3.1.	Secado convencional al vacío	70
3.5.3.2.	Liofilización	71
3.5.4.	Rendimiento	71
3.5.4.1.	Medición de humedad	71
3.5.4.2.	Medición de azúcares reductores	71
3.5.5.	Pruebas cualitativas de color	72
3.5.5.1.	Diferencia entre betacianinas y antocianinas	72
3.5.5.2.	Investigación de flavonoides y antocianinas	73
3.5.5.3.	Investigación de antraquinonas (Prueba de Bornträger)	73
3.5.5.4.	Investigación de cumarinas	74
3.5.6.	Cromatografía en capa fina	74
3.5.6.1.	Cromatografía de antocianinas	74
3.5.6.2.	Cromatografía de betalaínas	75
3.5.6.2.1.	Sistema 2-propanol-etanol-agua-ácido acético	75
3.5.6.2.2.	Sistema ácido fórmico-ácido clorhídrico-agua	75
3.5.7.	Espectros de absorbancia	76
3.5.8.	Índice de refracción	76
3.5.9.	Medición de color	76
3.5.10.	Prueba sensorial	77
3.5.11.	Cortes histológicos	77
3.6.	Recolección y ordenamiento de la información	78
3.6.1.	Prueba sensorial de color	78
3.6.1.1.	Nomenclatura de la prueba sensorial	80
3.6.2.	Datos originales	81
3.6.2.1.	Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos acuosos	81
3.6.2.1.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	81
3.6.2.1.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	83
3.6.2.1.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	85
3.6.2.2.	Monitoreo de temperatura y presión de vacío del horno secador al vacío	87
3.6.2.2.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	87
3.6.2.2.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	91

3.6.2.2.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	94
3.6.2.3.	Potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos secados al vacío	99
3.6.2.3.1.	pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	99
3.6.2.3.2.	pH de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) secada a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	100
3.6.2.3.3.	pH de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i>) secada a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	101
3.6.2.4.	Rendimiento del colorante	102
3.6.2.4.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	105
3.6.2.4.1.1.	Masa y humedad base húmeda del sólido seco	102
3.6.2.4.1.2.	Prueba de azúcares reductores	103
3.6.2.4.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	104
3.6.2.4.2.1.	Masa y humedad base húmeda del sólido seco	104
3.6.2.4.2.2.	Prueba de azúcares reductores	105
3.6.2.4.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	106
3.6.2.4.3.1.	Masa y humedad base húmeda del sólido seco	106
3.6.2.4.3.2.	Prueba de azúcares reductores	107
3.6.2.5.	Pruebas cualitativas de color	108
3.6.2.5.1.	Diferenciación entre betacianinas y antocianinas	108
3.6.2.5.2.	Investigación de flavonoides y antocianinas	110
3.6.2.5.3.	Investigación de antraquinonas	112
3.6.2.5.4.	Investigación de cumarinas	112
3.6.2.6.	Cromatografía en capa fina	113
3.6.2.6.1.	Cromatografía del colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	113
3.6.2.6.2.	Cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	114
3.6.2.6.3.	Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	115
3.6.2.7.	Barridos espectrofotométricos en el espectro visible	116
3.6.2.7.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	116
3.6.2.7.1.1.	Extractos antes de secar	116
3.6.2.7.1.2.	Colorante secado al vacío	117
3.6.2.7.1.3.	Colorante liofilizado	120
3.6.2.7.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	123

3.6.2.7.2.1.	Extractos antes de secar	123
3.6.2.7.2.2.	Colorante secado al vacío	124
3.6.2.7.2.3.	Colorante liofilizado	127
3.6.2.7.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	130
3.6.2.7.3.1.	Extractos antes de secar	130
3.6.2.7.3.2.	Colorante secado al vacío	131
3.6.2.7.3.3.	Colorante liofilizado	134
3.6.2.7.4.	Colorante FD&C Rojo No. 40	137
3.6.2.8.	Medición de color	140
3.6.2.8.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	140
3.6.2.8.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	141
3.6.2.8.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	142
3.6.2.8.4.	Colorante FD&C rojo No. 40	143
3.6.2.9.	Índices de refracción	144
3.6.2.10.	Prueba sensorial	146
3.7.	Tabulación, ordenamiento y procesamiento de la información	147
3.7.1.	Muestra de cálculo	147
3.7.1.1.	Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos acuosos	147
3.7.1.1.1.	Cálculo del área bajo la curva de los espectros de absorbancia al secar al vacío los extractos acuosos	147
3.7.1.1.2.	Análisis de varianza	149
3.7.1.2.	Cálculo de la humedad relativa dentro del horno secador al vacío en función del tiempo	155
3.7.1.3.	Rendimiento	168
3.7.1.3.1.	Prueba de azúcares reductores	169
3.7.1.3.2.	Rendimiento del colorante	170
3.7.1.4.	Cromatografía en capa fina	171
3.7.1.5.	Diferencia de color entre dos muestras	172
3.7.1.6.	Prueba sensorial	173
3.7.1.7.	Prueba de rango múltiple de Duncan	173
3.7.1.7.1.	Intervalos mínimos significativos (R_p)	174
3.7.2.	Datos calculados	178
3.7.2.1.	Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos acuosos	178
3.7.2.1.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	178
3.7.2.1.1.1.	Barridos espectrofotométricos	178
3.7.2.1.1.2.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico	179
3.7.2.1.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	180

3.7.2.1.2.1.	Barridos espectrofotométricos	180
3.7.2.1.2.2.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico	181
3.7.2.1.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	182
3.7.2.1.3.1.	Barridos espectrofotométricos	182
3.7.2.1.3.2.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico	183
3.7.2.2.	Humedad relativa dentro del horno secador al vacío en función del tiempo	184
3.7.2.2.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	184
3.7.2.2.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	186
3.7.2.2.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	189
3.7.2.3.	Potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos secados al vacío	192
3.7.2.3.1.	pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	192
3.7.2.3.2.	pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	193
3.7.2.3.3.	pH de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i>) secada a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	194
3.7.2.4.	Rendimiento	195
3.7.2.4.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	195
3.7.2.4.1.1.	Fracción de azúcares reductores en el sólido	195
3.7.2.4.1.2.	Rendimiento del colorante	196
3.7.2.4.1.3.	Fracción de colorante en el sólido seco	198
3.7.2.4.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	199
3.7.2.4.2.1.	Fracción de azúcares reductores en el sólido	199
3.7.2.4.2.2.	Rendimiento de colorante	200
3.7.2.4.2.3.	Fracción de colorante en el sólido seco	201
3.7.2.4.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	202
3.7.2.4.3.1.	Fracción de azúcares reductores en el sólido	202
3.7.2.4.3.2.	Rendimiento de colorante	203
3.7.2.4.3.3.	Fracción de colorante en el sólido seco	205
3.7.2.5.	Pruebas cualitativas de color	206
3.7.2.5.1.	Diferencia entre antocianinas y Betacianinas	206

3.7.2.5.2.	Investigación de flavonoides y antocianinas	208
3.7.2.5.3.	Investigación de antraquinonas	211
3.7.2.5.4.	Investigación de cumarinas	212
3.7.2.6.	Cromatografía en capa fina	212
3.7.2.6.1.	Colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>)	212
3.7.2.6.2.	Colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	213
3.7.2.6.3.	Colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	214
3.7.2.7.	Barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar, de los colorantes secados al vacío y por liofilización reconstituidos y de soluciones de FD&C rojo No. 40	215
3.7.2.7.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	215
3.7.2.7.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	217
3.7.2.7.3.	Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	219
3.7.2.7.4.	Colorante FD&C rojo No. 40	221
3.7.2.8.	Índices de refracción	222
3.7.2.9.	Medición de color	223
3.8.	Análisis estadístico	225
3.8.1.	Determinación de la temperatura de secado al vacío	225
3.8.1.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	225
3.8.1.1.1.	Análisis de varianza	225
3.8.1.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	227
3.8.1.2.1.	Análisis de varianza	227
3.8.1.3.	Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	228
3.8.1.3.1.	Análisis de varianza	228
3.8.2.	Barridos espectrofotométricos en el espectro visible	230
3.8.2.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	230
3.8.2.1.1.	Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	230
3.8.2.1.2.	Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa	232
3.8.2.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	234

3.8.2.2.1.	Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	234
3.8.2.2.2.	Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante liofilizado –30 °C y 0.4 kPa	236
3.8.2.3.	Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	238
3.8.2.3.1.	Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	238
3.8.2.3.2.	Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante liofilizado –30 °C y 0.4 kPa	240
3.8.3.	Prueba sensorial	242
3.8.3.1.	Análisis de varianza	242
3.8.3.2.	Prueba de Duncan	244
4.	RESULTADOS	245
4.1.	Condiciones de operación de los equipos secadores	245
4.1.1.	Horno secador al vacío	245
4.1.2.	Liofilizador	250
4.2.	Tiempo de residencia de los extractos acuosos en los secadores	250
4.2.1.	Horno secador al vacío	250
4.2.2.	Liofilizador	251
4.3.	Humedad relativa del horno secador al vacío en función del tiempo	251
4.3.1.	Deducción de la humedad relativa del horno secador en función del tiempo	251
4.3.1.1.	Humedad relativa inicial del horno secador	251
4.3.1.2.	Humedad relativa en función del tiempo del horno secador	254
4.3.2.	Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	255
4.3.3.	Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	257

4.3.4.	Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	259
4.4.	Potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos secados al vacío en función del tiempo	261
4.4.1.	pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	261
4.4.2.	pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	263
4.4.3.	pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa	265
4.5.	Rendimiento del colorante	267
4.6.	Pruebas cualitativas de color	268
4.6.1.	Diferenciación entre antocianinas y betacianinas	268
4.6.2.	Investigación de flavonoides y antocianinas	268
4.6.3.	Investigación de antraquinonas	269
4.6.4.	Investigación de cumarinas	269
4.7.	Cromatografía en capa fina	270
4.7.1.	Cromatografía del colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	270
4.7.2.	Cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	271
4.7.3.	Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	272
4.8.	Espectros de absorbancia	273
4.8.1.	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	273
4.8.2.	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	274
4.8.3.	Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	275
4.8.4.	Colorante FD&C rojo No. 40	276
4.9.	Medición de color	277
4.10.	Índices de refracción	278
4.11.	Prueba sensorial del color	279
4.12.	Cortes histológicos	281
4.12.1.	Mesocarpio del fruto de pitahaya (<i>H. undatus</i>)	281

4.12.2.	Raíz de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>)	285
4.12.3.	Cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	290
5.	INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS	305
5.1.	Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos	305
5.2.	Curvas de humedad relativa y pH	306
5.3.	Rendimiento del colorante	308
5.4.	Pruebas cualitativas de color y cromatografía en capa fina	308
5.5.	Barridos espectrofotométricos en el espectro visible	310
5.6.	Medición de color	312
5.7.	Prueba sensorial	313
5.8.	Cortes histológicos	314
5.8.1.	Mesocarpio del fruto de pitahaya (<i>H. undatus</i>)	314
5.8.2.	Raíz de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>)	315
5.8.3.	Cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	316
	CONCLUSIONES	319
	RECOMENDACIONES	327
	BIBLIOGRAFÍA	329
	APÉNDICE	337
	ANEXO	341

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

FIGURAS

1.	Estructura de la molécula del rojo No. 40.	9
2.	Estructura del ácido betalámico y general de betalaína.	11
3.	Estructura del catión diazoheptametina.	12
4.	Estructura de las betacianinas.	13
5.	Estructura de las betaxantinas.	14
6.	Hidrólisis reversible de la betanina.	17
7.	Cáscara y mesocarpio del fruto de la pitahaya (<i>H. undatus</i>).	19
8.	Síntesis de betanina y betanidina a partir de la tirosina.	19
9.	Estructuras de las betacianinas identificadas en el análisis de los cacti <i>Hylocereus</i> .	20
10.	Espectro de absorción en el rango visible de extractos metanólicos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>).	22
11.	Raíces y hojas de la remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	24
12.	Estructura de la betanina.	25
13.	Espectros de absorción en el rango visible de extractos acuosos de remolacha roja <i>Beta vulgaris</i> .	27
14.	Estructura de la cianidina.	27
15.	Estructuras y sustituyentes de las antocianinas.	28
16.	Estructuras de las antocianinas glucosidadas.	29
17.	Estructuras de las antocianinas a diferentes valores de pH.	33
18.	Estructura de la (+) catequina.	34
19.	Estructura de la (-) epicatequina.	34

20.	Cálices de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	36
21.	Estructuras de la cianidina y la delfinidina glucosidadas.	36
22.	Estructura de la hibiscina.	37
23.	Espectro de absorción en el rango visible de extractos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	38
24.	Diagrama de fases del agua.	42
25.	Espacio de color $L^*C^*h^*$.	53
26.	Balanza analítica digital Adventurer Ohaus.	59
27.	Balanza analítica digital BOECO Germany.	60
28.	Balanza de humedad BOECO Germany.	60
29.	Agitador <i>Laboratory stirrer/ hot plate</i> .	61
30.	Bomba de vacío GE.	62
31.	Horno secador al vacío VWR International.	62
32.	Liofilizador Tartece freeze dryer ID-60.	63
33.	Bomba de vacío para el liofilizador.	64
34.	Refrigerador Whirlpool.	64
35.	Licuada Osterizer <i>Super Deluxe</i> .	65
36.	Potenciómetro PH <i>meter</i> .	65
37.	Colorímetro.	66
38.	Espectrofotómetro UVmini-1240V.	66
39.	Corrección aditiva de la humedad absoluta en función de la temperatura de bulbo húmedo.	161
40.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	179

41.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	181
42.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de colorantes de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) secados al vacío a 40 °C y 37.8–43.75 kPa, 50 °C y 37.8–47.1 kPa y 60 °C y 37.8–48.8 kPa.	183
43.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>). Corrida 1.	245
44.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>). Corrida 2.	246
45.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>). Corrida 3.	246
46.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Corrida 1.	247
47.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Corrida 2.	247
48.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Corrida 3.	248
49.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.). Corrida 1.	248
50.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.). Corrida 2.	249
51.	Presión de vacío en el horno al secar los extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.). Corrida 3.	249
52.	Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (<i>H. undatus</i>) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	255

53.	Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (<i>H. undatus</i>) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	256
54.	Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (<i>H. undatus</i>) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	256
55.	Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1.	257
56.	Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2 .	258
57.	Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3.	258
58.	Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	259
59.	Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	260
60.	Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	260
61.	pH de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	261
62.	pH de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	262
63.	pH de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	262
64.	pH de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1.	263
65.	pH de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2.	264
66.	pH de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3.	264

67.	pH de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	265
68.	pH de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	266
69.	pH de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	266
70.	Rendimiento porcentual del colorante obtenido de las tres especies y de las técnicas alternativas de secado.	267
71.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	273
72.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	274
73.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	275
74.	Barrido espectrofotométrico en el rango visible de soluciones acuosas del colorante FD&C rojo No. 40.	276
75.	Xilema y parénquima reservante del mesocarpio del fruto de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>).	281
76.	Xilema y floema del mesocarpio del fruto de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>).	282
77.	Células parenquimáticas coloreadas del mesocarpio del fruto de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>).	283

78.	Célula parenquimática suelta del mesocarpio del fruto de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>).	284
79.	Tejido meristemático y parenquimático de la raíz de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	285
80.	Tejido parenquimático reservante de la raíz de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	286
81.	Células del parénquima de reserva de la raíz de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	287
82.	Célula de parénquima reservante de la raíz de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	288
83.	Borde de la raíz de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	289
84.	Xilema de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	290
85.	Xilema I de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	291
86.	Xilema II de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	292
87.	Aumento del xilema de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	293
88.	Haces vasculares de xilema de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	294
89.	Parénquima esponjoso de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	295
90.	Esclerénquima de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	296
91.	Tejido parenquimático de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	297
92.	Parénquima con inclusiones cristalinas de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	298
93.	Estomas de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	299
94.	Aumento de estomas de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	300

95.	Parénquima clorofílico de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	301
96.	Epidermis de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	302
97.	Glándula secretora de los cálices de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.)	303
98.	Tabla de requisitos académicos.	337
99.	Diagrama de Ishikawa para el colorante rojo No. 40.	338
100.	Diagrama de Ishikawa para el secado convencional de colorantes naturales.	339
101.	Diagrama psicométrico del sistema aire-agua a 760 mm Hg.	341

TABLAS

I.	Estado de madurez fisiológica de la pitahaya (<i>H. undatus</i>).	23
II.	Sustituyentes de las antocianinas.	29
III.	Temperatura de ebullición del agua en función de la presión absoluta del sistema.	47
IV.	Nivel de diferencia entre dos colores.	54
V.	Nomenclatura de la prueba sensorial del color.	80
VI.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	81
VII.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados al vacío a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa.	82

VIII.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	82
IX.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	83
X.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secados al vacío a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa.	84
XI.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	84
XII.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	85
XIII.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secados al vacío a 50 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	86
XIV.	Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	86
XV.	Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>). Corrida 1.	87
XVI.	Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>). Corrida 2.	89
XVII.	Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>). Corrida 3.	90
XVIII.	Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Corrida 1.	91

XIX.	Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Corrida 2.	92
XX.	Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Corrida 3.	93
XXI.	Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>). Corrida 1.	94
XXII.	Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>). Corrida 2.	96
XXIII.	Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>). Corrida 3.	97
XXIV.	Monitoreo del pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	99
XXV.	Monitoreo del pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	99
XXVI.	Monitoreo del pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	99
XXVII.	Monitoreo del pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1.	100
XXVIII.	Monitoreo del pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2.	100
XXIX.	Monitoreo del pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3.	100
XXX.	Monitoreo del pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	101
XXXI.	Monitoreo del pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	101
XXXII.	Monitoreo del pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	101

XXXIII.	Masa y humedad base húmeda del sólido de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	102
XXXIV.	Masa y humedad base húmeda del sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	103
XXXV.	Prueba de Benedict del sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	103
XXXVI.	Prueba de Benedict del sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	104
XXXVII.	Masa y humedad base húmeda del sólido de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	104
XXXVIII.	Masa y humedad base húmeda del sólido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	105
XXXIX.	Prueba de Benedict del sólido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	105
XL.	Prueba de Benedict del sólido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	106
XLI.	Masa y humedad base húmeda del sólido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	106
XLII.	Masa y humedad base húmeda del sólido de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	107
XLIII.	Prueba de Benedict del sólido de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	107
XLIV.	Prueba de Benedict del sólido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	108
XLV.	Reacción con álcali (hidróxido de potasio).	108
XLVI.	Reacidificación con ácido clorhídrico.	109
XLVII.	Reacción con amoníaco.	109
XLVIII.	Reacción con ácido clorhídrico.	109

XLIX.	Reacción con acetato de plomo.	110
L.	Reacción con ácido sulfúrico concentrado.	110
LI.	Reacción con cloruro férrico al 10 %.	110
LII.	Reacción con ácido clorhídrico.	111
LIII.	Reacción con magnesio y ácido clorhídrico.	111
LIV.	Reacción con hidróxido de amonio.	111
LV.	Reacción con ácido bórico en anhídrido acético	112
LVI.	Investigación de antraquinonas.	112
LVII.	Investigación de cumarinas.	112
LVIII.	Cromatografía del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>). Fase móvil 2-propanol-etanol-agua-ácido acético (20:35:40:5).	113
LIX.	Cromatografía del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico– agua (5:5:3).	113
LX.	Cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	114
LXI.	Cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>). Fase móvil ácido fórmico–ácido clorhídrico–agua (5:5:3).	114
LXII.	Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i>). Fase móvil butanol–ácido acético–agua (4:1:5).	115
LXIII.	Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica. (<i>Hibiscus sabdariffa</i>) Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	115
LXIV.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible de extractos acuosos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) antes de secar.	116
LXV.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	117

LXVI.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	118
LXVII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	119
LXVIII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 1.	120
LXIX.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 2.	121
LXX.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 3.	122
LXXI.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible de extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) antes de secar.	123
LXXII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1.	124
LXXIII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2.	125
LXXIV.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3.	126

LXXV.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 1.	127
LXXVI.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 2.	128
LXXVII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 3.	129
LXXVIII.	Mediciones de absorbancia de extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) antes de secar.	130
LXXIX.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	131
LXXX.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	132
LXXXI.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	133
LXXXII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 1.	134
LXXXIII.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 2.	135
LXXXIV.	Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa. Corrida 3.	136

LXXXV.	Mediciones de absorbancia de la solución con concentración 1.15×10^{-5} g/mL del colorante FD&C rojo No. 40.	137
LXXXVI.	Mediciones de absorbancia de la solución con concentración 1.32×10^{-5} g/mL del colorante FD&C rojo No. 40.	138
LXXXVII.	Mediciones de absorbancia de la solución con concentración 2.5×10^{-4} g/mL del colorante FD&C rojo No. 40.	139
LXXXVIII.	Medición del color del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) al 1.8122 % p/V secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	140
LXXXIX.	Medición del color del colorante reconstituido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) al 0.7396 % p/V liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	140
XC.	Medición del color del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) al 0.277 % p/V secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	141
XCI.	Medición del color del colorante reconstituido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) al 0.04691 % p/V liofilizado –30 °C y 0.4 kPa.	141
XCII.	Medición del color del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) al 0.8441 % p/V secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	142
XCIII.	Medición del color del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) al 1.2147 % p/V liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	142
XCIV.	Medición del color del colorante FD&C rojo No. 40 al 0.0011538 % p/V.	143
XCV.	Medición del color del colorante FD&C rojo No. 40 al 0.0013182 % p/V.	143

XCVI.	Medición del color del colorante FD&C rojo No. 40 al 0.025 % p/V.	143
XCVII.	Índice de refracción del colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado por las dos técnicas y del FD&C rojo 40.	144
XCVIII.	Índice de refracción del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado por las dos técnicas y del FD&C rojo 40.	144
XCIX.	Índice de refracción del colorante de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i>) secado por las dos técnicas y del FD&C rojo 40.	145
C.	Resultados de la prueba hedónica de nueve puntos de las muestras de yogurt coloreadas.	146
CI.	Resumen del cálculo de la gran media de las áreas bajo las curvas de absorbancia de los colorantes de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados a 40, 50 y 60 °C.	151
CII.	Resumen del cálculo de la varianza entre columnas de las áreas bajo las curvas de absorbancia de los colorantes de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados a 40, 50 y 60 °C.	152
CIII.	Resumen del cálculo de la varianza muestral del área bajo la curva de absorbancia del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	152
CIV.	Resumen del cálculo de la varianza muestral del área bajo la curva de absorbancia del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secado al vacío a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa .	153
CV.	Resumen del cálculo de la varianza muestral del área bajo la curva de absorbancia del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	153
CVI.	Resumen del cálculo de la varianza dentro columnas de las áreas bajo las curvas de absorbancia de los colorantes de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secados a 40, 50 y 60 °C.	154

CVII.	Cálculo de la corrección aditiva de la humedad absoluta (gr/lb aire seco) cuando $\Delta P = -4.72$ pulg Hg.	159
CVIII.	Cálculo de la corrección aditiva de la humedad absoluta (kg/kg aire seco) cuando $\Delta P = -4.72$ pulg Hg.	160
CIX.	Valores de los intervalos significativos de la prueba de Duncan.	175
CX.	Promedio de las muestras en la prueba hedónica de nueve puntos.	177
CXI.	Absorbancia promedio de colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa .	178
CXII.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) a diferentes temperaturas entre 420 nm y 700 nm.	179
CXIII.	Absorbancia promedio de colorantes reconstituidos de remolacha (<i>B. vulgaris</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8–47.1 kPa y 60 °C y 37.8–48.8 kPa.	180
CXIV.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) a diferentes temperaturas entre 420 nm y 700 nm.	181
CXV.	Absorbancia promedio de colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	182
CXVI.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) a diferentes temperaturas entre 420 nm y 700 nm.	183
CXVII.	Humedad relativa del secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	184

CXVIII.	Humedad relativa del secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	185
CXIX.	Humedad relativa del secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	185
CXX.	Humedad relativa del secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1.	186
CXXI.	Humedad relativa del secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2.	187
CXXII.	Humedad relativa del secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3.	188
CXXIII.	Humedad relativa del secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	189
CXXIV.	Humedad relativa del secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	190
CXXV.	Humedad relativa del secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	191
CXXVI.	pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	192
CXXVII.	pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	192
CXXVIII.	pH de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	193
CXXIX.	pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1.	193
CXXX.	pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2.	193
CXXXI.	pH de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3.	194

CXXXII.	pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1.	194
CXXXIII.	pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2.	194
CXXXIV.	pH de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3.	195
CXXXV.	Fracción de azúcares reductores en el sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	195
CXXXVI.	Fracción de azúcares reductores en el sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	196
CXXXVII.	Rendimiento del colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	196
CXXXVIII.	Rendimiento del colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	197
CXXXIX.	Rendimiento del colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	197
CXL.	Fracción de colorante en el sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	198
CXLI.	Fracción de colorante en el sólido de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	198
CXLII.	Fracción de azúcares reductores en el sólido de remolacha (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	199
CXLIII.	Fracción de azúcares reductores en el sólido de remolacha (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	199
CXLIV.	Rendimiento del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	200

CXLV.	Rendimiento del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	200
CXLVI.	Rendimiento del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	201
CXLVII.	Fracción de colorante en el sólido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa.	201
CXLVIII.	Fracción de colorante en el sólido de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	202
CXLIX.	Fracción de azúcares reductores en el sólido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	202
CL.	Fracción de azúcares reductores en el sólido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	203
CLI.	Rendimiento del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	203
CLII.	Rendimiento del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	204
CLIII.	Rendimiento del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	204
CLIV.	Fracción de colorante en el sólido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	205
CLV.	Fracción de colorante en el sólido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	205
CLVI.	Metabolitos de la reacción con álcali (hidróxido de potasio).	206
CLVII.	Metabolitos de la reacidificación con ácido clorhídrico.	206

CLVIII.	Metabolitos de la reacción con amoníaco.	207
CLIX.	Metabolitos de la reacción con ácido clorhídrico.	207
CLX.	Metabolitos de la reacción con acetato de plomo.	208
CLXI.	Metabolitos de la reacción con ácido sulfúrico concentrado.	208
CLXII.	Metabolitos de la reacción con cloruro férrico al 10 %.	209
CLXIII.	Metabolitos de la reacción con ácido clorhídrico.	209
CLXIV.	Metabolitos de la reacción con magnesio y ácido clorhídrico.	210
CLXV.	Metabolitos de la reacción con hidróxido de amonio.	210
CLXVI.	Metabolitos de la reacción con ácido bórico en anhídrido acético.	211
CLXVII.	Metabolitos de la investigación de antraquinonas.	211
CLXVIII.	Metabolitos de la investigación de cumarinas.	212
CLXIX.	Cromatografía del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	212
CLXX.	Cromatografía del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico– agua (5:5:3).	213
CLXXI.	Cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	213
CLXXII.	Cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico– agua (5:5:3).	213
CLXXIII.	Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i>) Fase móvil butanol – ácido acético – agua (4:1:5).	214
CLXXIV.	Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	214

CLXXV.	Absorbancia promedio de los extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	215
CLXXVI.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm de los extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) antes de secar.	216
CLXXVII.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm del colorante reconstituido de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	216
CLXXVIII.	Absorbancia promedio de los extractos acuosos de remolacha (<i>Beta vulgaris</i>) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	217
CLXXIX.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm de los extractos acuosos de remolacha (<i>Beta vulgaris</i>) antes de secar.	218
CLXXX.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm del colorante reconstituido de remolacha (<i>Beta vulgaris</i>) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	218
CLXXXI.	Absorbancia promedio de los extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8–48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	219
CLXXXII.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm de los extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) antes de secar.	220

CLXXXIII.	Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa.	220
CLXXXIV.	Absorbancia promedio de las soluciones acuosas de FD&C rojo No. 40.	221
CLXXXV.	Índices de refracción de soluciones de FD&C rojo No. 40 y colorante de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	222
CLXXXVI.	Índices de refracción de soluciones de FD&C rojo No. 40 y colorante de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) reconstituido secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	222
CLXXXVII.	Índices de refracción de soluciones de FD&C rojo No. 40 y colorante de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa.	223
CLXXXVIII.	Comparación del color de los colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) con el FD&C rojo No. 40.	223
CLXXXIX.	Comparación del color de los colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) con el FD&C rojo No. 40.	224
CXC.	Comparación del color de los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) con el FD&C rojo No. 40.	224
CXCI.	Estadísticos del análisis de varianza para la temperatura de secado al vacío de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>).	226
CXCII.	Estadísticos del análisis de varianza para la temperatura de secado al vacío de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>).	227

CXCIII.	Estadísticos del análisis de varianza para la temperatura de secado al vacío de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus. sabdariffa L.</i>)	229
CXCIV.	Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos antes de secar y colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) secados del vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	231
CXCV.	Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos antes de secar y colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>H. undatus</i>) liofilizados a –30 °C y 0.4 kPa.	233
CXCVI.	Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos antes de secar y colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secados al vacío a 40 °C y 37.8–43.75 kPa.	235
CXCVII.	Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos antes de secar y colorantes reconstituidos de remolacha (<i>B. vulgaris</i>) liofilizados a –30 °C y 0.4 kPa.	237
CXCVIII.	Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos antes de secar y colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa.	239
CXCIX.	Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos antes de secar y colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>) liofilizados a –30 °C y 0.4 kPa.	241

CC.	Estadísticos del análisis de varianza para la prueba hedónica de nueve puntos de color de las muestras de yogurt coloreadas con los colorantes de las tres especies secados con las dos técnicas y el FD&C rojo No. 40.	243
CCI.	Intervalos mínimos significativos para la prueba de Duncan.	244
CCII.	Comparación pareada entre las medias de las muestras en la prueba de Duncan.	244
CCIII.	Temperatura de operación del horno secador al vacío para los extractos acuosos de las especies.	245
CCIV.	Temperatura y presión absoluta de operación del liofilizador.	250
CCV.	Tiempo de residencia de los extractos acuosos (250 mL) secados en el horno secador al vacío.	250
CCVI.	Tiempo de residencia de los extractos acuosos (150 mL) secados en el liofilizador.	251
CCVII.	Rendimiento porcentual del colorante obtenido de las tres especies y de las técnicas alternativas de secado.	267
CCVIII.	Diferenciación entre antocianinas y betacianinas .	268
CCIX.	Investigación de flavonoides y antocianinas.	268
CCX.	Investigación de antraquinonas.	269
CCXI.	Investigación de cumarinas.	269
CCXII.	R _f de la cromatografía del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>) Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	270
CCXIII.	R _f de la cromatografía del colorante de pitahaya (<i>H. undatus</i>). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico– agua (5:5:3).	270
CCXIV.	R _f de la cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	271

CCXV.	R _f de la cromatografía del colorante de remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico– agua (5:5:3).	271
CCXVI.	R _f de la cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>). Fase móvil butanol – ácido acético – agua (4:1:5).	272
CCXVII.	R _f de la cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5).	272
CCXVIII.	Comparación del color de los colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) con el FD&C rojo No. 40.	277
CCXIX.	Comparación del color de los colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) con el FD&C rojo No. 40.	277
CCXX.	Comparación del color de los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) con el FD&C rojo No. 40.	278
CCXXI.	Índice de refracción de soluciones de los colorantes reconstituidos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) y del FD&C rojo No. 40.	278
CCXXII.	Índice de refracción de soluciones de los colorantes reconstituidos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) y del FD&C rojo No. 40.	279
CCXXIII.	Índice de refracción de soluciones de los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) y del FD&C rojo No. 40.	279
CCXXIV.	Resultados de la prueba de Duncan.	280
CCXXV.	Evaluación de las muestras de yogurt con los colorantes secos reconstituidos y el FD&C rojo No. 40.	280

LISTA DE SÍMBOLOS, ABREVIATURAS, SIGLAS Y ACRÓNIMOS

CSPI	Center for Science in the Public Interest (Centro para la ciencia en el interés público).
FDA	Food and Drug Administration (Administración de alimentos y fármacos).
FSA	Food Standards Agency (Agencia de estándares alimenticios)
IDA	Ingesta diaria admisible
LAMIR	Laboratorio Microbiológico de Referencia
LIEXVE	Laboratorio de Investigación de Extractos Vegetales
LIPRONAT	Laboratorio de Investigación de Productos Naturales
OMS	Organización Mundial de la Salud
R_f	Radio de frente (Ratio of front)
UE	Unión Europea
A	Absorbancia
°C	Grado Celsius
ε	Constante dieléctrica
F_c	Estadístico crítico
F_p	Estadístico de prueba
g	Gramo
gr	Grano
H	Humedad absoluta
hp	Caballos de fuerza
% hr	Humedad relativa porcentual
Hz	Hertz

k	Número de muestras
kg	Kilogramo
kPa	kilopascal
λ	Longitud de onda
L	Litro
lb	Libra
mbar	Milibar
mg	Miligramo
mL	Mililitro
mm Hg	Milímetros de mercurio
n_i	Número de elementos de la muestra
N	Número de datos
nm	Nanómetro
oz	Onza
P	Presión
PL	Extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) liofilizados
PV	Extractos acuosos de pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>) secados al vacío
P_{abs}	Presión absoluta del sistema
P_{atm}	Presión atmosférica local
P_{vac}	Presión de vacío
pH	Potencial de hidrógeno
p.p.m.	Partes por millón
pulg Hg	Pulgadas de mercurio
RJL	Extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> <i>L.</i>) liofilizados
RJV	Extractos acuosos de rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> <i>L.</i>) secados al vacío

RL	Extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizados
RV	Extractos acuosos de remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) secados al vacío
s	Desviación estándar muestral
σ	Sigma (desviación estándar)
T_b	Temperatura de ebullición
TBH	Temperatura de bulbo húmedo
TBS	Temperatura de bulbo seco
torr	Torriceili
V	Voltio
x_i	Elemento
\bar{x}	Media aritmética
y_{agua}	Fracción molar de agua

GLOSARIO

ABSORBANCIA	Relación entre la energía que absorbe una solución y la que incide sobre ella.
ALCALOIDES	Compuestos nitrogenados de origen vegetal que protegen a la planta contra los insectos y parásitos.
ANTOCIANINAS	Pigmentos derivados de la cianidina que absorben fuertemente en el espectro visible.
ANTRACENÓSIDOS	Compuestos disueltos en los jugos celulares.
BETALAÍNAS	Pigmentos hidrosolubles con estructuras de glicósidos derivados de la 1,7-diazoheptametina.
BIOACUMULACIÓN	Proceso de acumulación de compuestos químicos en organismos vivos alcanzando concentraciones más altas que las encontradas en el medio ambiente o en los alimentos provocando peligros a la salud.
BIODEGRADABLE	Conversión de compuestos en productos más simples a través de medios biológicos.

CAROTENOIDES	Tetraterpenos responsables del color amarillo, naranja, verde y rojo de diversas frutas y verduras.
COLOR	Percepción visual generada por señales nerviosas que los fotorreceptores de la retina del ojo envían al cerebro con la captación de determinadas longitudes de onda del espectro electromagnético de la luz.
COLORANTE	Sustancia o mezcla de sustancia capaz de conferir o intensificar el color de alimentos, tejidos u otros objetos.
COLORANTE NATURAL	Colorante obtenido de materia vegetal y animal sin proceso químico.
COLORANTE ARTIFICIAL	Colorante obtenido por síntesis química.
COLORANTE AZOICO	Colorante que en su estructura molecular presenta el grupo azo que es del tipo $R-N=N-R'$, en donde R y R' son sustituyentes que contienen átomos de carbono, y los átomos de nitrógeno están unidos por un enlace doble.
CONSTANTE DIELECTRICA	Medida de la capacidad de un solvente de mantener separados iones con cargas opuestas.

COPIGMENTACIÓN	Formación de complejos con proteínas y otros pigmentos que aumentan la estabilidad y el color del pigmento.
CORTE HISTOLÓGICO	Técnica que consiste en una serie secuencial de pasos a través de los cuales una muestra de tejido llega a transformarse en delgados cortes coloreados capaces de ser observados al microscopio.
CROMATOGRAFÍA	Técnica de separación en la que los solutos se distribuyen entre una fase móvil y otra estacionaria.
CROMAFOLIO	Placa cromatográfica hecha a base de sílica gel, utilizada en la cromatografía en capa fina.
DESHIDRATAR	Eliminar de un sólido toda el agua que contiene.
EXTRACTO SECO	Producto obtenido después del secado del agua en un líquido o un sólido generalmente del tipo alimentario.
HIGROSCÓPICO	Compuesto que atrae agua en forma de vapor o de líquido de su ambiente.

HIPERACTIVIDAD Y DÉFICIT DE ATENCIÓN

Trastorno que engloba una alteración importante en la atención que, muy a menudo, se da con una extrema actividad del niño.

HUMEDAD ABSOLUTA

Relación entre la masa del vapor de agua y la masa del aire seco que la transporta.

HUMEDAD RELATIVA

Relación entre la presión parcial del vapor de agua en el aire y la presión del vapor de agua a la temperatura dada.

LIOFILIZACIÓN

Operación unitaria en donde las condiciones son temperatura y presión bajas para separar el solvente de un sólido o solución por sublimación.

LIXIVIACIÓN

Operación unitaria en donde se separa un soluto de un sólido que lo contiene utilizando un solvente.

MACERACIÓN

Operación que consiste en sumergir un sólido vegetal en un líquido para extraer de él sus partes solubles.

NUTRACÉUTICO

Todo alimento que posee un efecto beneficioso en la salud.

PIGMENTOS

Compuestos responsables del color visible de una planta.

PRESERVANTE	Sustancia añadida a los alimentos detiene o reduce el deterioro causado por la presencia de diferentes tipos de microorganismos.
RADIO DE FRENTE (R_f)	Expresión decimal de la posición de un compuesto sobre una placa como una medida de la retención de un componente.
SECADO	Operación unitaria que consiste en la eliminación de un solvente de un sólido o una solución que lo contiene por medios no mecánicos y químicos sino únicamente térmicos.
SECADOR DIRECTO	Secador en donde existe contacto directo entre los gases calientes y los sólidos o soluciones que se aprovecha para calentar estos últimos y separar el vapor.
SECADOR INDIRECTO	Secador en donde el calor se transfiere al material húmedo por conducción a través de una pared de retención de sólidos o solución, casi siempre metálica.
SOLVENTE	Compuesto que en una solución se halla en mayor fracción molar.

**TEMPERATURA
DE BULBO HÚMEDO**

Temperatura de equilibrio dinámico obtenida en una superficie de agua cuando la velocidad de transferencia de calor por convección a la misma es igual a la velocidad de transferencia de materia que abandona tal superficie.

**TEMPERATURA
DE BULBO SECO**

Temperatura del sistema medida con un termómetro cuyo bulbo se encuentra seco.

RESUMEN

Se evaluaron las propiedades colorantes de los extractos vegetales en polvo obtenidos del mesocarpio de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), la raíz de la remolacha (*Beta vulgaris*) y los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) con el secado convencional al vacío y liofilización. La investigación se realizó a nivel laboratorio con el objetivo de encontrar colorantes naturales alternativos al colorante sintético FD&C rojo No. 40 en alimentos.

Los colorantes se extrajeron con maceración dinámica a temperatura ambiente y presión de 22.7 kPa en la relación 1 kg de materia fresca en 5 L de agua. El secado al vacío de los extractos acuosos de pitahaya (*H. undatus*) y rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*) se realizó a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. El secado al vacío de remolacha (*B. vulgaris*) fue a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. La temperatura de liofilización fue de –30 °C y la presión absoluta 0.4 kPa (3 Torr).

Los resultados obtenidos en la investigación evidencian que la liofilización es la técnica de secado que mejor preserva las características colorantes de los colorantes en secos obtenidos y que los colorantes obtenidos de las tres especies son alternativas al colorante sintético FD&C rojo No. 40 según sea la concentración de éste en alimentos.

ABSTRACT

The color properties of dried natural dyes were evaluated in this research. The dyes were obtained by extracting with water the pigments from the mesocarp of pitahaya fruit (*Hylocereus undatus*), the roots of red beets (*Beta vulgaris*), and the calyxes of sorrel (*Hibiscus sabdariffa L.*). The drying methods were the conventional vacuum drying and lyophilization. The research was conducted at laboratory level with the objective to find alternative natural dyes for the synthetic dye FD&C red 40 in food.

The dyes were extracted with a forced maceration which was performed at room temperature and 22.7 kPa of absolute pressure. The extraction dilution was 1 kg of raw material in 5 L of water. The vacuum dryer was operated at 60 °C and 37.8 – 48.8 kPa in order to dry the aqueous extracts of pitahaya (*H. undatus*) and sorrel (*H. sabdariffa L.*). The vacuum drying was operated at 40 °C and 37.8 – 43.75 kPa in order to dry the aqueous extracts of red beet. The lyophilizer was operated at –30 °C and 0.4 kPa.

The results of this research prove that lyophilization is the best drying method because it preserves the color properties of the dried pigments. It was also proven that solutions of pigments of the three species analyzed are alternatives for the FD&C red 40 depending on its concentration in food.

OBJETIVOS

General:

Evaluar la diferencia de las propiedades colorantes de tres extractos vegetales secados por liofilización y con secado convencional al vacío.

Específicos:

1. Evaluar la temperatura óptima de secado y el tiempo de residencia de los tres extractos vegetales en el horno secador al vacío y la variación de los parámetros de control: humedad relativa y presión de vacío en función del tiempo de residencia.
2. Determinar la propiedad espectrofotométrica de los tres extractos vegetales obtenidos y de los extractos secos reconstituidos en función de la técnica de secado.
3. Evaluar la cromatografía en capa fina de los tres extractos vegetales obtenidos en función del R_f .
4. Evaluar el color del alimento al que se adicionan los tres extractos en polvo reconstituidos, utilizando mediciones de color de las soluciones colorantes y pruebas hedónicas del alimento coloreado.
5. Determinar la ubicación de los pigmentos en las especies, a partir de cortes histológicos.

HIPÓTESIS

HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN

Es posible extraer colorantes naturales de los extractos vegetales del mesocarpio de pitahaya (*Hylocereus undatus*), la raíz de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) y los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secados al vacío y por liofilización que puedan sustituir al colorante sintético FD&C rojo No. 40 en alimentos.

HIPÓTESIS ESTADÍSTICA

Hipótesis nula (H₀)

1. No existe diferencia estadística significativa en el barrido espectrofotométrico en el rango visible de los tres extractos vegetales obtenidos en función del tipo de secado con un nivel de confianza del 95 %.
2. No existe diferencia estadística significativa en la evaluación con la prueba hedónica del color del alimento coloreado con los tres extractos vegetales secos reconstituidos en función del tipo de secado con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa (Ha)

1. Existe diferencia estadística significativa en el barrido espectrofotométrico en el rango visible de los tres extractos vegetales obtenidos en función del tipo de secado con un nivel de confianza del 95 %.
2. Existe diferencia estadística significativa en la evaluación con la prueba hedónica del color del alimento coloreado con los tres extractos vegetales secos reconstituidos en función del tipo de secado con un nivel de confianza del 95 %.

INTRODUCCIÓN

El color es la presentación de un alimento: con sólo observarlo se tiene una idea de la calidad del alimento y si es apetecible o no. Los colorantes son las sustancias o mezclas de sustancias capaces de conferir o intensificar el color de los alimentos. Éstos se sintetizan o se extraen de fuentes naturales.

En estudios recientes realizados en Inglaterra, se encontraron problemas de la salud que están relacionados con algunos de los colorantes sintéticos que se adicionan en alimentos. **En noviembre de 2008, la Agencia de Estándares Alimenticios (*The Food Standards Agency, FSA*), sugirió eliminar en 2009 a seis colorantes como aditivos alimenticios en el llamado grupo “*the Southampton six*”, entre ellos incluidos el FD&C rojo No. 40.** Esta decisión se tomó debido a la relación de hiperactividad en niños con la ingesta de esos colorantes al combinarse con el preservante benzoato de sodio. Esta medida se inició en Inglaterra y se prevé su implementación en el resto de los países de la Unión Europea.

Al conocer los resultados de los estudios, **el Parlamento Europeo aprobó una ley en la que si un alimento contiene uno de esos colorantes, se indique que se corre riesgos de padecer de hiperactividad y déficit de atención en niños.** Esta advertencia debe aparecer hasta que los colorantes sintéticos se sustituyan por naturales alternativos.

Los estudios en Inglaterra también repercutieron en Estados Unidos en donde **el Centro para la ciencia en el interés público (*the Center for Science in the Public Interest, CSPI*) solicitó a la FDA (junio de 2008) prohibir el FD&C amarillo No. 5 y 6, el FD&C rojo No. 3 y 40, el FD&C azul No. 1 y 2, el FD&C verde No. 3, y el anaranjado B.** Esa institución no sólo pidió prohibir los colorantes sino también buscar nuevas formas de sustituirlos con colorantes naturales.

La solicitud del CSPI ha tenido gran impacto en el país norteamericano que, en febrero de 2009, en **el Estado de Maryland se propusieron leyes para ser el primer Estado en prohibir los colorantes** previamente mencionados. Se espera que esta prohibición sea total en 2012.

El colorante FD&C rojo No. 40 no sólo provoca hiperactividad y déficit de atención en niños sino también es relacionado con asma y alergias. Durante mucho tiempo se ha sospechado de la relación de este colorante con los casos de cáncer intestinal en personas que viven en países altamente industrializados donde el consumo de colorantes azoicos es mayor. De hecho, **otros colorantes azoicos (entre ellos, rojo No. 2, 4 y 32) están prohibidos por ser cancerígenos. En estudios realizados en ratas y ratones, se han observado daños de ADN en la glándula estomacal, colon y vejiga urinaria y también efectos conductuales adversos.**

En Guatemala, la mayoría de los productos alimenticios consumidos con coloración roja utilizan el colorante FD&C rojo No. 40. Ante la situación de los colorantes sintéticos, es importante encontrar alternativas que los sustituyan para que se produzcan alimentos con menor riesgo toxicológico y que ayuden a la salud. Por tal razón, se evaluó el potencial uso de colorantes naturales extraídos de vegetales para sustituir a los sintéticos.

La gran desventaja que presentan los colorantes naturales con respecto a los sintéticos es la estabilidad en distintas condiciones. **La temperatura es una de las condiciones que más afectan la estabilidad de los colorantes naturales. La actividad de agua también afecta la estabilidad.** Esto hace necesario eliminar el agua para obtener colorantes secos. Sin embargo, para eliminar el agua es necesario calentar la solución que contiene el colorante, aumentando la temperatura que provoca la degradación del colorante.

La inestabilidad del pigmento por calentamiento sugiere que el secado convencional no sea una opción viable, si se considera que se buscan colorantes estables. Por tal razón, en este trabajo de investigación se secaron los extractos vegetales con dos técnicas alternativas de secado en las que ambas tienen en común la operación al vacío. Al operar al vacío y temperaturas bajas se buscó reducir el efecto adverso de la temperatura en la estabilidad de los extractos vegetales secos.

El solvente utilizado en la extracción fue agua. La lixiviación del tipo maceración dinámica se realizó a temperatura ambiente y al vacío protegiendo al extracto de la luz. La presión absoluta de la extracción fue 22.7 kPa. La relación materia / solvente fue de 1:5 (1 kilogramo de materia en 5 L de agua). La velocidad angular del agitador fue 800 r.p.m. Los tiempos de extracción fueron para la pitahaya (*H. undatus*) y rosa de Jamaica (*H. sabdariffa* L.), 2 horas y para la remolacha roja (*B. vulgaris*), 3 horas. El tiempo de extracción de cada especie se determinó mediante el método de extracciones sucesivas. Los extractos acuosos fueron congelados para su posterior secado.

Se determinó la temperatura óptima del secado al vacío de cada extracto acuoso comparando los barridos espectrofotométricos mediante un análisis de varianza de las áreas bajo las curvas de absorbancia en el espectro visible al secar a 40, 50 y 60 °C. La temperatura de secado establecida para el secado de los extractos de pitahaya (*H. undatus*) y de rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*) fue 60 °C y para los extractos de remolacha (*B. vulgaris*) fue 40 °C. Los tiempos de residencia de 250 mL de extracto acuoso de cada especie dentro del horno secador al vacío fueron: pitahaya (*H. undatus*) y rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*), 47.5 y 46.93 h, respectivamente mientras que para la remolacha roja (*B. vulgaris*) fue 72.06 h.

La temperatura de liofilización fue de -30 °C y la presión absoluta 0.4 kPa (3 Torr). El tiempo de residencia de 900 mL de extracto acuoso fue 7 días, que equivale a 46.67 h para secar 250 mL.

El rendimiento del colorante natural extraído de las especies vegetales se calculó al medir la masa del sólido seco obtenido con las dos técnicas de secado, su humedad relativa base húmeda y la masa de azúcares reductores del sólido seco determinada con la prueba de Benedict. Los rendimientos porcentuales de colorante en las especies vegetales son: rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*), 16.86 %; pitahaya (*H. undatus*), 4.57 %; y remolacha roja (*B. vulgaris*), 0.24 %.

Se graficó la humedad relativa porcentual dentro del horno secador al vacío en función del tiempo de residencia. También se graficó el potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos durante el tiempo secado.

Una forma de medir la humedad relativa porcentual dentro de la cámara del horno secador es con un higrómetro. Sin embargo, debido a que se trabajó al vacío, el higrómetro podría sufrir daños mecánicos. Ante tal situación, se dedujo un procedimiento para calcular teóricamente la humedad relativa porcentual con sólo monitorear las temperaturas de bulbo seco y húmedo aire del ambiente al momento de cerrar la cámara del horno para iniciar el secado y la temperatura y presión de vacío indicadas por los sensores del horno en función del tiempo.

El pH de los extractos acuosos secados en el horno secador al vacío se monitoreó a 25 °C. Las curvas de pH del secado de pitahaya (*H. undatus*) y rosa de Jamaica (*H. sabdariffa*) muestran que la acidez de los extractos aumenta al concentrarlos, siendo las antocianinas de la rosa de Jamaica (*H. sabdariffa*) más ácidas que la betanina de la pitahaya (*H. undatus*). Sin embargo, el pH de los extractos de remolacha roja aumenta con el tiempo producto de la hidrólisis de la betanina en CDG (ciclodopa-5-O-glucósico) y BA (ácido betalámico).

A los colorantes secos obtenidos por las dos técnicas se les realizaron pruebas químicas: cualitativas de color y analíticas. Las pruebas cualitativas de color demostraron que los pigmentos de la pitahaya (*H. undatus*) y la remolacha roja (*B. vulgaris*) son betalaínas. Los pigmentos de la rosa Jamaica (*H. sabdariffa* L.) son antocianinas (flavonas, isoflavonas, flavonoles, flavanonoles, chalconas y auronas).

Las pruebas analíticas realizadas fueron la cromatografía en capa fina y el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los colorantes secos reconstituidos. Estas pruebas demostraron que la pitahaya (*H. undatus*) contiene sólo un pigmento, la betanina.

La remolacha roja (*B. vulgaris*) liofilizada contiene dos pigmentos: la betanina y vulgaxantina. La remolacha roja (*B. vulgaris*) secada al vacío sólo contiene un pigmento: la vulgaxantina porque la betanina se hidrolizó en CDG (ciclodopa-5-O-glucósido) y BA (ácido betalámico) como lo muestra la ausencia de un máximo de absorbancia que ocurre en 400 nm, característico del ácido betalámico en el barrido espectrofotométrico. A su vez, los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*) contienen varios pigmentos: cianidina, cianidina-3-glucósido, delphinidina-3,5-diglucósido, pelargonidina y pelargonidina-7-glucósido.

Los barridos espectrofotométricos se realizaron al reconstituir los colorantes secos hasta la misma concentración de sólidos de los extractos acuosos antes de secar. Se graficaron los barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar y las soluciones de los colorantes reconstituidos secados convencionalmente al vacío y liofilizados. Se realizó un análisis de varianza de los barridos espectrofotométricos en función del área bajo la curva de absorbancia en el espectro visible calculada de 420 a 700 nm.

El análisis de varianza demostró que las áreas bajo las curvas de absorbancia en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y los colorantes liofilizados reconstituidos son significativamente iguales al 95 % de confianza. Sin embargo, las áreas de los barridos espectrofotométricos son distintas al comparar las correspondientes de los extractos acuosos antes de secar y los colorantes secados al vacío al 95 % de confianza.

La medición de color se logró al colorear papel filtro con soluciones de los colorantes secos reconstituidos y de FD&C rojo No. 40. Se midió el color de los colorantes sobre el papel filtro como base y se determinó que la diferencia entre las concentraciones de los colorantes naturales y las de FD&C rojo No. 40 es aceptable (menor que 3) para las tres especies y las dos técnicas de secado, excepto en la remolacha roja secada al vacío. Esto es importante porque a distintas concentraciones del colorante sintético, son aplicables los colorantes de las tres especies. Así, en orden ascendente de concentración del FD&C rojo No. 40: pitahaya (*H. undatus*), remolacha roja (*B. vulgaris*) y rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*).

La evaluación sensorial del color se realizó al mezclar muestras de yogurt natural con soluciones de los colorantes naturales y someterlos a una prueba hedónica de nueve puntos. Al realizar el análisis de varianza se determinó que las muestras de yogurt con colorantes liofilizados reconstituidos presentan la misma aceptabilidad de color que el yogurt con el colorante sintético FD&C rojo No. 40 al 95 % de confianza. Sin embargo, el yogurt con los colorantes secados al vacío no tienen la misma aceptabilidad que el colorante sintético al 95 %.

Se realizaron cortes histológicos del mesocarpio de la pitahaya (*H. undatus*), la raíz de la remolacha roja (*B. vulgaris*) y los cálices de la rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*) para determinar la ubicación de los pigmentos en las especies vegetales. Se observó que la betanina de la pitahaya (*H. undatus*) es transportado a través del xilema conformado por engrosamientos anulares y helicoidales y se almacena en las vacuolas de las células parenquimáticas.

En la raíz de la remolacha roja (*B. vulgaris*) se observó que la betanina, el pigmento en mayor proporción, se encuentra en el parénquima de reserva y la vulgaxantina tanto en el parénquima de reserva como en el tejido meristemático. Se observan células incoloras del felodermis que protegen al parénquima que contiene los pigmentos.

En los cálices de rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*), el xilema transporta la cianidina-3-glucósido. Los estomas contienen la delfinidina, el pigmento azul. El parénquima esponjoso no contiene pigmentos y el clorofílico se observa verde. Se observan abundantes drusas de cristales de oxalato de calcio distribuidos por todo el tejido parenquimático que son los responsables de la acidez de los cálices de la rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*).

Los resultados obtenidos en la investigación evidencian que la liofilización es la técnica de secado que mejor preserva las características colorantes de los colorantes en secos obtenidos y que los colorantes obtenidos de las tres especies son alternativas al colorante sintético FD&C rojo No. 40 según sea la concentración de éste en alimentos.

Las industrias procesadoras de alimentos se beneficiarán con los resultados de esta investigación porque los colorantes procederán de fuentes naturales y se disminuirán los riesgos toxicológicos en los alimentos que procesen. Definitivamente, el consumidor será el más beneficiado porque no sólo estará consumiendo alimentos sin riesgos inducidos por los colorantes sintéticos sino también estará alimentándose con productos nutracéuticos. Otro sector que será beneficiado con los resultados será el sector agrario. Es necesario recordar que Guatemala es un país con una economía que depende mucho de la agricultura. Por lo tanto, al explotar los recursos naturales se crearán fuentes de empleo y más ingresos al sector agroindustrial.

1. ANTECEDENTES

En la actualidad, los colorantes son los aditivos alimentarios que presentan diferencias grandes entre las legislaciones de los países. Por ejemplo, en Estados Unidos se utilizan colorantes que están prohibidos por la Unión Europea. **Al no estandarizar mundialmente estas leyes, se dificulta el comercio internacional de algunos alimentos procesados.** La causa de esta falta de estandarización es que los estudios toxicológicos no son realizados de igual manera en todos los países.

1.1. Certificaciones

En 1938, se aprobó una ley en Estados Unidos para evitar confusiones de los colorantes derivados del alquitrán. La clasificación es la siguiente:

- Colores FD&C: Certificados para el uso en alimentos, fármacos y cosméticos.
- Colores D&C: Colorantes y pigmentos considerados seguros en fármacos y cosméticos cuando se ponen en contacto con las membranas mucosas o cuando se ingieren.
- Colores Ext. D&C: Colorantes que, debido a su toxicidad oral, no fueron certificados para ser ingeridos pero fueron considerados seguros al aplicarse externamente (referencia 16, página 54).

En la Unión Europea el número E es el que representa al aditivo autorizado descrito, los colorantes van a partir del E100 y a partir del E200 empiezan los conservantes (referencia 16, página 54). En la Unión Europea un aditivo puede ser utilizado en un alimento si está en la lista de los autorizados en general y está también autorizado para el producto en el que se adiciona.

1.2 Legislación

Ante el peligro de los colorantes artificiales a la salud, **la FDA prohibió los siguientes colorantes, en donde no figura el FD&C rojo No. 40: FD&C anaranjado No. 1; FD&C rojo No. 2, 4 y 32; FD&C amarillo No. 1, 2, 3 y 4; FD&C violeta No. 1.**

El rojo allura está permitido en alimentos y fármacos bajo la categoría FD&C Rojo No. 40 (numeración del índice de color CI No. 16035). De acuerdo con el *Codex alimentarius* en el numeral 16.4.6 se indica que **el FD&C rojo No. 40 puede emplearse en cantidad no mayor de 200 mg/kg de producto, mezclado o no con otros colorantes.**

1.3 Enfermedades provocadas por el FD&C rojo No. 40

El rojo No. 40, al ser un colorante azoico, puede provocar intolerancia en aquellas personas que se vean afectadas por los salicilatos. Además, es un **liberador de histamina** y puede intensificar los síntomas del **asma**.

Asimismo, está implicado en la **hiperactividad y déficit de atención en niños cuando es combinado con los benzoatos**. El colorante rojo No. 40 es **alérgeno** (referencia 9, página 1).

Hay personas que aseguran que los colorantes azoicos al ser absorbidos en las células, no pueden llegar a ser desechados por lo cual comienzan a existir problemas a nivel celular con potencial cáncer.

El uso de los colorantes azoicos aumenta con el grado de industrialización de los países. Dado que el cáncer intestinal es más común en países altamente industrializados, es probable la relación entre el cáncer y el consumo de colorantes azoicos. Los colorantes azoicos se reducen a aminas aromáticas (cancerígenas) en la microflora intestinal (referencia 44).

Se han realizado **experimentos en animales** sobre la genotoxicidad de este colorante en ratas y ratones. Por ejemplo, se observaron daños de ADN en la glándula estomacaria, colon y vejiga urinaria (referencia 22). Asimismo, se observó efecto genotóxico del colorante rojo No. 40 sobre el ADN en el colon de ratas (referencia 44). Cuando está presente en altas concentraciones, uno de sus productos de degradación causa cáncer de vejiga en los animales.

Se realizó un estudio sobre el efecto tóxico del colorante en la fisiología y conducta de ratones. Se mostró que el colorante redujo significativamente el éxito reproductivo, disminuyó el peso de los padres y las crías, el peso del cerebro y la supervivencia. En la conducta se redujo la actividad de los ratones en la rueda y la adaptación de las crías después del período de lactancia (referencia 45).

1.4 Situación actual del FD&C rojo No. 40

En los últimos años se ha buscado prohibir el rojo allura tanto en Europa como en Estados Unidos. El primer país que mostró interés por hacerlo fue Inglaterra. En ese país se realizaron dos estudios con niños para verificar la existencia de la relación entre el rojo allura (con otros 5 colorantes azoicos) y la hiperactividad en los niños. El estudio mostró que los colorantes no sólo provocan hiperactividad sino también déficit de atención.

El grupo de los 6 colorantes azoicos estudiados en Inglaterra, con el benzoato de sodio, fue denominado “***The Southampton six***”. Los seis colorantes son: **tartrazina (E102), amarillo quinolina (E104), amarillo sunset (E110), carmiosina (E122), ponceau 4R (E124) y rojo allura (E129)** (referencia 17).

En los estudios se evaluaron los efectos de los colorantes artificiales con el preservante benzoato de sodio al administrarse alimentos con estos aditivos a niños de la población británica y que no se sospechase que fuesen sensibles a los colorantes., está impulsando a las compañías de **La Agencia de Estándares Alimenticios de Inglaterra (*The British Food Standards Agency, FSA*)** alimentos a evitar, voluntariamente, la adición de estos colorantes en sus productos.

En el verano de 2008, después de conocer los resultados de los estudios, el **Parlamento Europeo** aprobó la ley que exige colocar en las etiquetas de los alimentos que contengan uno de los colorantes del grupo “*The Southampton six*” la siguiente advertencia: “**Puede provocar efectos adversos en la actividad y atención en niños**” (referencia 10, página 10).

En junio de 2008, **el Centro para la Ciencia en el Interés Público en Estados Unidos (*the Center for Science in the Public Interest, CSPI*) solicitó a la FDA prohibir el amarillo No. 5 y 6, el rojo No. 3 y 40, el azul No. 1 y 2, el verde No. 3, y el anaranjado B en Estados Unidos** (referencia 7, página 2). El fundamento que utiliza la FDA para no prohibir esos colorantes son estudios realizados por un el Grupo Nacional de Institutos de Salud en Estados Unidos hace 27 años (en 1982), los cuales reportan que no existe evidencia que los colorantes perjudican la conducta, según reportó Michael Jacobson, director ejecutivo de la CSPI (referencia 7, página 3).

En esa petición también se solicitó colocar una advertencia en las etiquetas de los alimentos, como se hace en Europa, hasta que la FDA apruebe la ley que prohíba esos colorantes (referencia 7, página 1). Además, **se solicitó que la FDA modifique la información sobre los colorantes sintéticos que presenta en su página web:** “No existe evidencia que los colorantes sintéticos para alimentos causen hiperactividad o discapacidad de aprendizaje en niños” (referencia 10, página 2).

Al conocer los resultados de los estudios realizados en Inglaterra y la solicitud de la CSPI, **el estado de Maryland en Estados Unidos, fue el primero en mostrar interés por proponer una ley en la que se prohíban esos colorantes como aditivos alimenticios.** Se busca que hasta que esa ley entre en vigencia en 2012, se coloque la advertencia en la etiqueta de los alimentos (referencia 20).

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Colorantes artificiales

Un **colorante artificial** es una sustancia obtenida por síntesis química que suministra o intensifica el color de un alimento. Con el objetivo de colorear los alimentos se han sintetizado colorantes orgánicos. Sin embargo, en algunos de ellos se han descubierto efectos tóxicos a largo plazo (cáncer) por lo que están prohibidos para el uso alimentario.

Los colorantes artificiales son solubles en agua por la presencia de grupos de ácido sulfónico. Esto implica que son fácilmente utilizados en forma de sales de sodio, en soluciones y pastas. Además, son utilizados en sólidos como lacas de hidróxido de aluminio (al 10-40 % p/p) para evitar que los productos “destiñan”.

2.1.1. Ventajas

Los colorantes artificiales son más fáciles de usar que los naturales: son más resistentes a los tratamientos térmicos, son estables en amplios intervalos de pH y casi no se degradan con la luz.

2.1.2. Desventajas

La mayor desventaja de los colorantes artificiales respecto a los naturales es el riesgo que presenta a la salud de los consumidores. También presentan riesgos ambientales causados por los efluentes que resultan de su síntesis. **Durante la síntesis de estos colorantes, se suelen producir isómeros quirales que son incompatibles con la quiralidad de las funciones reactivas bioquímicas, aumentando los efectos indeseables.** Los colorantes artificiales, al proceder de reacciones sintéticas no enzimáticas, son menos degradables que los naturales. **La mayor resistencia química de los colorantes artificiales, dificulta su degradación por medios químicos o biológicos** (referencia 16, página 21).

Muchos tintes y colorantes sintéticos son **citotóxicos** porque interfieren en los procesos de transporte de electrones mitocondriales en la respiración y las mitocondrias o las bacterias pueden, eventualmente, en su intento de desintoxicación celular, sintetizar compuestos aún más tóxicos. Además de la citotoxicidad, también se debe tener en cuenta la enorme afinidad de algunos tintes y colorantes sintéticos por los ácidos nucleicos, lo que los hace **mutagénicos** (referencia 16, página 21).

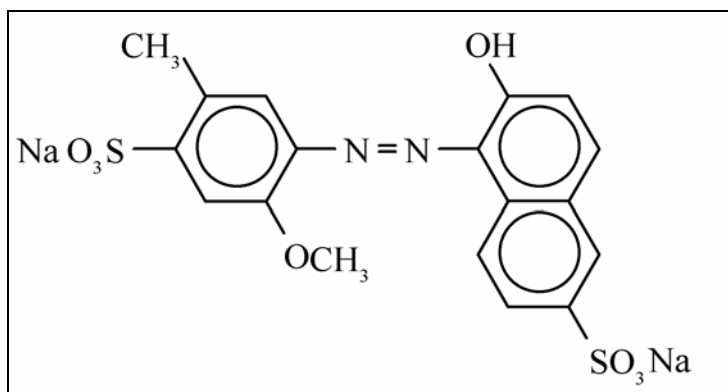
La presión ejercida por los consumidores ha provocado que muchas empresas revisen y reformulen sus productos para sustituir los colorantes artificiales por naturales. Debido a que en este trabajo de investigación se evalúan alternativas naturales al colorante FD&C rojo No. 40, es necesario describirlo.

2.1.3. FD&C rojo No. 40

El colorante FD&C rojo No. 40 (rojo allura) es un colorante monoazoico altamente soluble en agua. Este colorante se comercializa como un polvo fino homogéneo de color rojo amarillento a café rojizo, inodoro, muy higroscópico, que en solución a 10 p.p.m tiene una tonalidad de rojo amarillo a rojo, libre de materia extraña.

Este colorante es la sal disódica del ácido 6-hidroxi-5-[(2-metoxi-5-metil-4-sulfofenil)azo]-2-naftalensulfónico; su fórmula condensada es: $C_{18}H_{14}N_2O_8S_2Na_2$ y su masa molar es 496.43 g/mol. Este colorante se sintetiza a partir de la condensación del ácido 5-amino-4-metoxi-2-toluenosulfónico con el ácido 6-hidroxi-2-naftalensulfónico.

Figura 1. Estructura de la molécula del rojo No. 40



Fuente: Referencia 39.

2.1.4. Usos e ingesta diaria admisible (IDA)

En alimentos, el uso del colorante FD&C rojo No. 40 está restringido en los productos cárnicos y en los de confitería. Sin embargo, es ampliamente utilizado en la industria textil, de cosméticos y farmacéutica. **La ingesta diaria admisible es 7 mg/kg de peso corporal.**

2.2. Colorantes naturales

Un **colorante natural** es una sustancia extraída de fuentes naturales: plantas y animales que confiere o intensifica el color de un alimento. Al escoger una planta para extraer su colorante son, se debe considerar: que sea disponible a un precio razonable, proceso de extracción no muy costoso y técnicamente factible con el menor impacto ambiental obteniendo un producto que satisfaga las necesidades industriales y los requerimientos legales (referencia 24, página 3). **Los colorantes naturales son considerados inocuos y tienen menos limitaciones para usarse que los sintéticos.**

2.2.1. Ventajas

Los colorantes naturales presentan alta compatibilidad con los sistemas vitales a diferencia de muchos colorantes sintéticos que se bioacumulan y alteran el metabolismo. Los colorantes naturales no afectan la salud y son **biodegradables**. Para comunidades pequeñas, el consumo de colorantes naturales permite mantener sus nexos culturales con el pasado, dar origen a prácticas productivas novedosas y a una mayor sostenibilidad económica y ecológica (referencia 16, página 22).

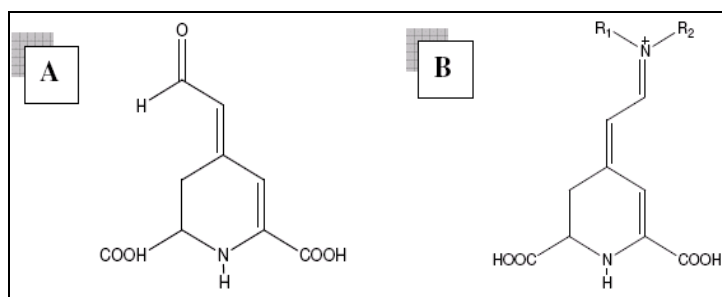
2.2.2. Desventajas

El costo de la obtención de colorantes naturales puros es de 30 a 100 veces mayor que el gastado al producir colorantes sintéticos certificados. Esta diferencia económica provoca la reducción de la explotación de las fuentes naturales. Sin embargo, **es necesario desarrollar estrategias biotecnológicas más económicas** para motivar la extracción de estas fuentes (referencia 24, página 5).

2.2.3. Betalainas

Las **betalainas** son un grupo de aproximadamente 70 pigmentos glicosidados hidrosolubles **derivados de la 1,7-diazoheptametina**. Las betalainas se dividen en dos clases: **betacianinas (longitud de onda máxima de absorción: 540 nm)**, y betaxantinas (longitud de onda máxima de absorción: 480 nm) (referencia 24, página 119).

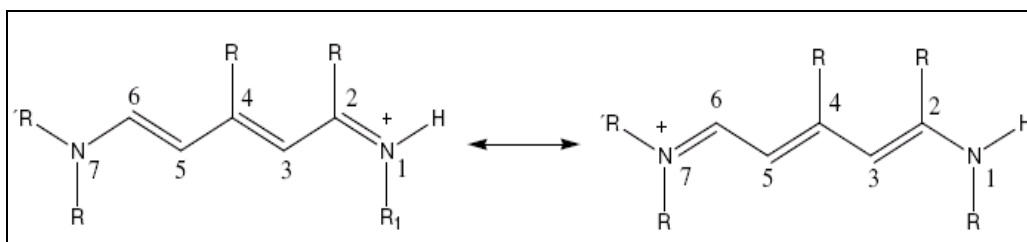
Figura 2. Estructura del ácido betalámico (A) y general de betalaina (B)



Fuente: Referencia 35.

El color de las betalaínas se atribuye a las estructuras de resonancia. Si R o R' no extienden resonancia, el compuesto es amarillo y se denomina betaxantina. Si R o R' extienden la conjugación con un anillo aromático sustituido, el compuesto es rojo y se denomina betacianina (referencia 24, página 120).

Figura 3. Estructura del catión diazoheptametina



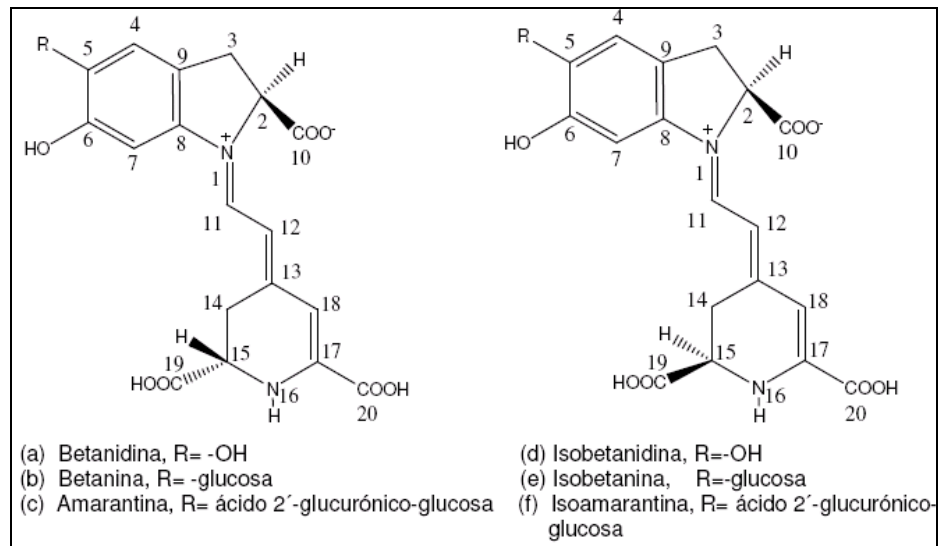
Fuente: Referencia 37.

2.2.3.1. Betacianinas

Las betacianinas extienden la conjugación de R o R' con un anillo aromático sustituido, dando la coloración roja.

La betacianina de mayor ocurrencia es la betanina. La betanina está constituida por la aglucona betanidina a la que se enlaza una molécula de β-D-glucosa en el hidroxilo 5. Los únicos carbohidratos que forman glicósidos son la glucosa y el ácido glucurónico.

Figura 4. Estructura de las betacianinas



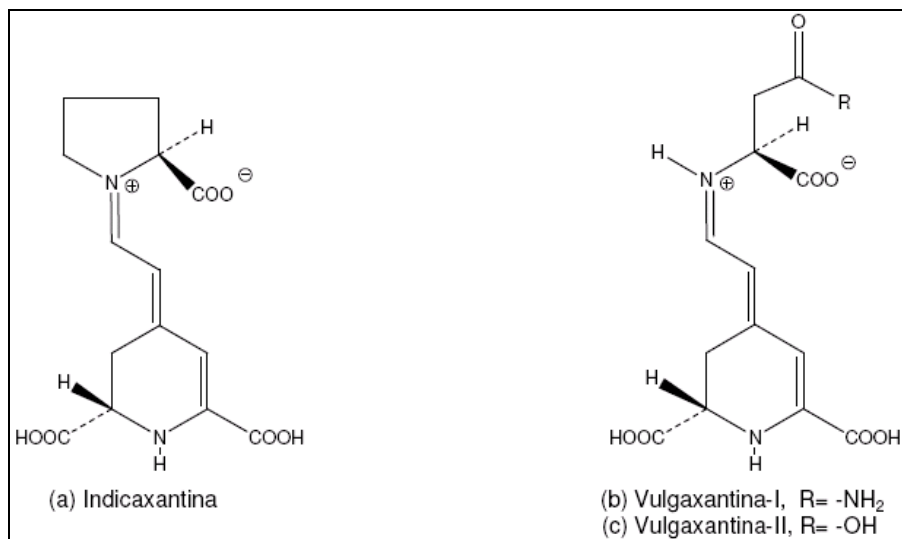
Fuente: Referencia 37.

2.2.3.2. Betaxantinas

La primera betaxantina aislada y caracterizada fue la indicaxantina. Estructuralmente, estos compuestos son muy parecidos a las betacianinas. **Las betaxantinas difieren de las betacianinas en que el grupo indol es sustituido por un aminoácido.** En el caso de la indicaxantina el aminoácido es la prolina.

De la remolacha roja (*Beta vulgaris*) se han extraído dos betaxantinas: la vulgaxantina I y la vulgaxantina II. **La betaxantina principal de la remolacha roja es la vulgaxantina I** (referencia 37, página 26).

Figura 5. Estructura de las betaxantinas



Fuente: Referencia 37.

2.2.3.3. Fuentes

Las betalaínas se encuentran en pocas plantas y flores, entre las que destaca el betabel o remolacha roja (*Beta vulgaris*), la pitahaya (*H. undatus*), la tuna roja y otras familias del orden *Centrospermae*. Es importante destacar que **las betacianinas y las antocianinas no coexisten en la misma planta ni en la misma familia. Sin embargo, las betacianinas pueden coexistir con otras clases de pigmentos flavonoides** (referencia 24, página 119).

2.2.3.4. Uso como colorantes

Por su **alto poder tintorial (dos veces más que los colorantes artificiales) y la tonalidad del color sin cambio en un intervalo amplio de pH (de 3 a 7)**, las betalaínas son compuestos tecnológicamente muy atractivos como colorantes naturales en alimentos (referencia 37, página 29).

Se ha sugerido aplicar las betalaínas en la elaboración de productos cárnicos embutidos. Esto se sugirió porque los nitritos han causado controversia por su implicación en la síntesis de nitrosaminas. Se considera que la mezcla de betalaínas y de sorbato de potasio puede sustituirlos. **En embutidos elaborados con carne de pollo se ha observado que el color producido por las betalaínas es más estable que el que se produce con los nitritos, sin alterar el sabor.**

2.2.3.5. Extracción

Para la extracción de estos pigmentos, la fruta o planta cruda, generalmente, se lixivia o se muele en agua fría o a temperatura ambiente. En la mayoría de los casos, es necesario el uso de soluciones acuometanólicas o acuoetanólicas (del 20 al 50 % v/v) para alcanzar la extracción completa. Algunas veces, es necesario realizar una fermentación aerobia del jugo (usando *Saccharomyces cerevisiae* y *Aspergillus niger*) para reducir los azúcares libres y aumentar el contenido de la betacianina.

Con cualquiera de los microorganismos usados, la inactivación de las enzimas que degradan el pigmento se realiza por un tratamiento térmico a 70 °C durante 2 minutos. Sin embargo, este calentamiento destruye algunos pigmentos. Por tal razón, **es necesario trabajar a bajas temperaturas y proteger el extracto de la luz** (referencia 37, página 29).

Las betacianinas se pueden precipitar con una ligera acidificación con ácido clorhídrico o con etanol acidificado (0.4 a 1 % de HCl). Para la separación de betaxantinas se puede adicionar una solución acuosa de etanol al 95 % (referencia 37, página 29).

2.2.3.6. Estabilidad

La estabilidad de las betalaínas es influenciada por el pH, la temperatura, la luz, la actividad de agua y la presencia de oxígeno. Las betalaínas se pueden utilizar en alimentos con una vida corta de anaquel, procesados con un tratamiento de calor mínimo, envasados y colocados en un lugar seco, bajos niveles de luz, oxígeno y humedad (referencia 37, página 30).

2.2.3.6.1. pH

El color de las betalaínas es estable a pH entre 3.0 a 7 (referencia 24, página 124). La estabilidad en el intervalo de pH indicado hace que sean aplicables en alimentos. En 1987 Huan y Von Elbe mostraron que **el pH óptimo para la estabilidad máxima de la betanina en presencia de oxígeno está entre 5.5 y 5.8.** La máxima estabilidad de las soluciones de remolacha se obtuvo a pH 5.5 que es el pH de la remolacha fresca. La vulgaxantina I es más estable en el intervalo de pH de 5 a 6 y muestra mayor estabilidad en extractos no purificados. La estabilidad óptima del pigmento en polvo reconstituido tiene lugar a pH 5.7 (referencia 37, página 30).

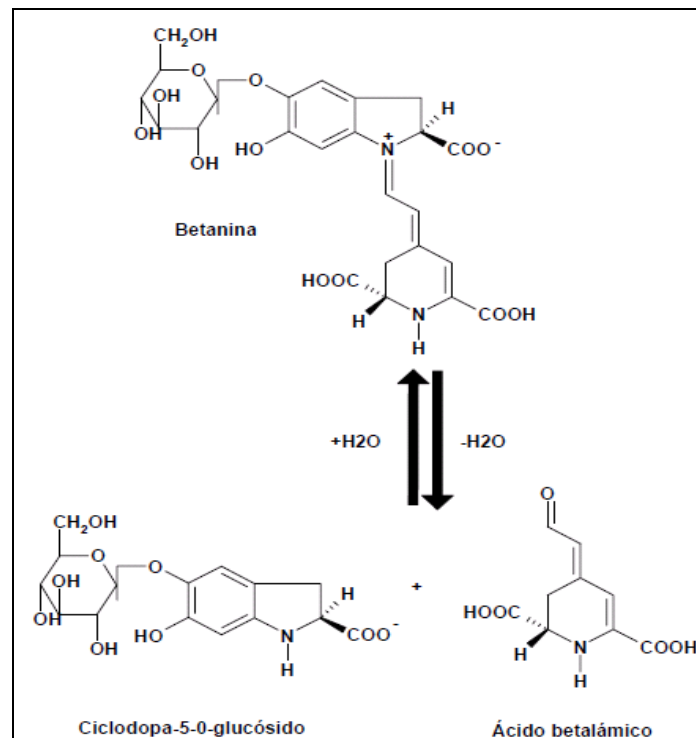
2.2.3.6.2. Temperatura

La temperatura es determinante para la estabilidad de las betalaínas. Al calentar soluciones de betanina se produce una reducción gradual del color rojo de este pigmento y aparece un color marrón. **La degradación térmica de la betanina en presencia de oxígeno sigue una cinética de primer orden.** En ausencia de oxígeno la cinética de degradación térmica es diferente.

Al calentar la betanina a temperaturas mayores de 60 °C durante más de una hora, se acelera la hidrólisis de la betanina para producir ácido betalámico y el ciclodopa-5-O-glucósido como productos intermedarios (referencia 37, página 31).

La hidrólisis es parcialmente reversible con el pH. La energía de activación para la hidrólisis del pigmento por degradación térmica está entre 71 y 88 kJ/mol. La energía de activación para la reacción inversa (regeneración de la betanina) se encuentra entre 2.5 y 14.7 kJ/mol (referencia 37, página 31).

Figura 6. Hidrólisis reversible de la betanina



Fuente: Referencia 25

2.2.3.6.3. Actividad de agua

La cinética de degradación de las betalaínas debido a la actividad del agua es de primer orden. **La mayor estabilidad se encuentra cuando el pigmento está en alimentos con bajo contenido de humedad y de actividad de agua** (referencia 37, página 32).

2.2.3.6.4. Luz

La degradación de las betalaínas expuestas a la luz solar sigue una cinética de primer orden. **El índice de degradación de la betanina es del 15.6 % al exponerse a la luz solar a 15 °C** (referencia 37, página 31).

2.2.3.6.5. Oxígeno

El oxígeno causa el oscurecimiento y la degradación del pigmento. **La betanina se degrada en un 15 % cuando es expuesta al aire durante 6 días a 15 °C a pH 7.** La degradación por causa del aire sigue una cinética de primer orden. La degradación de la betanina es parcialmente reversible (referencia 37, página 33).

2.2.3.7. Colorante extraído de la pitahaya (*Hylocereus undatus*)

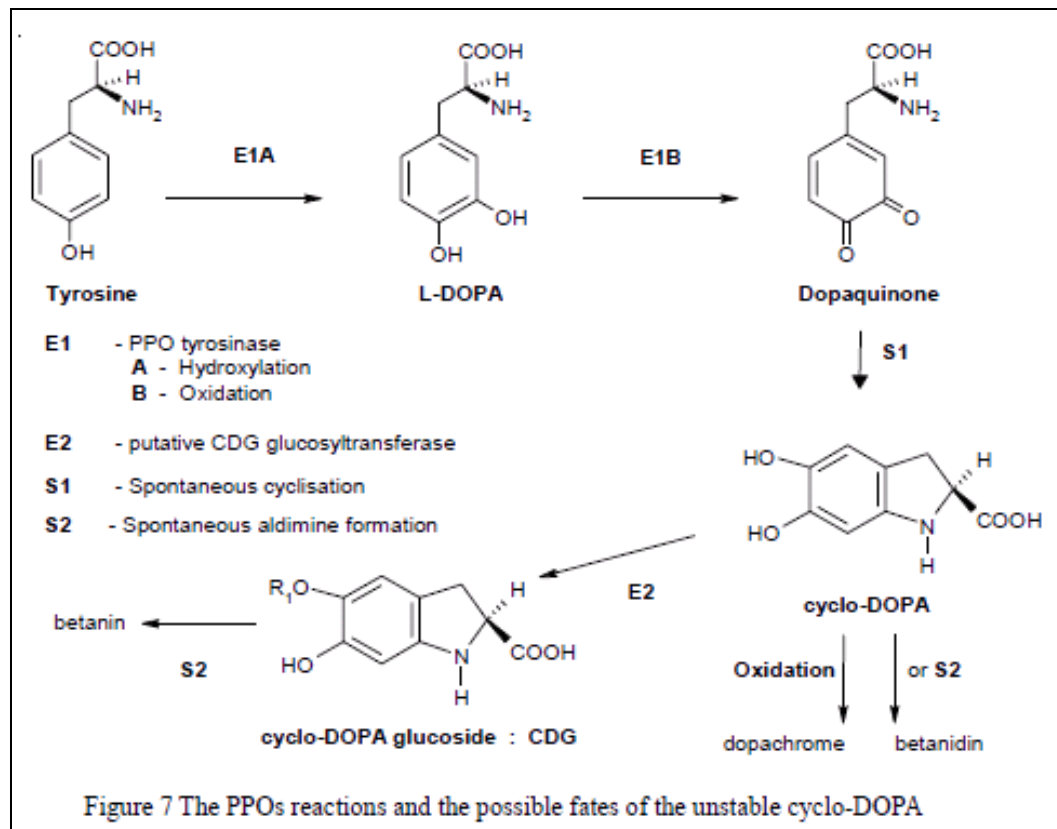
La pitahaya (*Hylocereus undatus*) pertenece a la familia de las cactáceas. En las cactáceas se encuentran las betalaínas que son pigmentos nitrogenados derivados de la tirosina (referencia 50, página 12).

Figura 7. Cáscara y mesocarpio de la pitahaya (*Hylocereus undatus*)



Fuente: Referencias 45

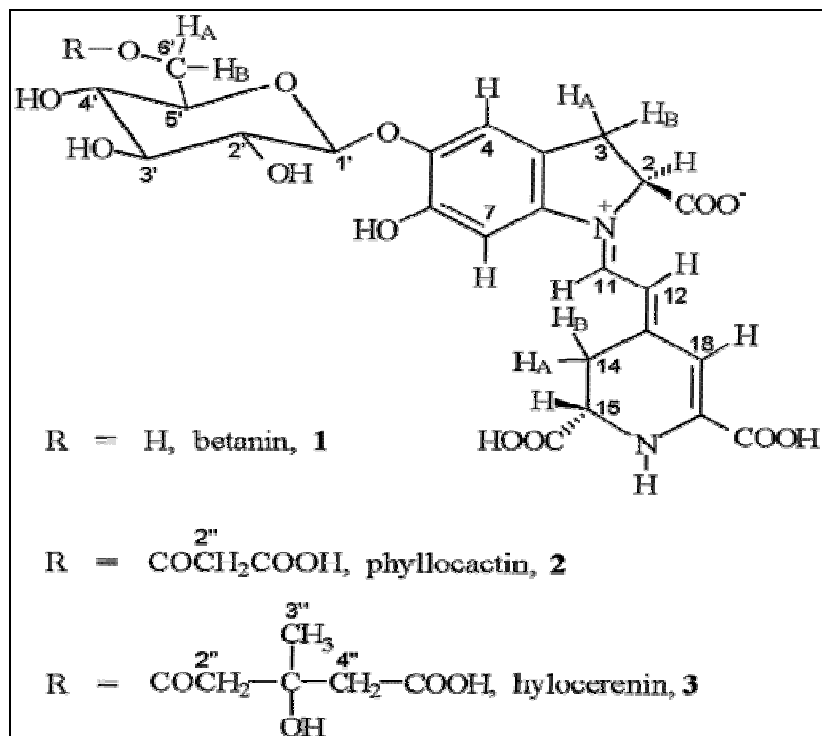
Figura 8. Síntesis de la betanina y betanidina a partir de la tirosina



Fuente: Referencia 50

Las betacianinas encontradas en los cacti *Hylocereus* son: la betanina, la philocactina y la hilocerena (referencia 49, página 6088).

Figura 9. Estructuras de las betacianinas identificadas en el análisis de los cacti *Hylocereus*



Fuente: Referencia 49.

Las pitahayas (*Hylocereus undatus*) son una fuente promisorio de colorantes naturales para alimentos, medicinas y cosméticos. La fácil extracción y la alta solubilidad en agua de los pigmentos de la pitahaya, sugieren la factibilidad técnica del uso de estos colorantes naturales como sustitutos de los sintéticos en alimentos. De las pitahayas se puede procesar el mesocarpio y extraer los colorantes y pectinas contenidos en la cáscara y mesocarpio.

Al pertenecer a la familia de las cactáceas, los pigmentos de las pitahayas (*Hylocereus undatus*) son las betalaínas, en especial las betacianinas. **El pH de las pitahayas está entre 4 y 5.** Las betalaínas de la pitahaya, al estar presentes en un fruto ácido, pueden ser adicionadas en productos alimenticios ácidos: productos lácteos, bebidas, confitería y helados.

Las pitahayas rojas (*Hylocereus undatus*) pueden competir exitosamente con las betacianinas de remolacha, al no presentar el sabor térreo de ésta última (referencia 16, página 14).

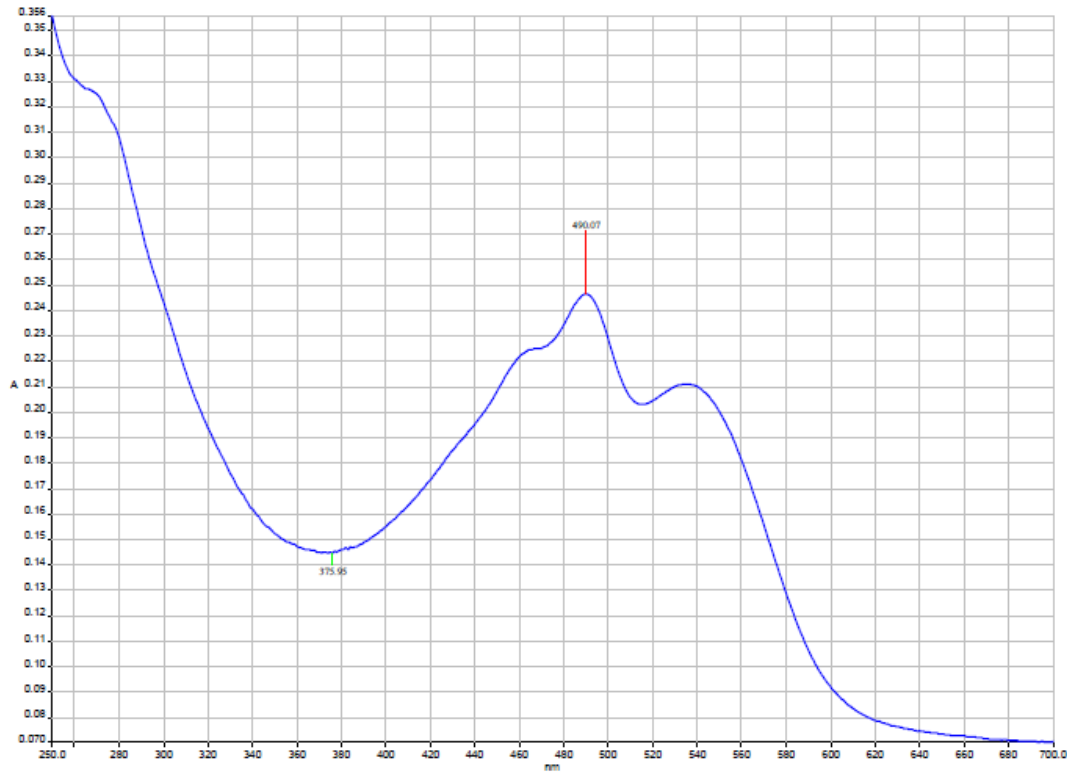
2.2.3.7.1. Tamizaje fitoquímico

El tamizaje fitoquímico de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) muestra la presencia de ácidos grasos, alcaloides, antracenósidos, carotenoides, compuestos reductores, cumarinas, flavonoides, polisacáridos, taninos catéquicos y triterpenos/ esteroides (referencia 36, página 23).

2.2.3.7.2. Espectro de absorción en el rango visible

El espectro de absorción de los extractos metanólicos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) muestra dos picos en 480 y 540 nm que corresponden a las betaxatinas y betacianinas, respectivamente (referencia 25, página 44).

Figura 10. Espectro de absorción en el rango visible de extractos metanólicos de pitahaya (*Hylocereus undatus*)



Fuente: Referencia 25

2.2.3.7.3. Estado de madurez fisiológica de la pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Estos estados se identifican por las características del color y brillo que presenta la cáscara del fruto, así como la suavidad o compactación de todo el fruto.

2.2.3.7.3.1. Fruto sazón

La cáscara tiene un color verde claro, con un brillo no muy fuerte. La pulpa tiene una coloración rojiza. Este estado de madurez se alcanza de 25 a 27 días después de la floración. El fruto cosechado en este momento puede madurar por completo de 10 a 12 días después de cortado.

2.2.3.7.3.2. Fruto pinto

La base y la punta del fruto adquieren una coloración rojiza púrpura. Este estado se alcanza a los 28 a 30 días después de la floración. Los frutos cortados en este estado maduran 6 u 8 días después de la cosecha. La cáscara se vuelve rojo púrpura intenso.

2.2.3.7.3.3. Fruto maduro

El fruto ya está completamente maduro y su cáscara es rojo púrpura intenso. La madurez completa se alcanza a los 34 ó 36 días después de la floración. El fruto cortado resiste 4 a 6 días sin arrugarse.

Tabla I. Estado de madurez fisiológica de la pitahaya (*Hylocereus undatus*)

ESTADO DE MADUREZ FISIOLÓGICA	DÍAS DE FLORACIÓN A ESTADO DE MADUREZ	DÍAS DE MADUREZ PLENA DESPUÉS DEL CORTE
Fruto sazón	25 a 27	10 a 12
Fruto pinto	28 a 30	6 a 8
Fruto maduro	34 a 36	4 a 6

Fuente: Referencia 15.

2.2.3.8. Colorante extraído de la remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Las betalainas de la remolacha (*Beta vulgaris*) son las más estudiadas. Estos pigmentos **se encuentran en las vacuolas**. A partir de la remolacha roja se extraen las betacianinas que son los pigmentos naturales que le confieren su color rojo característico. La betacianina principal es la betanina.

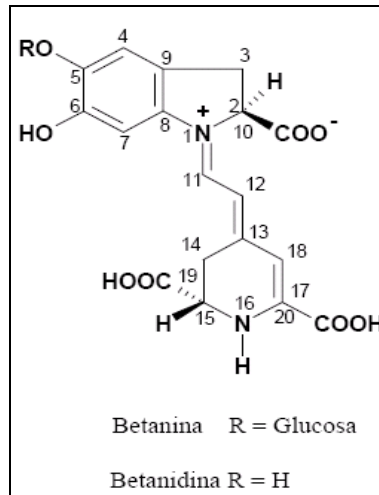
La betanina representa el 95 % del total de los pigmentos rojos del extracto y representa del 0.4 a 1.0 % en peso de la remolacha (*Beta vulgaris*) (referencia 16, página 13). La betanina es muy soluble en agua y se extrae con este solvente. A veces se deja fermentar el zumo de la remolacha (*Beta vulgaris*) para eliminar el azúcar presente, pero también se usa sin más modificación, simplemente desecado.

Figura 11. Raíces y hojas de la remolacha roja (*Beta vulgaris*)



Fuente: Referencia 3

Figura 12. Estructura de la betanina



Fuente: Referencia 25.

Las remolachas (*Beta vulgaris*) se emplean en la industria agroalimentaria para la obtención del colorante llamado **rojo de remolacha (E-162)** (referencia 1). Dado que no se conocen efectos nocivos de este colorante y **la OMS no ha fijado un límite de dosis diaria admisible**, la betanina se usa frecuentemente como colorante en productos alimentarios en donde el pigmento se conserva más fácilmente: gelatinas, bebidas, yogurts y postres en general.

En España se utiliza en bebidas refrescantes, conservas vegetales y mermeladas (300 mg/kg), conservas de pescado (200 mg/kg), en yogurts (hasta 18 mg/kg) y preparados a base de queso fresco (hasta 250 mg/kg) (referencia 16, página 59).

Los sólidos del betabel (*Beta vulgaris*) o la betanina en forma aislada que se usan como colorantes se conservan añadiendo antioxidantes y agentes secuestradores. Los compuestos que tienen estructuras fenólicas (butilhidroxianisol y butilhidroxitolueno) o los que contienen grupos sulfhidrilos no ejercen efectos negativos significativos. El ácido ascórbico en concentraciones adecuadas tiene una acción protectora, al igual que el ácido isoascórbico. El etilendiamintetracetato, por ser un buen agente acomplejante, también aumenta la estabilidad del pigmento.

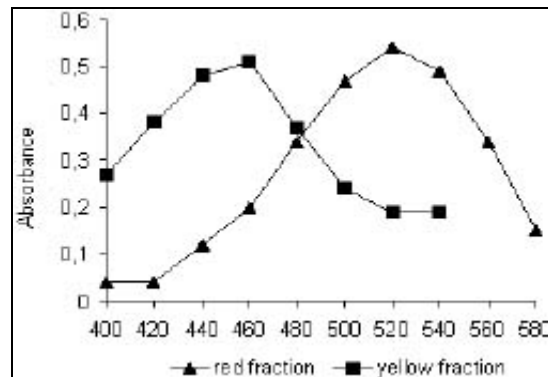
2.2.3.8.1. Tamizaje fitoquímico

El tamizaje fitoquímico de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) muestra la presencia de sacarosa, pigmentos (fundamentalmente betaína), colina, glutamina, vitaminas A, B y C, saponósidos y fitoestrógenos (referencia 18).

2.2.3.8.2. Espectro de absorción en el rango visible

El pigmento rojo muestra un máximo de absorbancia a 537 nm y el amarillo a 465 nm. Estas longitudes de ondas de absorción máxima son las reportadas para las betacianinas y betaxantinas, respectivamente (referencia 31).

Figura 13. Espectro de absorción en el rango visible de extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

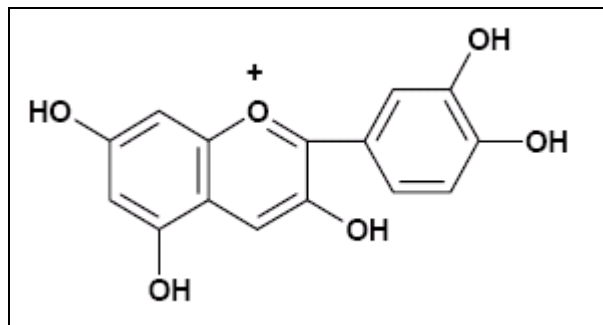


Fuente: Referencia 31

2.2.4. Antocianinas

Las antocianinas están basadas químicamente en una única estructura aromática: la de la cianidina, y todas se consideran derivadas de ella por adición o sustracción de grupos hidroxilo, por metilación o por glicosidación. Las antocianinas son intensamente coloreadas y solubles en agua.

Figura 14. Estructura de la cianidina

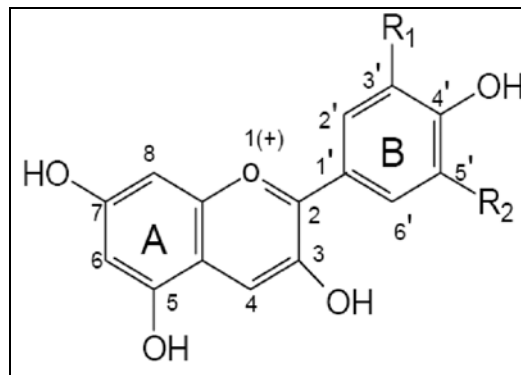


Fuente: Referencia 25.

Las antocianinas están consideradas dentro del grupo de los flavonoides ya que poseen el esqueleto característico C₆-C₃-C₆ y el mismo origen biosintético, pero difieren en que absorben fuertemente en la región visible del espectro (referencia 24, página 97).

Existen seis antocianidinas (agliconas de las antocianinas) comunes en las flores y frutas: la cianidina (E163a, rojo), delphinidina (E163b, azul), malvidina (E163c, púrpura), pelargonidina (E163d, anaranjado), peonidina (E163e, rojo-marrón) y la petunidina (E163f, rojo oscuro) (referencia 48). **La cianidina es la más común y es responsable del color magenta. La hidroxilación tiende a incrementar el color azul y la metilación el color rojo.**

Figura 15. Estructura y sustituyentes de las antocianinas



Fuente: Referencia 13

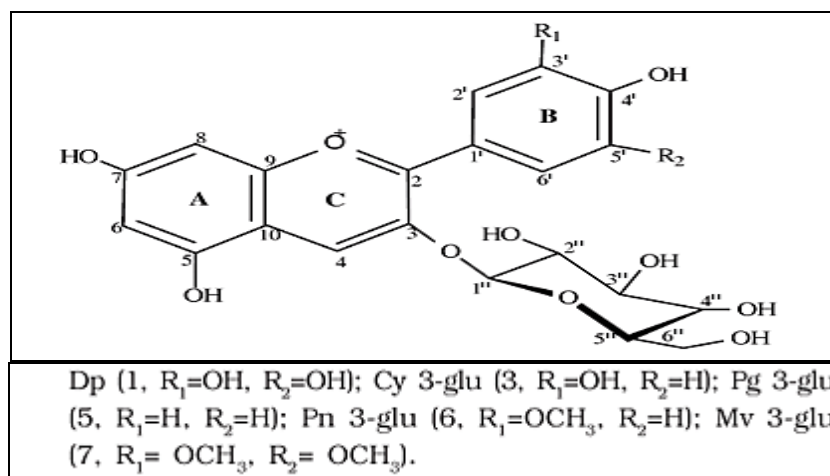
Tabla II. Sustituyentes de las antocianinas

AGLICONA	SUSTITUCIÓN		$\lambda_{\text{máx}}$ (nm)
	R ₁	R ₂	
Pelargonidina	H	H	494 (naranja)
Cianidina	OH	H	506 (naranja-rojo)
Delfinidina	OH	OH	508 (azul-rojo)
Peonidina	OCH ₃	H	506 (naranja-rojo)
Petunidina	OCH ₃	OH	508 (azul-rojo)
Malvidina	OCH ₃	OCH ₃	510 (azul-rojo)

Fuente: Referencia 13.

Cada una de las 6 antocianidinas ocurre con unidades de azúcar. La variación está en el tipo del azúcar, del número y de la posición del enlace. Entre los monosacáridos más comunes están: la glucosa, la galactosa, ramnosa, xilosa y arabinosa. Los disacáridos comunes son: la rutinosa, sambubiosa, soforosa, gentiobiosa y latirosa.

Figura 16. Estructura de las antocianinas glucosidadas



Fuente: Referencia 21.

2.2.4.1. Fuentes

Las antocianinas están presentes en muchas flores, frutos y algunas hojas y raíces de plantas. Se considera que tienen como función en la planta el ser atractores de insectos y pájaros para los procesos de polinización y diseminación de las semillas (referencia 24, página 95). Estos compuestos se encuentran en la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*).

2.2.4.2. Uso como colorantes

Algunas de las antocianinas usadas como colorantes naturales son: la malvidina (malvas) y la cianidina (varias familias de plantas). También la carajurina (C.I. natural orange 5) con potencial cosmético (de la chica *Arrabidaea chica*), awobanina (*Commelina communis*), dracorrodina y dracorrubina conocidas como sangre de drago (Natural Red 31) (*Doemonorops propingus*). Esta última ha sido usada en el comercio de impresión para preparar los tonos medios para la impresión multicolor. Los colorantes alimenticios peonidina de las moras y frambuesas y la enocianina del hollejo de la uva, son antocianidinas (referencia 16, página 12).

2.2.4.3. Extracción

Las antocianinas son solubles en agua y son fácilmente extraíbles en soluciones levemente ácidas. Esta fácil extracción es responsable de su amplio uso inicial como tintes y colorantes. Sin embargo, tanto las antocianidinas como las antocianinas son sensibles al pH. Esto reduce su uso en ciertas aplicaciones, por ejemplo en alimentos (referencia 16, página 12).

2.2.4.4. Estabilidad

Las antocianinas son pigmentos naturales inocuos por lo que tienen potencial en la industria alimentaria para usarse como colorantes. Sin embargo, las antocianinas son inestables por lo que debe tenerse muchas precauciones durante su procesamiento. **Los factores que influyen en la estabilidad de las antocianinas son: el pH, la temperatura, la presencia de oxígeno, la interacción con otros componentes en los alimentos como el ácido ascórbico, iones metálicos, azúcares y copigmentos** (referencia 24, página 102).

El incremento del grado de metoxilación favorece la estabilidad de las antocianinas. Sin embargo, el aumento de la hidroxilación disminuye la estabilidad de las antocianinas.

La glicosidación les confiere más estabilidad y solubilidad en agua que las antocianidinas. Las antocianinas diglicosidadas son más estables que las monoglicosidadas. No sólo la cantidad de carbohidratos presentes aumenta la estabilidad sino también la naturaleza del carbohidrato. Por ejemplo, la antocianina que forma enlace glicosídico con la galactosa es más estable que la que está glicosidada con arabinosa. Las antocianinas son más estables cuando están presentes en concentraciones altas de azúcar (mayor que el 20 %) o de jarabe para preservar frutas o jugo de frutas. El azúcar tiende a ejercer un efecto protector sobre la antocianina. Esto es de gran importancia para la fabricación de mermeladas (referencia 24, página 103).

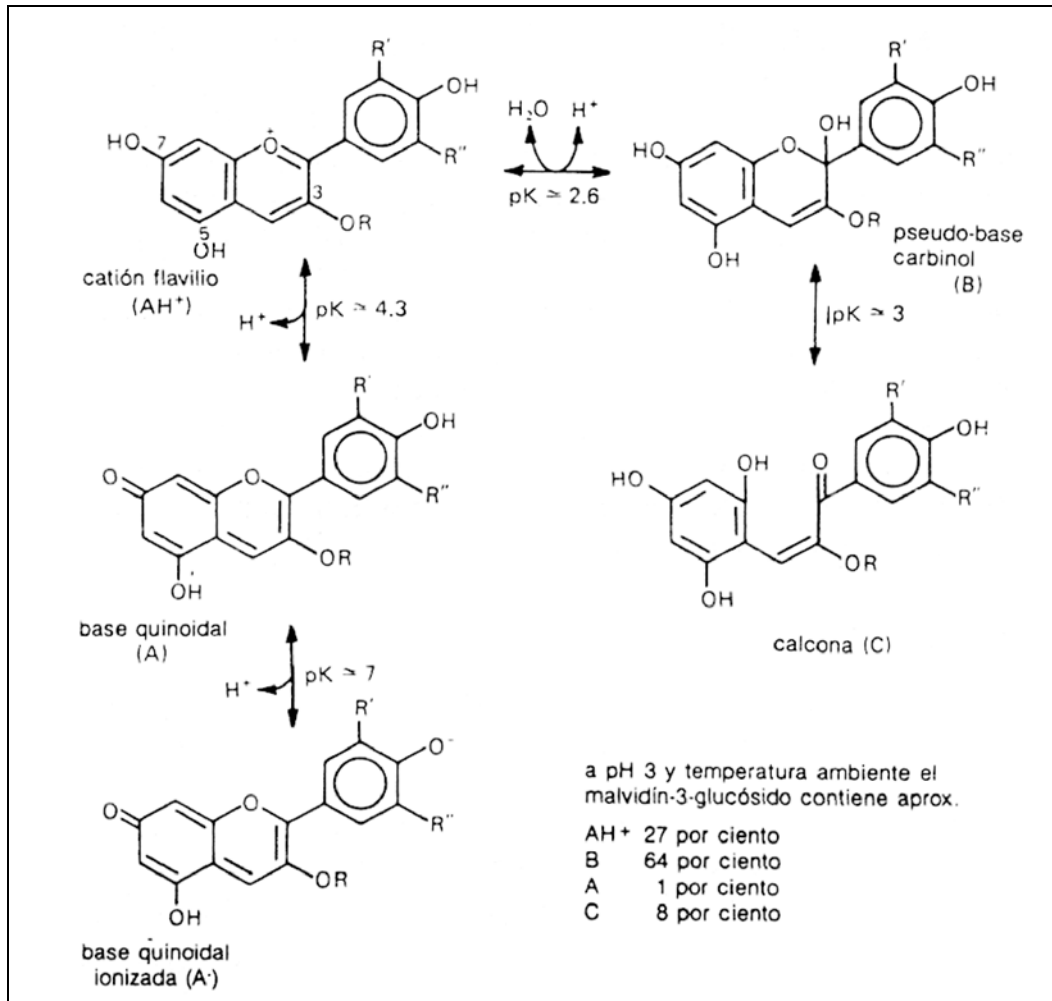
El ácido ascórbico provoca la decoloración de la antocianina. El oxígeno oxida al ácido ascórbico y lo convierte en peróxido de hidrógeno que a su vez oxida la antocianina (referencia 24, página 103). **La presencia de sulfitos (E-220 y siguientes) también afecta la estabilidad.** El efecto del sulfito es especialmente importante en el caso de antocianos naturales de las frutas que se conservan para utilizarlas en la fabricación de mermelada.

La copigmentación intermolecular de las antocianinas: la formación de complejos con proteínas, taninos, y otros flavonoides como quercetina y rutina, aumentan la estabilidad y el color de las antocianinas (referencia 24, página 103).

2.2.4.4.1. pH

Las antocianinas son sensibles a las variaciones de pH. Estos pigmentos son **estables en medio ácido.** A pH 3 el pigmento está presente como sales de flavilio de color rojo, a pH 8 es de color violeta y a pH 11 de color azul. (Referencia 24, página 96).

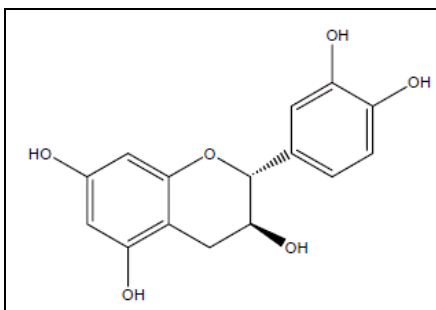
Figura 17. Estructuras de las antocianinas a diferentes valores de pH



Fuente: Referencia 13.

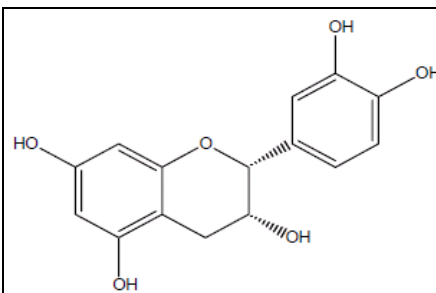
Una observación importante que se ha hecho es **la resistencia del color al pH que muestran las antocianinas cuando están como productos de condensación con catequinas en presencia de aldehídos**. Esta información podría ser útil para colorear alimentos (referencia 24, página 103).

Figura 18. Estructura de la (+) catequina



Fuente: Referencia 46.

Figura 19. Estructura de la (-) epicatequina



Fuente: Referencia 46.

2.2.4.4.2. Temperatura

Las antocianinas se degradan durante su almacenamiento. El grado de degradación aumenta con la temperatura. En estudios realizados, varios autores han informado que **las antocianinas diglucosidadas son más estables a la decoloración por efecto de la luz y el calor que las monoglucosidadas**. La máxima estabilidad térmica en presencia de oxígeno de las antocianidina-3-glicosidadas es a pH entre 1.8 y 2.0. Para las antocianidina-3,5-diglucosidadas es a pH entre 4.0 y 5.0 (referencia 24, página 103).

2.2.4.4.3. Actividad de agua

Como todos los pigmentos naturales, **las antocianinas se degradan cuando están en solución acuosa**. Por lo tanto, es necesario eliminar el agua para que la velocidad de degradación del color disminuya.

2.2.4.4.4. Luz

Las antocianinas son inestables al exponerse a la luz UV y visible. Por ejemplo, las antocianinas que tienen el grupo hidroxilo en el C-5 sustituido son más susceptibles a la descomposición que aquéllas no sustituidas en esa posición (referencia 24, página 103).

2.2.4.4.5. Oxígeno

El oxígeno oxida el colorante, causando que se degrade la coloración roja. Por tal razón, es necesario empacar los colorantes en polvo libres con la menor exposición de luz y oxígeno posible.

2.2.4.5. Colorante extraído de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Los antocianos (E-163) son un grupo de sustancias naturales formadas por un azúcar unido a la estructura química directamente responsable del color. Los antocianos utilizados como colorante alimentario deben obtenerse de vegetales comestibles.

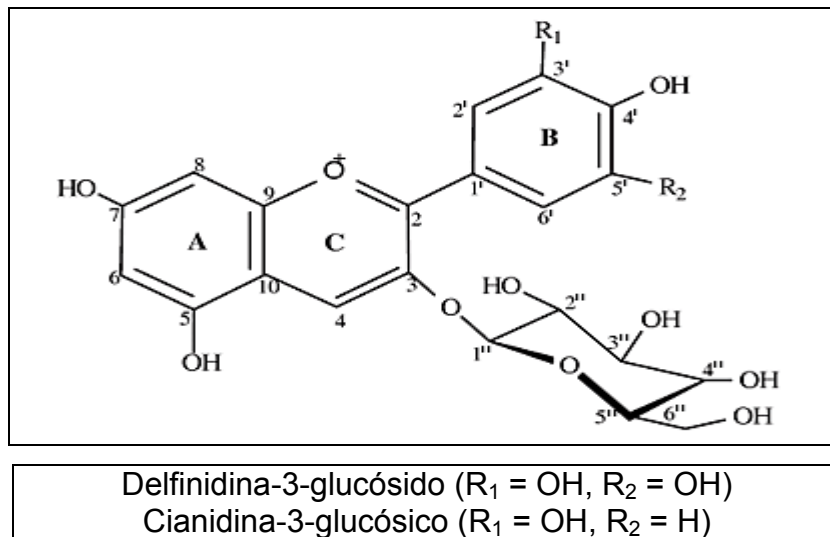
Los principales pigmentos de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) son las antocianinas: la cianidina-3-glucósido, la delphinidina-3-glucósido y la hibiscina que tienen propiedades antioxidantes y que no presentan actividad tóxica ni mutagénica (referencia 5, página 186).

Figura 20. Cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*)



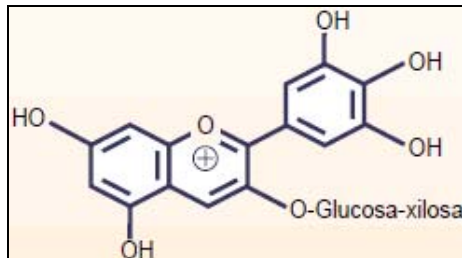
Fuente: Referencia 6

Figura 21. Estructuras de la cianidina y la delphinidina glucosidadas



Fuente: Referencia 21.

Figura 22. Estructura de la hibiscina



Fuente: Referencia 5

Los extractos de las cálices de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) se emplean como colorantes naturales para alimentos en derivados lácteos, helados, caramelos, productos de pastelería y conservas vegetales (hasta 300 mg/kg). Las antocianinas también están autorizadas en conservas de pescado (200 mg/kg), productos cárnicos, licores, sopas y bebidas refrescantes, mermeladas y gelatinas de color rojo brillante (referencia 16, página 59).

La aplicación de los colorantes de la rosa de Jamaica no tiene limitación legal. La ingesta diaria de las antocianinas puede estimarse en unos 200 mg por persona (referencia 16, página 59).

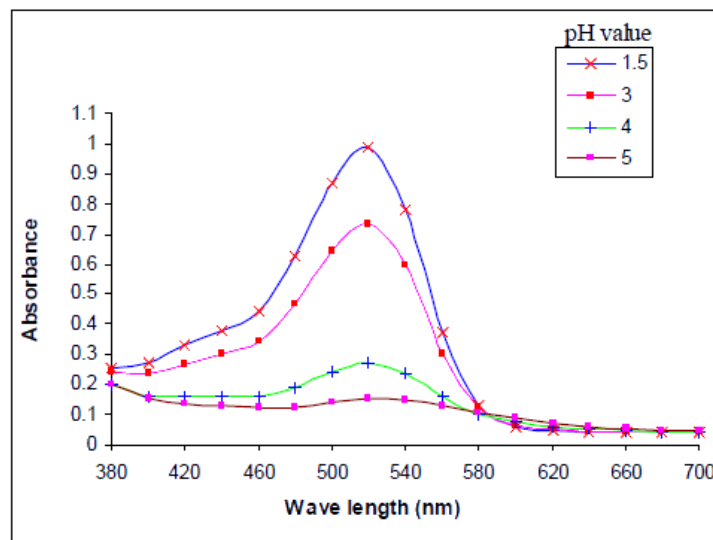
2.2.4.5.1. Tamizaje fitoquímico

El tamizaje fitoquímico de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) ha revelado la presencia de los siguientes componentes: aluminio, cromo, cobre, hierro, ácido hisbico, ácido protocateico, antocianinas como delfinidina y cianidina y sus formas glicosiladas, polisacáridos heterogéneos, flavones, β -caroteno, riboflavina, tiamina, niacina, ácidos ascórbico y málico (Wroebel, *et al.*, 2000; Lin *et al.*, 2003; Liu *et al.*, 2002, Tseng *et al.*, 2000; Muller y Franz, 1992; Wang *et al.*, 2000, referidos por 27).

2.2.4.5.2. Espectro de absorción en el rango visible

El espectro de absorción de extractos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) muestra un máximo de absorbancia a 520 nm a diferentes valores de pH.

Figura 23. Espectro de absorción en el rango visible de extractos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*)



Fuente: Referencia 38

2.3. Secado

El **secado** es la operación unitaria que consiste en eliminar un solvente de un sólido o solución que lo contiene por medios no mecánicos ni químicos sino únicamente térmicos. Generalmente, el solvente es agua. En el secado, el agua casi siempre se elimina en forma de vapor con aire (referencia 14, página 579).

El secado de materiales biológicos (los alimentos, especialmente), se usa también como técnica de preservación. **En colorantes naturales, el secado ayuda a que la velocidad de degradación por la actividad de agua disminuya.**

2.3.1. Secado convencional por bandejas

En el secador de bandejas, se tiene un sólido en forma de terrones o una solución y se esparce uniformemente sobre una bandeja de metal. Un ventilador recircula aire calentado con vapor vivo o eléctricamente. El aire caliente fluye paralelamente a la bandeja. Aproximadamente del 10 al 20 % del aire que pasa sobre las bandejas es nuevo y el resto se recircula. El aire que sale con el agua se considera que está saturado (referencia 14, página 580). Después del secado, se abre el equipo y las bandejas se reemplazan por otras con más material para secarlo.

2.3.1.1. Ventajas

Esta técnica es muy conocida y el equipo es simple de utilizar. Además, los secadores de este tipo son relativamente baratos de construir y requieren bajos costos de mantenimiento (referencia 43, página 734).

2.3.1.2. Desventajas

El nivel de humedad general en el secado puede alterarse durante el secado, provocando que algunos sólidos se tuerzan, encojan, desarrollen rupturas en la superficie o se endurezcan cuando el secado es muy rápido. A pesar que los costos de construcción y de mantenimiento del equipo son bajos, su operación es costosa debido a la baja economía calorífica y los altos costos de operación. Por ejemplo, al cargar y descargar el equipo, disminuye la temperatura del interior del equipo y todas las partes metálicas del secador deben calentarse de nuevo a la temperatura de operación cuando se inicie otro secado. La relación kg aire/kg agua evaporada es de 2.5 a 1 y puede llegar hasta valores de 10 a 1 cuando la humedad de salida del sólido es muy baja (referencia 43, página 734).

2.3.2. Secado convencional al vacío

Los secadores de bandejas al vacío son del tipo discontinuo con calentamiento indirecto que constan de una cámara hermética al vacío, una fuente de vacío y, por lo común, un condensador. Las parrillas huecas hechas con placas planas de acero se sujetan en el interior de la cámara al vacío y se conectan en paralelo a los cabezales de entrada y salida.

El medio de calentamiento entra por un cabezal y pasa por las parrillas huecas hasta llegar al cabezal de salida. Se usa vapor para secar a temperaturas altas y agua caliente para secar a bajas temperaturas. También se usa calentamiento eléctrico. El material a secar se coloca en bandejas metálicas sobre las parrillas calientes (referencia 33, página 12-56).

El vacío se aplica a la cámara y el vapor se extrae a través de una tubería que se conecta a la cámara de tal manera que si el vacío se interrumpe repentinamente, la entrada abrupta del aire no perturbe el lecho de material que se está secando. Esta línea se conecta al condensador en donde se condensa el disolvente que se ha vaporizado. Los gases no condensables fluyen a la fuente de vacío, que puede ser una bomba o un eyector de chorro de vapor (referencia 33, página 12-57).

2.3.2.1. Ventajas

Los secadores de parrillas al vacío se pueden usar para secar materiales farmacéuticos, materiales sensibles a la temperatura o fácilmente oxidables y materiales tan valiosos que el costo de mano de obra utilizada se considere despreciable. Estos secadores son muy útiles para manejar cargas pequeñas de materiales húmedos con disolventes tóxicos o valiosos.

Los materiales en polvo se secan con pérdidas despreciables. Los materiales higroscópicos se secan por completo a temperaturas menores a las que se requieren en secadores atmosféricos (referencia 33, página 12-57).

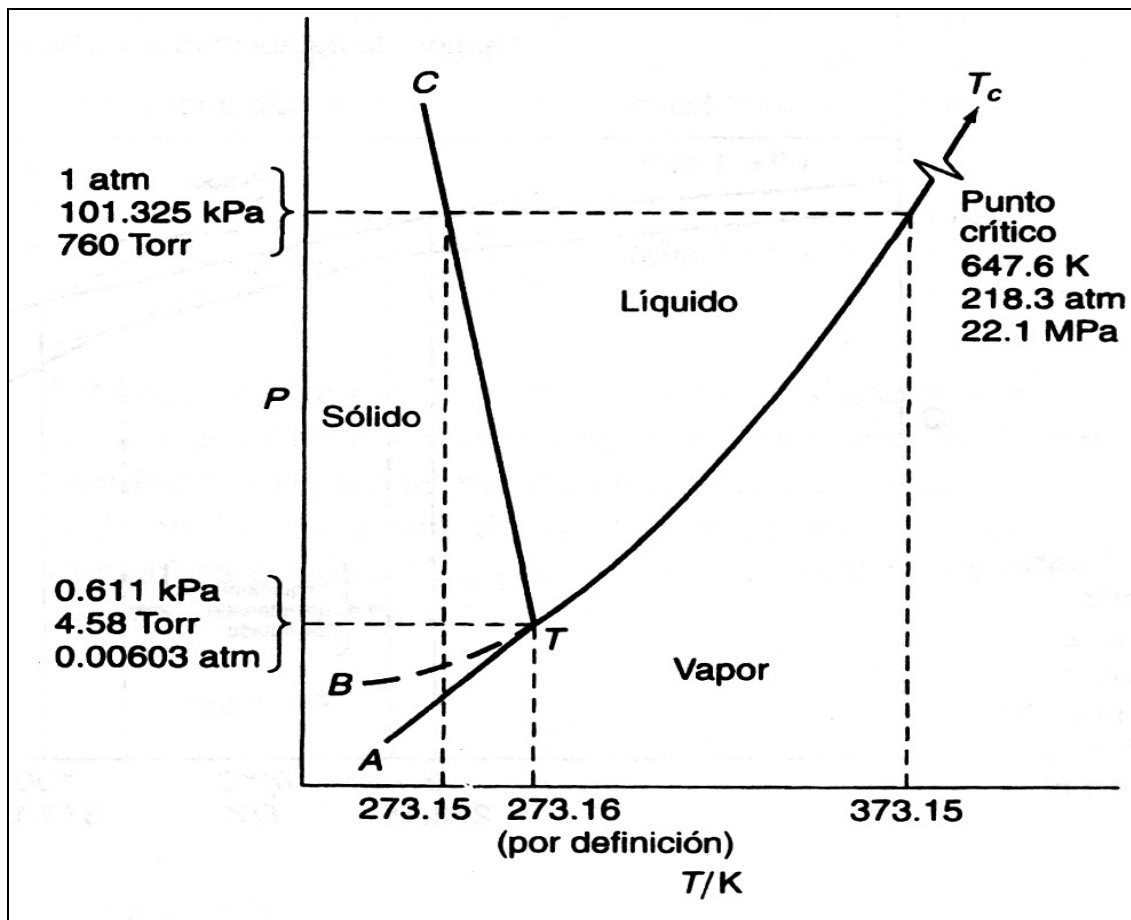
2.3.2.2. Desventajas

Los secadores de parrillas al vacío requieren equipos auxiliares: bomba de vacío o eyector de chorro, intercondensadores para eliminar el vapor y algunas veces lavadores por vía húmeda o bien colectores de polvo tipo bolsa (referencia 33, página 12-53). El costo de operación es alto, en especial la energía eléctrica consumida para suministrar la potencia a la bomba de vacío.

2.3.3. Secado por liofilización

Las sustancias que son volátiles o termolábiles no pueden secarse en los equipos convencionales porque éstos operan a temperaturas relativamente altas. Por tal razón, es necesario usar un equipo con principios diferentes. Este problema se resuelve con liofilización. Esta operación se basa en el diagrama de fases del agua.

Figura 24. Diagrama de fases del agua (no está a escala)



Fuente: Referencia 23.

Las dos técnicas alternativas de secado buscan eliminar el agua en forma de vapor considerando dos equilibrios. **En el secado convencional al vacío se considera el equilibrio líquido – vapor** descrito por la curva que pasa a través del punto T (el punto triple) hasta T_c (el punto crítico). Se opera a presiones y temperaturas superiores a 4.58 Torr y a 0.01 °C.

La **liofilización** considera la disminución de la temperatura de la solución por debajo del punto de congelación del agua (por lo menos a temperaturas inferiores a -10 °C) para que ésta se congele (referencia 14, página 631). Además, al disminuir la presión a valores muy bajos en el sistema (presiones inferiores a 4.70 mm de Hg), se obtendrá el **equilibrio sólido - vapor** representado por la curva que pasa a través de los puntos A y T. De esta manera, en la liofilización el agua se sublima. Por lo tanto, se logra el objetivo (eliminar el agua) pero a temperaturas bajas.

En los liofilizadores, la sustancia que se necesita secar se congela mediante la exposición a aire muy frío y se coloca en una cámara de vacío en donde la humedad se sublima y se bombea mediante bombas mecánicas de vacío o eyectores de chorro de vapor (referencia 14, página 630 y referencia 43, página 736). Uno de los problemas de la liofilización es proporcionar el calor necesario para sublimar el agua. Por lo general, se usa radiación. Una alternativa es el calor dieléctrico, aunque es caro. Sin embargo, debido a la elevada constante dieléctrica del agua ($\epsilon = 78.5$) el calor se libera directamente en el agua sublimada (referencia 43, página 736).

2.3.3.1. Mecanismos de liofilización

El proceso de liofilización el material original está constituido por un núcleo central congelado. El plano de sublimación se inicia en la superficie exterior y entra dejando una corteza porosa de material ya seco. El calor necesario para la sublimación del hielo se transfiere por conducción. El vapor formado se transfiere a través de la capa de material seco (referencia 14, página 631).

La transferencia de masa ocurre por la migración del vapor a través de la capa seca de la muestra debido a la diferencia de presión. Esta transferencia es directamente proporcional al vacío. En la transferencia de calor y de masa se combina la acción de la temperatura y los gradientes de presión como fuerzas impulsoras para vencer las resistencias debido al espesor de la capa de hielo y los poros del material a secar. El espesor de la capa de hielo es inversamente proporcional a la velocidad de secado (referencia 35).

El tiempo total de secado debe ser lo suficientemente largo como para que el contenido final de humedad sea inferior al 5 % en peso y así evitar la degradación del producto final durante su almacenamiento (referencia 14, página 631).

2.3.3.2. Ventajas

Con la liofilización se obtienen productos alimenticios con alta calidad preservando la rigidez estructural original, sabor y aroma de la sustancia seca reconstituida. Al operar a bajas temperaturas se reducen las reacciones de degradación que ocurren en los procesos comunes de secado, aunque sea a temperaturas moderadas (referencia 14, página 630).

Esta operación permite secar productos alimenticios, farmacéuticos y biológicos, que en general son termolábiles. La liofilización permite la conservación indefinida del material sin necesidad de refrigeración, con menos del 15 % de humedad y alta estabilidad microbiológica (referencia 35).

2.3.3.3. Desventajas

El equipo es muy complejo y costoso. El costo de inversión y los costos de operación son altos. El precio del producto terminado es alto. La fuente que suministra el calor para sublimar el agua debe ser cuidadosamente seleccionada (referencia 14, página 630).

2.3.4. Temperatura de ebullición del agua en función de la presión absoluta

La ecuación de Antoine es una ecuación que correlaciona la presión de saturación de un líquido en función de la temperatura y tres constantes empíricas que dependen del compuesto y las unidades de temperatura y presión para las que se tabularon.

La ecuación de Antoine es:

$$\ln(P^{\text{sat}}/\text{kPa}) = A - \frac{B}{T/^{\circ}\text{C} + C} \quad (\text{Ecuación 1})$$

Las constantes de Antoine para el agua son: $A = 16.2620$, $B = 3799.89$ y $C = 226.35$ (referencia 41, página 391). Al sustituir las constantes de Antoine para el agua en la ecuación 1, se obtiene:

$$\ln(P^{\text{sat}}/\text{kPa}) = 16.2620 - \frac{3799.89}{T/^{\circ}\text{C} + 226.35} \quad (\text{Ecuación 2})$$

Ahora bien, la temperatura de ebullición de un compuesto se define como la temperatura a la que la presión de vapor de un líquido iguala a la presión absoluta del sistema, siendo esta presión la presión de saturación del líquido. Si se despeja la variable $T/^{\circ}\text{C}$ de la ecuación en función de la presión de saturación del líquido, se obtiene una expresión que relaciona la temperatura de ebullición y la presión del sistema. Para el agua, las constantes de Antoine son: $A = 16.2620$, $B = 3799.89$ y $C = 226.35$ (referencia 41, página 391).

$$T/^{\circ}\text{C} = \frac{B}{A - \ln(P/\text{kPa})} - C \quad (\text{Ecuación 3})$$

La ecuación de Antoine para el agua es:

$$T/^{\circ}\text{C} = \frac{3799.89}{16.2620 - \ln(P/\text{kPa})} - 226.35 \quad (\text{Ecuación 4})$$

Al sustituir valores de presión absoluta del sistema en la ecuación 4, se obtienen las temperaturas de ebullición del agua respectivas. En la tabla III, P_{vac} es la presión de vacío en el sistema, P_{abs} es la presión absoluta del sistema y T_b es la temperatura de ebullición del agua correspondiente. La presión atmosférica local (P_{atm}) de ciudad de Guatemala es 640 mm Hg (25.2 pulg Hg). La presión absoluta se calcula así:

$$P_{\text{abs}} = P_{\text{atm}} - P_{\text{vac}} \quad (\text{Ecuación 5})$$

Tabla III. Temperatura de ebullición del agua en función de la presión absoluta del sistema

P_{vac} (pulg Hg)	P_{abs} (pulg Hg)	P_{abs} (kPa)	T_b (°C)
0	25.2	85.34	95.26
1	24.2	81.95	94.16
2	23.2	78.56	93.02
3	22.2	75.18	91.84
4	21.2	71.79	90.62
5	20.2	68.41	89.35
6	19.2	65.02	88.02
7	18.2	61.63	86.64
8	17.2	58.25	85.19
9	16.2	54.86	83.66
10	15.2	51.47	82.06
11	14.2	48.09	80.36
12	13.2	44.70	78.57
13	12.2	41.31	76.65
14	11.2	37.93	74.60
15	10.2	34.54	72.39
16	9.2	31.15	69.98
17	8.2	27.77	67.35
18	7.2	24.38	64.42
19	6.2	21.00	61.14
20	5.2	17.61	57.36
21	4.2	14.22	52.91
22	3.2	10.84	47.44
23	2.2	7.45	40.24
24	1.2	4.06	29.36

Fuente: Elaboración propia

2.4. Cuantificación de azúcares reductores: Prueba de Benedict

El reactivo de Benedict se usa para cuantificar los azúcares reductores de una solución. Este reactivo se usa en sustitución de la solución de Fehling que es fuertemente alcalina. El reactivo de Benedict se prepara con sulfato de cobre pentahidratado, citrato de sodio y carbonato de sodio anhidro.

La solución de Benedict, que contiene el cobre unido al anión complejo, funciona como un oxidante selectivo. Esta solución demuestra la presencia hasta de 0.01 % de glucosa en agua. El color del precipitado puede ser rojo, amarillo o amarillo verdoso, dependiendo de la naturaleza y cantidad del agente reductor presente.

El reactivo de Benedict es reducido por α -hidroxialdehídos, α -hidroxicetonas y α -cetoaldehídos. No es un reactivo general para oxidar aldehídos sencillos alifáticos o aromáticos. Las moléculas que sólo contienen el grupo funcional alcohol (alcoholes primarios, secundarios, terciarios o glicoles) o sólo el grupo ceto, no se oxidan con la solución de Benedict (referencia 40, página 133).

2.5. Pruebas cualitativas de color

2.5.1. Diferencia entre antocianinas y betacianinas

Existen ensayos simples de coloración para diferenciar antocianinas y betacianinas en una solución (referencia 24, página 132).

2.5.1.1. Reacción con álcali

En presencia de antocianinas, la solución se decolora lentamente de violeta, vía azul y verde, a amarillo. En presencia de betacianinas, la decoloración es rápida a amarillo.

2.5.1.2. Reacidificación de la solución alcalina

En presencia de antocianinas, el color rojo se regenera con la acidificación después de unos minutos. En presencia de betacianinas, el rojo no se regenera con la acidificación aunque el color podría regenerarse si la reacidificación es inmediata.

2.5.1.3. Reacción con amoníaco

En presencia de antocianinas, el comportamiento es igual que con otros álcalis. En presencia de betacianinas, el color permanece violeta por algún tiempo, en frío.

2.5.1.4. Reacción con ácidos minerales

En presencia de antocianinas, el color de la solución es rojo más claro. En presencia de betacianinas, el color de la solución es violeta más oscuro.

2.5.1.5. Reacción con acetato de plomo

En presencia de antocianinas, existe un precipitado azul-verdoso o azul-grisáceo. En presencia de betacianinas, el precipitado es rojo-marrón.

2.5.2. Investigación de flavonoides y antocianinas

Se disuelve el colorante en polvo en metanol y se realizan las siguientes pruebas en tubos de ensayo.

2.5.2.1. Reacción con ácido sulfúrico

El cambio de color en la solución indica la presencia de: flavonas y flavonoles (amarillo), flavanonas (anaranjado o guinda). Las chalconas y auronas (rojo guinda o rojo azulado).

2.5.2.2. Reacción con cloruro férrico al 10 % (p/v)

El cambio de color de la solución indica la presencia de: flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta), flavanonas (rojo, magenta, violeta y azul), isoflavonas (amarillo). Las isoflavononas, chalconas y auronas no dan coloración.

2.5.2.3. Reacción con ácido clorhídrico

El cambio de color de la solución indica la presencia de: flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta), flavanonas (rojo, magenta, violeta y azul), isoflavonas (amarillo). Las isoflavononas, chalconas y auronas no dan coloración.

2.5.2.4. Reacción con ácido clorhídrico y magnesio

La coloración inmediata indica la presencia de: flavonas y flavonoles (amarillo a rojo), flavanonoles (rojo a magenta), flavanonas (rojo, magenta, violeta o azul), isoflavonas (amarillo). Las isoflavonas, chalconas y auronas no dan coloración.

2.5.3. Investigación de antraquinonas (prueba de Bornträger)

Se extraen 3 g de material vegetal pulverizado con 10 mL de etanol al 80 %. Se filtra y concentra en baño María a 60 °C. Se disuelve el residuo con 30 mL de agua y se filtra. Se extrae con 10 mL de benceno. La prueba es positiva si al añadir a la fase bencénica 5 mL del test de amonio se observan cambios de color: rojo o rosado.

2.5.4. Investigación de cumarinas

Se miden 5 mL de extracto metanólico y se les agrega 1 mL de agua en ebullición. Se aplican 2 manchas en papel filtro con un capilar. A una mancha se agrega una gota de hidróxido de potasio 0.5 N y se observa bajo luz UV de 365 nm. La prueba es positiva si se observa fluorescencia azul o verde.

2.6. Medición de color

Las propiedades para definir un color son:

- a) Matiz o tono: Es la propiedad que permite diferenciar un color de otro y clasificarlo como rojo, amarillo o azul. Es el estado puro del color, sin el blanco o negro agregados. Está asociado con la longitud de onda dominante en la mezcla de las ondas luminosas. Los 3 colores primarios representan los 3 matices primarios, y mezclando estos podemos obtener los demás matices o colores (referencia 32).
- b) Saturación: Esta propiedad representa la pureza o intensidad de un color particular. Los colores puros del espectro están completamente saturados (referencia 32).
- c) Luminosidad o brillo: Describe qué tan claro u oscuro parece un color refiriéndose a la cantidad de luz percibida. El brillo representa lo claro u oscuro que es un color respecto a su color patrón (referencia 32).

2.6.1. El espacio de color $L^*C^*h^*$

El espacio de color $L^*C^*h^*$ es un sistema de medición de color que combina el sistema de coordenadas rectangulares $L^*a^*b^*$ (sistema CIELAB) con las coordenadas polares C^* y h^* .

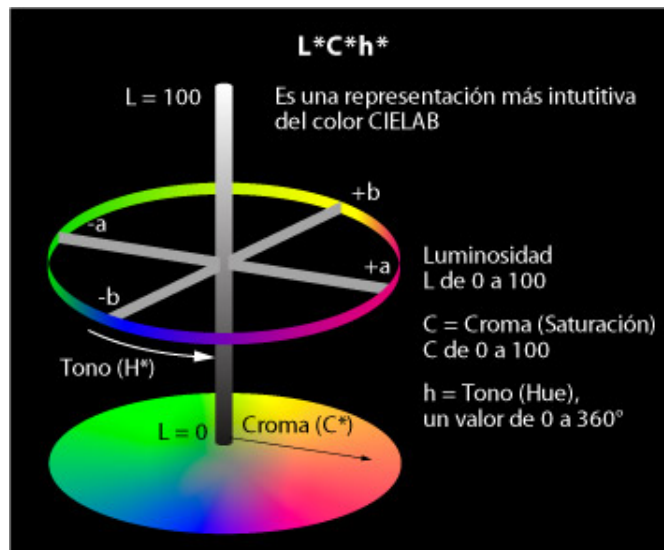
Los tres ejes del sistema CIELAB se indican con los parámetros L^* , a^* y b^* . La luminosidad se representa con L^* , la tonalidad de rojo a verde con a^* y la tonalidad de amarillo a azul con b^* . La luminosidad (L^*) varía de 0 (negro) a 100 (blanco). El eje a^* varía de -120 (verde) a $+120$ (rojo). El eje b^* varía de -120 (azul) a $+120$ (amarillo).

Los valores de C^* y h^* corresponden al cromatismo y al tono o matiz, respectivamente. El valor de h^* es el ángulo del tono y se expresa en grados sexagesimales. Las ecuaciones que calculan a C^* y h^* son:

$$C^* = \sqrt{(a^*)^2 + (b^*)^2} \quad (\text{Ecuación 6})$$

$$h^* = \tan^{-1}\left(\frac{b^*}{a^*}\right) \quad (\text{Ecuación 7})$$

Figura 25. El espacio de color $L^*C^*h^*$



Fuente: Referencia 32

2.6.1.1. Diferencia entre dos colores

La diferencia entre dos colores se calcula con la siguiente ecuación:

$$\Delta E^* = \sqrt{(\Delta L^*)^2 + (\Delta a^*)^2 + (\Delta b^*)^2} \quad (\text{Ecuación 8})$$

El nivel de diferencia entre dos colores se establece con el siguiente criterio:

Tabla IV. Nivel de diferencia entre dos colores

ΔE^*	NIVEL DE DIFERENCIA
< 1	Imperceptible
< 2	Mínima
< 3	Aceptable
< 5	Casi inaceptable
≥ 5	Inaceptable

Fuente: Referencia 32

3. DISEÑO METODOLÓGICO

3.1. Variables

La temperatura del horno secador al vacío se evaluó al comparar con el análisis estadístico los barridos espectrofotométricos en el espectro visible de los colorantes reconstituidos secados a 40, 50 y 60 °C. Los barridos se obtuvieron al medir la absorbancia entre 400 y 700 nm.

Para calcular la humedad relativa dentro del horno secador al vacío, se monitoreó la temperatura y presión de vacío dentro del horno en función del tiempo. La acidez de los extractos acuosos durante el secado se determinó al monitoreó el potencial de hidrógeno (pH) en función del tiempo de operación.

Las variables de medición del estudio para determinar el rendimiento del colorante de cada especie fueron: la masa de colorante secado con las dos técnicas, la humedad relativa base húmeda del colorante seco y la masa de óxido cuproso producido en la reacción de azúcares reductores con el reactivo de Benedict.

Se midió la absorbancia en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y los colorantes reconstituidos secados en el horno secador al vacío y en el liofilizador. Se compararon los barridos espectrofotométricos para determinar la técnica de secado que generase barridos espectrofotométricos estadísticamente iguales a los de los extractos acuosos antes de secar.

Para determinar los R_f de los pigmentos de los colorantes en la cromatografía en capa fina, se midió la distancia recorrida por el eluyente y las distancias recorridas por los pigmentos.

Para determinar el nivel diferencia entre las soluciones preparadas con los colorantes secos y el FD&C rojo No. 40, se midieron los siguientes parámetros del espacio de color $L^* C^* h^*$: L^* , a^* , b^* , C^* y h^* . Asimismo, en la prueba sensorial se utilizó una prueba hedónica de nueve puntos en el cual los encuestados calificaron el color de las muestras de yogurt.

3.2. Delimitación del campo de estudio

La investigación fue de carácter cuantitativo-experimental-comparativo. En este estudio se utilizó el método hipotético-deductivo.

En esta investigación se buscaron colorantes vegetales alternativos al colorante sintético FD&C rojo No. 40 para ser utilizados en alimentos. Se evaluaron tres especies: pitahaya (*Hylocereus undatus*), remolacha roja (*Beta vulgaris*) y roja de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*). El colorante de cada especie se extrajo con maceración dinámica. Los extractos acuosos se secaron con dos técnicas alternativas al secado convencional: el secado convencional al vacío y liofilización y se compararon las técnicas con los barridos espectrofotométricos para determinar la técnica que conserva mejor las propiedades colorantes siendo la liofilización la técnica que conserva mejor las propiedades colorantes que el secado convencional al vacío.

3.3. Recursos humanos disponibles

Investigador: Víctor Manuel Aceituno Melgar

Asesor: Ingeniero Químico Jorge Emilio Godínez Lemus

3.4. Recursos materiales disponibles

3.4.1. Materia prima

- Mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)
- Cáliz de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*)
- Raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

3.4.2. Materiales auxiliares

- Agua destilada
- Papel filtro
- Manta
- Placa cromatográfica sílica gel Merck 20 x 20 cm

3.4.3. Reactivos

- Agua desmineralizada
- Metanol
- Ácido sulfúrico
- Cloruro férrico
- Ácido clorhídrico
- Magnesio

- Hidróxido de amonio
- Ácido bórico
- Anhídrido acético
- Benceno
- Hidróxido de potasio
- Amoníaco
- Acetato de plomo
- Butanol
- 2-propanol
- Etanol
- Ácido fórmico
- Sulfato de cobre pentahidratado
- Citrato de sodio
- Carbonato de sodio anhidro

3.4.4. Cristalería

- Beakers
- Probetas graduadas
- Varillas de agitación
- Tubos de ensayo
- Earlenmeyers
- Kitasato
- Frascos de color ámbar
- Celda de vidrio de 1 cm
- Cámara cromatográfica
- Tubos capilares de 5 μ L

3.4.5. Equipo

- Balanza analítica digital Adventurer Ohaus
Marca: Adventurer Ohaus
Número de serie: G1551202020548
Rango de medición: 0.0001 – 210 g
Voltaje: 8 – 14.5 V
Frecuencia: 50 - 60 Hz

Figura 26. Balanza analítica digital Adventurer Ohaus



Fuente: Fotografía propia

- Balanza analítica digital BOECO *Germany*
Marca: BOECO *Germany*
Modelo: BPB53
Serie: 14704049
Rango de medición: 0.01 - 610 g
Tensión: 120 / 240 V
Frecuencia: 50 – 60 Hz

Figura 27. Balanza analítica digital BOECO Germany



Fuente: Fotografía propia

- Balanza de humedad
Marca: BOECO Germany
Modelo: SM001
Serie 16204490
Tensión: 120 / 240 V
Frecuencia: 50 – 60 Hz

Figura 28. Balanza de humedad BOECO Germany



Fuente: Fotografía propia

- Agitador *Laboratory stirrer/ hot plate*
 Marca: Corning
 Modelo: PC-420
 Número de serie: 370500276770
 Tensión: 120 V
 Frecuencia: 60 Hz

Figura 29. Agitador *Laboratory stirrer/ hot plate*



Fuente: Fotografía propia

- Bomba de vacío
 Marca: GE Commercial motors
 Modelo: 0523 – V4F – G588DX
 Potencia: ¼ hp
 Vacío hasta 26 mm Hg
 r.p.m. 1725/1425
 Tensión: 100 – 115 V
 Corriente: 4.8 – 5.0 / 2.5 – 2.8 A
 Frecuencia: 50 Hz

Figura 30. Bomba de vacío GE



Fuente: Fotografía propia

- Horno secador al vacío VWR International
Marca: Sheldon Manufacturing, Inc.
Modelo: 1415M
Número de serie: 1201101
Dimensiones: 9 x 12 x 9 pulgadas (interior) y 19.5 x 16 x 16 pulgadas (exterior)
Capacidad: 0.6 pies cúbicos
Temperatura: 5 °C sobre la temperatura ambiente hasta 325 °C
Tensión: 120 V
Frecuencia: 60 Hz
Corriente: 4 A

Figura 31. Horno secador al vacío VWR International



Fuente: Fotografía propia

- Liofilizador Tartec freeze dryer ID-60
Marca: Tartec
Modelo: ID-60
Tensión: 115 V
Frecuencia: 60 Hz
Temperatura mínima: -30 °C
Agua congelada: 0.9 L

Figura 32. Liofilizador Tartec freeze dryer ID-60



Fuente: Fotografía propia

- Bomba de vacío para el liofilizador
Marca: HITACHI
Modelo: 160 VP-D
Número de serie: S303288
Presión absoluta mínima: 1 Pa
Tensión: 100 V
Frecuencia: 50/60 Hz

Figura 33. Bomba de vacío para el liofilizador



Fuente: Fotografía propia

- Refrigerador Whirlpool
Marca: Whirlpool
Modelo: 2WRT18DMA
Número de serie: VSP0718671
Tensión: 127 V
Monofásico
Corriente: 8.5 A
Frecuencia: 60 Hz
Refrigerante: 134a

Figura 34. Refrigerador Whirlpool



Fuente: Fotografía propia

- Licuadora Osterizer *Super Deluxe*

Figura 35. Licuadora Osterizer *Super Deluxe*



Fuente: Fotografía propia

- Potenciómetro pH *meter*
Marca: Hanna instruments
Modelo: HI 9321
Tensión: 120 VDC

Figura 36. Potenciómetro pH *meter*



Fuente: Fotografía propia

- Colorímetro
Marca: Gregtag Macbeth
Modelo: Espectro eye
Software: Color quality basic V 5.0

Figura 37. Colorímetro Gregtag Macbeth



Fuente: Fotografía propia

- Espectrofotómetro UVmini-1240V
Marca: Shimadzu
Modelo: UVmini-1240V
Número de serie: 206-89765-92
Intervalo de longitud de onda: 325 - 1100.0 nm
Tensión: 120 V
Frecuencia: 60 Hz

Figura 38. Espectrofotómetro UVmini-1240V



Fuente: Fotografía propia

3.5. Técnica cualitativa y cuantitativa

3.5.1. Extracción

La extracción del colorante de las especies consistió en la lixiviación dinámica de la materia prima en agua. Se redujo el tamaño de la partícula de la materia que contenía el colorante para aumentar el área superficial de transferencia de masa. La relación de materia / solvente fue de 1:5 (1 kg/ 5 L de agua).

La maceración dinámica se realizó a 800 r.p.m. y los tiempos de extracción de las especies se determinaron utilizando el método de extracciones sucesivas que consistió en macerar dinámicamente durante 2 horas la materia. Después se filtró la materia agotada y se lixivió con la misma relación materia/ solvente (1:5) durante 1 hora.

Se comparó cualitativamente el color de ambos filtrados para determinar si el color del filtrado de la segunda lixiviación era similar al anterior y así establecer si era necesaria una hora más de extracción para realizar el mismo análisis (sólo que en ese caso, se realizaría una maceración durante 3 horas y luego 1 hora más). De presentar menor coloración la segunda maceración, se detendría en el tiempo inicial (2 horas).

Para los extractos acuosos obtenidos del mesocarpio de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.), fue suficiente 2 horas de extracción porque al filtrar la materia del primer agotamiento y realizar una segunda extracción, el color ya no era comparable con el extracto del primer agotamiento.

En el caso de la remolacha roja (*Beta vulgaris*), se observó que el color del extracto obtenido después de macerar durante 1 hora la materia prima procedente del primer agotamiento, era comparable con el color del extracto acuoso obtenido en el primer agotamiento de 2 horas. Por tal razón, fue necesario macerar durante 3 horas y después macerar durante una hora más la materia agotada de la maceración de 3 horas y se observó que el color del segundo agotamiento ya no fue comparable con el del primero. Por lo tanto, se estableció que el tiempo de extracción necesario para la remolacha roja (*Beta vulgaris*) es de 3 horas.

A partir del procedimiento anterior, se determinó que el tiempo de extracción del colorante de la pulpa de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y de los cálices de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) es de 2 horas mientras que el de la raíz de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) de 3 horas. La extracción se realizó al vacío con presión absoluta de 22.7 kPa (6.7 pulg Hg). Se protegió al extracto de la luz. La velocidad angular del agitador fue 800 r.p.m. Los extractos obtenidos se congelaron para su posterior secado.

3.5.2. Determinación de las condiciones de secado al vacío

Se secó los extractos acuosos de cada una de las especies a 40 °C, 50 °C y 60 °C. Después, se reconstituyó cada uno de los colorantes en polvo a la misma concentración previa al secado.

Se midió la absorbancia de cada uno de los colorantes reconstituidos en el espectro visible (longitudes de onda entre 400 nm y 700 nm) en intervalos de 20 nm. Se realizaron tres mediciones para cada longitud de onda.

Se calculó el área bajo las curvas de absorbancia entre 420 nm y 700 nm de los extractos secados al vacío a las tres temperaturas con el método de Simpson. Con un análisis de varianza se determinó si existía diferencia significativa entre las áreas del barrido espectrofotométrico.

3.5.2.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

El análisis de varianza reflejó que no existe diferencia significativa en el área bajo la curva de los espectros de absorbancia en el espectro visible al secar al vacío los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %. Se seleccionó el secado a 60 °C para disminuir el tiempo de residencia de los extractos acuosos en el equipo.

3.5.2.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

El análisis de varianza reflejó que existe diferencia significativa en el área bajo la curva de los espectros de absorbancia en el espectro visible al secar al vacío los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) a 40 °C, 50 °C y 60 °C al 95 % de confianza. Por lo tanto, se seleccionó el secado a 40 °C.

3.5.2.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*)

El análisis de varianza reflejó que no existe diferencia significativa en el área bajo la curva de los espectros de absorbancia en el espectro visible al secar al vacío los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %. Por lo tanto, se seleccionó el secado a 60 °C para disminuir el tiempo de residencia de los extractos acuosos en el equipo.

3.5.3. Secado de los extractos acuosos

3.5.3.1. Secado convencional al vacío

El volumen de extracto acuoso secado en cada corrida de las especies en el secador al vacío fue 250 mL. Se midió el pH inicial de los extractos acuosos a 25 °C y se colocó el volumen del extracto acuoso a secar. Se midió las temperaturas de bulbo húmedo y seco del ambiente. Se reguló la temperatura de operación del horno: 60 °C para pitahaya (*H. undatus*) y rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*) y 40 °C para remolacha roja (*B. vulgaris*). Se conectó el horno secador a la bomba de vacío y se abrió la válvula hasta que la presión de vacío fuese entre 61.8 kPa (18.25 pulg Hg) y 63.5 kPa (18.75 pulg Hg).

Al alcanzar la presión de vacío deseada dentro del horno secador, se cerró la válvula. Se monitoreó la temperatura y la presión de vacío durante el secado. En el momento en que tanto la presión de vacío como la temperatura fuesen las mismas de la medición en el tiempo anterior, se abrió la válvula para aumentar el vacío dentro del horno. Al alcanzar la presión deseada se cerró la válvula y se continuó monitoreando la temperatura y presión de vacío del sistema.

Después de 3 horas, aproximadamente, se permitió que la presión absoluta dentro del horno fuese la misma que la presión atmosférica local. Se midió el pH del extracto restante luego del enfriamiento de una alícuota de 20 mL hasta 25 °C. Se regresó la alícuota al volumen del extracto aún sin secar y se continuó con el secado. El colorante seco se retiró del horno secador al vacío en el momento en que ya no hubiese cambio de presión de vacío después de algunas mediciones.

3.5.3.2. Liofilización

La liofilización de los extractos acuosos se realizó al colocar 900 mL de los extractos acuosos congelados repartidos en 6 recipientes (150 mL en cada uno) en la cámara de vacío del liofilizador. Se conectó la bomba de vacío a la tubería de la cámara de vacío del liofilizador hasta que la presión absoluta del sistema fuese 0.4 kPa (3 Torr). La temperatura de operación del sistema fue $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$. El tiempo de residencia de los extractos fue de 7 días.

3.5.4. Rendimiento

3.5.4.1. Medición de humedad

Se midió el porcentaje de humedad base húmeda de cada uno de los sólidos obtenidos en las corridas al secar con las dos técnicas los extractos acuosos de cada especie. Se realizaron tres mediciones del porcentaje de humedad base húmeda para cada corrida de cada especie.

3.5.4.2. Medición de azúcares reductores

La cuantificación de azúcares reductores en el sólido seco se realizó por medio de la solución de Benedict. Se preparó la solución de Benedict disolviendo las siguientes sales en agua desmineralizada:

Sulfato de cobre pentahidratado (17.3 g)

Citrato de sodio (173.0 g)

Carbonato de sodio anhidro (100 g)

El citrato y el carbonato se disolvieron calentándolos en 800 mL de agua. Se adicionó más agua hasta que el volumen de la solución fuese 850 mL. Por su parte, el sulfato de cobre se disolvió en 100 mL de agua y la solución restante se vertió lentamente con agitación en la solución de citrato y carbonato. La solución final se aforó a 1 L añadiendo agua.

Se disolvió 0.2 g del sólido seco en 10 mL de agua. Se calentó la solución evitando que llegase a ebullición. Se dejó enfriar la muestra y se añadió 20 mL de la solución de Benedict. Se calentó durante 10 minutos en baño de agua. Se observó la presencia de un precipitado color ladrillo. Se dejó reposar el precipitado (Cu_2O) 10 minutos y se filtró. El papel filtro con el precipitado (Cu_2O) se secó en el horno y se pesó en la balanza reportándose la masa. Este procedimiento se realizó para cada una de las corridas de las técnicas de secado de los extractos acuosos de cada especie.

3.5.5. Pruebas cualitativas de color

3.5.5.1. Diferencia entre betacianinas y antocianinas

Se disolvió 0.5 g del sólido seco de cada especie secada con las dos técnicas en 50 mL de agua. Se dividió la solución en 5 tubos de ensayo:

Tubo 1: Reacción con álcali. Se agregó 0.2 mL de hidróxido de potasio (KOH) 0.5 N a cada tubo de ensayo.

Tubo 2: Readicificación. A los tubo de la prueba anterior se les agregó 0.5 mL de ácido clorhídrico (HCl) al 37 %.

Tubo 3: Se agregó 0.5 mL de amoníaco.

Tubo 4: Se agregó 0.5 mL de ácido clorhídrico (HCl) al 37 %.

Tubo 5: Se agregó 0.1 g de acetato de plomo.

3.5.5.2. Investigación de flavonoides y antocianinas

Se disolvió 0.1 g del sólido seco con 10 mL de metanol al 80 %. Se filtró y concentró. Se enfrió a temperatura ambiente y se trituró el residuo con 15 mL de éter de petróleo hasta que la extracción fuese incolora. Se disolvió el residuo en 30 mL de metanol al 80 %, se filtró y se dividió en 7 tubos:

Tubo 1: Se agregó 0.5 mL de ácido sulfúrico.

Tubo 2: Se agregó 3 – 5 gotas de cloruro férrico al 10 % p/V.

Tubo 3: Se agregó 0.5 mL de ácido clorhídrico y se calentó en baño María durante 5 minutos (prueba de leucoantocianinas).

Tubo 4: Se agregó magnesio y 0.5 mL de ácido clorhídrico.

Tubo 5: Se agregó hidróxido de amonio (adición de un álcali).

Tubo 6: Se agregó ácido bórico en anhídrido acético.

Tubo 7: Testigo

3.5.5.3. Investigación de antraquinonas (prueba de Bornträger)

Se disolvió 0.1 g del sólido seco en 10 mL de etanol al 80 %. Se filtró y se concentró en baño María a 60 °C. Se disolvió el residuo con 30 mL de agua y se filtró. Se extrajo con 10 mL de benceno. A la fase bencénica se añadió 5 mL del test de amonio y se agitó.

3.5.5.4. Investigación de cumarinas

Se midió 5 mL de extracto metanólico. Se agregó 1 mL de agua en ebullición. Con un capilar se aplicaron 2 manchas en papel filtro. A una mancha se le agregó una gota de hidróxido de potasio 0.5 N. Se observó bajo luz UV de 365 nm.

3.5.6. Cromatografía en capa fina

3.5.6.1. Cromatografía de antocianinas

Fase estacionaria: Placa cromatográfica de sílica gel 60F₂₅₄.

Fase móvil: Butanol-ácido acético-agua (4:1:5)

Volumen total de la cámara: 50 mL

Procedimiento:

Se disolvió 0.1 g de cada colorante en 5 mL de metanol. Se aplicó a la placa cromatográfica 10 µL de cada solución colorida de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío y liofilizada y remolacha secada al vacío. Se aplicó 5 µL de los extractos de remolacha (*Beta vulgaris*) liofilizada y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secada al vacío y liofilizada.

Estándar: Rojo sudán

Reveladores:

a) Luz ultravioleta (UV):

Con la lámpara UV se observó la placa cromatográfica a dos longitudes de onda 365 nm (fondo azul) y 254 nm (fondo verde).

b) Reactivo de productos naturales:

Al asperjar con el reactivo de productos naturales (solución metanólica de difenilboriloexietilamina al 1 % y solución etanólica de polietilenglicol 4000 al 5 %) se observó bajo luz ultravioleta a 365 nm y a 254 nm.

3.5.6.2. Cromatografía de betalainas

3.5.6.2.1. Sistema 2-propanol-etanol-agua-ácido acético

Fase estacionaria: Placa cromatográfica de sílica gel 60F₂₅₄.

Fase móvil: 2-propanol-etanol-agua-ácido acético (20:35:40:5)

Volumen total de la cámara: 50 mL

Procedimiento:

Se disolvió 0.1 g de cada colorante en 1 mL de metanol.

Se aplicó a la placa cromatográfica 20 µL de cada solución colorida.

Estándar: Rojo sudán

Revelador:

No fue necesario porque los metabolitos se observaron en el espectro visible.

3.5.6.2.2. Sistema ácido fórmico-ácido clorhídrico-agua

Fase estacionaria: Placa cromatográfica de sílica gel 60F₂₅₄.

Fase móvil: Ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado-agua (5:5:3)

Volumen total de la cámara: 50 mL

Procedimiento:

Se disolvió 0.1 g de cada colorante en 1 mL de metanol.

Se aplicó a la placa cromatográfica 20 µL de cada solución colorida.

Revelador:

No fue necesario porque los metabolitos se observaron en el espectro visible.

3.5.7. Espectros de absorbancia

Se midió la absorbancia en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar en intervalos de 20 nm. Después de secar los extractos con el secado convencional al vacío y con liofilización, se prepararon soluciones del sólido seco a la misma concentración antes de secar.

Luego, se midió la absorbancia en el espectro visible de los colorantes secos reconstituidos en intervalos de 20 nm. Se realizaron tres mediciones de absorbancia para cada longitud de onda.

3.5.8. Índice de refracción

Se prepararon soluciones de los colorantes secos de pitahaya (*Hylocereus undatus*), remolacha (*Beta vulgaris*), rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) obtenidos con las dos técnicas de secado y FD&C rojo No. 40. Se midió el índice de refracción de las soluciones preparadas a 20 °C.

3.5.9. Medición de color

Las soluciones preparadas para medir el color se vertieron sobre papel filtro. El color que adquirió el papel filtro se midió en un colorímetro en donde se realizaron tres mediciones para cada colorante y técnica de secado. También se midió el color de soluciones del colorante FD&C rojo No. 40.

3.5.10. Prueba sensorial

Se prepararon soluciones de los colorantes secos obtenidos con las técnicas de secado. También se preparó una solución del colorante FD&C rojo No. 40. Las soluciones se mezclaron con yogurt natural. Se colocaron las muestras de yogurt en recipientes transparentes. Se encuestó a 34 personas, quienes evaluaron el color de cada una de las muestras utilizando una prueba hedónica de nueve puntos.

3.5.11. Cortes histológicos

El estudio histológico se realizó mediante la preparación de cortes en fresco del material vegetal. Para ello, se realizaron cortes transversales del fruto, se colocaron en láminas porta objeto y se observaron con el microscopio sin agregar colorante alguno.

En el caso de los cálices frescos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.), fue necesaria la rehidratación de los cálices. La rehidratación se realizó colorando los cálices en una cámara húmeda refrigerada durante 24 horas. Debido a que los pigmentos de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) son muy hidrofílicos, se empleó de aceite para observar los cortes en lugar de agua.

3.6. Recolección y ordenamiento de la información

3.6.1. Prueba sensorial del color

Nombre: _____ Fecha: _____

Instrucciones:

Evalúe el color las muestras que se le presentan. Seleccione uno de los números que mejor describe cada una de las muestra.

MUESTRA 829	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

MUESTRA 143	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

MUESTRA 580	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

MUESTRA 274	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

Prueba sensorial del color (continuación)

MUESTRA 357	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

MUESTRA 935	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

MUESTRA 498	
Me gusta extremadamente	9
Me gusta mucho	8
Me gusta moderadamente	7
Me gusta ligeramente	6
No me gusta ni me disgusta	5
Me disgusta ligeramente	4
Me disgusta moderadamente	3
Me disgusta mucho	2
Me disgusta extremadamente	1

¡MUCHAS GRACIAS POR SU COLABORACIÓN!

3.6.1.1. Nomenclatura de la prueba sensorial del color

Tabla V. Nomenclatura de la prueba sensorial del color

MUESTRA	FUENTE DEL COLORANTE	TÉCNICA DE SECADO
829	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	Convencional al vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)
143	Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)
580	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Convencional al vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)
274	Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)
357	Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Convencional al vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)
935	Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)
498	FD&C rojo No. 40	No aplica

Fuente: Elaboración propia

3.6.2. Datos originales

3.6.2.1. Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos acuosos

3.6.2.1.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla VI. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.679	0.677	0.677
420	0.620	0.621	0.612
440	0.594	0.584	0.575
460	0.573	0.583	0.565
480	0.589	0.589	0.579
500	0.600	0.600	0.600
520	0.637	0.635	0.623
540	0.604	0.594	0.594
560	0.509	0.519	0.510
580	0.399	0.499	0.398
600	0.320	0.329	0.319
620	0.283	0.293	0.282
640	0.275	0.262	0.262
660	0.267	0.246	0.246
680	0.234	0.254	0.234
700	0.224	0.222	0.232

Fuente: Datos experimentales

Tabla VII. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.658	0.651	0.668
420	0.601	0.612	0.619
440	0.569	0.570	0.570
460	0.567	0.567	0.567
480	0.582	0.582	0.582
500	0.590	0.602	0.580
520	0.611	0.631	0.625
540	0.590	0.580	0.592
560	0.532	0.510	0.520
580	0.382	0.400	0.382
600	0.296	0.317	0.305
620	0.263	0.268	0.264
640	0.252	0.256	0.258
660	0.240	0.260	0.253
680	0.240	0.250	0.270
700	0.235	0.231	0.233

Fuente: Datos experimentales

Tabla VIII. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.644	0.635	0.637
420	0.619	0.608	0.608
440	0.573	0.568	0.579
460	0.569	0.568	0.570
480	0.575	0.571	0.571
500	0.592	0.595	0.601
520	0.601	0.620	0.612
540	0.589	0.591	0.590
560	0.507	0.510	0.509
580	0.395	0.392	0.393
600	0.308	0.312	0.317
620	0.279	0.268	0.265
640	0.260	0.250	0.254
660	0.248	0.249	0.235
680	0.238	0.242	0.245
700	0.221	0.219	0.225

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.1.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla IX. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.3011	0.3132	0.3011
420	0.2656	0.2687	0.2657
440	0.2336	0.2343	0.2359
460	0.2210	0.2223	0.2229
480	0.2012	0.2015	0.2027
500	0.1876	0.1872	0.1887
520	0.1639	0.1646	0.1635
540	0.1580	0.1592	0.1548
560	0.1352	0.1329	0.1346
580	0.1285	0.1289	0.1276
600	0.1270	0.1289	0.1278
620	0.1131	0.1123	0.1154
640	0.1069	0.1063	0.1068
660	0.0994	0.0992	0.0997
680	0.0936	0.0938	0.0940
700	0.0884	0.0883	0.0883

Fuente: Datos experimentales

Tabla X. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.2186	0.2193	0.2200
420	0.2013	0.2043	0.2067
440	0.1943	0.1943	0.1958
460	0.1743	0.1759	0.1751
480	0.1578	0.1589	0.1579
500	0.1349	0.1356	0.1357
520	0.1257	0.1278	0.1288
540	0.1136	0.1143	0.1154
560	0.1101	0.1129	0.1113
580	0.1075	0.1082	0.1085
600	0.1032	0.1026	0.1026
620	0.0987	0.0985	0.0987
640	0.0876	0.0884	0.0886
660	0.0801	0.0796	0.0801
680	0.0757	0.0764	0.0759
700	0.0700	0.0711	0.0716

Fuente: Datos experimentales

Tabla XI. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.2214	0.2267	0.2298
420	0.1902	0.1922	0.1916
440	0.1620	0.1615	0.1617
460	0.1458	0.1391	0.1411
480	0.1235	0.1216	0.1217
500	0.1074	0.1078	0.1076
520	0.0971	0.0972	0.0969
540	0.0855	0.0866	0.0857
560	0.0811	0.0809	0.0809
580	0.0735	0.0744	0.0732
600	0.0697	0.0698	0.0694
620	0.0657	0.0654	0.0656
640	0.0624	0.0623	0.0622
660	0.0597	0.0600	0.0600
680	0.0517	0.0526	0.0523
700	0.0491	0.0468	0.0469

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.1.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla XII. Mediciones de absorbancia de colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	3.2729	3.2843	3.2976
420	2.6912	2.6400	2.6912
440	2.6997	2.6641	2.7097
460	2.8388	2.8945	2.8388
480	3.0575	3.0775	3.0881
500	3.1582	3.4592	3.4592
520	3.5006	3.1996	3.6016
540	2.2119	2.2219	2.2383
560	2.2443	2.2581	2.2581
580	1.3199	1.3176	1.3289
600	0.7268	0.7277	0.7277
620	0.3889	0.3890	0.3889
640	0.2518	0.2518	0.2518
660	0.1654	0.1853	0.1721
680	0.1472	0.1475	0.1522
700	0.1024	0.1017	0.1126

Fuente: Datos experimentales

Tabla XIII. Mediciones de absorbancia de colorantes de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	2.9893	2.9893	2.9893
420	2.6390	2.6154	2.6390
440	2.7087	2.6853	2.6087
460	2.8184	2.7935	2.8184
480	2.9806	3.0264	3.0264
500	3.3582	3.4592	3.1582
520	3.4006	3.1996	3.3606
540	2.2219	2.2061	2.2219
560	2.2031	2.1850	2.1970
580	1.3909	1.3400	1.3300
600	0.7297	0.7295	0.7295
620	0.3537	0.3538	0.3538
640	0.2930	0.2840	0.2890
660	0.1713	0.1715	0.1713
680	0.1691	0.1490	0.1591
700	0.1452	0.1295	0.1352

Fuente: Datos experimentales

Tabla XIV. Mediciones de absorbancia de colorantes de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

λ (nm)	A1	A2	A3
400	3.1654	3.1654	3.2904
420	2.6754	2.6932	2.6932
440	2.6869	2.6017	2.5017
460	2.8531	2.8753	2.8673
480	2.9755	2.9855	2.9755
500	3.0572	3.0821	3.0821
520	3.3234	3.3996	3.0234
540	2.1348	2.1351	2.1281
560	2.2018	2.2063	2.2018
580	1.2600	1.2960	1.3100
600	0.7113	0.7114	0.7116
620	0.4098	0.4069	0.4050
640	0.2690	0.2710	0.2710
660	0.2100	0.1989	0.1988
680	0.1707	0.1709	0.1808
700	0.1523	0.1525	0.1624

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.2. Monitoreo de temperatura y presión de vacío del horno secador al vacío

3.6.2.2.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla XV. Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 1

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	27	18.25	23.5	20
0.25	47	17.3		
0.50	53	16.75		
0.75	57	16.25		
1.00	60	15.75		
1.00	60	17.75		
1.25	60	17.5		
1.50	60	17.25		
1.75	60	17.1		
2.00	60	17.1		
2.20	58	18.4	26	20.5
2.25	60	18		
2.33	60	18		
2.47	61	17.7		
2.58	61	17.7		
2.67	60	17.6		
3.45	60	17.5		
5.37	60	17.1		
5.68	54	18.6	26	20.5
5.72	55	18.4		
5.75	56	18.25		
6.05	60	18		
22.00	60	16.4		
22.60	57	18.7	22	19
22.78	60	17.9		
23.13	62	17.1		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XV (continuación). Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 1

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
23.32	60	16.75		
23.52	60	16.75		
23.75	60	16.75		
23.75	60	18.6		
24.00	60	18.4		
24.25	61	18.1		
24.50	60	18.1		
24.67	60	18.1		
27.08	60	17.75		
27.75	53	18		
45.40	60	17.2		
45.50	60	18.8	23	20
45.92	60	18.5		
46.00	60	18.4		
46.25	60	18.3		
46.32	60	18.7		
46.58	60	18.6		
46.75	60	18.5		
48.00	60	18.5		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XVI. Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 2

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	55	18.6	23	18.5
0.32	56	17.8		
0.50	59	17.3		
0.75	60	16.9		
1.00	60	16.6		
1.25	60	16.3		
1.50	60	16.1		
1.75	60	16		
2.00	60	16		
2.00	60	18.5		
2.25	60	18.4		
2.50	60	18.3		
2.75	60	18.25		
3.15	60	18.1		
3.25	60	18		
3.67	53	18.5	25	19
23.50	60	16.3		
24.28	57	18.75	24	19
24.50	60	17.9		
24.82	62	17.4		
25.07	61	17.25		
25.33	60	17.1		
25.50	60	17.1		
25.75	60	17.1		
25.75	60	18.6		
26.00	60	18.5		
26.25	60	18.5		
26.50	60	18.4		
27.00	60	18.4		
27.25	60	18.4		
27.42	52	18.2	26.5	20.5
48.68	60	18.1		
49.00	60	18.3	23.5	19
49.50	60	18.3		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XVII. Parámetros de control del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 3

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	56	18.6	23.5	20
0.50	58	17.1		
0.75	60	16.3		
1.00	60	15.8		
1.25	60	15.5		
1.28	60	18.5		
1.50	60	18.2		
2.50	60	17.6		
3.10	60	17.5		
3.30	51	18.2	25.5	20.5
3.35	54	17.8		
21.60	60	16		
22.25	50	18.3	24.5	18.5
22.50	57	17.2		
22.60	60	17		
22.85	62	16.4		
23.00	62	16.2		
23.33	60	16.1		
23.50	60	16.1		
23.53	60	18.2		
25.75	60	18.1		
27.25	60	18		
27.42	60	18.2		
45.00	60	18.2		

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.2.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla XVIII. Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 1

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	37	18.5	24.5	20.5
0.18	38	18.1		
1.05	40	17.5		
1.30	40	17.4		
1.75	41	17.3		
2.00	40	17.3		
2.27	40	17.3		
2.28	40	18.5		
2.70	40	18.4		
2.90	40	18.4		
3.32	40	18.4		
3.53	40	18.3		
6.53	40	18.3		
6.75	37	18.5	23	20
26.90	40	17.5		
27.35	35	18.6	26	20.5
28.57	37	18.5		
28.78	38	18		
29.00	40	17.7		
29.25	41	17.6		
29.63	40	17.6		
29.82	39	18.5		
70.22	40	18.2		
70.40	40	18.1	22	19
70.65	40	18.1		
71.18	40	18.1		
74.60	40	18.1		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XIX. Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 2

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	31	18.6	23	20
0.25	33	18		
0.50	38	17.5		
0.75	41	17.2		
1.00	40	17.1		
1.17	40	18.5		
1.25	40	18.5		
1.50	40	18.5		
1.75	41	18.4		
2.00	40	18.4		
2.25	40	18.4		
2.50	40	18.4		
2.75	41	18.4		
3.00	40	18.4		
3.25	40	18.4		
3.33	40	18.4		
3.71	39	18.5	20	18
19.00	41	17.1		
19.20	37	18.5	21	18
19.42	40	18.2		
20.03	40	18		
20.35	40	17.9		
20.83	41	17.75		
21.08	40	17.6		
21.42	40	17.6		
21.45	40	18.5		
21.65	40	18.5		
21.83	40	18.5		
22.07	40	18.4		
22.50	40	18.4		
22.78	38	18.3	24	20.5
23.35	42	17.5		
44.00	40	17		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XIX (continuación). Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 2

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
44.43	40	18.5	21	18
44.57	41	18.4		
44.83	42	18.1		
46.67	40	18		
46.72	40	18.5		
47.08	41	18.4		
47.38	40	18.4		
50.33	40	18.25		
50.73	37	18.4	21.5	19
66.76	40	17.8		
66.91	40	18.5	21	18
67.53	40	18.5		
68.18	40	18.5		
68.33	40	18.5		
70.00	40	18.5		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XX. Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 3

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	39	18.5	22	19
0.22	36	18.25		
0.55	40	17.8		
2.32	40	17.4		
5.38	40	17		
5.50	36	18.6	20	18
5.67	38	18.4		
25.50	41	17		
25.75	37	18.6		
26.75	40	18		
27.75	40	17.9		
28.00	40	18.5		
67.75	40	18.2		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XX (continuación). Parámetros de control del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 3

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
68.07	40	18.5	21	18
68.65	40	18.5		
69.32	40	18.5		
69.52	40	18.5		
71.57	40	18.5		

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.2.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla XXI. Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 1

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	21	18.5	21	18.5
0.17	31	18.1		
0.33	50	17.6		
0.58	60	17		
0.83	60	16.6		
1.08	60	16.3		
1.33	60	16		
1.58	60	15.9		
1.60	60	18.5		
1.83	60	18.4		
2.08	60	18.3		
2.33	60	18.25		
2.58	60	18.2		
2.83	60	18.2		
3.08	58	18.5	24	20
3.33	57	17.6		
3.58	60	17.1		
3.83	60	16.7		
4.08	60	16.5		

Fuente: Datos experimentales

**Tabla XXI (continuación). Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.).
Corrida 1**

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
4.33	60	16.5		
4.35	60	18.5		
4.58	60	18.4		
4.83	60	18.3		
6.58	60	18.1		
7.27	60	18.75	26	20.5
7.55	60	18.2		
7.72	60	18.1		
8.90	60	17.9		
9.33	56	18.75	23	20.5
9.40	57	18		
9.50	58	17.6		
24.50	60	16		
24.90	57	18.75	24	20
25.30	60	17.5		
25.42	62	17		
25.92	60	16.9		
26.48	60	16.9		
26.52	60	18.2		
26.93	60	18.1		
27.08	60	18.1		
27.33	60	18.1		
27.35	60	18.75		
27.68	60	18.7		
27.83	60	18.6		
28.08	60	18.6		
28.58	60	18.6		
28.75	60	18.75	26.5	21
28.83	60	18.75		
47.72	60	18.75		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXII. Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 2

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	30	18.5	24	21.5
0.15	38	17.7		
0.43	54	17.2		
0.50	57	16.6		
0.75	60	16		
1.82	60	15.5		
1.88	59	18.4		
2.02	59	18		
2.27	60	17.6		
2.60	60	17.5		
2.87	60	17.4		
3.18	53	18.4	25	21
3.83	61	16.5		
4.05	60	16		
4.08	60	18.2		
4.18	60	18		
4.33	60	18		
4.58	60	17.5		
5.08	60	17		
5.33	60	16.5		
20.17	60	16		
20.38	54	18.5	21	18
20.68	60	17.2		
21.37	60	16.6		
22.13	60	16.5		
22.72	60	16.4		
22.87	60	15.25		
22.88	60	18.5		
23.08	60	18.1		
23.45	60	18		
23.67	60	18		
24.00	60	18		
24.20	55	18.5	23	18.5
24.42	60	17.2		
26.33	60	15.8		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXII (continuación). Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 2

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
26.35	60	18.5		
26.48	60	17.5		
26.87	60	16.5		
26.90	60	18.5		
27.00	60	18		
27.25	60	17.5		
27.50	60	17		
27.75	60	16.5		
28.00	60	16		
28.28	52	18.5	23	18
28.43	56	17.6		
28.58	60	17.2		
28.83	61	17		
29.08	60	17		
29.33	60	17.2		
43.67	60	16.75		
44.00	53	18.6	21.5	18
44.17	58	18.5		
44.27	60	18.5		
44.58	60	18.5		
44.82	60	18.5		
45.08	60	18.5		

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXIII. Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 3

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
0.00	50	18.6	23	19
0.25	53	18.1		
0.52	58	17.2		
0.67	60	16.8		
0.83	60	16.5		
1.08	60	16.4		

Fuente: Datos experimentales

**Tabla XXIII (continuación). Parámetros de control del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.).
Corrida 3**

TIEMPO (h)	T (°C)	PRESIÓN DE VACÍO (pulg Hg)	TBS (°C)	TBH (°C)
1.33	60	16.2		
1.58	60	16		
2.08	60	15.8		
2.58	60	15.6		
3.22	60	15.5		
4.00	60	15.2		
4.67	60	15.2		
5.03	51	18.5	21.5	16
5.13	55	18		
5.37	60	17.6		
20.85	60	16.5		
22.08	50	18.5	20.5	18
22.53	60	16.9		
23.10	60	16.4		
23.67	60	16.3		
24.28	60	16		
24.50	60	15.9		
25.50	60	15.7		
26.00	60	16		
26.25	60	16		
26.27	58	18		
26.50	59	16.7		
27.00	60	16.5		
27.50	59	16.5		
27.75	60	16.4		
27.90	53	18.9	24	18.5
28.13	57	18.6		
28.25	62	18.4		
29.00	60	18.3		
29.50	60	17.9		
29.87	60	17.8		
30.00	60	18.6	21	18
48.00	60	18.6		

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.3. Potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos secados al vacío en función del tiempo

3.6.2.3.1. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Tabla XXIV. Monitoreo del pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	4.75	4.78	4.78
2.00	4.46	4.43	4.45
5.37	4.35	4.31	4.32
22.00	4.27	4.25	4.24
27.08	4.24	4.25	4.24

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXV. Monitoreo del pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	4.78	4.79	4.80
3.25	4.38	4.40	4.36
23.50	4.25	4.28	4.29
27.25	4.26	4.25	4.26

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXVI. Monitoreo del pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	4.80	4.78	4.60
3.10	4.50	4.30	4.50
21.60	4.27	4.24	4.26
23.53	4.23	4.27	4.26

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.3.2. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

Tabla XXVII. Monitoreo del pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	6.27	6.30	6.32
2.27	6.52	6.55	6.54
6.53	6.57	6.58	6.54
26.90	6.58	6.58	6.59

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXVIII. Monitoreo del pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	6.24	6.17	6.18
3.33	6.52	6.46	6.50
19.00	6.53	6.55	6.52
22.50	6.54	6.56	6.53
23.35	6.57	6.52	6.55

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXIX. Monitoreo del pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	6.25	6.23	6.28
5.38	6.50	6.55	6.56
25.50	6.58	6.57	6.54
27.50	6.56	6.57	6.59

Fuente: Datos experimentales

**3.6.2.3.3. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)
secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa**

**Tabla XXX. Monitoreo del pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)
secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1**

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	2.47	2.52	2.45
2.83	2.05	2.06	2.05
6.58	1.59	1.61	1.60
8.90	1.50	1.52	1.54
24.50	1.53	1.50	1.50

Fuente: Datos experimentales

**Tabla XXXI. Monitoreo del pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)
secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2**

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	2.60	2.50	2.56
2.87	2.10	2.04	2.05
5.33	1.80	1.71	1.70
20.17	1.51	1.55	1.59
24.00	1.50	1.54	1.56

Fuente: Datos experimentales

**Tabla XXXII. Monitoreo del pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)
secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3**

TIEMPO (h)	pH1	pH2	pH3
0.00	2.53	2.58	2.57
4.67	1.70	1.78	1.76
21.85	1.57	1.54	1.55
26.25	1.50	1.56	1.57

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.4. Rendimiento del colorante

3.6.2.4.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

3.6.2.4.1.1. Masa y humedad base húmeda del sólido seco

Tabla XXXIII. Masa y humedad base húmeda del sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

CORRIDA	VOLUMEN (mL)	MASA DEL SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)
1.1	250	4.1911	7.94
1.2		4.1912	8.01
1.3		4.1916	8.07
2.1	250	4.2298	5.24
2.2		4.2297	5.31
2.3		4.2294	5.37
3.1	250	4.1982	6.19
3.2		4.1981	6.30
3.3		4.1983	6.35

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXXIV. Masa y humedad base húmeda del sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	VOLUMEN (mL)	MASA DEL SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)
1.1	150	2.3880	4.27
1.2		2.3881	4.34
1.3		2.3883	4.47
2.1	150	2.4871	4.45
2.2		2.4872	4.51
2.3		2.4868	4.59
3.1	150	2.5119	4.53
3.2		2.5117	4.59
3.3		2.5118	4.66

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.4.1.2. Prueba de Benedict para azúcares reductores

Tabla XXXV. Prueba de Benedict del sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$

CORRIDA	MASA DEL SÓLIDO (g)	Cu₂O (g)
1.1	0.2065	0.0643
1.2	0.2023	0.0631
1.3	0.2098	0.0654
2.1	0.2013	0.0616
2.2	0.2034	0.0623
2.3	0.2071	0.0634
3.1	0.2087	0.0652
3.2	0.2012	0.0626
3.3	0.2015	0.0630

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXXVI. Prueba de Benedict del sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	MASA DEL SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)
1.1	0.2093	0.0680
1.2	0.2091	0.0679
1.3	0.2088	0.0679
2.1	0.2005	0.0627
2.2	0.2028	0.0636
2.3	0.2075	0.0649
3.1	0.2016	0.0635
3.2	0.2008	0.0633
3.3	0.2057	0.0650

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.4.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

3.6.2.4.2.1. Masa y humedad base húmeda del sólido seco

Tabla XXXVII. Masa y humedad base húmeda del sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 43.75\text{ kPa}$

CORRIDA	VOLUMEN (mL)	MASA DEL SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)
1.1	250	2.3179	7.85
1.2		2.3174	7.89
1.3		2.3176	7.92
2.1	250	2.3370	8.67
2.2		2.3371	8.72
2.3		2.3369	8.84
3.1	250	2.3932	8.93
3.2		2.3931	8.97
3.3		2.3933	9.02

Fuente: Datos experimentales

Tabla XXXVIII. Masa y humedad base húmeda del sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	VOLUMEN (mL)	MASA DEL SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)
1.1	150	1.3342	3.26
1.2		1.3345	3.31
1.3		1.3344	3.37
2.1	157	1.3833	3.42
2.2		1.3898	3.49
2.3		1.3901	3.55
3.1	150	1.3532	4.17
3.2		1.3437	4.25
3.3		1.3542	4.31

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.4.2.2. Prueba de Benedict para azúcares reductores

Tabla XXXIX. Prueba de Benedict del sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a $40\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 37.8 – 43.75 kPa

CORRIDA	MASA DEL SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)
1.1	0.2053	0.1413
1.2	0.2047	0.1409
1.3	0.2069	0.1425
2.1	0.2081	0.1424
2.2	0.2029	0.1393
2.3	0.2012	0.1378
3.1	0.2013	0.1368
3.2	0.2015	0.1372
3.3	0.2048	0.1396

Fuente: Datos experimentales

Tabla XL. Prueba de Benedict del sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	MASA DEL SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)
1.1	0.2025	0.1467
1.2	0.2038	0.1477
1.3	0.2029	0.1470
2.1	0.2017	0.1461
2.2	0.2026	0.1462
2.3	0.2035	0.1468
3.1	0.2045	0.1467
3.2	0.2037	0.1467
3.3	0.2012	0.1446

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.4.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

3.6.2.4.3.1. Masa y humedad base húmeda del sólido seco

Tabla XLI. Masa y humedad base húmeda del sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 37.8 – 48.8 kPa

CORRIDA	VOLUMEN (mL)	MASA DEL SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)
1.1	250	10.1384	4.79
1.2		10.1385	4.90
1.3		10.1384	4.98
2.1	250	10.2956	4.92
2.2		10.2954	5.00
2.3		10.2953	5.10
3.1	250	10.2275	5.04
3.2		10.2272	5.12
3.3		10.2273	5.21

Fuente: Datos experimentales

Tabla XLII. Masa y humedad base húmeda del sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	VOLUMEN (mL)	MASA DEL SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)
1.1	150	6.0720	3.26
1.2		6.0719	3.34
1.3		6.0716	3.41
2.1	153	6.2786	3.65
2.2		6.2785	3.73
2.3		6.2782	3.85
3.1	150	6.1154	3.50
3.2		6.1155	3.57
3.3		6.1156	3.62

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.4.3.2. Prueba de Benedict para azúcares reductores

Tabla XLIII. Prueba de Benedict del sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$

CORRIDA	MASA DEL SÓLIDO (g)	Cu_2O (g)
1.1	0.2056	0.0216
1.2	0.2010	0.0211
1.3	0.2021	0.0213
2.1	0.2043	0.0210
2.2	0.2032	0.0209
2.3	0.2019	0.0207
3.1	0.2030	0.0212
3.2	0.2045	0.0213
3.3	0.2086	0.0219

Fuente: Datos experimentales

Tabla XLIV. Prueba de Benedict del sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	MASA DEL SÓLIDO (g)	Cu_2O (g)
1.1	0.2057	0.0215
1.2	0.2023	0.0211
1.3	0.2016	0.0210
2.1	0.2067	0.0213
2.2	0.2045	0.0212
2.3	0.2029	0.0209
3.1	0.2076	0.0219
3.2	0.2054	0.0217
3.3	0.2057	0.0218

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.5. Pruebas cualitativas de color

3.6.2.5.1. Diferenciación entre antocianinas y betacianinas

Tabla XLV. Reacción con álcali (hidróxido de potasio)

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío ($60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$)	Decoloración rápida a amarillo
	Liofilización ($-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa)	Decoloración rápida a amarillo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío ($40\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 43.75\text{ kPa}$)	Decoloración rápida a amarillo
	Liofilización ($-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa)	Decoloración rápida a amarillo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío ($60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$)	Decoloración lenta: coloración verde y roja
	Liofilización ($-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa)	Decoloración lenta: coloración verde y roja

Fuente: Datos experimentales

Tabla XLVI. Reacidificación con ácido clorhídrico

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	No se regeneró el color
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	No se regeneró el color
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	No se regeneró el color
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	No se regeneró el color
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Regeneró el rojo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Regeneró el rojo

Fuente: Datos experimentales

Tabla XLVII. Reacción con amoníaco

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Amarillo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Amarillo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Amarillo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Amarillo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Decoloración lenta hasta verde
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Decoloración lenta hasta verde

Fuente: Datos experimentales

Tabla XLVIII. Reacción con ácido clorhídrico

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Púrpura oscuro
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Púrpura oscuro
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Amarillo oscuro
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Púrpura oscuro
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rojo claro
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Rojo claro

Fuente: Datos experimentales

Tabla XLIX. Reacción con acetato de plomo

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Precipitado morado
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Precipitado morado
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Precipitado amarillo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Precipitado morado
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Precipitado verde
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Precipitado verde

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.5.2. Investigación de flavonoides y antocianinas**Tabla L. Reacción con ácido sulfúrico concentrado**

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rosado y amarillo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Rosado fuerte y amarillo

Fuente: Datos experimentales

Tabla LI. Reacción con cloruro férrico al 10 %

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna

Fuente: Datos experimentales

Tabla LII. Reacción con ácido clorhídrico

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rosado
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Rosado

Fuente: Datos experimentales

Tabla LIII. Reacción con magnesio y ácido clorhídrico

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rojo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Rojo

Fuente: Datos experimentales

Tabla LIV. Reacción con hidróxido de amonio

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Amarillo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Amarillo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Amarillo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Amarillo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Verde
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Verde

Fuente: Datos experimentales

Tabla LV. Reacción con ácido bórico en anhídrico acético

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Ninguna

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.5.3. Investigación de antraquinonas

Tabla LVI. Investigación de antraquinonas

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	RESULTADO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Negativo

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.5.4. Investigación de cumarinas

Tabla LVII. Investigación de cumarinas

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	RESULTADO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	Negativo

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.6. Cromatografía en capa fina

3.6.2.6.1. Cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla LVIII. Cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	RECORRIDO (cm)		COLOR
	PITAHAYA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)	
A	4.4	4.15	Rojo
Estándar (rojo sudán)	4.7		Rojo
Fase móvil	5.6		-

Fuente: Datos experimentales

Tabla LIX. Cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado – agua (5:5:3) (Referencia 24)

METABOLITO	RECORRIDO (cm)		COLOR
	PITAHAYA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)	
B	0.5	0.5	Lila
Fase móvil	5.9		-

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.6.2. Cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla LX. Cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	RECORRIDO (cm)		COLOR
	REMOLACHA VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)	
C	4.23	4.28	Amarillo
D	-	4.75	Rojo
Estándar (Rojo sudán)	4.7		Rojo
Fase móvil	5.6		-

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXI. Cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado – agua (5:5:3) (Referencia 24)

METABOLITO	RECORRIDO (cm)		COLOR
	REMOLACHA VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)	
E	-	0.5	Rojo
F	0.9	0.9	Amarillo
Fase móvil	5.9		-

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.6.3. Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla LXII. Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Fase móvil butanol – ácido acético – agua (4:1:5) (Referencia 24)

METABOLITO	RECORRIDO (cm)		COLOR
	ROSA DE JAMAICA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)	
G	1	1.05	Amarillo
H	2.1	2.1	Verde
I	2.6	2.55	Anaranjado
J	3.7	3.65	Lila
K	4.8	4.8	Lila
Estándar (rojo sudán)	4.7		Rojo
Fase móvil	5.6		-

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXIII. Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	RECORRIDO (cm)		COLOR
	ROSA DE JAMAICA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)	
L	2.9	2.9	Rojo
M	4.38	4.4	Azul
Estándar (rojo sudán)	4.7		Rojo
Fase móvil	5.6	-	-

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7. Barridos espectrofotométricos en el espectro visible

3.6.2.7.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

3.6.2.7.1.1. Extractos acuosos antes de secar

Tabla LXIV. Mediciones de absorbancia en el espectro visible de extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.1568	0.1588	0.1587
420	0.1506	0.1505	0.1505
440	0.1711	0.1716	0.1715
460	0.2506	0.2505	0.2506
480	0.4025	0.4025	0.4023
500	0.6272	0.6279	0.6272
520	0.8472	0.8483	0.8472
540	0.9077	0.9084	0.9077
560	0.7205	0.7205	0.72
580	0.3679	0.3678	0.368
600	0.1229	0.1228	0.123
620	0.0459	0.0459	0.046
640	0.029	0.0288	0.0288
660	0.0233	0.0232	0.0234
680	0.0199	0.0198	0.0199
700	0.0165	0.0167	0.0167

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.1.2. Colorante secado al vacío

Tabla LXV. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

λ (nm)	A1.1	A1.2	A1.3
400	0.1996	0.1996	0.2
420	0.1656	0.1654	0.1656
440	0.1511	0.1515	0.1511
460	0.1588	0.1591	0.1592
480	0.1731	0.1732	0.1731
500	0.1898	0.1896	0.1896
520	0.2029	0.203	0.2029
540	0.2034	0.2036	0.2037
560	0.1591	0.1587	0.1586
580	0.092	0.0919	0.0922
600	0.045	0.0454	0.0455
620	0.0286	0.0289	0.0288
640	0.0227	0.0228	0.0229
660	0.0194	0.0192	0.0193
680	0.0165	0.0164	0.0162
700	0.014	0.0138	0.0139

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXVI. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2

λ (nm)	A2.1	A2.2	A2.3
400	0.1953	0.1954	0.1953
420	0.1676	0.168	0.1678
440	0.1613	0.1614	0.1613
460	0.1802	0.1802	0.1799
480	0.2092	0.2094	0.2092
500	0.2432	0.2434	0.2432
520	0.2731	0.2733	0.2733
540	0.2797	0.2794	0.2797
560	0.2206	0.2205	0.2207
580	0.127	0.1267	0.1265
600	0.0604	0.0604	0.0603
620	0.0378	0.0378	0.0378
640	0.0306	0.0308	0.0308
660	0.0271	0.027	0.0267
680	0.0237	0.0238	0.0239
700	0.021	0.0212	0.0214

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXVII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

λ (nm)	A3.1	A3.2	A3.3
400	0.1659	0.1656	0.1658
420	0.1375	0.1375	0.1375
440	0.1256	0.126	0.1259
460	0.1335	0.1334	0.1334
480	0.1471	0.1471	0.147
500	0.1631	0.1632	0.1632
520	0.177	0.1769	0.1769
540	0.179	0.1792	0.1792
560	0.1383	0.1384	0.1383
580	0.076	0.0763	0.0763
600	0.0326	0.033	0.0327
620	0.0173	0.0176	0.0173
640	0.0116	0.0118	0.0117
660	0.0089	0.009	0.0089
680	0.0066	0.0066	0.0067
700	0.0044	0.0045	0.0046

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.1.3. Colorante liofilizado

Tabla LXVIII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 1

λ (nm)	A1.1	A1.2	A1.3
400	0.2063	0.2064	0.2059
420	0.1868	0.1864	0.1866
440	0.1948	0.1949	0.1948
460	0.2561	0.256	0.2559
480	0.3811	0.3812	0.3812
500	0.5684	0.5677	0.5677
520	0.7515	0.7523	0.7523
540	0.802	0.802	0.802
560	0.6373	0.6373	0.6377
580	0.3334	0.3339	0.3335
600	0.1226	0.1224	0.1223
620	0.0555	0.0557	0.0557
640	0.04	0.0399	0.0399
660	0.0345	0.0344	0.0345
680	0.0308	0.0308	0.0305
700	0.0271	0.0272	0.0273

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXIX. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa . Corrida 2

λ (nm)	A2.1	A2.2	A2.3
400	0.1974	0.1973	0.1971
420	0.181	0.1813	0.181
440	0.1925	0.1926	0.1925
460	0.2599	0.26	0.2598
480	0.3981	0.3982	0.3981
500	0.6031	0.6031	0.6031
520	0.8049	0.8049	0.8058
540	0.859	0.8597	0.859
560	0.682	0.6821	0.6825
580	0.3528	0.3529	0.3527
600	0.1229	0.1228	0.1232
620	0.0505	0.0507	0.0505
640	0.034	0.0341	0.0341
660	0.0287	0.0287	0.0288
680	0.025	0.0254	0.0253
700	0.022	0.0221	0.0222

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXX. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 3

λ (nm)	A3.1	A3.2	A3.3
400	0.2479	0.2478	0.2478
420	0.2281	0.2284	0.2284
440	0.237	0.2378	0.2375
460	0.3013	0.3014	0.3014
480	0.4282	0.4283	0.4285
500	0.6115	0.6115	0.6115
520	0.793	0.7931	0.7931
540	0.8416	0.8408	0.8416
560	0.6721	0.6718	0.6718
580	0.3597	0.3599	0.3595
600	0.1418	0.142	0.142
620	0.0718	0.0719	0.0717
640	0.0542	0.0544	0.0543
660	0.0477	0.0475	0.0477
680	0.043	0.0428	0.0431
700	0.039	0.0389	0.0391

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

3.6.2.7.2.1. Extracto acuoso antes de secar

Tabla LXXI. Mediciones de absorbancia en el espectro visible de extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar

λ (nm)	A1	A2	A3
400	1.0294	1.0287	1.0294
420	1.2538	1.2557	1.2538
440	1.7579	1.7502	1.7502
460	2.3436	2.3574	2.3436
480	2.8044	2.7765	2.8044
500	2.7603	2.7603	2.686
520	2.913	3.0234	2.8986
540	2.2061	2.2061	2.2061
560	2.1697	2.1583	2.1583
580	1.3961	1.3959	1.3976
600	0.5598	0.5599	0.5602
620	0.2738	0.274	0.2742
640	0.2001	0.2002	0.2003
660	0.1697	0.1698	0.1696
680	0.1493	0.1492	0.1492
700	0.1327	0.1329	0.1328

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.2.2. Colorante secado al vacío

Tabla LXXII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1

λ (nm)	A1.1	A1.2	A1.3
400	0.217	0.2167	0.2164
420	0.1875	0.1876	0.1875
440	0.1543	0.1543	0.1541
460	0.1323	0.1326	0.1324
480	0.1127	0.1124	0.1125
500	0.0972	0.0969	0.0969
520	0.0845	0.0844	0.0845
540	0.08	0.0802	0.0802
560	0.0729	0.0729	0.0729
580	0.069	0.0688	0.069
600	0.0656	0.0656	0.0658
620	0.0618	0.062	0.0618
640	0.058	0.0581	0.0581
660	0.0551	0.0552	0.0551
680	0.0521	0.0522	0.0522
700	0.0494	0.0493	0.0492

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXIII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2

λ (nm)	A2.1	A2.2	A2.3
400	0.2634	0.2633	0.2633
420	0.2213	0.2216	0.2213
440	0.1792	0.1793	0.1791
460	0.1511	0.1512	0.1511
480	0.1254	0.1255	0.1255
500	0.1041	0.1044	0.1045
520	0.0868	0.0869	0.0868
540	0.078	0.078	0.0779
560	0.0675	0.0676	0.0676
580	0.0614	0.0615	0.0614
600	0.056	0.0564	0.0565
620	0.0511	0.0514	0.0513
640	0.0465	0.0466	0.0465
660	0.0426	0.0426	0.0425
680	0.0389	0.0391	0.0389
700	0.0355	0.0353	0.0354

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXIV. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3

λ (nm)	A3.1	A3.2	A3.3
400	0.5137	0.5133	0.5125
420	0.4316	0.431	0.431
440	0.3591	0.3584	0.3589
460	0.3076	0.308	0.3079
480	0.2629	0.2629	0.2629
500	0.226	0.2262	0.2262
520	0.1976	0.1979	0.1976
540	0.1805	0.1807	0.1807
560	0.1619	0.1619	0.1621
580	0.1476	0.1478	0.1478
600	0.1355	0.1355	0.1355
620	0.125	0.1251	0.125
640	0.1161	0.116	0.1162
660	0.1082	0.1083	0.1082
680	0.1008	0.101	0.1008
700	0.0945	0.0945	0.0944

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.2.3. Colorante liofilizado

Tabla LXXV. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 1

λ (nm)	A1.1	A1.2	A1.3
400	2.7675	2.7675	2.7675
420	2.6912	2.6912	2.64
440	2.9651	3.0103	3.01
460	3.2467	3.2467	3.1467
480	3.436	3.436	3.436
500	3.612	3.612	3.741
520	3.612	3.612	3.6123
540	2.4229	2.436	2.4229
560	2.519	2.519	2.519
580	2.4424	2.4617	2.4424
600	1.3823	1.3823	1.383
620	0.8015	0.8019	0.8019
640	0.6365	0.6367	0.6367
660	0.5582	0.5581	0.5583
680	0.5004	0.5004	0.5005
700	0.4526	0.4524	0.4525

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXVI. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 2

λ (nm)	A2.1	A2.2	A2.3
400	1.0294	1.0287	1.0294
420	1.1244	1.1259	1.1244
440	1.3969	1.3992	1.3989
460	1.777	1.7733	1.777
480	2.1173	2.1113	2.1113
500	2.0278	2.012	2.012
520	2.2454	2.2454	2.2454
540	2.0621	2.0511	2.0511
560	1.806	1.8049	1.8049
580	1.1077	1.1077	1.1086
600	0.5555	0.5557	0.5559
620	0.3663	0.3665	0.3665
640	0.3109	0.3112	0.311
660	0.283	0.2831	0.2832
680	0.2612	0.2615	0.2616
700	0.2432	0.2433	0.2433

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXVII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 3

λ (nm)	A3.1	A3.2	A3.3
400	0.5381	0.5375	0.537
420	0.743	0.7429	0.7429
440	1.1588	1.1603	1.1603
460	1.6475	1.6475	1.6501
480	2.0028	2.0028	2.0074
500	1.681	1.6788	1.6738
520	1.8878	1.8878	1.8773
540	1.8207	1.8207	1.8207
560	1.5345	1.5372	1.5372
580	0.8496	0.8499	0.8494
600	0.3273	0.3275	0.3274
620	0.155	0.1553	0.1552
640	0.1117	0.1116	0.1116
660	0.0946	0.0947	0.095
680	0.0839	0.084	0.0841
700	0.0757	0.0759	0.0758

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

3.6.2.7.3.1. Extractos acuosos antes de secar

Tabla LXXVIII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible de extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar

λ (nm)	A1	A2	A3
400	3.9999	3.9999	4
420	2.6	2.6512	2.6412
440	2.681	2.707	2.701
460	2.9337	2.9137	2.9337
480	3.1355	3.1424	3.1356
500	3.1782	3.2392	3.2382
520	3.5006	3.4816	3.1996
540	2.2061	2.2001	2.1908
560	2.247	2.237	2.287
580	1.92259	1.929	1.9388
600	0.8146	0.8131	0.8141
620	0.3728	0.363	0.3618
640	0.1473	0.1469	0.1575
660	0.1054	0.0926	0.1057
680	0.0732	0.0631	0.0865
700	0.0584	0.0585	0.0685

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.3.2. Colorante secado al vacío

Tabla LXXIX. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

λ (nm)	A1.1	A1.2	A1.3
400	2.537	2.5122	2.537
420	1.9814	1.9814	1.9709
440	1.8859	1.8932	1.8859
460	1.9194	1.9194	1.922
480	2.2172	2.2172	2.2097
500	2.7603	2.681	2.7603
520	3.0234	3.0234	3.0234
540	2.1091	2.1091	2.1091
560	1.708	1.709	1.708
580	0.8972	0.8966	0.8972
600	0.4164	0.4166	0.4167
620	0.2249	0.2247	0.2249
640	0.1454	0.1455	0.1456
660	0.1063	0.1066	0.1067
680	0.0837	0.0841	0.084
700	0.069	0.0691	0.0691

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXX. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2

λ (nm)	A2.1	A2.2	A2.3
400	2.8644	2.8644	2.9224
420	2.1499	2.1471	2.1471
440	2.0109	2.0012	2.0109
460	1.9855	1.9796	1.9796
480	2.2058	2.2097	2.2097
500	2.681	2.6141	2.6345
520	2.8986	2.913	2.8986
540	2.0851	2.0851	2.0735
560	1.656	1.658	1.6595
580	0.8866	0.8871	0.8866
600	0.4229	0.4229	0.4231
620	0.2305	0.2306	0.2306
640	0.1477	0.1478	0.1477
660	0.1053	0.1055	0.1053
680	0.0801	0.0802	0.0801
700	0.063	0.063	0.0631

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXXI. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

λ (nm)	A3.1	A3.2	A3.3
400	3.1654	3.1654	3.2904
420	2.3154	2.2932	2.2932
440	2.1869	2.2017	2.2017
460	2.2231	2.2053	2.2153
480	2.4755	2.4755	2.4755
500	2.8572	2.9821	2.9821
520	3.0234	3.1996	3.0234
540	2.1348	2.1351	2.1481
560	1.8518	1.8463	1.8518
580	1.0096	1.0096	1.01
600	0.4713	0.4714	0.4716
620	0.2498	0.2499	0.25
640	0.1559	0.1561	0.1561
660	0.1085	0.1089	0.1088
680	0.0807	0.0809	0.0808
700	0.0623	0.0625	0.0624

FUENTE: Datos experimentales

3.6.2.7.3.3. Colorante liofilizado

Tabla LXXXII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 1

λ (nm)	A1.1	A1.2	A1.3
400	3.1654	3.1654	3.2604
420	2.5481	2.5482	2.5510
440	2.6500	2.6520	2.6848
460	2.9074	2.9488	2.9074
480	3.0775	3.1355	3.1355
500	3.1582	3.1640	3.1692
520	3.5006	3.5008	3.3900
540	2.1908	2.1908	2.1908
560	2.2443	2.2310	2.2443
580	1.9216	1.9252	1.9252
600	0.8078	0.8080	0.8078
620	0.3609	0.3610	0.3609
640	0.1423	0.1425	0.1422
660	0.1027	0.1025	0.1028
680	0.0773	0.0774	0.0671
700	0.0619	0.0620	0.0621

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXXIII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 2

λ (nm)	A2.1	A2.2	A2.3
400	3.0685	3.0100	3.0375
420	2.5181	2.5220	2.5185
440	2.6179	2.6520	2.6231
460	2.8697	2.8990	2.9010
480	3.0775	3.1250	3.0865
500	3.1582	3.2140	3.2041
520	3.5006	3.4996	3.5002
540	2.1908	2.1970	2.1975
560	2.2180	2.3100	2.2230
580	1.9257	1.9260	1.9257
600	0.7780	0.7782	0.7783
620	0.3630	0.3565	0.3660
640	0.1455	0.1435	0.1461
660	0.0992	0.1021	0.0992
680	0.0754	0.0757	0.0759
700	0.0615	0.0613	0.0616

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXXIV. Mediciones de absorbancia en el espectro visible del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa. Corrida 3

λ (nm)	A3.1	A3.2	A3.3
400	3.2904	3.3110	3.4664
420	2.5150	2.5802	2.5802
440	2.7227	2.7227	2.6848
460	2.9488	2.9074	2.9488
480	3.1355	3.0775	3.1350
500	3.2382	3.2378	3.2540
520	3.1996	3.1992	3.1900
540	2.1908	2.1970	2.1971
560	2.2443	2.2510	2.2632
580	1.9322	1.9350	1.9331
600	0.8195	0.8097	0.8097
620	0.3608	0.3609	0.3610
640	0.1514	0.1516	0.1516
660	0.1011	0.1012	0.1012
680	0.0756	0.0758	0.0758
700	0.0699	0.0600	0.0601

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.7.4. Colorante FD&C rojo No. 40

Tabla LXXXV. Mediciones de absorbancia en el espectro visible de la solución con concentración 1.15×10^{-5} g/mL del colorante FD&C rojo No. 40

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.1377	0.1382	0.1379
420	0.1707	0.1716	0.1706
440	0.1943	0.1949	0.1947
460	0.3202	0.3199	0.3194
480	0.4996	0.4993	0.4998
500	0.6022	0.6036	0.6028
520	0.5324	0.5328	0.5315
540	0.4057	0.4061	0.4058
560	0.1613	0.1614	0.1614
580	0.0322	0.0321	0.0321
600	0.0059	0.0060	0.0057
620	0.0019	0.0018	0.0018
640	0.0012	0.0011	0.0010
660	0.0013	0.0016	0.0015
680	0.0017	0.0016	0.0015
700	0.0003	0.0004	0.0005

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXXVI. Mediciones de absorbancia en el espectro visible de la solución con concentración 1.32×10^{-5} g/mL del colorante FD&C rojo No. 40

λ (nm)	A1	A2	A3
400	0.1595	0.16	0.1598
420	0.1871	0.188	0.187
440	0.2115	0.2119	0.212
460	0.3381	0.3378	0.3376
480	0.5173	0.5175	0.5175
500	0.6202	0.6216	0.6208
520	0.5499	0.55	0.55
540	0.4177	0.418	0.4177
560	0.1748	0.175	0.175
580	0.0381	0.038	0.038
600	0.007	0.0071	0.0068
620	0.0021	0.002	0.002
640	0.0012	0.0011	0.001
660	0.0017	0.0017	0.0017
680	0.0018	0.002	0.002
700	0.0004	0.0005	0.0005

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXXVII. Mediciones de absorbancia en el espectro visible de la solución con concentración 2.5×10^{-4} g/mL del colorante FD&C rojo No. 40

λ (nm)	A1	A2	A3
400	3.2946	3.294	3.311
420	2.5492	2.552	2.552
440	2.683	2.6615	2.709
460	2.913	2.913	2.959
480	3.068	3.135	3.068
500	3.214	3.214	3.2144
520	3.068	3.0208	3.2144
540	2.741	2.728	2.728
560	2.1232	2.128	2.1281
580	0.883	0.8827	0.883
600	0.1674	0.167	0.1675
620	0.0306	0.0309	0.031
640	0.0073	0.0073	0.0073
660	0.0029	0.003	0.0031
680	0.0023	0.00229	0.00235
700	0.0021	0.002	0.0018

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.8. Medición de color

3.6.2.8.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla LXXXVIII. Medición del color del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) al 1.8122 % p/V secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L*	100.68	100.65	101.1
a*	2.59	2.58	2.64
b*	-0.97	-0.97	-0.86
C*	2.76	2.76	2.78
h°	339.4	339.39	341.99

Fuente: Datos experimentales

Tabla LXXXIX. Medición del color del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) al 0.7396 % p/V liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L*	101.84	101.88	101.98
a*	2.9	2.95	2.92
b*	-1.54	-1.55	-1.51
C*	3.28	3.34	3.29
h°	331.97	332.31	332.71

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.8.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla XC. Medición del color del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) al 0.277 % p/V secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	100.94	101.38	101.28
a	0.3	0.25	0.15
b	3.15	3.27	3.06
C	3.16	3.28	3.06
h	84.56	85.62	87.2

Fuente: Datos experimentales

Tabla XCI. Medición del color del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) al 0.04691 % p/V liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	97.22	96.9	97.51
a	8.24	8.54	8.15
b	1.04	1.07	1.15
C	8.31	8.61	8.23
h	7.19	7.14	8.03

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.8.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla XCII. Medición del color del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) al 0.8441 % p/V secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	87.24	86.31	86.59
a	30.39	33.8	32.75
b	0.34	3.27	1.71
C	30.39	33.96	32.79
h	0.64	5.53	2.99

Fuente: Datos experimentales

Tabla XCIII. Medición del color del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) al 1.2147 % p/V liofilizado a -30 °C y 0.4 kPa

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	86.46	85.6	85.78
a	34.43	34.25	33.86
b	3.12	3.2	2.85
C	34.57	34.4	33.98
h	5.17	5.34	4.81

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.8.4. Colorante FD&C rojo No. 40

Tabla XCIV. Medición del color del colorante FD&C rojo No. 40 al 0.0011538 % p/V

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	101.34	100.41	101.79
a	4.71	4.96	4.53
b	-2	-1.23	-1.24
C	5.12	5.11	4.69
h	336.99	346.11	344.7

Fuente: Datos experimentales

Tabla XCV. Medición del color del colorante FD&C rojo No. 40 al 0.0013182 % p/V

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	98.47	98.24	98.25
a	7.81	7.99	9.46
b	-1.65	-1.67	-1.62
C	7.982	8.163	9.598
h	348.07	348.19	350.28

Fuente: Datos experimentales

Tabla XCVI. Medición del color del colorante FD&C rojo No. 40 al 0.025 % p/V

PARÁMETRO	CORRIDA 1	CORRIDA 2	CORRIDA 3
L	86.38	86.21	86.33
a	34.52	34.87	34.73
b	1.42	1.38	1.44
C	34.549	34.897	34.760
h	2.36	2.27	2.37

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.9. Índices de refracción

Tabla XCVII. Índice de refracción del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado por las dos técnicas y del FD&C rojo No. 40

COLORANTE	% p/V SÓLIDO	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
Rojo 40	1.1538×10^{-3}	1.334
		1.334
		1.334
Pitahaya (<i>H. undatus</i>) vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	1.8122	1.335
		1.335
		1.335
Pitahaya (<i>H. undatus</i>) liofilizada (–30 °C y 0.4 kPa)	7.3960×10^{-1}	1.334
		1.334
		1.334

Fuente: Datos experimentales

Tabla XCVIII. Índice de refracción del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado por las dos técnicas y del FD&C rojo No. 40

COLORANTE	% p/V SÓLIDO	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
Rojo 40	1.3182×10^{-3}	1.334
		1.334
		1.334
Remolacha (<i>B. vulgaris</i>) vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	2.7700×10^{-1}	1.334
		1.334
		1.334
Remolacha (<i>B. vulgaris</i>) liofilizada (–30 °C y 0.4 kPa)	4.6910×10^{-2}	1.334
		1.334
		1.334

Fuente: Datos experimentales

Tabla XCIX. Índice de refracción del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado por las dos técnicas y del FD&C rojo No. 40

COLORANTE	% p/V SÓLIDO	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
Rojo 40	2.5000×10 ⁻²	1.334
		1.334
		1.334
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	8.4410×10 ⁻¹	1.334
		1.334
		1.334
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) liofilizada (-30 °C y 0.4 kPa)	1.2147	1.335
		1.335
		1.335

Fuente: Datos experimentales

3.6.2.10. Prueba sensorial

Tabla C. Resultados de la prueba hedónica de nueve puntos de las muestras de yogurt coloreadas

MUESTRA						
829	143	580	274	357	935	498
5	5	4	6	2	5	7
4	5	4	6	2	8	8
2	7	4	7	4	5	9
7	8	6	9	5	8	9
6	6	6	7	5	8	6
8	5	5	7	5	6	6
8	5	3	3	2	6	7
6	4	3	6	2	7	7
7	5	5	6	2	8	7
6	5	4	4	4	5	8
5	6	3	7	4	7	8
5	4	4	8	3	4	7
5	6	6	7	4	6	7
5	6	7	6	3	6	8
4	6	7	9	2	8	3
5	5	4	6	7	2	6
1	2	3	1	4	8	9
8	6	7	7	8	7	7
9	9	6	6	2	4	4
7	5	7	7	4	7	8
1	5	9	1	2	3	5
7	7	8	9	8	7	9
7	8	4	6	1	5	8
6	7	5	9	4	7	9
5	7	8	7	7	8	8
4	6	3	8	2	7	8
5	5	1	9	3	7	4
4	5	3	6	3	5	5
7	8	8	6	8	8	3
6	8	4	8	2	7	5
1	7	7	5	5	9	3
8	7	6	8	6	8	8
8	8	7	7	6	5	6
5	7	6	8	8	8	9

Fuente: Datos experimentales

3.7. Tabulación, ordenamiento y procesamiento de la información

3.7.1. Muestra de cálculo

3.7.1.1. Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos acuosos

3.7.1.1.1. Cálculo del área bajo la curva de los espectros de absorbancia en el espectro visible al secar al vacío los extractos acuosos

El área bajo la curva de los espectros de absorbancia en el espectro visible al secar al vacío los extractos acuosos de las tres especies se calculó planteando una integral con límites de integración de 420 nm a 700 nm y se aproximó numéricamente con la “regla de Simpson”.

El área bajo la curva de la absorbancia en función de la longitud de onda, $A(\lambda)$, entre dos longitudes de onda λ_0 y λ_n con n subintervalos, se aproxima así:

$$\text{Área} = \int_{\lambda_0}^{\lambda_n} A(\lambda) d\lambda \cong \frac{\Delta\lambda}{3} [A(\lambda_0) + 4A(\lambda_1) + 2A(\lambda_2) + 4A(\lambda_3) + \dots + 2A(\lambda_{n-2}) + 4A(\lambda_{n-1}) + A(\lambda_n)]$$

(Ecuación 9)

La longitud de paso se calcula así:

$$\Delta\lambda = \frac{\lambda_n - \lambda_0}{n}, \text{ con } n \text{ par (Ecuación 10)}$$

Las integrales planteadas para el cálculo del área bajo la curva de los barridos espectrofotométricos de los colorantes reconstituidos tienen la forma:

$$\boxed{\text{Área} = \int_{420}^{700} A(\lambda)d\lambda} \quad (\text{Ecuación 11})$$

La longitud de paso es:

$$\boxed{\Delta\lambda = \frac{700 - 420}{14} = 20}$$

Así, el área bajo la curva de absorbancia entre las longitudes de onda 420 y 700 nm, con 14 subintervalos será aproximadamente:

$$\boxed{\text{Área} = \int_{420}^{700} A(\lambda)d\lambda \cong \frac{20}{3} \left[A(420) + 4A(440) + 2A(460) + 4A(480) + \dots + \right. \\ \left. 2A(660) + 4A(680) + A(700) \right]}$$

(Ecuación 12)

Ejemplo:

El área bajo la curva de la primera corrida de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, será aproximadamente:

$$\boxed{\text{Área} = \int_{420}^{700} A(\lambda)d\lambda \cong \frac{20}{3} \left[0.620 + 4(0.594) + 2(0.573) + 4(0.589) + 2(0.600) + 4(0.637) + 2(0.604) + 4(0.509) + \right. \\ \left. 2(0.399) + 4(0.320) + 2(0.283) + 4(0.275) + 2(0.267) + 4(0.234) + 0.224 \right] = 126.1}$$

Los resultados obtenidos para las otras corridas, temperaturas y especies se encuentran en la sección de datos calculados.

3.7.1.1.2. Análisis de varianza

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Ejemplo:

En el caso de los extractos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío, el análisis de varianza será:

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Nivel de significancia

$$\alpha = 0.05$$

Grados de libertad

$$\text{Numerador} = k - 1 = 3 - 1 = 2$$

$$\text{Denominador} = \sum_{i=1}^k n_i - k = 3(3) - 3 = 6$$

Donde,

n_i : Número de elementos de la muestra i

k : Número de muestras.

Estadístico crítico (F_c)

Con 2 grados de libertad en el numerador y 6 en el denominador, al 0.05 de significancia, $F_c = 5.14$

Gran media (\bar{X}):

La gran media de todos los elementos de todas las muestras se calcula con la siguiente ecuación:

$$\bar{X} = \frac{\sum_{i=1}^{n_1} x_i + \sum_{i=1}^{n_2} x_i + \dots + \sum_{i=1}^{n_k} x_i}{\sum_{i=1}^k n_i} \quad (\text{Ecuación 13})$$

Donde,

x_i : Elemento

Tabla CI. Resumen del cálculo de la gran media de las áreas bajo las curvas de absorbancia de los colorantes de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40, 50 y 60 °C

TEMPERATURA (°C)	ÁREA 1	ÁREA 2	ÁREA 3	$\sum x_i$
40	126.183	127.740	124.147	378.070
50	122.587	124.113	123.973	370.673
60	123.147	123.260	123.607	370.013
$\sum_{i=1}^{n_1} x_i + \sum_{i=1}^{n_2} x_i + \sum_{i=1}^{n_3} x_i$				1118.757
\bar{X}				124.306

Fuente: Muestra de cálculo

Varianza entre columnas:

La varianza entre columnas se calcula con la siguiente ecuación:

$$\sigma^2 \text{ entre columnas} = \sum_{i=1}^k \frac{n_i (\bar{x}_i - \bar{X})^2}{k - 1} \quad (\text{Ecuación 14})$$

Donde:

\bar{x}_i : Media de cada muestra

Tabla CII. Resumen del cálculo de la varianza entre columnas de las áreas bajo las curvas de absorbancia de los colorantes de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40, 50 y 60 °C

MUESTRA	n_i	\bar{x}_i	\bar{X}	$n_i(\bar{x}_i - \bar{X})^2$
PITAHAYA 40 °C	3	126.023	124.306	8.845
PITAHAYA 50 °C	3	123.558	124.306	1.681
PITAHAYA 60 °C	3	123.338	124.306	2.814
$\sum n_i(\bar{x}_i - \bar{X})^2$				13.340
σ^2 entre columnas = $\sum_{i=1}^k \frac{n_i(\bar{x}_i - \bar{X})^2}{k - 1}$				6.670

Fuente: Muestra de cálculo

La varianza muestral se calcula con la siguiente ecuación:

$$s_i^2 = \sum_{i=1}^k \frac{(x_i - \bar{x}_i)^2}{n_i - 1} \quad (\text{Ecuación 15})$$

Tabla CIII. Resumen del cálculo de la varianza muestral del área bajo la curva de absorbancia del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

x_i	\bar{x}_1	$(x_i - \bar{x}_1)^2$
126.183	126.023	0.026
127.740	126.023	2.947
124.147	126.023	3.522
$\sum (x_i - \bar{x}_1)^2$		6.494
s_1^2		3.247

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CIV. Resumen del cálculo de la varianza muestral del área bajo la curva de absorbancia del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado a 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa

x_i	\bar{x}_2	$(x_i - \bar{x}_2)^2$
122.587	123.558	0.943
124.113	123.558	0.309
123.973	123.558	0.173
$\sum (x_i - \bar{x}_2)^2$		1.424
s_2^2		0.712

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CV. Resumen del cálculo de la varianza muestral del área bajo la curva de absorbancia del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado a 60 °C

x_i	\bar{x}_3	$(x_i - \bar{x}_3)^2$
123.147	123.338	0.037
123.260	123.338	0.006
123.607	123.338	0.072
$\sum (x_i - \bar{x}_3)^2$		0.115
s_3^2		0.057

Fuente: Muestra de cálculo

Varianza dentro columnas

La varianza dentro columnas se calcula con esta ecuación:

$$\sigma^2 \text{ dentro columnas} = \sum_{i=1}^k \frac{n_i - 1}{\sum_{i=1}^k n_i - k} s_i^2 \quad (\text{Ecuación 16})$$

Tabla CVI. Resumen del cálculo de la varianza dentro columnas de las áreas bajo las curvas de absorbancia de los colorantes de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados a 40, 50 y 60 °C

MUESTRA	n_i	$n_i - 1$	s_i^2	$\frac{n_i - 1}{\sum_{i=1}^k n_i - k} s_i^2$
Pitahaya 40 °C	3	2	3.247	1.082
Pitahaya 50 °C	3	2	0.712	0.237
Pitahaya 60 °C	3	2	0.057	0.019
σ^2 dentro columnas = $\sum_{i=1}^k \frac{n_i - 1}{\sum_{i=1}^k n_i - k} s_i^2$				1.339

Fuente: Muestra de cálculo

Estadístico de prueba (F_p):

El estadístico de prueba se calcula con esta ecuación:

$$F_p = \frac{\sigma^2 \text{entre columnas}}{\sigma^2 \text{dentro columnas}} \quad (\text{Ecuación 17})$$

Al sustituir los valores de la varianza entre y dentro columnas en la ecuación 17, el estadístico de prueba es:

$$F_p = \frac{6.670}{1.339} = 4.983$$

El estadístico crítico (F_c) es:

$$F_c = 5.14$$

Resultado

Como $F_p < F_c$, aceptar H_0 .

Conclusión

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Los resultados obtenidos para las otras especies se encuentran en la sección de datos calculados.

3.7.1.2. Cálculo de la humedad relativa dentro del horno secador al vacío en función del tiempo

La humedad relativa se define como la relación porcentual entre la presión parcial del agua en el sistema y la presión de vapor del agua a la temperatura de bulbo seco de la mezcla aire - vapor (referencia 21, página 256). La ecuación para el cálculo de la humedad relativa es:

$$\%hr = \frac{P_{\text{agua}}^{\circ}}{P_{\text{agua}}^{\text{vap}}} \cdot 100\% \quad (\text{Ecuación 18})$$

La presión parcial del agua es el resultado de la suma de la presión parcial de agua al inicio del ciclo de secado y la presión parcial del agua evaporada. En el horno secador al vacío, la presión parcial del agua evaporada se mide por la disminución de la presión de vacío.

Presión parcial inicial de agua en el horno secador al vacío:

La presión parcial inicial del agua se calcula de la siguiente forma:

1. Se miden las temperaturas de bulbo seco (TBS) y de bulbo húmedo del ambiente.
2. Se busca en la carta psicométrica la humedad absoluta del aire (kg agua/kg de aire seco) a 760 mm Hg (29.92 pulg Hg).
3. La humedad absoluta del aire se corrige a 640 mm Hg (25.20 pulg Hg) que es la presión atmosférica local de la ciudad de Guatemala de la siguiente forma (Referencia 33):

En la tabla 12.2 del Manual del Ingeniero Químico (referencia 33, página 12-11), se encuentran correcciones aditivas para la humedad absoluta, entalpía y volumen del aire húmedo cuando la presión barométrica difiere del barómetro estándar. Para encontrar la corrección aditiva se necesita ingresar la temperatura de bulbo húmedo y la diferencia de presión. En este análisis únicamente se necesita la corrección aditiva para la humedad absoluta del aire húmedo.

La diferencia entre la presión atmosférica local de la ciudad de Guatemala y la barométrica estándar es:

$$\Delta P = (P_{\text{atm}} - 29.92)\text{pulg Hg} \quad (\text{Ecuación 19})$$

Donde,

P_{atm} : Presión atmosférica local

$$\Delta P = (25.20 - 29.92)\text{pulg Hg} = - 4.72 \text{ pulg Hg}$$

La tabla previamente mencionada tabula correcciones de la humedad absoluta del aire húmedo para diferencias de presión enteras, desde $\Delta P = +1$ hasta $\Delta P = -6$. La diferencia de presión del experimento está entre $\Delta P = -4$ y $\Delta P = -5$. Por lo tanto, se encontrará una ecuación de la recta que pase por los pares ordenados $(\Delta P, \Delta H_{\Delta P})$: $(-5, \Delta H_{\Delta P=-5})$ y $(-4, \Delta H_{\Delta P=-4})$.

La ecuación de la recta se deducirá a partir de la forma punto-pendiente de la forma:

$$\Delta H_{\Delta P} - \Delta H_{\Delta P=-4} = m(\Delta P - (-4))$$
$$\Delta H_{\Delta P} - \Delta H_{\Delta P=-4} = m(\Delta P + 4) \quad (\text{Ecuación 20})$$

La pendiente de la recta es:

$$m = \frac{(\Delta H_{\Delta P=-5}) - (\Delta H_{\Delta P=-4})}{-5 - (-4)} = (\Delta H_{\Delta P=-4}) - (\Delta H_{\Delta P=-5}) \quad (\text{Ecuación 21})$$

Sustituyendo la ecuación 25 en la ecuación 24:

$$\Delta H_{\Delta P} - \Delta H_{\Delta P=-4} = [(\Delta H_{\Delta P=-4}) - (\Delta H_{\Delta P=-5})](\Delta P + 4)$$

Finalmente,

$$\Delta H_{\Delta P} = [(\Delta H_{\Delta P=-4}) - (\Delta H_{\Delta P=-5})](\Delta P + 4) + \Delta H_{\Delta P=-4} \quad (\text{Ecuación 22})$$

Cuando $\Delta P = -4.72$:

$$\Delta H_{\Delta P=-4.72} = [(\Delta H_{\Delta P=-4}) - (\Delta H_{\Delta P=-5})](-4.72 + 4) + \Delta H_{\Delta P=-4}$$

O bien,

$$\Delta H_{\Delta P=-4.72} = (0.72)[(\Delta H_{\Delta P=-5}) - (\Delta H_{\Delta P=-4})] + \Delta H_{\Delta P=-4} \quad (\text{Ecuación 23})$$

La ecuación 23 permite calcular la corrección aditiva de la humedad absoluta del aire húmedo a una temperatura de bulbo húmedo dada.

Por ejemplo, cuando la temperatura de bulbo húmedo es 50 °F (10 °C),

$$\Delta H_{\Delta P=-4} = 8.4 \text{ gr/lb aire seco}$$

$$\Delta H_{\Delta P=-5} = 10.9 \text{ gr/lb aire seco}$$

Sustituyendo en la ecuación 23:

$$\Delta H_{\Delta P=-4.72} = (0.72)[10.9 - 8.4] + 8.4 = 10.2 \text{ gr/lb aire seco}$$

Un grano (gr) equivale a 6.479891×10^{-5} kg.

Convirtiendo la corrección aditiva de la humedad absoluta al sistema internacional:

$$\Delta H_{\Delta P=-4.72} = \frac{10.2 \text{ gr}}{\text{lb aire seco}} \cdot \frac{6.479891 \times 10^{-5} \text{ kg}}{1 \text{ gr}} \cdot \frac{2.2 \text{ lb aire seco}}{1 \text{ kg}}$$

$$\Delta H_{\Delta P = -4.72} = 0.001454 \text{ kg agua/kg aire seco}$$

En las siguientes tablas se tabulan los datos correspondientes a la corrección aditiva de la humedad absoluta para $\Delta P = -4.72$ en (gr/lb aire seco) y (kg/kg aire seco).

Tabla CVII. Cálculo de la corrección aditiva de la humedad absoluta (gr/lb aire seco) cuando $\Delta P = -4.72$ pulg Hg

TBH (°F)	TBH (°C)	ΔP (pulg Hg)		
		-4	-5	-4.72
		ΔH_s (gr/lb aire seco)		
50	10.00	8.4	10.9	10.20
52	11.11	9	11.8	11.02
54	12.22	9.7	12.7	11.86
56	13.33	10.5	13.7	12.80
58	14.44	11.3	14.7	13.75
60	15.56	12.2	15.9	14.86
62	16.67	13.2	17.1	16.01
64	17.78	14.2	18.4	17.22
66	18.89	15.3	19.8	18.54
68	20.00	16.4	21.3	19.93
70	21.11	17.6	22.9	21.42
72	22.22	18.8	24.6	22.98
74	23.33	20.2	26.4	24.66
76	24.44	21.7	28.3	26.45
78	25.56	23.3	30.5	28.48
80	26.67	25.1	32.7	30.57
82	27.78	27	35.1	32.83
84	28.89	28.9	37.7	35.24
86	30.00	30.9	40.4	37.74

Fuente: Referencia 33

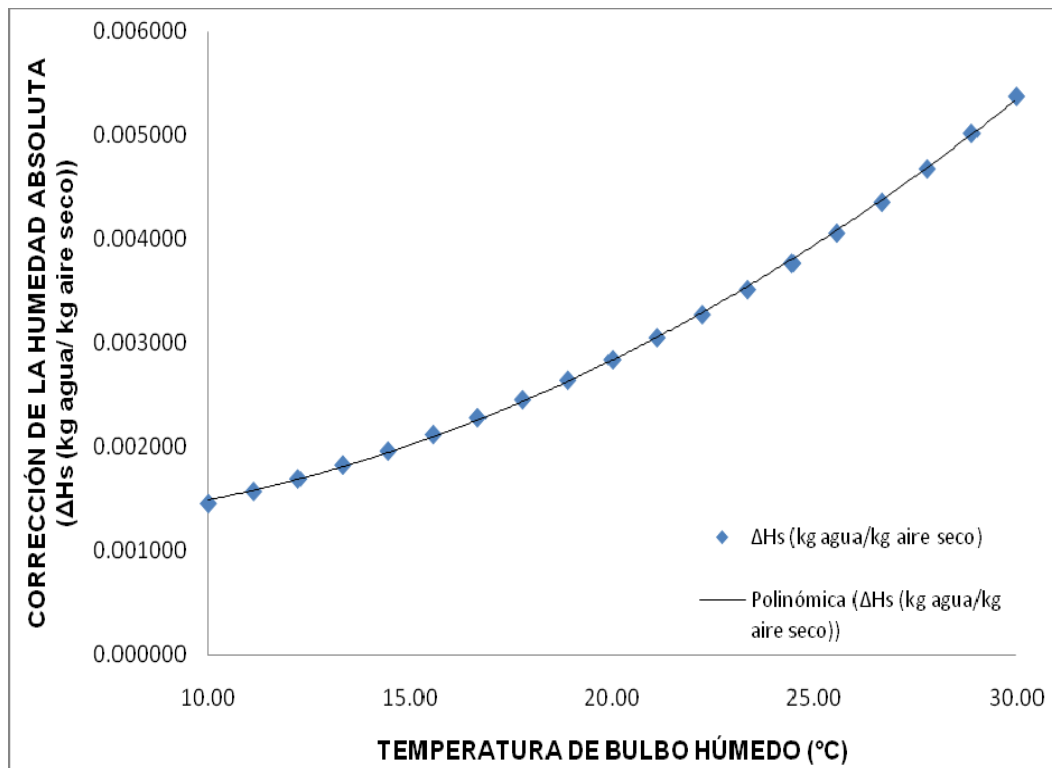
Tabla CVIII. Cálculo de la corrección aditiva de la humedad absoluta (kg/kg aire seco) cuando $\Delta P = -4.72$ pulg Hg

TBH (°F)	TBH (°C)	$\Delta P = - 4.72$ pulg Hg)
		ΔH_s (kg agua/kg aire seco)
50	10.00	0.001454
52	11.11	0.001570
54	12.22	0.001691
56	13.33	0.001825
58	14.44	0.001960
60	15.56	0.002119
62	16.67	0.002282
64	17.78	0.002455
66	18.89	0.002643
68	20.00	0.002841
70	21.11	0.003053
72	22.22	0.003275
74	23.33	0.003516
76	24.44	0.003771
78	25.56	0.004061
80	26.67	0.004358
82	27.78	0.004680
84	28.89	0.005023
86	30.00	0.005380

Fuente: Muestra de cálculo

La gráfica de los valores de la tabla anterior y la función que los correlaciona se presentan a continuación:

Figura 39. Corrección aditiva de la humedad absoluta en función de la temperatura de bulbo húmedo



Fuente: Muestra de cálculo

La función que correlaciona los valores de la corrección aditiva de la humedad absoluta (kg/kg aire seco) en función de la temperatura de bulbo húmedo (°C) es:

$$\Delta H_{\Delta P=-4.72} = (5.797333 \times 10^{-6})[TBH(^{\circ}C)]^2 - (3.937009 \times 10^{-5})[TBH(^{\circ}C)] + 0.001304$$

(Ecuación 24)

El coeficiente de determinación es:

$$R^2 = 0.999682$$

4. Se calcula la corrección aditiva de la humedad absoluta del aire húmedo respecto al barómetro estándar reducida en 1 %.

$$\Delta H^{1\%}_{\Delta P=-4.72} = \Delta H_{\Delta P=-4.72} - \Delta H_{\Delta P=-4.72} \left[\frac{TBS(^{\circ}F) - TBH(^{\circ}F)}{24} \right] \left(\frac{1}{100} \right)$$

(Ecuación 25)

5. Finalmente, la humedad absoluta del aire húmedo (kg/kg aire seco) a 640 mm Hg es:

$$H_{640 \text{ mm Hg}} = H_{760 \text{ mm Hg}} + \Delta H^{1\%}_{\Delta P=-4.72}$$

(Ecuación 26)

6. Se calcula la humedad absoluta del aire en relación molar ($\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}}$):

$$\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}} = H_{640 \text{ mm Hg}} \cdot \frac{1 \text{ mol - kg agua}}{18.0153 \text{ kg agua}} \cdot \frac{28.8503 \text{ kg aire seco}}{1 \text{ mol - kg aire seco}}$$

(Ecuación 27)

7. Se calcula la fracción molar del agua:

$$y_{\text{agua}} = \frac{\text{mol - kg agua}}{\text{mol - kg agua} + \text{mol - kg aire seco}} \quad \text{(Ecuación 28)}$$

$$y_{\text{agua}} = \frac{H_{640 \text{ mm Hg}}}{H_{640 \text{ mm Hg}} + 1} \quad (\text{Ecuación 29})$$

8. Se mide la presión de vacío (P_{vac}) inicial del horno secador.
9. Se calcula la presión absoluta (P_{abs}): La presión atmosférica (P_{atm}) de la ciudad de Guatemala es 640 mm Hg (25.2 pulg Hg). Por lo tanto, la presión absoluta inicial del sistema será:

$$P_{\text{abs}} = P_{\text{atm}} - P_{\text{vac}} \quad (\text{Ecuación 5})$$

O bien,

$$P_{\text{abs}} = 25.2 \text{ pulg Hg} - P_{\text{vac}} \quad (\text{Ecuación 30})$$

10. Al combinar los resultados de las ecuaciones 29 y 30, se calcula la presión parcial inicial del agua ($P_{\text{agua inicial}}^{\circ}$):

$$P_{\text{agua inicial}}^{\circ} = y_{\text{agua}} P_{\text{abs}} \quad (\text{Ecuación 31})$$

11. La presión parcial del agua evaporada es la diferencia entre la medición de la presión de vacío inicial y la presión de vacío en el tiempo. Esto se demuestra con la ley de Dalton de las presiones parciales.

Se sabe que:

$$P_{\text{inicial}} + P_{\text{agua evaporada}}^{\circ} = P_{\text{final}} \quad (\text{Ecuación 32})$$

Donde,

P_{inicial} : Presión absoluta inicial sistema

P_{final} : Presión absoluta final del sistema

Sustituyendo la ecuación 5 en la ecuación 32:

$$\boxed{(P_{\text{atm}} - P_{\text{vac inicial}}) + P_{\text{agua evaporada}}^{\circ} = (P_{\text{atm}} - P_{\text{vac final}})} \quad \text{(Ecuación 33)}$$

Al despejar la presión parcial de agua evaporada, se demuestra la hipótesis:

$$\boxed{P_{\text{agua evaporada}}^{\circ} = P_{\text{vac inicial}} - P_{\text{vac final}}} \quad \blacksquare \quad \text{(Ecuación 34)}$$

12. La presión parcial del agua en función del tiempo es la suma de la presión parcial del agua inicial y la presión parcial del agua evaporada en el tiempo.

$$\boxed{P_{\text{agua}}^{\circ} = P_{\text{inicial agua}}^{\circ} + P_{\text{agua evaporada}}^{\circ}} \quad \text{(Ecuación 35)}$$

13. La presión de vapor del agua a la temperatura del horno secador al vacío se calcula con la ecuación de Antoine al despejar la ecuación 2:

$$\boxed{P^{\text{sat}}(\text{pulg Hg}) = \exp\left[16.2620 - \frac{3799.89}{T + 226.35}\right] \cdot \frac{29.92}{101.325}} \quad \text{(Ecuación 36)}$$

14. La humedad relativa en función del tiempo se calcula al sustituir valores en la ecuación 18.

Ejemplo:

Cálculo de la humedad relativa porcentual de la pitahaya secada al vacío a 60 °C. Corrida 1

Las temperaturas de bulbo seco y húmedo son: 23.5 °C (74.3 °F) y 20 °C (68 °F), respectivamente.

De la carta psicométrica a 760 mm Hg, la humedad absoluta con esas condiciones es 0.013 kg/kg aire seco (Referencia 33).

La corrección aditiva de la humedad absoluta se calcula con la ecuación 24:

$$\Delta H_{\Delta P = -4.72} = (5.797333 \times 10^{-6})[20]^2 - (3.937009 \times 10^{-5})[20] + 0.001304$$

$$\Delta H_{\Delta P = -4.72} = 0.002835531 \text{ kg/kg aire seco}$$

La corrección aditiva de la humedad absoluta del aire húmedo respecto al barómetro estándar reducida en 1 % se calcula al sustituir en la ecuación 25:

$$\Delta H^{1\%}_{\Delta P = -4.72} = 0.002835531 - 0.002835531 \left[\frac{74.3 - 68}{24} \right] \left(\frac{1}{100} \right)$$

$$\Delta H^{1\%}_{\Delta P = -4.72} = 0.002828088 \text{ kg/kg aire seco}$$

Al sustituir valores en la ecuación 26, se encuentra la humedad absoluta del aire húmedo a 640 mm Hg:

$$H_{640 \text{ mm Hg}} = (0.013 + 0.002828088) \text{ kg/kg aire seco}$$

$$H_{640 \text{ mm Hg}} = 0.015828088 \text{ kg/kg aire seco}$$

La humedad absoluta molar del aire húmedo a 640 mm Hg se calcula con la ecuación 27:

$$\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}} = 0.015828088 \cdot \frac{1 \text{ mol - kg agua}}{18.0153 \text{ kg agua}} \cdot \frac{28.8503 \text{ kg aire seco}}{1 \text{ mol - kg aire seco}}$$

$$\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}} = 0.025347626 \text{ mol - kg/mol - kg aire seco}$$

La fracción molar de agua inicial se calcula con la ecuación 28:

$$y_{\text{agua}} = \frac{0.025347626}{0.025347626 + 1} = 0.024721007$$

La presión de vacío inicial del horno secador es 18.25 pulg Hg.

La presión absoluta inicial del horno secador es, según la ecuación 5:

$$P_{\text{abs}} = (25.2 - 18.25) \text{ pulg Hg} = 6.95 \text{ pulg Hg}$$

La presión parcial inicial del agua se calcula con la ecuación 31:

$$P_{\text{agua inicial}}^{\circ} = (0.024721007)(6.95 \text{ pulg Hg}) = 0.1718 \text{ pulg Hg}$$

La temperatura inicial del horno es 27 °C. La presión de vapor del agua a esa temperatura es, según la ecuación 36:

$$P^{\text{sat}} (\text{pulg Hg}) = \exp \left[16.2620 - \frac{3799.89}{27 + 226.35} \right] \cdot \frac{29.92}{101.325} = 1.0446 \text{ pulg Hg}$$

Al sustituir en la ecuación 18, la humedad relativa porcentual inicial es:

$$\%hr = \frac{0.1718 \text{ pulg Hg}}{1.0446 \text{ pulg Hg}} \cdot 100\% = 16.45 \%$$

Por lo tanto, en $t = 0$, la humedad relativa es 16.45 %.

Después de 15 minutos (0.25 h), la presión de vacío es 17.3 pulg Hg y la temperatura es 47 °C.

De la ecuación 34, la presión parcial de agua evaporada es:

$$P^{\circ}_{\text{agua evaporada}} = (18.25 - 17.3) \text{ pulg Hg} = 0.95 \text{ pulg Hg}$$

La presión parcial inicial de agua es:

$$P^{\circ}_{\text{agua inicial}} = 0.1718 \text{ pulg Hg}$$

La presión parcial total del agua es, según la ecuación 35:

$$P^{\circ}_{\text{agua}} = (0.1718 + 0.95) \text{ pulg Hg} = 1.1218 \text{ pulg Hg}$$

La presión de vapor de agua a 47 °C se calcula con la ecuación 36:

$$P^{\text{sat}} (\text{pulg Hg}) = 3.1300 \text{ pulg Hg}$$

La humedad relativa porcentual a los 15 minutos, se calcula con la ecuación 18:

$$\%hr = \frac{1.1218 \text{ pulg Hg}}{3.1300 \text{ pulg Hg}} \cdot 100\% = 35.84 \%$$

Los datos calculados para las otras corridas y especies se encuentran en la sección de datos calculados.

3.7.1.3. Rendimiento

La masa de colorante presente en el sólido se calcula restando a la masa de sólido obtenida por la técnica de secado la humedad del sólido y los azúcares reductores presentes.

La ecuación es:

$$m_{\text{colorante}} = m_{\text{sólido}} - \frac{\% \text{ HBH}}{100} m_{\text{sólido}} - (\text{Fracción de azúcares reductores}) m_{\text{sólido}}$$

(Ecuación 37)

La fracción de colorante presente en el sólido es

$$\text{Fracción de colorante en el sólido} = \frac{m_{\text{colorante}}}{m_{\text{sólido}}} \quad (\text{Ecuación 38})$$

El rendimiento porcentual de colorante se calcula así:

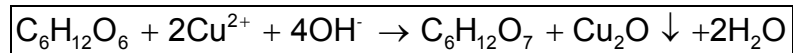
$$\% \text{Rendimiento de colorante} = \frac{m_{\text{colorante}}}{V} \cdot \frac{1}{\text{Dilución de lixiviación}} \cdot 100\%$$

(Ecuación 39)

3.7.1.3.1. Prueba de Benedict para azúcares reductores

La prueba de Benedict cuantifica los azúcares reductores presentes en una solución.

La reacción de oxidación de la glucosa con la solución de Benedict es:



(Ecuación 40)

Ejemplo:

En la corrida 1 de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa, se agregó 0.2065 g de sólido seco y precipitó 0.0643 g de Cu₂O.

De la estequiometría de la reacción:

$$m_{\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6} = 0.0643 \text{g Cu}_2\text{O} \cdot \frac{1 \text{mol - g Cu}_2\text{O}}{143.0914 \text{g Cu}_2\text{O}} \cdot \frac{1 \text{mol - g C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6}{1 \text{mol - g Cu}_2\text{O}} \cdot \frac{180.15768 \text{g C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6}{1 \text{mol - g C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6}$$

$$m_{\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6} = 0.081 \text{g C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$$

La fracción de azúcares reductores en el sólido es:

$$\text{Fracción de azúcares reductores en el sólido} = \frac{m_{\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6}}{m_{\text{sólido}}} \quad (\text{Ecuación 41})$$

Al sustituir en la ecuación 41:

$$\text{Fracción de azúcares reductores en el sólido} = \frac{0.081 \text{ g}}{0.2065} = 0.3923$$

Los datos calculados de la fracción de azúcares reductores en el sólido para las otras corridas y especies se encuentran en la sección de datos calculados:

3.7.1.3.2. Rendimiento del colorante

En la primera corrida del secado de pitahaya (*Hylocereus undatus*) al vacío a 60 °C y 48.8 kPa, se secó 250 mL de extracto acuoso el cual se obtuvo al lixiviar la pulpa de pitahaya en una relación masa/solvente: 1/5 (1 g pulpa/5 mL). Se obtuvo 4.1911 g de sólido seco con 7.94 % humedad base húmeda

Con la prueba de Benedict, se determinó que la fracción de azúcares reductores en el sólido es 0.3923.

Así, la masa de colorante presente se calcula con la ecuación 37:

$$m_{\text{colorante}} = 4.1911 \text{ g} - \frac{7.94}{100} (4.1911 \text{ g}) - (0.3923)(4.1911 \text{ g}) = 2.2142 \text{ g}$$

La fracción de colorante presente en el sólido es, según la ecuación 38:

$$\text{Fracción de colorante en el sólido} = \frac{2.2142 \text{ g}}{4.1911 \text{ g}} = 0.5283$$

La fracción de colorante presente para las otras corridas y especies se encuentra en la sección de datos calculados.

Con la ecuación 39 se calcula el rendimiento porcentual del colorante presente en la pulpa de pitahaya (*Hylocereus undatus*):

$$\% \text{ Rendimiento de colorante} = \frac{2.2142 \text{ g}}{250 \text{ mL}} \cdot \frac{1}{\frac{1 \text{ g}}{5 \text{ mL}}} \cdot 100\% = 4.4285 \%$$

El rendimiento porcentual de colorante calculado para las otras corridas y especies se encuentra en la sección de datos calculados.

3.7.1.4. Cromatografía en capa fina

Los valores de R_f de los metabolitos presentes en los colorantes separados con la cromatografía en capa fina se calculan con la siguiente ecuación:

$$R_f = \frac{\text{Distancia recorrida por el metabolito}}{\text{Distancia recorrida por el eluyente}} \quad (\text{Ecuación 42})$$

Ejemplo:

En la cromatografía realizada al colorante del sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa, se observó que el metabolito recorrió 4.4 cm. La fase móvil compuesta por 2-propanol: etanol: agua: ácido acético (20: 35: 40: 5) recorrió 5.6 cm. Por lo tanto, según la ecuación 42:

$$R_f = \frac{4.4 \text{ cm}}{5.6 \text{ cm}} = 0.79$$

Los valores obtenidos para las otras especies, técnicas de secado y sistemas cromatográficos se encuentran en las tablas.

3.7.1.5. Diferencia de color entre dos muestras

La diferencia de color entre dos muestras se calcula así:

$$\Delta E^* = \sqrt{(\Delta L^*)^2 + (\Delta a^*)^2 + (\Delta b^*)^2} \quad (\text{Ecuación 8})$$

Ejemplo:

La diferencia de color entre la pitahaya (*Hylocereus undatus*) al 1.8122 % p/V secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y el FD&C rojo No. 40 al 0.001153 % p/V se calcula con la ecuación 8:

$$\Delta E^* = \sqrt{(101.18 - 100.81)^2 + (4.73 - 2.6)^2 + [-1.49 - (-0.93)]^2}$$

$$\Delta E^* = 2.23$$

De acuerdo a la tabla IV, esta diferencia es aceptable.

La diferencia de color para las otras especies y técnicas de secado se encuentra en la sección de datos calculados.

3.7.1.6. Prueba sensorial

El análisis de varianza para un diseño completamente aleatorizado rechazó la hipótesis nula que estableció que no existe diferencia significativa en la aceptabilidad del color del yogurt coloreado con los colorantes reconstituidos secados con las dos técnicas y el colorante FD&C rojo No. 40 al 95 % de confianza. Por lo tanto, se procede a realizar la prueba de rango múltiple de Duncan.

3.7.1.6.1. Prueba de rango múltiple de Duncan

La prueba de rango múltiple de Duncan es una prueba de comparación pareada que se realiza cuando se rechaza la hipótesis nula de un análisis de varianza para un diseño completamente aleatorizado. En esta prueba se busca determinar los pares de muestras que tienen presentan diferencia estadística significativa en su promedio y que provocan que se rechace la hipótesis nula en el análisis de varianza (ANOVA).

Para determinar si dos muestras tienen promedio estadísticamente diferente, se calcula la diferencia entre sus promedios y se compara con el valor de intervalo mínimo significativo (R_p) específico para ese par. Si la diferencia excede al intervalo mínimo significativo (R_p), las muestras tienen promedio significativamente distinto.

3.7.1.7. Cálculo de los intervalos mínimos significativos (R_p)

Los intervalos mínimos significativos (R_p) se calculan con la siguiente ecuación:

$$R_p = r_\alpha(p, f) S_{\bar{x}_i} \quad (\text{Ecuación 43})$$

Donde:

R_p : Intervalo mínimo significativo

α : Nivel de significancia

$r_\alpha(p, f)$: Intervalo significativo

p : Parámetro que está asociado con el número de muestras. Los valores de p son: $p = 2, 3, \dots, k$

f : Grados de libertad

$S_{\bar{x}_i}$: Error estándar del promedio de cada muestra

El intervalo de confianza es del 95 %. Por lo tanto, el nivel de significancia es:

$$\alpha = 0.05$$

Los grados de libertad para la prueba de Duncan se calculan con la siguiente ecuación:

$$f = \sum_{i=1}^k n_i - k \quad (\text{Ecuación 44})$$

Donde,

n_i : Número de elementos de la muestra i

k : Número de muestras

En la prueba organoléptica se compararon 7 muestras con 34 elementos cada una. Por lo tanto, los grados de libertad son:

$$f = 7(34) - 7 = 231$$

Al sustituir los grados de libertad, los intervalos significativos tienen la forma:

$$r_{0.05}(p, 231)$$

Así, para $p = 2$, el intervalo significativo será:

$$r_{0.05}(2, 231) = 2.77$$

Los valores de los intervalos significativos se encuentran tabulados en tablas (referencia 29). Para los otros valores de p con 231 grados de libertad son:

Tabla CIX. Valores de los intervalos significativos de la prueba de Duncan

p	$r_{0.05}(p, 231)$
2	2.77
3	2.92
4	3.02
5	3.09
6	3.15
7	3.19

FUENTE: Referencia 29

El error estándar del promedio de cada muestra ($S_{\bar{x}_i}$) se calcula así:

$$S_{\bar{x}_i} = \sqrt{\frac{\sigma^2 \text{ dentro columnas}}{n_i}} \quad (\text{Ecuación 45})$$

En el análisis de varianza se determinó que:

$$\sigma^2 \text{ dentro columnas} = 3.515915457$$

El número de elementos de cada muestra es 34.

$$S_{\bar{x}_1} = \sqrt{\frac{3.515915457}{34}} = 0.321573$$

Como todas las muestras tienen el mismo número de elementos, entonces:

$$S_{\bar{x}_1} = S_{\bar{x}_2} = \dots = S_{\bar{x}_7} = 0.321573$$

Finalmente, el intervalo mínimo significativo (R_2) se calcula con la ecuación 43:

$$R_2 = (2.77)(0.321573) = 0.89075721$$

Al organizar los promedios de las muestras en orden ascendente, se obtiene:

Tabla CX. Promedio de las muestras en la prueba hedónica de nueve puntos

i	MUESTRA	PROMEDIO
5	357	4.088
3	580	5.206
1	829	5.500
2	143	6.029
6	935	6.441
4	274	6.529
7	498	6.794

Fuente: Muestra de cálculo

La muestra con el mayor promedio es la 498 y la que tiene el menor promedio es la 357.

La diferencia entre las medias de las muestras es:

$$\bar{x}_7 - \bar{x}_5 = 6.794 - 4.088 = 2.706$$

El valor del intervalo mínimo significativo R_7 es:

$$R_7 = 1.026$$

Como $(\bar{x}_7 - \bar{x}_5) > R_7$, las el promedio de las muestras es diferente.

Las comparaciones entre las otras medias se encuentran en la sección de datos calculados.

3.7.2. Datos calculados

3.7.1.1. Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos acuosos

3.7.1.1.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

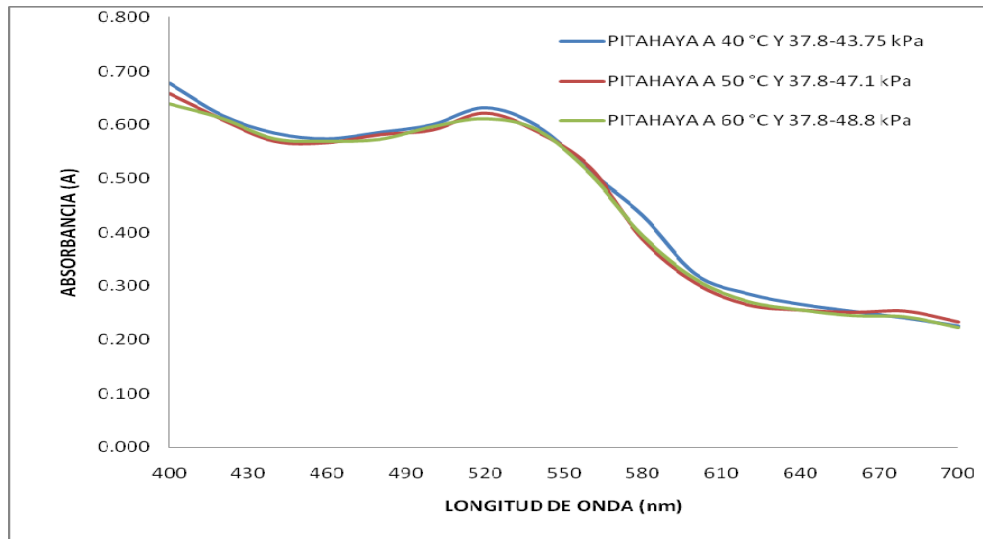
3.7.1.1.1.1. Barridos espectrofotométricos en el espectro visible

Tabla CXI. Absorbancia promedio en el espectro visible de colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO		
	40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	50 °C y 37.8 – 47.1 kPa	60 °C y 37.8 – 48.8 kPa
400	0.678	0.659	0.639
420	0.618	0.611	0.612
440	0.584	0.570	0.573
460	0.574	0.567	0.569
480	0.586	0.582	0.572
500	0.600	0.591	0.596
520	0.632	0.622	0.611
540	0.597	0.587	0.590
560	0.513	0.521	0.509
580	0.432	0.388	0.393
600	0.323	0.306	0.312
620	0.286	0.265	0.271
640	0.266	0.255	0.255
660	0.253	0.251	0.244
680	0.241	0.253	0.242
700	0.226	0.233	0.222

Fuente: Datos originales

Figura 40. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa



Fuente: Datos calculados

3.7.1.1.1.2. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm

Tabla CXII. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a diferentes temperaturas entre 420 nm y 700 nm

TEMPERATURA (°C)	Presión (kPa)	ÁREA 1 (u ²)	ÁREA 2 (u ²)	ÁREA 3 (u ²)	ÁREA PROMEDIO (u ²)
40	37.8 – 43.75	126.183	127.740	124.147	126.023
50	37.8 – 47.1	122.587	124.113	123.973	123.558
60	37.8 – 48.8	123.147	123.260	123.607	123.338

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.1.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

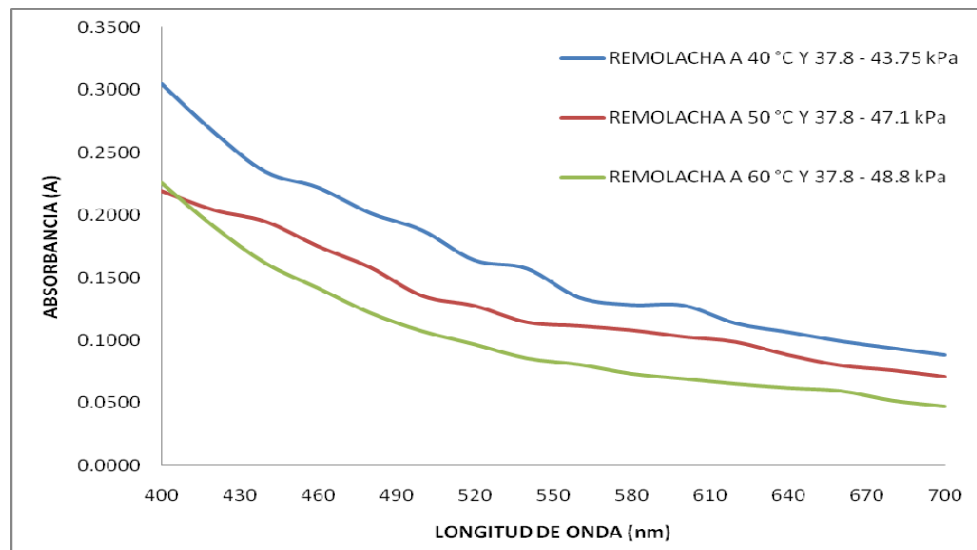
3.7.1.1.2.1. Barridos espectrofotométricos en el espectro visible

Tabla CXIII. Absorbancia promedio en el espectro visible de colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO		
	40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	50 °C y 37.8 – 47.1 kPa	60 °C y 37.8 – 48.8 kPa
400	0.3051	0.2193	0.2260
420	0.2667	0.2041	0.1913
440	0.2346	0.1948	0.1617
460	0.2221	0.1751	0.1420
480	0.2018	0.1582	0.1222
500	0.1878	0.1354	0.1076
520	0.1640	0.1274	0.0971
540	0.1573	0.1144	0.0859
560	0.1342	0.1114	0.0810
580	0.1283	0.1081	0.0737
600	0.1279	0.1028	0.0696
620	0.1136	0.0986	0.0655
640	0.1067	0.0882	0.0623
660	0.0994	0.0799	0.0599
680	0.0938	0.0760	0.0522
700	0.0883	0.0709	0.0476

Fuente: Datos originales

Figura 41. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa



Fuente: Datos calculados

3.7.1.1.2.2. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm

Tabla CXIV. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a diferentes temperaturas entre 420 nm y 700 nm

TEMPERATURA (°C)	Presión (kPa)	ÁREA 1 (u ²)	ÁREA 2 (u ²)	ÁREA 3 (u ²)	ÁREA PROMEDIO (u ²)
40	37.8 – 43.75	42.765	42.829	42.889	42.828
50	37.8 – 47.1	34.047	34.299	34.326	34.224
60	37.8 – 48.8	26.022	25.922	25.897	25.947

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.1.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

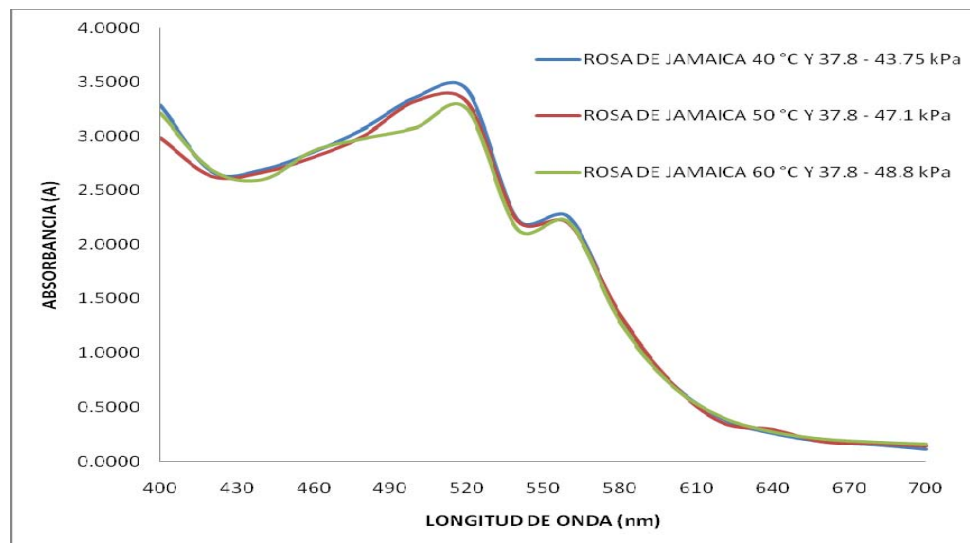
3.7.1.1.3.1. Barridos espectrofotométricos en el espectro visible

Tabla CXV. Absorbancia promedio en el espectro visible de colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa, 50 °C y 37.8 – 47.1 kPa y 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO		
	40 °C y 37.8 – 43.75 kPa	50 °C y 37.8 – 47.1 kPa	60 °C y 37.8 – 48.8 kPa
400	3.2849	2.9893	3.2071
420	2.6741	2.6311	2.6873
440	2.6912	2.6676	2.5968
460	2.8574	2.8101	2.8652
480	3.0744	3.0111	2.9788
500	3.3589	3.3252	3.0738
520	3.4339	3.3203	3.2488
540	2.2240	2.2166	2.1327
560	2.2535	2.1950	2.2033
580	1.3221	1.3536	1.2887
600	0.7274	0.7296	0.7114
620	0.3889	0.3538	0.4072
640	0.2518	0.2887	0.2703
660	0.1743	0.1714	0.2026
680	0.1490	0.1591	0.1741
700	0.1056	0.1366	0.1557

Fuente: Datos originales

Figura 42. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de colorantes de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 40 °C y 37.8–43.75 kPa, 50 °C y 37.8–47.1 kPa y 60 °C y 37.8–48.8 kPa



Fuente: Datos calculados

3.7.1.1.3.2. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm

Tabla CXVI. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secada al vacío a diferentes temperaturas entre 420 nm y 700 nm

TEMPERATURA (°C)	Presión (kPa)	ÁREA 1 (u ²)	ÁREA 2 (u ²)	ÁREA 3 (u ²)	ÁREA PROMEDIO (u ²)
40	37.8 – 43.75	489.809	486.546	498.753	491.703
50	37.8 – 47.1	489.015	482.855	482.417	484.762
60	37.8 – 48.8	480.213	481.466	468.676	476.785

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.2. Humedad relativa dentro del horno secador al vacío en función del tiempo

3.7.1.2.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla CXVII. Humedad relativa del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	16.45
0.25	35.84
0.50	39.62
0.75	42.48
1.00	45.41
1.00	11.42
1.25	15.67
1.50	19.92
1.75	22.47
2.00	22.47
2.20	3.12
2.25	9.64
2.33	9.64
2.47	14.07
2.58	14.07
2.67	16.44
3.45	18.14
5.37	24.93
5.68	3.66
5.72	7.79
5.75	10.50
6.05	12.95
22.00	40.15

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
22.60	3.05
22.78	16.25
23.13	27.22
23.32	35.79
23.52	35.79
23.75	35.79
23.75	4.35
24.00	7.75
24.25	12.27
24.50	12.85
24.67	12.85
27.08	18.80
27.75	20.29
45.40	28.14
45.50	2.77
45.92	7.87
46.00	9.57
46.25	11.27
46.32	4.47
46.58	6.17
46.75	7.87
48.00	7.87

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXVIII. Humedad relativa del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)	TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	3.15	24.28	2.79
0.32	19.41	24.50	16.87
0.50	25.75	24.82	23.14
0.75	31.38	25.07	26.66
1.00	36.48	25.33	30.47
1.25	41.58	25.50	30.47
1.50	44.98	25.75	30.47
1.75	46.68	25.75	4.98
2.00	46.68	26.00	6.68
2.00	4.19	26.25	6.68
2.25	5.89	26.50	8.38
2.50	7.58	27.00	8.38
2.75	8.43	27.25	8.38
3.15	10.98	27.42	4.28
3.25	12.68	48.68	4.62
3.67	3.42	49.00	2.69
23.50	39.84	49.50	2.69

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXIX. Humedad relativa del secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)	TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	3.35	22.25	4.08
0.50	31.03	22.50	24.42
0.75	41.87	22.60	24.62
1.00	50.36	22.85	31.76
1.25	55.46	23.00	34.86
1.28	4.47	23.33	39.92
1.50	9.57	23.50	39.92
2.50	19.77	23.53	4.23
3.10	21.47	25.75	5.93
3.30	4.58	27.25	7.63
3.35	12.99	27.42	4.23
21.60	40.37	45.00	4.23

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.2.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla CXX. Humedad relativa del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*) a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	9.36
0.18	29.37
1.05	53.99
1.30	58.59
1.75	59.91
2.00	63.20
2.27	63.20
2.28	7.95
2.70	12.56
2.90	12.56
3.32	12.56
3.53	17.16
6.53	17.16
6.75	9.25

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
26.90	53.90
27.35	9.80
28.57	14.20
28.78	39.08
29.00	48.90
29.25	50.72
29.63	53.50
29.82	12.73
70.22	25.88
70.40	7.84
70.65	7.84
71.18	7.84
74.60	7.84

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXXI. Humedad relativa del secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*) a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	12.75
0.25	51.98
0.50	65.04
0.75	68.44
1.00	76.80
1.17	12.35
1.25	12.35
1.50	12.35
1.75	16.07
2.00	16.95
2.25	16.95
2.50	16.95
2.75	16.07
3.00	16.95
3.25	16.95
3.33	16.95
3.71	7.37
19.00	67.73
19.20	7.94
19.42	20.56
20.03	29.77
20.35	34.37
20.83	39.13
21.08	48.18

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
21.42	48.18
21.45	6.75
21.65	6.75
21.83	6.75
22.07	11.35
22.50	11.35
22.78	9.28
23.35	40.61
44.00	68.18
44.43	6.75
44.57	10.76
44.83	22.63
46.67	29.77
46.72	6.75
47.08	10.76
47.38	11.35
50.33	18.26
50.73	9.00
66.76	35.27
66.91	6.75
67.53	6.75
68.18	6.75
68.33	6.75
70.00	6.75

Fuente: Muestra de cálculo

**Tabla CXXII. Humedad relativa del secado al vacío de remolacha roja
(*Beta vulgaris*) a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3**

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	7.81
0.22	23.50
0.55	39.62
2.32	58.04
5.38	76.45
5.50	8.55
5.67	17.92
25.50	76.36
25.75	8.10

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
26.75	34.50
27.75	39.11
28.00	11.49
67.75	25.30
68.07	6.75
68.65	6.75
69.32	6.75
69.52	6.75
71.57	6.75

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.2.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla CXXIII. Humedad relativa del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	21.73
0.17	42.29
0.33	29.06
0.58	28.18
0.83	34.97
1.08	40.07
1.33	45.17
1.58	46.87
1.60	2.68
1.83	4.38
2.08	6.08
2.33	6.93
2.58	7.78
2.83	7.78
3.08	3.09
3.33	20.84
3.58	26.61
3.83	33.41
4.08	36.81
4.33	36.81
4.35	2.82
4.58	4.51
4.83	6.21
6.58	9.61
7.27	2.69

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
7.55	12.04
7.72	13.74
8.90	17.14
9.33	3.53
9.40	18.04
9.50	24.67
24.50	49.67
24.90	3.12
25.30	23.96
25.42	29.60
25.92	34.15
26.48	34.15
26.52	12.06
26.93	13.76
27.08	13.76
27.33	12.06
27.35	2.71
27.68	3.56
27.83	5.26
28.08	5.26
28.58	5.26
28.75	2.78
28.83	2.78
47.72	2.78

Fuente: Muestra de cálculo

**Tabla CXXIV. Humedad relativa del secado al vacío de rosa de Jamaica
(*Hibiscus sabdariffa* L.) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2**

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	15.18
0.15	50.72
0.43	33.62
0.50	40.86
0.75	45.71
1.82	54.20
1.88	5.15
2.02	12.27
2.27	18.51
2.60	20.21
2.87	21.91
3.18	4.28
3.83	33.77
4.05	43.86
4.08	6.47
4.18	9.87
4.33	9.87
4.58	18.36
5.08	26.86
5.33	35.36
20.17	43.86
20.38	3.31
20.68	24.59
21.37	34.79
22.13	36.49
22.72	38.18
22.87	57.73
22.88	2.49
23.08	9.29

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
23.45	10.99
23.67	10.99
24.00	10.99
24.20	3.19
24.42	24.62
26.33	48.41
26.35	2.52
26.48	19.52
26.87	36.52
26.90	2.52
27.00	11.02
27.25	19.52
27.50	28.02
27.75	36.52
28.00	45.02
28.28	3.49
28.43	21.34
28.58	24.48
28.83	26.62
29.08	27.88
29.33	24.48
43.67	32.13
44.00	3.42
44.17	4.56
44.27	4.15
44.58	4.15
44.82	4.15
45.08	4.15

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXXV. Humedad relativa del secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
0.00	4.21
0.25	15.48
0.52	28.98
0.67	33.20
0.83	38.30
1.08	40.00
1.33	43.40
1.58	46.80
1.83	46.80
2.08	50.20
2.33	50.20
2.58	53.59
2.87	53.59
3.22	55.29
3.75	55.29
4.00	60.39
4.33	60.39
4.67	60.39
5.03	3.21
5.13	13.40
5.37	17.38
20.85	36.08
22.08	4.17
22.53	29.77
23.10	38.27
23.67	39.97

TIEMPO (h)	HUMEDAD RELATIVA (%)
24.28	45.07
24.50	46.77
24.75	46.77
25.00	46.77
25.25	50.17
25.50	50.17
26.00	45.07
26.25	45.07
26.27	12.16
26.50	34.75
26.75	34.87
27.00	36.57
27.25	36.57
27.50	38.31
27.75	38.27
27.90	3.13
28.13	8.45
28.25	9.80
28.50	9.80
28.75	10.74
29.00	12.44
29.50	19.24
29.87	20.94
30.00	2.45
48.00	2.45

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.3. Potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos secados al vacío en función del tiempo

3.7.1.3.1. Potencial de hidrógeno (pH) de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Tabla CXXVI. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	4.77
2.00	4.45
5.37	4.33
22.00	4.25
27.08	4.24

Fuente: Datos originales

Tabla CXXVII. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	4.79
3.25	4.38
23.50	4.27
27.25	4.26

Fuente: Datos originales

Tabla CXXVIII. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	4.73
3.10	4.43
21.60	4.26
23.53	4.25

Fuente: Datos originales

3.7.1.3.2. Potencial de hidrógeno (pH) de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

Tabla CXXIX. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	6.30
2.27	6.54
6.53	6.56
26.90	6.58

Fuente: Datos originales

Tabla CXXX. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	6.20
3.33	6.49
19.00	6.53
22.50	6.54
23.35	6.55

Fuente: Datos originales

Tabla CXXXI. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	6.25
5.38	6.54
25.50	6.56
27.50	6.57

Fuente: Datos originales

3.7.1.3.3. Potencial de hidrógeno (pH) de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Tabla CXXXII. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	2.48
2.83	2.05
6.58	1.60
8.90	1.52
24.50	1.51

Fuente: Datos originales

Tabla CXXXIII. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	2.55
2.87	2.06
5.33	1.74
20.17	1.55
24.00	1.53

Fuente: Datos originales

Tabla CXXXIV. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

TIEMPO (h)	pH PROMEDIO
0.00	2.56
4.67	1.75
21.85	1.55
26.25	1.54

Fuente: Datos originales

3.7.1.4. Rendimiento

3.7.1.4.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

3.7.1.4.1.1. Fracción de azúcares reductores en el sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla CXXXV. Fracción de azúcares reductores en el sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)	AZÚCARES REDUCTORES (g)	FRACCIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES
1.1	0.2065	0.0643	0.0810	0.3923
1.2	0.2023	0.0631	0.0794	0.3926
1.3	0.2098	0.0654	0.0823	0.3924
2.1	0.2013	0.0616	0.0775	0.3851
2.2	0.2034	0.0623	0.0784	0.3854
2.3	0.2071	0.0634	0.0798	0.3854
3.1	0.2087	0.0652	0.0821	0.3934
3.2	0.2012	0.0626	0.0789	0.3920
3.3	0.2015	0.0630	0.0794	0.3938

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXXXVI. Fracción de azúcares reductores en el sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)	AZÚCARES REDUCTORES (g)	FRACCIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES
1.1	0.2093	0.0680	0.0856	0.4092
1.2	0.2091	0.0679	0.0855	0.4091
1.3	0.2088	0.0679	0.0855	0.4093
2.1	0.2005	0.0627	0.0789	0.3937
2.2	0.2028	0.0636	0.0801	0.3950
2.3	0.2075	0.0649	0.0818	0.3941
3.1	0.2016	0.0635	0.0800	0.3966
3.2	0.2008	0.0633	0.0798	0.3972
3.3	0.2057	0.0650	0.0818	0.3977

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.1.2. Rendimiento del colorante

Tabla CXXXVII. Rendimiento del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$

CORRIDA	V (mL)	SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)	FRACCIÓN AZÚCARES REDUCTORES	RENDIMIENTO (%)
1.1	250	4.1911	7.94	0.3923	4.4285
1.2		4.1912	8.01	0.3926	4.4202
1.3		4.1916	8.07	0.3924	4.4171
2.1	250	4.2298	5.24	0.3851	4.7590
2.2		4.2297	5.31	0.3854	4.7503
2.3		4.2294	5.37	0.3854	4.7444
3.1	250	4.1982	6.19	0.3934	4.5738
3.2		4.1981	6.30	0.3920	4.5757
3.3		4.1983	6.35	0.3938	4.5567

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXXXVIII. Rendimiento del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	V (mL)	SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)	FRACCIÓN AZÚCARES REDUCTORES	RENDIMIENTO (%)
1.1	150	2.3880	4.27	0.4092	4.3627
1.2		2.3881	4.34	0.4091	4.3583
1.3		2.3883	4.47	0.4093	4.3467
2.1	150	2.4871	4.45	0.3937	4.6576
2.2		2.4872	4.51	0.3950	4.6424
2.3		2.4868	4.59	0.3941	4.6423
3.1	150	2.5119	4.53	0.3966	4.6729
3.2		2.5117	4.59	0.3972	4.6626
3.3		2.5118	4.66	0.3977	4.6531

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXXXIX. Rendimiento del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$ y liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	VACÍO	LIOFILIZACIÓN
1.1	4.4285	4.3627
1.2	4.4202	4.3583
1.3	4.4171	4.3467
2.1	4.7590	4.6576
2.2	4.7503	4.6424
2.3	4.7444	4.6423
3.1	4.5738	4.6729
3.2	4.5757	4.6626
3.3	4.5567	4.6531
PROMEDIO	4.5806	4.5554
DESVIACIÓN	0.1431	0.1500

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.1.3. Fracción de colorante en el sólido seco

Tabla CXL. Fracción de colorante en el sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	COLORANTE (g)	FRACCIÓN DE COLORANTE
1.1	4.1911	2.2142	0.5283
1.2	4.1912	2.2101	0.5273
1.3	4.1916	2.2085	0.5269
2.1	4.2298	2.3795	0.5625
2.2	4.2297	2.3751	0.5615
2.3	4.2294	2.3722	0.5609
3.1	4.1982	2.2869	0.5447
3.2	4.1981	2.2879	0.5450
3.3	4.1983	2.2783	0.5427
		PROMEDIO	0.5444

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXLI. Fracción de colorante en el sólido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	COLORANTE (g)	FRACCIÓN DE COLORANTE
1.1	2.3880	1.3088	0.5481
1.2	2.3881	1.3075	0.5475
1.3	2.3883	1.3040	0.5460
2.1	2.4871	1.3973	0.5618
2.2	2.4872	1.3927	0.5599
2.3	2.4868	1.3927	0.5600
3.1	2.5119	1.4019	0.5581
3.2	2.5117	1.3988	0.5569
3.3	2.5118	1.3959	0.5557
		PROMEDIO	0.554902383

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

3.7.1.4.2.1. Fracción de azúcares reductores en el sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla CXLII. Fracción de azúcares reductores en el sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)	AZÚCARES REDUCTORES (g)	FRACCIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES
1.1	0.2053	0.1413	0.1780	0.8668
1.2	0.2047	0.1409	0.1774	0.8668
1.3	0.2069	0.1425	0.1794	0.8672
2.1	0.2081	0.1424	0.1793	0.8614
2.2	0.2029	0.1393	0.1754	0.8642
2.3	0.2012	0.1378	0.1735	0.8622
3.1	0.2013	0.1368	0.1723	0.8559
3.2	0.2015	0.1372	0.1727	0.8571
3.3	0.2048	0.1396	0.1757	0.8581

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXLIII. Fracción de azúcares reductores en el sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)	AZÚCARES REDUCTORES (g)	FRACCIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES
1.1	0.2025	0.1467	0.1847	0.9121
1.2	0.2038	0.1477	0.1860	0.9127
1.3	0.2029	0.1470	0.1851	0.9124
2.1	0.2017	0.1461	0.1840	0.9122
2.2	0.2026	0.1462	0.1841	0.9086
2.3	0.2035	0.1468	0.1849	0.9085
3.1	0.2045	0.1467	0.1847	0.9033
3.2	0.2037	0.1467	0.1847	0.9065
3.3	0.2012	0.1446	0.1821	0.9051

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.2.2. Rendimiento del colorante

Tabla CXLIV. Rendimiento del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

CORRIDA	V (mL)	SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)	FRACCIÓN AZÚCARES REDUCTORES	RENDIMIENTO (%)
1.1	250	2.3179	7.85	0.8668	0.2535
1.2		2.3174	7.89	0.8668	0.2517
1.3		2.3176	7.92	0.8672	0.2483
2.1	250	2.3370	8.67	0.8614	0.2424
2.2		2.3371	8.72	0.8642	0.2270
2.3		2.3369	8.84	0.8622	0.2308
3.1	250	2.3932	8.93	0.8559	0.2624
3.2		2.3931	8.97	0.8571	0.2545
3.3		2.3933	9.02	0.8581	0.2474

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXLV. Rendimiento del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	V (mL)	SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)	FRACCIÓN AZÚCARES REDUCTORES	RENDIMIENTO (%)
1.1	150	1.3342	3.26	0.9121	0.2460
1.2		1.3345	3.31	0.9127	0.2413
1.3		1.3344	3.37	0.9124	0.2399
2.1	157	1.3833	3.42	0.9122	0.2361
2.2		1.3898	3.49	0.9086	0.2500
2.3		1.3901	3.55	0.9085	0.2479
3.1	150	1.3532	4.17	0.9033	0.2480
3.2		1.3437	4.25	0.9065	0.2282
3.3		1.3542	4.31	0.9051	0.2340

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXLVI. Rendimiento del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	VACÍO	LIOFILIZACIÓN
1.1	0.2535	0.2460
1.2	0.2517	0.2413
1.3	0.2483	0.2399
2.1	0.2424	0.2361
2.2	0.2270	0.2500
2.3	0.2308	0.2479
3.1	0.2624	0.2480
3.2	0.2545	0.2282
3.3	0.2474	0.2340
PROMEDIO	0.2464	0.2413
DESVIACIÓN	0.0114	0.0074

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.2.3. Fracción de colorante en el sólido seco

Tabla CXLVII. Fracción de colorante en el sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	COLORANTE (g)	FRACCIÓN DE COLORANTE
1.1	2.3179	0.1267	0.0547
1.2	2.3174	0.1259	0.0543
1.3	2.3176	0.1241	0.0536
2.1	2.3370	0.1212	0.0519
2.2	2.3371	0.1135	0.0486
2.3	2.3369	0.1154	0.0494
3.1	2.3932	0.1312	0.0548
3.2	2.3931	0.1272	0.0532
3.3	2.3933	0.1237	0.0517
		PROMEDIO	0.0524

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXLVIII. Fracción de colorante en el sólido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	COLORANTE (g)	FRACCIÓN DE COLORANTE
1.1	1.3342	0.0738	0.0553
1.2	1.3345	0.0724	0.0542
1.3	1.3344	0.0720	0.0539
2.1	1.3833	0.0742	0.0536
2.2	1.3898	0.0785	0.0565
2.3	1.3901	0.0778	0.0560
3.1	1.3532	0.0744	0.0550
3.2	1.3437	0.0685	0.0510
3.3	1.3542	0.0702	0.0518
		PROMEDIO	0.0542

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

3.7.1.4.3.1. Fracción de azúcares reductores en el sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla CXLIX. Fracción de azúcares reductores en el sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$

CORRIDA	SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)	AZÚCARES REDUCTORES (g)	FRACCIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES
1.1	0.2056	0.0216	0.0272	0.1324
1.2	0.2010	0.0211	0.0266	0.1325
1.3	0.2021	0.0213	0.0268	0.1324
2.1	0.2043	0.0210	0.0264	0.1291
2.2	0.2032	0.0209	0.0263	0.1292
2.3	0.2019	0.0207	0.0261	0.1292
3.1	0.2030	0.0212	0.0268	0.1318
3.2	0.2045	0.0213	0.0269	0.1313
3.3	0.2086	0.0219	0.0276	0.1321

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CL. Fracción de azúcares reductores en el sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	Cu ₂ O (g)	AZÚCARES REDUCTORES (g)	FRACCIÓN DE AZÚCARES REDUCTORES
1.1	0.2057	0.0215	0.0270	0.1314
1.2	0.2023	0.0211	0.0266	0.1313
1.3	0.2016	0.0210	0.0265	0.1314
2.1	0.2067	0.0213	0.0268	0.1298
2.2	0.2045	0.0212	0.0266	0.1303
2.3	0.2029	0.0209	0.0264	0.1300
3.1	0.2076	0.0219	0.0276	0.1330
3.2	0.2054	0.0217	0.0273	0.1331
3.3	0.2057	0.0218	0.0274	0.1333

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.3.2. Rendimiento del colorante

Tabla CLI. Rendimiento del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$

CORRIDA	V (mL)	SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)	FRACCIÓN AZÚCARES REDUCTORES	RENDIMIENTO (%)
1.1	250	10.1384	4.79	0.1324	16.6218
1.2		10.1385	4.90	0.1325	16.5975
1.3		10.1384	4.98	0.1324	16.5821
2.1	250	10.2956	4.92	0.1291	16.9193
2.2		10.2954	5.00	0.1292	16.9007
2.3		10.2953	5.10	0.1292	16.8795
3.1	250	10.2275	5.04	0.1318	16.7283
3.2		10.2272	5.12	0.1313	16.7208
3.3		10.2273	5.21	0.1321	16.6859

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLII. Rendimiento del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	V (mL)	SÓLIDO (g)	HUMEDAD BASE HÚMEDA (%)	FRACCIÓN AZÚCARES REDUCTORES	RENDIMIENTO (%)
1.1	150	6.0720	3.26	0.1314	16.9216
1.2		6.0719	3.34	0.1313	16.9057
1.3		6.0716	3.41	0.1314	16.8891
2.1	153	6.2786	3.65	0.1298	17.1055
2.2		6.2785	3.73	0.1303	17.0799
2.3		6.2782	3.85	0.1300	17.0608
3.1	150	6.1154	3.50	0.1330	16.9608
3.2		6.1155	3.57	0.1331	16.9431
3.3		6.1156	3.62	0.1333	16.9300

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLIII. Rendimiento del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $37.8 - 48.8\text{ kPa}$ y liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

CORRIDA	VACÍO	LIOFILIZACIÓN
1.1	16.6218	16.9216
1.2	16.5975	16.9057
1.3	16.5821	16.8891
2.1	16.9193	17.1055
2.2	16.9007	17.0799
2.3	16.8795	17.0608
3.1	16.7283	16.9608
3.2	16.7208	16.9431
3.3	16.6859	16.9300
PROMEDIO	16.7373	16.9774
DESVIACIÓN	0.1323	0.0819

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.4.3.3. Fracción de colorante en el sólido seco

Tabla CLIV. Fracción de colorante en el sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	COLORANTE (g)	FRACCIÓN DE COLORANTE
1.1	10.1384	8.3109	0.8197
1.2	10.1385	8.2988	0.8185
1.3	10.1384	8.2910	0.8178
2.1	10.2956	8.4597	0.8217
2.2	10.2954	8.4503	0.8208
2.3	10.2953	8.4397	0.8198
3.1	10.2275	8.3641	0.8178
3.2	10.2272	8.3604	0.8175
3.3	10.2273	8.3430	0.8158
PROMEDIO			0.8188

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLV. Fracción de colorante en el sólido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	SÓLIDO (g)	COLORANTE (g)	FRACCIÓN DE COLORANTE
1.1	6.0720	5.0765	0.8360
1.2	6.0719	5.0717	0.8353
1.3	6.0716	5.0667	0.8345
2.1	6.2786	5.2343	0.8337
2.2	6.2785	5.2265	0.8324
2.3	6.2782	5.2206	0.8315
3.1	6.1154	5.0882	0.8320
3.2	6.1155	5.0829	0.8312
3.3	6.1156	5.0790	0.8305
PROMEDIO			0.8330

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.5. Pruebas cualitativas de color

3.7.1.5.1. Diferencia entre antocianinas y betacianinas

Tabla CLVI. Metabolitos de la reacción con álcali (hidróxido de potasio)

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Decoloración rápida a amarillo	Betacianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Decoloración rápida a amarillo	Betacianina
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Decoloración rápida a amarillo	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Decoloración rápida a amarillo	Betacianina
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Decoloración lenta: coloración verde y roja	Antocianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Decoloración lenta: coloración verde y roja	Antocianina

Fuente: Datos originales

Tabla CLVII. Metabolitos de la reacidificación con ácido clorhídrico

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	No se regeneró el color	Betacianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	No se regeneró el color	Betacianina
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	No se regeneró el color	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	No se regeneró el color	Betacianina
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Regeneró el rojo	Antocianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Regeneró el rojo	Antocianina

Fuente: Datos originales

Tabla CLVIII. Metabolitos de la reacción con amoníaco

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Amarillo	Betacianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Amarillo	Betacianina
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Amarillo	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Amarillo	Betacianina
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Decoloración lenta hasta verde	Antocianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Decoloración lenta hasta verde	Antocianina

Fuente: Datos originales

Tabla CLIX. Metabolitos de la reacción con ácido clorhídrico

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Púrpura oscuro	Betacianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Púrpura oscuro	Betacianina
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Amarillo oscuro	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Púrpura oscuro	Betacianina
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rojo claro	Antocianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Rojo claro	Antocianina

Fuente: Datos originales

Tabla CLX. Metabolitos de la reacción con acetato de plomo

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Precipitado morado	Betacianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Precipitado morado	Betacianina
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Precipitado amarillo	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Precipitado morado	Betacianina
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Precipitado verde	Antocianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Precipitado verde	Antocianina

Fuente: Datos originales

3.7.1.5.2. Investigación de flavonoides y antocianinas

Tabla CLXI. Metabolitos de la reacción con ácido sulfúrico concentrado

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rosado y amarillo	Flavonas Flavonoles Chalconas Auronas
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Rosado fuerte y amarillo	Flavonas Flavonoles Chalconas Auronas

Fuente: Datos originales

Tabla CLXII. Metabolitos de la reacción con cloruro férrico al 10%

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Isoflavonas Chalconas Auronas
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Isoflavonas Chalconas Auronas

Fuente: Datos originales

Tabla CLXIII. Metabolitos de la reacción con ácido clorhídrico

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rosado	Flavonas Flavonoles
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Rosado	Flavonas Flavonoles

Fuente: Datos originales

Tabla CLXIV. Metabolitos de la reacción con magnesio y ácido clorhídrico

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Rojo	Flavanoles Flavonas
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Rojo	Flavanoles Flavanoles

Fuente: Datos originales

Tabla CLXV. Metabolitos de la reacción con hidróxido de amonio

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Amarillo	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Amarillo	Betalaína
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Amarillo	Betalaína
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Amarillo	Betalaína
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Verde	Antocianina
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Verde	Antocianina

Fuente: Datos originales

Tabla CLXVI. Metabolitos de la reacción con ácido bórico en anhídrido acético

ESPECIE	SECADO	COLORACIÓN	METABOLITO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (-30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Ninguna	Negativo
	Liofilización (-30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Ninguna	Isoflavonas Chalconas Auronas
	Liofilización (-30°C y 0.4 kPa)	Ninguna	Isoflavonas Chalconas Auronas

Fuente: Datos originales

3.7.1.5.3. Investigación de antraquinonas

Tabla CLXVII. Metabolitos de la investigación de antraquinonas

ESPECIE	SECADO	RESULTADO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30°C y 0.4 kPa)	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30°C y 0.4 kPa)	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30°C y 0.4 kPa)	Negativo

Fuente: Datos originales

3.7.1.5.4. Investigación de cumarinas

Tabla CLXVIII. Metabolitos de la investigación de cumarinas

ESPECIE	SECADO	RESULTADO
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Negativo
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Negativo
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (–30°C y 0.4 kPa)	Negativo

Fuente: Datos originales

3.7.1.6. Cromatografía en capa fina

3.7.1.6.1. Colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla CLXIX. Cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	PITAHAYA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
A	0.79	0.74
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXX. Cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado – agua (5:5:3) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	PITAHAYA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
B	0.08	0.08

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.6.2. Colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla CLXXI. Cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	REMOLACHA VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
C	0.76	0.76
D	-	0.85
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXII. Cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado – agua (5:5:3) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	REMOLACHA VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
E	-	0.08
F	0.15	0.15

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.6.3. Colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla CLXXIII. Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Fase móvil butanol – ácido acético – agua (4:1:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	ROSA DE JAMAICA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
G	0.18	0.19
H	0.38	0.38
I	0.46	0.46
J	0.66	0.65
K	0.86	0.86
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXIV. Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	ROSA DE JAMAICA VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
L	0.52	0.52
M	0.78	0.79
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.7. Barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar, de los colorantes secados al vacío y por liofilización reconstituidos y de soluciones de FD&C rojo No. 40

3.7.1.7.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla CLXXV. Absorbancia promedio de los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO		
	ANTES DE SECAR	VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	LIOFILIZACIÓN (–30 °C y 0.4 kPa)
400	0.1581	0.1869	0.2171
420	0.1505	0.1569	0.1987
440	0.1714	0.1461	0.2083
460	0.2506	0.1575	0.2724
480	0.4024	0.1765	0.4025
500	0.6274	0.1987	0.5942
520	0.8476	0.2177	0.7834
540	0.9079	0.2208	0.8342
560	0.7203	0.1726	0.6638
580	0.3679	0.0983	0.3487
600	0.1229	0.0461	0.1291
620	0.0459	0.0280	0.0593
640	0.0289	0.0217	0.0428
660	0.0233	0.0184	0.0369
680	0.0199	0.0156	0.0330
700	0.0166	0.0132	0.0294

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXVI. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm de los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar

CORRIDA	ÁREA (u ²)
1	92.4313
2	92.4787
3	92.4253
PROMEDIO	92.4451

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXVII. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm del colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	ÁREA (u ²)	
	VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	LIOFILIZACIÓN (–30 °C y 0.4 kPa)
1.1	30.9680	86.3073
1.2	30.9853	86.3213
1.3	30.9753	86.3153
2.1	39.2947	90.3240
2.2	39.3107	90.3600
2.3	39.2987	90.3800
3.1	25.6847	94.7433
3.2	25.7240	94.7607
3.3	25.7033	94.7700
PROMEDIO	31.9939	90.4758

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.7.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla CLXXVIII. Absorbancia promedio de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO		
	ANTES DE SECAR	VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	LIOFILIZACIÓN (–30 °C y 0.4 kPa)
400	1.0292	0.3311	1.4447
420	1.2544	0.2800	1.5140
440	1.7528	0.2307	1.8511
460	2.3482	0.1971	2.2125
480	2.7951	0.1670	2.5179
500	2.7355	0.1425	2.4500
520	2.9450	0.1230	2.5806
540	2.2061	0.1129	2.1009
560	2.1621	0.1008	1.9535
580	1.3965	0.0927	1.4688
600	0.5600	0.0858	0.7552
620	0.2740	0.0794	0.4411
640	0.2002	0.0736	0.3531
660	0.1697	0.0686	0.3120
680	0.1492	0.0640	0.2820
700	0.1328	0.0597	0.2572

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXIX. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar

CORRIDA	ÁREA (u ²)
1	412.6833
2	414.5760
3	410.8373
PROMEDIO	412.6989

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXX. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm del colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	ÁREA (u ²)	
	VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	LIOFILIZACIÓN (–30 °C y 0.4 kPa)
1.1	24.1873	596.7760
1.2	24.1860	598.4213
1.3	24.1860	598.0593
2.1	24.2307	342.5880
2.2	24.2713	342.0893
2.3	24.2513	342.1367
3.1	53.6767	278.2847
3.2	53.6807	278.3827
3.3	53.6867	278.1887
PROMEDIO	34.0396	406.1030

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.7.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla CLXXXI. Absorbancia promedio de los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO		
	ANTES DE SECAR	VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	LIOFILIZACIÓN (–30 °C y 0.4 kPa)
400	3.9999	2.8732	3.1972
420	2.6308	2.1422	2.5424
440	2.6963	2.0309	2.6678
460	2.9270	2.0388	2.9154
480	3.1378	2.2995	3.1095
500	3.2185	2.7725	3.1997
520	3.3939	3.0030	3.3867
540	2.1990	2.1099	2.1936
560	2.2570	1.7387	2.2477
580	1.9301	0.9312	1.9277
600	0.8139	0.4370	0.7997
620	0.3659	0.2351	0.3612
640	0.1506	0.1498	0.1463
660	0.1012	0.1069	0.1013
680	0.0743	0.0816	0.0751
700	0.0618	0.0648	0.0623

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXXII. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm de los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar

CORRIDA	ÁREA (u ²)
1	496.6185
2	496.9953
3	491.8193
PROMEDIO	495.1444

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXXIII. Área bajo la curva del barrido espectrofotométrico entre 420 nm y 700 nm del colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa

CORRIDA	ÁREA (u ²)	
	VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	LIOFILIZACIÓN (–30 °C y 0.4 kPa)
1.1	373.3653	492.6163
1.2	372.5420	494.5567
1.3	373.1573	492.0828
2.1	372.3260	489.6293
2.2	371.6353	495.3900
2.3	371.6587	491.3300
3.1	403.5047	490.1540
3.2	409.7567	488.4587
3.3	405.5187	489.8073
PROMEDIO	383.7183	491.5583

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.7.4. Colorante FD&C rojo No. 40

Tabla CLXXXIV. Absorbancia promedio en el espectro visible de las soluciones acuosas de FD&C rojo No. 40

λ (nm)	ABSORBANCIA PROMEDIO (A)		
	CONCENTRACIÓN (g/mL)		
	1.15×10^{-5}	1.32×10^{-5}	2.50×10^{-4}
400	0.1380	0.1598	3.2999
420	0.1710	0.1874	2.5511
440	0.1946	0.2118	2.6845
460	0.3198	0.3378	2.9283
480	0.4996	0.5174	3.0903
500	0.6029	0.6209	3.2141
520	0.5323	0.5500	3.1011
540	0.4059	0.4178	2.7323
560	0.1614	0.1749	2.1264
580	0.0322	0.0380	0.8829
600	0.0059	0.0070	0.1673
620	0.0018	0.0020	0.0308
640	0.0011	0.0011	0.0073
660	0.0015	0.0017	0.0030
680	0.0016	0.0019	0.0023
700	0.0004	0.0005	0.0020

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.8. Índices de refracción

Tabla CLXXXV. Índices de refracción de soluciones de FD&C rojo No. 40 y colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

COLORANTE	% p/V SÓLIDO	CONCENTRACIÓN DE COLOR (g/mL)	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
FD&C rojo No. 40	1.1538×10^{-3}	1.1538×10^{-5}	1.334
Pitahaya (<i>H. undatus</i>) vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	1.8122	9.8662×10^{-3}	1.335
Pitahaya (<i>H. undatus</i>) liofilizada (–30 °C y 0.4 kPa)	7.3960×10^{-1}	4.1041×10^{-3}	1.334

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXXVI. Índices de refracción de soluciones de FD&C rojo No. 40 y colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*) reconstituido secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

COLORANTE	% p/V SÓLIDO	CONCENTRACIÓN DE COLOR (g/mL)	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
FD&C rojo No. 40	1.3182×10^{-3}	1.3182×10^{-5}	1.334
Remolacha (<i>B. vulgaris</i>) vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	2.7700×10^{-1}	1.4529×10^{-4}	1.334
Remolacha (<i>B. vulgaris</i>) liofilizada (–30 °C y 0.4 kPa)	4.6910×10^{-2}	2.5402×10^{-5}	1.334

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXXVII. Índices de refracción de soluciones de FD&C rojo No. 40 y colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

COLORANTE	% p/V SÓLIDO	CONCENTRACIÓN DE COLOR (g/mL)	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
FD&C rojo No. 40	2.5000×10^{-2}	2.5000×10^{-4}	1.334
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	8.4410×10^{-1}	6.9116×10^{-3}	1.334
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa</i> L.) liofilizada (–30 °C y 0.4 kPa)	1.2147	1.0120×10^{-2}	1.335

Fuente: Muestra de cálculo

3.7.1.9. Medición de color

Tabla CLXXXVIII. Comparación del color de los colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) con el FD&C rojo No. 40

PARÁMETRO	FD&C ROJO No. 40	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
%p/V	0.0011538	1.8122	0.7396
L	101.18	100.81	101.90
a	4.73	2.60	2.92
b	-1.49	-0.93	-1.53
C	4.97	2.77	3.30
h	342.60	340.26	332.33
ΔE	-	2.23	1.95
DIFERENCIA	-	ACEPTABLE	MÍNIMA

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CLXXXIX. Comparación del color de los colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) con el FD&C rojo No. 40

PARÁMETRO	FD&C ROJO No. 40	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
%p/V	0.0013182	0.277	0.04691
L*	98.32	101.20	97.21
a*	8.42	0.23	8.31
b*	-1.65	3.16	1.09
C*	8.58	3.17	8.38
h°	348.85	85.79	7.45
ΔE*	-	9.92	2.95
DIFERENCIA	-	INACEPTABLE	ACEPTABLE

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CXC. Comparación del color de los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) con el FD&C rojo No. 40

PARÁMETRO	FD&C ROJO No. 40	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
%p/V	0.025	0.8441	1.2147
L*	86.31	86.71	85.95
a*	34.71	32.31	34.18
b*	1.41	1.77	3.06
C*	34.74	32.38	34.32
h°	2.33	3.05	5.11
ΔE*	-	2.45	1.76
DIFERENCIA	-	ACEPTABLE	MÍNIMA

Fuente: Muestra de cálculo

3.8. Análisis estadístico

3.8.1. Determinación de la temperatura de secado al vacío

3.8.1.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

3.8.1.1.1. Análisis de varianza

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXCI. Estadísticos del análisis de varianza para la temperatura de secado al vacío de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

ESTADÍSTICO	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) 40 °C	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) 50 °C	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) 60 °C
MUESTRA	3	3	3
PROMEDIO	126.023	123.558	123.338
VARIANZA	3.247	0.712	0.057
GRAN MEDIA	124.306		
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	6.670		
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	1.339		
SIGNIFICANCIA (α)	0.05		
F CRÍTICO (F_c)	5.140		
F DE PRUEBA (F_p)	4.981		

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Aceptar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C son iguales con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.1.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

3.8.1.2.1. Análisis de varianza

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXCII. Estadísticos del análisis de varianza para la temperatura de secado al vacío de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

ESTADÍSTICO	REMOLACHA (<i>Beta vulgaris</i>) 40 °C	REMOLACHA (<i>Beta vulgaris</i>) 50 °C	REMOLACHA (<i>Beta vulgaris</i>) 60 °C
MUESTRA	3	3	3
PROMEDIO	42.828	34.224	25.947
VARIANZA	0.004	0.024	0.004
GRAN MEDIA	34.333		
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	213.747		
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	0.011		
SIGNIFICANCIA (α)	0.05		
F CRÍTICO (F_c)	5.140		
F DE PRUEBA (F_p)	20149.746		

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Rechazar la hipótesis nula (H₀).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C son distintas con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.1.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

3.8.1.3.1. Análisis de varianza

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXCIII. Estadísticos del análisis de varianza para la temperatura de secado al vacío de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*)

ESTADÍSTICO	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa L.</i>) 40 °C	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa L.</i>) 50 °C	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa L.</i>) 60 °C
MUESTRA	3	3	3
PROMEDIO	491.703	484.762	476.785
VARIANZA	39.944	13.609	49.708
GRAN MEDIA	484.417		
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	167.179		
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	34.420		
SIGNIFICANCIA (α)	0.05		
F CRÍTICO (F_c)	5.140		
F DE PRUEBA (F_p)	4.857		

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Aceptar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm de los colorantes en polvo reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secados al vacío a 40 °C, 50 °C y 60 °C son iguales con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.2. Barridos espectrofotométricos en el espectro visible

3.8.2.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

3.8.2.1.1. Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*) reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa con un nivel de confianza del 95 %

Tabla CXCIV. Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secados del vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

ESTADÍSTICO	ANTES DE SECAR	SECADO AL VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)
MUESTRA	3	9
PROMEDIO	92.445	31.994
VARIANZA	0.0008535	35.249
GRAN MEDIA	47.107	
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	8222.298	
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	28.199	
SIGNIFICANCIA (α)	0.050	
F CRÍTICO (F_c)	4.960	
F DE PRUEBA (F_p)	291.577	

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Rechazar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa son distintas con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.2.1.2. Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXC.V. Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) liofilizados a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

ESTADÍSTICO	ANTES DE SECAR	LIOFILIZADO ($-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa)
MUESTRA	3	9
PROMEDIO	92.445	90.476
VARIANZA	0.0008535	13.375
GRAN MEDIA	90.968	
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	8.726	
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	10.700	
SIGNIFICANCIA (α)	0.050	
F CRÍTICO (F_c)	4.960	
F DE PRUEBA (F_p)	0.815	

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Aceptar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa son iguales con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.2.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

3.8.2.2.1. Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXCVI. Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

ESTADÍSTICO	ANTES DE SECAR	SECADO AL VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)
MUESTRA	3	9
PROMEDIO	412.699	34.040
VARIANZA	3.495	217.011
GRAN MEDIA	128.704	
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	322611.378	
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	174.308	
SIGNIFICANCIA (α)	0.050	
F CRÍTICO (F_c)	4.960	
F DE PRUEBA (F_p)	1850.811	

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Rechazar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa son distintas con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.2.2.2. Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXC VII. Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) liofilizados a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

ESTADÍSTICO	ANTES DE SECAR	LIOFILIZADO ($-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa)
MUESTRA	3	9
PROMEDIO	412.699	406.103
VARIANZA	3.495	21428.181
GRAN MEDIA	407.752	
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	97.889	
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	17143.244	
SIGNIFICANCIA (α)	0.050	
F CRÍTICO (F_c)	4.960	
F DE PRUEBA (F_p)	0.00571	

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Aceptar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa son iguales con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.2.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

3.8.2.3.1. Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXC VIII. Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

ESTADÍSTICO	ANTES DE SECAR	SECADO AL VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)
MUESTRA	3	9
PROMEDIO	495.144	383.718
VARIANZA	8.328	288.700
GRAN MEDIA	411.575	
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	27935.497	
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	232.625	
SIGNIFICANCIA (α)	0.050	
F CRÍTICO (F_c)	4.960	
F DE PRUEBA (F_p)	120.088	

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Rechazar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y el colorante reconstituido secado al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa son distintas con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.2.3.2. Análisis de varianza del extracto acuoso antes de secar y colorante reconstituido de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa entre el área bajo la curva del barrido espectrofotométrico en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a –30 °C y 0.4 kPa con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CXCIX. Estadísticos del análisis de varianza para el barrido espectrofotométrico en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) liofilizados a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa

ESTADÍSTICO	ANTES DE SECAR	LIOFILIZADO ($-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa)
MUESTRA	3	9
PROMEDIO	495.144	491.558
VARIANZA	8.328	5.436
GRAN MEDIA	492.455	
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	28.935	
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	6.014	
SIGNIFICANCIA (α)	0.050	
F CRÍTICO (F_c)	4.960	
F DE PRUEBA (F_p)	4.811	

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Aceptar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión:

Las áreas bajo las curvas de los barridos espectrofotométricos en el intervalo de 420 a 700 nm del extracto acuoso de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y el colorante reconstituido liofilizado a $-30\text{ }^{\circ}\text{C}$ y 0.4 kPa son iguales con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.3. Prueba sensorial

3.8.3.1. Análisis de varianza

Hipótesis nula

No existe diferencia estadística significativa en la evaluación con la prueba hedónica del color del yogurt coloreado con el FD&C rojo No. 40 y los tres extractos vegetales secos reconstituidos en función del tipo de secado con un nivel de confianza del 95 %.

Hipótesis alternativa

Existe diferencia estadística significativa en la evaluación con la prueba hedónica del color del yogurt coloreado con el FD&C rojo No. 40 y los tres extractos vegetales secos reconstituidos en función del tipo de secado con un nivel de confianza del 95 %.

Tabla CC. Estadísticos del análisis de varianza para la prueba hedónica de nueve puntos de color de las muestras de yogurt coloreadas con los colorantes de las tres especies secados con las dos técnicas y el FD&C rojo No. 40

ESTADÍSTICO	MUESTRA						
	829	143	580	274	357	935	498
MUESTRA	34	34	34	34	34	34	34
PROMEDIO	5.500	6.029	5.206	6.529	4.088	6.441	6.794
VARIANZA	4.318	2.151	3.623	3.893	4.447	2.739	3.441
GRAN MEDIA	5.798						
VARIANZA ENTRE COLUMNAS	30.357						
VARIANZA DENTRO COLUMNAS	3.516						
SIGNIFICANCIA (α)	0.050						
F CRÍTICO (F_c)	2.100						
F DE PRUEBA (F_p)	8.634						
RESULTADO	RECHAZAR H_0						

Fuente: Muestra de cálculo

Resultado

Rechazar la hipótesis nula (H_0).

Conclusión

Las calificaciones asignadas al color de las muestras de yogurt coloreadas con el FD&C rojo No. 40 y los tres extractos vegetales secos reconstituidos en función del tipo de secado son distintas con un nivel de confianza del 95 %.

3.8.3.2. Prueba de Duncan

TABLA CCI. Intervalos mínimos significativos para la prueba de Duncan

p	R_p
2	0.891
3	0.939
4	0.971
5	0.994
6	1.013
7	1.026

Fuente: Muestra de cálculo

Tabla CCII. Comparación pareada entre las medias de las muestras en la prueba de Duncan

MUESTRAS	DIFERENCIA	R_p	CONCLUSIÓN
498 y 357	2.706	1.026	DIFERENTES
498 y 580	1.588	1.013	DIFERENTES
498 y 829	1.294	0.994	DIFERENTES
498 y 143	0.765	0.971	IGUALES
498 y 935	0.353	0.939	IGUALES
498 y 274	0.265	0.891	IGUALES
274 y 357	2.441	1.013	DIFERENTES
274 y 580	1.324	0.994	DIFERENTES
274 y 829	1.029	0.971	DIFERENTES
274 y 143	0.500	0.939	IGUALES
274 y 935	0.088	0.891	IGUALES
935 y 357	2.353	0.994	DIFERENTES
935 y 580	1.235	0.971	DIFERENTES
935 y 829	0.941	0.939	DIFERENTES
935 y 143	0.412	0.891	IGUALES
143 y 357	1.941	0.971	DIFERENTES
143 y 580	0.824	0.939	IGUALES
143 y 829	0.529	0.891	IGUALES
829 y 357	1.412	0.939	DIFERENTES
829 y 580	0.294	0.891	IGUALES
580 y 357	1.118	0.891	DIFERENTES

Fuente: Muestra de cálculo

4. RESULTADOS

4.1. Condiciones de operación de los equipos secadores

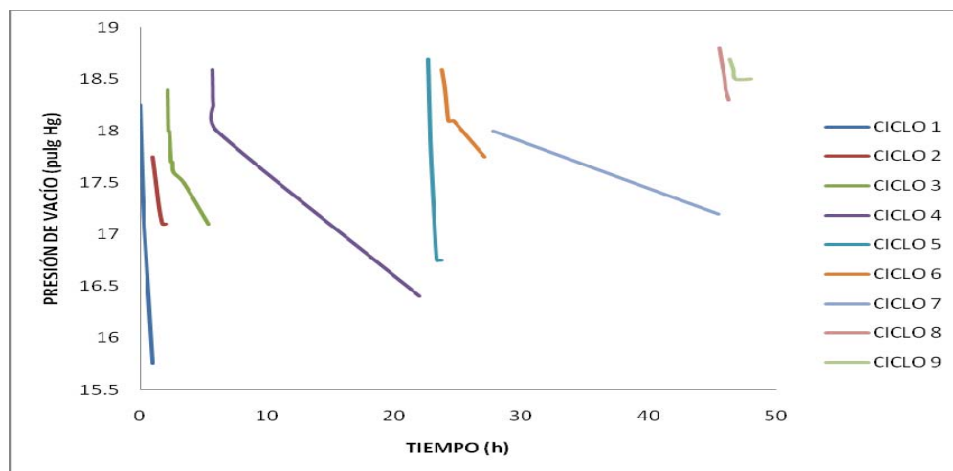
4.1.1. Horno secador al vacío

Tabla CCIII. Temperatura de operación del horno secador al vacío para los extractos acuosos de las especies

ESPECIE	TEMPERATURA (°C)
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	60
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	40
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	60

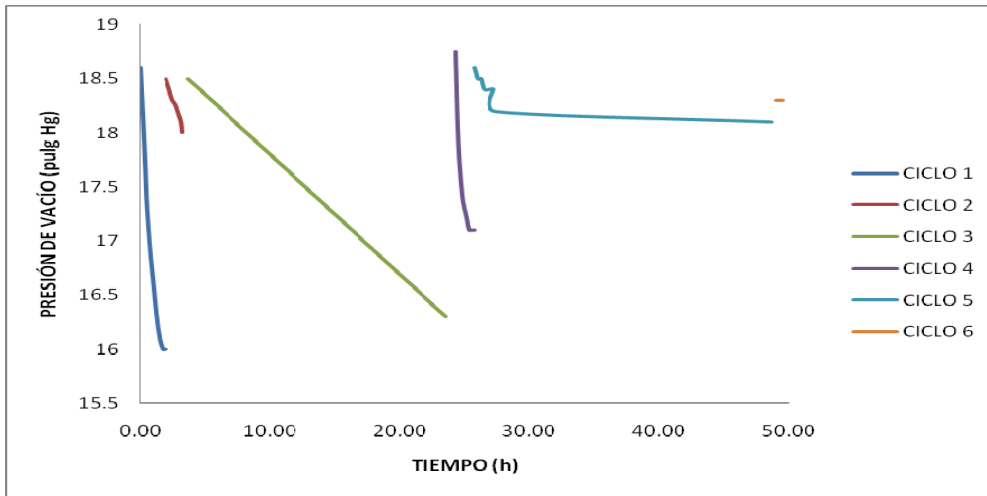
Fuente: Datos calculados

Figura 43. Presión de vacío al secar al vacío a 60 °C los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 1



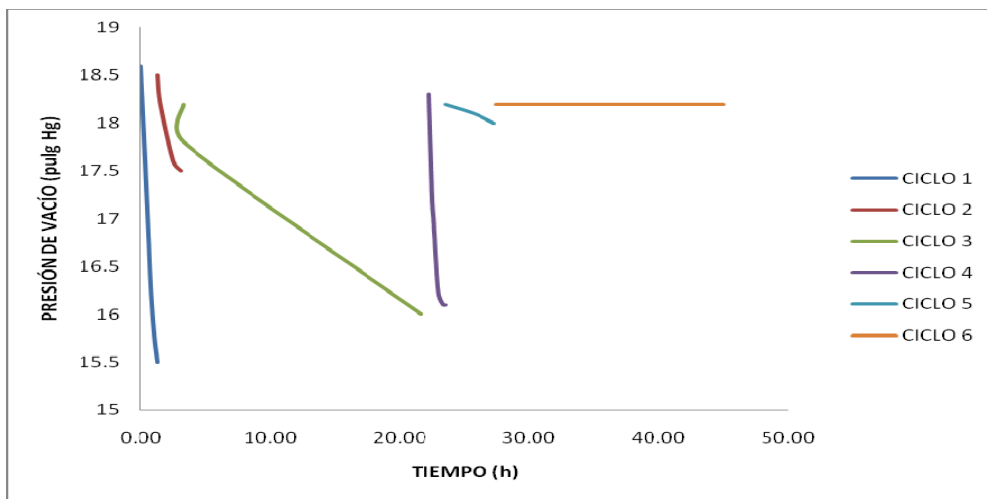
Fuente: Datos originales

Figura 44. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 60 °C los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 2



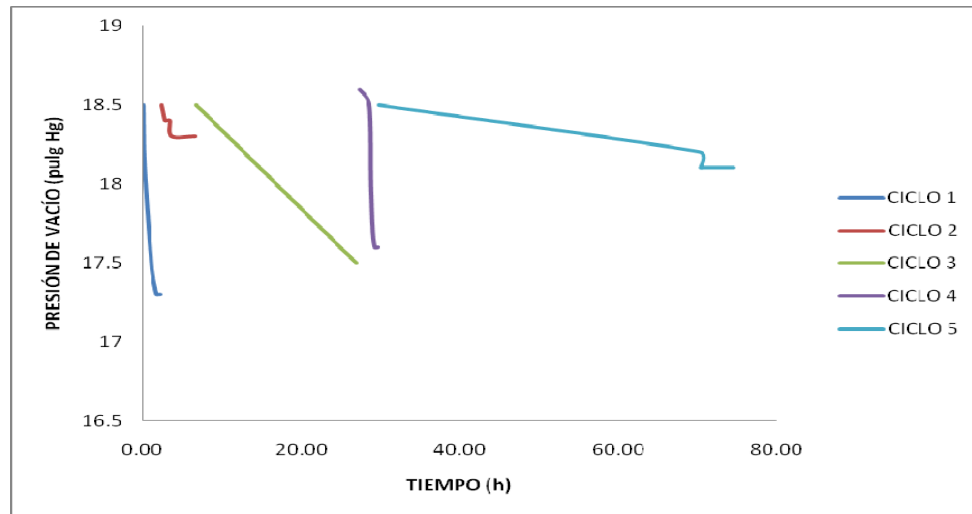
Fuente: Datos originales

Figura 45. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 60 °C los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Corrida 3



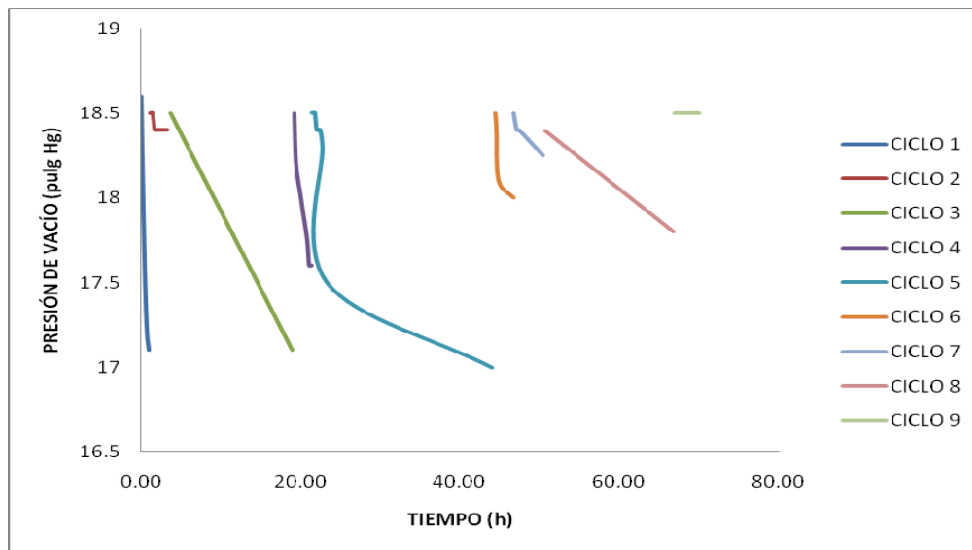
Fuente: Datos originales

Figura 46. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 40 °C los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 1



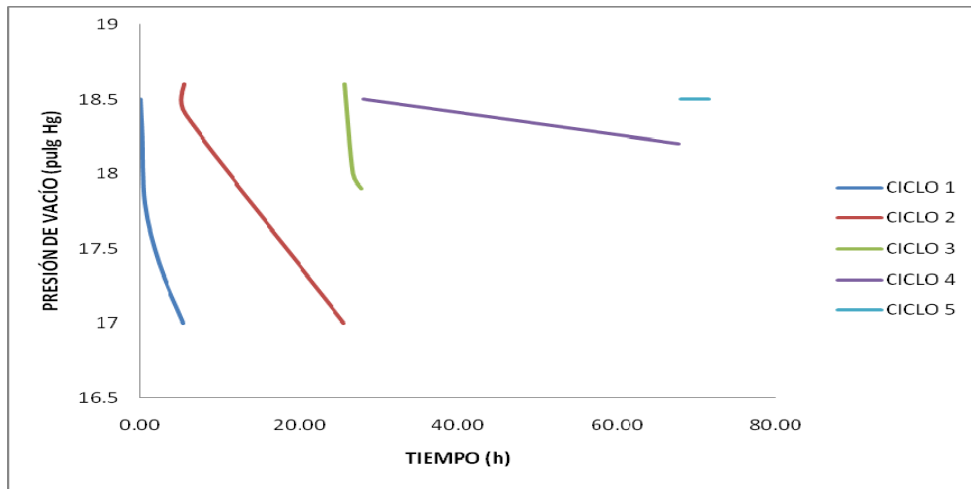
Fuente: Datos originales

Figura 47. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 40 °C los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 2



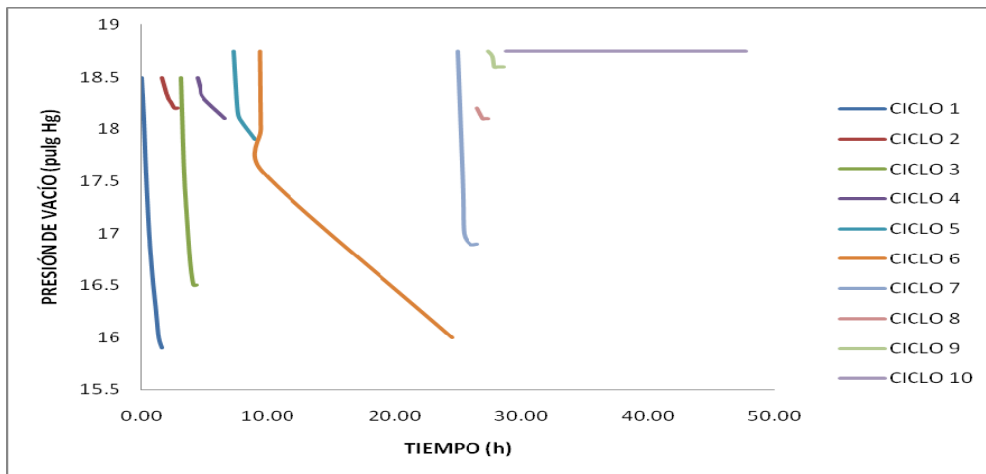
Fuente: Datos originales

Figura 48. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 40 °C los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Corrida 3



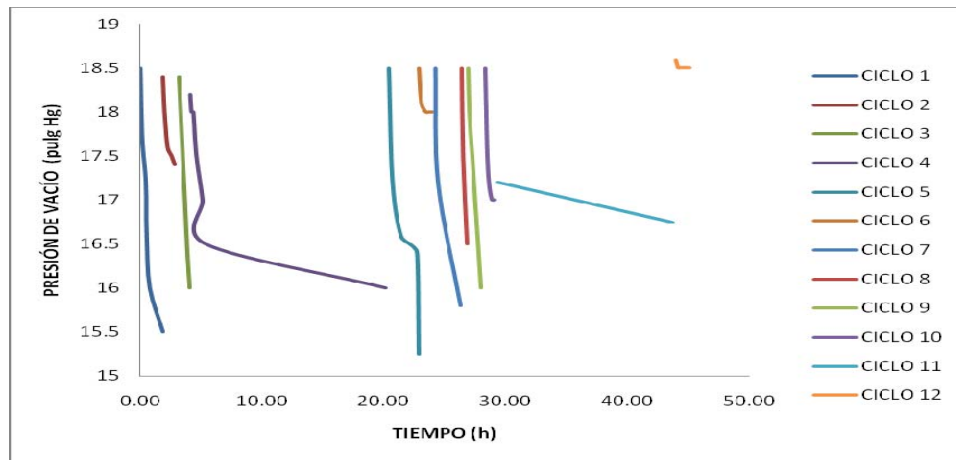
Fuente: Datos originales

Figura 49. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 60 °C los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 1



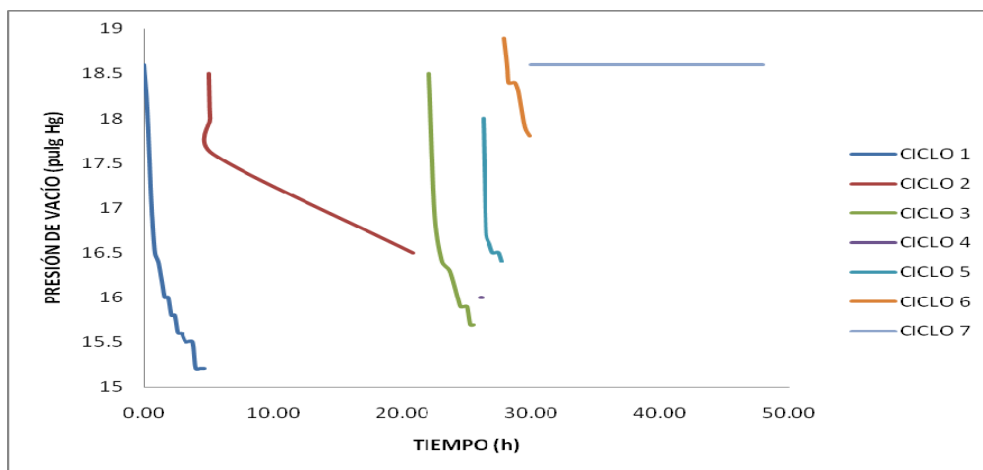
Fuente: Datos originales

Figura 50. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 60 °C los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 2



Fuente: Datos originales

Figura 51. Presión de vacío en el horno al secar al vacío a 60 °C los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Corrida 3



Fuente: Datos originales

4.1.2. Liofilizador

Tabla CCIV. Temperatura y presión absoluta de operación del liofilizador

ESPECIE	TEMPERATURA (°C)	PRESIÓN ABSOLUTA (kPa)
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	-30	0.4
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	-30	0.4
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	-30	0.4

Fuente: Datos originales

4.2. Tiempo de residencia de los extractos acuosos en los secadores

4.2.1. Horno secador al vacío

**Tabla CCV. Tiempo de residencia de los extractos acuosos (250 mL)
secados en el horno secador al vacío**

ESPECIE	TEMPERATURA (°C)	TIEMPO (h)
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	60	47.50
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	40	72.06
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	60	46.93

Fuente: Datos originales

4.2.2. Liofilizador

Tabla CCVI. Tiempo de residencia de los extractos acuosos (150 mL) secados en el liofilizador

ESPECIE	TEMPERATURA (°C)	TIEMPO (h)
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	-30	1.17
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	-30	1.17
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	-30	1.17

Fuente: Datos originales

4.3. Humedad relativa del horno secador al vacío en función del tiempo

4.3.1. Dedución de la humedad relativa del horno secador en función del tiempo

La humedad relativa dentro del horno secador en función del tiempo se dedujo teóricamente al relacionar las mediciones de las temperaturas de bulbo húmedo y seco, la temperatura y presión de vacío dentro del horno en función del tiempo.

4.3.1.1. Humedad relativa inicial del horno secador

La presión parcial inicial del agua se calcula de la siguiente forma:

- a) Se miden las temperaturas de bulbo seco (TBS) y de bulbo húmedo del ambiente.

- b) Se busca el diagrama psicométrico del sistema aire-agua la humedad absoluta del aire (kg agua/kg de aire seco) ($H_{760\text{ mmHg}}$) a 760 mm Hg (29.92 pulg Hg).
- c) La humedad absoluta del aire se corrige a 640 mm Hg (25.20 pulg Hg) que es la presión atmosférica local de la ciudad de Guatemala. La corrección aditiva de la humedad absoluta (kg/kg aire seco) en función de la temperatura de bulbo húmedo en grados Celsius ($^{\circ}\text{C}$) se calcula con la siguiente ecuación:

$$\Delta H_{\Delta P=-4.72} = (5.797333 \times 10^{-6}) [TBH(^{\circ}\text{C})]^2 - (3.937009 \times 10^{-5}) [TBH(^{\circ}\text{C})] + 0.001304$$

(Ecuación 24)

- d) Se calcula la corrección aditiva de la humedad absoluta del aire húmedo respecto al barómetro estándar reducida en 1 %.

$$\Delta H^{1\%}_{\Delta P=-4.72} = \Delta H_{\Delta P=-4.72} - \Delta H_{\Delta P=-4.72} \left[\frac{TBS(^{\circ}\text{F}) - TBH(^{\circ}\text{F})}{24} \right] \left(\frac{1}{100} \right)$$

(Ecuación 25)

- e) Finalmente, la humedad absoluta del aire húmedo (kg/kg aire seco) a 640 mm Hg es:

$$H_{640\text{ mmHg}} = H_{760\text{ mmHg}} + \Delta H^{1\%}_{\Delta P=-4.72}$$

(Ecuación 26)

- f) Se calcula la humedad absoluta del aire en relación molar ($\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}}$):

$$\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}} = H_{640 \text{ mm Hg}} \cdot \frac{1 \text{ mol - kg agua}}{18.0153 \text{ kg agua}} \cdot \frac{28.8503 \text{ kg aire seco}}{1 \text{ mol - kg aire seco}}$$

(Ecuación 27)

- g) Se calcula la fracción molar del agua:

$$y_{\text{agua}} = \frac{\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}}}{\overline{H}_{640 \text{ mm Hg}} + 1} \quad (\text{Ecuación 29})$$

- h) Se mide la presión de vacío (P_{vac}) inicial del horno secador.

- i) Se calcula la presión absoluta (P_{abs}): La presión atmosférica (P_{atm}) de la ciudad de Guatemala es 640 mm Hg (25.2 pulg Hg).

$$P_{\text{abs}} = 25.2 \text{ pulg Hg} - P_{\text{vac}} \quad (\text{Ecuación 30})$$

- j) Se calcula la presión parcial inicial del agua ($P_{\text{agua inicial}}^{\circ}$):

$$P_{\text{agua inicial}}^{\circ} = y_{\text{agua}} P_{\text{abs}} \quad (\text{Ecuación 31})$$

- k) La presión de vapor de agua a la temperatura inicial del horno se calcula con la ecuación de Antoine:

$$P^{\text{sat}} (\text{pulg Hg}) = \exp \left[16.2620 - \frac{3799.89}{T + 226.35} \right] \cdot \frac{29.92}{101.325} \quad (\text{Ecuación 36})$$

- l) La humedad relativa inicial se calcula al sustituir valores en la definición de humedad relativa:

$$\%hr = \frac{P_{\text{agua}}^{\circ}}{P_{\text{agua}}^{\text{vap}}} \cdot 100\% \quad (\text{Ecuación 18})$$

4.3.1.2. Humedad relativa en función del tiempo del horno secador

- m) La presión parcial del agua evaporada es la diferencia entre la medición de la presión de vacío inicial y la presión de vacío en el tiempo. Esto es consecuencia de la ley de Dalton de las presiones parciales.

$$P_{\text{agua evaporada}}^{\circ} = P_{\text{vac inicial}} - P_{\text{vac final}} \quad (\text{Ecuación 34})$$

- n) La presión parcial del agua en función del tiempo es la suma de la presión parcial del agua inicial y la presión parcial del agua evaporada en el tiempo.

$$P_{\text{agua}}^{\circ} = P_{\text{inicial agua}}^{\circ} + P_{\text{agua evaporada}}^{\circ} \quad (\text{Ecuación 35})$$

- o) La presión de vapor del agua a la temperatura del horno secador al vacío se calcula con la ecuación de Antoine:

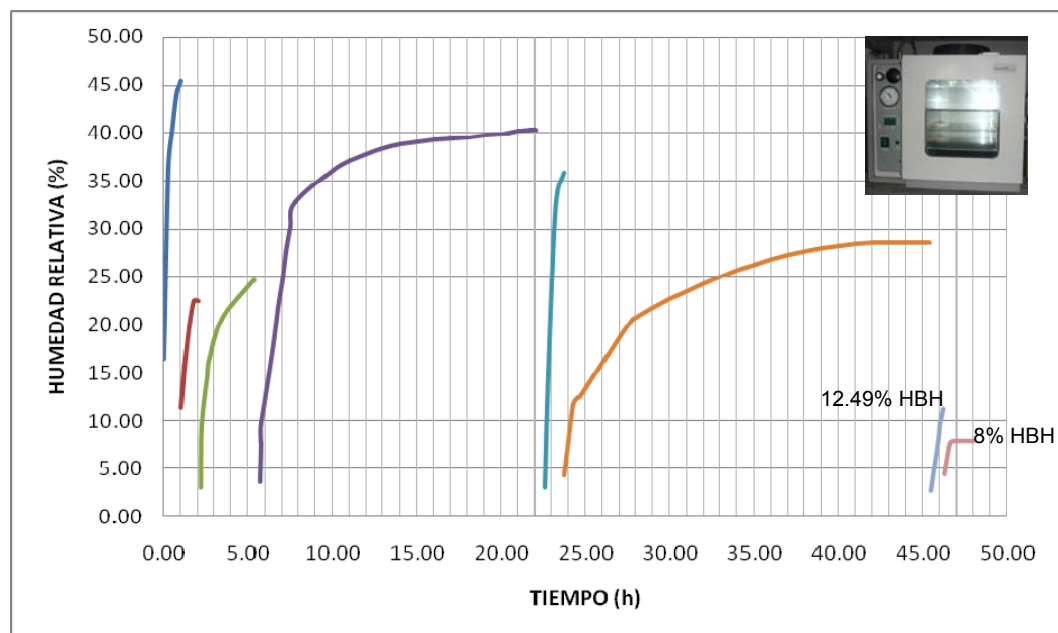
$$P^{\text{sat}}(\text{pulg Hg}) = \exp \left[16.2620 - \frac{3799.89}{T + 226.35} \right] \cdot \frac{29.92}{101.325} \quad (\text{Ecuación 36})$$

- p) La humedad relativa en función del tiempo se calcula al sustituir valores en la definición de humedad relativa:

$$\%hr = \frac{P_{\text{agua}}^{\circ}}{P_{\text{agua}}^{\text{vap}}} \cdot 100\% \quad (\text{Ecuación 18})$$

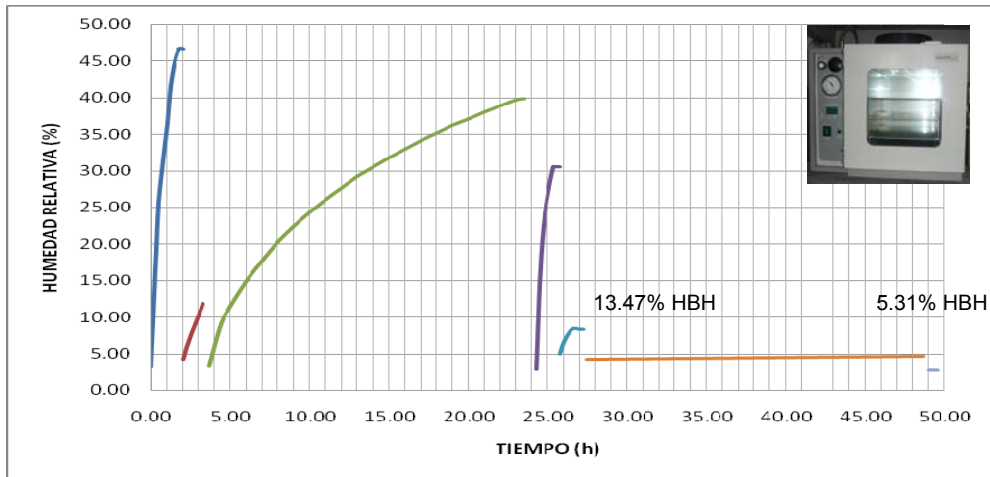
4.3.2. Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (*Hylocereus undatus*) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Figura 52. Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (*Hylocereus undatus*) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1



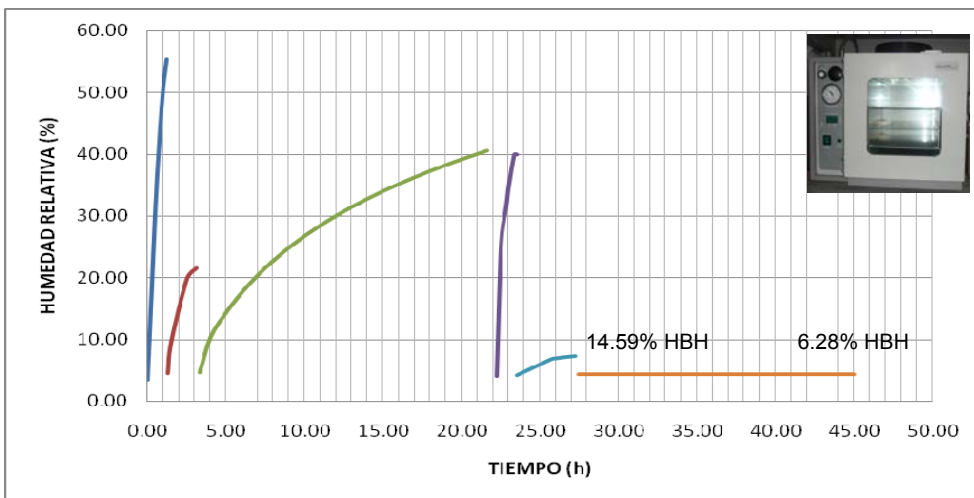
Fuente: Datos calculados

Figura 53. Humedad relativa del horno secado al secar pitahaya (*Hylocereus undatus*) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2



Fuente: Datos calculados

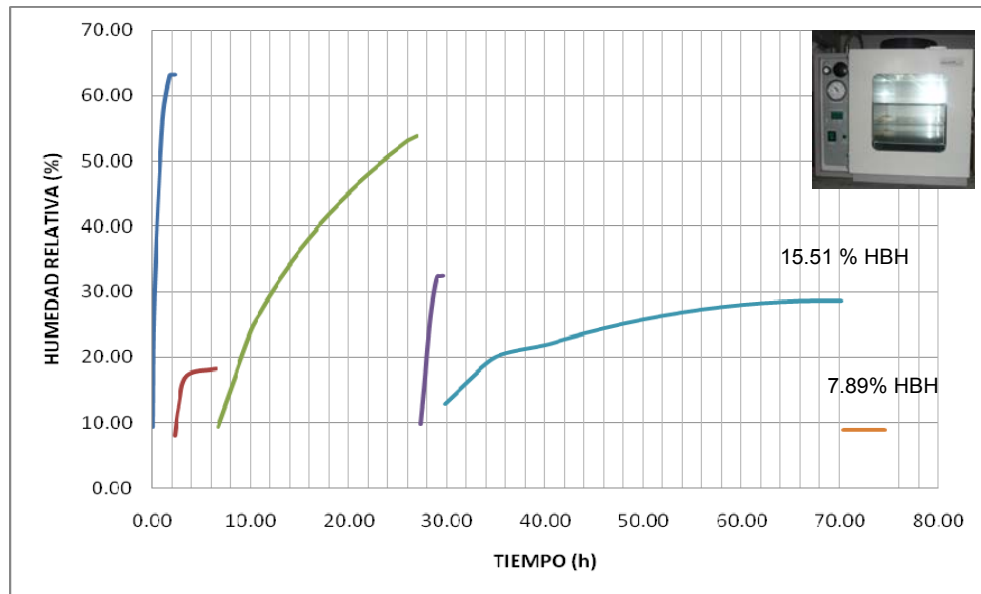
Figura 54. Humedad relativa del horno secador al secar pitahaya (*Hylocereus undatus*) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3



FUENTE: Datos calculados

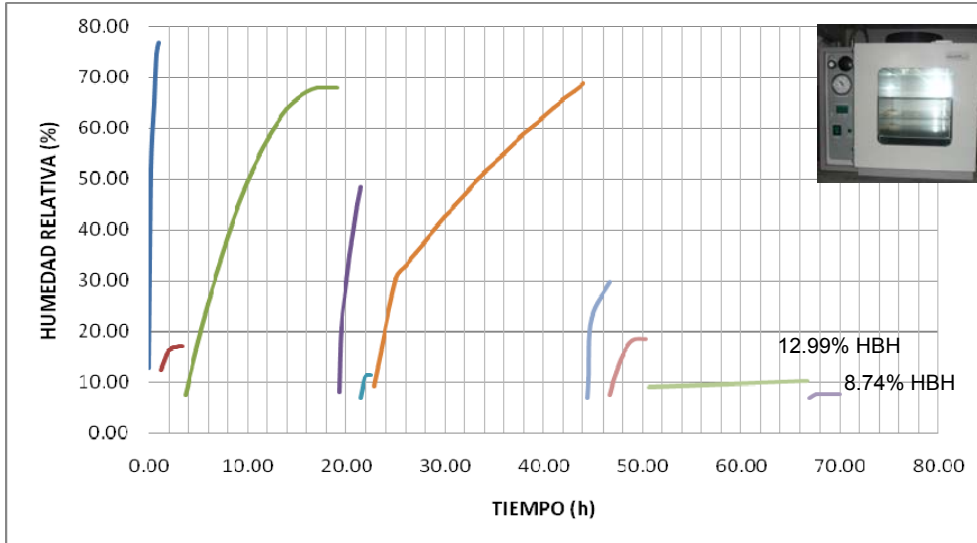
4.3.3. Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (*Beta vulgaris*) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

Figura 55. Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (*Beta vulgaris*) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1



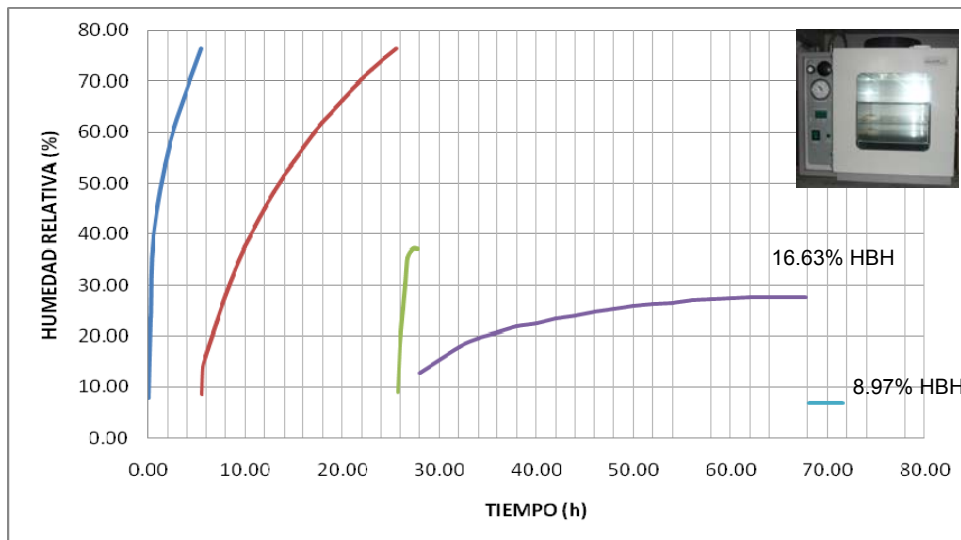
Fuente: Datos calculados

Figura 56. Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (*Beta vulgaris*) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2



Fuente: Datos calculados

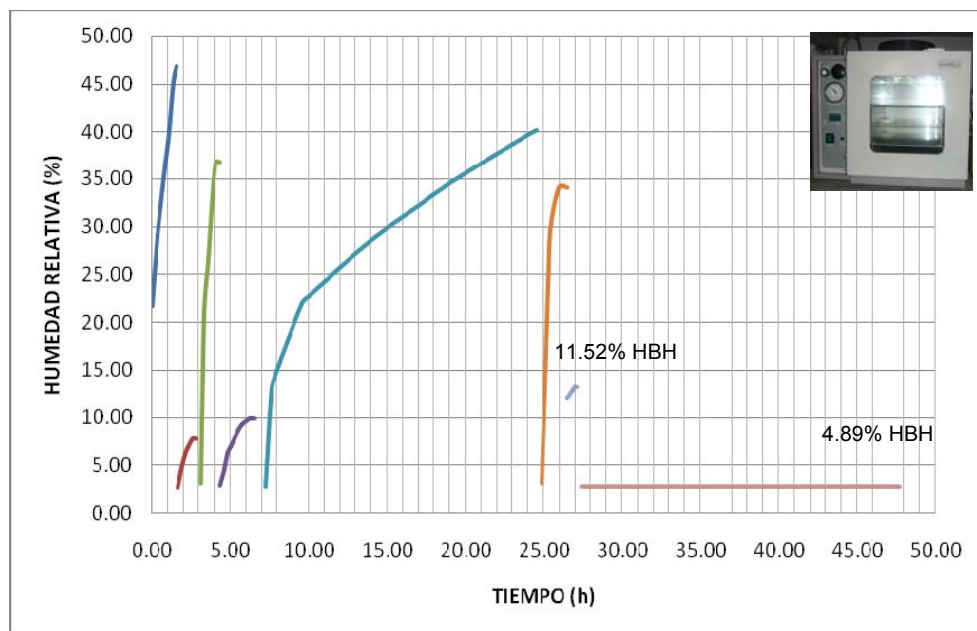
Figura 57. Humedad relativa del horno secador al secar remolacha roja (*Beta vulgaris*) al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3



Fuente: Datos calculados

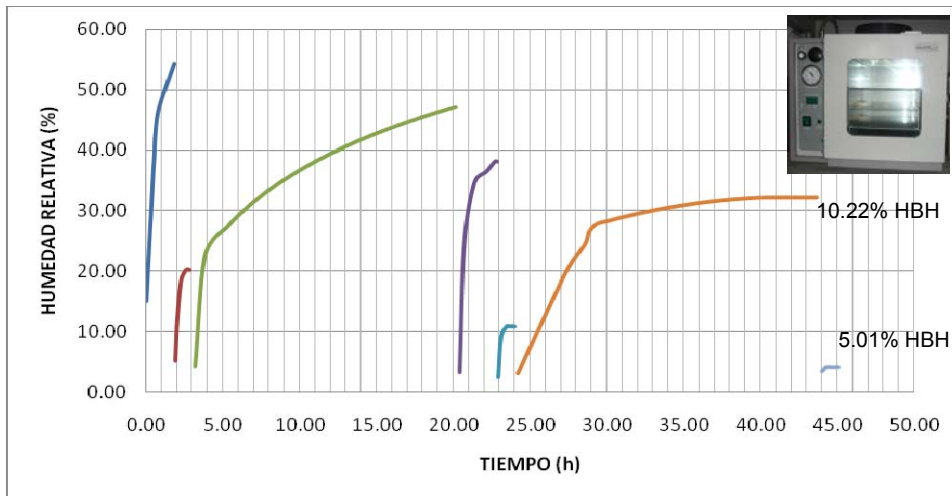
4.3.4. Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (*H. sabdariffa L.*) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Figura 58. Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1



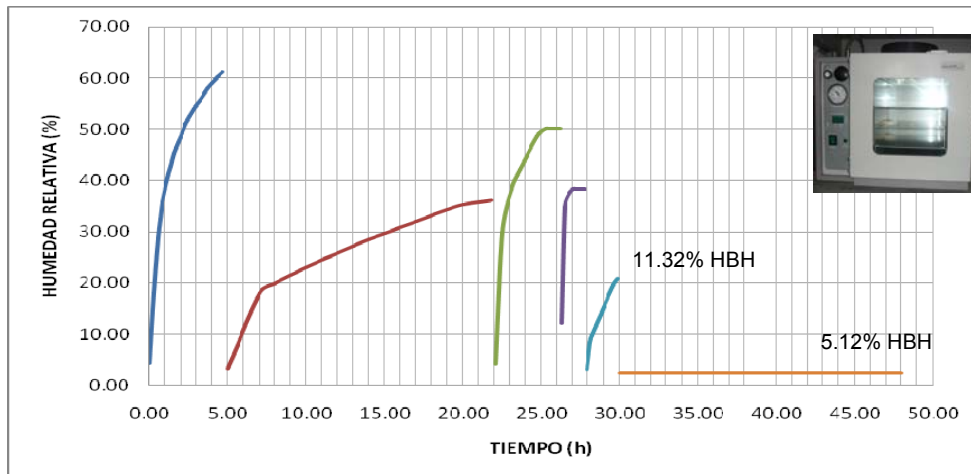
Fuente: Datos calculados

Figura 59. Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2



Fuente: Datos calculados

Figura 60. Humedad relativa del horno secador al secar rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3

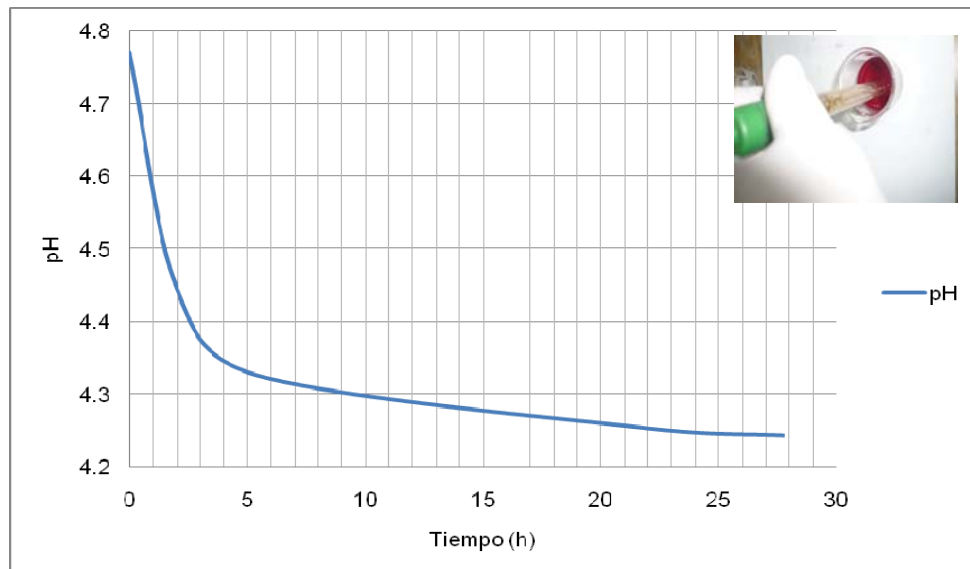


Fuente: Datos calculados

4.4. Potencial de hidrógeno (pH) de los extractos acuosos secados al vacío en función del tiempo

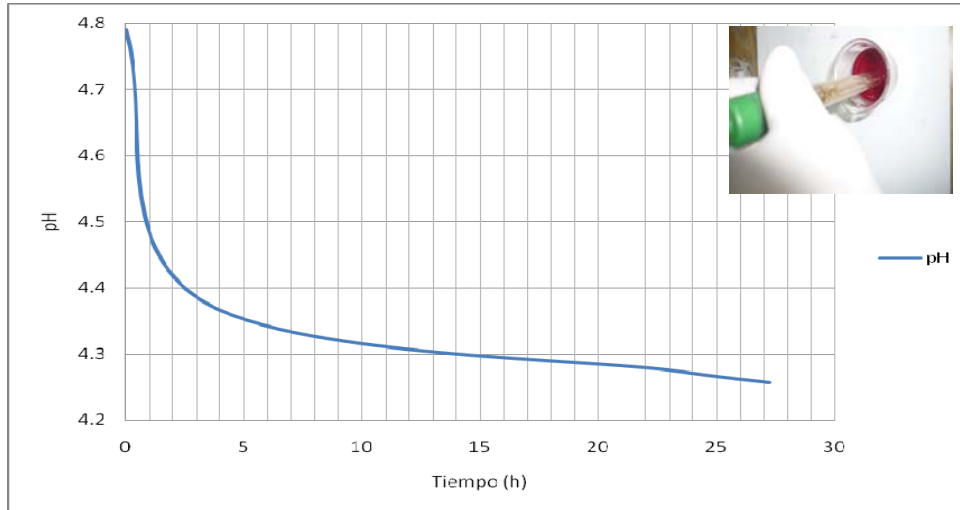
4.4.1. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Figura 61. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1



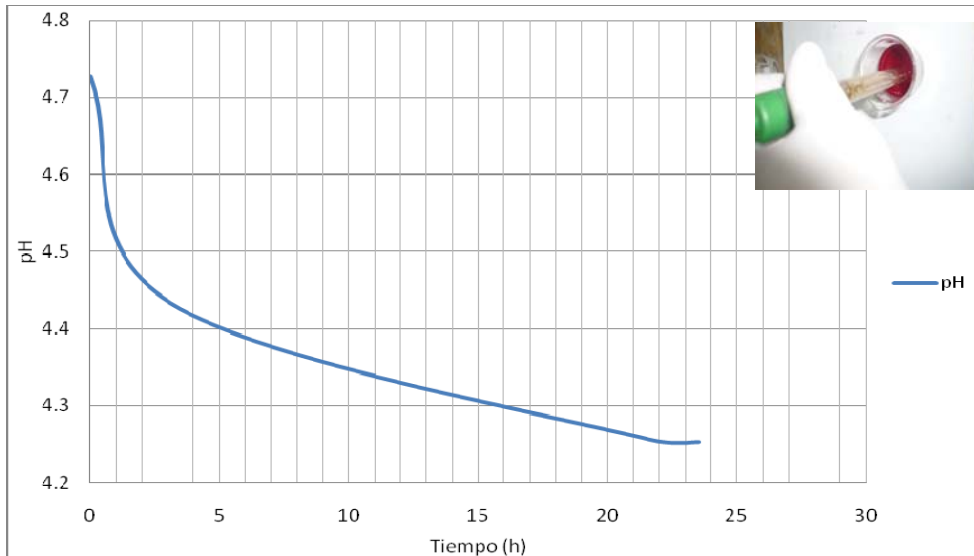
Fuente: Datos calculados

Figura 62. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2



Fuente: Datos calculados

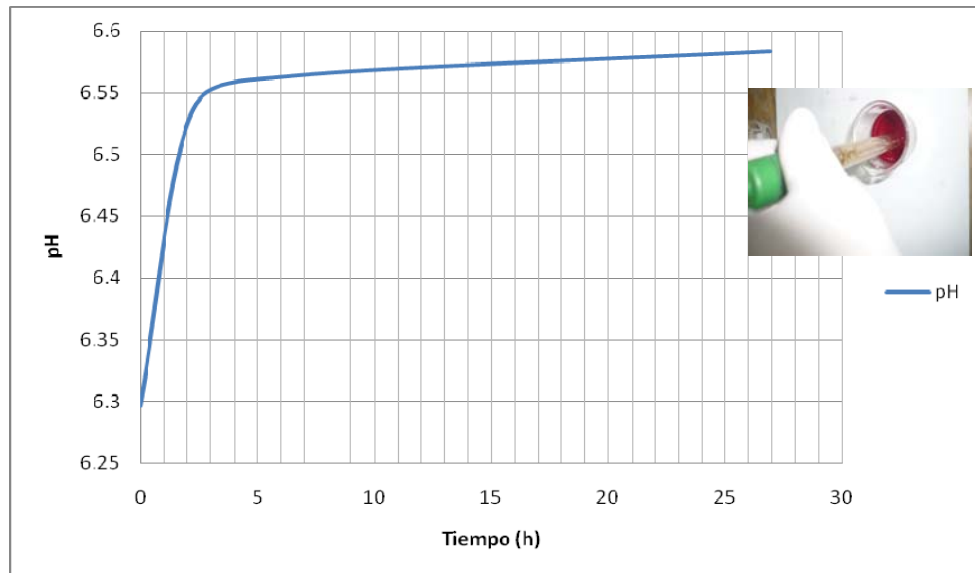
Figura 63. pH de pitahaya (*Hylocereus undatus*) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3



Fuente: Datos calculados

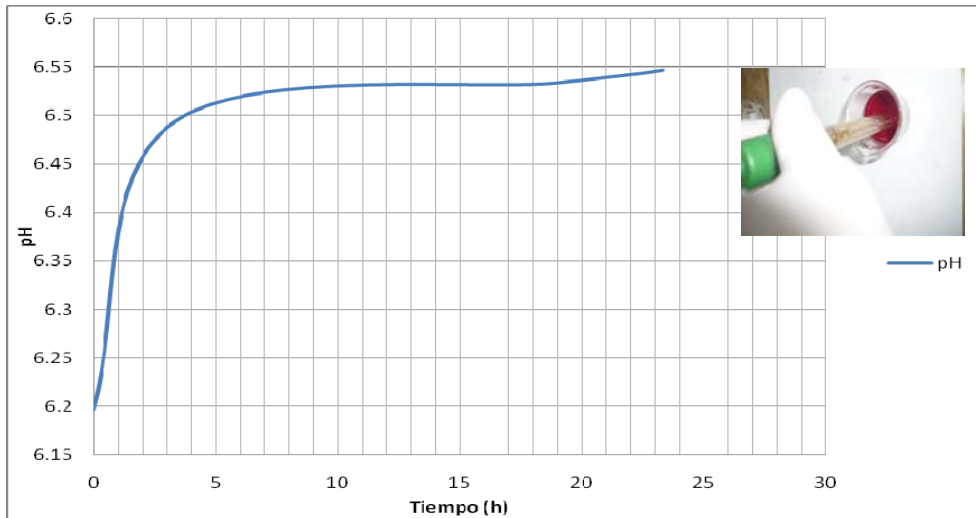
4.4.2. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa

Figura 64. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 1



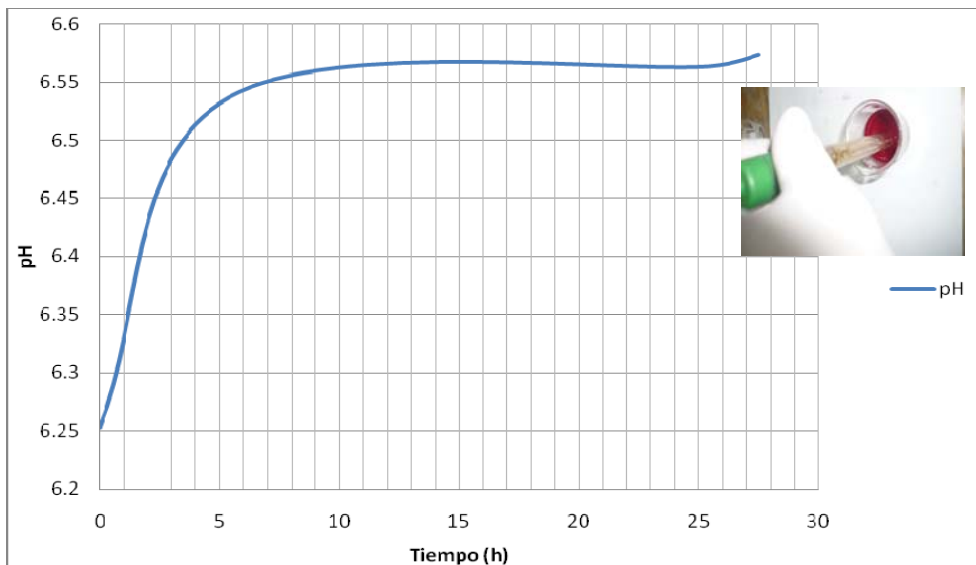
Fuente: Datos calculados

Figura 65. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 2



Fuente: Datos calculados

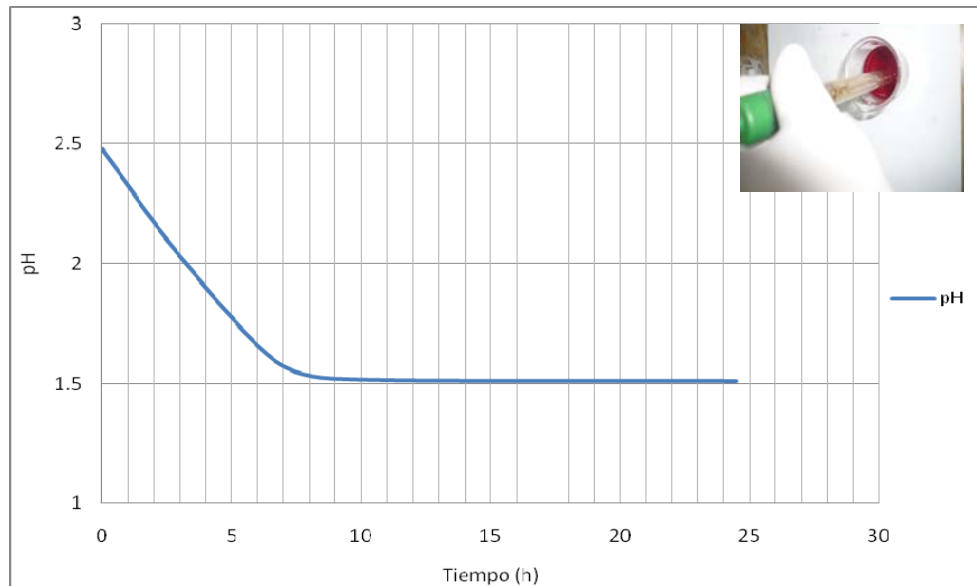
Figura 66. pH de remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa. Corrida 3



Fuente: Datos calculados

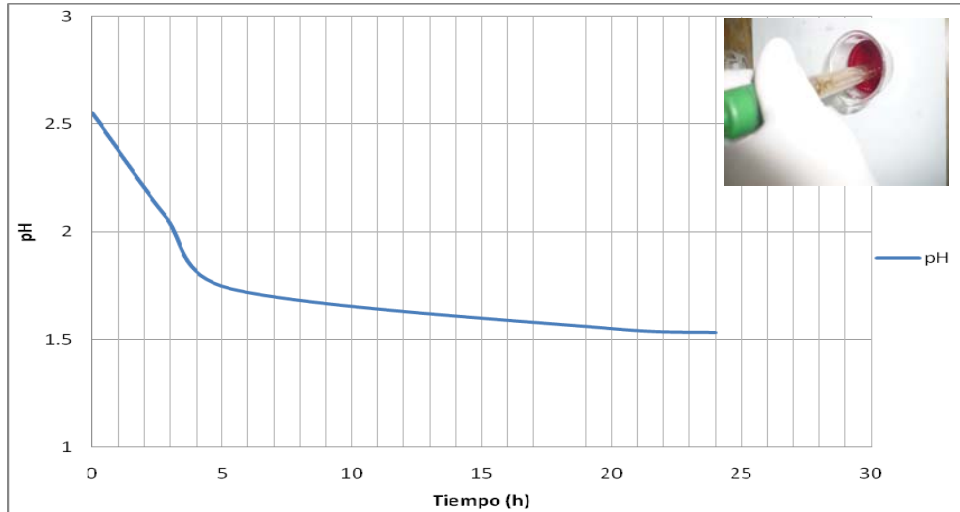
4.4.3. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa

Figura 67. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 1



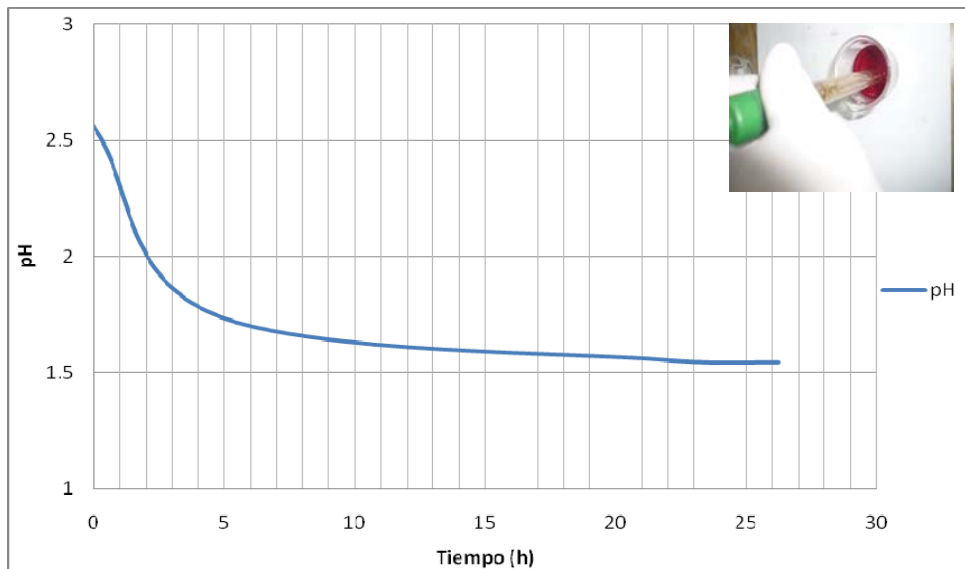
Fuente: Datos calculados

Figura 68. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 2



Fuente: Datos calculados

Figura 69. pH de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) secada al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa. Corrida 3



Fuente: Datos calculados

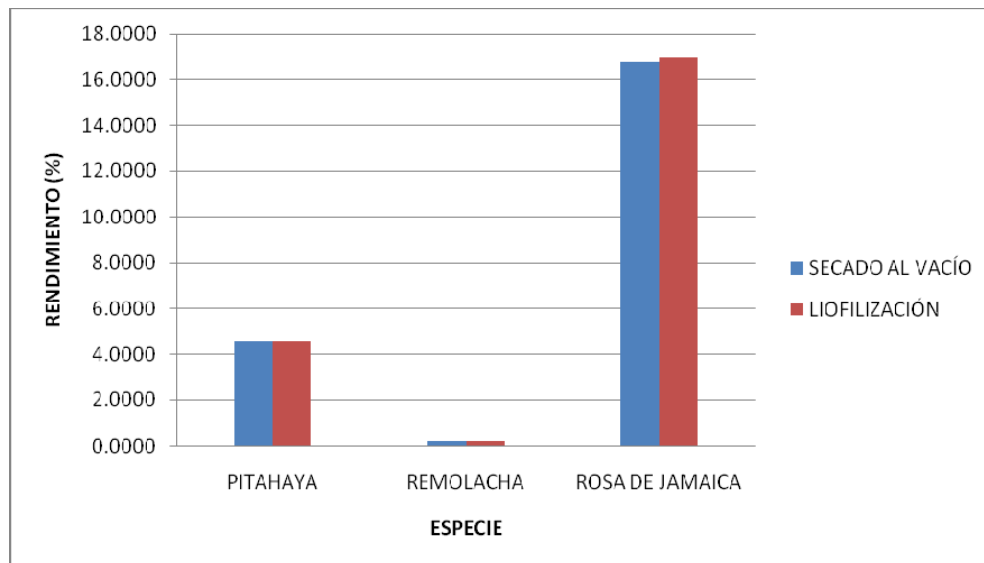
4.5. Rendimiento del colorante

Tabla CCVII. Rendimiento porcentual del colorante obtenido de las tres especies y de las técnicas alternativas de secado

ESPECIE	RENDIMIENTO (%)	
	VACÍO	LIOFILIZACIÓN
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	4.5806 (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	4.5554 (–30 °C y 0.4 kPa)
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	0.2464 (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	0.2413 (–30 °C y 0.4 kPa)
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	16.7373 (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	16.9774 (–30 °C y 0.4 kPa)

Fuente: Datos calculados

Figura 70. Rendimiento porcentual del colorante obtenido de las tres especies y de las técnicas alternativas de secado



Fuente: Datos calculados

4.6. Pruebas cualitativas de color

4.6.1. Diferenciación entre antocianinas y betacianinas

Tabla CCVIII. Diferenciación entre antocianinas y betacianinas

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	COLORANTE
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Betacianina
	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)	
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Betacianina
	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)	Betacianina
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Antocianina
	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)	

Fuente: Datos calculados

4.6.2. Investigación de flavonoides y antocianinas

Tabla CCIX. Investigación de flavonoides y antocianinas

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	ANTOCIANINAS Y FLAVONOIDES
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)	
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)	
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Flavonas Isoflavonas Flavonoles Flavanonoles Chalconas Auronas
	Liofilización (–30 °C y 0.4 kPa)	

Fuente: Datos calculados

4.6.3. Investigación de antraquinonas

Tabla CCX. Investigación de antraquinonas

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	ANTRAQUINONAS
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	

Fuente: Datos calculados

4.6.4. Investigación de cumarinas

Tabla CCXI. Investigación de cumarinas

ESPECIE	TÉCNICA DE SECADO	CUMARINAS
Pitahaya (<i>Hylocereus undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	
Remolacha (<i>Beta vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	
Rosa de Jamaica (<i>Hibiscus sabdariffa</i> L.)	Vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	Negativo
	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	

Fuente: Datos calculados

4.7. Cromatografía en capa fina

4.7.1. Cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Tabla CCXII. R_f de la cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	PITAHAYA (H. undatus) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA (H. undatus) LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
Betanina	0.79	0.74
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXIII. R_f de la cromatografía del colorante de pitahaya (*Hylocereus undatus*). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado – agua (5:5:3) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	PITAHAYA (H. undatus) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA (H. undatus) LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
Betanina	0.08	0.08

Fuente: Datos calculados

4.7.2. Cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Tabla CCXIV. R_f de la cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
Vulgaxantina	0.76	0.76
Betanina	-	0.85
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXV. R_f de la cromatografía del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*). Fase móvil ácido fórmico – ácido clorhídrico concentrado – agua (5:5:3) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) LIOFILIZADA (–30 °C y 0.4 kPa)
Betanina	-	0.08
Vulgaxantina	0.15	0.15

Fuente: Datos calculados

4.7.3. Cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Tabla CCXVI. R_f de la cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Fase móvil butanol – ácido acético – agua (4:1:5) (Referencia 24)

METABOLITO	R _f	
	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
Delfinidina-3,5-diglucósido	0.18	0.19
Cianidina-3-glucósido	0.38	0.38
Pelargonidina-7-glucósido	0.46	0.46
Cianidina	0.66	0.65
Pelargonidina	0.86	0.86
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXVII. R_f de la cromatografía del colorante de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Fase móvil 2-propanol – etanol – agua – ácido acético (20:35:40:5) (Referencia 24)

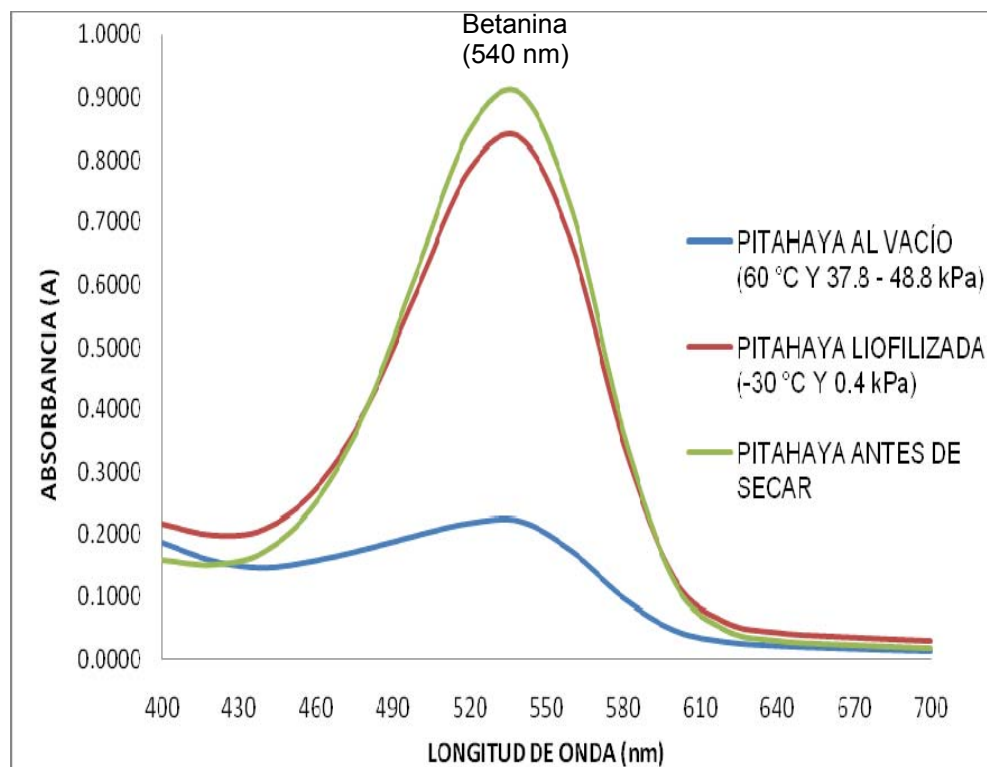
METABOLITO	R _f	
	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
Cianidina-3-glucósido	0.52	0.52
Delfinidina-3,5-diglucósido	0.78	0.79
Estándar (rojo sudán)	0.84	

Fuente: Datos calculados

4.8. Espectros de absorbancia

4.8.1. Pitahaya (*Hylocereus undatus*)

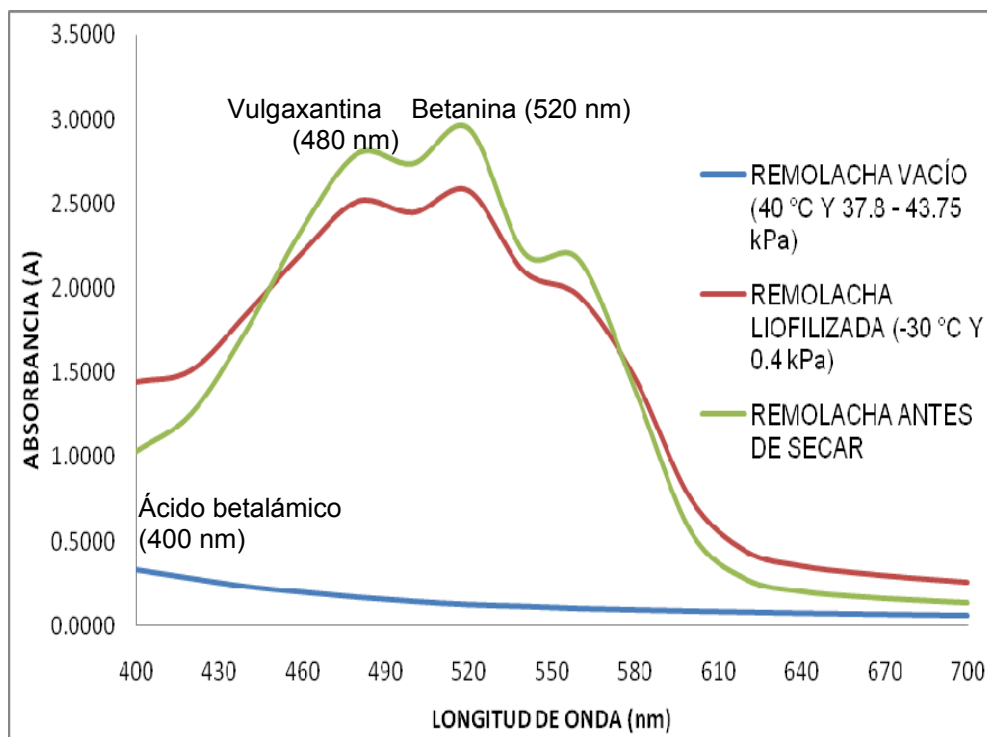
Figura 71. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa



Fuente: Datos calculados

4.8.2. Remolacha roja (*Beta vulgaris*)

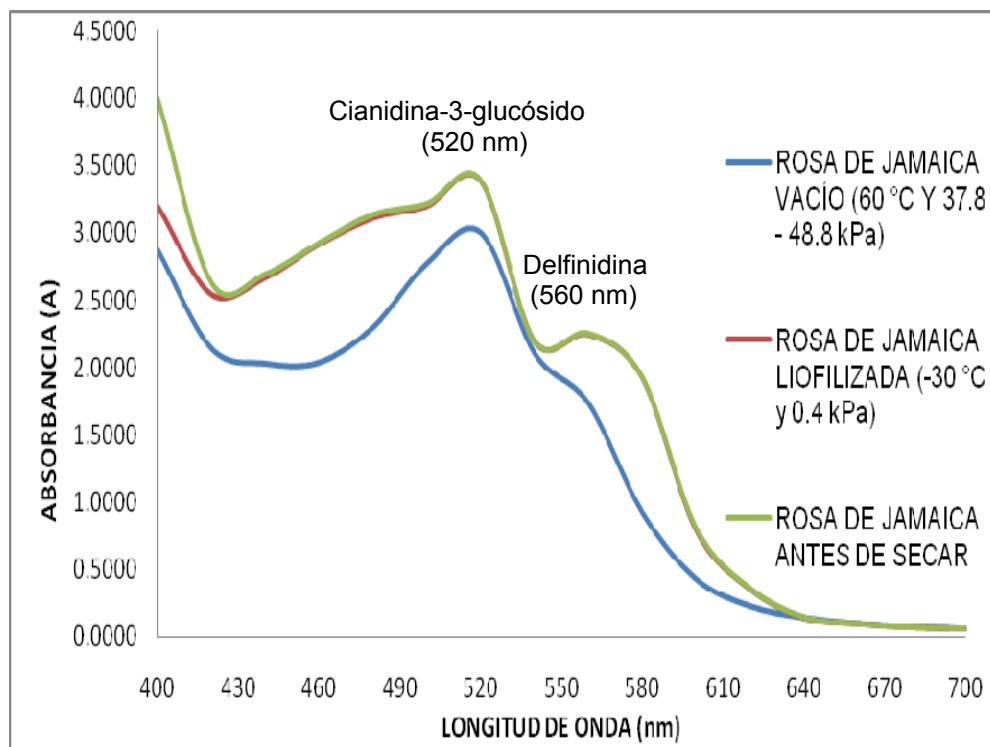
Figura 72. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 40 °C y 37.8 – 43.75 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa



Fuente: Datos calculados

4.8.3. Rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

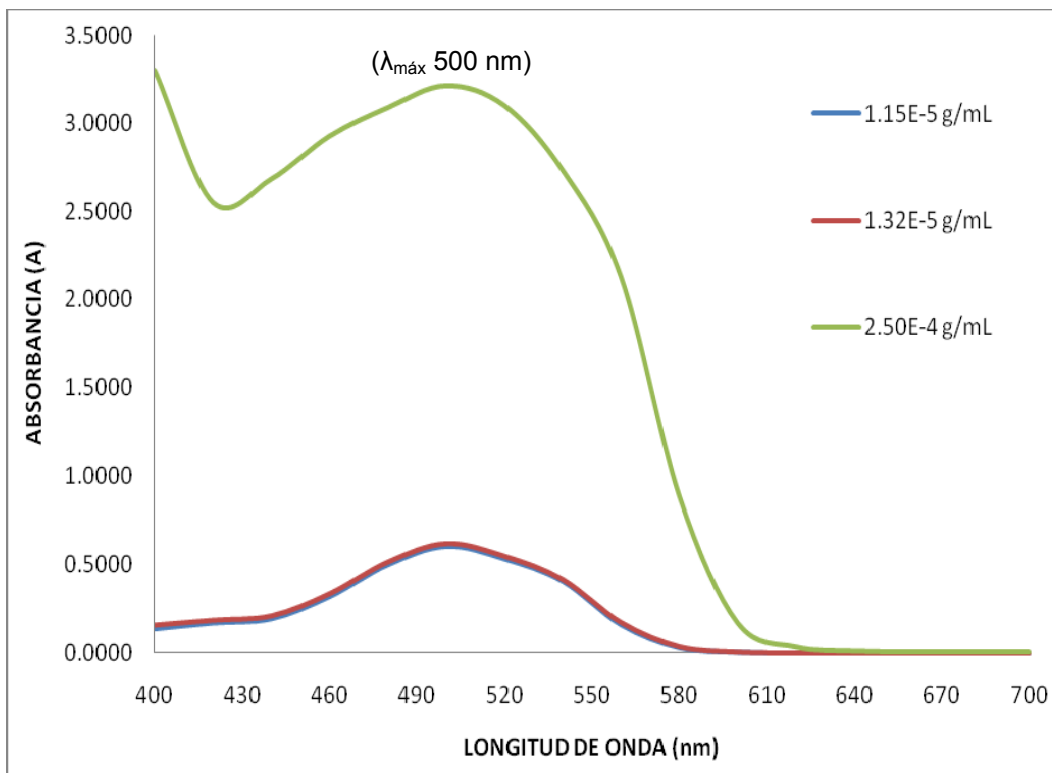
Figura 73. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados al vacío a 60 °C y 37.8 – 48.8 kPa y por liofilización a –30 °C y 0.4 kPa



Fuente: Datos calculados

4.8.4. Colorante FD&C rojo No. 40

Figura 74. Barrido espectrofotométrico en el rango visible de soluciones acuosas del colorante FD&C rojo No. 40



Fuente: Datos calculados

4.9. Medición de color

Tabla CCXVIII. Comparación del color de los colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) con el FD&C rojo No. 40

PARÁMETRO	FD&C ROJO No. 40	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	PITAHAYA (<i>H. undatus</i>) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
%p/V sólido	0.0011538	1.8122	0.7396
Colorante (g/mL)	1.1538×10^{-5}	9.8662×10^{-3}	4.1041×10^{-3}
L*	101.18	100.81	101.90
a*	4.73	2.60	2.92
b*	-1.49	-0.93	-1.53
C*	4.97	2.77	3.30
h*	342.60	340.26	332.33
ΔE^*	-	2.23	1.95
DIFERENCIA	-	ACEPTABLE	MÍNIMA

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXIX. Comparación del color de los colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) con el FD&C rojo No. 40

PARÁMETRO	FD&C ROJO No. 40	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) VACÍO (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	REMOLACHA (<i>B. vulgaris</i>) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
%p/V sólido	0.0013182	0.277	0.04691
Colorante (g/mL)	1.3182×10^{-5}	1.4529×10^{-4}	2.5402×10^{-5}
L*	98.32	101.20	97.21
a*	8.42	0.23	8.31
b*	-1.65	3.16	1.09
C*	8.58	3.17	8.38
h*	348.85	85.79	7.45
ΔE^*	-	9.92	2.95
DIFERENCIA	-	INACEPTABLE	ACEPTABLE

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXX. Comparación del color de los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) con el FD&C rojo No. 40

PARÁMETRO	FD&C ROJO No. 40	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) VACÍO (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	ROSA DE JAMAICA (<i>H. sabdariffa</i> L.) LIOFILIZADA (-30 °C y 0.4 kPa)
%p/V sólido	0.025	0.8441	1.2147
Colorante (g/mL)	2.5×10^{-4}	6.9116×10^{-3}	1.012×10^{-2}
L*	86.31	86.71	85.95
a*	34.71	32.31	34.18
b*	1.41	1.77	3.06
C*	34.74	32.38	34.32
h*	2.33	3.05	5.11
ΔE^*	-	2.45	1.76
DIFERENCIA	-	ACEPTABLE	MÍNIMA

Fuente: Datos calculados

4.10. Índices de refracción

Tabla CCXXI. Índice de refracción de soluciones de los colorantes reconstituidos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) y del FD&C rojo No. 40

COLORANTE	CONCENTRACIÓN DE COLORANTE (g/mL)	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
FD&C rojo No. 40	1.1538×10^{-5}	1.334
Pitahaya (<i>H. undatus</i>) vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	9.8662×10^{-3}	1.335
Pitahaya (<i>H. undatus</i>) Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	4.1041×10^{-3}	1.334

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXXII. Índice de refracción de soluciones de los colorantes reconstituidos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) y del FD&C rojo No. 40

COLORANTE	CONCENTRACIÓN DE COLORANTE (g/mL)	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
FD&C rojo No. 40	1.3182×10^{-5}	1.334
Remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>) vacío (40 °C y 37.8 – 43.75 kPa)	1.4529×10^{-4}	1.334
Remolacha roja (<i>Beta vulgaris</i>) liofilizada (-30 °C y 0.4 kPa)	2.5402×10^{-5}	1.334

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXXIII. Índice de refracción de soluciones de los colorantes reconstituidos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) y del FD&C rojo No. 40

COLORANTE	CONCENTRACIÓN DE COLORANTE (g/mL)	ÍNDICE DE REFRACCIÓN
FD&C rojo No. 40	2.5000×10^{-4}	1.334
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) vacío (60 °C y 37.8 – 48.8 kPa)	6.9116×10^{-3}	1.334
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>) liofilizada (-30 °C y 0.4 kPa)	1.0120×10^{-2}	1.335

Fuente: Datos calculados

4.11. Prueba sensorial del color

Tabla CCXXIV. Resultados de la prueba de Duncan

MUESTRAS	CONCLUSIÓN
R40 y RJV	DIFERENTES
R40 y PV	DIFERENTES
R40 y RV	DIFERENTES
R40 y RL	IGUALES
R40 y RJL	IGUALES
R40 y PL	IGUALES
PL y RJV	DIFERENTES
PL y PV	DIFERENTES
PL y RV	DIFERENTES
PL y RL	IGUALES
PL y RJL	IGUALES
RJL y RJV	DIFERENTES
RJL y PV	DIFERENTES
RJL y RV	DIFERENTES
RJL y RL	IGUALES
RL y RJV	DIFERENTES
RL y PV	IGUALES
RL y RV	IGUALES
RV y RJV	DIFERENTES
RV y PV	IGUALES
PV y RJV	DIFERENTES

Fuente: Datos calculados

Tabla CCXXV. Evaluación de las muestras de yogurt con los colorantes secos reconstituidos y el FD&C rojo No. 40

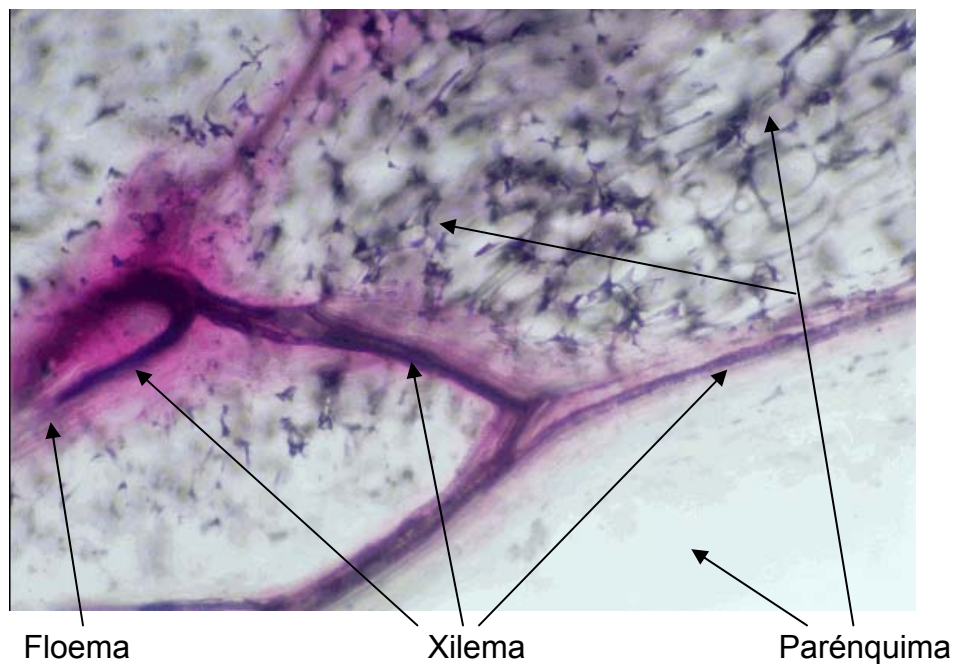
ESPECIE	SECADO	PROMEDIO	INTERPRETACIÓN
Pitahaya (<i>H. undatus</i>)	Vacío (60 °C y 37.8-48.8 kPa)	5.21	No me gusta ni me disgusta
Pitahaya (<i>H. undatus</i>)	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	6.53	Me gusta moderadamente
Remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>)	Vacío (40 °C y 37.8-43.75 kPa)	5.50	Me gusta ligeramente
Remolacha roja (<i>B. vulgaris</i>)	Liofilización (-30 °C y 0.4 kPa)	6.03	Me gusta ligeramente
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	Vacío (60 °C y 37.8-48.8 kPa)	4.09	Me disgusta ligeramente
Rosa de Jamaica (<i>H. sabdariffa L.</i>)	Liofilización(-30 °C y 0.4 kPa)	6.44	Me gusta ligeramente
FD&C rojo No. 40	No aplica	6.79	Me gusta moderadamente

Fuente: Datos calculados

4.12. Cortes histológicos

4.12.1. Mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

Figura 75. Xilema y parénquima reservante del mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

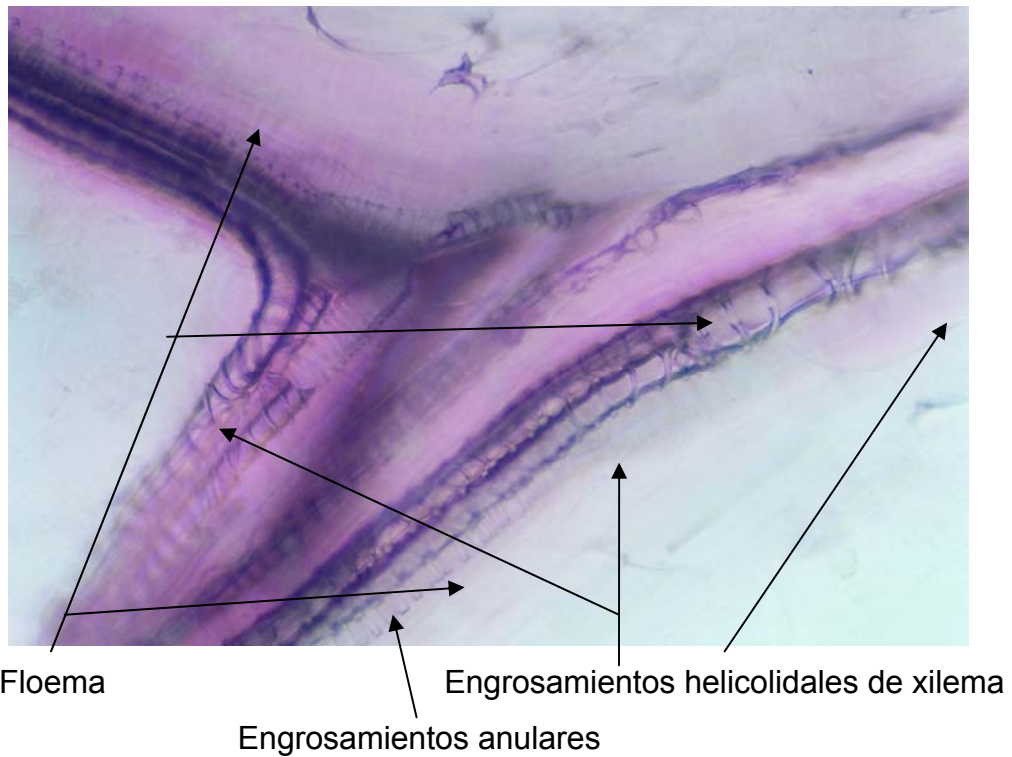


Fuente: Datos experimentales

Descripción

El corte transversal del mesocarpio de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) muestra al xilema que transporta el pigmento, la betanina. Las células ovaladas que se observan cerca del xilema son células del parénquima reservante. Los haces vasculares de xilema transportan el pigmento en diferentes direcciones. El floema está compuesto por las células rectangulares que rodean al xilema. Las células parenquimáticas son adyacentes al floema.

Figura 76. Xilema y floema del mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

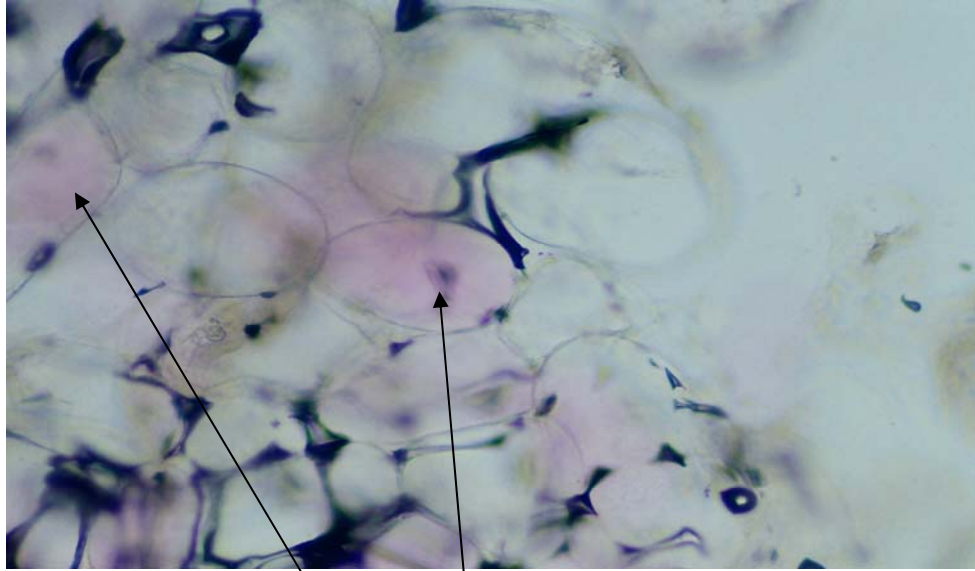


Fuente: Datos experimentales

Descripción

El xilema está compuesto por engrosamientos anulares y helicoidales que transportan la betanina. Las células rectangulares de floema rodean a los engrosamientos del xilema. Se observan células ovaladas de parénquima adyacentes al floema.

Figura 77. Células parenquimáticas coloreadas del mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)



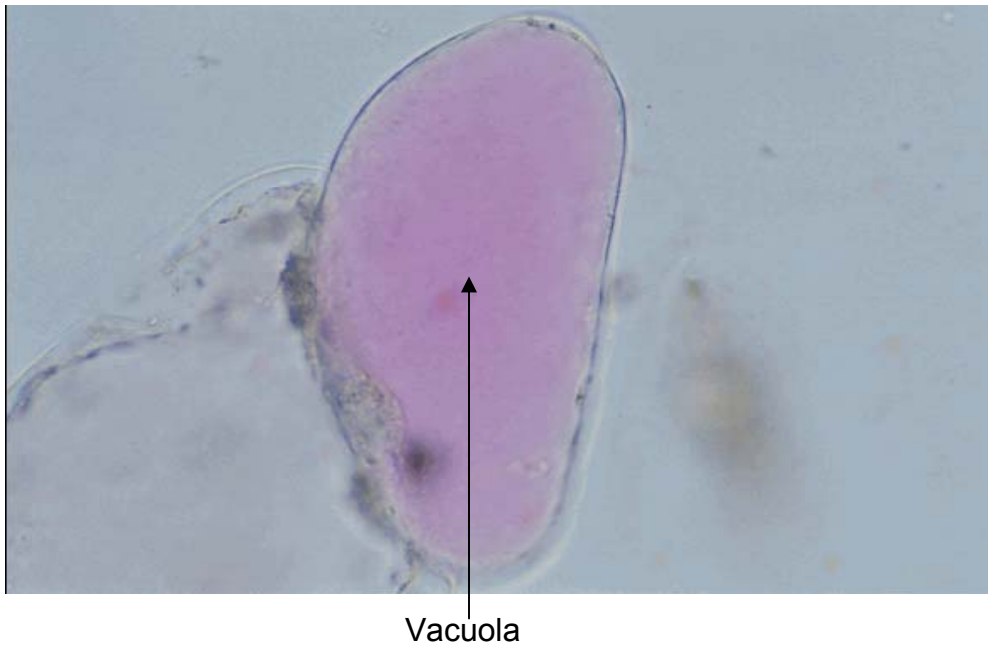
Células parenquimáticas coloreadas

Fuente: Datos experimentales

Descripción

Algunas de las células del parénquima contienen betanina.

Figura 78. Célula parenquimática suelta del mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)



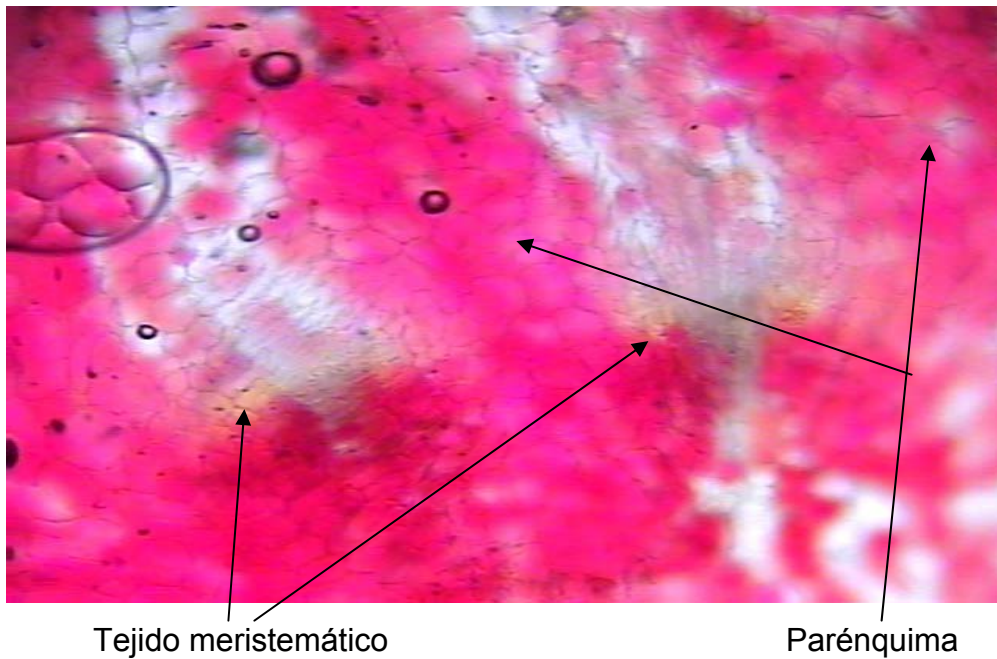
Fuente: Datos experimentales

Descripción

La célula parenquimática observada presenta la vacuola, coloreada con betanina, ocupando totalmente el citoplasma.

4.12.2. Raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Figura 79. Tejido meristemático y parenquimático de la raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

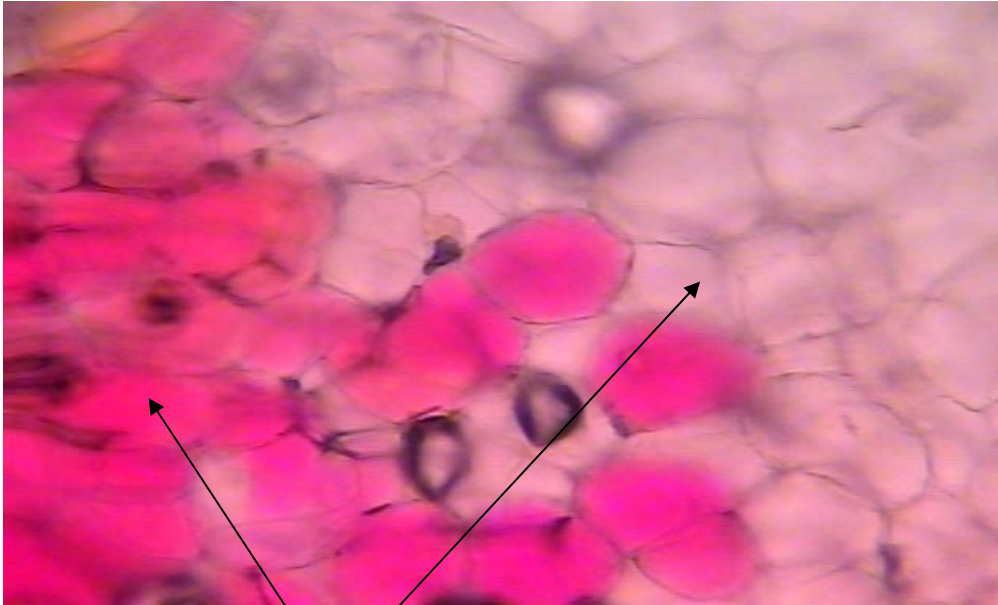


Fuente: Datos experimentales

Descripción

El corte transversal de la raíz de remolacha (*Beta vulgaris*) muestra dos zonas de crecimiento secundario. Las células de parénquima se observan coloreadas de rojo, betanina. Las células del tejido meristemático son pequeñas y contienen vulgaxantina, por lo que presentan una coloración amarillenta.

**Figura 80. Tejido parenquimático reservante de la raíz de remolacha roja
(*Beta vulgaris*)**



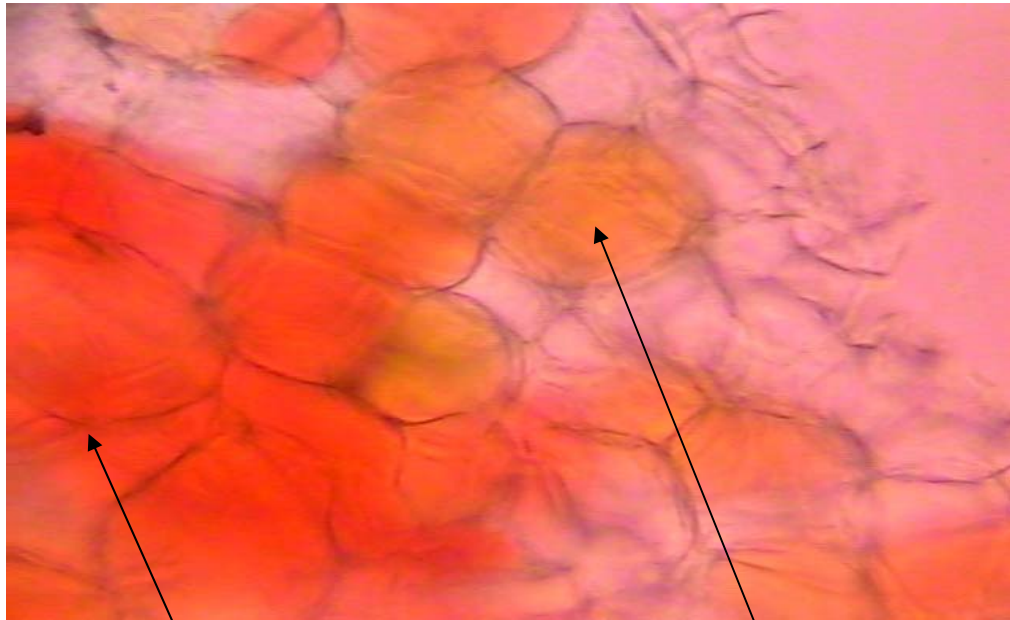
Células parenquimáticas

Fuente: Datos experimentales

Descripción

Las células del tejido parenquimático se encuentran coloreadas por la betanina. Algunas células se observan de color fucsia porque contienen gran cantidad del pigmento.

Figura 81. Células del parénquima de reserva de la raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*)



Célula con betanina

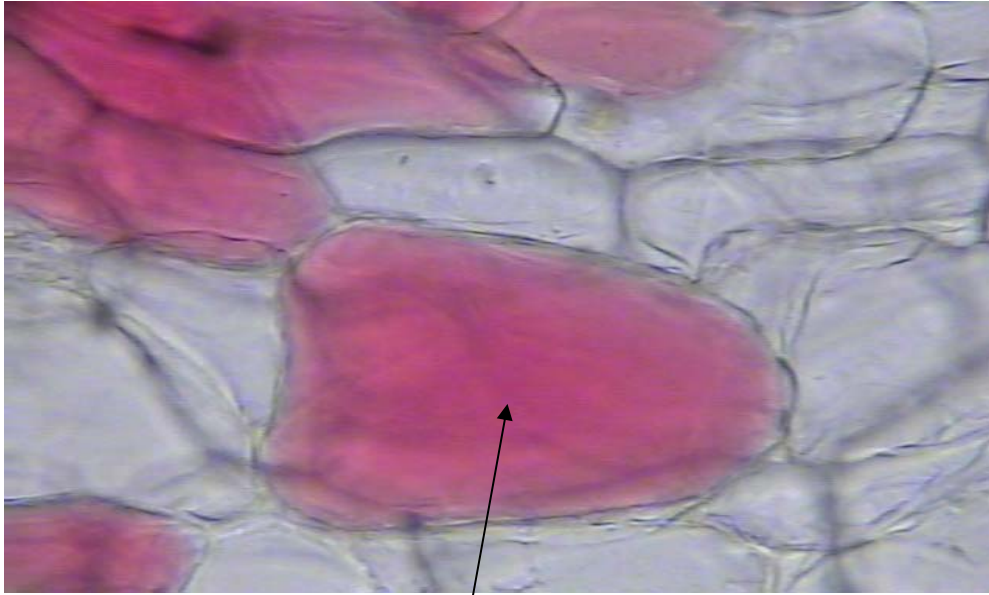
Célula con vulgaxantina

Fuente: Datos experimentales

Descripción

Acercamiento de las células del parénquima reservante. Se observan células que contienen ambos pigmentos: betanina (rosado a fucsia) y vulgaxantina (amarillo).

**Figura 82. Célula de parénquima reservante de la raíz de remolacha roja
(*Beta vulgaris*)**



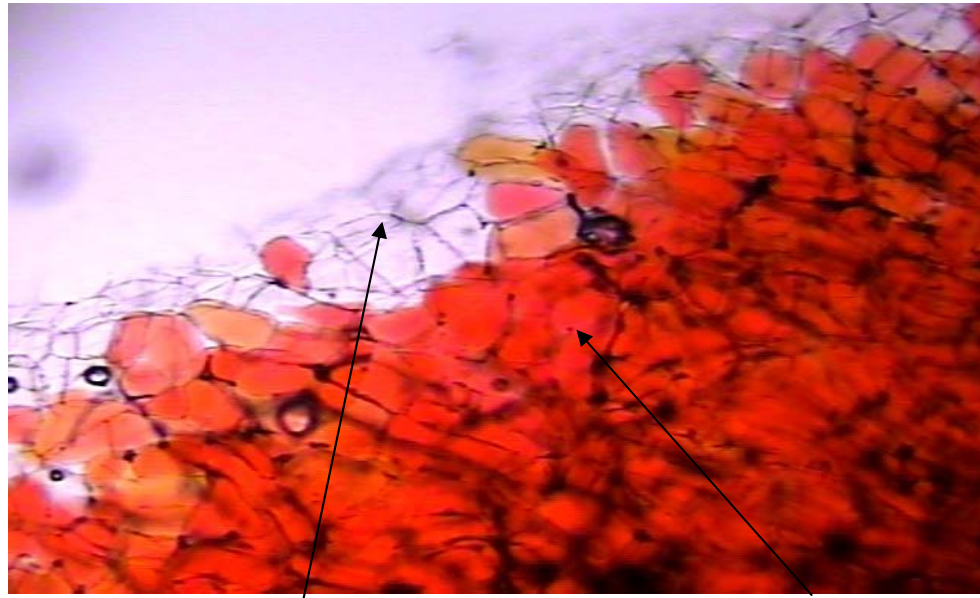
Vacuola

Fuente: Datos experimentales

Descripción

Aumento de una célula parenquimática en donde la vacuola ocupa todo el citoplasma conteniendo betanina.

Figura 83. Borde de la raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*)



Felodermis

Parénquima

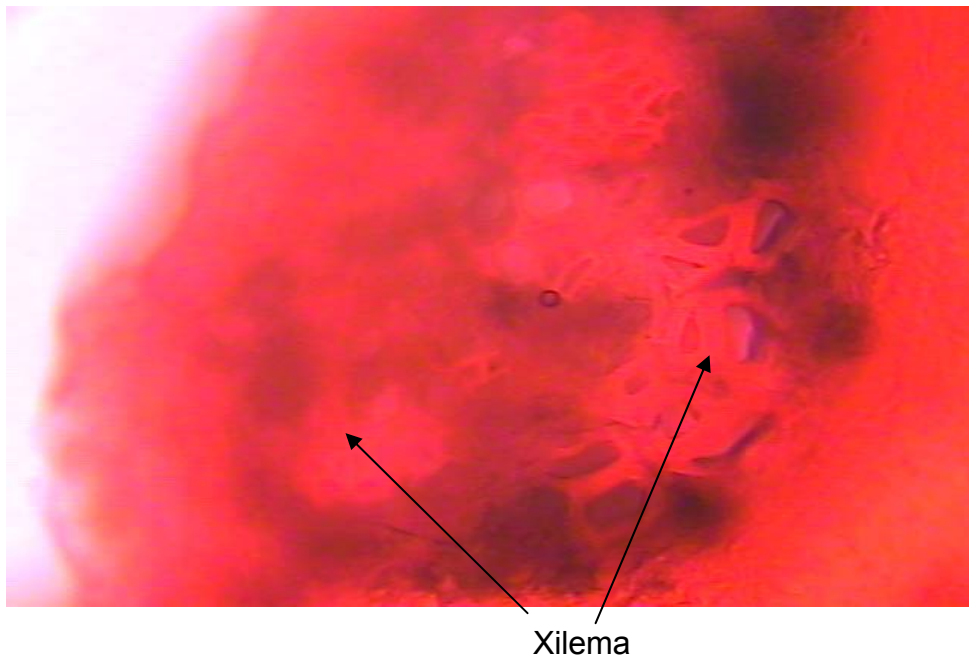
Fuente: Datos experimentales

Descripción

Borde de la raíz de remolacha (*Beta vulgaris*) en donde se observan células del felodermis incoloras que protegen el parénquima que contiene pigmentos. La felodermis sale del felógeno.

4.12.3. Cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Figura 84. Xilema de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

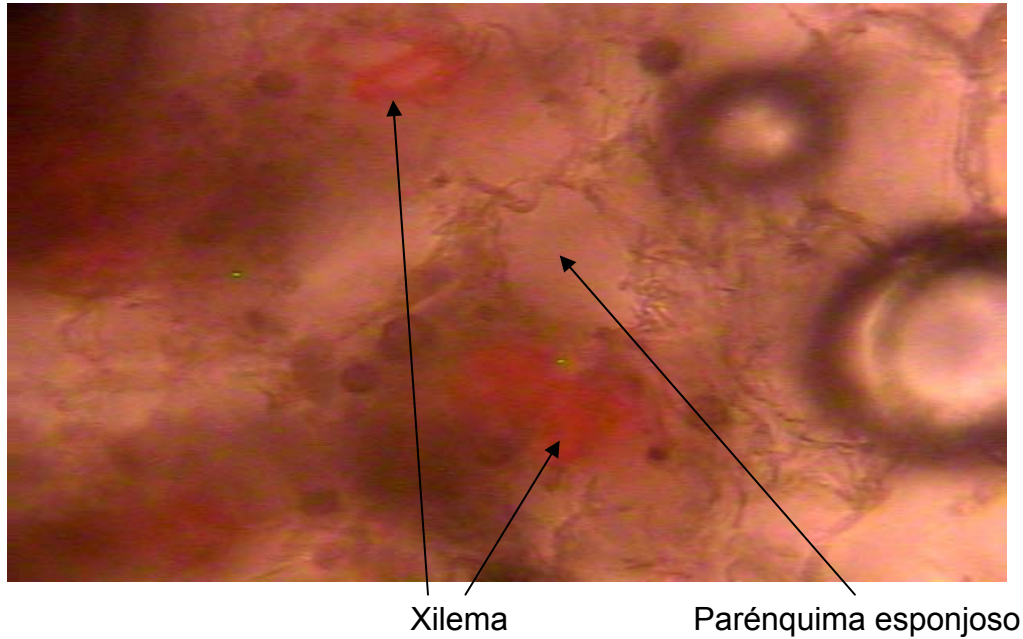


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Corte transversal del cáliz de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Se observa el xilema coloreado de rojo, transportando el pigmento cianidina.

Figura 85. Xilema I de los cáliz de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

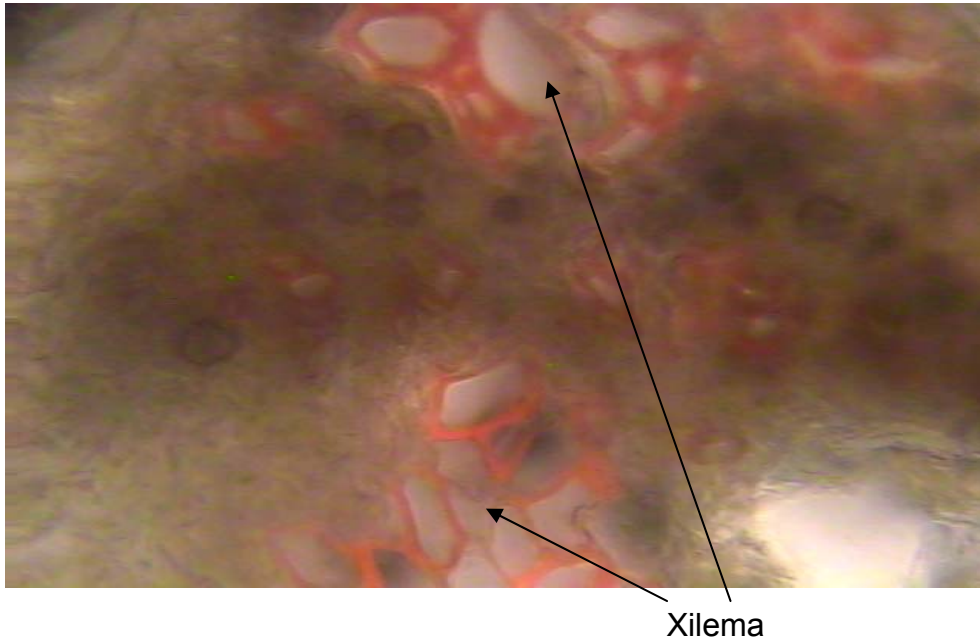


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Corte transversal del cáliz de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.). Se observa el xilema coloreado de rojo, transportando cianidina, y las células del parénquima esponjoso.

Figura 86. Xilema II de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

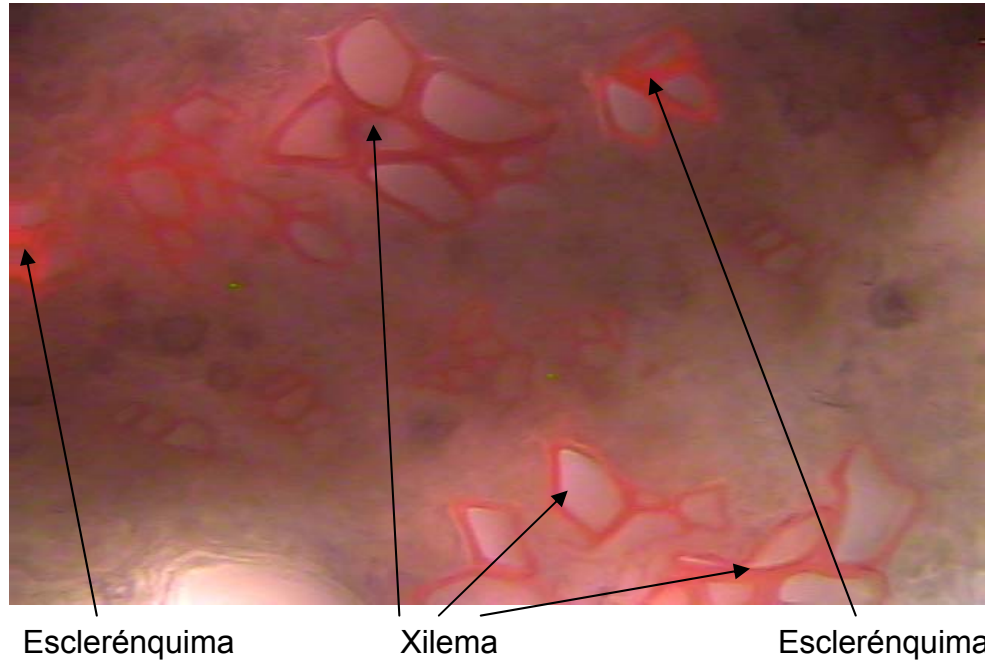


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Haces vasculares de xilema que transportan cianidina. Se observan células con pigmentos clorofílicos rodeando al xilema.

Figura 87. Aumento del xilema de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

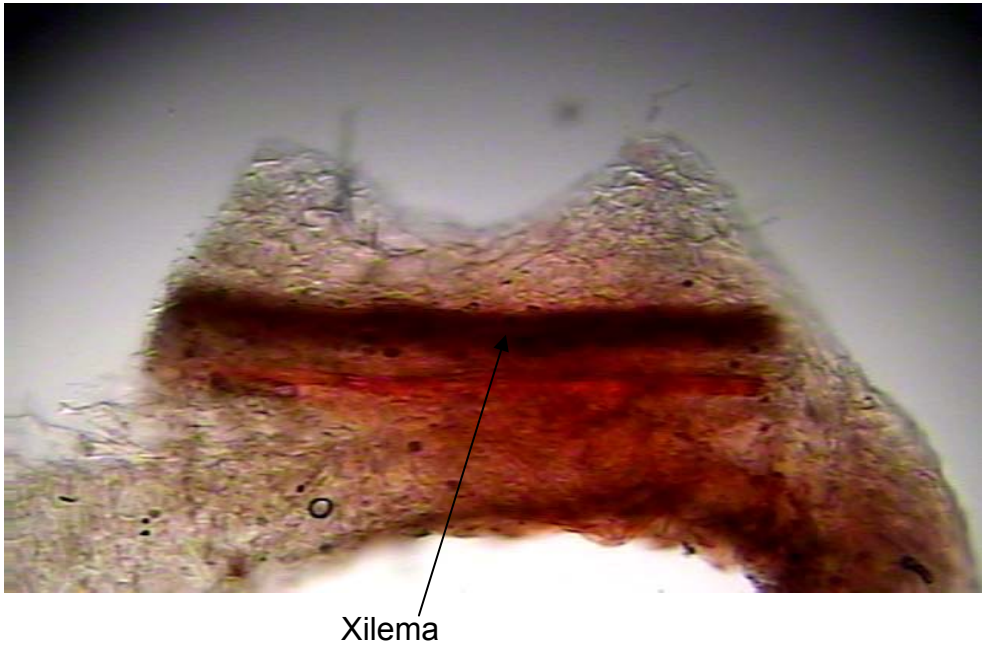


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Aumento de las células de xilema transportando cianidina. También se observan células de esclerénquima.

**Figura 88. Haces vasculares de xilema de los cálices de rosa de Jamaica
(*Hibiscus sabdariffa* L.)**

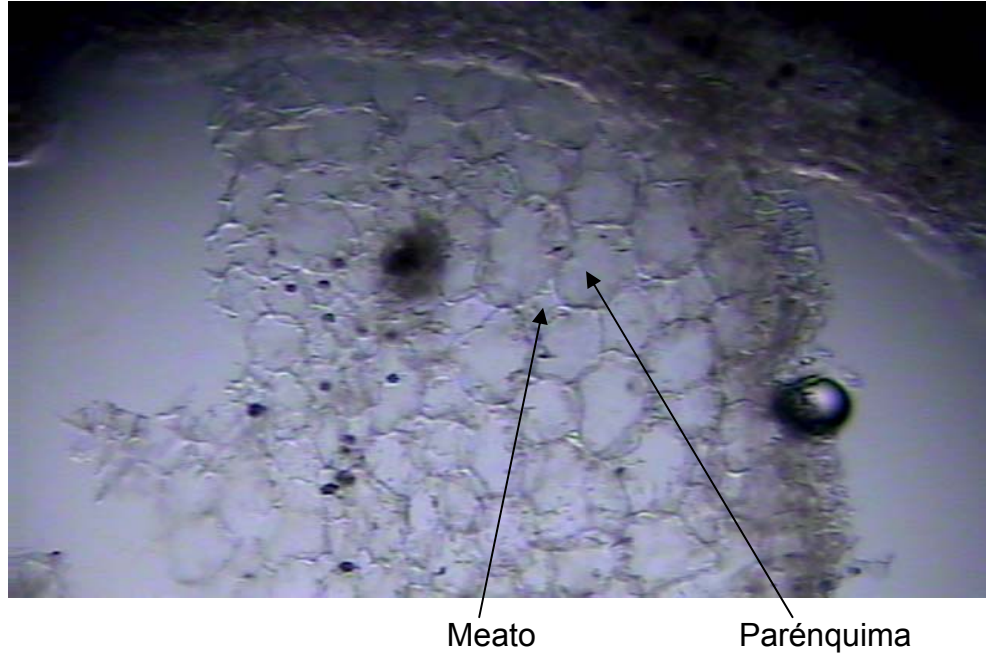


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Corte longitudinal de los haces vasculares de xilema transportando el pigmento rojo, cianidina.

**Figura 89. Parénquima esponjoso de los cálices de rosa de Jamaica
(*Hibiscus sabdariffa* L.)**

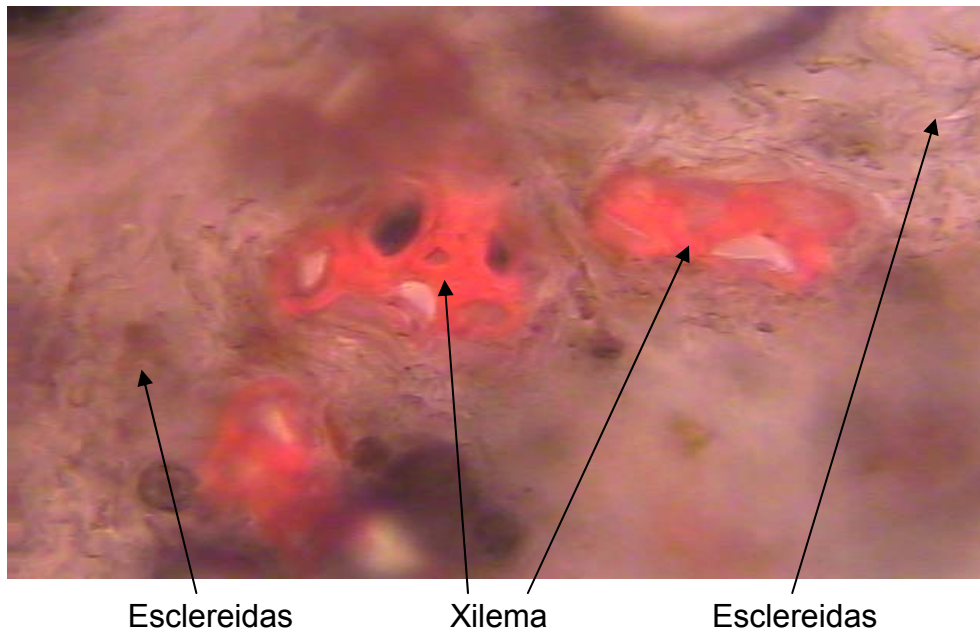


Fuente: Datos experimentales

Descripción

El parénquima esponjoso no muestra coloración.

Figura 90. Esclerénquima de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)



Fuente: Datos experimentales

Descripción

Se observa el tejido esclerenquimático formado por células con paredes engrosadas. En el tejido se muestran fibras xilemáticas y esclereidas.

Figura 91. Tejido parenquimático de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)



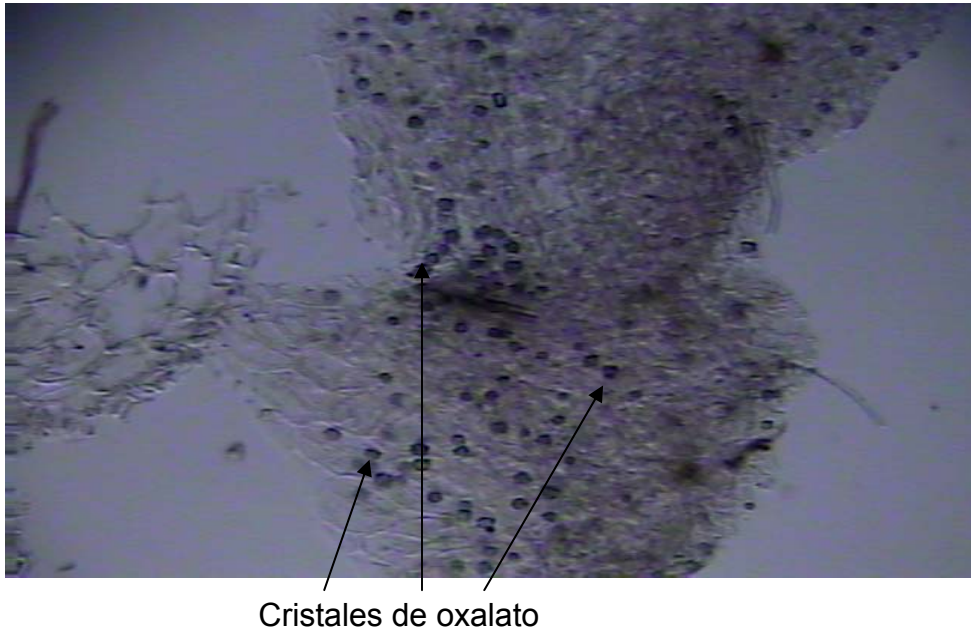
Cristales de oxalato de calcio

Fuente: Datos experimentales

Descripción

Se muestra una porción del tejido parenquimático en donde se observan inclusiones cristalinas de oxalato de calcio en forma de drusas.

Figura 92. Parénquima con inclusiones cristalinas de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

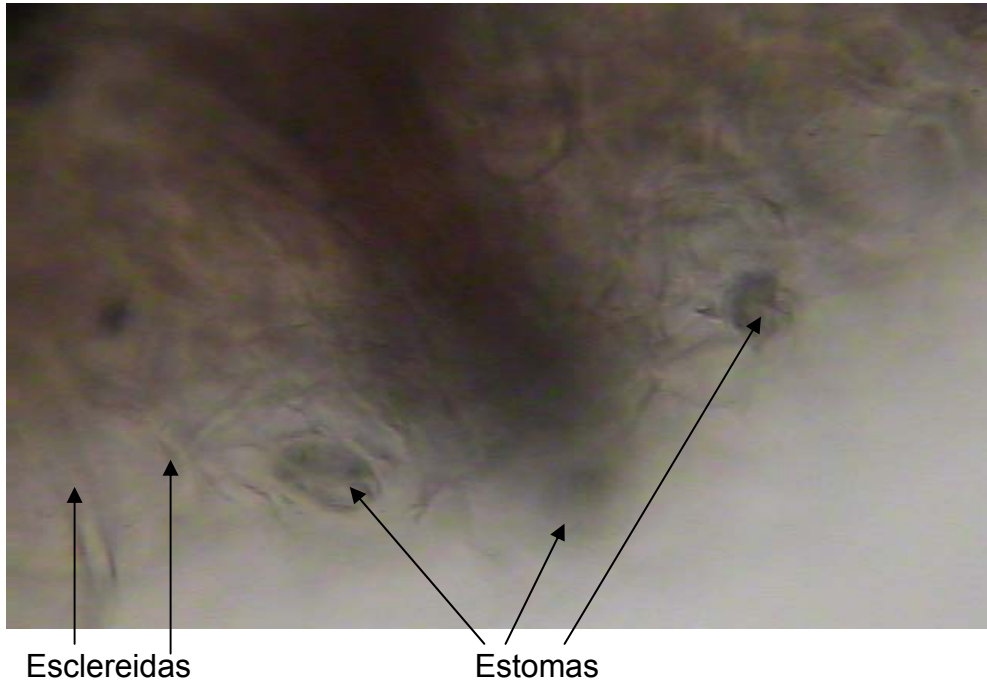


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Tejido parenquimático conteniendo muchas inclusiones cristalinas de oxalato de calcio en forma de drusas. Estos cristales están distribuidos en el parénquima.

Figura 93. Estomas de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

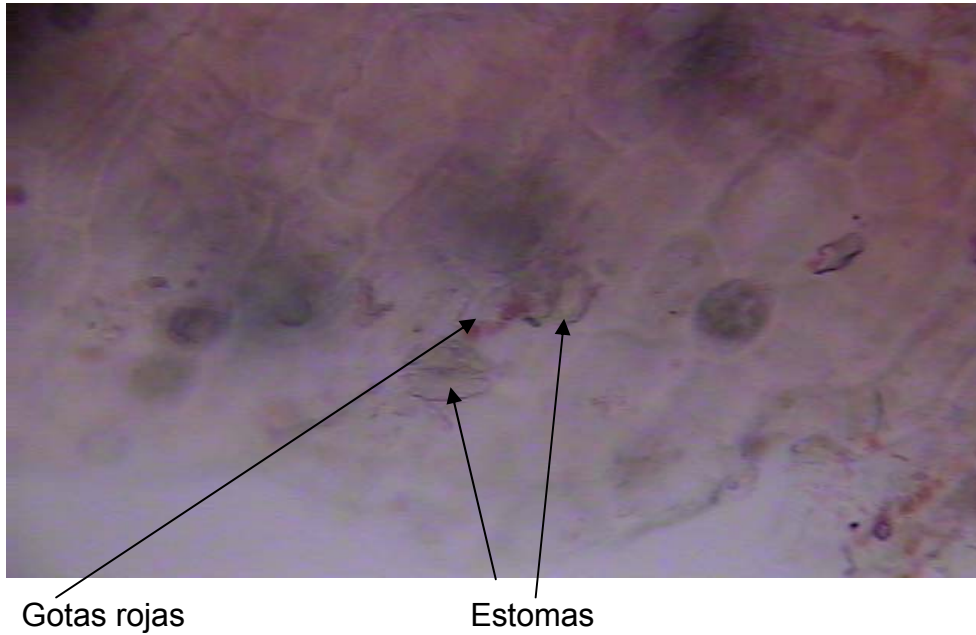


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Los estomas se observan ligeramente azules y contienen pequeñas vacuolas con el pigmento azul, delfinidina. Se puede observar además las esclereidas de tipo: fibroesclereidas y tricoesclereidas.

Figura 94. Aumento de estomas de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

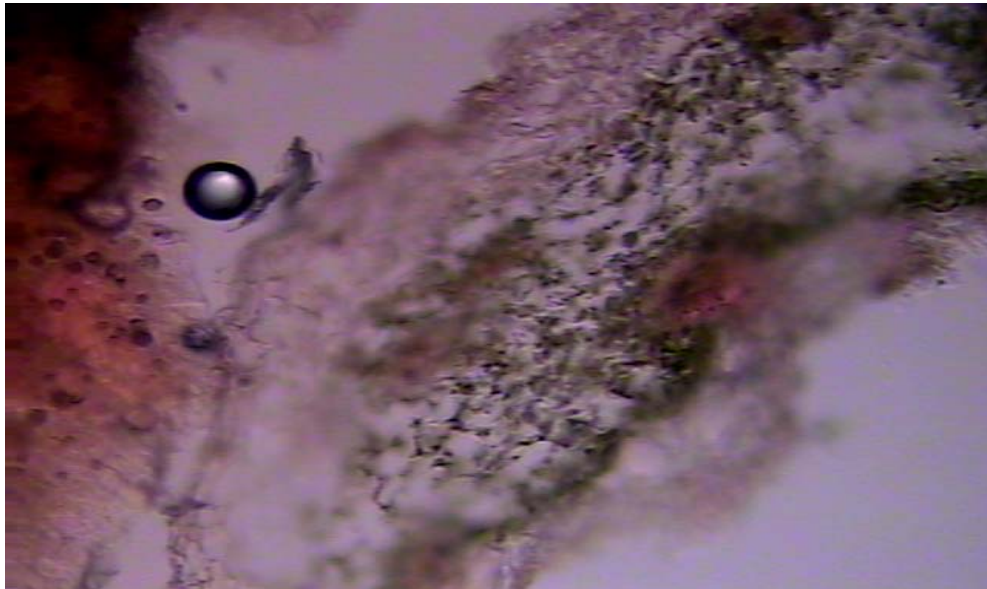


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Se observan estomas que contienen el pigmento azul, delphinidina, y gotas rojas de cianidina en las células del parénquima.

Figura 95. Parénquima clorofílico de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

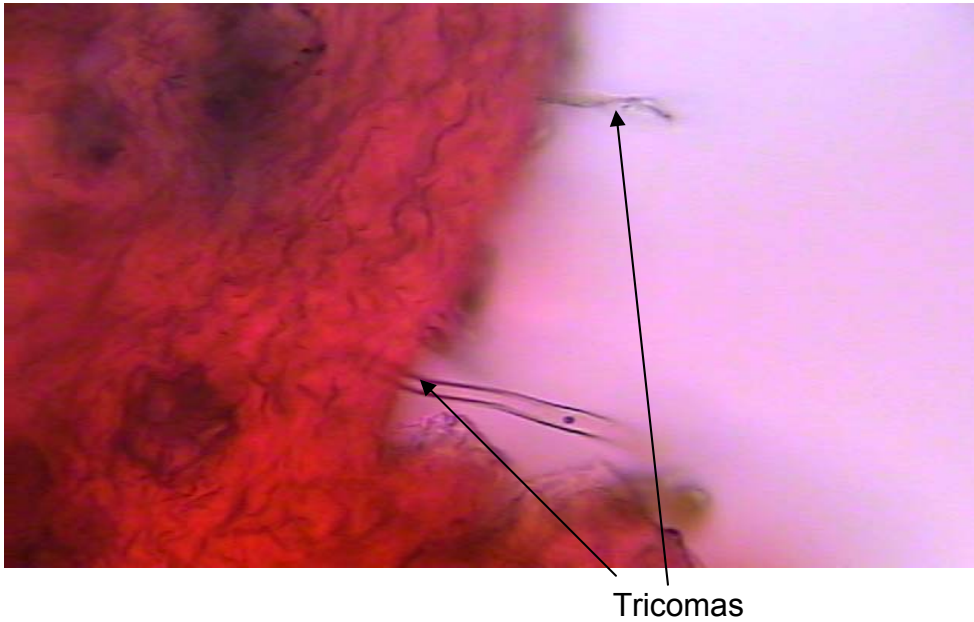


Fuente: Datos experimentales

Descripción

Se observa el parénquima clorofílico verde, con mezcla de pigmentos azul (delfinidina) y rojo (cianidina).

Figura 96. Epidermis de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

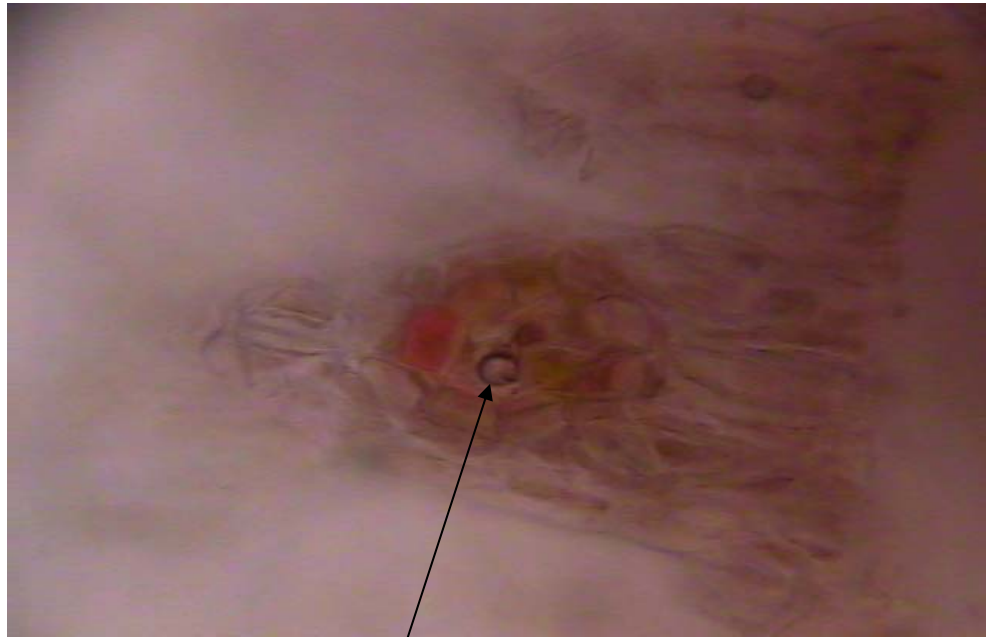


Fuente: Datos experimentales

Descripción

De la epidermis, se prolongan tricomas largos y coloreados.

Figura 97. Glándula secretora de los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)



Glándula secretora

Fuente: Datos experimentales

Descripción

La epidermis presenta algunas glándulas secretoras de tipo pluricelular en la que se observa la presencia de células llenas de cianidina.

5. INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

5.1. Determinación de la temperatura de secado al vacío de los extractos

La determinación de la temperatura de secado de los extractos acuosos se realizó al comparar los barridos espectrofotométricos de absorbancia de los colorantes reconstituidos en el espectro visible secados a 40, 50 y 60 °C. El análisis de varianza demostró que las áreas bajo la curva de absorbancia de los colorantes reconstituidos en el espectro visible son estadísticamente iguales al secar a las tres temperaturas los extractos acuosos del mesocarpio del fruto de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y los cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) al 95 % de nivel de confianza.

Por el contrario, para los extractos acuosos de la raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*), la temperatura del horno secador influyó en los barridos espectrofotométricos. Con el análisis de varianza se demostró que las áreas bajo la curva de los barridos espectrofotométricos del colorante reconstituido en el espectro visible son significativamente distintas al secar a las tres temperaturas al 95 % de nivel de confianza.

Con estos resultados se determinó que la temperatura óptima del secado de los extractos acuosos de pitahaya (*Hylocereus undatus*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) es 60 °C. Al secar a 60 °C se disminuyó el tiempo de residencia de los extractos en el horno secador al vacío (47.5 y 46.93 h, respectivamente).

Sin embargo, la remolacha roja (*Beta vulgaris*) se secó a 40 °C por la diferencia estadística demostrada entre las áreas de los barridos espectrofotométricos al 95 % de confianza. La temperatura de secado tuvo incidencia en el tiempo de residencia de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) dentro del horno secador al vacío: 72.06 h.

5.2. Curvas de humedad relativa y pH

Las curvas de humedad relativa del secado de los extractos acuosos muestran una similitud: la humedad relativa aumenta rápidamente en las primeras horas de cada ciclo y después lo hace pero no con la misma rapidez tendiendo a un límite. Este comportamiento es típico de toda operación de transferencia de masa: el gradiente entre las dos fases es mayor al inicio y disminuye a medida que el sistema se aproxima al equilibrio. En este caso, el gradiente es la presión parcial de agua entre las dos fases: en la superficie del extracto acuoso y el horno secador al vacío. Cuando inicia cada ciclo de secado, la presión parcial de agua es sólo la presente por las condiciones atmosféricas del aire húmedo medido por las temperaturas de bulbo seco y húmedo. A medida que se evapora agua, esta presión parcial aumenta y con ello disminuye la velocidad de secado.

La curva de humedad relativa permitió determinar el tiempo de secado. En el último ciclo del secado de las tres especies, se observa que el aumento de la humedad relativa, con respecto a las condiciones atmosféricas iniciales del aire húmedo del ambiente, es bajo o nulo. Esto indica a su vez que la velocidad de secado es muy baja. En ese momento, se detuvo el secado al vacío.

El comportamiento de la humedad relativa en función del tiempo tiene su incidencia en las curvas del potencial de hidrógeno (pH) en función del tiempo. Se observa que en los casos de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.), existe un descenso acelerado del pH y luego, el pH disminuye lentamente. La betalaína de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y las antocianinas de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) son compuestos ácidos que al separar el solvente que los mantiene en solución, se concentran, aumentando la acidez y disminuyendo el pH. Se observa que las antocianinas de la roja de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) son más ácidas que la betalaína de la pitahaya (*Hylocereus undatus*).

La curva del pH de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) difirió de las obtenidas para las otras dos especies: el pH aumentó con el tiempo a pesar que la betanina es un compuesto ácido. Estas curvas muestran que la betanina se degradó: se hidrolizó en CDG (ciclodopa-5-O-glucósico) y BA (ácido betalámico). Esta hidrólisis ocurre en condiciones alcalinas suaves y se acelera si existe calentamiento de la solución.

En estudios realizados se ha demostrado que cuando el pH de la solución de betanina está fuera del intervalo 4-6, el número de moles de oxígeno excede el número de moles de betanina en solución provocando que la betanina se degrade y los productos de la hidrólisis sean susceptibles a degradación oxidativa (referencia 25).

5.3. Rendimiento del colorante

La prueba de Benedict mostró que la cantidad de azúcares reductores presentes en los extractos acuosos de las tres especies es mayor en la remolacha roja (*Beta vulgaris*) (88.6 %), seguido de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) (39.5 %) y finalmente de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) (13.13 %). La cuantificación de los azúcares reductores es muy importante en el cálculo del rendimiento de los colorantes ya que en el caso de la remolacha roja (*Beta vulgaris*), la composición del colorante seco obtenido por las dos técnicas de secado es, en su mayoría, azúcares reductores. Por el contrario, la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) presenta el menor porcentaje de azúcares reductores.

En la sección de resultados se observa que el porcentaje de rendimiento del colorante de remolacha roja (*Beta vulgaris*) es muy bajo mientras que el de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*), especialmente el de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*), es alto.

5.4. Pruebas cualitativas de color y cromatografía en capa fina

Las pruebas cualitativas de color mostraron que las betalaínas están presentes únicamente en los extractos acuosos de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) mientras que las antocianinas en los extractos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*). Estos compuestos están presentes se observaron en los extractos acuosos por su propiedad hidrofílica. Por el contrario, las pruebas de cumarinas y antraquinonas resultaron negativas para los extractos acuosos de todas las especies.

La betanina está presente tanto en los extractos acuosos de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y la remolacha roja (*Beta vulgaris*). En la remolacha (*Beta vulgaris*), además de la betanina está presente la vulgaxantina, en menor proporción. En los casos de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), la betanina se observó en los colorantes secados con el horno secador al vacío y con liofilización.

En la remolacha roja (*Beta vulgaris*), únicamente se identificó la betanina en el colorante liofilizado mientras en el secado al vacío no se identificó. Sin embargo, la vulgaxantina estuvo presente en los colorantes secos con las dos técnicas. La betanina no se identificó en el colorante secado con el horno secador al vacío porque este compuesto sufrió hidrólisis acelerada por la temperatura de operación dentro del horno.

En el caso de la cromatografía en capa fina para la remolacha roja (*Beta vulgaris*), la separación de la betanina y vulgaxantina es muy difícil: R_f muy cercanos como se observa en los resultados. Esto es consecuencia de la similitud entre las estructuras químicas de los compuestos (referencia 25, página 43).

En la investigación de flavonoides y antocianinas se observó que la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) presenta flavonas, isoflavonas, flavonoles, flavanonoles, chalconas y auronas. En la cromatografía en capa fina se separaron los pigmentos y se identificaron algunas de las especies presentes en función de sus R_f . Se identificó a la cianidina, cianidina-3- glucósido, delphinidina-3,5-diglucósido, pelargonidina y pelargonidina-7-glucósido (referencia 24, página 107).

5.5. Barridos espectrofotométricos en el espectro visible

El análisis de varianza de la comparación de las áreas bajo la curva de absorbancia en el espectro visible de los extractos acuosos antes de secar y los colorantes secos reconstituidos, muestra que al 95 % de confianza, las áreas son estadísticamente iguales al liofilizar los extractos acuosos congelados de las tres especies. Sin embargo, las áreas son estadísticamente distintas al comparar las áreas bajo la curva del barrido espectrofotométrico de los extractos acuosos antes de secar y de los colorantes reconstituidos secados con el horno secador al vacío.

Esto demuestra que las propiedades espectrofotométricas de los colorantes se mantienen sin cambio estadístico alguno al liofilizar los extractos acuosos. Es más, se observa que las curvas de absorbancia de los extractos liofilizados se aproximan en una gran región del espectro visible a las curvas de los extractos antes de secar.

El barrido espectrofotométrico en el rango visible de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) muestra un máximo de absorbancia a 540 nm. Esta es la longitud de absorbancia máxima de la betanina purificada (538 nm) (referencia 24, página 129).

Asimismo, los barridos espectrofotométricos en el rango visible de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) muestran diferencias en los máximos de absorbancia: los correspondientes a los extractos acuosos antes de secar y los colorantes liofilizados reconstituidos presentan dos longitudes de onda máxima mientras que en el caso del colorante secado al vacío reconstituido se observa que la absorbancia disminuye con la longitud de onda, observándose el máximo valor en 400 nm.

Los máximos de absorbancia de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) y los colorantes liofilizados reconstituidos se presentan en 480 y 520 nm. Estos máximos de absorbancia son los correspondientes a la vulgaxantina –pigmento amarillo- (478 nm) y betanina –pigmento rojo- (537 nm), respectivamente (referencia 24, página 129). Los colorantes secados al vacío y reconstituidos de remolacha muestran coloración amarilla y su barrido espectrofotométrico presenta su máxima absorbancia a 400 nm. Esto es consecuencia de la liberación del ácido betalámico (amarillo) producto, junto con el ciclodopa-5-O-glucósido, de la hidrólisis de la betanina (referencia 24, página 124).

Los extractos acuosos de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) y los colorantes secos reconstituidos muestran dos máximos de absorbancia: 520 y 560 nm. El máximo de absorbancia presente en 520 es el correspondiente a la cianidin-3-glucósido (523 nm) que es el pigmento rojo. El máximo de absorbancia observado a 560 nm corresponde a la delfininida (546 nm), el pigmento azul (referencia 24, página 107).

Los barridos espectrofotométricos de las soluciones del colorante sintético FD&C rojo No. 40 muestran un máximo de absorbancia presente a 500 nm.

5.6. Medición de color

La medición de color se basó en el espacio de color $L^*C^*h^*$. En donde el parámetro de mayor importancia para la aplicación de esta investigación es el a^* . Los valores negativos de a^* indican tonalidad verde y los positivos, rojo.

Al comparar los colores de las soluciones preparadas de los colorantes secos reconstituidos provenientes de las tres especies estudiadas, se observa que en general, los valores positivos de a^* (coloración roja) aumentan así: pitahaya (*Hylocereus undatus*), remolacha roja (*Beta vulgaris*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*). Esto sugiere que para coloraciones rojas de mayor intensidad, se deben utilizar soluciones de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) y para las de menor intensidad, pitahaya (*Hylocereus undatus*). La remolacha roja (*Beta vulgaris*) presenta intensidad intermedia entre las soluciones de pitahaya (*Hylocereus undatus*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*).

En las tablas de los valores correspondientes de los parámetros del espacio de color $L^*C^*h^*$, se presenta la diferencia entre las soluciones de los colorantes secos reconstituidos y las soluciones del colorante sintético FD&C rojo No. 40. Se observa que todas las soluciones preparadas con los colorantes reconstituidos de las tres especies presentan una diferencia de color mínima o aceptable con respecto al color de las soluciones de FD&C rojo No. 40. La excepción fue el colorante reconstituido secado en el horno secador al vacío cuya diferencia respecto al color del FD&C rojo No. 40 es inaceptable.

Los resultados de estas mediciones demuestran que los colorantes obtenidos de las tres especies y secadas con las dos técnicas alternativas de secado, son aplicables como alternativas a distintas concentraciones del FD&C rojo No. 40. A concentraciones diluidas de FD&C rojo No. 40, es aplicable el colorante obtenido de pitahaya (*Hylocereus undatus*). A concentraciones más concentradas de FD&C rojo No. 40, es plausible utilizar, en orden ascendente de concentración, colorantes de remolacha roja (*Beta vulgaris*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*), respectivamente.

5.7. Prueba sensorial

El análisis de varianza de los resultados de la prueba hedónica de nueve puntos del color del yogurt coloreado con los colorantes naturales y el FD&C rojo No. 40, mostró que la aceptabilidad del color entre las muestras es distinta al 95 % de confianza. Esta conclusión llevó a la necesidad de realizar la prueba de Duncan para determinar las parejas de muestras cuyos colores presentan la misma aceptabilidad al 95 % de confianza.

La prueba de Duncan reveló que las muestras de yogurt con colorantes liofilizados reconstituidos presentan la misma aceptabilidad de color que el yogurt con el colorante sintético FD&C rojo No. 40. También se determinó que la aceptación del yogurt con colorantes secados al vacío reconstituidos es distinta a aquella que contiene el FD&C rojo No. 40, teniendo ésta mayor aceptación. Asimismo, se estableció que para cada especie, la aceptación del color de las muestras de yogurt con colorantes liofilizados es mayor que aquellas con colorantes secados al vacío.

5.8. Cortes histológicos

5.8.1. Mesocarpio del fruto de pitahaya (*Hylocereus undatus*)

El corte transversal del mesocarpio de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) muestra al xilema que transporta el pigmento de la pitahaya (betanina). El xilema es un tejido conductor que transporta las materias primas (agua y sustancias inorgánicas) absorbidas del suelo por la raíz hasta las hojas en donde se producen los nutrientes (referencia 19, página 82).

Los cortes histológicos muestran que los engrosamientos que forman el xilema de la pitahaya son helicoidales en su mayoría y algunos de tipo anular. Todo el xilema está rodeado por las células rectangulares del floema y éste, a su vez, por el tejido parenquimático. El floema es un tejido conductor que, a diferencia del xilema, transporta los azúcares y otros producidos durante la fotosíntesis en las hojas hacia las partes no fotosintéticas y heterótrofas de las plantas vasculares que los consumen y almacenan.

Las células ovaladas que se encuentran cerca del xilema son células del parénquima reservante o esponjoso en donde se almacena gran cantidad de agua, característico de las plantas xerófilas que crecen en regiones secas (referencia 11, página 62). El parénquima de reserva almacena las sustancias que elabora el material y las guarda como sustancias de reserva que la planta necesitará en su nutrición, crecimiento y reproducción. Por lo general, almacena almidón, azúcares, aceites, gomas, alcaloides, grasas, resinas, entre otros (referencia 19, página 62).

En el mesocarpio del fruto de la pitahaya (*Hylocereus undatus*), el tejido parenquimático está formado por células ovaladas de membrana delgada y con meatos entre ellas. Algunas de las células parenquimáticas están coloreadas con betanina que se encuentra en vacuolas celulares, en cuya composición predomina el agua (referencia 19, página 55). Esto se debe a que las betalaínas son pigmentos hidrofílicos.

5.8.2. Raíz de remolacha roja (*Beta vulgaris*)

Los cortes histológicos de la raíz de remolacha (*Beta vulgaris*) muestran zonas de crecimiento secundario en el tejido meristemático. El tejido meristemático se encuentra en la extremidad de las raíces y está formado por células que originan otras nuevas por divisiones sucesivas.

Las zonas de crecimiento son los grupos de células en activa división. En esas zonas se observan células pequeñas que contienen pigmentos amarillos, vulgaxantina. Alrededor de las zonas de crecimiento, se encuentra el parénquima reservante conformado por células más grandes que contienen betanina.

El pigmento predominante en la raíz de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) es la betanina. En algunos casos, la vacuola de las células parenquimáticas ocupan todo el citoplasma y están coloreadas por dos pigmentos hidrofílicos: amarillos (vulgaxantina), rojos (betanina) o una mezcla de ambos. El área de las células que contienen betanina es mucho mayor que el área ocupada por las células que contienen vulgaxantina.

En el borde de la raíz de remolacha (*Beta vulgaris*) se observan células del felodermis incoloras. Estas células protegen al parénquima que contiene los pigmentos. La felodermis es un tejido que se encuentra en la corteza de las raíces. Este tejido es formado a partir del felógeno. La felodermis está formado por células vivas que se ubican en las mismas filas radiales en las que se encuentran las células del súber.

5.8.3. Cálices de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

Los cortes histológicos del cáliz de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) muestran un tejido parenquimático con abundantes esclereidas y numerosas inclusiones cristalinas de oxalato de calcio en forma de drusas distribuidas por todo el tejido. Las esclereidas abundantes son las responsables de que los cálices de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) sean mecánicamente resistentes. Las esclereidas son células con pared secundaria gruesa que forman parte de los tejidos de sostén de las plantas.

La epidermis es el tejido que cubre y reviste a toda la superficie externa de la flor protegiéndola del medio externo (referencia 11, página 47). De la epidermis, se prolongan tricomas largos y coloreados de tipo tector y algunas estructuras glandulares pluricelulares. Los tricomas son excrecencias epidérmicas de la superficie del cáliz de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.).

Se observa que los haces vasculares de xilema son coloreados con un pigmento rojo, cianidina, y están rodeados de pigmentos clorofílicos verdes y de pigmentos: rojos y azules cuya coloración depende del pH (referencia 19, página 56). Los estomas presentan coloración azul, conteniendo delphinidina. El parénquima esponjoso de los cálices de la rosa de Jamaica es incoloro. El extracto acuoso de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) se caracteriza por una acidez elevada, lo cual se manifiesta por la presencia de abundantes cristales de oxalato que dificulta la identificación de la delphinidina que se observa azul en medio básico.

CONCLUSIONES

Temperatura óptima de secado al vacío y tiempo de residencia

1. El análisis de varianza de las áreas bajo la curva de absorbancia en el espectro visible de los colorantes secados al vacío y reconstituidos determinó que la temperatura óptima para el secado de pitahaya (*Hylocereus undatus*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) es 60 °C mientras que para remolacha roja, 40 °C.
2. El tiempo de residencia de los extractos en el horno secador al vacío para la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) secadas a 60 °C es 47.5 y 46.93 h, respectivamente. El tiempo de residencia en el horno secador de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) es 72.06 h.

Curvas de humedad relativa y pH de los extractos acuosos en proceso de secado

3. Las curvas de humedad relativa muestran un aumento rápido de ésta en las primeras horas de cada ciclo de secado y luego aumenta lentamente tendiendo a una humedad relativa límite, la humedad relativa de equilibrio.

4. Las curvas de pH del secado de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) muestran un descenso acelerado al inicio de la operación y después un descenso asintótico producto de la velocidad de separación del solvente en solución; observándose que las antocianinas de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) son más ácidas que la betanina de la pitahaya (*Hylocereus undatus*).
5. El pH de los extractos acuosos de remolacha roja (*Beta vulgaris*) aumenta con el tiempo, esto es consecuencia de la hidrólisis de la betanina en CDG (ciclodopa-5-O-glucósico) y BA (ácido betalámico) que son más estables en medio alcalino.

Rendimiento porcentual del colorante

6. La rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) es la especie que presenta mayor rendimiento de colorante (16.86 %), seguida de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) (4.57 %) y la remolacha roja (*Beta vulgaris*) (0.24 %).

Pruebas cualitativas de color, cromatografía en capa fina y barridos espectrofotométricos en el espectro visible

7. Las pruebas cualitativas de color revelan que los pigmentos de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) y de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) son betalaínas (betacianinas y betaxantinas) mientras que los de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) son antocianinas (flavonas, isoflavonas, flavonoles, flavanonoles, chalconas y auronas). Ninguno de los colorantes secos contienen antraquinonas ni cumarinas.

8. La cromatografía en capa fina y los barridos espectrofotométricos identificaron los pigmentos: en la pitahaya (*Hylocereus undatus*), betanina; en la remolacha (*Beta vulgaris*) liofilizada, betanina y vulgaxantina mientras que en la secada al vacío sólo vulgaxantina; en la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*), cianidina, cianidina-3-glucósido, delphinidina-3,5-diglucósido, pelargonidina y pelargonidina-7-glucósido.

Comparación de los barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar y secos reconstituidos

9. Las áreas bajo las curvas de absorbancia en el espectro visible (calculadas de 420 a 700 nm) de los colorantes liofilizados reconstituidos y los extractos acuosos antes de secar son estadísticamente iguales al 95 % de confianza.
10. Las áreas bajo las curvas de absorbancia en el espectro visible (calculadas de 420 a 700 nm) de los colorantes secados al vacío y reconstituidos y los extractos acuosos antes de secar son estadísticamente distintas al 95 % de confianza.
11. Los barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar de pitahaya (*Hylocereus undatus*) y los colorantes reconstituidos secados al vacío y liofilizados muestran un máximo de absorbancia en 540 nm, correspondiente a la betanina.

12. Los barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar de remolacha roja (*Beta vulgaris*) y el colorante liofilizado reconstituido presentan dos máximos de absorbancia en 480 y 520 nm, correspondientes a la vulgaxantina y betanina, respectivamente.
13. El barrido espectrofotométrico del colorante reconstituido de la remolacha roja (*Beta vulgaris*) secada al vacío no presenta un máximo de absorbancia sino su absorbancia es decreciente, siendo el mayor valor a 400 nm. Esto evidencia la hidrólisis de la betanina sufrida al secarse al vacío.
14. Los barridos espectrofotométricos de los extractos acuosos antes de secar de rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) y los colorantes secos reconstituidos presentan dos máximos de absorbancia en 520 y 560 nm, correspondientes a la cianidin-3-glucósido y delphinidina, respectivamente.

Medición de color

15. La medición de color mostró que los colorantes obtenidos de las tres especies y secadas con las dos técnicas alternativas de secado, son aplicables como alternativas a distintas concentraciones del FD&C rojo No. 40. Así, en orden ascendente de concentración del colorante sintético: pitahaya (*Hylocereus undatus*), remolacha roja (*Beta vulgaris*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*).

Prueba sensorial del color

16. Las muestras de yogurt con colorantes liofilizados reconstituidos presentan la misma aceptabilidad de color que el yogurt con el colorante sintético FD&C rojo No. 40 al 95 % de confianza.
17. Las muestras de yogurt con colorantes secados al vacío reconstituidos no presentan la misma aceptabilidad de color que el yogurt con el colorante sintético FD&C rojo No. 40 al 95 % de confianza.
18. Para cada especie, la aceptación del color de las muestras de yogurt con colorantes liofilizados es mayor que aquéllas con colorantes secados al vacío al 95 % de confianza.

Cortes histológicos de la pitahaya (*Hylocereus undatus*)

19. El pigmento (betanina) del mesocarpio del fruto de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) es transportado a través del xilema y se almacena en las vacuolas de las células parenquimáticas.
20. El xilema de la pitahaya (*Hylocereus undatus*) está conformado por engrosamientos anulares y helicoidales que transportan el pigmento.

Cortes histológicos de la remolacha roja

21. Los pigmentos de la remolacha (*Beta vulgaris*) se encuentran en el parénquima de reserva (betanina y vulgaxantina) y en el tejido meristemático (vulgaxantina), presentando betanina en mayor proporción que la vulgaxantina.
22. Las células incoloras del felodermis protegen al parénquima que contiene los pigmentos de la raíz de la remolacha (*Beta vulgaris*).

Cortes histológicos de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.)

23. El xilema transporta el pigmento rojo de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.), cianidina. Los estomas contienen el pigmento azul, delphinidina. El parénquima esponjoso no contiene pigmentos y el clorofílico se observa verde.
24. Los cálices de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) tienen una fuerte resistencia mecánica debido a que el parénquima contiene abundantes fibroesclereidas y tricoesclereidas.
25. La acidez del medio y la coloración roja de la rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) se deben en gran parte a la presencia de abundantes drusas de cristales de oxalato de calcio distribuidos por todo el tejido parenquimático.

Conclusión general

El secado de los extractos acuosos por liofilización conserva las propiedades colorantes de los extractos vegetales de pitahaya (*Hylocereus undatus*), remolacha (*Beta vulgaris*) y rosa de Jamaica (*Hibiscus sabdariffa L.*) los cuales son alternativas al colorante sintético FD&C rojo No. 40 según la concentración de éste en alimentos.

RECOMENDACIONES

1. Liofilizar los extractos cuando se desee separar el agua debido a que la técnica preserva las propiedades colorantes de los pigmentos.
2. Realizar otros estudios en donde se investiguen y encuentren alternativas naturales para los otros colorantes del grupo “the Southampton six” y los demás colorantes sintéticos en general.
3. Realizar pruebas de estabilidad de los colorantes naturales aplicados en alimentos en posteriores investigaciones.
4. Debido a la acidez de los colorantes naturales investigados, aplicarlos en productos alimenticios con pH ácido: productos lácteos, bebidas, confitería y helados.

BIBLIOGRAFÍA

1. Alimentación sana. La poderosa remolacha (<http://www.alimentacionsana.com.ar/Portal%20nuevo/actualizaciones/remolacha.htm>) (febrero 2009)
2. Boscarol, Mauro **El espacio de color CIELAB.** 2007. (<http://www.gusgsm.com/book/export/html/454>) (febrero 2010)
3. Botanical. **Propiedades de las remolachas.** (http://images.google.com.gt/imgres?imgurl=http://personales.ya.com/botanical/remolacha.jpg&imgrefurl=http://www.botanical-online.com/remolachas.htm&usg=__29MVMROmuAsapYtU8ChtKgU2_zM=&h=450&w=337&sz=24&hl=es&start=2&um=1&tbnid=B2Tn-t1UP4gDQM:&tbnh=127&tbnw=95&prev=/images%3Fq%3Dremolacha%2Broja%26hl%3Des%26sa%3DG%26um%3D1) (febrero 2009)
4. Calderón, Eduardo. **Obtención del extracto colorante acuoso, a partir de los rechazos de exportación de la producción nacional de dos variedades de pitahaya, a nivel planta piloto.** FODECYT 13-99. Guatemala, 2001.
5. Cañigueral, Salvador, “Hibisco (Hibiscus sabdariffa) malváceas”, **Plantas medicinales y drogas vegetales “farmacia práctica”**, Unidad de Farmacología y Farmacognosia. Facultad de Farmacia. Universidad de Barcelona. (22): páginas 185 y 186. Mayo 2003.
6. Castillo, Mike. **Agricultores enriquecen semillas de rosa de Jamaica.** Prensa Libre edición electrónica. (http://images.google.com.gt/imgres?imgurl=http://www.prensalibre.com/pl/2008/julio/06/_img/407306_101.jpg&imgrefurl=http://www.prensalibre.com/pl/2008/julio/06/departamental.html&usg=__YkbldBuBLaHeVUI5_xZZ5aSB4ho=&h=301&w=400&sz=125&hl=es&start=13&um=1&tbnid=7MeUdsaOVOnr1M:&tbnh=93&tbnw=124&prev=/images%3Fq%3Drosa%2Bde%2BJamaica%26hl%3Des%26sa%3DN%26um%3D1) (febrero 2009)

7. Center for Science in the public interest (Michael Jacobson, Ph.D.). **Petition to ban the use of yellow 5 and other food dyes, in the Interim to require a warning on foods containing these dyes, to correct the information the Food and Drug Administration gives to consumers on the impact of these dyes on the behavior of some children, and to require neurotoxicity testing of new food additives and food colors.** (Washington, D.C.: Department of Health and Human Services Food and Drug Administration, 2008). Páginas: 1-3. (<http://www.cspinet.org/new/pdf/petition-food-dyes.pdf>) (febrero 2009)
8. Chung KT, "The significance of azo-reduction in the mutagenesis and carcinogénesis of azo dyes", **Mutation Research** abril de 1983. (http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/6339890?ordinalpos=53&itool=EntrezSystem2.PEntrez.Pubmed.Pubmed_ResultsPanel.Pubmed_DefaultReportPanel.Pubmed_RVDocSum) (febrero 2009)
9. *Codex alimentarius*. **Guía de aditivos alimentarios**. Página 1.
10. CSPI-Dyes report, "The dyes have it", **Nutrition action healthletter**. Página 10. 2008
11. Donadío, Juan. **Botánica**. (Primera edición; Buenos Aires: Casa Jacobo Peuser, LDTA, 1943). Páginas: 47 y 62
12. Fundación Eroski. **Mayo: La pitahaya roja o fruta del dragón**. 2007. (http://images.google.com.gt/imgres?imgurl=http://static.consumer.es/www/imgs/2007/05/pitahaya1.jpg&imgrefurl=http://www.consumer.es/web/es/alimentacion/en_la_cocina/alimentos_de_temporada/2007/05/14/162610.php&usq=__VNMIInvMwcQWVFZqOGaR8XrhHB4A=&h=240&w=180&sz=9&hl=es&start=75&um=1&tbnid=_JwLJsGpGfou6M:&tbnh=110&tbnw=83&prev=/images%3Fq%3Dpitahaya%26ndsp%3D20%26hl%3Des%26sa%3DN%26start%3D60%26um%3D1) (febrero 2009)
13. Garzón, Gloria. "Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión", **Acta biológica Colombia**, (13): 29, 31. 2008. <http://www.virtual.unal.edu.co/revistas/actabiol/PDF's/v13n3/v13n3a2.pdf> (febrero 2009)
14. Geankoplis, Chirstine. **Procesos de transporte y operaciones unitarias**. (Tercera edición; México, D.F.: CECSA, 1998). Páginas: 579, 580, 630 y 631.

15. Gobierno de Nicaragua. Desarrollo de la producción agrícola en la zona de la meseta. Proyecto CEE – ALA 86/30. Instituto Nicaragüense de reforma agraria. Comunidad Económica Europea. **Guía tecnológica para la producción de pitahaya.** (Segunda edición; San Marcos, Nicaragua, 1994). Páginas: 59 y 60.
16. González, Robert y otros. **Estudio nacional del mercado de tintes, colorantes y pigmentos naturales, parte 2: aspectos técnicos.** (Santiago de Cali: Instituto Von Humboldt Colombia, 2004). Páginas: 12, 13, 14, 21, 22, 54, 56, 59 y 60
17. Halliday, Jess “**Ministers on board with ‘Southampton six’ phase-out**” 13 de noviembre de 2008. (<http://www.foodnavigator.com/Legislation/Ministers-on-board-with-Southampton-six-phase-out>) (febrero 2009)
18. Hipernatural.com. **Remolacha.** España (<http://www.hipernatural.com/es/pltremolacha.html>) (febrero 2009)
19. Holman, Richard y Wilfred Robbins. **Botánica general.** (Cuarta edición; México: Unión tipográfica editorial hispanoamericana, 1965). Páginas: 55, 56, 62 y 82
20. Kristie’s soap box. **Maryland to ban food dyes.** 26 de febrero de 2009. (<http://purplekirstie.blogspot.com/2009/02/maryland-to-ban-food-dyes.html>) (febrero 2009)
21. Kuskoski, Marta y otros, “Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos”, **Scielo Brazil (Ciência e Tecnologia de Alimentos)**, (24): 691. 2004. (<http://www.scielo.br/pdf/cta/v24n4/a36v24n4.pdf>) (febrero 2009)
22. Laboratory of Genotoxicity. Faculty of Chemical and Biological Engineering. Hachinohe National College of Technology, Tamonoki Uwanotai, Japan “The comet assay with 8 mouse organs: results with 39 currently used food additives”, **Mutation Research**, (519): 103-119, 2002. (<http://web.ebscohost.com/ehost/detail?vid=6&hid=104&sid=3c49765e-d985-40bf83fde1725f3212ae%40sessionmgr104&bdata=JmFtcDtsYW5nPWVzJnNpdGU9ZWlhvc3QtbGl2ZQ%3d%3d#db=cmedm&AN=12160896>) (febrero 2009)

23. Laidler, Keith. **Fisicoquímica**. (Primera edición; México: CECSA, 1997).
Página: 179.
24. Lock, Olga. **Colorantes naturales**. (Perú: Pontificia Universidad Católica del Perú, Fondo editorial, 1997). Páginas: 3, 5, 95, 97, 102, 103, 119 y 124.
25. Mandujano, Reynolds. Estudio preliminar de los pigmentos presentes en la cáscara de pitaya (*Stenocereus stellatus*) de la región Mixteca. Trabajo de graduación. Ingeniero en alimentos. (México: Universidad tecnológica de la Mixteca, 2006). Páginas: 18, 22, 25 y 44. (http://jupiter.utm.mx/~tesis_dig/9816.pdf) (febrero 2009)
26. Márquez González, Ehosbel y Yisser García, “Colorantes naturales de origen vegetal”, **Revista ciencia y tecnología**, La Habana, (17). 2007.
27. Martínez Jardón y otros. **Identificación y purificación de lectinas en flores de Jamaica *Hibiscus sabdariffa* L.** Tercer congreso estatal de ciencia y tecnología *MESA VII-B*. Ciencias básicas-bioquímica, ciencias agropecuarias y ecológicas. Página 645 (<http://coecyt.michoacan.gob.mx/pdf/CYT/Mesa%20VII-B.pdf>)
28. Mendenhall y otros. **Estadística matemática con aplicaciones**. (Tercera edición; México: Grupo editorial Iberoamérica, S.A., 1986)
29. Montgomery, Douglas. **Control estadístico de la calidad**. (Tercera edición; México: Limusa Wiley, 2007)
30. Mora, Néstor. **Secado artificial en hornos** (http://74.125.93.132/search?q=cache:kfz5qlx_2agJ:webdelprofesor.ula.v.e/forestal/moranest/pagina_personal/presentaciones/secado_3.pdf+secador+al+vacio&cd=2&hl=es&ct=clnk&gl=gt) (junio 2009)
31. Moreno- Álvarez y otros. “Un nuevo método para el aislamiento de betalainas por HPTLC”. **Scielo Venezuela** (Revista de la Facultad de Agronomía), (21): 2004. (http://www.scielo.org.ve/scielo.php?pid=S0378-78182004000200005&script=sci_arttext) (febrero 2009)
32. Moreno, Luciano. **Teoría del color. Propiedades de los colores**. 2004. (<http://www.desarrolloweb.com/articulos/1503.php>) (febrero 2010)

33. Perry, Robert y *et. al.* **Manual del Ingeniero Químico**. (Séptima edición; España: McGraw Hill: 2001). Páginas: 12-53, 12-56, y 12-57.
34. Plantas a diario. "Hibiscus". Febrero 2008 (<http://plantasadiario.blogspot.com/2008/02/hibiscus.html>) (febrero 2009)
35. Ramírez, Juan. **Liofilización estado del arte**. Cali, Colombia. Universidad del Valle. Programa Doctoral en Ingeniería. Ingeniería de Alimentos. 2006. (www.demoprogresista.org.ar/actago06/Liofilizaci%F3n.doc) (febrero 2009)
36. Ríos Tello, Mildred Julissa. Tamizaje fitoquímico preliminar del fruto, semilla y corteza de *Hylocereus undatus* (pitaya o pitahaya). Trabajo de graduación. Ingeniera Química. (Guatemala: Universidad de San Carlos de Guatemala, 2001). Página 23.
37. Sánchez, Noé. Extracción y caracterización de los principales pigmentos del *Opuntia joconoste c.v. (xoconostle)*. Trabajo de graduación. Maestro en tecnología avanzada. Español. (México, D.F.: Centro Politécnico Superior, 2006). Páginas: 25-27, 29-33. (itzamna.bnct.ipn.mx:8080/.../1287_2006_CICATALEGARIA_MAESTRIA_sanchez_gonzales_noe.pdf) (febrero 2009)
38. Selim, K:A. y otros. **Extraction, encapsulation and utilization of red pigments from roselle (*Hibiscus sabdariffa* L.) as natural food colourants** Food science and technology department. Faculty of Agriculture. Egypt. (<http://www.fayoum.edu.eg/Agriculture/FoodSciences/pdf/DrKhaled01.pdf>) (febrero 2009)
39. Sensient Colors, S.A. de C.V. **Rojo No. 40 M7707**. México. Página: 2. (<http://www.masterpac-cr.com/pdf-siropes-costa-rica/F-rojo-40.pdf>) (febrero 2009)
40. Shriner-Fusson-Curtin. **Identificación sistemática de compuestos orgánicos**. (Primera edición; México: Limusa, 1999). Páginas: 63 y 133.
41. Smith, Van Ness y Abott. **Introducción a la termodinámica en Ingeniería Química**. (Sexta edición; México: McGraw Hill, 2006). Páginas 390 y 391.

42. Textos científicos. **Cromatografía en capa fina.** 2007. (<http://www.textoscientificos.com/quimica/cromatografia/capa-fina>) (junio 2009)
43. Treybal, Robert. **Operaciones de transferencia de masa.** (Segunda edición; México: McGraw-Hill, 1988). Páginas: 256, 734 y 736.
44. Tsuda, S. y otros. Laboratory of Veterinary Public Health, Department of Veterinary Medicine, Faculty of Agriculture, Iwate University, Ueda 3-18-8, Morioka, Iwate 020-8550, Japan “DNA damage induced by red food dyes orally administered to pregnant and male mice” **NCBI MedPub. Toxicology Science,** 2001. ([http://www.ncbi.nlm.nih.gov/sites/entrez?Db=pubmed&Cmd=ShowDetailView&TermToSearch=11294979&log\\$=activity](http://www.ncbi.nlm.nih.gov/sites/entrez?Db=pubmed&Cmd=ShowDetailView&TermToSearch=11294979&log$=activity)) (febrero 2009)
45. Uhtco corporation. **Pitahaya.** Canadá: 2008. (http://images.google.com.gt/imgres?imgurl=http://www.uhtco.ca/App_Themes/Standard/Images/Raw_Materials_RedPitahaya_2.jpg&imgrefurl=http://www.uhtco.ca/Raw_Materials_FruitExtracts_Red_Pitahaya.aspx%3Flanguage%3Des&usg=__-zBiNXHalVFbBxgD_h2B5fXelr8=&h=394&w=525&sz=73&hl=es&start=5&um=1&tbnid=zxiKIFWmiz7aFM:&tbnh=99&tbnw=132&prev=/images%3Fq%3Dpitahaya%26ndsp%3D20%26hl%3Des%26sa%3DN%26um%3D1) (febrero 2009)
46. Velásquez, Claudia. Evaluación *in vivo* de la actividad inhibidora de la secreción intestinal inducida por la toxina de *vibrio cholerae* de 26 plantas medicinales: estudio fitoquímico biodirigido del extracto metanólico de las flores de *chiranthodendron pentadactylon* (sterculieaceae). Trabajo de graduación. Doctor en investigación en medicina. Español. (México, D.F.: Instituto Politécnico Nacional. Escuela Superior de Medicina, Secretaría de Investigación y Posgrado, 2006).
47. Vorhees CV y otros, “Developmental toxicity and psychotoxicity of FD and C red dye No. 40 (allura red AC) in rats”, **Toxicology**, 1983. (http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/6636206?ordinalpos=54&itool=EntrezSystem2.PEntrez.Pubmed.Pubmed_ResultsPanel.Pubmed_DefaultReportPanel.Pubmed_RVDocSum) (febrero 2009)
48. Wageningen University, the Netherlands, “E-163: Antocianinas”, **Food-Info.** (<http://www.food-info.net/es/e/e163.htm>) (febrero 2009)

49. Wybraniec, Sawomir y Yosef Mizrahi, "Fruit Flesh betacyanin Pigments in *Hylocereus cacti*", **Journal of Agricultural and food chemistry**, página 6088. Septiembre 2002. (<http://pubs.acs.org/doi/full/10.1021/jf020145k?cookieSet=1>) (febrero 2009)
50. Zrýd, Jean-Pierre y Laurent Christinet. **Betalain pigments**. (Suiza: Université de Lausanne, Laboratorio de genética celular de plantas, diciembre 2003). Páginas: 2, 6 y 12. (http://www2.unil.ch/lpc/docs/pdf/betalaines_book.pdf) (febrero 2009)