



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS
ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA

**“OBTENCIÓN DE COLORANTES NATURALES A PARTIR DE
ESPINACA, BERRO, Y BRÓCOLI PARA USO ALIMENTICIO.”**

TRABAJO DE TITULACIÓN
TIPO: PROYECTO DE INVESTIGACIÓN

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO QUÍMICO

AUTOR: CUESTA ZUÑIGA WILSON ANDRÉS
TUTOR: ING. HANNÍBAL LORENZO BRITO MOÍNA PhD.

Riobamba – Ecuador

2018

©2018, Wilson Andrés Cuesta Zúñiga

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo la cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

**ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO FACULTAD DE
CIENCIAS ESCUELA DE INGENIERÍA QUÍMICA**

El Tribunal de Trabajo de Titulación certifica que: El Trabajo de Investigación: Obtención de colorantes naturales a partir de espinaca, berro, y brócoli para uso alimenticio, de responsabilidad del señor Wilson Andrés Cuesta Zúñiga, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal de Titulación, quedando autorizada a su presentación.

Ing. Hanníbal Brito Ph.D. _____ 03/07/2018
**DIRECTOR DE TRABAJO
DE TITULACIÓN**

Ing. Mabel Mariela Parada MSc. _____ 03/07/2018
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Yo, Wilson Andrés Cuesta Zúñiga, declaro que soy responsable de las ideas, doctrinas y resultados expuestos en este Trabajo de titulación, y el patrimonio intelectual Trabajo de titulación pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo

WILSON ANDRÉS CUESTA ZÚÑIGA

DEDICATORIA

Este presente trabajo se le dedico primeramente a Dios, a mi papa y mama son los mejores padres del mundo sin su ayuda no hubiera logrado conseguir este objetivo

Wilson

AGRADECIMIENTO

A Dios por guiarme por el camino del éxito, a mis padres Wilson y María que nunca dejaron de confiar en mí que con su apoyo, amor y cariño me enseñaron a que cada minuto de mi vida es el más hermoso porque estoy con ellos, a mis hermanos Erick y Mateo quienes con sus ocurrencias y travesuras me enseñaron que siempre hay que sonreírle a la vida, a mis mejores amigos Cristian y Fernando quienes con su amistad me enseñaron que un amigo puede llegar a ser el hermano de toda su vida, a mi prima Vane que me enseñó que grandes objetivos se pueden cumplir con esfuerzo y dedicación, a mi tutora ingeniera Mabel Parada que con su paciencia y conocimiento me ayudó a terminar mi tesis y a mi asesor Hannibal Brito quien con su sabiduría me inspiró hacer este trabajo de titulación.

Wilson

TABLA DE CONTENIDOS

RESUMEN.....	xvi
SUMMARY	xvii

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Identificación del problema.....	1
1.2. Justificación del proyecto	2
1.3. Objetivos	5
1.3.1. <i>General</i>	5
1.3.2. <i>Específicos</i>	5

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO	6
2.1. Antecedentes de la investigación.....	6
2.2. Marco conceptual o glosario	8
2.2.1. <i>Hortalizas</i>	8
2.2.1.1. <i>Berro</i>	8
2.2.1.2. <i>Brócoli</i>	11
2.2.1.3. <i>Espinaca</i>	14
2.2.2. <i>Colorantes y Pigmentos</i>	17
2.2.2.1. <i>Colorantes de origen vegetal</i>	18
2.2.2.2. <i>Colorantes sintéticos</i>	20
2.2.2.3. <i>Pigmentos</i>	20
2.2.2.4. <i>Pigmentos Naturales</i>	21
2.2.2.5. <i>Pigmentos Sintéticos:</i>	21
2.2.2.6. <i>Clorofila (pigmentos verdes)</i>	21
2.2.3. <i>Secado</i>	25
2.2.3.6. <i>Humedad</i>	25
2.2.3.7. <i>Humedad de Equilibrio (X^*)</i>	26
2.2.3.8. <i>Humedad Libre</i>	26
2.2.3.9. <i>Agua Desligada</i>	27
2.2.3.10. <i>Cuerpos Higroscópicos</i>	27
2.2.3.11. <i>Velocidad de Secado</i>	27
2.2.3.12. <i>Humedad Crítica</i>	28

2.2.3.13.	<i>Periodo de Secado</i>	28
2.2.3.14.	<i>Tiempo de secado</i>	30
2.2.4.	<i>Tipos de Secado</i>	31
2.2.4.6.	<i>Secado por Bandejas</i>	31
2.2.4.7.	<i>Secado por Liofilización</i>	31
2.2.4.8.	<i>Secado por Atomización</i>	31
2.2.5.	<i>Método de Extracción Soxhlet</i>	32
CAPÍTULO III		
3.	METODOLOGÍA	34
3.1.	Hipótesis e identificación de variables	34
3.1.1.	<i>Operacionalización de variables</i>	35
3.1.2.	<i>Matriz de consistencia</i>	36
3.2.	Tipo y Diseño de Investigación	39
3.2.	Unidad de Análisis	39
3.3.	Población de estudio	40
3.5.	Tamaño de la muestra	40
3.6.	Selección de muestra	45
3.7.	Técnicas de recolección de datos	45
3.7.1.	<i>Técnicas para la determinación de los parámetros fisicoquímicos de espinaca, berro, y brócoli</i>	47
3.7.2.	<i>Técnicas para la determinación de curvas de secado</i>	51
3.7.3.	<i>Técnicas empleadas en el proceso de secado por atomización</i>	53
3.7.3.1.	<i>Técnicas empleadas en el extracto de espinaca, berro y brócoli desde la tabla 3.7-1 hasta 3.7-8</i>	53
3.7.3.2.	<i>Técnica empleada posterior al proceso de atomización de espinaca, berro y brócoli.</i> 59	
3.7.4.	<i>Técnicas empleadas en la extracción de pigmentos (clorofila)</i>	60
3.7.5.	<i>Técnicas para la medición de parámetros fisicoquímicas del colorante (Spinacia oleracea), berro (Nasturtium officinale) y brócoli (Brassica oleracea L. var. Italica)</i>	61
CAPÍTULO IV		
4.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	66
4.1.	Análisis de resultados	66
4.1.1.	<i>Características fisicoquímicas del extracto de berro, brócoli y espinaca</i>	66
4.1.2.	<i>Resultados del secador de bandejas</i>	66
4.1.2.1.	<i>Berro</i>	67
4.1.2.2.	<i>Brócoli:</i>	71
4.1.2.3.	<i>Espinaca</i>	75

4.1.3.	<i>Resultados del secado por liofilización</i>	79
4.1.3.1.	<i>Berro</i>	79
4.1.3.2.	<i>Brócoli</i>	83
4.1.3.3.	<i>Espinaca</i>	87
4.1.4.	<i>Resultado del Secado por Atomización</i>	91
4.1.3.1.	<i>Berro</i>	91
4.1.3.1.1.	<i>Resultados en el proceso de atomización de berro, brócoli y espinaca</i>	101
4.1.3.2.	<i>Brócoli:</i>	103
4.1.3.3.	<i>Espinaca:</i>	106
4.1.4.	<i>Resultados del método de extracción Soxhlet</i>	109
4.1.4.1.	<i>Rendimiento del método de extracción Soxhlet</i>	109
4.1.4.2.	<i>Características fisicoquímicas de los colorantes espinaca, berro, brócoli</i>	110
4.1.5.	<i>Solubilidad de los colorantes de espinaca, berro y brócoli</i>	111
4.1.6.	<i>Espectrofotometría de la clorofila</i>	111
4.1.6.1.	<i>Berro:</i>	112
4.1.6.2.	<i>Brócoli</i>	113
4.1.6.3.	<i>Espinaca</i>	114
4.1.7.	<i>Resultados de los análisis de laboratorio colorante de espinaca, berro, y brócoli</i>	115
4.1.8.	<i>Resultados de validación del colorante en un producto</i>	116
4.1.9.	<i>Análisis de rendimiento de los tipos de secado utilizado</i>	117
4.1.10.	<i>Matriz comparativa de los diferentes métodos de secado</i>	118
4.2.	Pruebas de hipótesis	120
4.2.1.	<i>Hipótesis 1</i>	120
4.2.2.	<i>Hipótesis 2</i>	122
4.2.3.	<i>Hipótesis 3</i>	124
4.2.4.	<i>Hipótesis 4</i>	125
4.2.5.	<i>Hipótesis 5</i>	125
4.3.	Discusión de Resultados	126
CAPÍTULO V		
5.	IMPLEMENTACIÓN DEL PROYECTO	129
5.1.	Propuesta para la solución del problema	129
5.2.	Costos de implementación de la propuesta	131
CONCLUSIONES:		135
RECOMENDACIONES:		136
BIBLIOGRAFÍA		
ANEXOS		

INDICE DE TABLAS

Tabla 1-2:	Estudios realizados como antecedentes de la investigación	7
Tabla 2-2:	Datos físico-químicos del berro.....	8
Tabla 3-2:	Clasificación taxonómica de la planta	9
Tabla 4-2:	Composición nutricional del berro	10
Tabla 5-2:	Datos fisicoquímicos del brócoli	11
Tabla 6-2:	Clasificación taxonómica de la planta.....	12
Tabla 7-2:	Composición nutricional del brócoli	14
Tabla 8-2:	Características fisicoquímicas de espinaca.....	15
Tabla 9-2:	Clasificación taxonómica de la planta.	15
Tabla 10-2:	Composición nutricional de la espinaca	17
Tabla 11-2:	Toxicología de colorantes.....	18
Tabla 12-2:	Clasificación de colorantes.....	19
Tabla 13-2:	Colorantes certificados	20
Tabla 14-2:	Metaloproteínas - funcionalidad y color.....	23
Tabla 15-3:	Hipótesis e identificación de variables.	34
Tabla 16-3:	Operacionalización de variables	35
Tabla 17-3:	Matriz de consistencia.	36
Tabla 18-3:	Primer método de secado.....	40
Tabla 19:	Segundo método de secado.....	41
Tabla 20:	Tercer método de secado	41
Tabla 21:	Método de extracción soxhlet.....	41
Tabla 22:	Selección de la muestra.....	45
Tabla 23:	Muestras de colorantes por diferentes métodos de secado	45
Tabla 24-3:	Técnica para la determinación de la densidad	47
Tabla 25-3:	Técnica para la determinación del ph.....	48
Tabla 26-3:	Técnica para la determinación de los grados brix.	49
Tabla 27-3:	Técnica para la determinación del índice de refracción.	50
Tabla 28-3:	Técnica para la determinación de la curva secado.....	51
Tabla 29-3:	Técnica para la determinación de la curva de secado.....	52
Tabla 30-3:	Técnica para la determinación de los sólidos en la alimentación y humedad	53
Tabla 31-3:	Técnica para la determinación de la densidad por el método del picnómetro	54
Tabla 32-3:	Técnica para la determinación de la viscosidad dinámica.....	55

Tabla 33-3:	Determinación de la tensión superficial método del capilar.....	56
Tabla 34-3:	Técnica para la determinación de grados brix	57
Tabla 35-3:	Método de secado por atomización	58
Tabla 36-3:	Determinación de la densidad del polvo atomizado	59
Tabla 37-3:	Técnica extracción soxhlet	60
Tabla 38-3:	Técnicas para la medición del ph	61
Tabla 39-3:	Técnicas para la medición de la densidad del colorante.....	62
Tabla 40-3:	Técnicas para la medición de los grados brix.....	63
Tabla 41-3:	Técnica para la medición del índice de refracción	64
Tabla 42-3:	Identificación espectrofotométrica y determinación de la concentración de clorofila .	65
Tabla 43-4:	Características fisicoquímicas	66
Tabla 44-4:	Resultados de los análisis de secado berro 50 °C	67
Tabla 45-4:	Resultados de los análisis de secado berro 55 °C	68
Tabla 46-4:	Resultados de los análisis de secado berro 60 °C	68
Tabla 47-4:	Resultados de los análisis de secado brócoli 40 °C	71
Tabla 48-4:	Resultados de los análisis de secado brócoli 50 °C	72
Tabla 49-4:	Resultados de los análisis de secado brócoli 60 °C	72
Tabla 50-4:	Resultados de los análisis de secado espinaca 50 °C.....	75
Tabla 51-4:	Resultados de los análisis de secado espinaca 55 °C.....	76
Tabla 52-4:	Resultados de los análisis de secado espinaca 60 °C.....	76
Tabla 53-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización berro 50 °C.....	80
Tabla 54-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización berro 55 °C.....	80
Tabla 55-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización berro 60 °C.....	80
Tabla 56-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización de brócoli 40 °C.....	83
Tabla 57-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización de brócoli 50 °C.....	84
Tabla 58-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización de brócoli 60 °C.....	85
Tabla 59-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización espinaca 50 °C	87
Tabla 60-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización espinaca 55 °C	88
Tabla 61-4:	Resultados de los análisis de secado por liofilización espinaca 60 °C	89
Tabla 62-4:	Análisis fisicoquímico del extracto de espinaca, berro, brócoli	91
Tabla 63-4:	Valores obtenidos en el proceso de atomización del berro.....	91
Tabla 64-4:	Valores definidos en el proceso de atomización agua y aire	92
Tabla 65-4:	Valores obtenidos en el proceso de atomización y extracto del berro.....	92
Tabla 66-4:	Valores adicionales en el proceso de atomización del berro	93
Tabla 67-4:	Resultados en el proceso de atomización berro.....	101
Tabla 68-4:	Resultados en el proceso de atomización berro.....	103
Tabla 69-4:	Valores obtenidos en el proceso de atomización del berro.....	103

Tabla 70-4:	Valores definidos en el proceso de atomización agua y aire	103
Tabla 71-4:	Valores obtenidos en el proceso de atomización y extracto del brócoli	104
Tabla 72-4:	Valores adicionales en el proceso de atomización del brócoli	104
Tabla 73-4:	Resultados en el proceso de atomización brócoli	105
Tabla 74-4:	Resultados en el proceso de atomización brócoli	106
Tabla 75-4:	Valores obtenidos en el proceso de atomización de la espinaca	106
Tabla 76-4:	Valores definidos en el proceso de atomización agua y aire	107
Tabla 77-4:	Valores obtenidos en el proceso de atomización y extracto de la espinaca.....	107
Tabla 78-4:	Valores adicionales en el proceso de atomización del brócoli	107
Tabla 79-4:	Resultados en el proceso de atomización de la espinaca	108
Tabla 80-4:	Resultados en el proceso de atomización de la espinaca	109
Tabla 81-4:	Rendimiento del método de extracción soxhlet del colorante de espinaca, berro, y brócoli por los tres métodos de secado en 9 gramos de muestra.....	109
Tabla 82-4:	Características fisicoquímicas de los colorantes obtenidos por los tres métodos de secado.....	110
Tabla 83-4:	Solubilidad del colorante de berro.....	111
Tabla 84-4:	Solubilidad del colorante de brócoli.....	111
Tabla 85-4:	Solubilidad del colorante de espinaca.	111
Tabla 86-4:	Resultados en el laboratorio saqmic de espinaca.....	115
Tabla 87-4:	Resultados en el laboratorio saqmic de berro	115
Tabla 88-4:	Resultados en el laboratorio saqmic de brócoli	115
Tabla 89-4:	Estabilidad del colorante a temperatura ambiente en yogur natural toni.....	116
Tabla 90-4:	Estabilidad del colorante a temperatura de -4 ⁰ c en crema chantilly	117
Tabla 91-4:	Rendimiento de los diferentes métodos de secado	118

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1:	Estimación de las acciones de mercado para los colorantes alimentarios.....	3
Figura 2-2:	Berro	8
Figura 3-2:	Brócoli.....	11
Figura 4-2:	Espinaca	14
Figura 5-2:	Clasificación de los colorantes	18
Figura 6-2:	Estructuras de clorofila y su distribución	23
Figura 7-2:	Degradación de la clorofila.....	24
Figura 8-2:	Identificación de los picos de clorofila.....	25
Figura 9-2:	a) curva de secado en función del tiempo, b) curva de velocidad de secado.	29
Figura 10-2:	Método de extracción soxhlet.....	33
Figura 11-3:	Proceso de extracción de colorante natural de espinaca	42
Figura 12-3:	Proceso de obtención de colorante natural de berro	43
Figura 13-3:	Proceso de obtención de colorante natural de brócoli.....	44

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-4:	Curva de humedad del berro vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.	69
Gráfico 2-4:	Velocidad de secado de berro vs X a 50 °C.....	69
Gráfico 3-4:	Velocidad de secado de berro vs X a 55 °C.....	70
Gráfico 4-4:	Velocidad de secado de berro vs X a 60 °C.....	70
Gráfico 5-4:	Curva de humedad del brócoli vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.	73
Gráfico 6-4:	Velocidad de secado de brócoli vs X a 40 °C	73
Gráfico 7-4:	Velocidad de secado de brócoli vs X a 50 °C	74
Gráfico 8-4:	Velocidad de secado de brócoli vs X a 60 °C	74
Gráfico 9-4:	Curva de humedad del brócoli vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.	77
Gráfico 10-4:	Velocidad de secado de espinaca vs X a 50 °C.....	78
Gráfico 11-4:	Velocidad de secado de espinaca vs X a 55 °C.....	78
Gráfico 12-4:	Velocidad de secado de espinaca vs X a 60 °C.....	78
Gráfico 13-4:	Curva de humedad de liofilización del berro vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.	81
Gráfico 14-4:	Velocidad de secado por liofilización de berro vs X a 50 °C	82
Gráfico 15-4:	Velocidad de secado por liofilización de berro vs X a 55 °C.....	82
Gráfico 16-4:	Velocidad de secado por liofilización de berro vs X a 60 °C	83
Gráfico 17-4:	Curva de humedad de liofilización del brócoli vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.....	85
Gráfico 18-4:	Velocidad de secado por liofilización de brócoli vs X a 40 °C	86
Gráfico 19-4:	Velocidad de secado por liofilización de brócoli vs X a 50 °C.....	86
Gráfico 20-4:	Velocidad de secado por liofilización de brócoli vs X a 60 °C	86
Gráfico 21-4:	Curva de liofilización de humedad de espinaca vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.....	89
Gráfico 22-4:	Velocidad de secado por liofilización de espinaca vs X a 50 °C.....	90
Gráfico 23-4:	Velocidad de secado por liofilización de espinaca vs X a 55 °C.....	90
Gráfico 24-4:	Velocidad de secado por liofilización de espinaca vs X a 60 °C.....	91
Gráfico 25-4:	En este gráfico muestra los picos de la clorofila del colorante de berro	112
Gráfico 26-4:	En este gráfico se muestra los picos de la clorofila del colorante de brócoli....	113
Gráfico 27-4:	En este gráfico se muestra los picos de la clorofila del colorante de espinaca.	114
Gráfico 28-4:	Diagrama de evaluación de los métodos de secado para la obtención de colorante de berro.....	122
Gráfico 29-4:	Diagrama de evaluación de los métodos de secado para la obtención de colorante de brócoli.....	123

Gráfico 30-4: Diagrama de evaluación de los métodos de secado para la obtención de colorante de espinaca.....	123
Gráfico 31-4: Rendimiento de los métodos de secado de bandejas, liofilización, atomización en la espinaca, berro, brócoli	124
Gráfico 32-4: Rendimiento de los colorantes obtenidos en base a su concentración y método de secado por bandejas, liofilización, y atomización	125

RESUMEN

La investigación tuvo como objetivo obtener colorantes vegetales a partir de espinaca, berro, y brócoli para uso alimenticio. Como primer punto se hizo una caracterización fisicoquímica de la materia prima; después se realizó el proceso de secado que se efectuó en tres equipos: bandejas, liofilizador, y atomizador. Para encontrar la temperatura ideal de secado en cada equipo se realizó curvas de secado a temperatura de 50 °C, 55 °C y 60 °C para la espinaca y berro, mientras que para el brócoli se efectuó a temperaturas de 40 °C, 50 °C y 60 °C, en el secado por atomización se trabajó dentro de un rango de 115°C-130°C. Como tercer paso se procedió a la molienda para el proceso de liofilizado y secado por bandejas, después se aplicó el método de extracción Soxhlet en donde se ingresó nueve gramos de espinaca, berro, y brócoli, este método es un tipo de extracción sólido-líquido en el cual se empleó una disolución de etanol-agua 3:1, posteriormente se procedió a almacenarlo a una temperatura de -4 °C, también se realizó la caracterización fisicoquímica de los colorantes naturales donde se hizo ensayos como: el índice de refracción, ensayos en el espectrofotómetro para la identificación de la clorofila; con estos análisis se determinó que el mejor método de secado es por bandejas a temperatura para la espinaca y berro de 50 °C, y para el brócoli fue a 40 °C, presentando mejor rendimiento. Además se efectuaron pruebas según la norma oficial mexicana nom-119-ssal-1994 en el laboratorio SAQMIC donde se estableció que se obtuvo un colorante de calidad, ya que cumple con parámetros de la normativa. Finalmente, se realizó la validación del producto de yogurt natural Tony y crema chantilly para esta validación hay que tener en cuenta la purificación del etanol para obtener excelentes resultados.

Palabras clave: <PRODUCCIÓN DE ALIMENTOS>, <COLORANTE NATURAL>, <BERRO (*Nasturtium officinale*)>, <BRÓCOLI (*Brassica oleracea L. var. Italica*)>, <ESPINACA(*Spinacia oleracea*)>, >, <SECADO POR BANDEJAS>, <SECADO POR LIOFILIZACIÓN>, <SECADO POR ATOMIZACIÓN>, <EXTRACCIÓN SOXHLET>.

SUMMARY

The research was aimed at obtaining natural food dye from spinach, watercress, and broccoli for food use. As the first point, a physicochemical characterization of the raw material was made; Afterwards, the drying process was carried out in three instruments: trays, lyophilizer, and atomizer. In order to find the ideal drying temperature in each equipment, drying curves were made at a temperature of 50 °C, 55 °C and 60 °C for spinach and watercress, while for broccoli the process was carried out at temperatures of 40 °C, 50 °C and 60 °C, in the drying by atomization, it was worked within a range of 115 °C-130 °C. As a third step, milling was carried out for the process of lyophilization and drying by trays, then the Soxhlet extraction method was applied where nine grams of spinach, watercress, and broccoli were entered, this method is a type of solid-liquid extraction in which a dissolution of ethanol-water 3:1 was employed, subsequently we proceeded stored it at a temperature of -4 °C, the physicochemical characterization of natural food dye was also performed, where tests were done such as: the refractive index, test on the spectrophotometer for the identification of chlorophyll; with these analyses it was determined that the best method of drying is by trays at temperature for the spinach and watercress of 50 °C, and for the broccoli was at 40 °C, presenting better performance. In addition, tests were carried out according to the official Mexican standard NOM-119-SSA-1994 in the SAQMIC laboratory where it was established that a quality natural food dye was obtained, since it complies with parameters of the regulation. Finally, we validated the product of Tony natural yogurt and whipped cream for this validation we must take into account the purification of ethanol to obtain excellent results.

Key words: <FOOD PRODUCTION>, <NATURAL FOOD DYE>, <WATERCRESS (*Nasturtium officinale*)>, <BROCCOLI (*Brassica oleracea L. var. Italica*)>, <SPINACH (*Spinacia oleracea*)>, <DRYING BY TRAYS>, <DRYING BY LIOPHILIZATION>, <DRYING BY ATOMIZATION>, <SOXHLET EXTRACTION METHOD>.

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Identificación del problema

El color es una característica sensorial muy importante en todo tipo de alimento, existen dos tipos de colores que son: naturales y sintéticos. Los artificiales o sintéticos han sido utilizados por industrias alimentarias de manera tradicional (Msagati, 2013, pp: 7-14). Sin embargo; estos son reconocidos por la Administración de Alimentos y Medicamentos (FDA) y la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) quienes han prohibido el uso de colorantes artificiales porque producen alergias, hiperactividad y cáncer (FDA, 2004, pág: 301).

Por tal motivo la legislación ha cambiado debido a la presión que existe en el mercado por consumir alimento más saludable; los distintos gobiernos han implantado normas que han sido utilizadas para garantizar la calidad, inocuidad; regulando un problema que ha estado presente a nivel mundial. El mayor problema de estos colorantes artificiales son las enfermedades y desordenes que se los han atribuido (Dawson, 2008, pág: 67) tales como los carcinógenos de colon, además se han relacionado con la hiperactividad de niños reacciones alérgicas y problemas digestivos e insomnio (Osman et al, 2004, págs: 128-132).

De tal forma un colorante sintético se define como tintes solubles en agua formando precipitados sobre un sustrato inerte. En contraste los colorantes naturales son aquellos que se originan en la naturaleza estos, pueden ser obtenidos de vegetales, animales, sin poseer ninguna modificación química. Estos colorantes naturales son respetuosos con el medio ambiente, no sofisticados y se obtienen de fuentes renovables, su preparación implica menos reacciones químicas (Downham y Collins, 2000: p.5).

Actualmente la sociedad tiende a consumir productos naturales o mínimamente procesados; Lo que ha ocasionado que los pigmentos sintéticos sean rechazados porque perjudican la salud. Por lo tanto se está desarrollando nuevas tecnologías que permitan la obtención de pigmentos a partir de colorantes naturales, logrando que estas sean eficientes y que permitan obtener un color que combine con el producto final. Por estos factores los colorantes naturales son utilizados de preferencia porque poseen una actividad antioxidante, lo que desempeña un papel primordial en prevenir enfermedades como la diabetes, cáncer, cardiovasculares, y neuronales.

De tal forma esto origina en la industria alimenticia un aumento de la demanda en la utilización de colorantes naturales, debido a que, muchos consumidores solicitan más información sobre el principio de los ingredientes utilizados procediendo al incremento de colorantes naturales a nivel global, según las últimas encuestas el 53% de los consumidores europeos revisan las etiquetas de los productos antes de comprarlos esta porcentaje se compara con el 84% de su contraparte asiática (Chung et al., 2000:pp. 132). La demanda mundial de colorantes naturales en todo el mundo es de unas 10.000 toneladas, lo que equivale al 1% del consumo mundial de colorantes sintéticos (Sivakumar et al., 2011:p.116). Se espera que esta tendencia siga aumentando.

1.2. Justificación del proyecto

La mayoría de los vegetales verdes posee su color característico debido a la presencia de clorofila que por su oxi-reducción bloquea los radicales libres ejerciendo un efecto antioxidante, que ayuda a nuestro organismo a retrasar el efecto de envejecimiento. La clorofila posee potencial anti-carcinogénico y antimutagénico (Badui y S, 2006, pág. 200).

Mediante estudios realizados a la clorofila se ha comprobado adicionalmente que ayuda en el proceso de purificación de la sangre, mejora el funcionamiento de intestinos e hígado, elimina el mal aliento, pesadez estomacal, promueve una adecuada asimilación de nutrientes, y estimula el sistema inmunológico ADN (Delgado y Paredes, 2003a: p. 284).

Una de las justificaciones de la obtención de estos colorantes naturales permite cuidar la salud de todos los consumidores, ya que aportan vitaminas, minerales, antioxidantes y ayudan a la eliminación de radicales libres lo que evita alteraciones del ADN (Delgado y Paredes, 2003b: p. 285).

Por otra parte los productos alimenticios pierden su color al pasar por varios procesos industriales, necesitando recuperar el mismo, dado que el color posee peso al momento del juicio o decisión del consumidor; por lo tanto, los colorantes obtenidos pueden mejorar los atributos de un producto final (Rashmi y Padmavathi , 2018a, p.83).

Otro factor, es el aprovechamiento de muchos vegetales que son desperdiciados en la elaboración de productos alimenticios debido a una mala manipulación o mal aspecto del vegetal, estos desechos orgánicos podrían ser utilizado en el proceso de obtención de colorantes orgánicos (Delgado y Paredes, 2003c: p.285).

Mediante la obtención de colorante orgánico a partir de la espinaca, berro, y brócoli, se desea reemplazar los colorantes sintéticos para así aprovechar todas sus propiedades químicas favorables, obteniendo un aditivo nutritivo, saludable, y que se ajuste a la demanda de cualquier tipo de consumidor (Delgado y Paredes, 2003d: p.285).

Estos colorantes sintéticos para productos alimenticios siempre han sido un punto de gran discusión. Tras un minucioso examen, debido a los efectos negativos de los tintes sintéticos en la salud pública, los consumidores han cambiado su interés hacia otras alternativas más seguras, como los pigmentos sintetizados de forma natural. La biosfera es muy rica en pigmentos y colorantes naturales. Los pigmentos de plantas, minerales, microalgas y microorganismos productores de pigmentos (levaduras, bacterias, hongos, etc.) son bastante comunes en la naturaleza. Estos pigmentos tienen que ser aprovechados para la mejora de la salud en los consumidores (Dawson T, 2009: pp.61-73).

Por esta razón, a nivel internacional, el mercado de productos naturales se está expandiendo extraordinariamente. Esto es debido a la emanación de nuevas categorías de productos naturales y sustancias que están cambiando rápidamente la idea de salud y seguridad (Downham y Collins, 2000: pp.5-22).

No existen estadísticas auténticas sobre la magnitud del mercado de colorantes, aunque se estima globalmente alrededor de \$ 940 millones. Sin embargo, la tasa anual de aumento del mercado de colorantes se estima en alrededor del 7% y se espera que el mercado alcance los \$ 7,79 mil millones para el año 2020. La participación de mercado en términos de categorías individuales se muestra en la ilustración 1-1 (Rashmi y Padmavathi, 2018b: p.108).

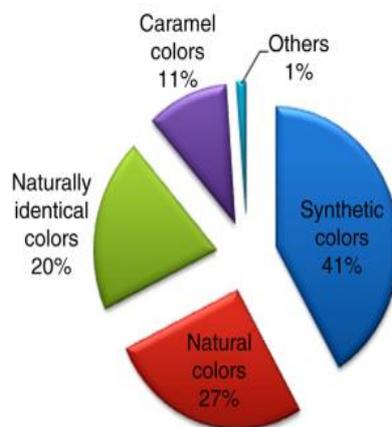


Figura 1-1: Estimación de las acciones de mercado para los colorantes alimentarios.

Fuente: Rashmi & Padmavathi, 2018

De estos sectores, el mercado de los colorantes naturales está experimentando un boom, ya que los fabricantes se inclinan cada vez más hacia los colorantes naturales y seguros para usar en más productos. Los investigadores están explorando la posibilidad de utilizar colorantes naturales estables y nuevos extractos naturales. Este impulso por los colorantes alimentarios naturales está elevando la demanda y el crecimiento de la industria de colorantes naturales en un 10% -15% anual. El año 2013-14 fue testigo de un aumento del consumo de 4.25% para los colorantes naturales en la industria alimentaria (Rashmi y Padmavathi, 2018c: p.108).

La razón principal detrás del crecimiento creciente es principalmente la creciente conciencia sobre los colorantes alimentarios y los efectos nocivos y las consecuencias de los colorantes sintéticos, especialmente en los países desarrollados, como Estados Unidos, la Unión Europea y Japón (Rashmi y Padmavathi, 2018d: p.108).

Una razón más detrás del uso de colorantes naturales en estos países es su costo. Estos productos son caros y se pueden consumir más en países que tienen un ingreso promedio alto. Además, los países europeos han impuesto una prohibición total de la producción de colores basados en tinturas artificiales y productos asociados. Incluso la importación de tales productos desde otros países está prohibida (Rashmi y Padmavathi , 2018e: p.108).

1.3. Objetivos

1.3.1. General

- Obtener colorantes vegetales a partir de espinaca, berro y brócoli para uso alimenticio.

1.3.2. Específicos

- Analizar las características físico-químicas de los vegetales seleccionados en este estudio.
- Evaluar tres métodos de secado (liofilización, atomización, bandejas) para la obtención de colorantes naturales.
- Determinar el rendimiento de los colorantes naturales, para la selección del método más adecuado de obtención.
- Evaluar los colorantes obtenidos basados en parámetros de la norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994.
- Validar los colorantes obtenidos mediante su aplicación en diferentes productos.

CAPÍTULO II

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes de la investigación

Los tintes naturales existieron desde la época de mongoles, momias egipcias en base a documentos dan testimonio de que en la India estos tintes ya eran utilizados en la aplicación de tejidos e grabaciones teniendo gran relevancia en cada civilización (Delgado et al., 2000: pp 49-52).

Estos han existido desde la antigüedad ya que era todo lo que estaba disponible para su uso; la mayor parte utilizaba plantas que eran cosechadas de forma tradicional y eran ocupados en tejidos. Sin embargo con la aparición de la química sintética estos colorantes naturales, fueron remplazados por los colorantes sintéticos (Gilbert, 2017, p.368).

Se ha encontrado que muchos colorantes artificiales son cancerígenos, específicamente los colorantes que se efectúan con arilaminas. Por lo tanto, con base en la Ley de Control de Sustancias Peligrosas para la Salud de 1989, varias sustancias químicas para uso alimenticio han sido prohibidas en los Estados Unidos y Europa. Como resultado se ha intensificado el uso de colorantes naturales los cuales son menos peligrosos y respetuosos con el medio ambiente por ende estos ya han vuelto a ser procesados, siendo ampliamente utilizados por varios fabricantes de textiles (Glover y Pierce , 1993: p.5).

En la actualidad, la utilización de plantas como pigmento natural es una gran alternativa para la industria alimenticia las cuales se extraen de las raíces, hojas, y corteza. Estos pigmentos se pueden extraer de las partes de la planta usando disolventes adecuados dependiendo de la naturaleza química de los constituyentes coloreados (Mayer y Cook , 2017, p.416).

Dado que el consumidor prefiere el sabor, apariencia, sensación muchos investigadores están realizando estudios sobre colorantes naturales (Babu et al., 2008: p.146). Así pues, los colorantes naturales cada vez ganan más importancia en la industria alimenticia por sus componentes que son beneficiosos para la salud humana.

Hay varios grupos de pigmentos de color natural como antocianinas, carotenoides, clorofila y betalaína. Entre estos pigmentos naturales, las antocianinas y la clorofila son el blanco de

numerosos estudios, debido a las propiedades del colorante, responsable de los colores brillantes de naranja, verde, rojo, violeta en las flores y frutos de algunas plantas. Por otra parte muchos consumidores dan su preferencia a productos alimenticios que contienen colorantes naturales (Bui et al., 2004, p.345).

Los pigmentos que se encuentran en vegetales, plantas, permiten colorear los productos alimenticios. Las investigaciones que se han realizado en la actualidad son: “Extracción de Colorante de Col Morada para ser Usado en la Elaboración de una Bebida” (Castillo , 2006, p.1); “Extracción y Uso de Tres Pigmentos Naturales a Partir de Tomate de Árbol (*solanum betaceum* cav.), Mortiño (*vacciniu mmytillus.l*) y Mora de castilla (*rubus glaucus*) como Alternativa Colorante Natural para Alimentos” (Cano Lasso, 2011, pág.1); “Obtención de Colorante Natural a Partir de dos variedades de mora (*rubus glaucus*) Mediante la Utilización de dos Métodos de Extracción y dos Tiempos de Deshidratación y su Aplicación en Productos Lácteos” (Cruz García y García Gaibor, 2013, pág.1).

Tabla 1-2: Estudios realizados como antecedentes de la investigación

Nombre del Estudio	Tipo	Autor	Fecha	Volumen o Revista
Estudio comparativo de agentes aromatizantes, colorantes naturales y artificiales	Libro	Rashmi Dikshit Padmavathi Tallapragada	2018	Volumen 7
Colorantes.	Libro	KG Gilbert	2017	Volumen 2
Colorantes naturales para alimentos y usos nutraceuticos.	Revista	Francisco Delgado Octavio Paredes	2017	Volumen 1
Extracción y uso del colorante natural de la flor de jamaica (<i>Hibiscus Sabdariffa</i>) como alternativa para la elaboración de salchicha y yogur.	Tesis	Ordóñez Zhagui Isai Bernardo Saavedra Rodríguez Romina Beatriz	2016	-----
Pigmentos y colorantes naturales.	Revista	Delia B. Rodriguez-Amaya	2015	Ciencia de los Alimentos
Avances recientes en aplicaciones de colorantes naturales: una revisión.	Revista	Mohammad Shahid Shahid-ul-Islam Faqeer Mohammad	2013	Producción limpia

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2. Marco conceptual o glosario

2.2.1. Hortalizas

2.2.1.1. Berro



Figura 2-2: Berro

Fuente: Tania Beltrán, 2014

Berro (*Nasturtium officinale*) es una planta que posee compuestos bioactivos que tienen propiedades antiágeno-tóxicas y anticancerígenas. Se ha comprobado que la ingesta diaria de berro ayuda a mantener una excelente salud (Boyd et al., 2002: p.232). El berro contiene una cantidad relativamente grande de provitamina A, proteína, ácido fólico, yodo, hierro, vitaminas C, compuestos de azufre, y especialmente calcio que influyen en su característica olor (Rose et al., 2000: p.1983).

Berro (*Nasturtium officinale*) es una perenne hierba europea de la familia (*Brassicaceae*), esta crece dentro y alrededor del agua. Normalmente, se comercializa en fresco y se consume en ensaladas, sopas y otras recetas (Verhoeven et al., 2000: p.733).

Tabla 2-2: Datos físico-químicos del Berro

Descripción	Hojas de Berro
Aspecto	Lisa y uniforme
Color	Verde oscuro
Sabor	Amargo a pimienta
Humedad	92,5 %
Cenizas	1,30 g
Proteínas Totales	1,80 g
Carbohidratos	3,30 g
Fibra	2,60 g

Fuente: Fernández Miguel, 2017

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.1.1.1. Clasificación taxonómica

Esta planta semi-acuática de rápido crecimiento se clasifica por su morfología, estructura, y componentes fotoquímicos dentro de la siguiente clasificación taxonómica:

Tabla 3-2: Clasificación taxonómica de la planta

Reino	Plantae
División	Magnoliopsida
Clase	Magnoliopsida
Orden	Brassicales
Familia	Brassicaceae
Tribu	Cardamineae
Genero	Nasturtium
Especie	<i>Nasturtium officinale</i>

Fuente: Padilla, 2013

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.1.1.2. Descripción de la Planta

Berro es un cultivo rápido, macrófita acuática o semi-acuática y una de las hortalizas de hoja consumidas por los seres humanos. Esta puede tolerar metales tóxicos en el suelo y el agua. La planta ha informado que acumula una cantidad considerable de metales pesados como Cu, Zn y Cd. Las hojas contienen segmentos ovales, su tallo está entre 10 cm-30 cm, y son de color verde (Keser y Saygideger, 2010: p.235).

2.2.1.1.3. Propiedades

Los beneficios del berro se han atribuido a los fitoquímicos, incluidos glucosinolatos, carotenoides, compuestos flavonoides, y esencialmente todos los miembros de la familia *Brassicaceae*, estos han sido identificados como una fuente rica de glucosinolatos. Los glucosinolatos se hidrolizan en isotiocianatos por acción de la enzima mirosinase (β -thioglucoside glucohydrolase), esta actúa como cicatrizante sobre el daño del tejido celular (Bell y Wagstaff, 2014: p.4481).

Este grupo de plantas bioactivas poseen compuestos que son responsables del sabor picante característico que la familia *Brassicaceae* dichas verduras poseen Gluconasturtiin (2-phenylethyl

glucosinolate) es el más glucosinolato prominente en berro (Gill et al., 2007: p.504) con un rango de glucosinolatos alifáticos e indólicos que se suman a su perfil de glucosinolatos. El berro también tiene altas concentraciones de carotenoides y compuestos de flavonol también contiene carotenoides con beneficios de salud bien establecidos tales como el β -caroteno, la luteína y la zeaxantina son abundantes en los berros (Hart y Scott, 2000: p.101).

Flavonoles como quercetina, kaempferol e isorhamnetin, constituyen el núcleo polifenólico de berro. Los polifenoles han atraído gran importancia debido a su gran salud beneficios relacionados con la función cardiovascular, actividad antioxidante y anticancerígena (Martinez et al., 2008: p.2330).

2.2.1.1.4. Usos

Las hojas de berro crudo se usan como hojas de ensalada, o puede ser cocido al vapor y consumirse como una verdura procesada normal, que influyen en su característica olor, pero también se agrega a sus beneficios nutricionales (Rose et al., 2000: p.1983). Además, el berro también tiene una historia de uso medicinal. Este vegetal ha sido el foco de varios estudios sobre sus propiedades anticancerígenas, principalmente debido a su alto contenido de antioxidantes (Murphy et al., 2001:p.786).

2.2.1.1.5. Composición Nutricional

El berro con frecuencia es conocido como un súper alimento o alimento funcional debido al alto nivel de fitoquímicos bioactivos y efectos de promoción de la salud su composición nutricional es la siguiente:

Tabla 4-2: Composición Nutricional del Berro

Componentes	Berro
Vitamina C (mg)	44
Niacina (mg)	1
Vitamina B2(mg)	0,10
Vitamina B1(mg)	0,12
Hierro (mg)	50
Fósforo (mg)	2,50
Calcio (mg)	25
Ceniza (mg)	1,3
Fibra (mg)	2,6
Carbohidratos (g)	3,3 g
Lípidos (g)	0,4
Proteínas (g)	1,8

Valor Energético (Kcal)	22
Agua (g)	92,2

Fuente: Lorena, 2009

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.1.2. Brócoli



Figura 3-2: Brócoli

Fuente: Alexandra, R (2006)

El brócoli (*Brassica oleracea L. var. Italica*) es un vegetal importante este popular cultivo es valioso debido a su abundante fuente de vitaminas, minerales y beneficios fitoquímicos, así como su particular función anticancerígena (Wang et al., 2012: p.735).

El brócoli es una especie rica en glucosinolatos y son un grupo significativo de plantas cultivadas en el mundo (Rosa y Rodríguez, 2001: p.56). Estudios epidemiológicos han demostrado que el consumo de vegetales de especies de *Brassica*, especialmente brócoli, posiblemente puede reducir el riesgo de cáncer, porque los glucosinolatos y sus respectivos compuestos actúan como agentes de quimio prevención del cáncer (Shapiro et al., 2001: pp. 501-502).

Tabla 5-2: Datos fisicoquímicos del brócoli

Datos	Brócoli
Humedad	87,92 ± 0,06
Peso	538,94 ± 37,99
Firmeza	44,78 ± 13,26
CSS	9,33 ± 0,10

Fuente: León, 2012

Elaborado por: Cuesta Wilson 2018

2.2.1.2.1. Clasificación taxonómica

El brócoli (*Brassica oleracea L. var. Italica*) es un cultivo vegetal que pertenece a una familia de *Brassicaceae* y se consume ampliamente durante todo un año como ensalada o ingrediente alimentario en Europa Occidental, EE.UU (Margen, 2002: p.155).

Tabla 6-2: Clasificación taxonómica de la planta

Reino	Plantae
División	Fanerógama Magnoliophyta
Clase	Dicotiledónea Magnoliopsida
Orden	Brassicales
Familia	Brassicaceae
Tribu	Brassica L. 1753
Especie	<i>B. oleracea</i>
Especie	<i>Brassica oleracea italica</i>

Fuente: Pollock, M, 2003

Elaborado por: Wilson Cuesta, 2018

2.2.1.2.2. Descripción de la Planta

El brócoli presenta cabezas florales verdes compuestas de cientos de floretes organizados en espirales en un tallo carnoso. Después de la cosecha, la calidad del brócoli se reduce en gran medida debido a la degradación de la clorofila y al rápido amarillamiento de las cabezas florales (Ansorena et al., 2014: p.1) .

La senescencia de las plantas es un proceso complejo natural involucrando la degradación de clorofila y macromoléculas como proteínas, lípidos, ácidos nucleicos y el desmantelamiento de la arquitectura celular. La degradación de macromoléculas durante la senescencia contribuye a la movilización y el reciclaje de nutrientes para mantener activas las partes en crecimiento de las plantas (Smart, 2000, p.19).

En el brócoli cosechado, la senescencia es inducida artificialmente por varias respuestas de estrés debido a la eliminación de suministros de nutrientes. En el curso de la senescencia de las plantas, la proteólisis de las proteínas del cloroplasto y la degradación de las clorofilas son las principales sustancias bioquímicas que presentan cambios (Wagstaff et al., 2002: p.233), y en los flósculos de brócoli los contenidos de clorofila y proteína disminuyen mientras que la actividad

proteolítica aumenta (Page et al., 2001: p.718). Por tal motivo las proteasas juegan un papel importante en la movilización de aminoácidos de células muertas en regiones activas de las plantas durante la senectud (Beers et al., 2000: p.399).

2.2.1.2.3. Composición Química

El brócoli es un vegetal importante para la dieta y la salud promoción de compuestos (Fernández et al., 2013: p.665). Es bajo en calorías, con alto valor nutricional debido a su riqueza en vitaminas, antioxidantes, fitoquímicos y anticancerígenos sustancia (Esturk et al., 2014: p 179). El brócoli tiene un pos-cosecha limitado de vida de almacenamiento debido a su tasa metabólica y sensibilidad relativamente altas a etileno. Rápida pérdida de humedad, ablandamiento y clorofila la degradación de los floretes y la descomposición están asociados con su senescencia (Forney et al., 2003: p.403).

Esta degradación de fitoquímicos como carotenoides y clorofila juegan un papel importante en el índice de calidad comercial y el sépalo de coloración amarillenta del brócoli. Por lo tanto, es importante mantener el verde color, nutricional y calidad aceptable general del brócoli (Kramer, 2005: p.98).

2.2.1.2.4. Propiedades

El brócoli es rico en fibras dietéticas, minerales, antioxidantes, fitoquímicos y vitaminas, en particular flavonoides, glucosinolatos y vitamina C, juegan un papel importante roles de prevención de enfermedades y el mantenimiento de la salud (Ames, 2000: p.7915)

2.2.1.2.5. Usos

Efectos adicionales de los bioactivos (isotiocianatos) de el brócoli incluye la capacidad antioxidante en la oxidación celular estrés, reducir los efectos del colesterol y los efectos de protección en enfermedades cardiovasculares e infecciones por microbios como el *Helicobacter pylori* (Wu et al., 2004: p.7094).

2.2.1.2.6. Composición Nutricional

El brócoli es rico en bioactivos de plantas como glucosinolatos y sus moléculas de degradación, polifenoles (flavonoides y ácidos hidroxicinámicos), vitaminas (ácido ascórbico), minerales (manganeso, potasio y selenio) e hidratos de carbono (Toledo et al, 2003a: p.47).

Tabla 7-2: Composición nutricional del Brócoli

Componente	
Hierro (mg)	1,3
Fósforo	82,0
Calcio	105,0
Magnesio	24,0
Potasio	464,0
Sodio	13,0
Fibra (g)	3,0
Grasa	0,2
Hidratos de Carbono	2,8
Proteínas	3,3
Kilocalorias	21,0
Agua (%)	89,7

Fuente: Cano, 2016

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.1.3. *Espinaca*



Figura 4-2: Espinaca

Fuente: Gonzales, 2016

La espinaca (*Spinacia oleracea*) es una verdura de hoja verde, y es perteneciente a la familia *Amaranthaceae*, consiste en pequeñas y medianas hojas que son de color verde brillante, gruesas, suaves, ovals a flechas con tallos verdes. Tanto las hojas como los tallos son comestibles, es una de las mejores fuentes de la naturaleza en términos de fitonutrientes y clorofila. Además, las espinacas contienen pocas calorías y una buena fuente de vitamina C, vitamina A y minerales especialmente hierro (Toledo et al, 2003b: p.47).

La espinaca (*Spinacia oleracea L.*) es una verdura que pertenece a familias de Amranthaceae respectivamente. Esta verdura es una parte integral de nuestra dieta diaria y son reconocidos como uno de los alimentos funcionales debido a su sano composición nutricional, antioxidante y anticancerígena (Bergquist et al., 2007, p.8444).

Tabla 8-2: Características fisicoquímicas de Espinaca

Descripción	Hojas de Espinaca
Aspecto	Lisa y uniforme
Color	Verde oscuro (menos intenso y brillante)
Sabor	Levemente acida
Residuo Seco	11,90 ± 0.0577
Humedad	88,10 ± 0.0577
Acidez	0,54 ± 0.0353
Cenizas	1,75 ± 0.0288
Proteínas Totales	3,82 ± 0.1106
Carbohidratos	0,83 ± 0.0270
Fibra	1,23 ± 0.1452

Fuente: Nolasco, 2013

Elaborado por: Wilson Cuesta

2.2.1.3.1. Clasificación taxonómica

La espinaca (*Spinacia oleracea L.*) es una de las verduras de hoja más populares, que se cultiva ampliamente y se consume comúnmente en las dietas. Investigaciones recientes indican que la espinaca ofrece una mejor nutrición que la mayoría de las verduras cultivadas, ya que contiene muchos compuestos biológicamente activos, p. vitaminas, especialmente C, E, B, caroteno, ácido fólico, flavonoides, componentes minerales y fibra dietética por estas características tiene la siguiente clasificación taxonómica (Kawazu et al., 2003: p.203).

Tabla 9-2: Clasificación taxonómica de la planta.

Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Subreino	Tracheobionta
Subclase	Caryophyllidae
Clase	Magnoliopsida
Familia	Amaranthaceae
Orden	Caryophyllales
Especie:	<u>Spinacia</u>
Habitat	<i>Spinacia oleracea L.</i>
Subfamilia	Chenopodioideae

Fuente: Shruthi, 2012

Elaborado por: Wilson Cuesta

2.2.1.3.2. Descripción de la Planta

La espinaca es una parte importante de una dieta saludable en países tropicales y templados, ya que estos proporcionan vitaminas y minerales que son indispensables para el humano. La

espinaca (*Spinacia oleracea*) es un vegetal de hoja fría de temporada con área de cultivo global y producción de aproximadamente 890 000 a 14 000 000 toneladas, respectivamente (Citak y Sonmez, 2010a: p.415).

En su morfología las hojas son pecioladas de perfil y espesor muy variable, posee un color verde oscuro, el tallo tiene una longitud entre 30 cm – 1m, dependiendo de las condiciones climáticas presentes (Pighín y Rossi, 2010, p.201).

2.2.1.3.3. Composición Química

La espinaca es baja en calorías y es una buena fuente de vitamina C, clorofila, y minerales que tienen muchos roles beneficiosos en la salud humana (Bergquist y Gertsson, 2017, p.8441). Además, vitamina C es una vitamina antioxidante (Citak y Sonmez, 2010b, p.415). La espinaca es también constituida por azúcares solubles que son compuestos químicos importantes con valor nutricional para las personas (Bavec et al., 2010, p.11825).

La espinaca es una de las mejores fuentes de proteína que contienen aminoácidos beneficiosos (Lisiewska et al., 2009b, p.218). Recientemente, gamma aminobutírico ácido o GABA (un aminoácido no proteico) es un esencial pasado por alto nutriente en los alimentos vegetales, sin embargo, se menciona beneficios de salud conocidos (Ding et al., 2016, p.1094).

2.2.1.3.4. Propiedades

La capacidad de la dieta basada en plantas especialmente en la espinaca puede actuar como antioxidantes se ha intensificado la investigación sobre fotoquímicos en las últimas décadas. Los antioxidantes naturales presentes en la espinaca incluyen compuestos fenólicos (ácidos fenólicos, flavonoides), vitaminas (C y E) y carotenoides. El consumo de espinaca es rica en antioxidantes supera algunas de las enfermedades degenerativas que afectan a los humanos estos contienen aminoácidos beneficiosos (Lisiewska et al., 2011, p.460).

Entre los antioxidantes naturales, los compuestos fenólicos son el grupo más grande y han recibido considerable atención por su papel protector contra las enfermedades degenerativas. Los fenólicos actúan como anticancerígeno, antimicrobiano, antimutagénico y antiinflamatorio también como ayuda para reducir las enfermedades cardiovasculares. Además, los compuestos fenólicos previenen la oxidación de LDL lipoproteína, agresión plaquetaria y daño de glóbulos rojos (Proietti et al., 2009, p.717).

2.2.1.3.5. Usos

La espinaca consume como cruda o en forma cocida. Esta es una buena fuente de fibra dietética soluble y se recomiendan en programas de control de colesterol y de reducción de peso. Además de la fibra dietética, la espinaca es también una rica fuente de ingredientes activos como vitaminas (A, C, E), piridoxina, tiamina, riboflavina, niacina, hierro, antioxidantes flavonoides y carotenoides (Johansen et al., 2016: p.228).

2.2.1.3.6. Composición nutricional

Los efectos del N inorgánico en los contenidos de nitrato, ácido oxálico, carbohidratos, ácido ascórbico y otros antioxidantes en la espinaca han sido ampliamente investigados y son de gran beneficio para la salud (Okazaki et al., 2009, p.170).

Tabla 10-2: Composición nutricional de la espinaca

Componente	Espinaca cruda contenida unidad
Carbohidratos	4,9 g
Agua	89,8 %
Proteínas	2,8 g
Lípidos	0,7 g
Calcio	60 mg
Fósforo	30 mg
Hierro	3,2 mg
Vitamina A	390 U.I
Tiamina	0,6 mg
Rivoflavina	0,17 mg
Niacina	0,6 mg
Ácido Ascórbico	46 mg
Valor Energético	30 cal

Fuente: Enciclopedia Salvat de la Salud. OMS (2000)

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.2. Colorantes y Pigmentos

Los colorantes son definidos como sustancias que modifican el color percibido de los objetos. Con esta definición, los pigmentos y los colorantes se agrupan dentro del término colorantes. Se razona que si solo se considera la solubilidad, la misma sustancia puede ser un tinte o un pigmento dependiendo de cómo se use (Billmeyer y Saltzman, 2009: p.21).

El colorante es el resultado de una superficie compleja, emisión, y transmisión de un objeto. Todos estos factores contribuyen a la mezcla de longitudes de onda de luz que dejan la superficie de un objeto para su aceptación por el ojo humano. Desde la antigüedad, la adición de colorantes naturales ha sido el objetivo principal para hacer que los productos sean atractivos. Por lo tanto, los colorantes no solo son la parte más impresionable de un producto sino también mejorar su atractivo para la aceptabilidad del consumidor (Clydesdale, 2000: p. 83).

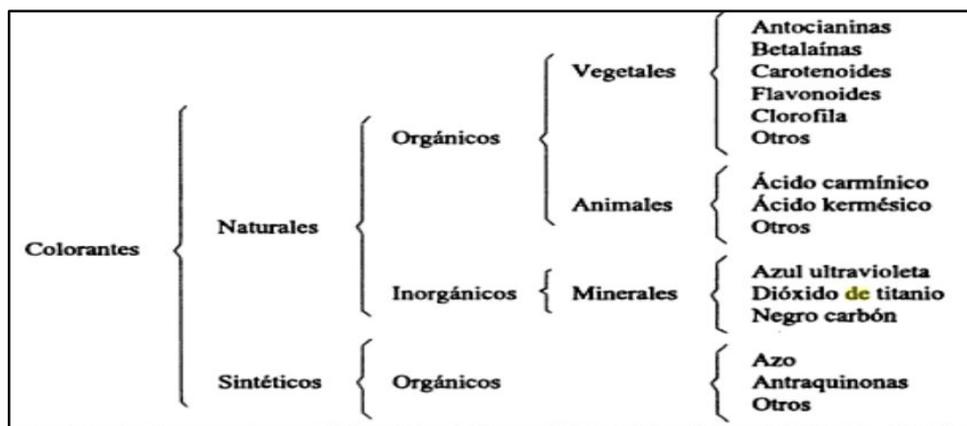


Figura 5-2: Clasificación de los colorantes

Fuente: Adaptado de García, 2004

Tabla 11-2: Toxicología de Colorantes

Nombre	Origen	Código	Alimentos	Toxicidad
Antocianinas	Natural	E163	Productos cárnicos y lácteos	Ninguna
Betanina	Natural	E162	Pastelería	Ninguna
Carotenoides	Natural	E160	Productos cárnicos	Ninguna
Clorofila A y B	Natural	E140	Mostazas, caramelos	Nula
Amaranto	Artificial	E123	Caramelos y pastelería	Alta
Cochinilla	Natural	E120	Yogur, productos cárnicos	En estudio.
Tartrazina	Artificial	E102	Productos de pastelería	Alta
Lactoflavina	Natural	E101	Mantequillas, quesos, leches	Ninguna
Curcumina	Natural	E100	Mantequillas, quesos, leche, té.	Ninguna

Fuente: Ibañez, Torre e Irigoyen, (2003)

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.2.1. Colorantes de origen vegetal

Son aquellos que se obtienen de diversas partes de las plantas y hierbas, incluyendo el tallo, la madera, las raíces, la corteza, las hojas, las flores, los frutos y la piel de las plantas, que producen distintos tonos pálidos a oscuros en fibras tanto naturales como sintéticas (Patel., 2013, p.21).

Representan la mayoría de los colores derivados naturalmente de las plantas. La mayoría de los pigmentos naturales son muy sensibles al pH y muestran una degradación extrema cuando se exponen a un pH incompatible. Los colores también muestran variación de acuerdo con el nivel de pH. Muchos colorantes naturales, como los carotenoides, los pigmentos que se encuentran en el jugo de remolacha y otros pigmentos que provienen de jugos de frutas y vegetales, son susceptibles al estrés térmico. Algunos pigmentos son sensibles a la presencia de la luz y se oxidan (Vargas., 2000: p.173).

Tabla 12-2: Clasificación de Colorantes

Nombre	Obtención	Aplicación	Efectos y Límites
Ácido cármínico	Hembras del Insecto <i>Dactylopus coccus</i> , parásitos de	Color rojo muy variable, utilizándose en conservas vegetales, mermeladas, helados, productos cárnicos y bebidas alcohólicas y no Alcohólicas.	Se han señalado respuestas alérgicas en sujetos que han consumido bebidas con este colorante. IDA. Sin asignar.
Cochinilla	Algunas especies de cactus.		
Curcumina	Rizoma de cúrcuma.	Color amarillo intenso (curry). Confituras, mermeladas, etc. Embutidos picados (crudos y cocidos)	Baja absorción en el intestino. Toxicidad reducida. En algunos experimentos realizados con animales se han observado efectos Teratógenos.
Caramelo	Calentamiento De azúcar(sacarosa y otros)	Productos de bollería, repostería y helados. Bebida de cola y alcohólicas (ron, coñac, etc.)	El 50 % del caramelo son azúcares asimilables. Dosis de hasta 18 g/día tiene un ligero efecto laxante. IDA: sin asignar.
Clorofilas	Algas	Color verde característico aplicado a chicle, helados y bebidas refrescantes.	Baja absorción intestinal. IDA. Sin asignar.
Carotenoides	Capsantina: pimiento rojo y del pimentón Licopeno; tomate.	Fabricación de Embutidos, bebidas refrescantes.	Absorción intestinal muy baja. IDA: 5mg/ Kg de peso.
Rojo de remolacha. Betaína	Remolacha roja (Beta vulgaris)	Productos de repostería dirigidos al público infantil. Bebidas refrescantes, conservas y mermeladas. Conservas de pescado.	Baja absorción intestinal. El colorante absorbido se elimina sin cambios por la orina

Fuente: Dr. Francisco C. Ibáñez (Prof. TU); Dra. Paloma Torre (Prof. TU); Dra. Aurora Irigoyen (2006).

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

2.2.2.2. Colorantes sintéticos

Los colorantes sintéticos, que no se encuentran en la naturaleza, son compuestos complejos de carbono, hidrógeno, oxígeno, nitrógeno y azufre con iones metálicos. Los fabricantes de colorantes generalmente usan materias primas simples como hidrocarburos aromáticos, como benceno, tolueno, xileno, naftaleno, acenaftaleno, carbazol y antraceno junto con grupos químicos, como nitro, amino y ácido sulfónico para preparar colorantes alimentarios sintéticos (Arnold et al., 2002: p.599).

Los colorantes sintéticos son aquellos provenientes de reacción química estos compuestos son menos complejos que los naturales, tienen características de hidrosolubilidad, poseen normas específicas de pureza, y se presentan en polvo (Badui y Degal, 2006: p. 200).

Tabla 13-2: Colorantes certificados

Colorantes	Ejemplo
Certificado	
Colorante Rojo No. 40 (FD & C)	Rojo No. 40 (FD & C)
Laca	Rojo No. 40 (Laca FD & C)
Exentos de certificación alguna	Antocianinas,
Pigmentos Naturales.	jugo concentrado y extractos
Sintéticos	B-Caroteno

Fuente: Food and Drug Administration, 2010

Elaborado por: Wilson Cuesta

2.2.2.3. Pigmentos

Son compuestos que absorben luz en el rango de longitud de onda de la región visible. Esta absorción se debe a una estructura específica de molécula (cromóforo) que captura la energía de una fuente radiante. Parte de la energía no se absorbe y se refleja o refracta; esta energía es capturada por el ojo y genera impulsos neuronales, que se transmiten al cerebro, donde podrían interpretarse como un color (Hari et al., 2000: p.49).

Es un sólido orgánico o inorgánico en partículas de color, negro, blanco o fluorescente, que habitualmente es insoluble y, esencialmente, física y químicamente no afectado por el vehículo o sustrato en el que está incorporado. Por lo tanto, el efecto de pigmentación es por absorción

selectiva o dispersión de la luz; un pigmento retendrá su estructura cristalina o articulada (Lewis, 2001: p.60).

2.2.2.4. *Pigmentos Naturales*

Los pigmentos naturales se derivan de fuentes biológicas, como plantas, insectos y microorganismos. Aunque estas fuentes son distintas y únicas, las preferencias siempre se han dado a los alimentos coloreados con otros alimentos, utilizando principalmente extractos o pigmentos de plantas. Los microorganismos y microalgas productores de pigmentos que son muy comunes en el mundo natural. Las melaninas, violaceína, carotenoides, quininas, flavinas, monascinas, ficocianinas y otros son colorantes comunes obtenidos a partir de fuentes naturales (Dufossé, 2006: p.313).

Los pigmentos naturales se pueden definir como aquellos colorantes obtenidos de materia animal o vegetal sin procesamiento involucrado (Patel et al., 2013: p.21)

2.2.2.5. *Pigmentos Sintéticos:*

Pigmentos sintéticos son aquellos que son creados por el hombre mediante reacciones de síntesis estos son ampliamente utilizados, tienen la función de hacer a los alimentos más apetecibles y mejorar el sabor percibido. Pigmento sintético tiene muchas ventajas, incluyendo el color brillante, fuerte poder colorante, modulación de color fácil, buena estabilidad y bajo costo (Kus y Eroglu, 2015, p.227).

En la actualidad, los pigmentos sintéticos son colorantes extraídos de derivados y que han sido modificados por la acción del hombre como el petróleo es la principal fuente de materias primas para la producción de colorantes certificados en los Estados Unidos (Stem, 2000, p.925).

2.2.2.6. *Clorofila (pigmentos verdes)*

Las clorofilas fueron documentadas por primera vez por Pelletier y Caventow en un estudio sobre el color de las hojas y luego fueron aisladas por Sorby en 1873.1 Las clorofilas son pigmentos de organismos fotosintéticos, que incluyen plantas, algas y algunas bacterias. Estos organismos producen más de 1×10^9 toneladas por año, el 75% de ellos de ambientes marinos. Por lo tanto, este pigmento verde está en superabundancia y ha estado en la dieta natural de humanos y animales desde tiempos inmemoriales (Schwartz y Lorenzo, 1990: p.1).

Es un compuesto orgánico que ayuda al cumplimiento de la fotosíntesis estos colorantes naturales se encuentran, algas, cianobacterias, algas y plantas (Bruneton, 2001: p.300).

2.2.2.6.1. Clorofila Estructura

La clorofila es el pigmento principal utilizado por las plantas para capturar la energía luminosa. Una molécula de clorofila consiste en una cabeza de porfirina (cuatro anillos de pirrol que contienen nitrógeno dispuestos en un anillo alrededor de un ión de magnesio) y una larga cola de hidrocarburo. La cola de hidrocarburo es liposoluble. Hay cuatro tipos de clorofila: clorofila a, que se encuentra en todas las plantas superiores, algas y cianobacterias; Clorofila b, que se encuentra en plantas superiores y algas verdes; Clorofila c, que se encuentra en diatomeas, y la clorofila d, que se encuentra sólo en las algas rojas (Duff et al., 2000: p.220).

Las clorofilas son derivados de la dihidroporfirina quelatada con un agente central situado átomo de magnesio; contienen un anillo isocíclico y son hidrofóbicos debido al alcohol isoprenoide monoinsaturado C 20, fitol, que está esterificado. Se ha elucidado un gran número de estructuras de clorofila y todas tienen la misma estructura básica con diferencias en una o más de las posiciones 3, 7, 8, 17, 18 y 20. Dos clorofilas son importantes hoy en día como colorantes alimentarios, clorofila a y clorofila b. Estos pigmentos se obtienen de plantas terrestres y difieren solo por un grupo -CH₃ y -CHO, respectivamente, en el carbono 7. Pequeñas diferencias en la clorofila estructuras son suficientes para producir absorciones de longitud de onda específica y, en consecuencia una variedad de tonos verdes. Los colores van del amarillo verdoso al azul verdoso, y es probable que los derivados de estas clorofilas produzcan naranja o, bajo drásticas condiciones químicas, incluso colores rojos (Hendry, 1996a, p. 1194).

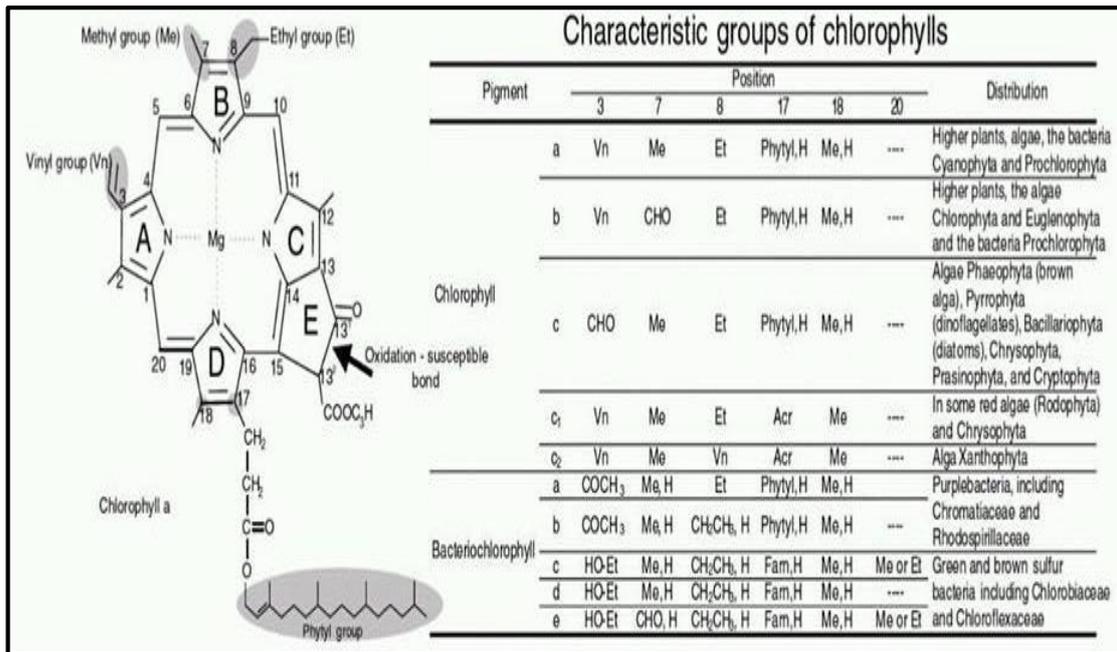


Figura 6-2: Estructuras de clorofila y su distribución

Fuente: Delgado, 2012

Tabla 14-2: Metaloproteínas - Funcionalidad y color

Proteínas	Metal (cofactor)	Función Principal	Color
Hemoglobina, mioglobina	Fe	Transporte de O ₂ y CO ₂	Rojo
Proteínas de unión a clorofila	Mg	Fotosíntesis	Verde
Ceruplamina	Cu	Funcionalidad hepática	Azul
Hemovanadina	V	Transporte de O ₂ en ascidias	Manzana-verde

Fuente: Hendry, 1996

Elaborado por: Cuesta Wilson

2.2.2.6.2. Clorofila Degradación:

La retención del color verde brillante de frutas o verduras durante el procesamiento térmico ha sido una gran preocupación de los procesadores y de importancia económica para la comida a nivel industrial, porque es bien conocido que las preferencias del consumidor se desplazan hacia productos más frescos (Hendry, 1996b, p.1995).

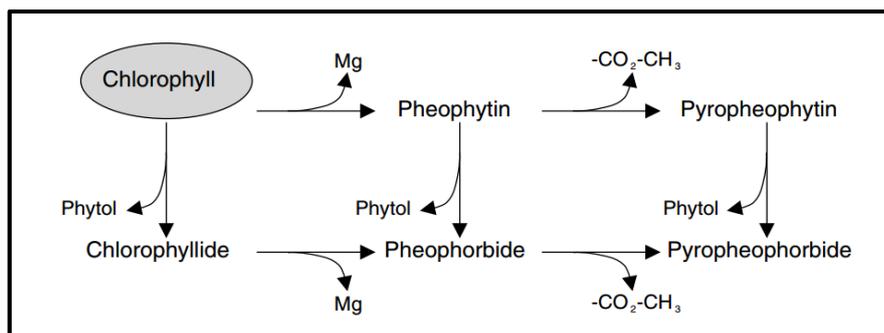


Figura 7-2: Degradación de la Clorofila

Fuente: Delgado, 2002

La calidad de los alimentos de frutas y verduras se asocia con frescura, el color es uno de los factores más importantes para los consumidores. El color verde en estos materiales vegetales es producido por la clorofila y se han utilizado como un indicador de salud y madurez. Sin embargo, después de la cosecha, las clorofilas se degradan con una tasa que depende del material vegetal y las condiciones de procesamiento. La degradación de la clorofila puede ocurrir en pocas horas o durante varias semanas (Hendry, 1996c, p.1996).

En el tejido vegetal, la clorofila se libera de su complejo de proteínas seguido de la eliminación de fitina y posiblemente feofilización. Este proceso degradativo es también observado en los alimentos por efecto del procesamiento y el tipo de producto depende de la severidad del tratamiento (Boekel, 1999: p.261). La degradación procede por oxidación de la estructura de anillo a clorinas y finalmente por formación de productos finales incoloros. Además, se ha informado una pérdida de clorofila en guisantes congelados asociados con la actividad de lipoxigenasa y peroxidación de grasa (Schwartz y Lorenzo, 2000, p.2).

2.2.2.6.3. Clorofila Espectrofotometría:

Las clorofilas tienen distintas propiedades espectroscópicas caracterizadas por la posición característica y la intensidad de los máximos de absorción. Por lo tanto, se puede emplear la absorción o fluorescencia para su identificación y cuantificación (Eder, 2000, p.102).

Si bien el pigmento puede caracterizarse por su espectro de absorbancia en un disolvente dado y cuantificarse usando su coeficiente de extinción molar, la presencia de uno o más pigmentos causa complicaciones. Por lo general, las longitudes de onda entre 430-440, y 645-660 nm (Breithaupt, 2004: p.449).

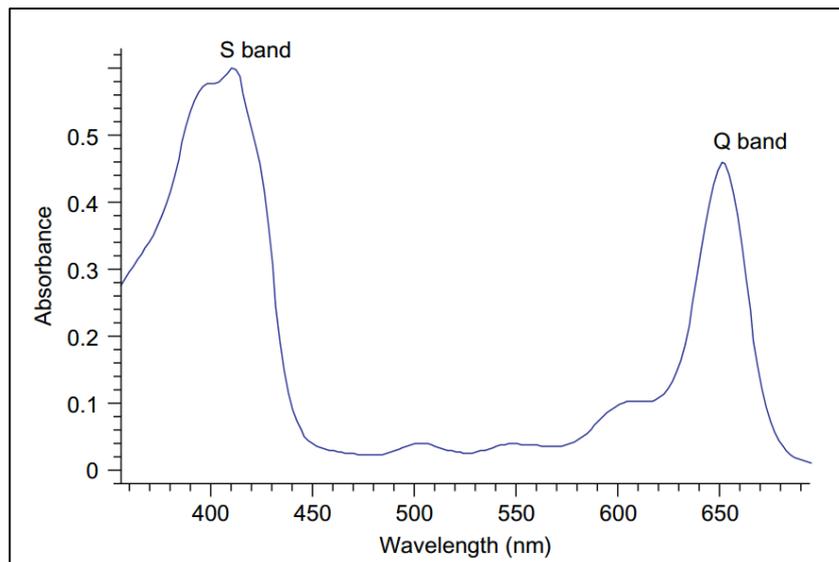


Figura 8-2: Identificación de los picos de clorofila

Fuente: Breithaupt , 2004

2.2.3. *Secado*

El secado es un método que nos sirve para la eliminación parcial del agua mediante evaporación en una corriente gaseosa, este proceso tiene la intervención de fenómenos de transferencia de masa y calor, el fluido que se utiliza es el aire que puede ser de forma directa cuando la transmisión calorífica que se usa en la separación del agua es el aire e indirecta cuando la fuente calorífica se abastece por medio de una área metálica en fricción con el propósito de obtener un material seco (Mujumdar, 2006: p.20).

El secado es un proceso complejo que involucra transferencia de calor y masa entre la superficie del producto y su medio circundante que da como resultado la reducción del contenido de humedad de un producto facilitando su almacenamiento (Midilli y Kucuk , 2003: p.539).

2.2.3.6. *Humedad*

Es la cantidad de agua dentro de un sólido seco en peso se la puede representar en base seca o base húmeda, se recomienda la utilización de la humedad en base seca ya que permanece constante en el tiempo (Vian y Ocon, 1976a: p.480).

La humedad es la cantidad de vapor de agua presente en una muestra sólida, expresada como el volumen de vapores de agua por unidad de peso o volumen de gas (Wilkes y Williams, 2018: p.1).

❖ Base Seca

$$X_{BS} = \frac{\text{Masa de H}_2\text{O}}{\text{Kg de sólido Seco}}$$

Ecuación 1. Humedad en base seca

Dónde:

X_{BS} = humedad del sólido en base seca (Kg de H₂O/Kg de sólido seco)

❖ Base Húmeda

$$X_{BH} = \frac{\text{Masa de H}_2\text{O}}{\text{Kg de sólido húmedo}}$$

Ecuación 2. Humedad en base húmeda

Dónde:

X_{BH} =humedad del sólido en base húmeda (kg H₂O/ kg de sólido húmedo)

2.2.3.7. *Humedad de Equilibrio (X^*)*

Es la porción de agua que se encuentra en un sólido en equilibrio a condiciones dadas, para obtener la humedad límite o máxima de un material seco. En este proceso de secado el aire que se suministra no está completamente seco por lo que existe una humedad relativa, el elemento secar no puede tener menor humedad que la del aire con humedad relativa, dicha humedad no puede ser excluida se le denomina X^* (Warren y Smith, 2002: p.842).

- Si $X^* >$ el sólido se seca, humedad del aire.
- Si $X^* <$ sólido humedece, humedad del aire.

Humedad de equilibrio es aquella presión que posee un elemento higroscópico y que consta de cuatro componentes que son: humedad, temperatura, naturaleza del cuerpo y estado de su superficie (Vian & Ocon, 1976b: p.480).

2.2.3.8. *Humedad Libre*

Cuando un material es sometido a un proceso de secado en el mismo se elimina parcialmente el agua la diferencia entre la humedad del cuerpo sólido y la de equilibrio es conocida como

humedad libre, esta humedad depende de la humedad del sólido como de la humedad relativa del aire (Geankoplis, 1998: p.596).

Es la humedad necesaria para que un sólido seco no pueda poseer una conducta higroscópica, esta humedad puede estar unida por fuerzas físicas, químicas, y fisicoquímicas (Vian y Ocon, 1976c: p.481).

2.2.3.9. *Agua Desligada*

Es la diferencia de la humedad contenida de un material con la humedad ligada, o podemos decir también que es el aire saturado con la humedad que se eliminó del sólido estableciendo un equilibrio indiferente con el aire saturado (Vian y Ocon, 1976d: p.482).

El agua desligada es el valor de la humedad de equilibrio de una material donde este tiene la humedad mínima necesaria para que no posea un comportamiento higroscópico, mediante el contacto con aire saturado (Treybal, 2011a: p.180).

2.2.3.10. *Cuerpos Higroscópicos*

Es la tendencia que tiene un material seco en absorber humedad del ambiente que lo rodea, esto se da cuando la presión del sólido seco es menor a la presión del vapor del aire es necesario la utilización de desecantes para evitar el comportamiento higroscópico (Vian y Ocon, 1976e: p. 483).

Se define un cuerpo higroscópico cuando la tensión de vapor es mayor a la presión de vapor de agua que acompaña al material al mismo rango de temperatura (Geankoplis, 1998: p.596).

2.2.3.11. *Velocidad de Secado*

La velocidad de secado está definida como la disminución de humedad del elemento a secar con el tiempo y por el cociente diferencial $\left(-\frac{dx}{d\theta}\right)$ en donde las condiciones (presión, temperatura, aire) sean constantes o perseveren a lo largo de tiempo (Vian y Ocon, 1976f: p. 483).

$$W = \frac{S}{A} \left[-\frac{dx}{d\theta} \right]$$

Ecuación 3. Velocidad de Secado

Dónde:

W= velocidad del secado (Kg de agua/m².h)

S= peso del sólido seco.

A = área de la superficie expuesta (m^2)

X = humedad en base seca (Kg de agua/Kg de sólido seco)

θ = tiempo de secado (h)

La velocidad de secado de forma analítica se define como la superficie de secado por unidad de área en donde las variables permanecen constantes en el tiempo, en la disminución de humedad de un material (Treybal, 2011b: p.181).

2.2.3.12. *Humedad Crítica*

La humedad crítica de un sólido es la variación que interviene en secado entre la velocidad y el espesor del material a secar, esta se basa en los siguientes enunciados (Vian y Ocon, 1976g: p. 484):

- Según el tipo de espesor que el material posea puede influir ligeramente en elevar o disminuir la humedad crítica.
- Las variables como la temperatura y velocidad del aire influyen en el incremento apreciable de la humedad crítica.

La humedad crítica en productos higroscópicos se puede definir: como un polvo soluble en agua que es sensible a la humedad del aire circundante, por encima de cierta humedad relativa, absorbe agua significativamente. La humedad crítica se define como la humedad relativa de la atmósfera por encima de la cual el polvo seco comienza a absorber rápidamente agua a una temperatura dada (Cui, 2003: p.745).

2.2.3.13. *Periodo de Secado*

Para el diseño de un secador siempre se necesitaran pruebas previas de secado en este caso el cálculo de la velocidad de secado ayuda a saber la alimentación y el tiempo del equipo a construir. Estas pruebas siempre se efectuarán en condiciones constantes con el tiempo. Además, los datos se extraen mediante intervalos de tiempo del peso sólido por pesada de humedad del mismo, la elaboración de la curva humedad versus tiempo son necesarios para la elaboración curva de velocidad de secado. En la ilustración 1 parte a) el comportamiento humedad versus el tiempo de un material seco. La humedad tiende a disminuir desde el (punto A) aproximándose a la humedad de equilibrio que pertenece a las condiciones constantes del aire. Figura 2 parte b) Se tiene la curva de velocidad de secado versus humedad libre x en la cual aparecen varios intervalos (Vian y Ocon, 1976h: p.484).

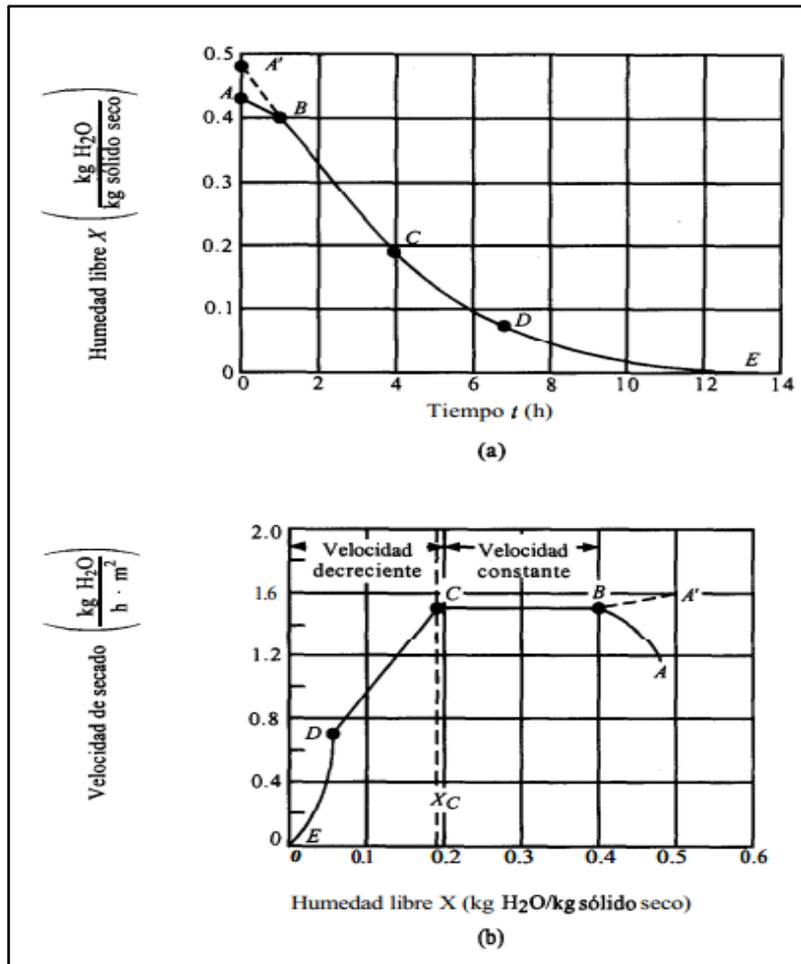


Figura 9-2: a) curva de secado en función del tiempo, b) curva de velocidad de secado.

Fuente: Vian y Ocón, (1997)

Etapa D-E: En esta etapa se consigue la humedad de equilibrio.

Etapa C-D: Es conocido como el período de secado declinante, en el que la humedad puede variar de forma lineal frente a la velocidad de secado. Se pueden analizar los períodos importantes de secado: el primero llamado período de secado pos crítico y el segundo período ante crítico de velocidad de secado constante.

Etapa B-C: Es distinguido como ante crítico, es la etapa que alcanza la humedad crítica, donde la velocidad disminuye hasta cero, de otra manera la humedad de equilibrio de aire seco es similar a la humedad del material.

Etapa A-B: es la articulación del aire en el cual la humedad del material no ha llegado a estabilizarse.

Los periodos de secado, es una pieza gráfica de la humedad que contienen un sólido con respecto al tiempo, ejecutándose en condiciones constantes de secado estableciendo una

disminución de la humedad del material de forma lineal (porción recta de la representación) (Geankoplis, 1998i: p.596).

2.2.3.14. Tiempo de secado

El tiempo de secado es una función de la resistencia a la transferencia de calor-masa. El aumento de las fuerzas impulsoras conduce a tiempos de secado más cortos. Por lo tanto, hay una compensación entre el tamaño mínimo y la velocidad máxima (Kast, 1988: p.240).

La curva velocidad de secado-humedad para realizar necesitamos determinar el tiempo de secado (Vian y Ocon, 1976j: p.484).

Se aplica la siguiente fórmula para el periodo ante-crítico se aplica:

$$\theta_a = \frac{S}{A} \left(\frac{X_i - X_c}{W_c} \right)$$

Ecuación 4. Tiempo de Secado en periodo pos-crítico

Dónde:

X_i = humedad inicial del solido (kg de H₂O/kg sólido deshidratado)

S = peso del sólido deshidratado (Kg sólido seco)

Θ_a = tiempo de secado en el periodo anticrítico (horas)

A = superficie expuesta (m²)

W_c = velocidad critica del secado (Kg de agua/m².h)

X_c = humedad critica (Kg de agua/Kg de solido seco)

Y la fórmula para el tiempo total viene dada por:

$$\theta_t = \theta_a + \theta_p$$

Dónde:

Θ_a = tiempo de secado en el periodo anticrítico (horas)

Θ_p = tiempo post-critico

Θ_t = tiempo total de secado

2.2.4. Tipos de Secado

2.2.4.6. Secado por Bandejas

Los secadores de bandejas constituyen una familia importante de secadores convectivos, donde el medio de secado es aire caliente o gases de combustión que provienen de un horno. Ellos son adaptables al secado de casi cualquier material que pueda colocarse en una bandeja. En general, lote o se usa la operación semi-por lotes (Bertin y Blazquez, 2000a: p.45).

El secado por bandejas consiste en una cámara de secado el cual tiene bandejas perforadas, cuyos agujeros son colocadas horizontalmente y apiladas verticalmente, donde se instalaron los elementos calefactores, con un ventilador de flujo axial que suministra aire seco. El secador está equipado con un dispositivo de control de temperatura que usa un sensor y un sistema termostático para mantener la temperatura seleccionada. La recolección continúa y el agotamiento de la humedad por el aire de secado conduce a la reducción de masa y por lo tanto, el contenido de humedad del producto en la cámara de secado (Ndubisi et al., 2014: p.809).

2.2.4.7. Secado por Liofilización

La liofilización es un uso común en la unidad de proceso de operación por el cual el solvente, usualmente agua se elimina de una solución congelada por sublimación. El proceso de liofilización se lleva a cabo la congelación, la mayor parte del agua es convertida en hielo con la temperatura final del producto. La cámara del producto es entonces evacuado usando bombas de vacío para que la presión de la cámara sea la deseada y la temperatura del estante se eleva para llevar a cabo la sublimación de hielo durante el secado (Patel et al., 2010: p.4363).

La liofilización difiere de otros métodos de deshidratación porque el agua primero se congela y luego se convierte directamente en vapor por sublimación, en lugar de ser eliminado de la superficie de los alimentos por evaporación (Stapely, 2008: p.248).

2.2.4.8. Secado por Atomización

Este método de secado consiste en la eliminación de agua por atomización, las partículas formadas generalmente poseen un diámetro de entre 10-200 μ m, Por esta razón se emplea aire caliente en el interior del dispositivo a elevadas temperaturas lo que permite la vaporización del agua 1 a 10 segundos posteriormente, estas quedaran nebulizadas e secas en forma de polvo (Bertin y Blazquez, 2000b: p.45)..

La atomización es una operación unitaria que incluye cuatro fases y son atomizado, mezcla de gotitas con aire, evaporación y redención del material secado se necesita una muestra líquida para llevar a cabo el atomizado este consta de los siguientes piezas que son: dispositivo de calefacción del aire, dispositivo de atomizado, cámara de secado, y por último un sistema separación de polvo (Sharma et al., 2003: p.358).

2.2.2. Método de Extracción Soxhlet

El método Soxhlet es una extracción sólido-líquido en el cual el disolvente a utilizar dependerá de la naturaleza de componente a separar. El material a ser tratado tiene que ser anteriormente pesado y triturado mediante, una bolsa que es elaborado de papel filtro colocamos dentro de la misma la muestra a tratar, también la bolsa es colocada en la cámara de extracción, el proceso continua con la vaporización del disolvente este se condensa con el refrigerante de bolas que ayuda a que el disolvente caiga sobre la muestra sólida, al conseguir una altura adecuada se produce el primer sifonamiento, retornando al balón el solvente puro. Este proceso se reitera varias veces hasta que no exista producto a tratar (Ordoñez y Saavedra, 2016: pp.29-30).

El equipo consta de los siguientes componentes:

- Cartucho
- Matraz de Fondo plano
- Tubo Soxhlet
- Reverbero
- Tubo Refrigerante

La extracción Soxhlet es un método convencional que tiene ventajas positivas. Por lo tanto, la muestra se pone en contacto repetidamente con porciones frescas de solvente, lo que facilita el desplazamiento del equilibrio de transferencia. Además, el sistema permanece a un nivel relativamente alto de temperatura por efecto del calor aplicado al matraz de destilación llegando a la cavidad de extracción hasta cierto punto. El rendimiento de la muestra puede ser aumentado al realizar varias extracciones simultáneas en paralelo, que se ve facilitado por el bajo costo del equipo básico. Además, la extracción Soxhlet es una metodología muy simple que requiere poco entrenamiento, puede extraer más muestras (Luque de Castro et al., 2010: p.2383).

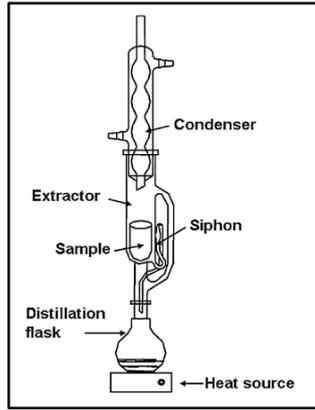


Figura 10-2: Método de extracción soxhlet

Fuente: Luque

CAPÍTULO III

3. METODOLOGÍA

3.1. Hipótesis e identificación de variables

Tabla 15-3: Hipótesis e identificación de variables.

Hipótesis General	Hipótesis Específicas	Proceso	Variables dependientes	Variables independientes
Con la obtención de colorantes vegetales a partir de espinaca, berro y brócoli, se desarrollará colorantes de buena calidad que puedan sustituir a los colorantes sintéticos para uso alimenticio.	Mediante un análisis de laboratorio se podrá determinar las características físicoquímicas de la espinaca, berro y brócoli, que nos servirá como orientación científica e informativa para este estudio.	Bandejas	Temperatura	Humedad Tiempo de secado Velocidad de secado
	Con la evaluación de los tres métodos de secado (liofilización, atomización, y secado de bandejas), se busca determinar que método de secado es el más adecuado para la obtención de los colorantes vegetales.	Liofilización	Temperatura	Humedad Tiempo de secado Velocidad de secado
	Con la determinación del rendimiento obtenido de cada uno de los colorantes vegetales, se podrá seleccionar el método más adecuado para su obtención.	Atomización	Concentración de maltodextrina Temperatura	Humedad Tiempo de secado Porcentaje de rendimiento del polvo atomizado

	En base a la determinación de los parámetros basados en la norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994, se realizará la evaluación de los colorantes naturales obtenidos.	Molienda	Rendimiento	-----
	Con la aplicación de los colorantes naturales en diferentes productos, se podrá validar los colorantes obtenidos.	Extracción Soxhlet	-----	Cantidad de solvente Rendimiento del colorante Concentración de clorofilas

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.1.1. Operacionalización de variables.

Tabla 16-3: Operacionalización de variables

CATEGORÍA	CONCEPTO	DIMENSIONES	VARIABLES	INDICADORES	ÍNDICE
Obtención de colorantes naturales a partir de espinaca, berro, y brócoli para uso alimenticio.	Son colorantes que provienen de fuentes animales, vegetales y otras fuentes orgánicas.	Análisis de las características físicoquímicas de la materia prima (espinaca, berro y brócoli).	Olor Color Humedad Firmeza	Aroma Apariencia % -	-
		Evaluación de tres métodos de secado (liofilización, atomización, secado por bandejas).	Temperatura Humedad Tiempo de secado Grados Brix	°C % s -	-

	Determinación del rendimiento de los colorantes obtenidos en el proceso.	Cantidad de colorante obtenido	g	-
	Evaluación de los colorantes obtenidos basados en normas.	- Sólidos Totales - Arsénico - Plomo - Zinc - Mohos y levaduras	- - - - -	Norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994
	Validación de los colorantes obtenidos. (aplicación en productos)	Aplicación en el producto	- Dosificación del colorante	-----

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.1.2. Matriz de consistencia

Tabla 17-3: Matriz de consistencia.

Aspectos generales		
Planteamiento del problema	Objetivo	Hipótesis
La utilización de colorantes sintéticos afecta a la salud por lo que es necesario reemplazarlos por colorantes naturales que no sean perjudiciales para los consumidores.	Obtener colorantes vegetales a partir de espinaca, berro, brócoli para uso alimenticio.	Con la obtención de colorantes vegetales a partir de espinaca, berro y brócoli, se desarrollará colorantes de buena calidad que puedan sustituir a los colorantes sintéticos para uso alimenticio.

Aspectos específicos				
Problemas específicos	Objetivos específicos	Hipótesis específicas	Variables	Técnica
Se desconocen las características físico-químicas de los vegetales seleccionados.	Analizar las características físico-químicas de los vegetales seleccionados en este estudio.	Mediante un análisis de laboratorio se podrá determinar las características físicoquímicas de la espinaca, berro y brócoli, que nos servirá como orientación científica e informativa para este estudio.	- parámetros físico-químicas	- Pruebas de firmeza, humedad, color, olor.
Es adecuado utilizar los métodos de liofilización, secado por atomización y bandejas para el secado de espinaca berro y brócoli.	Evaluar tres métodos de secado (liofilización, secado por Atomización, bandejas) para la obtención de colorantes naturales.	Con la evaluación de los tres métodos de secado (liofilización, Atomización, y secado de bandejas), se busca determinar que método de secado es el más adecuado para la obtención de los colorantes vegetales.	- Temperatura - Humedad - Tiempo - Tensión Superficial - Grados Brix - Densidad	- Elaboración de curvas de secado - Medición de tiempo de secado - Cálculos del rendimiento de Secado.
¿Qué tratamiento es el más adecuado para obtener colorantes naturales?	Determinar el rendimiento de los colorantes naturales obtenidos, para la selección del método más adecuado de secado.	Con la determinación del rendimiento obtenido de cada uno de los colorantes vegetales, se podrá seleccionar el método más adecuado para su obtención.	- Cantidad de Colorante - Calidad del colorante	- Extracción Soxhlet. - Parámetros físico-químicos

¿Qué todos los colorantes obtenidos cumplan con la normativa?	Evaluar los colorantes obtenidos basados en parámetros de la norma.	En base a la determinación de los parámetros basados en la norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994, se realizará la evaluación de los colorantes naturales obtenidos.	<ul style="list-style-type: none"> - Análisis de composición - Comparación con la normativa 	- Norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994
¿En qué producto nosotros podemos aplicar estos colorantes?	Validar los colorantes obtenidos mediante su aplicación en diferentes productos.	Con la aplicación de los colorantes naturales en diferentes productos, se podrá validar los colorantes obtenidos.	- Aplicación de colorante en un producto	<ul style="list-style-type: none"> - Dosificación - Estabilidad

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.2. Tipo y Diseño de Investigación

La investigación es de carácter exploratorio, debido a que, no hay información específica del tema, por este motivo la investigación se detalla de forma general, es decir, se profundizó la obtención de colorante natural a partir de espinaca, berro, y brócoli realizando una evaluación de los métodos de secado estableciendo una aplicación para estos colorantes dejando el campo abierto a futuras investigaciones relacionadas.

El presente estudio es de tipo cualitativo y cuantitativo ya que se efectuaron análisis de laboratorio y experimentos para la extracción de colorantes los cuales otorgan resultados que permitieron establecer parámetros de procesamiento para este estudio

3.2. Unidad de Análisis

El objeto del estudio es la obtención del colorante natural a partir:

- Espinaca (*Spinacia oleracea*)
- Berro (*Nasturtium officinale*)
- Brócoli (*Brassica oleracea L. var. Italica*)

Una vez obtenido el colorante natural se realizaron diferentes pruebas como: ph, densidad, índice de refracción, grados brix y espectrofotometría en el Laboratorio de Química Orgánica, Procesos Industriales, Operaciones Unitarias y Laboratorio de Instrumental.

Para lo cual es necesario métodos de secado:

- Secado por bandejas
- Liofilizador
- Atomización

Ya que el polvo tiene muchos componentes incluido colorantes.

Estos se evaluaron para encontrar un proceso óptimo, además se hizo procesos de molienda, extracción por solvente y aditivos. La evaluación del colorante natural será extraída a partir de Método Soxhlet:

- Colorante de Espinaca (*Spinacia oleracea*)
- Colorante de Berro (*Nasturtium officinale*)
- Colorante de Brócoli (*Brassica oleracea L. var. Italica*)

Estos tres tipos de colorantes son extraídos previas a un proceso de secado mediante el rendimiento escogeremos el más adecuado y aplicaremos la norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994.

3.3. Población de estudio

Uno de los principales aspectos al iniciar la investigación fue la relación de polaridad que existe entre el solvente etanol con la clorofila para así extraer por el método Soxhlet utilizando un solvente adecuado, este método de extracción finalmente se compara con el método de atomizado, bandejas y liofilizado según su rendimiento haciendo una validación de ¿cuál es el método ideal?

Los colorantes naturales dependerán de la naturaleza de la materia prima es decir en este estudio nosotros encontraremos clorofila de forma líquida.

Posteriormente para la evaluación del colorante natural realizamos los análisis según la normativa oficial mexicana nom-119-ssa1-1994 utilizada para este proyecto de investigación y determinaciones físico-químicas.

La población corresponderá a muestreos de:

- Espinaca (*Spinacia oleracea*)
- Berro (*Nasturtium officinale*)
- Brócoli (*Brassica oleracea L. var. Italica*)

3.5. Tamaño de la muestra

Se realizará la obtención de colorantes con un tamaño de unidad experimental de 25-50g por cada repetición dependiendo de la capacidad de cada equipo.

Tabla 18-3: Primer método de secado

Producto	Espinaca	Berro	Brócoli
Secado			
Bandejas	1	1	1
	1	1	1
	1	1	1

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 19: Segundo método de secado

Producto \ Secado	Espinaca	Berro	Brócoli
Liofilización	1	1	1
	1	1	1
	1	1	1

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 20: Tercer método de secado

Producto \ Secado	Espinaca	Berro	Brócoli
Atomización	1	1	1
	1	1	1
	1	1	1

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En cada uno de los métodos empleados se hizo un total de 3 repeticiones obteniendo 27 muestras con esto se obtuvo curvas de secado mientras que en el atomizado se realizara pruebas de densidad, viscosidad, tensión superficial, capacidad calorífica, temperatura para los cálculos de balance de masa y energía.

Tabla 21: Método de extracción Soxhlet

Extracción Soxhlet \ Método de secado	Colorante de Espinaca	Colorante de berro	Colorante de Brócoli
Liofilizado	1	1	1
Bandejas	1	1	1
Atomización	1	1	1

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En la extracción del colorante obtuvimos los rendimientos a partir de 9 gramos en cada aplicación de extracción Soxhlet estos colorantes fueron sometidas a pruebas de pH, densidad, rendimiento, y aplicación de la normativa oficial mexicana nom-119-ssa1-1994, dando un total de 9 muestras. Con esto datos escogeremos el método más adecuado para la obtención de colorantes natural.

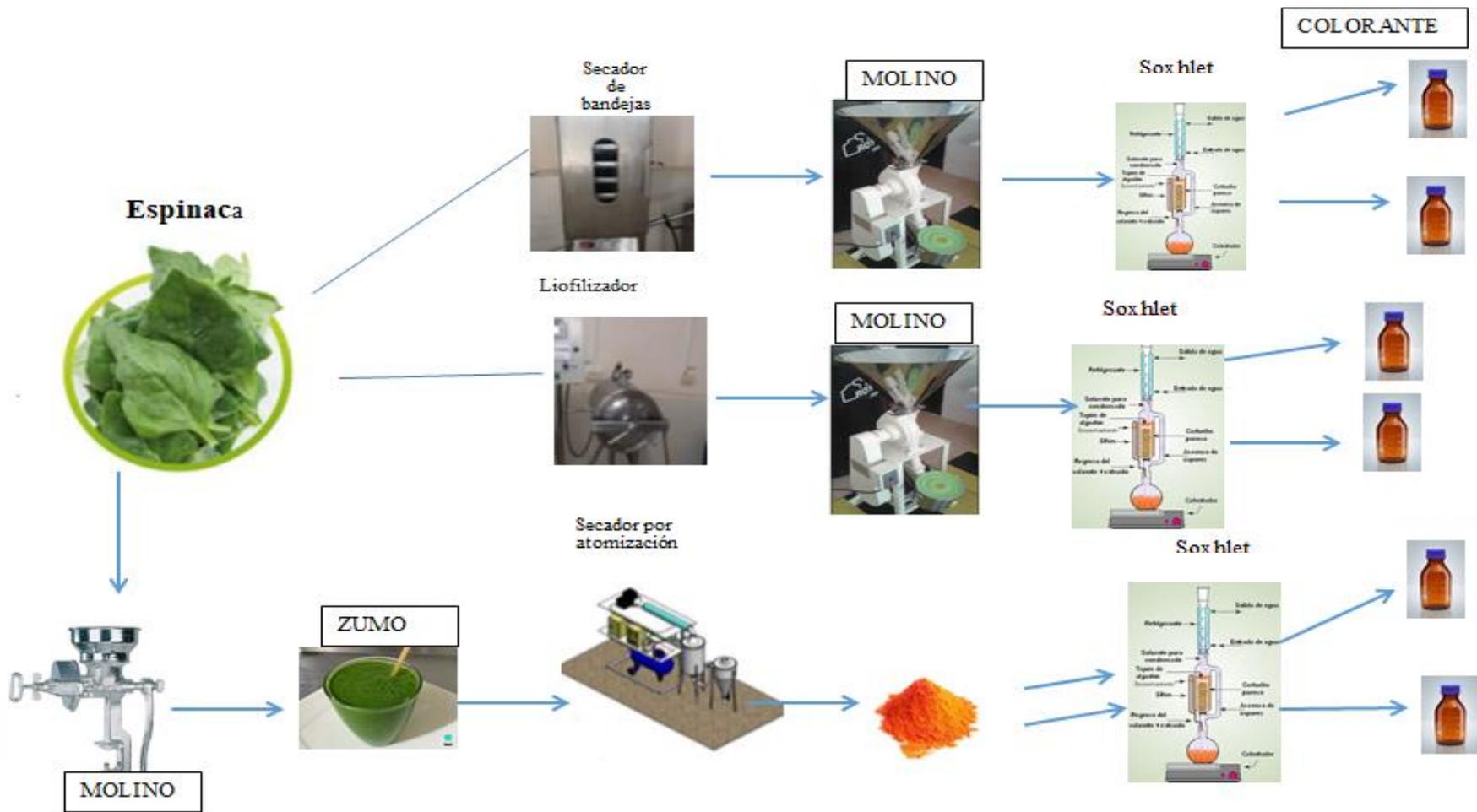


Figura 4-3: Proceso de extracción de colorante natural de espinaca

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

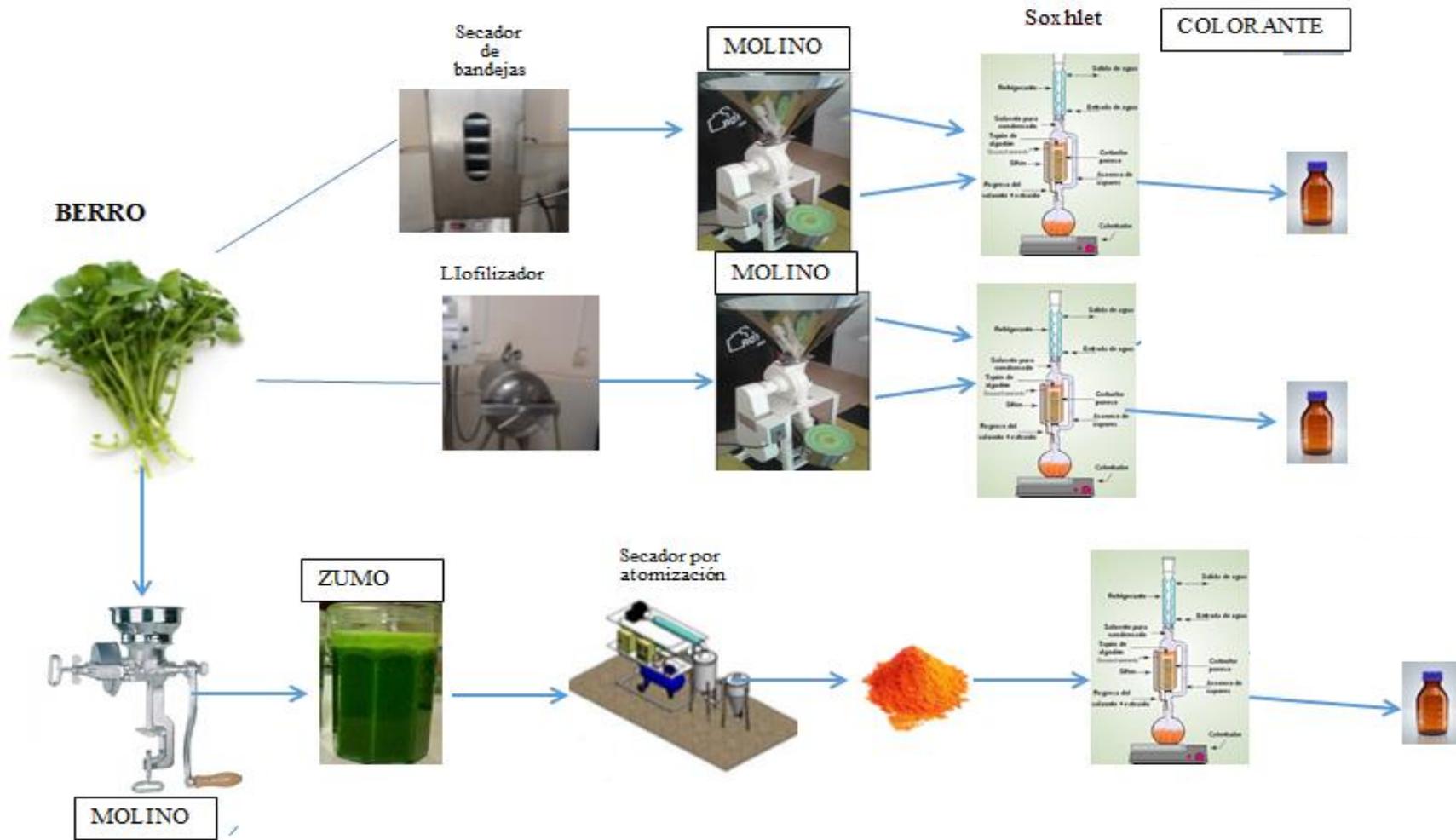


Figura 5-3: Proceso de obtención de colorante natural de Berro

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

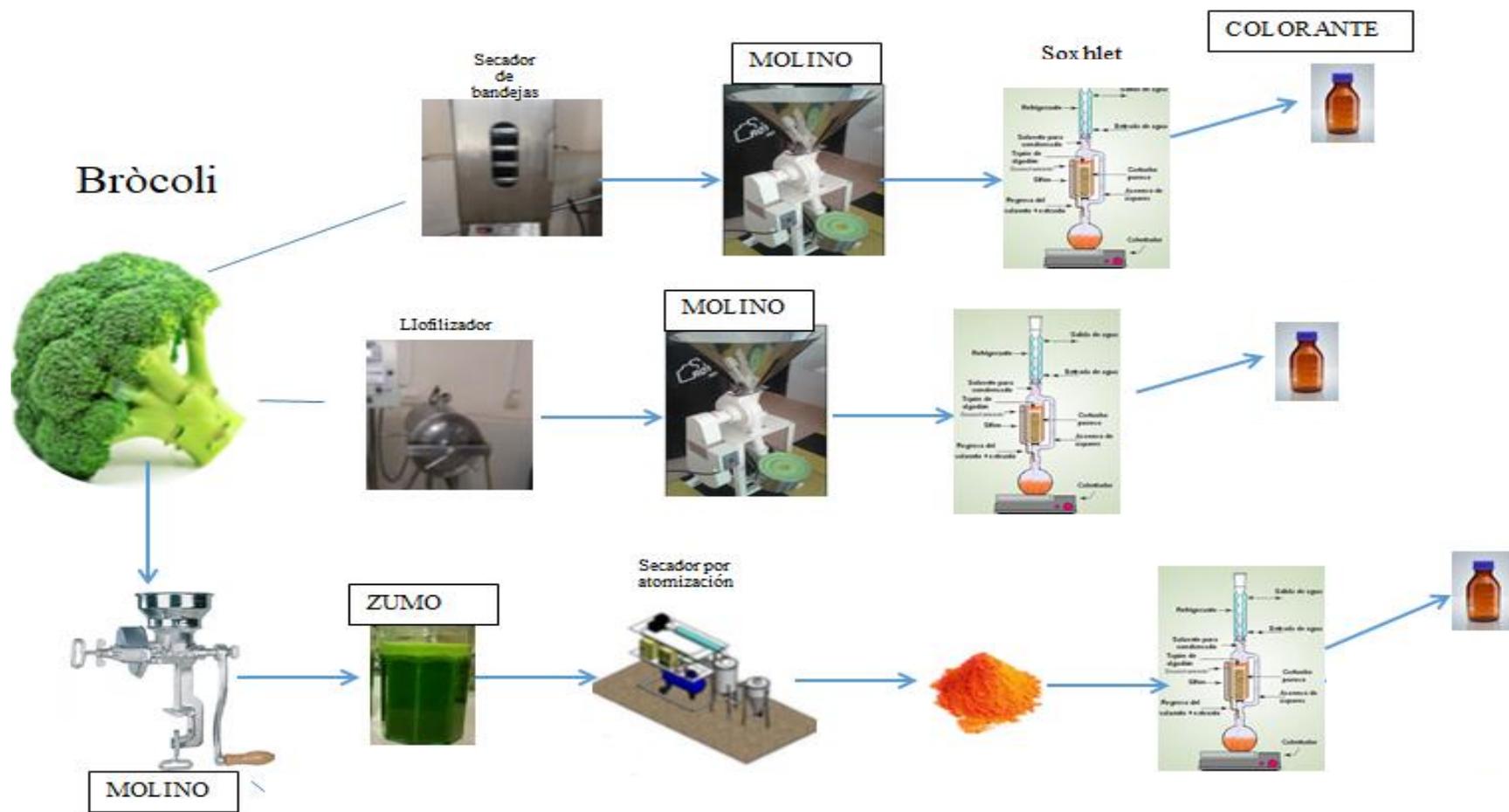


Figura 6-3: Proceso de obtención de colorante natural de brócoli

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.6. Selección de muestra

Se realizara una selección de muestra de espinaca (*Spinacia oleracea*), berro (*Nasturtium officinale*) y brócoli (*Brassica oleracea L. var. Italica*) en la región sierra según la producción agrícola.

Tabla 22: Selección de la muestra

Muestras	Apariencia	Mercado
Espinaca (<i>Spinacia oleracea</i>)	Excelente	San Alfonso
Berro (<i>Nasturtium officinale</i>)	Excelente	Mayorista
Brócoli (<i>Brassica oleracea L. var. Italica</i>)	Excelente	San Alfonso

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

La materia prima tiene que cumplir con las siguientes características:

- Fresca
- Verde
- Limpia
- Uniforme

Las muestras de colorantes obtenidas de espinaca, berro, y brócoli extraídas de los diferentes métodos de secado.

Tabla 23: Muestras de colorantes por diferentes métodos de secado

Secado	Liofilizado	Bandejas	Atomizado
Extracción			
Colorante de espinaca	1	1	1
Colorante de berro	1	1	1
Colorante de Brócoli	1	1	1

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

La muestra será escogida según su aspecto y poder de tinturación. Estas muestras serán extraídas mediante el método Soxhlet en total son 9 muestras.

3.7. Técnicas de recolección de datos

La obtención de colorantes naturales a partir de la espinaca, berro y brócoli fue en el laboratorio de Laboratorio de Química Orgánica, Operaciones Industriales, Operaciones Unitarias y Laboratorio de Instrumental de la Facultad de Ciencias de la Escuela Superior Politécnica de

Chimborazo, ubicada en la Panamericana Sur km 1½, de la ciudad de Riobamba, provincia de Chimborazo.

Se obtendrá colorante natural (espinaca, berro, romanesco), mediante la observación directa de los hechos se tomará datos de la aplicación (secado, método Soxhlet, análisis fisicoquímicos) fue apoyada también con la información obtenida en libros, tesis, artículos relacionados con el tema y resultados obtenidos al finalizar el proceso de obtención de colorantes naturales.

- Fracción1: Las muestras realizadas serán como primera fase se realizara secado en el equipo de bandejas, liofilización y atomizado posteriormente la materia triturada es adecuada para la extracción de colorante natural mediante, El Equipo Soxhlet y posteriormente realizar los análisis en el laboratorio SAQMIC mediante la aplicación de la norma mexicana nom-119-ssa1-1994.

3.7.1. Técnicas para la determinación de los parámetros fisicoquímicos de espinaca, berro, y brócoli

Tabla 24-3: Técnica para la determinación de la densidad

Método para la determinación de densidad en espinaca, berro, y brócoli				
PRINCIPIO	EQUIPO	REACTIVOS	PROCEDIMIENTO	CÁLCULO
La densidad hace referencia a la cantidad de masa en un determinado volumen de sustancia.	-Picnómetro 10 ml -Balanza Analítica	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli)	- Pesar el picnómetro de 10 ml vacío. - Llenar el picnómetro hasta el borde con la muestra de extracto de espinaca, berro y brócoli - Colocar el capilar del picnómetro - Pesar el picnómetro lleno con la muestra de extracto de espinaca, berro y brócoli	$m = pm - pv$ <p>Donde: m= Peso del extracto de remolacha (g) pm= Peso picnómetro con muestra de extracto (g) pv= Peso picnómetro vacío(g)</p> $\rho = \frac{m}{V}$ <p>Donde: p =densidad del extracto de remolacha (g/mL) V=volumen muestra (10ml) m= peso del extracto de remolacha (g)</p>

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 25-3:Técnica para la determinación del pH.

Método para la determinación del pH en espinaca, berro, y brócoli			
PRINCIPIO	EQUIPO	REACTIVOS	PROCEDIMIENTO
La medición se realizó mediante un pH-metro el cual estaba previamente calibrado. Esta medición nos ayuda a establecer el comportamiento de la acidez y alcalinidad de una solución .	-pH-metro	-Solución buffer -Agua Destilada -Extracto de espinaca, berro y brócoli.	- Se conecta el pH-metro a una toma de corriente de 110 V. - Se espera a que el pH-metro se calibre. - Se saca el electrodo. - Se seca con una toalla absorbente - Se sumerge el electrodo en la muestra y se lee el valor de pH de la muestra hasta que la pantalla salga lock. - Se sacan los electrodos, se lavan con agua destilada y se secan con una toalla de papel absorbente - Regresamos el electrodo a la posición original con la solución buffer.

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 26-3: Técnica para la determinación de los grados brix.

Método para la determinación del grados brix en espinaca, berro, y brócoli			
PRINCIPIO	EQUIPO	REACTIVOS	PROCEDIMIENTO
Es un método que permite la medición de sólidos solubles en una solución.	-Refractómetro automático RA-620	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli). -Agua destilada	-Se enciende el equipo en un toma corriente de 110 voltios -Se procede a calibrar el equipo, se presiona el botón “CHECK” -Después se presiona “WATER CALIBRATION” -Limpiamos el lente con agua destilada y añadimos agua destilada -El equipo nos dará un resultado y ya está listo para leer los grados brix de la muestra -Añadimos 2 ml de Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina -Esperamos hasta que suene el equipo esto significa que finalizó la lectura de los grados brix. -Limpiamos con agua destilada -Apagamos el equipo.

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 27-3. Técnica para la determinación del índice de refracción.

Método para la determinación del índice de refracción en espinaca, berro, y brócoli			
PRINCIPIO	EQUIPO	REACTIVOS	PROCEDIMIENTO CÁLCULO
Es la relación de la velocidad de luz al vacío sobre velocidad de luz en el medio.	-Refractómetro automático RA-620	-Colorante de espinaca, berro y brócoli. -Agua destilada	-Se enciende el equipo en un toma corriente de 110 voltios -Se procede a calibrar el equipo, se presiona el botón “CHECK” -Después se presiona “WATER CALIBRATION” -Limpiamos el lente con agua destilada y seleccionamos “nd”. -El equipo nos dará un resultado y ya está listo para leer los nd de la muestra -Añadimos 2 ml de colorante de espinaca, berro, o brócoli -Esperamos hasta que suene el equipo esto significa que finalizó la lectura de los grados brix. -Limpiamos con agua destilada -Apagamos el equipo.

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.7.2. Técnicas para la determinación de curvas de secado

Tabla 28-3: Técnica para la determinación de la curva secado

Método de secado por bandejas				
PRINCIPIO	EQUIPO	REACTIVOS	PROCEDIMIENTO	CÁLCULO
El secado por bandejas consiste en una cámara de secado el cual tiene bandejas perforadas, cuyos agujeros son colocadas horizontalmente y apiladas verticalmente, donde se instalaron los elementos calefactores, con un ventilador de flujo axial que suministra aire seco.	-Cronómetro -Secador de Bandejas Eléctrico -Balanza	- Espinaca, Berro, Brócoli	- Obtener un peso inicial de la materia prima a secar. - Conectar el equipo a una fuente de 220 V polarizada. - Encender el equipo. - Configurar la temperatura a la cual se desea secar. - Colocar el material a secar en las bandejas del equipo, de forma dispersa evitando agrupamientos excesivos y tratando de que la misma cubra toda el área de secado. - Ingresar las bandejas al equipo una vez que este haya alcanzado la temperatura deseada. - Pesarse la muestra cada media hora, hasta que la misma haya alcanzado un peso constante. -Retirar las bandejas del secador y apagar el equipo.	$X_{BS} = \frac{\text{Masa de } H_2O}{\text{Kg de sólido Seco}}$ $W = \frac{S}{A} \left[- \frac{dx}{d\theta} \right]$ $\theta_a = \frac{S}{A} \left(\frac{X_i - X_c}{W_c} \right)$ $\theta_t = \theta_a + \theta_p$

Fuente: FC-L.PI-20.ESPOCH.2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 29-3: Técnica para la determinación de la curva de secado.

Método de secado por liofilización				
PRINCIPIO	EQUIPO	REACTIVOS	PROCEDIMIENTO	CÁLCULO
La liofilización es un uso común en la unidad de proceso de operación por el cual el solvente, usualmente agua se elimina de una solución congelada por sublimación.	-Cronómetro -Liofilizador -Balanza	-Materia Prima congelada (Espinaca, Berro, Brócoli)	<ul style="list-style-type: none"> - Congelar la muestra con el menor espesor posible. - Pesar la muestra en cada bandeja para obtener un (Pi). - Encender el Liofilizador a una fuente de 110 V. - Colocar la muestra en la bandeja del Liofilizador con papel aluminio cuando se encuentre a 30 °C. - Mantener la temperatura en un Rango 40-65 °C dependiendo de la materia prima a secar. - Pesar después de 15 min. - Pesar después de 10 min para estabilizar la muestra. -Pesar la muestra cada media hora, hasta que la misma haya alcanzado un peso constante. 	$X_{BS} = \frac{\text{Masa de } H_2O}{\text{Kg de sólido Seco}}$ $W = \frac{S}{A} \left[- \frac{dx}{d\theta} \right]$ $\theta_a = \frac{S}{A} \left(\frac{X_i - X_c}{W_c} \right)$ $\theta_t = \theta_a + \theta_p$

Fuente: FC-L.PI-07.ESPOCH.2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.7.3. Técnicas empleadas en el proceso de secado por atomización

3.7.3.1. Técnicas empleadas en el extracto de espinaca, berro y brócoli desde la tabla 3.7-1 hasta 3.7-8.

Tabla 30-3: Técnica para la determinación de los sólidos en la alimentación y humedad

Determinación del porcentaje de sólidos del extracto de espinaca, berro y brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
La humedad es la cantidad de vapor de agua presente en una muestra sólida, expresada como el volumen de vapores de agua por unidad de peso o volumen de gas.	-Desecador -Estufa -Balanza analítica -Pinza de capsula -Capsulas de porcelana	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina	- Tarar la capsula - Pesar la capsula tarada vacía - Pesar 5 g de muestra en la capsula - Ingresar a la estufa la capsula con la muestra a 110°C por un lapso de 8-12 h - Enfriar la capsula con la muestra en el desecador hasta temperatura ambiente. - Pesar la capsula fría hasta alcanzar un peso constante	$\% SA = \frac{P1 - P2}{P1}$ %SA= Porcentaje de sólidos totales P1= Peso de la cápsula más muestra líquida (g) P2=Peso de la cápsula más muestra seca (g)

Fuente: B Moreano, 2012

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 31-3: Técnica para la determinación de la densidad por el método del picnómetro

Determinación de la densidad del extracto de espinaca, berro, y brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
La densidad hace referencia a la cantidad de masa en un determinado volumen de sustancia.	-Picnómetro 10 ml -Balanza Analítica	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina	- Pesar el picnómetro de 10 ml vacío. - Llenar el picnómetro hasta el borde con la muestra de extracto de espinaca, berro y brócoli - Colocar el capilar del picnómetro - Pesar el picnómetro lleno con la muestra de extracto de espinaca, berro y brócoli	$m = pm - pv$ <p>Donde:</p> <p>m= Peso del extracto de remolacha (g) pm= Peso picnómetro con muestra de extracto (g) pv= Peso picnómetro vacío(g)</p> $\rho = \frac{m}{V}$ <p>Donde:</p> <p>ρ =densidad del extracto de remolacha (g/mL) V=volumen muestra (10ml) m= peso del extracto de remolacha (g)</p>

Fuente: Ocampo Andrés, 2014

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 32-3: Técnica para la determinación de la Viscosidad dinámica

Determinación de la viscosidad dinámica del extracto de espinaca, berro y brócoli			
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento
La viscosidad es la resistencia que presenta un fluido al movimiento	-Vaso de precipitación 250 mL -Viscosímetro digital de rotación -Termómetro	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina	<ul style="list-style-type: none"> - Tomar una muestra del extracto en el vaso de precipitación de 600 mL - Medir la temperatura de la muestra - Instale el husillo seleccionado en el tornillo de unión. - Encienda el equipo - Seleccione el número de husillo L1 - Seleccione la velocidad de rotación a 60 rpm. - Girar el mando del soporte para que descienda el viscosímetro y que el husillo se introduzca suavemente en el líquido a medir; la superficie del líquido deberá coincidir con la marca del nivel del husillo. - Compruebe que el equipo este bien nivelado - Pulse el botón de inicio de la medida; el husillo comenzará a girar. - Registrar el valor - Presione el botón de parada; el motor se apagará y se puede retirar el husillo para su limpieza. - Apagar el equipo

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 33-3: Determinación de la tensión superficial método del capilar

Determinación de la tensión superficial del extracto espinaca, berro y brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
Es la fuerza por unidad de energía o las fuerzas que se ejercen sobre la superficie de un fluido.	-Regla -Vaso de precipitación 250 ml. -Termómetro -Tubo capilar	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina	- Tomar una muestra del extracto de espinaca, berro y brócoli en el vaso de precipitación. - Medir la temperatura - Fijar el capilar a la regla e introducirlos en el vaso. - Esperar hasta que el fluido ascienda por el capilar y se mantenga constante. -Tomar la medida de la altura de ascenso del fluido por el capilar	$r = \frac{1}{2} g \cdot h \cdot r \cdot p$ <p>Dónde:</p> <p>r =Tensión superficial del extracto de remolacha</p> <p>g = Gravedad 980 cm/s²</p> <p>h= Altura de ascenso del líquido por el capilar</p> <p>r =Radio del tubo capilar</p> <p>p =Densidad del extracto de espinaca, berro y brócoli</p>

Fuente: Levvit B, 1979

Elaborado por: Cuesta Wilson

Tabla 34-3: Técnica para la determinación de grados Brix

Medición de grados brix del extracto de espinaca berro y brócoli			
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento
Es un método que permite la medición de sólidos solubles en una solución	-Refractómetro automático RA-620	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina -Agua destilada	-Se enciende el equipo en un toma corriente de 110 voltios -Se procede a calibrar el equipo, se presiona el botón “CHECK” -Después se presiona “WATER CALIBRATION” -Limpiamos el lente con agua destilada y añadimos agua destilada -El equipo nos dará un resultado y ya está listo para leer los grados brix de la muestra -Añadimos 2 ml de Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina -Esperamos hasta que suene el equipo esto significa que finalizó la lectura de los grados brix. -Limpiamos con agua destilada -Apagamos el equipo.

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 35-3: Método de Secado por atomización

Método de secado por atomización de espinaca, berro, brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
Este método de secado consiste en la eliminación de agua por atomización, las partículas formadas generalmente poseen un diámetro de entre 10-200 µm, Por esta razón se emplea aire caliente en el interior del dispositivo a elevadas temperaturas lo que permite la vaporización del agua 1 a 10 segundos posteriormente, estas quedarán nebulizadas e secas en forma de polvo	-Varilla de Agitación -Secador por Atomización -Balanza -Termómetro	-Extracto de (Espinaca, Berro, Brócoli) al 0,1 % de Maltodextrina	-Verificar la toma de energía (220 voltios polarizada) -Colocar el fluido con el encapsulante en el tanque de alimentación, el mismo que debe estar libre de impurezas. -Presionar el botón de inicio de la caja de control (start) -Establecer la temperatura optima de trabajo (estabilización de la temperatura) -Presionar el icono “ encendido del equipo ” -Recolectar en un recipiente el polvo deshidratado a la salida del ciclón -Terminado el proceso -Presionar el botón “Stop” de la caja de control -Recoger el polvo deshidratado que se ha quedado dentro del equipo, es preferible emplear una brocha para este procedimiento. -Desconectar el equipo del toma de corriente -Realizar la limpieza correspondiente del equipo.	$m_R = \frac{m}{t}$ $H_{A_2} = \frac{m_{RS}(h_{R_1} - h_{R_2})}{m_A} + H_{A_1}$ $\Delta T_{ml1} = \frac{(T_{A_1} - T_{R_1}) - (T_{A_c} - T_{R_c})}{\ln \left(\frac{T_{A_1} - T_{R_1}}{T_{A_c} - T_{R_c}} \right)}$ $Recuperacion = \frac{m_p}{m. \%SA} \cdot 100$

Fuente: FC-L.PI-19.ESPOCH.2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.7.3.2. Técnica empleada posterior al proceso de atomización de espinaca, berro y brócoli.

Tabla 36-3: Determinación de la densidad del polvo atomizado

Determinación de la densidad del polvo atomizado de espinaca, berro y brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
La densidad de sólidos hace referencia a la cantidad de masa de una sustancia que ocupa un determinado volumen.	-Vaso precipitación 50 mL. -Balanza Analítica	-Atomizado de espinaca, berro y brócoli.	- Pesar el vaso de precipitación vacío - Colocar el polvo de remolacha en el vaso de precipitación. -Verificar el volumen ocupado por el polvo - Pesar el vaso de precipitación con el polvo	$m = pr - pv$ <p>Dónde:</p> <p>m= Peso del polvo de espinaca, berro y brócoli (g)</p> <p>pr= Peso del vaso de precipitación con el polvo (g)</p> <p>pv= Peso del vaso de precipitación vacío (g)</p> $\rho = \frac{m}{V}$ <p>Dónde:</p> <p>ρ = densidad del polvo de espinaca, berro y brócoli (g/ml)</p> <p>v = volumen ocupado por el polvo en el vaso de precipitación (g)</p> <p>m = peso del polvo de la espinaca berro y brócoli en gramos (g).</p>

Fuente: M Juarez 2011

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.7.4. Técnicas empleadas en la extracción de pigmentos (clorofila)

Tabla 37-3: Técnica extracción Soxhlet

Extracción Soxhlet de espinaca, berro y brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
Es un método convencional que tiene ventajas positivas. Por lo tanto, la muestra se pone en contacto repetidamente con porciones frescas de solvente, lo que facilita el desplazamiento del equilibrio de transferencia. Además, el sistema permanece a un nivel relativamente alto de temperatura por efecto del calor aplicado al matraz de destilación llegando a la cavidad de extracción hasta cierto punto.	-Papel Filtro -2 Mangueras -1 Reverbero -1 Balón Esmerilado 250 ml -Equipo Soxhlet -1 Refrigerante de bolas para Equipo Soxhlet	-Etanol 96% -Agua Destilada	- Pesar 9 g de muestra seca. - Empaquetar la muestra en papel filtro. - Colocar la muestra en el equipo Soxhlet - Adicionar el solvente dilución 3:1 etanol agua. - Armar el equipo Soxhlet. - Encender el Reverbero - Iniciar la extracción hasta 7 sifonamientos o hasta que el etanol tenga un color claro. -Purificar el colorante por dos veces. - Pesar la funda antes y después del proceso cuando este seca. - Calcular el rendimiento.	$\% \text{ Colorante extraido} = \frac{P_{final}}{P_{inicial}} * 100$ Dónde: Pf = peso final de la muestra (g) Pi= peso inicial de muestra en (g)

Fuente: Ordoñez Bernardo; Saavedra Beatriz 2016

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

3.7.5. *Técnicas para la medición de parámetros físicoquímicas del colorante (Spinacia oleracea), berro (Nasturtium officinale) y brócoli (Brassica oleracea L. var. Italica).*

Tabla 38-3: Técnicas para la medición del pH

Medición del pH en el colorante de espinaca, berro y brócoli			
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento
La medición se realizó mediante un pH-metro el cual estaba previamente calibrado. Esta medición nos ayuda a establecer el comportamiento de la acidez y alcalinidad de una solución .	-pH-metro	-Solución buffer -Agua Destilada -Colorante de espinaca, berro y brócoli.	- Se conecta el pH-metro a una toma de corriente de 110 V. - Se espera a que el pH-metro se calibre. - Se saca el electrodo. - Se seca con una toalla absorbente - Se sumerge el electrodo en la muestra y se lee el valor de pH de la muestra hasta que la pantalla salga lock. - Se sacan los electrodos, se lavan con agua destilada y se secan con una toalla de papel absorbente - Regresamos el electrodo a la posición original con la solución buffer.

Fuente: Patiño, Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 39-3: Técnicas para la medición de la densidad del colorante

Medición de la densidad del colorante de espinaca, berro y brócoli				
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento	Cálculo
La densidad es la relación de masa sobre volumen	-Picnómetro	-Colorante de espinaca, berro y brócoli.	-Se pesa el picnómetro vacío, previamente lavado y bien seco. - Se llena el picnómetro con la muestra., y se evita la formación de burbujas. - Se toma el peso final y calculamos la densidad	$m = pm - pv$ <p>Dónde: m= Peso del colorante (g) pm= Peso picnómetro con muestra de colorante (g) pv= Peso picnómetro vacío(g)</p> $\rho = \frac{m}{V}$ <p>Dónde: p =densidad del colorante (g/ml) V=volumen muestra (10ml) m= peso del colorante (g)</p>

Fuente: Ocampo Andrés, 2014

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 40-3: Técnicas para la medición de los grados brix

Medición de los grados brix del colorante de espinaca, berro y brócoli			
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento
Es un método que permite la medición de sólidos solubles en una solución	-Refractómetro automático RA-620	-Colorante de espinaca, berro y brócoli. -Agua destilada	-Se enciende el equipo en un toma corriente de 110 voltios -Se procede a calibrar el equipo, se presiona el botón “CHECK” -Después se presiona “WATER CALIBRATION” -Limpiamos el lente con agua destilada y añadimos agua destilada -El equipo nos dará un resultado y ya está listo para leer los grados brix de la muestra -Añadimos 2 ml de colorante de espinaca, berro, o brócoli -Esperamos hasta que suene el equipo esto significa que finalizó la lectura de los grados brix. -Limpiamos con agua destilada -Apagamos el equipo.

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 41-3: Técnica para la medición del índice de refracción

Medición del índice de refracción del colorante de espinaca, berro y brócoli			
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento
Es la relación de la velocidad de luz al vacío sobre velocidad de luz en el medio.	-Refractómetro automático RA-620	-Colorante de espinaca, berro y brócoli. -Agua destilada	-Se enciende el equipo en un toma corriente de 110 voltios -Se procede a calibrar el equipo, se presiona el botón “CHECK” -Después se presiona “WATER CALIBRATION” -Limpiamos el lente con agua destilada y seleccionamos “nd”. -El equipo nos dará un resultado y ya está listo para leer los nd de la muestra -Añadimos 2 ml de colorante de espinaca, berro, o brócoli -Esperamos hasta que suene el equipo esto significa que finalizó la lectura de los grados brix. -Limpiamos con agua destilada -Apagamos el equipo.

Fuente: Patiño Teobaldo, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 42-3: Identificación Espectrofotométrica y Determinación de la concentración de clorofila

Identificación espectrofotométrica de la clorofila del colorante de espinaca, berro y brócoli			
Principio	Equipo	Reactivos	Procedimiento
Identificación de moléculas mediante la absorción atómica.	-Espectrofotómetro UV-Vis -Celda de cuarzo de 1cm -Vaso de precipitación 250 ml -Piceta	-Colorante de espinaca, berro y brócoli. -Agua destilada -Etanol	-Preparar la disolución del disolvente madre es decir etanol-agua 3:1 -Encender el Espectrofotómetro -Realizar un blanco con la disolución etanol-agua previamente descrito. -Elegir la longitud de onda a la cual se realizará -Posteriormente la medida de la absorbancia, para las clorofilas tipo A 430-440 nm y 645-660 nm. -Llenar la celda con la muestra que se va a realizar la medida - Medir la absorbancia de cada una de los colorantes.

Fuente: Fausto Tapia, 2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

CAPÍTULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Análisis de resultados.

4.1.1. Características fisicoquímicas del extracto de berro, brócoli y espinaca

Tabla 43-4: Características fisicoquímicas

Materia Prima	pH	Densidad g/ml	Índice de Refracción	Grados brix
Berro	5,19	0,9728	1,3413	5,19
Brócoli	6,35	0,9772	1,3457	8,46
Espinaca	6,36	0,9699	1,3420	7,04

Elaborado por:

Cuesta Wilson, 2018

4.1.2. Resultados del secador de bandejas

Se realizan mediante la utilización de fórmulas dadas según Ocón y Tojo y con los primeros datos del berro:

$$\text{Ec. 1: } X_{BS} = \frac{\text{Masa de H}_2\text{O}}{\text{Kg de sólido Seco}}$$

$$X_{BS} = \frac{1,840 \text{ kg} - 1,727 \text{ kg}}{1,727 \text{ kg}} = 0,065740$$

$$\text{Ec. 2: } \text{Humedad promedio} = \frac{X + X_{n+1}}{2}$$

$$\text{Humedad promedio} = \frac{0,065740 + 0,059948}{2} = 0,062844$$

$$\text{Ec. 3: } \Delta X = X_n - X_{n-1}$$

$$\Delta X = 0,05705 - 0,06284 = -0,005792$$

$$\text{Ec. 4: } \Delta \theta = t_2 - t_1 = 0,5$$

$$\text{Ec. 5: } W = \frac{S}{A} \left[-\frac{dx}{d\theta} \right]$$

$$W = \frac{1,727}{0,16642} [-(-0,011584)] = 0,1202$$

4.1.2.1. Berro

Se realizaron pruebas en el secador de bandejas estableciendo como materia prima el berro a temperaturas de 50 °C, 55 °C, y 60 °C para determinar la curva de secado más adecuada basada en las ecuaciones del marco teórico para la obtención de colorantes naturales estos resultados se detallan a continuación;

Tabla 44-4: Resultados de los análisis de secado berro 50 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	ΔΘ	ΔX/ΔΘ	W
0	1,840	0,0657					
0,5	1,830	0,0599	0,0628	-0,0058	0,5	-0,0116	0,1202
1	1,820	0,0542	0,0571	-0,0058	0,5	-0,0116	0,1202
1,5	1,810	0,0484	0,0513	-0,0058	0,5	-0,0116	0,1202
2	1,800	0,0426	0,0455	-0,0057	0,5	-0,0115	0,1190
2,5	1,792	0,0379	0,0403	-0,0047	0,5	-0,0094	0,0973
3	1,786	0,0342	0,0361	-0,0038	0,5	-0,0075	0,0781
3,5	1,780	0,0310	0,0326	-0,0032	0,5	-0,0064	0,0661
4	1,773	0,0269	0,0290	-0,0041	0,5	-0,0081	0,0841
4,5	1,768	0,0240	0,0255	-0,0029	0,5	-0,0058	0,0601
5	1,764	0,0214	0,0227	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0541
5,5	1,760	0,0191	0,0203	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
6	1,755	0,0165	0,0178	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0541
6,5	1,751	0,0139	0,0152	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0541
7	1,747	0,0116	0,0127	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
7,5	1,740	0,0078	0,0097	-0,0038	0,5	-0,0075	0,0781
8	1,737	0,0058	0,0068	-0,0020	0,5	-0,0041	0,0421
8,5	1,733	0,0035	0,0046	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
9	1,727	0,0000	-----	-----	-----	-----	-----

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 45-4: Resultados de los análisis de secado berro 55 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,840	0,06667					
0,5	1,820	0,05507	0,06087	-0,01159	0,5	-0,02319	0,24036
1	1,802	0,04464	0,04986	-0,01043	0,5	-0,02087	0,21632
1,5	1,786	0,03536	0,04000	-0,00928	0,5	-0,01855	0,19228
2	1,770	0,02638	0,03087	-0,00899	0,5	-0,01797	0,18628
2,5	1,758	0,01913	0,02275	-0,00725	0,5	-0,01449	0,15022
3	1,744	0,01101	0,01507	-0,00812	0,5	-0,01623	0,16825
3,5	1,738	0,00754	0,00928	-0,00348	0,5	-0,00696	0,07211
4	1,732	0,00406	0,00580	-0,00348	0,5	-0,00696	0,07211
4,5	1,731	0,00348	0,00377	-0,00058	0,5	-0,00116	0,01202
5	1,729	0,00232	0,00290	-0,00116	0,5	-0,00232	0,02404
5,5	1,727	0,00116	0,00174	-0,00116	0,5	-0,00232	0,02404
6	1,726	0,00058	0,00087	-0,00058	0,5	-0,00116	0,01202
6,5	1,725	0,00000	0,00029	-0,00058	0,5	-0,00116	0,01202

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 46-4: Resultados de los análisis de secado berro 60 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,84	0,0637					
0,5	1,821	0,0527	0,0582	-0,0110	0,5	-0,0220	0,2283
1	1,8115	0,0472	0,0500	-0,0055	0,5	-0,0110	0,1142
1,5	1,795	0,0377	0,0425	-0,0095	0,5	-0,0191	0,1983
2	1,7785	0,0282	0,0329	-0,0095	0,5	-0,0191	0,1983
2,5	1,762	0,0186	0,0234	-0,0095	0,5	-0,0191	0,1983
3	1,754	0,0140	0,0163	-0,0046	0,5	-0,0092	0,0961
3,5	1,742	0,0071	0,0105	-0,0069	0,5	-0,0139	0,1442
4	1,7385	0,0050	0,0060	-0,0020	0,5	-0,0040	0,0421
4,5	1,732	0,0013	0,0032	-0,0038	0,5	-0,0075	0,0781
5	1,7298	-----	0,0006	-0,0013	0,5	-0,0025	0,0264

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Este gráfico es la representación de los datos de humedad en base seca a temperaturas de 50 °C, 55°C y 60 °C del berro con respecto al tiempo donde tiene un comportamiento de forma lineal.

La mejor curva para la aplicación de secado es de 50 °C debido a que, en esta temperatura las hojas conservan mejor su color.

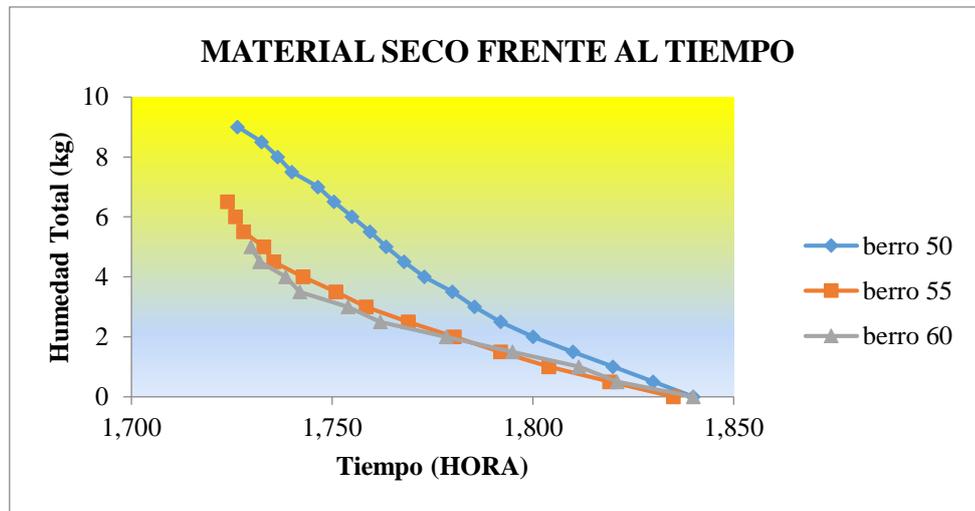


Gráfico 1-4: Curva de humedad del berro vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En los gráficos siguientes se tiene la velocidad de secado la humedad del berro a temperaturas de 50 °C, 55 °C, 60 °C para determinar la humedad crítica de cada temperatura este se determina mediante la velocidad de secado decreciente esta es construida a partir de los valores $(-dX/d\Theta)$.

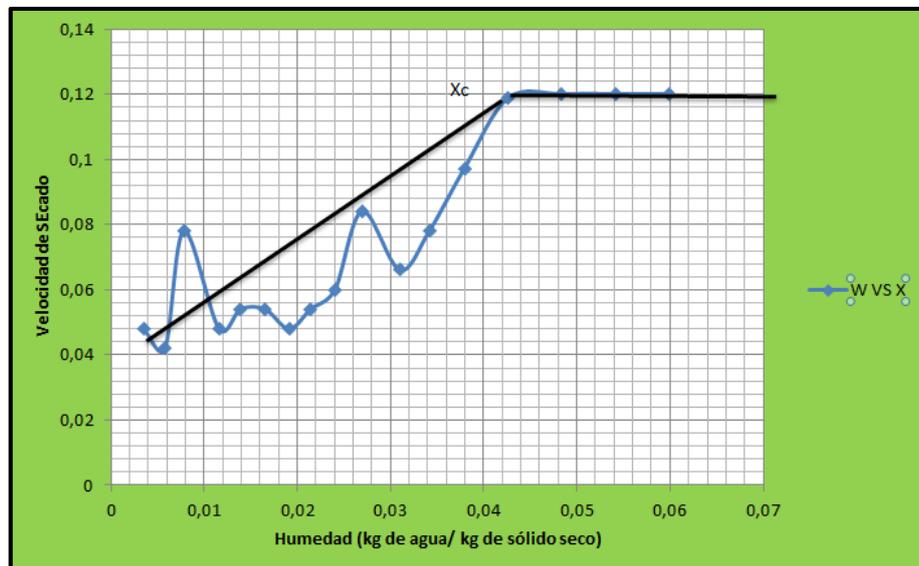


Gráfico 2-4: Velocidad de secado de berro vs X a 50 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

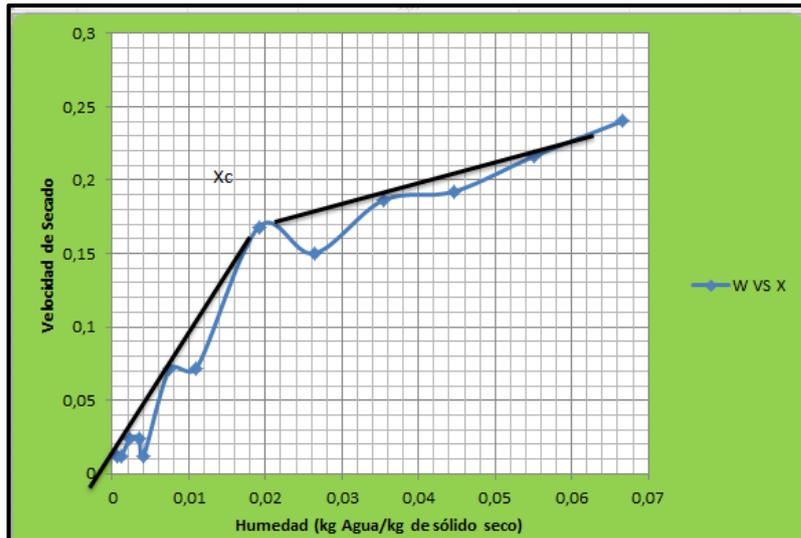


Gráfico 3-4: Velocidad de secado de berro vs X a 55 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

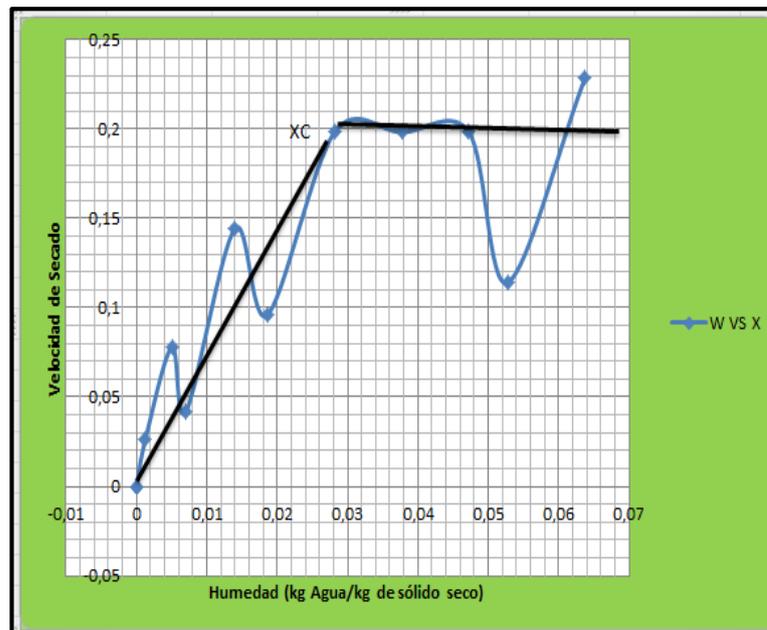


Gráfico 4-4: Velocidad de secado de berro vs X a 60 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado, se estableció que la mejor curva es a 50 °C porque conserva mejor su color además existe un equilibrio de la velocidad de secado, antes de que la misma disminuya esto permite tener un colorante concentrado de espinaca que necesita menos concentración para su aplicación por lo tanto este es el mejor método para extraer la clorofila.

4.1.2.2. Brócoli:

Se realizaron pruebas en el secador de bandejas estableciendo como materia prima el brócoli a temperaturas de 40 °C, 50 °C, y 60 °C para determinar la curva de secado más adecuada basada en las ecuaciones del marco teórico para la obtención de colorantes naturales estos resultados se detallan a continuación;

Tabla 47-4: Resultados de los análisis de secado Brócoli 40 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,930	0,1073					
0,5	1,915	0,0986	0,1030	-0,0087	0,5	-0,0173	0,1815
1	1,901	0,0906	0,0946	-0,0080	0,5	-0,0161	0,1682
1,5	1,889	0,0838	0,0872	-0,0068	0,5	-0,0137	0,1430
2	1,881	0,0789	0,0813	-0,0049	0,5	-0,0098	0,1022
2,5	1,869	0,0723	0,0756	-0,0066	0,5	-0,0132	0,1382
3	1,861	0,0677	0,0700	-0,0046	0,5	-0,0092	0,0961
3,5	1,847	0,0597	0,0637	-0,0080	0,5	-0,0161	0,1682
4	1,839	0,0551	0,0574	-0,0046	0,5	-0,0092	0,0961
4,5	1,827	0,0482	0,0516	-0,0069	0,5	-0,0138	0,1442
5	1,819	0,0436	0,0459	-0,0046	0,5	-0,0092	0,0961
5,5	1,810	0,0384	0,0410	-0,0052	0,5	-0,0103	0,1082
6	1,799	0,0321	0,0353	-0,0063	0,5	-0,0126	0,1322
6,5	1,792	0,0281	0,0301	-0,0040	0,5	-0,0080	0,0841
7	1,783	0,0229	0,0255	-0,0052	0,5	-0,0103	0,1082
7,5	1,778	0,0201	0,0215	-0,0029	0,5	-0,0057	0,0601
8	1,768	0,0143	0,0172	-0,0057	0,5	-0,0115	0,1202
8,5	1,763	0,0115	0,0129	-0,0029	0,5	-0,0057	0,0601
9	1,756	0,0075	0,0095	-0,0040	0,5	-0,0080	0,0841
9,5	1,752	0,0052	0,0063	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
10	1,747	0,0023	0,0037	-0,0029	0,5	-0,0057	0,0601
10,5	1,746	0,0017	0,0020	-0,0006	0,5	-0,0011	0,0120
11	1,745	0,0011	0,0014	-0,0006	0,5	-0,0011	0,0120
11,5	1,743	-----	0,0006	-0,0011	0,5	-0,0023	0,0240

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 48-4: Resultados de los análisis de secado Brócoli 50 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,836	0,0625					
0,5	1,820	0,0532	0,0579	-0,0093	0,5	-0,0185	0,1923
1	1,810	0,0475	0,0503	-0,0058	0,5	-0,0116	0,1202
1,5	1,806	0,0451	0,0463	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
2	1,798	0,0405	0,0428	-0,0046	0,5	-0,0093	0,0961
2,5	1,783	0,0318	0,0362	-0,0087	0,5	-0,0174	0,1803
3	1,773	0,0260	0,0289	-0,0058	0,5	-0,0116	0,1202
3,5	1,758	0,0174	0,0217	-0,0087	0,5	-0,0174	0,1803
4	1,751	0,0133	0,0153	-0,0041	0,5	-0,0081	0,0841
4,5	1,747	0,0110	0,0122	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
5	1,740	0,0069	0,0090	-0,0041	0,5	-0,0081	0,0841
5,5	1,738	0,0058	0,0064	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240
6	1,735	0,0041	0,0049	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
6,5	1,732	0,0023	0,0032	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
7	1,730	0,0012	0,0017	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240
7,5	1,728	-----	0,0006	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 49-4: Resultados de los análisis de secado Brócoli 60 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,836	0,0625					
0,5	1,820	0,0532	0,0579	-0,0093	0,5	-0,0185	0,1927
1	1,809	0,0469	0,0501	-0,0064	0,5	-0,0127	0,1325
1,5	1,795	0,0388	0,0428	-0,0081	0,5	-0,0162	0,1686
2	1,786	0,0336	0,0362	-0,0052	0,5	-0,0104	0,1084
2,5	1,774	0,0266	0,0301	-0,0069	0,5	-0,0139	0,1445
3	1,761	0,0191	0,0229	-0,0075	0,5	-0,0150	0,1566
3,5	1,755	0,0156	0,0174	-0,0035	0,5	-0,0069	0,0723
4	1,751	0,0133	0,0145	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0482
4,5	1,745	0,0098	0,0116	-0,0035	0,5	-0,0069	0,0723
5	1,740	0,0069	0,0084	-0,0029	0,5	-0,0058	0,0602
5,5	1,738	0,0055	0,0062	-0,0014	0,5	-0,0029	0,0301
6	1,735	0,0041	0,0048	-0,0014	0,5	-0,0029	0,0301
6,5	1,732	0,0023	0,0032	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
7	1,728	-----	0,0012	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0482

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Este gráfico es la representación de los datos de humedad en base seca a temperaturas de 40 °C, 50 °C y 60 °C del brócoli con respecto al tiempo donde tiene un comportamiento de forma lineal.

La mejor curva para la aplicación de secado son de 40 °C a esta temperatura el brócoli conserva su color.

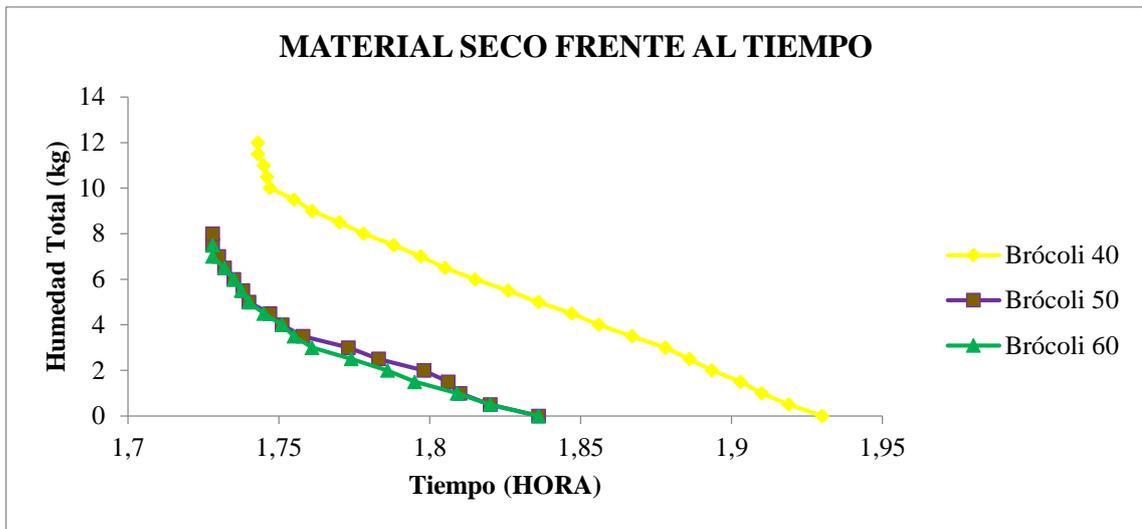


Gráfico 5-4: Curva de humedad del brócoli vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En los gráficos siguientes se tiene la velocidad de secado frente a la humedad del brócoli a temperaturas de 40 °C, 50 °C y 60 °C para determinar la humedad crítica de cada curva este se determina mediante la velocidad de secado decreciente esta es construida a partir de los valores $(-dX/d\theta)$.

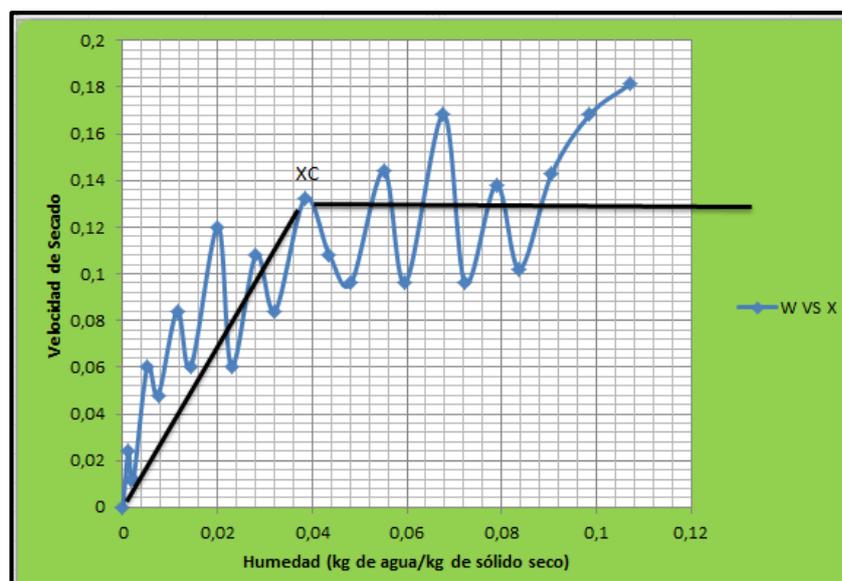


Gráfico 6-4: Velocidad de secado de brócoli vs X a 40 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

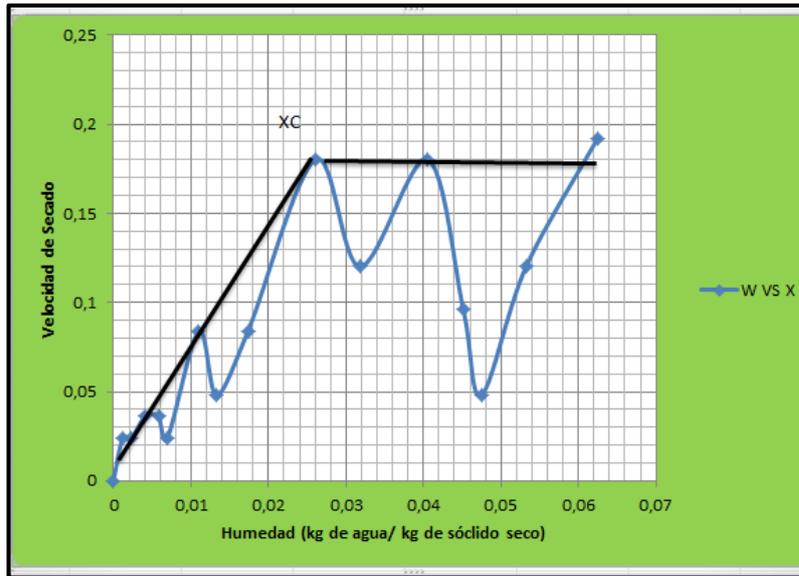


Gráfico 7-4: Velocidad de secado de brócoli vs X a 50 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

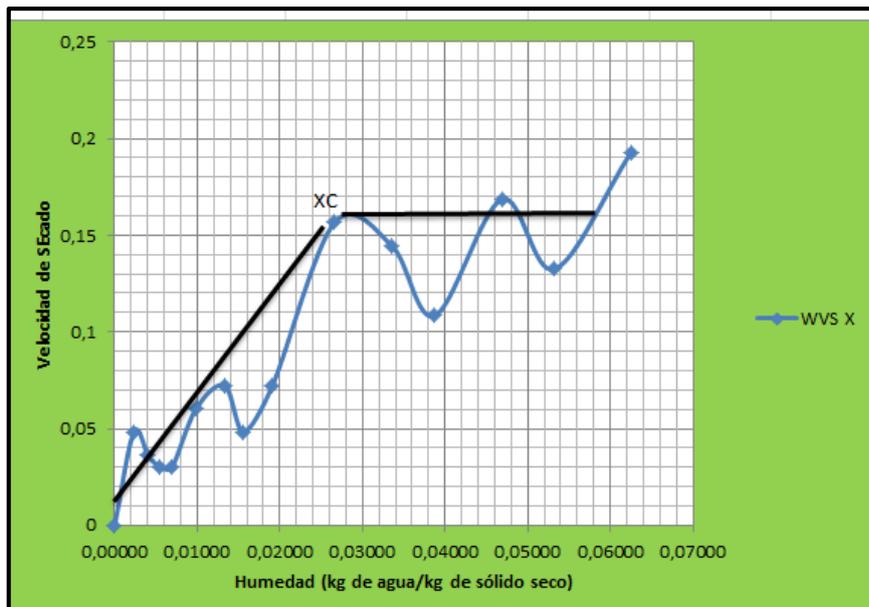


Gráfico 8-4: Velocidad de secado de brócoli vs X a 60 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado se estableció que la mejor curva es a 40 °C porque conserva mejor su color por otro lado, si se emplea una temperatura más alta como a 50 °C y 60 °C el brócoli se oxida completamente es decir, pierde su color verde, cuando aplicamos el método Soxhlet al brócoli secado a temperatura de 40 °C se tiene un colorante concentrado y excelente apariencia por lo tanto este es el mejor método para la obtención de clorofila en el brócoli.

4.1.2.3. Espinaca

Se realizó pruebas en el secador de bandejas estableciendo como materia prima la espinaca a temperaturas de 50 °C, 55 °C, y 60 °C para determinar la curva de secado más adecuada basada en las ecuaciones del marco teórico para la obtención de colorantes naturales estos resultados se detallan a continuación:

Tabla 50-4: Resultados de los análisis de secado Espinaca 50 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,839	0,0679					
0,5	1,828	0,0616	0,0648	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
1	1,817	0,0552	0,0584	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
1,5	1,806	0,0488	0,0520	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
2	1,795	0,0424	0,0456	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
2,5	1,784	0,0360	0,0392	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
3	1,778	0,0325	0,0343	-0,0035	0,5	-0,0070	0,0721
3,5	1,775	0,0308	0,0316	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
4	1,771	0,0282	0,0295	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0541
4,5	1,768	0,0264	0,0273	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
5	1,762	0,0232	0,0248	-0,0032	0,5	-0,0064	0,0661
5,5	1,759	0,0215	0,0224	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
6	1,754	0,0185	0,0200	-0,0030	0,5	-0,0060	0,0625
6,5	1,748	0,0148	0,0166	-0,0037	0,5	-0,0073	0,0757
7	1,744	0,0127	0,0137	-0,0021	0,5	-0,0043	0,0445
7,5	1,739	0,0100	0,0114	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0541
8	1,733	0,0064	0,0082	-0,0037	0,5	-0,0073	0,0757
8,5	1,730	0,0046	0,0055	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
9	1,729	0,0038	0,0042	-0,0009	0,5	-0,0017	0,0180
9,5	1,726	0,0023	0,0030	-0,0015	0,5	-0,0029	0,0300
10	1,725	0,0015	0,0019	-0,0009	0,5	-0,0017	0,0180
10,5	1,723	0,0006	0,0010	-0,0008	0,5	-0,0016	0,0168
11	1,722	-----	0,0003	-0,0006	0,5	-0,0013	0,0132

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 51-4: Resultados de los análisis de secado Espinaca 55 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,839	0,0692					
0,5	1,827	0,0622	0,0657	-0,0070	0,5	-0,0140	0,1442
1	1,820	0,0581	0,0602	-0,0041	0,5	-0,0081	0,0841
1,5	1,809	0,0517	0,0549	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
2	1,799	0,0459	0,0488	-0,0058	0,5	-0,0116	0,1202
2,5	1,789	0,0400	0,0430	-0,0059	0,5	-0,0119	0,1226
3	1,780	0,0349	0,0374	-0,0051	0,5	-0,0102	0,1058
3,5	1,769	0,0285	0,0317	-0,0064	0,5	-0,0128	0,1322
4	1,760	0,0230	0,0257	-0,0055	0,5	-0,0110	0,1142
4,5	1,749	0,0169	0,0199	-0,0061	0,5	-0,0122	0,1262
5	1,743	0,0134	0,0151	-0,0035	0,5	-0,0070	0,0721
5,5	1,739	0,0110	0,0122	-0,0023	0,5	-0,0047	0,0481
6	1,735	0,0087	0,0099	-0,0023	0,5	-0,0047	0,0481
6,5	1,732	0,0070	0,0078	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361
7	1,730	0,0058	0,0064	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240
7,5	1,728	0,0047	0,0052	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240
8	1,724	0,0023	0,0035	-0,0023	0,5	-0,0047	0,0481
8,5	1,724	0,0023	0,0023	-0,0001	0,5	-0,0001	0,0012
9	1,723	0,0017	0,0020	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0108
9,5	1,722	0,0012	0,0015	-0,0006	0,5	-0,0012	0,0120
10	1,721	0,0006	0,0009	-0,0006	0,5	-0,0012	0,0120
10,5	1,720	-----	0,0003	-0,0006	0,5	-0,0012	0,0120

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 52-4: Resultados de los análisis de secado Espinaca 60 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,839	0,0670					
0,5	1,827	0,0601	0,0635	-0,0070	0,5	-0,0139	0,1442
1	1,818	0,0548	0,0574	-0,0052	0,5	-0,0104	0,1082
1,5	1,811	0,0508	0,0528	-0,0041	0,5	-0,0081	0,0841
2	1,803	0,0458	0,0483	-0,0049	0,5	-0,0099	0,1022
2,5	1,791	0,0392	0,0425	-0,0067	0,5	-0,0133	0,1382
3	1,782	0,0337	0,0364	-0,0055	0,5	-0,0110	0,1142
3,5	1,771	0,0275	0,0306	-0,0062	0,5	-0,0123	0,1274
4	1,760	0,0209	0,0242	-0,0066	0,5	-0,0132	0,1370
4,5	1,752	0,0165	0,0187	-0,0044	0,5	-0,0087	0,0901
5	1,744	0,0119	0,0142	-0,0046	0,5	-0,0093	0,0961
5,5	1,739	0,0090	0,0104	-0,0029	0,5	-0,0058	0,0601
6	1,736	0,0073	0,0081	-0,0017	0,5	-0,0035	0,0361

6,5	1,732	0,0049	0,0061	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
7	1,728	0,0026	0,0038	-0,0023	0,5	-0,0046	0,0481
7,5	1,726	0,0015	0,0020	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240
8	1,724	0,0003	0,0009	-0,0012	0,5	-0,0023	0,0240
8,5	1,724	-----	0,0001	-0,0003	0,5	-0,0006	0,0060

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Este gráfico es la representación de los datos de humedad en base seca a temperaturas de 50 °C, 55°C y 60 °C de la espinaca con respecto al tiempo donde tiene un comportamiento de forma lineal, donde la mejor curva es a 50 °C esta es la mejor curva porque conserva mejor el color de la hoja.

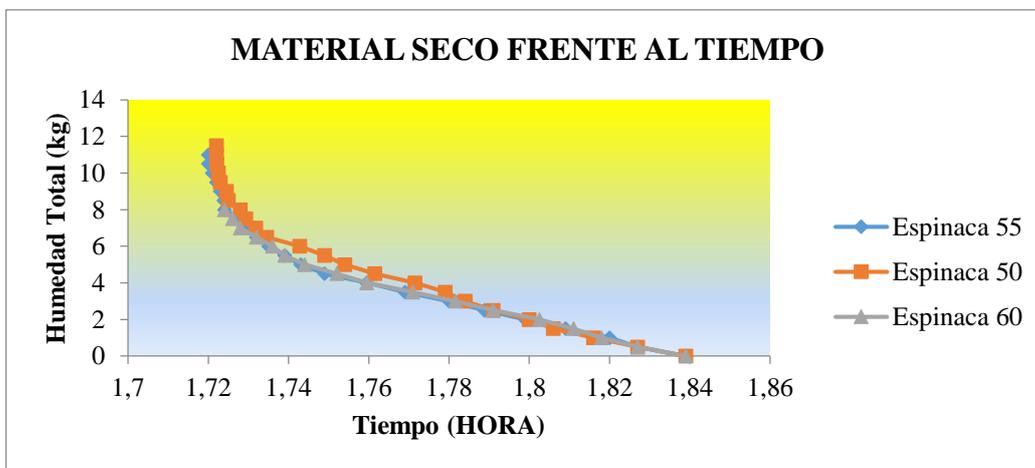


Gráfico 9-4: curva de humedad del brócoli vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En los gráficos siguientes se tiene la velocidad de secado frente a la humedad de la espinaca a temperaturas de 50 °C, 55 °C y 60 °C para determinar la humedad crítica de cada curva este se determina mediante la velocidad de secado decreciente esta es construida a partir de los valores $(-dX/d\Theta)$.

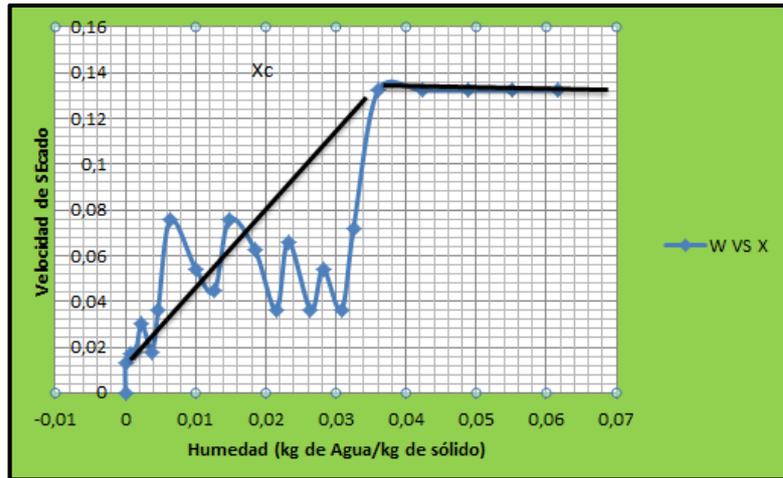


Gráfico 10-4: Velocidad de secado de espinaca vs X a 50 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

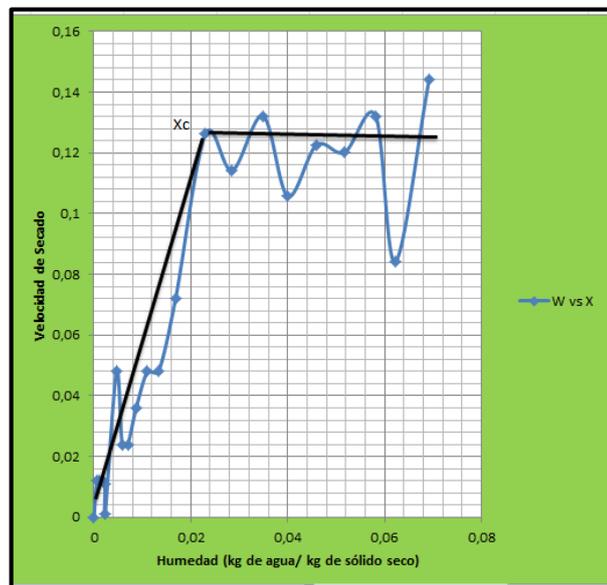


Gráfico 11-4: Velocidad de secado de espinaca vs X a 55 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

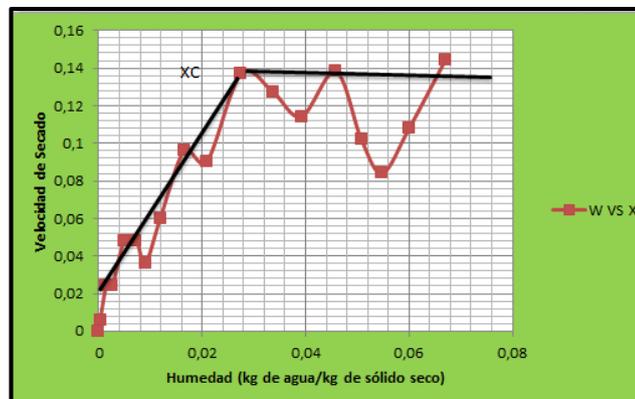


Gráfico 12-4: Velocidad de secado de espinaca vs X a 60 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado se estableció que la mejor curva es a 50°C porque conserva mejor su color, cuando se aplica el método de extracción Soxhlet a la espinaca seca a temperatura de 50 °C se tiene un colorante concentrado y excelente apariencia por lo tanto este es el mejor método para la obtención de clorofila de la espinaca.

4.1.3. Resultados del secado por liofilización

4.1.3.1. Berro

Se realizaron pruebas en el liofilizador estableciendo como materia prima el berro este fue previamente congelado a -4 °C y secado a temperaturas de 50 °C, 55 °C, y 60 °C los pesos fueron obtenidos cada media hora para determinar la curva de secado más adecuada basada en las ecuaciones de Ocón y Tojo para la obtención de colorantes naturales estos resultados se detallan a continuación:

$$\text{Ec. 6: } X_{BS} = \frac{\text{Masa de H}_2\text{O}}{\text{Kg de sólido Seco}}$$

$$\text{Ec. 7: } X_{BS} = \frac{2,111 \text{ kg} - 2,081 \text{ kg}}{2,081 \text{ kg}} = 0,0144$$

$$\text{Humedad promedio} = \frac{X + X_{n+1}}{2}$$

$$\text{Humedad promedio} = \frac{0,0144 + 0,0125}{2} = 0.0135$$

$$\text{Ec. 8: } \Delta X = X_n - X_{n-1}$$

$$\Delta X = 0,0144 - 0,0125 = -0,0019$$

$$\text{Ec. 9: } \Delta \theta = t_2 - t_1 = 0,5$$

$$\text{Ec. 10: } W = \frac{S}{A} \left[-\frac{dx}{d\theta} \right]$$

$$W = \frac{2,081}{0,106} [-(-0,0038)] = 0,0755$$

Tabla 53-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización berro 50 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	2,111	0,0144					
0,5	2,107	0,0125	0,0135	-0,0019	0,5000	-0,0038	0,0755
1	2,104	0,0108	0,0117	-0,0017	0,5000	-0,0034	0,0660
1,5	2,100	0,0091	0,0100	-0,0017	0,5000	-0,0034	0,0660
2	2,097	0,0074	0,0083	-0,0017	0,5000	-0,0034	0,0660
2,5	2,093	0,0058	0,0066	-0,0017	0,5000	-0,0034	0,0660
3	2,090	0,0043	0,0050	-0,0014	0,5000	-0,0029	0,0566
3,5	2,088	0,0034	0,0038	-0,0010	0,5000	-0,0019	0,0377
4	2,085	0,0019	0,0026	-0,0014	0,5000	-0,0029	0,0566
4,5	2,084	0,0014	0,0017	-0,0005	0,5000	-0,0010	0,0189
5	2,082	0,0005	0,0010	-0,0010	0,5000	-0,0019	0,0377
5,5	2,082	0,0003	0,0004	-0,0001	0,5000	-0,0003	0,0057
6	2,081	-----	0,0002	-0,0003	0,5000	-0,0007	0,0132

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 54-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización berro 55 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,960	0,0140					
0,5	1,952	0,0101	0,0120	-0,0039	0,5	-0,0078	0,1579
1	1,945	0,0065	0,0083	-0,0036	0,5	-0,0072	0,1474
1,5	1,942	0,0049	0,0057	-0,0016	0,5	-0,0031	0,0632
2	1,936	0,0018	0,0034	-0,0031	0,5	-0,0062	0,1263
2,5	1,935	0,0013	0,0016	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0211
3	1,933	-----	0,0006	-0,0013	0,5	-0,0026	0,0526

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 55-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización berro 60 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,959	0,0134					
0,5	1,949	0,0085	0,0110	-0,0050	0,5	-0,0099	0,2021
1	1,940	0,0034	0,0059	-0,0051	0,5	-0,0102	0,2084
1,5	1,938	0,0023	0,0028	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0421
2	1,935	0,0008	0,0016	-0,0016	0,5	-0,0031	0,0632
2,5	1,934	0,0003	0,0005	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0211
3	1,933	-----	0,0001	-0,0003	0,5	-0,0005	0,0105

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este gráfico demuestra el comportamiento de la humedad del berro frente al tiempo a temperaturas de 50 °C, 55 °C, y 60 °C, estas curvas tienen un comportamiento lineal donde la estructura del berro se ve más afectada y pierde el color debido al cambio brusco de temperatura. La mejor curva es a 50 °C para el liofilizado pero en este método no es adecuado aplicarlo debido a la pérdida de color en la hoja de berro.

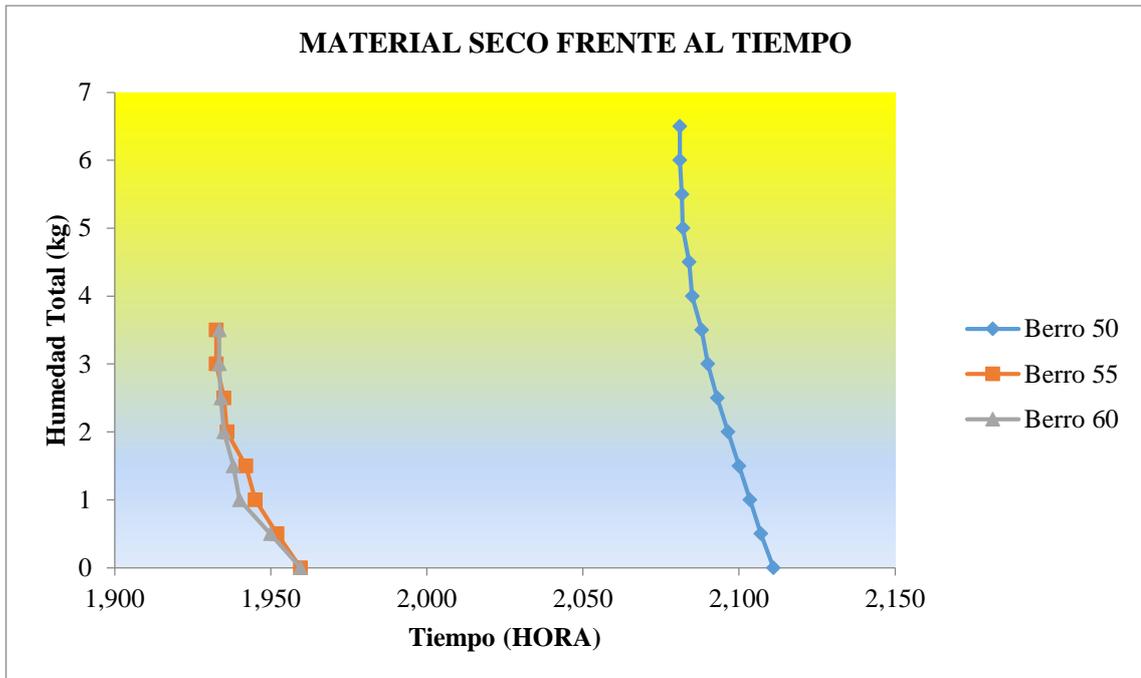


Gráfico 13-4: Curva de humedad de liofilización del berro vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En los gráficos siguientes se tiene la velocidad de secado frente a la humedad del berro a temperaturas de 50 °C, 55 °C y 60 °C para determinar la humedad crítica de cada curva este se determina mediante la velocidad de secado decreciente esta es construida a partir de los valores $(-dX/d\Theta)$.

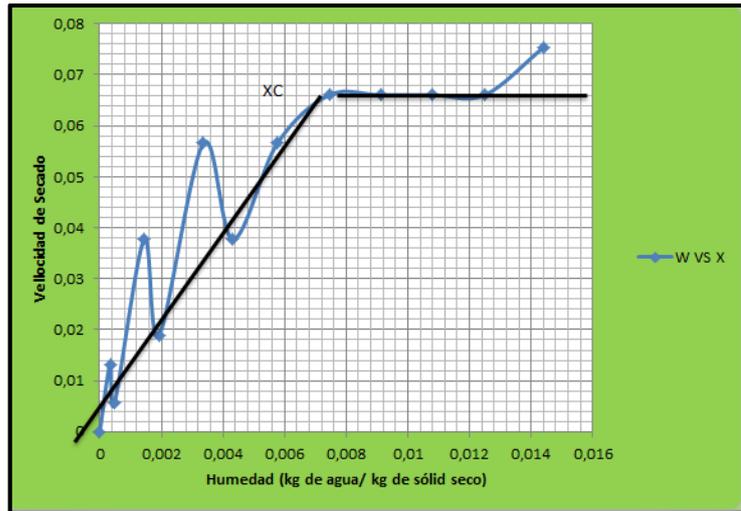


Gráfico 14-4: Velocidad de secado por liofilización de berro vs X a 50 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

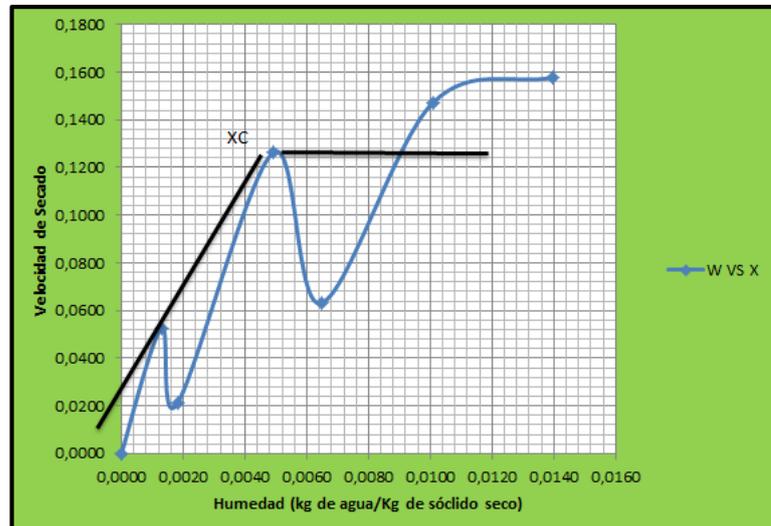


Gráfico 15-4: Velocidad de secado por liofilización de berro vs X a 55 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

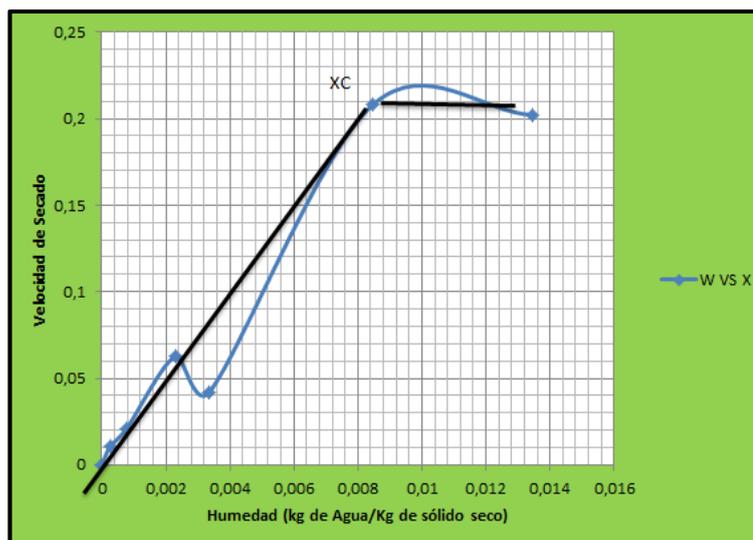


Gráfico 16-4 : Velocidad de secado por liofilización de berro vs X a 60 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado por liofilización se estableció que la mejor curva es a 50°C pero este no es un método adecuado porque pierde color la hoja de berro cuando se aplica el método de extracción Soxhlet este color sale más amarillo y tiene mala apariencia.

4.1.3.2. Brócoli

Se realizaron pruebas en el liofilizador estableciendo como materia prima el brócoli este fue previamente congelado a $-4\text{ }^{\circ}\text{C}$ y secado a temperaturas de $40\text{ }^{\circ}\text{C}$, $50\text{ }^{\circ}\text{C}$, y $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ los pesos fueron obtenidos cada media hora para determinar la curva de secado más adecuada basada en las ecuaciones del marco teórico para la obtención de colorantes naturales estos resultados se detallan a continuación:

Tabla 56-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización de brócoli $40\text{ }^{\circ}\text{C}$

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta\Theta$	$\Delta X/\Delta\Theta$	W
0	2,020	0,0418					
0,5	2,014	0,0382	0,0400	-0,0036	0,5	-0,0072	0,1321
1	2,008	0,0356	0,0369	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0943
1,5	2,004	0,0330	0,0343	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0943
2	1,999	0,0309	0,0320	-0,0021	0,5	-0,0041	0,0755
2,5	1,994	0,0284	0,0297	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0943
3	1,989	0,0253	0,0268	-0,0031	0,5	-0,0062	0,1132

3,5	1,984	0,0235	0,0244	-0,0018	0,5	-0,0036	0,0660
4	1,979	0,0204	0,0219	-0,0031	0,5	-0,0062	0,1132
4,5	1,974	0,0183	0,0193	-0,0021	0,5	-0,0041	0,0755
5	1,969	0,0155	0,0169	-0,0028	0,5	-0,0057	0,1038
5,5	1,966	0,0139	0,0147	-0,0015	0,5	-0,0031	0,0566
6	1,962	0,0119	0,0129	-0,0021	0,5	-0,0041	0,0755
6,5	1,957	0,0093	0,0106	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0943
7	1,953	0,0072	0,0083	-0,0021	0,5	-0,0041	0,0755
7,5	1,950	0,0057	0,0064	-0,0015	0,5	-0,0031	0,0566
8	1,945	0,0031	0,0044	-0,0026	0,5	-0,0052	0,0943
8,5	1,942	0,0021	0,0026	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0377
9	1,940	0,0005	0,0013	-0,0015	0,5	-0,0031	0,0566
9,5	1,939	-----	0,0003	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0189

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 57-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización de brócoli 50 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	2,175	0,0392					
0,5	2,168	0,0358	0,0375	-0,0033	0,5	-0,0067	0,1321
1	2,162	0,0330	0,0344	-0,0029	0,5	-0,0057	0,1132
1,5	2,155	0,0296	0,0313	-0,0033	0,5	-0,0067	0,1321
2	2,149	0,0268	0,0282	-0,0029	0,5	-0,0057	0,1132
2,5	2,142	0,0234	0,0251	-0,0033	0,5	-0,0067	0,1321
3	2,136	0,0205	0,0220	-0,0029	0,5	-0,0057	0,1132
3,5	2,130	0,0174	0,0190	-0,0031	0,5	-0,0062	0,1226
4	2,124	0,0148	0,0161	-0,0026	0,5	-0,0053	0,1038
4,5	2,120	0,0129	0,0139	-0,0019	0,5	-0,0038	0,0755
5	2,114	0,0100	0,0115	-0,0029	0,5	-0,0057	0,1132
5,5	2,108	0,0072	0,0086	-0,0029	0,5	-0,0057	0,1132
6	2,103	0,0048	0,0060	-0,0024	0,5	-0,0048	0,0943
6,5	2,099	0,0029	0,0038	-0,0019	0,5	-0,0038	0,0755
7	2,098	0,0024	0,0026	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0189
7,5	2,097	0,0019	0,0022	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0189
8	2,093	-----	0,0010	-0,0019	0,5	-0,0038	0,0755

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 58-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización de brócoli 60 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	2,176	0,0377					
0,5	2,167	0,0331	0,0354	-0,0045	0,5	-0,0091	0,1792
1	2,158	0,0291	0,0311	-0,0041	0,5	-0,0081	0,1604
1,5	2,151	0,0255	0,0273	-0,0036	0,5	-0,0072	0,1415
2	2,142	0,0215	0,0235	-0,0041	0,5	-0,0081	0,1604
2,5	2,133	0,0172	0,0193	-0,0043	0,5	-0,0086	0,1698
3	2,126	0,0138	0,0155	-0,0033	0,5	-0,0067	0,1321
3,5	2,117	0,0095	0,0117	-0,0043	0,5	-0,0086	0,1698
4	2,110	0,0062	0,0079	-0,0033	0,5	-0,0067	0,1321
4,5	2,103	0,0029	0,0045	-0,0033	0,5	-0,0067	0,1321
5	2,097	-----	0,0014	-0,0029	0,5	-0,0057	0,1132

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este gráfico demuestra el comportamiento de la humedad del brócoli frente al tiempo a temperaturas de 40 °C, 50 °C, y 60 °C, estas curvas tienen un comportamiento lineal donde la mejor curva es a 40 °C.

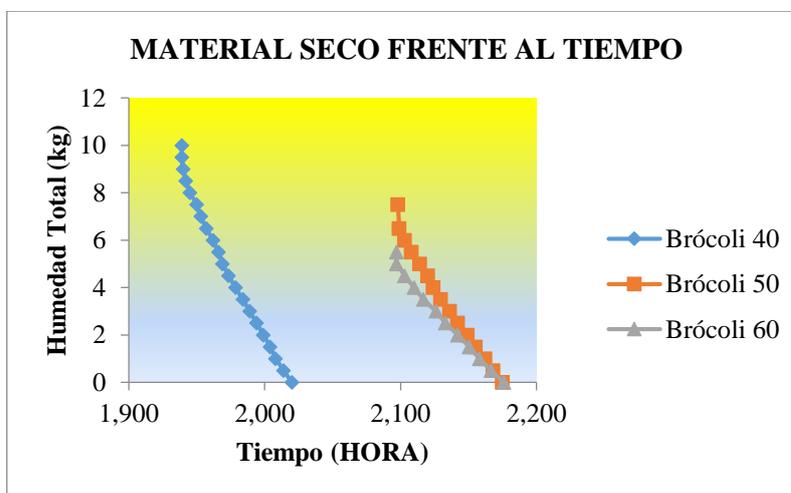


Gráfico 17-4: Curva de humedad de liofilización del brócoli vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En los gráficos siguientes se tiene la velocidad de secado frente a la humedad del brócoli a temperaturas de 40 °C, 50 °C y 60 °C para determinar la humedad crítica de cada curva este se determina mediante la velocidad de secado decreciente esta es construida a partir de los valores $(-dX/d\Theta)$.

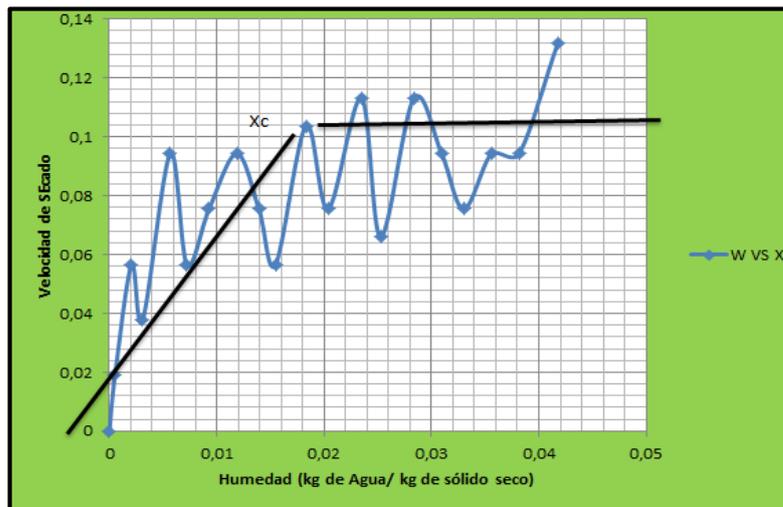


Gráfico 18-4: Velocidad de secado por liofilización de brócoli vs X a 40 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

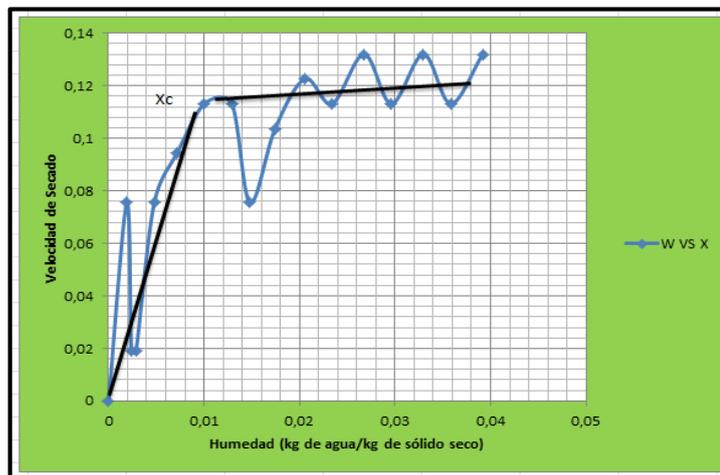


Gráfico 19-4: Velocidad de secado por liofilización de brócoli vs X a 50 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

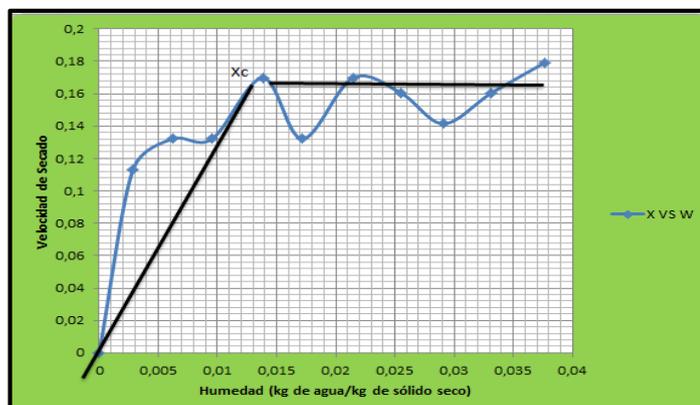


Gráfico 20-4: Velocidad de secado por liofilización de brócoli vs X a 60 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado por liofilización se estableció que la mejor curva es a 40°C pero este no es un método adecuado porque el brócoli se oxida y pierde rápidamente el color cuando se aplica el método de extracción Soxhlet este color sale más amarillo y tiene mala apariencia.

4.1.3.3. *Espinaca*

Se realizaron pruebas en el liofilizador estableciendo como materia prima la espinaca este fue previamente congelado a $-4\text{ }^{\circ}\text{C}$ y secada a temperaturas de $50\text{ }^{\circ}\text{C}$, $55\text{ }^{\circ}\text{C}$, y $60\text{ }^{\circ}\text{C}$ los pesos fueron obtenidos cada media hora para determinar la curva de secado más adecuada basada en las ecuaciones del marco teórico para la obtención de colorantes naturales estos resultados se detalla a continuación:

Tabla 59-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización espinaca $50\text{ }^{\circ}\text{C}$

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,995	0,0334					
0,5	1,990	0,0311	0,0323	0,0323	0,5	-0,0047	0,0947
1	1,987	0,0295	0,0303	0,0303	0,5	-0,0031	0,0632
1,5	1,983	0,0275	0,0285	0,0285	0,5	-0,0041	0,0842
2	1,981	0,0264	0,0269	0,0269	0,5	-0,0021	0,0421
2,5	1,977	0,0244	0,0254	0,0254	0,5	-0,0041	0,0842
3	1,975	0,0233	0,0238	0,0238	0,5	-0,0021	0,0421
3,5	1,974	0,0225	0,0229	0,0229	0,5	-0,0016	0,0316
4	1,970	0,0205	0,0215	0,0215	0,5	-0,0041	0,0842
4,5	1,968	0,0194	0,0199	0,0199	0,5	-0,0021	0,0421
5	1,964	0,0176	0,0185	0,0185	0,5	-0,0036	0,0737
5,5	1,963	0,0168	0,0172	0,0172	0,5	-0,0016	0,0316
6	1,960	0,0153	0,0161	0,0161	0,5	-0,0031	0,0632
6,5	1,958	0,0145	0,0149	0,0149	0,5	-0,0016	0,0316
7	1,956	0,0135	0,0140	0,0140	0,5	-0,0021	0,0421
7,5	1,953	0,0119	0,0127	0,0127	0,5	-0,0031	0,0632
8	1,951	0,0106	0,0113	0,0113	0,5	-0,0026	0,0526
8,5	1,948	0,0093	0,0100	0,0100	0,5	-0,0026	0,0526
9	1,947	0,0085	0,0089	0,0089	0,5	-0,0016	0,0316
9,5	1,944	0,0074	0,0080	0,0080	0,5	-0,0024	0,0484
10	1,942	0,0060	0,0067	0,0067	0,5	-0,0028	0,0568
10,5	1,940	0,0049	0,0054	0,0054	0,5	-0,0021	0,0421
11	1,938	0,0041	0,0045	0,0045	0,5	-0,0016	0,0316
11,5	1,936	0,0028	0,0035	0,0035	0,5	-0,0026	0,0526

12	1,934	0,0021	0,0025	0,0025	0,5	-0,0016	0,0316
12,5	1,932	0,0010	0,0016	0,0016	0,5	-0,0021	0,0421
13	1,930	-----	0,0005	0,0005	0,5	-0,0021	0,0421

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 60-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización espinaca 55 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,970	0,0223					
0,5	1,966	0,0202	0,0213	-0,0021	0,5	-0,0042	0,0842
1	1,962	0,0182	0,0192	-0,0021	0,5	-0,0042	0,0842
1,5	1,958	0,0161	0,0171	-0,0021	0,5	-0,0042	0,0842
2	1,954	0,0140	0,0150	-0,0021	0,5	-0,0042	0,0842
2,5	1,950	0,0119	0,0130	-0,0021	0,5	-0,0042	0,0842
3	1,947	0,0104	0,0112	-0,0016	0,5	-0,0031	0,0632
3,5	1,945	0,0093	0,0098	-0,0011	0,5	-0,0022	0,0442
4	1,943	0,0080	0,0087	-0,0012	0,5	-0,0025	0,0505
4,5	1,941	0,0070	0,0075	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0421
5	1,939	0,0060	0,0065	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0421
5,5	1,937	0,0052	0,0056	-0,0008	0,5	-0,0016	0,0316
6	1,935	0,0044	0,0048	-0,0008	0,5	-0,0017	0,0337
6,5	1,934	0,0038	0,0041	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0211
7	1,933	0,0032	0,0035	-0,0006	0,5	-0,0012	0,0253
7,5	1,932	0,0027	0,0030	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0211
8	1,932	0,0023	0,0025	-0,0004	0,5	-0,0007	0,0147
8,5	1,931	0,0020	0,0022	-0,0004	0,5	-0,0007	0,0147
9	1,930	0,0015	0,0017	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0211
9,5	1,929	0,0012	0,0013	-0,0002	0,5	-0,0004	0,0084
10	1,927	-----	0,0006	-0,0012	0,5	-0,0025	0,0505

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 61-4: Resultados de los análisis de secado por liofilización espinaca 60 °C

T (h)	H(kg)	X en BS (kg/kg)	Humedad promedio	ΔX	$\Delta \Theta$	$\Delta X/\Delta \Theta$	W
0	1,963	0,0165					
0,5	1,960	0,0145	0,0155	-0,0020	0,5	-0,0040	0,0821
1	1,957	0,0129	0,0137	-0,0016	0,5	-0,0031	0,0632
1,5	1,954	0,0116	0,0123	-0,0013	0,5	-0,0026	0,0526
2	1,952	0,0104	0,0110	-0,0013	0,5	-0,0026	0,0526
2,5	1,950	0,0093	0,0098	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0421
3	1,947	0,0080	0,0087	-0,0013	0,5	-0,0026	0,0526
3,5	1,945	0,0072	0,0076	-0,0008	0,5	-0,0017	0,0337
4	1,944	0,0064	0,0068	-0,0008	0,5	-0,0016	0,0316
4,5	1,942	0,0052	0,0058	-0,0012	0,5	-0,0024	0,0484
5	1,940	0,0043	0,0048	-0,0009	0,5	-0,0018	0,0358
5,5	1,938	0,0031	0,0037	-0,0012	0,5	-0,0025	0,0505
6	1,936	0,0021	0,0026	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0421
6,5	1,934	0,0010	0,0016	-0,0010	0,5	-0,0021	0,0421
7	1,933	0,0005	0,0008	-0,0005	0,5	-0,0010	0,0211
7,5	1,932	0,0002	0,0003	-0,0004	0,5	-0,0007	0,0147
8	1,932	-----	0,0001	-0,0002	0,5	-0,0003	0,0063

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este gráfico demuestra el comportamiento de la humedad de la espinaca frente al tiempo a temperaturas de 50 °C, 55 °C, y 60 °C, estas curvas tienen un comportamiento lineal donde la estructura del brócoli se ve más afectada y pierde el color debido al cambio brusco de temperatura este método no es aconsejable para la espinaca porque disminuye su color.

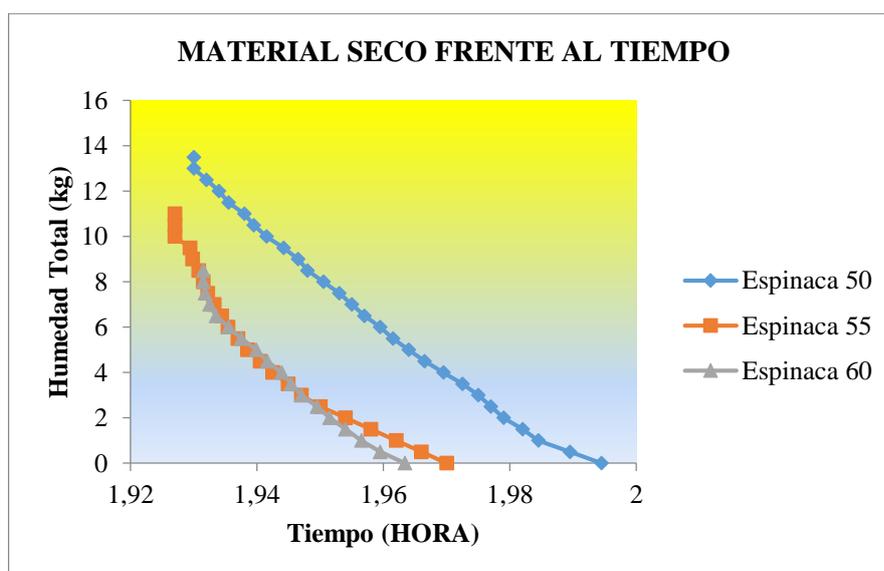


Gráfico 21-4: Curva de liofilización de humedad de espinaca vs el tiempo de secado a diferentes temperaturas.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En los gráficos siguientes se tiene la velocidad de secado frente a la humedad de la espinaca a temperaturas de 50 °C, 55 °C y 60 °C para determinar la humedad crítica de cada curva este se determina mediante la velocidad de secado decreciente esta es construida a partir de los valores $(-dX/d\Theta)$.

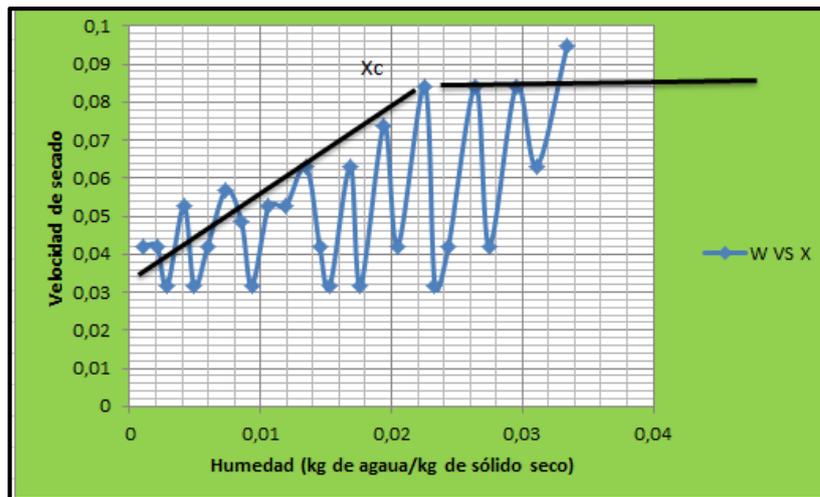


Gráfico 22-4: Velocidad de secado por liofilización de espinaca vs X a 50 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

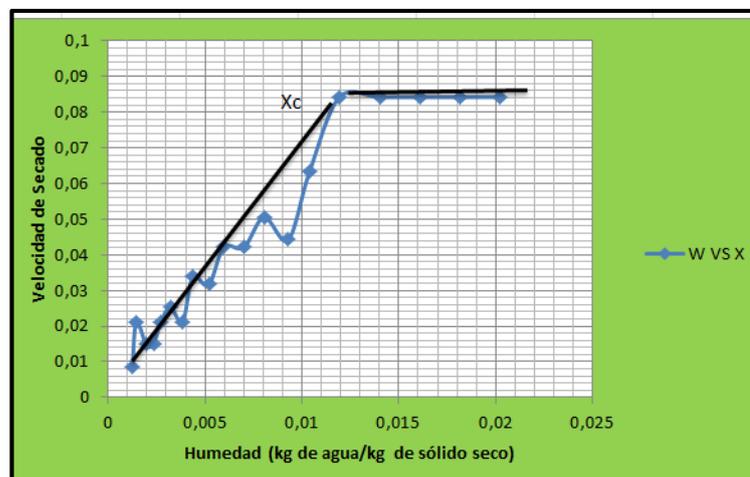


Gráfico 23-4: Velocidad de secado por liofilización de espinaca vs X a 55 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018



Gráfico 24-4: Velocidad de secado por liofilización de espinaca vs X a 60 °C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado por liofilización se estableció que la mejor curva es a 55°C porque la velocidad de secado permanece estable luego decrece, pero este no es un método adecuado porque las hojas de espinaca pierden gran parte de su color.

4.1.4. Resultado del Secado por Atomización

Características fisicoquímicas del zumo de espinaca, berro, brócoli con maltodextrina al 0,1 para la realización del proceso de atomizado

Tabla 62-4: Análisis fisicoquímico del extracto de espinaca, berro, brócoli

Zumo	Brix	PH	Densidad g/ml
Espinaca	14,57	5,80	1,0548
Berro	14,69	6,38	1,1341
Brócoli	17,17	6,26	1,1436

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

4.1.3.1. Berro

Tabla 63-4: Valores obtenidos en el proceso de Atomización del Berro

Parámetros	Valores	Unidades
m	0,85	kg
m_p	50	g
t	2000	s
T_a	20	°C

R_{CS}	0,30	m
T_{R_1}	21	C
T_{W_e}	17	°C
T_{R_2}	60	C
T_{A_2}	70	°C
T_{A_1}	130	°C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 64-4: Valores definidos en el proceso de atomización agua y aire

Agua		
Parámetros	Valores	Unidad
$\rho_W (20^\circ\text{C})$	998,29	Kg/m^3
$C_v (0^\circ\text{C})$	1850	J/KgK
$C_{p_W}(0^\circ\text{C})$	4217,6	J/KgK
Aire		
Parámetros	Valores	Unidad
k_d	0,024	W/mK
T_0	273	°K
$\rho_A (20^\circ\text{C})$	1,2	Kg/m^3
$C_{p_A}(0^\circ\text{C})$	1004,67	J/KgK
$\lambda_0 (0^\circ\text{C})$	2502535,259	J/Kg

Fuente: Ocón y Tojo, 1979

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 65-4: Valores obtenidos en el proceso de atomización y extracto del

Berro

Atomizado de berro		
Parámetros	Valores	Unidades
ρ_{RS}	0,432982	g/m^3
SP	99	%
Extracto de berro		
Parámetros	Valores	Unidades
C_{p_R}	3918	$\text{J/Kg}^\circ\text{C}$
ρ_R	1,1341	g/cm^3
μ_R	0,0785	g/cm.s
γ_R	94.47	dyn/cm
SA	8.00	%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 66-4: Valores adicionales en el proceso de atomización del berro

Parámetros	Valores	Unidades
T_{bh}	35	°C
u	18	m/s
\dot{V}_{gas}	1200	L/h
V_g	$3,3 \times 10^{-9}$	m^3
v_l	3	m/s
D_2	$1,5 \times 10^{-4}$	m
D_r	0,002	m
b	1×10^{-3}	m

Fuente: FC-L.PI-19.ESPOCH.2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

4.1.3.1.1. Calculo del proceso de secado por atomización

Este cálculo está basado en las en las ecuaciones del manual de procesos industriales FC-L.PI-19.ESPOCH

BALANCE DE MASA Y ENERGÍA

Flujo de alimentación (Kg/s)

$$\text{Ec. 11: } m_B = \frac{m}{t}$$

$$m_B = \frac{0,85}{2000} = 4,25 \times 10^{-4}$$

Flujo de solido seco en la alimentación (Kg/s)

$$\text{Ec. 12: } m_{BS} = m_R \frac{\%SA}{100}$$

$$m_{BS} = 4,25 \times 10^{-4} \frac{8}{100}$$

$$m_{BS} = 3,4 \times 10^{-5} \text{ Kg ss/s}$$

$$m_{BS_1} = m_{BS_2} = m_{BS}$$

Humedad de la alimentación (Kg agua/Kg ss)

$$\text{Ec. 13: } X_{B1} = \frac{100 - \%SA}{\%SA}$$

$$X_{B1} = \frac{100 - 8}{8}$$

$$X_{B1} = 11,5 \text{ Kg } H_2O / Kg \text{ ss}$$

Flujo de masa de agua contenida en la alimentación (Kg/s)

$$\text{Ec. 14: } m_{BW_1} = m_{RS} \cdot X_{R1}$$

$$m_{BW_1} = (3,4 \times 10^{-5})(11,5)$$

$$m_{BW_1} = 3,91 \times 10^{-4} \text{ Kg } H_2O / s$$

Humedad del producto (Kg agua/Kg ss)

$$\text{Ec. 15: } X_{B2} = \frac{100 - \%SP}{\%SP}$$

$$X_{B2} = \frac{100 - 99,01}{99,01}$$

$$X_{B2} = 9,9989 \times 10^{-3} \text{ Kg } H_2O / Kg \text{ ss}$$

Flujo de masa de agua contenida en el producto (Kg/s)

$$\text{Ec. 16: } m_{BW_2} = m_{RS} \cdot X_{R2}$$

$$m_{BW_2} = (3,4 \times 10^{-5})(9,999 \times 10^{-3})$$

$$m_{BW_2} = 3.3999 \times 10^{-7} \text{ Kg } H_2O / s$$

Humedad del aire (Kg agua/Kg as)

X_{A_1} Se determina gráficamente en la carta psicométrica con la $T_a = 20^\circ C$ y $T_{w_e} = 17^\circ C$

$$X_{A_1} = 0,01 \text{ Kg } H_2O / Kg \text{ as}$$

Entalpía de la alimentación (J/Kg.K)

$$\text{Ec. 17: } h_{B1} = [Cp_R + X_{R1} Cp_W](T_{R1} - T_0)$$

$$h_{B1} = [3918 + 11,5(4217,6)](294 - 273)$$

$$h_{B1} = 1100828,4 \text{ J/Kg}$$

Entalpía del producto (J/Kg.K)

$$\text{Ec. 18: } h_{B2} = [Cp_R + X_{R2} Cp_W](T_{R2} - T_0)$$

$$h_{B2} = [3918 + 9,9989 \times 10^{-3}(4217,6)](333 - 273)$$

$$h_{B2} = 237610,2816 \text{ J/Kg}$$

Entalpía del aire de entrada (J/Kg.K)

$$\text{Ec. 19: } H_{A1} = [(Cp_A + X_{A1} \cdot Cv)(T_{A1} - T_0) + X_{A1} \cdot \lambda_0]$$

$$H_{A1} = [1004,67 + 0,01(1850)](403 - 273) + (0,01)2502535,259$$

$$H_{A1} = 158037,4529 \text{ J/Kg}$$

Humedad del aire a la salida del sistema (Kg agua/Kg as)

$$\text{Ec. 20: } X_{A2} = \frac{[H_{A1} - C_{pA}(T_{A2} - T_0)](X_{R1} - X_{R2}) + X_{A1}(h_{R2} - h_{R1})}{[C_v(T_{A2} - T_0) + \lambda_0](X_{R1} - X_{R2}) + (h_{R2} - h_{R1})}$$

$$X_{A2} = \frac{[158037,4529 - 1004,67(343 - 273)](11,5 - 9,999 \times 10^{-3}) + 0,01(237610,2816 - 1100828,4)}{[1850(343 - 273) + 2502535,259](11,5 - 9,999 \times 10^{-3}) + (237610,2816 - 1100828,4)}$$

$$X_{A2} = 0,034 \text{ Kg } H_2O / \text{Kg as}$$

Flujo mínimo de aire requerido (Kg/s)

$$\text{Ec. 21: } m_{RS1} \cdot X_{R1} + m_{A1} \cdot X_{A1} = m_{RS2} \cdot X_{R2} + m_{A2} \cdot X_{A2} \quad (\text{Balance de masa general})$$

$$m_A = m_{RS} \frac{(X_{R1} - X_{R2})}{(X_{A2} - X_{A1})}$$

$$m_A = 3,4 \times 10^{-5} \frac{(11,5 - 9,999 \times 10^{-3})}{(0,034 - 0,01)}$$

$$m_A = 0,016277 \text{ Kg/s}$$

$$m_{A1} = m_{A2} = m_A$$

Agua contenida en el aire (Kg/s)

$$\text{Ec. 22: } m_{AW1} = m_A \cdot X_{A1}$$

$$m_{AW1} = 0,016277 \times 0,01$$

$$m_{AW1} = 1,6277 \times 10^{-4} \frac{\text{Kg } H_2O}{s}$$

Flujo de agua contenida en el aire de salida (Kg/s)

$$\text{Ec. 23: } m_{RW1} + m_{AW1} = m_{RW2} + m_{AW2} \quad (\text{Balance de masa - agua})$$

$$m_{AW2} = m_{RW1} + m_{AW1} - m_{RW2}$$

$$m_{AW2} = 3,91 \times 10^{-4} + 1,6277 \times 10^{-4} - 3,3999 \times 10^{-7}$$

$$m_{AW2} = 5,5343 \times 10^{-4} \frac{\text{Kg } H_2O}{s}$$

Entalpia del aire a la salida (J/Kg.K)

Ec. 24: $m_{R_1} \cdot h_{R_1} + m_{A_1} \cdot h_{A_1} = m_{R_2} \cdot H_{R_2} + m_{A_2} \cdot H_{A_2}$ (Balance de energía)

$$m_{RS}(h_{R_1} - h_{R_2}) = m_A(H_{A_2} - H_{A_1})$$

$$H_{A_2} = \frac{m_{RS}(h_{R_1} - h_{R_2})}{m_A} + H_{A_1}$$

$$H_{A_2} = \frac{3,4 \times 10^{-5}(1100828,4 - 237610,2816)}{0,016277} + 158037,4529$$

$$H_{A_2} = 159840,5749 \text{ J/K}$$

GOTA

Flujo volumétrico del líquido (L/h)

Ec. 25: $\dot{V}_1 = \frac{\dot{m}_R}{\rho_R}$

$$\dot{V}_1 = \frac{4,25 \times 10^{-4}}{1,1341} \cdot 3600$$

$$\dot{V}_1 = 1.34908 \text{ L/h}$$

Diámetro de la gota (m)

Ec. 26: $D_g = \frac{585\sqrt{\gamma_R}}{u\sqrt{\rho_R}} + 597 \left(\frac{\mu_R}{\sqrt{\gamma\rho_R}} \right)^{0,45} \left(\frac{1000\dot{V}_1}{\dot{V}_g} \right)^{1,5}$

$$D_g = \frac{585\sqrt{94,47}}{18\sqrt{1,1341}} + 597 \left(\frac{0,0785}{\sqrt{94,47(1,1341)}} \right)^{0,45} \left(\frac{1000(1.34908)}{1200} \right)^{1,5}$$

$$D_g = 375,7292 \mu$$

$$D_g = 3,75 \times 10^{-4} \text{ m}$$

Masa de la gota (Kg)

Ec. 27: $m_g = V_g \rho_R$

$$m_g = 3,3 \times 10^{-9}(1134,1)$$

$$m_g = 3,74 \times 10^{-6} \text{ Kg}$$

Diámetro de la gota en el punto crítico (m)

$$D_2 = D_c = 1,5 \times 10^{-4} \text{ m}$$

Humedad removida de la gota cuando se alcanza el punto crítico (Kg)

Ec. 28: $\alpha_r = \frac{\pi}{6}(D_g^3 - D_c^3)\rho_w$

$$\alpha_r = \frac{\pi}{6} [(3,75 \times 10^{-4})^3 - (1,5 \times 10^{-4})^3] 998,29$$

$$\alpha_r = 2,5800 \times 10^{-8} \text{Kg}$$

Humedad remanente de la gota (Kg)

$$\text{Ec. 29: } \alpha_p = \frac{m_g}{1+X_{R2}} \cdot X_{R2} - \alpha_r$$

$$\alpha_p = \frac{3,74 \times 10^{-6}}{1 + 9,999 \times 10^{-3}} \cdot 9,999 \times 10^{-3} - 2,5800 \times 10^{-8}$$

$$\alpha_p = 3,7029 \times 10^{-8} \text{Kg}$$

Humedad absoluta de la gota cuando se alcanza el punto crítico (Kg H_2O /Kg ss)

$$\text{Ec. 30: } X_{Bc} = \frac{\alpha_p}{\frac{m_g}{1+X_{R1}}}$$

$$X_{Bc} = \frac{3,7029 \times 10^{-8}}{\frac{3,74 \times 10^{-6}}{1 + 11,5}}$$

$$X_{Bc} = 0.1237 \text{ Kg } H_2O/\text{Kg ss}$$

Temperatura de la gota en el punto crítico (K)

$$T_{Bc} = T_{bh_1}$$

$$T_{Bc} = T_{bh_1} = 35^\circ C$$

Humedad absoluta del aire cuando se alcanza el punto crítico (Kg H_2O /Kg as)

$$\text{Ec. 31: } X_{Ac} = X_{A1} + \frac{m_{RS}(X_{R1} - X_{Rc})}{m_A}$$

$$X_{Ac} = 0,01 + \frac{3,4 \times 10^{-5}(11,5 - 0.1237)}{0,016277}$$

$$X_{Ac} = 0,0338 \text{ Kg } H_2O/\text{Kg as}$$

Entalpía de los sólidos cuando se alcanza el punto crítico (J/Kg)

$$\text{Ec. 32: } h_{Bc} = (Cp_R + X_{Rc} Cp_W) (T_{Rc} - T_0)$$

$$h_{Bc} = [3918 + 0.1237(4217,6)](308 - 273)$$

$$h_{Rc} = 155390.0992 \text{ J/Kg}$$

Entalpía del aire cuando se alcanza el punto crítico (J/Kg)

$$H_{Ac} = H_{A_1} + \frac{m_{RS}(h_{R_1} - h_{R_c})}{m_A}$$

$$H_{Ac} = 158037,4529 + \frac{3,4 \times 10^{-5}(1100828,4 - 155390,0992)}{0,016277}$$

$$H_{Ac} = 160012,319 \text{ J/Kg}$$

Temperatura en el punto crítico (K)

$$\text{Ec. 33: } T_{Ac} = T_0 + \frac{H_{Ac} - X_{Ac} \lambda_0}{C_{pA} + X_{Ac} C_v}$$

$$T_{Ac} = 273 + \frac{160012,319 - (0,0338)(2502535,259)}{1004,67 + (0,0338)(1850)}$$

$$T_{Ac} = 343,677^\circ\text{K}$$

$$T_{Ac} = 70,677^\circ\text{C}$$

TIEMPO DE SECADO.

La media logarítmica de temperaturas en el periodo de velocidad constante (K)

$$\text{Ec. 34: } \Delta T_{ml1} = \frac{(T_{A_1} - T_{R_1}) - (T_{Ac} - T_{R_c})}{\ln \frac{(T_{A_1} - T_{R_1})}{(T_{Ac} - T_{R_c})}}$$

$$\Delta T_{ml1} = \frac{(125 - 21) - (70,677 - 35)}{\ln \frac{(125 - 21)}{(70,677 - 35)}}$$

$$\Delta T_{ml1} = 63,86^\circ\text{C}$$

$$\Delta T_{ml1} = 336,86 \text{ }^\circ\text{K}$$

Calor latente de vaporización (J/Kg)

$$\text{Ec. 35: } \lambda_{bh} = 2502535,259 - 2385,76424 \cdot T_{bh}$$

$$\lambda_{bh} = 2502535,259 - 2385,76424 \cdot (308)$$

$$\lambda_{bh} = 1767719,873 \text{ J/Kg}$$

Tiempo de velocidad constante (s)

$$\text{Ec. 36: } t_c = \frac{\lambda_{bh} \rho_w}{8 k_d \Delta T_{ml1}} (D_g^2 - D_c^2)$$

$$t_c = \frac{(1767719,873) (998,29)}{(8) (0,024) \cdot (336,86)} [(3,75 \times 10^{-4})^2 - (1,5 \times 10^{-4})^2]$$

$$t_c = 3,22 \text{ s}$$

La media logarítmica de temperaturas en el período de velocidad decreciente (K)

$$\text{Ec. 37: } \Delta T_{ml2} = \frac{(T_{Ac} - T_{Rc}) - (T_{A2} - T_{R2})}{\ln \frac{(T_{Ac} - T_{Rc})}{(T_{A2} - T_{R2})}}$$

$$\Delta T_{ml2} = \frac{(70,677 - 35) - (70 - 60)}{\ln \frac{(70,677 - 35)}{(70 - 60)}}$$

$$\Delta T_{ml2} = 20,18^\circ\text{C}$$

$$\Delta T_{ml2} = 293,18^\circ\text{K}$$

Tiempo en el periodo de velocidad decreciente (s)

$$\text{Ec. 38: } t_d = \frac{\lambda_{bh} D_c^2 \rho_{RS}}{12 k_d \Delta T_{ml2}} (X_{Rc} - X_{R2})$$

$$t_d = \frac{(1767719,873)(1,5 \times 10^{-4})^2 (432,982)}{(12) (0,024) (294,14)} (0,1237 - 9,999 \times 10^{-3})$$

$$t_d = 0,0231 \text{ s}$$

Tiempo de secado (s)

$$t_T = t_c + t_d$$

$$t_T = 3,22 + 0,0231$$

$$t_T = 3,2431 \text{ s}$$

Tiempo de viaje de la gota a la pared de la cámara de secado. (s)

$$t_v = \frac{\left(R_{cs} - \frac{Dr}{4}\right)^2}{2,4 \cdot v_l \left(b \frac{Dr}{2}\right)^{1/2}}$$

$$t_v = \frac{\left(0,30 - \frac{0,002}{4}\right)^2}{2,4(3) \left((1 \times 10^{-3}) \frac{0,002}{2}\right)^{1/2}}$$

$$t_v = 12.45 \text{ s}$$

$$t_v \geq t_T$$

$$t_v \geq t_T$$

CALOR

La media logarítmica de temperaturas durante el proceso de secado (K)

$$\text{Ec. 39: } \Delta T_{ml3} = \frac{(T_{A1} - T_{R1}) - (T_{A2} - T_{R2})}{\ln \frac{(T_{A1} - T_{R1})}{(T_{A2} - T_{R2})}}$$

$$\Delta T_{ml3} = \frac{(125 - 21) - (70 - 60)}{\ln \frac{(125 - 21)}{(70 - 60)}}$$

$$\Delta T_{ml3} = 39,9766^\circ\text{C}$$

$$\Delta T_{ml3} = 312,9776^\circ\text{K}$$

Calor transferido a la gota durante el tiempo de viaje. (J/s)

$$\text{Ec. 40: } Q_{tf} = \frac{12k_d \Delta T_{ml3}}{\rho_R D_g^2} m_R t_v$$

$$Q_{tf} = \frac{(12)(0,024)(312,9776)}{(1134,1)(3,75 \times 10^{-4})^2} (4,25 \times 10^{-4})(12,45)$$

$$Q_{tf} = 2990,54 \text{ J/S}$$

Calor necesario para secar la gota (J/s)

$$\text{Ec. 41: } Q_{nec} = m_A (Cp_A + X_{A1} C_v) (T_{A1} - T_{A2})$$

$$Q_{nec} = 0,016277 (1004,67 + 0,01(1850))(398 - 343)$$

$$Q_{nec} = 915,97 \text{ J/s}$$

$$Q_{tf} \geq Q_{nec}$$

EFICIENCIA

Eficiencia térmica del secador por aspersión. (%)

$$\text{Ec. 42: } n_t = \frac{m_{RS}(X_{R1}-X_{R2})\lambda_{bh}}{m_A (Cp_A+X_{A1} Cv) (T_{A1}-T_{bh})} \cdot 100$$

$$n_t = \frac{3,4 \times 10^{-5} (11,5 - 9,999 \times 10^{-3}) 1767719,873}{0,016277 (1004,67 + 0,01(1850)) (398 - 308)} \cdot 100$$

$$n_t = 46,073\%$$

Eficiencia de evaporación (%)

$$\text{Ec. 43: } n_{ev} = \frac{Q_{nec}}{Q_{tf}} \cdot 100$$

$$n_{ev} = \frac{915,97}{2990,54} \cdot 100$$

$$n_{ev} = 30,62\%$$

Recuperación de solidos (%)

$$\text{Ec. 44: } \textit{Recuperacion} = \frac{m_p}{m.\%SA} \cdot 100$$

$$\textit{Recuperacion} = \frac{0,050}{0,85 \left(\frac{8}{100} \right)} \cdot 100$$

$$\textit{Recuperacion} = 73,5294\%$$

$$\textit{Rendimiento} = \frac{m_p}{m}$$

$$\textit{Rendimiento} = \frac{0,050}{0,85}$$

$$\textit{Rendimiento} = 0,0588 \text{ Kg } \frac{\textit{colorante}}{\text{Kg}} \textit{extracto de berro}$$

4.1.3.1.1. Resultados en el proceso de atomización de berro, brócoli y espinaca

Tabla 67-4: Resultados en el proceso de atomización berro

Fuentes	Parámetros	Valores	Unidades
Balance de masa	m_{RS}	$3,4 \times 10^{-5}$	Kg ss/s
	X_{R2}	$9,9989 \times 10^{-3}$	$\text{Kg H}_2\text{O/Kg ss}$
	X_{R1}	11,5	$\text{Kg H}_2\text{O/Kg ss}$
	m_{RW1}	$3,91 \times 10^{-4}$	$\text{Kg H}_2\text{O/s}$
	X_{A1}	0.01	$\frac{\text{Kg H}_2\text{O}}{\text{Kg as}}$

	m_{RW_2}	3.3999×10^{-7}	$Kg H_2O/s$
	X_{A_2}	0,034	$Kg H_2O / Kg as$
	m_{AW_1}	1.6277×10^{-4}	Kg/s
	m_A	0,016277	Kg/s
	m_{AW_2}	5.5343×10^{-4}	Kg/s
Balance de energía			
	h_{R_1}	1100828,4	J/Kg
	h_{R_2}	237610,2816	J/Kg
	H_{A_1}	158037,4529	J/Kg
	H_{A_2}	159840.5749	J/Kg
Gota			
	\dot{V}_l	1.34908	L/h
	D_g	$3,75 \times 10^{-4} m$	m
	m_g	$3,74 \times 10^{-6}$	Kg
	α_r	$2,5800 \times 10^{-8}$	Kg
	α_p	$3,7029 \times 10^{-8}$	Kg
	X_{R_c}	0.1237	$Kg H_2O/Kg ss$
	X_{A_c}	0,0338	$Kg H_2O/Kg as$
	h_{R_c}	155390.0992	J/Kg
	H_{A_c}	160012.319	J/Kg
	T_{A_c}	343,677	$^{\circ}K$
Tiempo de Secado			
	ΔT_{ml1}	336,86	$^{\circ}K$
	λ_{bh}	1767719,873	J/Kg
	t_c	3,22	s
	ΔT_{ml2}	293,18	$^{\circ}K$
	t_d	0.0231	s
	t_T	3.2431	s
	t_v	12.45	s
Calor			
	Q_{nec}	915,97	J/s
	Q_{tf}	2990,54	J/S
	ΔT_{ml3}	312,9776	$^{\circ}K$

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 68-4: Resultados en el proceso de atomización berro

Parámetros	Valores	Unidades
Eficiencia de Evaporación		
n_{ev}	30,62%	%
Eficiencia Térmica		
nt	46,073%	%
Recuperación de Sólidos		
Rendimiento	5,88	%
Recuperación	73,5294	%

Elaborado por: Cuesta Wilson

Mediante los diferentes cálculos establecidos en el proceso de atomización se utilizó extracto de berro que se realizó al 0,1 % de maltodextrina como encapsulante, este método no es el más adecuado porque al ser sometido el berro a temperaturas altas pierde su color y al aplicar la extracción Soxhlet solo se tiene un color verde oscuro no concentrado, además el rendimiento es bajo porque de un litro de zumo de berro se obtiene tan solo 50 g.

4.1.3.2. Brócoli:

Tabla 69-4: Valores obtenidos en el proceso de Atomización del Berro

Parámetros	Valores	Unidades
m	0,65	kg
m_p	55	g
t	2200	s
T_a	25	°C
R_{cs}	0,30	m
T_{R_1}	18	C
T_{W_e}	17	°C
T_{R_2}	70	C
T_{A_2}	80	°C
T_{A_1}	115	°C

Elaborado por: Cuesta Wilson

Tabla 70-4: Valores definidos en el proceso de atomización agua y aire

Agua		
Parámetros	Valores	Unidad
$\rho_w (20^\circ\text{C})$	998,29	Kg/m^3
$C_v (0^\circ\text{C})$	1850	J/KgK

$Cp_w(0^\circ C)$	4217,6	J/KgK
Aire		
Parámetros	Valores	Unidad
k_d	0,024	W/mK
T_0	273	$^\circ K$
$\rho_A(20^\circ C)$	1,2	Kg/m^3
$Cp_A(0^\circ C)$	1004,67	J/KgK
$\lambda_0(0^\circ C)$	2502535,259	J/Kg

Fuente: Ocón Tojo, 1979

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 71-4: Valores obtenidos en el proceso de atomización y extracto del brócoli

Atomizado en polvo del brócoli		
Parámetros	Valores	Unidad
SP	97.90	%
ρ_{RS}	0,432982	g/m^3
Extracto de brócoli		
Parámetros	Valores	Unidad
Cp_R	4019.328	$J/Kg^\circ C$
ρ_R	1,1436	g/cm^3
μ_R	0.227	$g/cm.s$
γ_R	98,06	dyn/cm
SA	8,72	%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 72-4: Valores adicionales en el proceso de atomización del brócoli

Propiedad	Valor	Unidades
T_{bh}	35	$^\circ C$
\dot{V}_{gas}	1200	L/h
u	18	m/s
v_l	3	m/s
V_g	$3,3 \times 10^{-9}$	m^3
D_r	0,002	m
b	1×10^{-3}	m
D_2	$1,5 \times 10^{-4}$	m

Elaborado por: FC-L.PI-19.ESPOCH.2018

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 73-4: Resultados en el proceso de atomización brócoli.

Fuente	Parámetros	Valores	Unidad
Balance de masa	m_{RS}	$2,18 \times 10^{-5}$	<i>Kg ss/s</i>
	X_{R_2}	0,0214	<i>Kg H₂O/Kg ss</i>
	X_{R_1}	10,46	<i>Kg H₂O/Kg ss</i>
	m_{RW_1}	2.2803×10^{-4}	<i>Kg H₂O/s</i>
	X_{A_1}	0,01	<i>Kg H₂O /Kg as</i>
	m_{RW_2}	$4,6762 \times 10^{-7}$	<i>Kg H₂O/s</i>
	X_{A_2}	0.02379	<i>Kg H₂O /Kg as</i>
	m_{AW_1}	$1,6502 \times 10^{-5}$	<i>Kg/s</i>
	m_A	$2,18 \times 10^{-5}$	<i>Kg/s</i>
	m_{AW_2}	2.3985×10^{-4}	<i>Kg/s</i>
Balance de energía	h_{R_1}	866437,63	<i>J/Kg</i>
	h_{R_2}	287670.92	<i>J/Kg</i>
	H_{A_1}	142689,9026	<i>J/Kg</i>
	H_{A_2}	150335,71	<i>J/Kg</i>
Gota	\dot{V}_l	0,9300	<i>L/h</i>
	D_g	$3,7320 \times 10^{-4}$	m
	m_g	$3,7738 \times 10^{-6}$	Kg
	α_r	$2,5405 \times 10^{-8}$	Kg
	α_p	$7,9067 \times 10^{-8}$	<i>Kg</i>
	X_{R_c}	0,23658	<i>Kg H₂O/Kg ss</i>
	X_{A_c}	0.0235Kg	<i>Kg H₂O/Kg as</i>
	h_{R_c}	175599.47	<i>J/Kg</i>
	H_{A_c}	151816.22	<i>J/Kg</i>
	T_{A_c}	353,898	°K
Tiempo de Secado	ΔT_{ml1}	340,70	°K
	λ_{bh}	1767719,873	<i>J/Kg</i>
	t_c	3,09 s	s
	ΔT_{ml2}	296,26	°K
	t_d	0.0434	s
	t_T	3,1334	s
	t_v	12,45	s
Calor	Q_{nec}	590,88	<i>J/s</i>

	Q_{tf}	1751,90	J/S
	ΔT_{ml3}	311,290	°K

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 74-4: Resultados en el proceso de atomización brócoli

Parámetros	Valor	Unidad
Eficiencia Térmica		
nt	29,25	%
Eficiencia de Evaporación		
n_{ev}	33,70	%
Recuperación de Sólidos		
Rendimiento	8,46	%
Recuperación	97,035	%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Mediante los diferentes cálculos establecidos en el proceso de atomización se utilizó extracto de brócoli que se realizó al 0,1 % de maltodextrina como encapsulante, este método no es el más adecuado porque al ser sometido el brócoli a temperaturas altas pierde su color y al aplicar la extracción Soxhlet solo se tiene un color verde bajo no concentrado, además el rendimiento es bajo porque de un litro de zumo de brócoli se obtiene tan solo 55g.

4.1.3.3. Espinaca:

Datos para el secado por atomización de espinaca

Tabla 75-4: Valores obtenidos en el proceso de atomización de la espinaca

Parámetros	Valores	Unidad
m	0.81818	kg
t	1800	s
m_p	43	G
R_{cs}	0,30	m
T_a	20	°C
T_{we}	17	°C
T_{R_1}	20	C
T_{A_2}	65	°C
T_{A_1}	120	°C
T_{R_2}	50	C

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 76-4: Valores definidos en el proceso de atomización agua y aire

Agua		
Parámetros	Valores	Unidad
$\rho_w (20^\circ\text{C})$	998,29	Kg/m^3
$C_v (0^\circ\text{C})$	1850	J/KgK
$C_{p_w}(0^\circ\text{C})$	4217,6	J/KgK
Aire		
Parámetros	Valores	Unidad
k_d	0,024	W/mK
T_0	273	$^\circ\text{K}$
$\rho_A (20^\circ\text{C})$	1,2	Kg/m^3
$C_{p_A}(0^\circ\text{C})$	1004,67	J/KgK
$\lambda_0 (0^\circ\text{C})$	2502535,259	J/Kg

Fuente: Ocón Tojo, 1979

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 77-4: Valores obtenidos en el proceso de atomización y extracto de la espinaca

Atomizado espinaca		
Parámetros	Valores	Unidad
ρ_{RS}	0,432982	g/m^3
SP	98,64	%
Extracto espinaca		
Parámetros	Valores	Unidad
C_{p_R}	3918	$\text{J}/\text{Kg}^\circ\text{C}$
ρ_R	1,054	g/cm^3
μ_R	0,081	$\text{g}/\text{cm}.s$
γ_R	103,3704	dyn/cm
SA	9,77	%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 78-4: Valores adicionales en el proceso de atomización del brócoli

Parámetros	Valores	Unidades
T_{bh}	35	$^\circ\text{C}$
u	18	m/s
\dot{V}_{gas}	1200	L/h
V_g	$3,3 \times 10^{-9}$	m^3
v_l	3	m/s
D_2	$1,5 \times 10^{-4}$	m
D_r	0,002	m
b	1×10^{-3}	m

Elaborado por: FC-L.PI-19.ESPOCH.2018

Tabla 79-4: Resultados en el proceso de atomización de la espinaca

Fuente	Parámetros	Valores	Unidad
Balance de masa	m_{RS}	$4,440898 \times 10^{-5}$	$Kg\ ss/s$
	X_{R_2}	0,01378	$Kg\ H_2O/Kg\ ss$
	X_{R_1}	9,23	$Kg\ H_2O/Kg\ ss$
	m_{RW_1}	$4,440898 \times 10^{-4}$	$Kg\ H_2O/s$
	X_{A_1}	0,01	$Kg\ H_2O$ $/Kg\ as$
	m_{RW_2}	$6,119557 \times 10^{-7}$	$Kg\ H_2O/s$
	X_{A_2}	0,0320	$Kg\ H_2O$ $/Kg\ as$
	m_{AW_1}	$1,86 \times 10^{-4}$	Kg/s
	m_A	0.01860	Kg/s
	m_{AW_2}	$5,9528 \times 10^{-4}$	Kg/s
Balance de energía	h_{R_1}	856928,96	J/Kg
	h_{R_2}	198805.92	J/Kg
	H_{A_1}	147805.75	J/Kg
	H_{A_2}	149086,21	J/Kg
Gota	\dot{V}_l	1,5525	L/h
	D_g	$4,2847 \times 10^{-4}$	m
	m_g	$3,47 \times 10^{-6}$	Kg
	α_r	$3,9352 \times 10^{-8}$	Kg
	α_p	$7,8146 \times 10^{-9}$	Kg
	X_{R_c}	0,023	$Kg\ H_2O/Kg\ ss$
	X_{A_c}	0,02187	$Kg\ H_2O/Kg\ as$
	h_{R_c}	140525,168	J/Kg
	H_{A_c}	149508,17	J/Kg
	T_{A_c}	325.3671	$^{\circ}K$
Tiempo de Secado	ΔT_{ml1}	= 320,20	$^{\circ}K$
	λ_{bh}	1767719,873	J/Kg
	t_c	4,62	s
	ΔT_{ml2}	289,21	$^{\circ}K$
	t_d	$1,91 \times 10^{-3}$	s
	t_T	4,62	s
	t_v	12,36	s

Calor	Q_{nec}	1051.65	J/s
	Q_{tf}	2379.5617	J/S
	ΔT_{ml3}	317,80	°K

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 80-4: Resultados en el proceso de atomización de la espinaca

Parámetros	Valores	Unidad
Eficiencia Térmica		
nt	44,51	%
Eficiencia de evaporación		
n_{ev}	44,19	%
Recuperación de Sólidos		
Recuperación	53,79	%
Rendimiento	5,255	%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Mediante los diferentes cálculos establecidos en el proceso de atomización se utilizó extracto de espinaca que se realizó al 0,1 % de maltodextrina como encapsulante, este método no es el más adecuado porque al ser sometido la espinaca a temperaturas altas pierde su color y al aplicar la extracción Soxhlet solo se tiene un color verde bajo no concentrado, además el rendimiento es bajo porque de un litro de zumo de brócoli se obtiene tan solo 55g.

4.1.4. Resultados del método de extracción Soxhlet

4.1.4.1. Rendimiento del método de extracción Soxhlet

Rendimiento en base a la disolución dentro del equipo Soxhlet de los colorantes naturales de espina, berro y brócoli

Tabla 81-4: Rendimiento del Método de Extracción Soxhlet del colorante de espinaca, berro, y brócoli por los tres métodos de secado en 9 gramos de muestra

Método de Secado	Colorantes	Rendimiento
Bandejas	Espinaca	84,54 %
	Berro	72,20 %
	Brócoli	72,56 %
Liofilización	Espinaca	75,39%
	Berro	75,92%
	Brócoli	68,70 %

Atomización	Espinaca	90,85 %
	Berro	89,054 %
	Brócoli	77,21%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

El rendimiento se basa en la capacidad de disolución de la muestra en este caso el atomizado tiene mayores porcentajes porque tiene un diámetro de $1 \cdot 10^{-5}$ m esto quiere decir que a menor diámetro de partícula mayor va hacer el contacto superficial para la extracción y mayor va hacer el rendimiento en el equipo Soxhlet que se calculó con la siguiente formula:

$$\text{Ec. 45: } \% \text{ Colorante extraido} = \frac{P_{\text{final}}}{P_{\text{inicial}}} * 100$$

$$\% \text{ Colorante extraido} = \frac{9.37}{11,084} * 100 = 84,54\%$$

4.1.4.2. Características fisicoquímicas de los colorantes espinaca, berro, brócoli

Ensayos de las características fisicoquímicas de los colorantes de espinaca, berro, y brócoli después de la extracción Soxhlet.

Tabla 82-4: Características fisicoquímicas de los colorantes obtenidos por los tres métodos de secado

Método de Secado	Colorantes	pH	Densidad g/ml	Índice de Refracción	Grados brix
Bandejas	Espinaca	5,99	0,86	1,3658	21,17
	Berro	5,12	0,90	1,3662	21,33
	Brócoli	5,82	0,91	1,3644	20,35
Liofilización	Espinaca	6,20	0,99	1,3649	20,65
	Berro	5,17	0,98	1,3652	20,83
	Brócoli	5,67	0,98	1,3655	20,96
Atomización	Espinaca	5,84	0,98	1,3650	20,72
	Berro	5,66	0,99	1,3651	20,71
	Brócoli	6,07	0,97	1,3654	20,94

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

4.1.5. Solubilidad de los colorantes de espinaca, berro y brócoli.

Ensayo del comportamiento de la solubilidad de los colorantes de espinaca, berro y brócoli en tres tipos de disolventes los cuales tienen diferente polaridad, con esto se determina si es polar o apolar el colorante.

Tabla 83-4: Solubilidad del Colorante de Berro

Disolventes	Solubilidad	Polaridad
Agua	Soluble	Polar
Glicerina	Soluble	Polar
Aceite vegetal y de palma	insoluble	Apolar

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 84-4: Solubilidad del Colorante de Brócoli

Disolventes	Solubilidad	Polaridad
Agua	Soluble	Polar
Glicerina	Soluble	Polar
Aceite vegetal y de palma	insoluble	Apolar

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 85-4: Solubilidad del Colorante de Espinaca.

Disolventes	Solubilidad	Polaridad
Agua	Soluble	Polar
Glicerina	Soluble	Polar
Aceite vegetal y de palma	insoluble	Apolar

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Se realizaron pruebas de solubilidad para ver el comportamiento apolar o polar en los siguientes disolventes para los colorantes de espinaca, berro y brócoli. Estas pruebas de solubilidad explican un comportamiento polar por que los colorantes de espinaca, berro y brócoli se disolvieron en componentes polares que son agua y glicerina, pero son insolubles en aceite vegetal y de palma.

4.1.6. Espectrofotometría de la clorofila

La identificación de la clorofila por espectrofotometría se realizó a los colorantes de espinaca, berro, y brócoli en el laboratorio de química instrumental este análisis se detalla a continuación:

4.1.6.1. Berro:

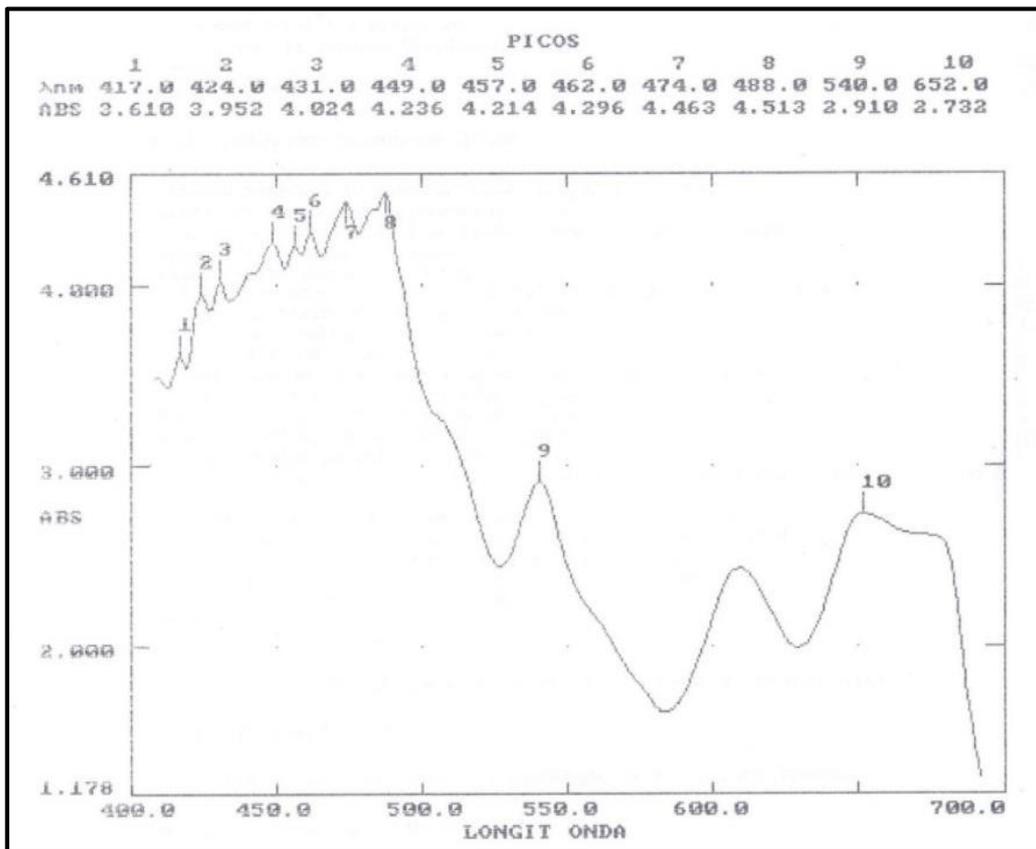


Gráfico 25-4: En este gráfico muestra los picos de la clorofila del colorante de berro

Elaborado por: Cuenta Wilson, 2018

Según (Breithaupt, 2004) la absorbancia de la clorofila se puede determinar mediante la identificación en la longitud onda de absorción de clorofila que va entre 430-440, y entre 645-660 nm para el espectro de la clorofila. Mediante estos picos de absorbancias mostradas en el marco teórico y en base a esta investigación de la espectrofotometría, se identifica la presencia de clorofila en el colorante de berro en las absorbancias observada en el gráfico 25-4 con esto se garantiza la presencia de clorofila en el colorante con la confrontación de la Ilustración 6-2.

4.1.6.2. Brócoli

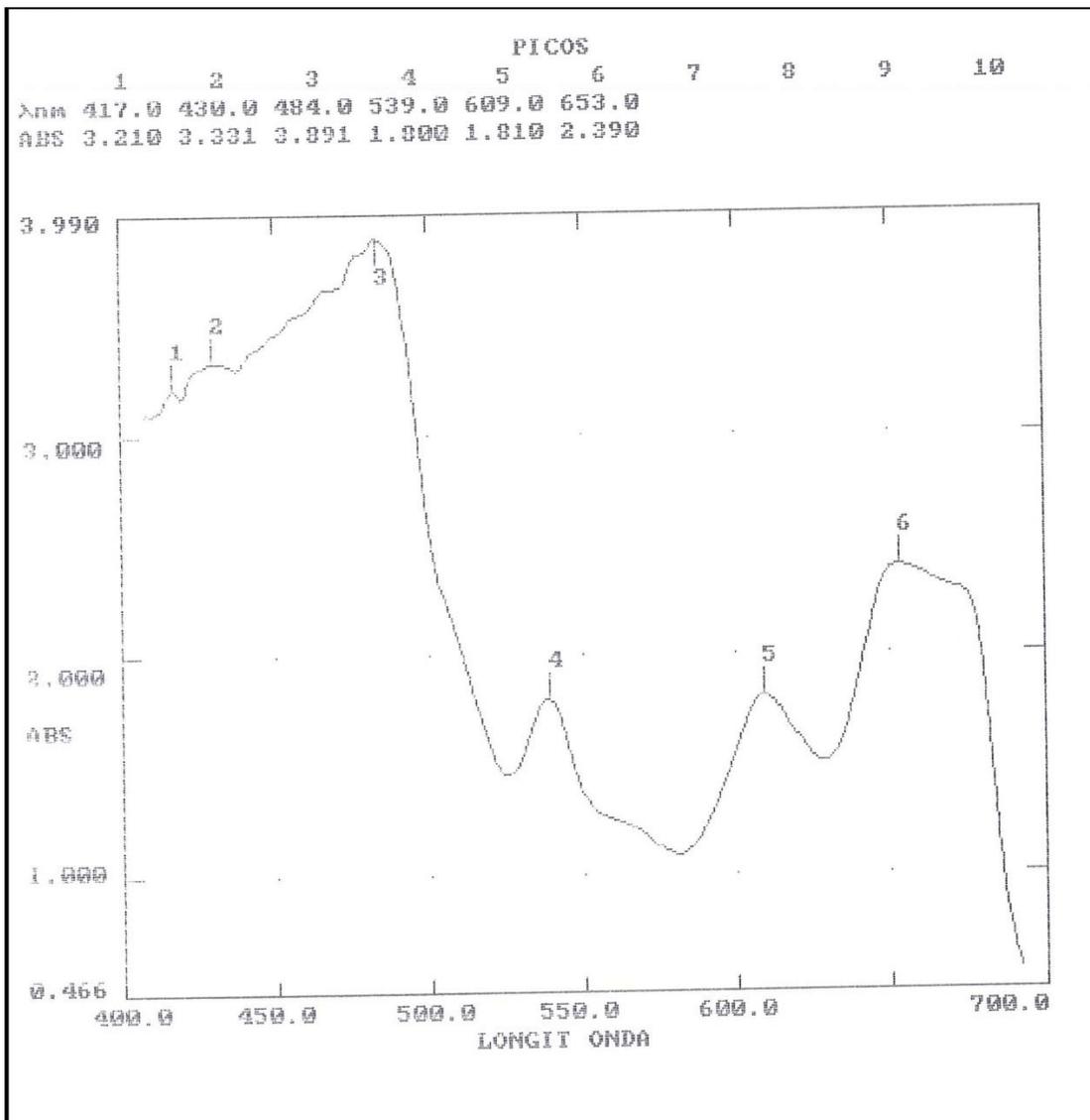


Gráfico 26-4: Se muestra los picos de la clorofila del colorante de brócoli

Elaborado por: Cuenta Wilson, 2018

Según (Breithaupt, 2004) la absorbancia de la clorofila se puede determinar mediante la identificación en la longitud onda de absorción de clorofila que va entre 430-440, y entre 645-660 nm para el espectro de la clorofila. Mediante estos picos de absorbancias mostradas en el marco teórico y en base a esta investigación de la espectrofotometría, se identifica la presencia de clorofila en el colorante de brócoli en las absorbancias observada en el gráfico 26-4 con esto se garantiza la presencia de clorofila en el colorante con la confrontación de la Ilustración 6-2.

4.1.6.3. *Espinaca*

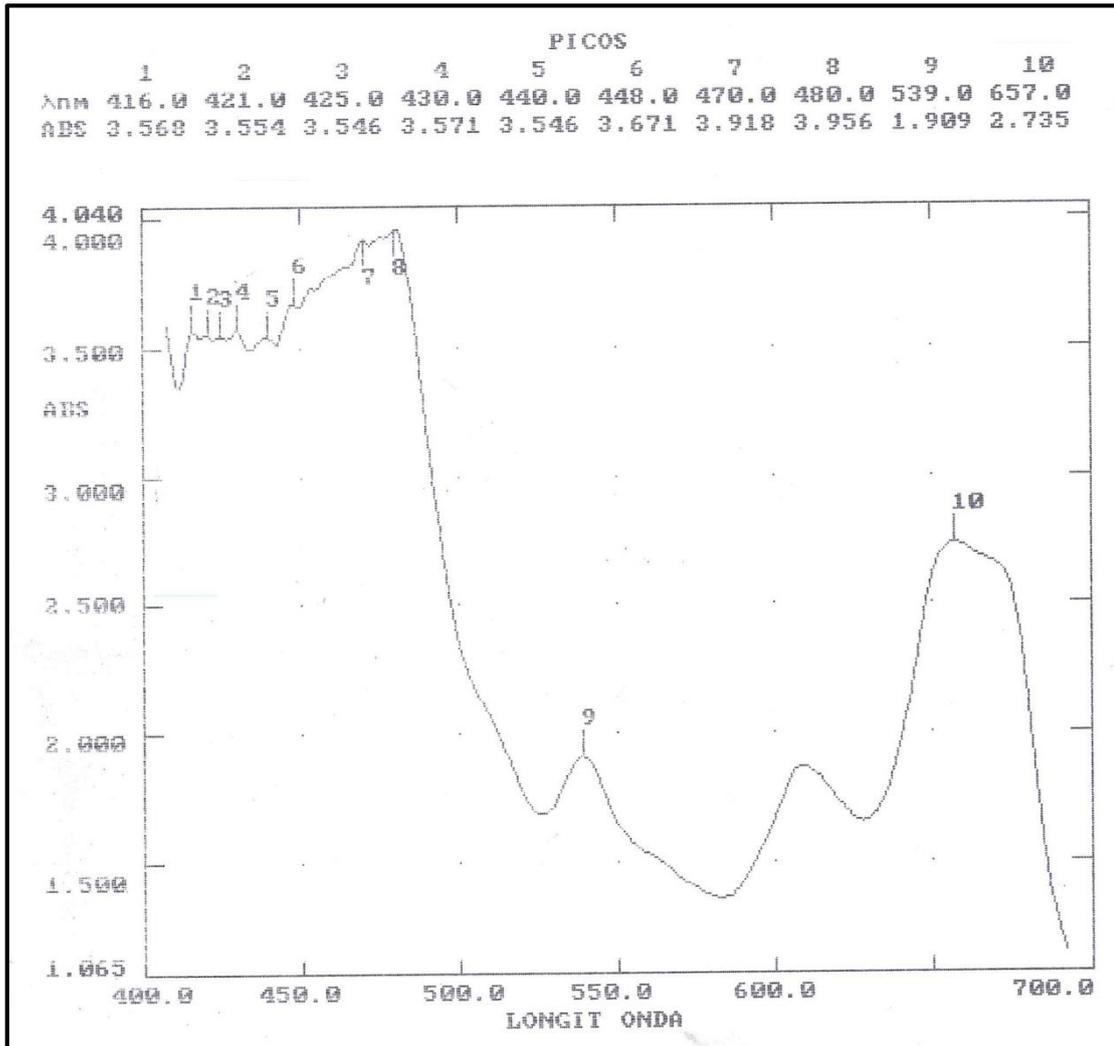


Gráfico 27-4: Se muestra los picos de la clorofila del colorante de espinaca

Elaborado por: Cuenta Wilson, 2018

Según (Breithaupt, 2004) la absorbancia de la clorofila se puede determinar mediante la identificación en la longitud onda de absorción de clorofila que va entre 430-440, y entre 645-660 nm para el espectro de la clorofila. Mediante estos picos de absorbancias mostradas en el marco teórico y en base a esta investigación de la espectrofotometría, se identifica la presencia de clorofila en el colorante de espinaca en las absorbancias observada en el gráfico 27-4 con esto se garantiza la presencia de clorofila en el colorante con la confrontación de la Ilustración 6-2.

4.1.7. Resultados de los análisis de laboratorio colorante de espinaca, berro, y brócoli

Determinación de los parámetros del contenido de arsénico, plomo, zinc, sólidos totales, mohos y levaduras para los colorantes naturales de berro, brócoli, y espinaca los resultados del laboratorio SAQMIC se adjuntan en los anexos b, c, y d

Tabla 86-4: Resultados en el laboratorio SAQMIC de Espinaca

Determinaciones	Unidades	Resultados
Arsénico	mg/Kg	< 0.01
Plomo	mg/Kg	4.9
Zinc	mg/Kg	1.8
Sólidos Totales	%	41.47
Mohos y Levaduras	UFC/mL	ausencia

Elaborado por: SAQMIC

Tabla 87-4: Resultados en el laboratorio SAQMIC de berro

Determinaciones	Unidades	Resultados
Arsénico	mg/Kg	< 0.01
Plomo	mg/Kg	8.6
Zinc	mg/Kg	3.6
Sólidos Totales	%	41.94
Mohos y Levaduras	UFC/mL	ausencia

Elaborado por: SAQMIC

Tabla 88-4: Resultados en el laboratorio SAQMIC de brócoli

Determinaciones	Unidades	Resultados
Arsénico	mg/L	< 0.01
Plomo	mg/L	2.4
Zinc	mg/L	2.6
Sólidos Totales	%	41.37
Mohos y Levaduras	UFC/mL	ausencia

Elaborado por: SAQMIC

Estas pruebas se efectuaron en el laboratorio SAQMIC, para comprobar los valores obtenidos mediante la aplicación de la normativa oficial mexicana nom-119-ssa1-1994, obteniendo excelentes resultados porque todos los colorantes aprueban la normativa indicando que los mismos son de calidad.

4.1.8. Resultados de validación del colorante en un producto

Prueba de validación del colorante de espinaca, berro y brócoli en yogur Toni y chantilly

Tabla 89-4: Estabilidad del Colorante a temperatura ambiente en yogur natural Toni

Fecha	Aplicación en yogurt colorante	Temperatura ambiente	PH	Color
21/04/2018	Espinaca	17	4,44	Normal
	Berro	17	4,38	Normal
	Brócoli	17	4,40	Normal
22/04/2018	Espinaca	16	4,40	Normal
	Berro	16	4,34	Normal
	Brócoli	16	4,35	Normal
23/04/2018	Espinaca	17	4,36	Normal
	Berro	17	4,30	Normal
	Brócoli	17	4,31	Normal
24/04/2018	Espinaca	15	4,30	Malo
	Berro	15	4,28	Malo
	Brócoli	15	4,44	Malo
26/04/2018	Espinaca	18	4,23	Malo
	Berro	18	4,20	Malo
	Brócoli	18	4,29	Malo

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

El colorante a temperatura ambiente tuvo una estabilidad normal hasta el 3 día en el cuarto día este se decoloró por tal motivo redujo su PH este baja, la clorofila es un colorante muy inestable que necesita una temperatura de -4°C para su conservación o adecuado almacenamiento

Tabla 90-4: Estabilidad del Colorante a temperatura de -4°C en crema chantilly

Fecha	Aplicación en crema chantilly	Temperatura ambiente	PH	Color
25/05/2018	Espinaca	19	6.83	Normal
	Berro	19	6.80	Normal
	Brócoli	19	6.81	Normal
26/05/2018	Espinaca	16	6.83	Normal
	Berro	16	6.80	Normal
	Brócoli	16	6.81	Normal
27/05/2018	Espinaca	18	6.83	Normal
	Berro	18	6.80	Normal
	Brócoli	18	6.81	Normal
28/05/2018	Espinaca	17	6.83	Normal
	Berro	17	6.80	Normal
	Brócoli	17	6.81	Normal
29/05/2018	Espinaca	17	6.83	Normal
	Berro	17	6.80	Normal
	Brócoli	17	6.81	Normal

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

El colorante a temperatura de -4°C tuvo una estabilidad normal nunca se decoloro y conservo el mismo pH, la clorofila es un colorante estable a temperatura de -4°C conserva el color y pH de la crema de chantilly.

4.1.9. Análisis de rendimiento de los tipos de secado utilizado

$$\text{Rend. B} = \frac{g \text{ obtenidos}}{g \text{ de alimentación}}$$

$$\text{Rend. B} = \frac{9}{125} * 100$$

$$\text{Rend. B} = 7,2\%$$

Tabla 91-4: Rendimiento de los diferentes métodos de secado

Método de Secado	Materia prima		
	Espinaca	Berro	Brócoli
Bandejas	7,2 %	12%	14,61 %
Liofilización	5,93 %	4,0 %	9%
Atomización	2,75 %	3,05 %	2,29%

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

El rendimiento está basado en la cantidad de gramos que podemos obtener al momento de ejecutar el proceso de secado del berro, brócoli y espinaca en base a estos datos se obtuvo que mayor rendimiento va a tener el de bandejas como se detalla en la tabla 92-4 estableciendo al método de bandejas como el mejor para obtener colorantes naturales.

Tabla 86-4: Rendimiento de los diferentes colorantes

Métodos de Secado	Colorante (concentración)		
	Espinaca	Berro	Brócoli
Bandejas	Verde-Concentrado	Verde-Concentrado	Verde-Concentrado
Liofilización	Verde-amarillo	Verde-amarillo	Verde-amarillo
Atomización	Verde Oscuro	Verde Oscuro	Verde Oscuro

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Se efectuaron análisis de rendimiento en el colorante en base a los tres métodos de secado el de mayor rendimiento es el de bandejas, porque se obtiene un colorante de berro, brócoli y espinaca concentrado, además este favorece a la extracción del colorante por la excelente temperatura a la cual se sometió la materia prima para que conserve el color entonces el de bandejas es nuevamente el mejor método de obtención de colorante natural.

4.1.10. Matriz comparativa de los diferentes métodos de secado

Tabla 87-4: Matriz comparativa del secado por bandejas, liofilización y atomización para el berro

Variables	Método de Secado para el berro		
	Bandejas	Liofilización	Atomización
Tiempo (h)	9	4,5	1,11
Conservación de Clorofila a temperatura adecuada	Excelente color verde concentrado	Mal color verde-amarillo	Verde oscuro no concentrado
Temperatura (°C)	50	50	130

Extracción en Equipo Soxhlet(Concentración)	Excelente	Malo	Bueno
Aplicación en yogurt y chantilly	Excelente	Malo	Bueno
Rendimiento	8.8 %	2,0 %	5,8 %
Humedad	0,00347 kg de agua/kg de sólido seco	0,00025 kg de agua/ kg de sólido seco	0,00416kg de agua / kg de solido seco

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 88-4: Matriz comparativa del secado por bandejas liofilización y atomización para el brócoli

Variables	Métodos de Secado para el brócoli		
	Bandejas	Liofilización	Atomización
Tiempo (h)	9	9,5	1,22
Conservación de Clorofila a temperatura adecuada	Excelente (verde concentrado)	Color amarillo	Verde claro
Temperatura (°C)	40	40	115
Extracción en Equipo Soxhlet(Concentración)	Excelente	Malo	Bueno
Aplicación en yogurt y chantilly	Excelente	Malo	Bueno
Rendimiento	14,61 %	9%	8,46%
Humedad	0,001147 kg de agua/kg de sólido seco	0,00051573 kg de agua/kg de sólido seco	0.02141kg de agua/kg de sólido seco

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 89-4: Matriz comparativa del secado por bandejas liofilización y atomización para la espinaca

Variables	Métodos de Secado para la Espinaca		
	Bandejas	Liofilización	Atomización
Tiempo (h)	11	13	1,11
Conservación de Clorofila a temperatura adecuada	Excelente (verde concentrado)	Color amarillo	Verde claro
Temperatura (°C)	50	50	120
Extracción en Equipo Soxhlet(Concentración)	Excelente	Bueno	Normal
Aplicación en yogurt y chantilly	Excelente	Malo	Bueno
Rendimiento	6,4 %	5,93 %	5,25 %
Humedad	0,000639 kg de agua/kg de sólido seco	0,0010 kg de agua/kg de sólido seco	0.0136 kg de agua/kg de sólido seco

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

4.2. Pruebas de hipótesis

4.2.1. Hipótesis 1

Mediante un análisis de laboratorio se obtuvo las características fisicoquímicas de la espinaca, berro y brócoli, que nos servirá como punto de partida para esta investigación. En base a estos datos se puede observar los parámetros fisicoquímicos de la materia prima de espinaca, berro y brócoli que se detalla a continuación:

Tabla 90-4: Parámetros fisicoquímicos de la materia prima berro, brócoli, y espinaca.

Materia Prima	pH	Densidad g/ml	Índice de Refracción	Grados brix
Berro	5,19	0,9728	1,3413	5,19
Brócoli	6,35	0,9772	1,3457	8,46
Espinaca	6,36	0,9699	1,3420	7,04

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Tabla 91-4: Promedio de las características fisicoquímicas del colorante de espinaca, berro y brócoli.

Método de Secado	Colorantes	pH	Densidad g/ml	Índice de Refracción	Grados brix
Bandejas	Espinaca	5,64	0,89	1,3654	20,95
	Berro				
	Brócoli				
Liofilización	Espinaca	5,68	0,98	1,3652	20,81
	Berro				
	Brócoli				
Atomización	Espinaca	5,85	0,95	1,3651	20,79
	Berro				
	Brócoli				

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Al comparar los resultados de los promedios de las características fisicoquímicas del colorante de espinaca, berro y brócoli de los valores medidos de pH, densidad, índice de refracción, grados brix, se determina que estos valores son más altos a los de la materia prima, debido a que, al secar la materia se conservan todos los componentes en el secado lo único que se pierde es agua del alimento o vegetal el resto se lo conserva y se concentran más los azúcares, además los grados brix son similares porque se extrae clorofila en todos los casos.

Tabla 92-4: Análisis estadístico de la tabla 92-4.

Proceso de Secado	Condiciones	Rango	Desviación Estándar	Media
Bandejas	pH	0,87	0,461	5,643
	Densidad g/ml	0,05	0,026	0,89
	Índice de Refracción	0,0018	0,0009	1,36
	Grados brix	0,98	0,525	20,95
Liofilización	pH	1,03	0,5150	5,68
	Densidad g/ml	0,01	0,0057	0,983
	Índice de Refracción	0,0006	0,0003	1,3652
	Grados brix	0,31	0,155	20,813
Atomización	pH	0,41	0,205	5,856
	Densidad g/ml	0,02	0,01	0,98
	Índice de Refracción	0,0004	0,0002	1,365
	Grados brix	0,23	0,13	20,79

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

4.2.2. Hipótesis 2

Con la evaluación de los tres métodos de secado (liofilización, atomización, y secado de bandejas), se estableció que el método más adecuado es el secador de bandejas, esto se consiguió mediante cada repetición a diferente temperatura para determinar el método más adecuado para el secado en esta investigación tanto la liofilización como el secado por atomización son nulos, porque a ninguna temperatura que se experimentó se obtuvo un secado óptimo para la extracción de colorante estableciendo así que el mejor método es el de bandejas porque se puede obtener un secado perfecto para la extracción de colorante los resultado se detallan en los siguientes diagramas:

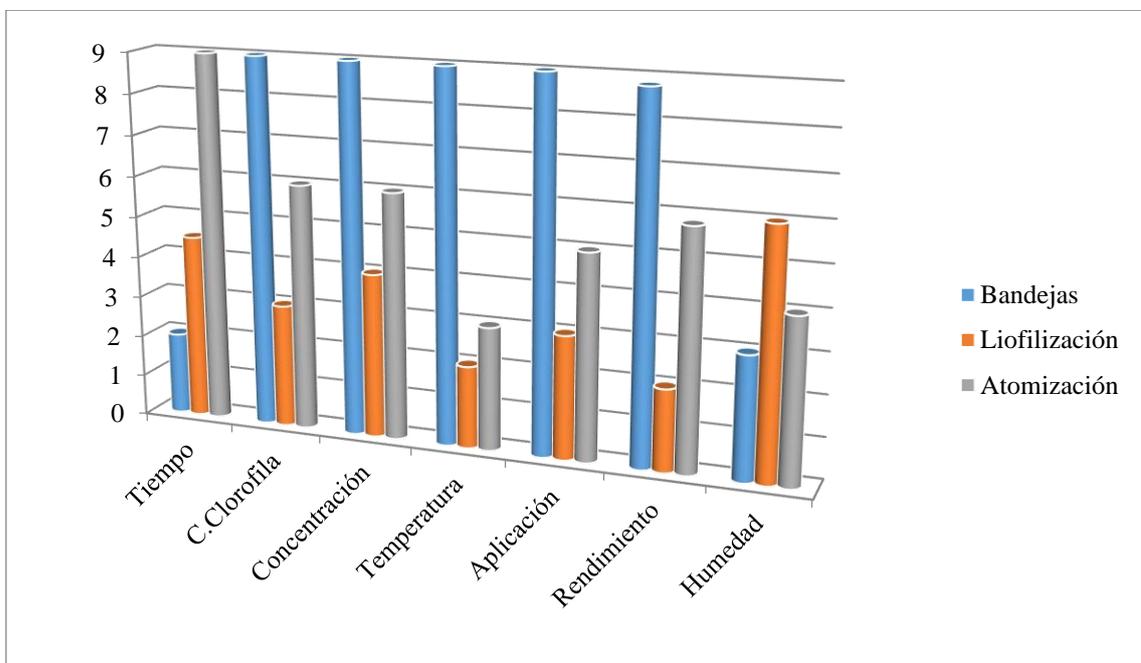


Gráfico 28-4: Diagrama de evaluación de los métodos de secado para la obtención de colorante de berro

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este gráfico se demuestra que el mejor método para la obtención de colorante natural para el berro es el secado por bandejas, este es mejor en conservación de la clorofila, concentración, temperatura, aplicación, y rendimiento.

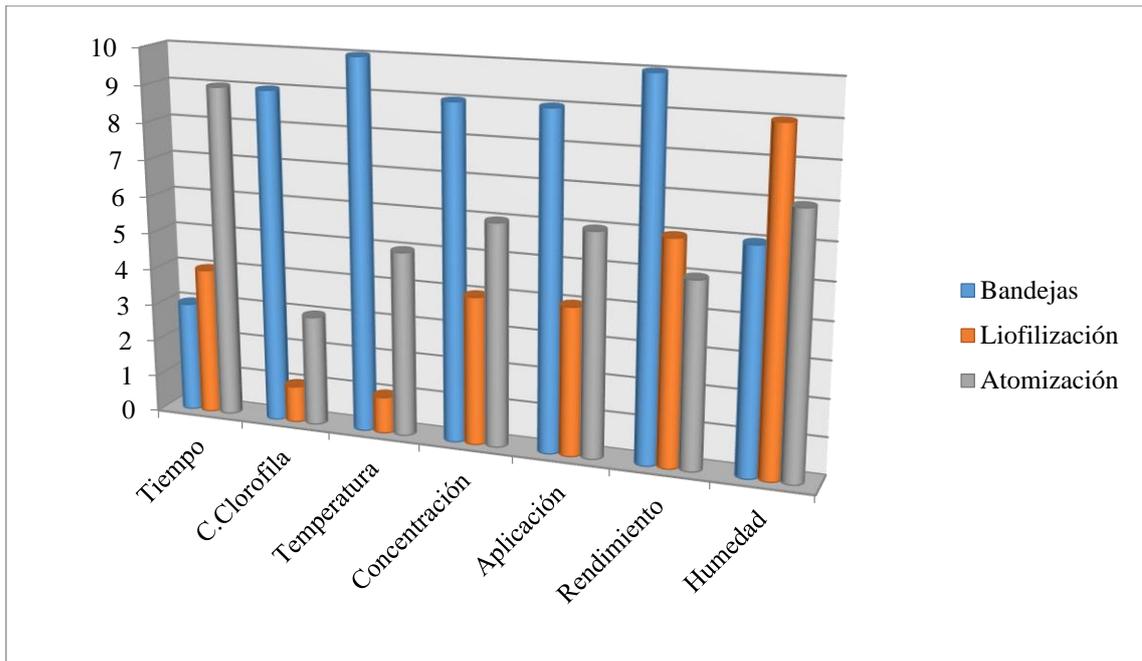


Gráfico 29-4. Diagrama de evaluación de los métodos de secado para la obtención de colorante de brócoli.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este gráfico se demuestra que el mejor método para la obtención de colorante natural para el brócoli es el secado por bandejas, este es mejor en conservación de la clorofila, concentración, temperatura, aplicación, y rendimiento.

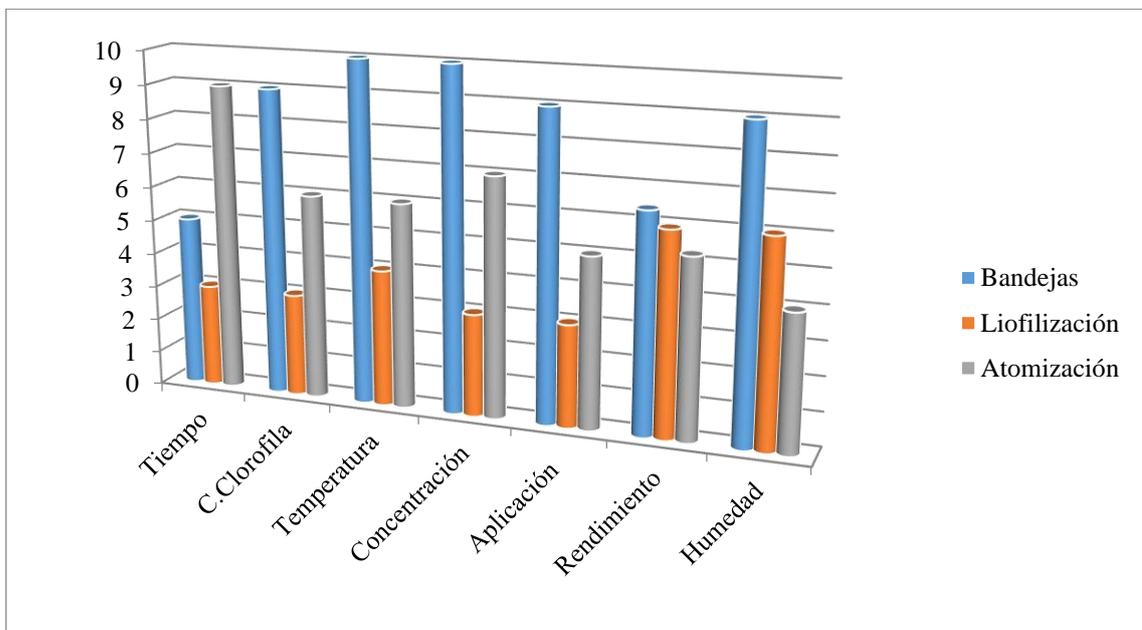


Gráfico 30-4. Diagrama de evaluación de los métodos de secado para la obtención de colorante de espinaca.

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este gráfico se demuestra que el mejor método para la obtención de colorante natural para el brócoli es el secado por bandejas, este es mejor en conservación de la clorofila, concentración, temperatura, aplicación, y rendimiento.

4.2.3. Hipótesis 3

Con la determinación del rendimiento obtenido de cada uno de los colorantes vegetales, se podrá seleccionar el método más adecuado para su obtención. Para lograr los resultados se tuvo que hacer prueba del colorante ver su apariencia, en el rendimiento del secado de materia prima esto detalla la relación de la materia prima que entra y cuanto se obtiene en seco, adicionalmente se hizo una valoración de la concentración de colorante obtenido de espinaca, berro, y brócoli.

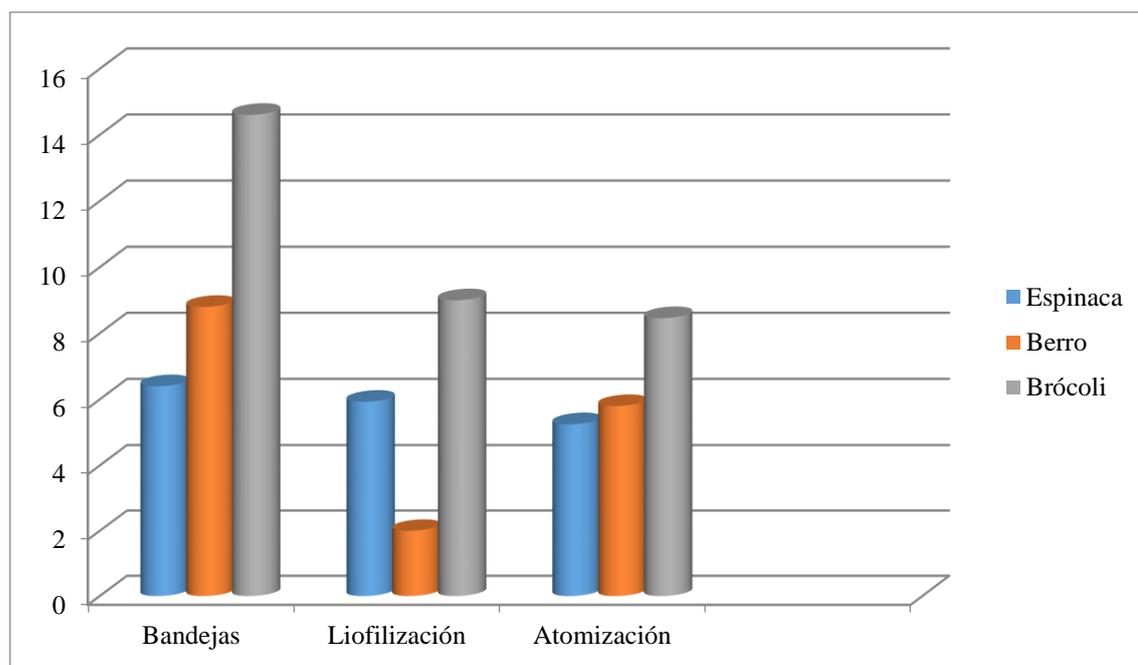


Gráfico 31-4. Rendimiento de los métodos de secado de bandejas, liofilización, atomización en la espinaca, berro, brócoli

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Describe la evaluación de los métodos de secado en base al rendimiento en donde el mejor rendimiento es el método de bandejas por su óptimo secado a la vez permite obtener mayor rendimiento en el secado de espinaca, berro, y brócoli.

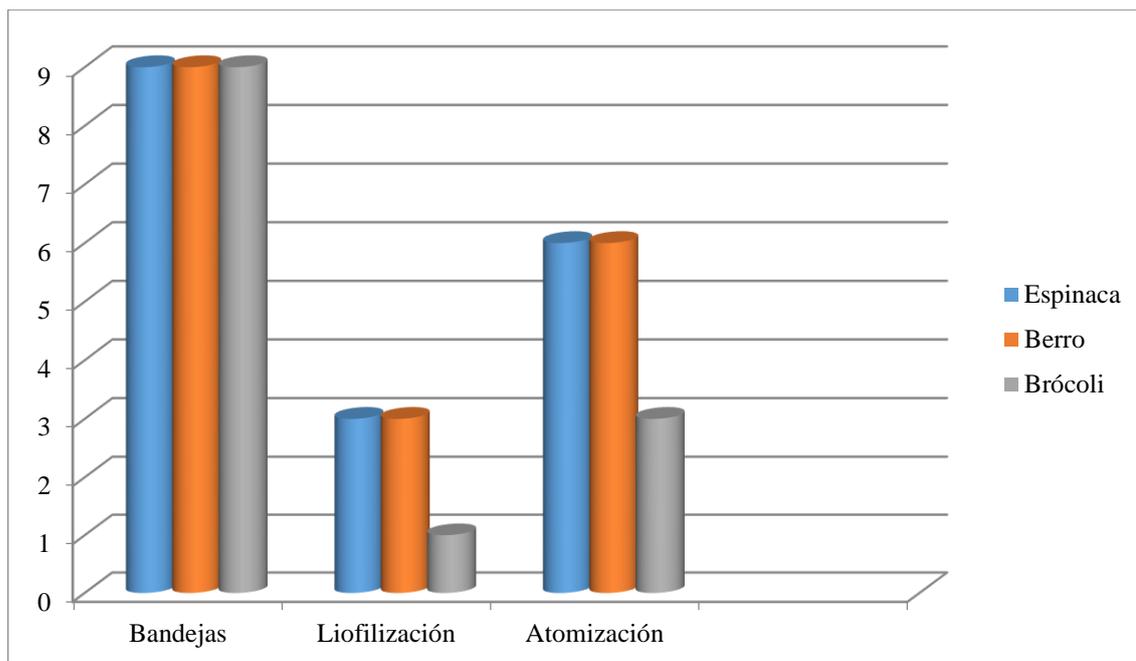


Gráfico 32-4: Rendimiento de los colorantes obtenidos en base a su concentración y método de secado por bandejas, liofilización, y atomización

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

Describe la evaluación de los métodos de secado en base al rendimiento obtenido en base a su concentración en donde el mejor rendimiento es el método de bandejas por su óptimo secado a la vez permite obtener un colorante concentrado de espinaca, berro, y brócoli.

4.2.4. Hipótesis 4

En base a la determinación de los parámetros basados en la norma oficial mexicana nom-119-ssa1-1994 que se encuentra en el anexo A, se realizará la evaluación de los colorantes naturales obtenidos. Mediante la realización de análisis en el laboratorio SAQMIC estos resultados son positivos porque todos los colorantes cumplen con la normativa mexicana esto aporta a su grado de calidad en base al anexo B se presentan los resultados. Además, se realizó la identificación espectrofotométrica para garantizar la presencia de clorofila.

4.2.5. Hipótesis 5

Con la aplicación de los colorantes naturales en diferentes productos, se podrá validar los colorantes obtenidos en base a la aplicación del mejor colorante de berro, brócoli y espinaca es por el método de bandejas, estos colorantes se aplicaron con éxito en el yogur y crema chantilly, esto se lo realizó en base a una dosificación de 2 ml cada 100 ml aplicados de acuerdo a la

norma general para los aditivos alimentarios codex stan 192-1995, la estabilidad se verificó tanto a temperatura ambiente como a temperatura de -4°C .

4.3. Discusión de Resultados

El objetivo principal fue obtener colorantes naturales espinaca, berro, brócoli para uso alimenticio, luego de la experimentación se encontró que el mejor método para la obtención de estos colorantes, es el método de secado por bandejas, ya que se realizó pruebas en el mismo a tres diferentes temperaturas 50°C , 55°C , 60°C para la espinaca y berro y para el brócoli se realizó temperaturas de 40°C , 50°C , 60°C , en las temperaturas de 55°C y 60°C son nulas en la espinaca y berro porque se obtiene un producto de secado con menos clorofila este se evalúa por el degrado del color, mientras que en el brócoli la temperatura de 50°C y 60°C son revocadas porque el brócoli se oxida completamente, ya que en el brócoli la clorofila es más inestable, así en espinaca, berro, y brócoli la mejor temperatura fue de 50°C para la espinaca y berro, mientras que para el brócoli fue a 40°C , porque conserva mejor su clorofila es decir no se pierde el Mg que es el oligoelemento que le da el color característico a verde.

Adicionalmente, en base a la comparación de las diferentes curvas de velocidad de secado, se estableció que la mejor curva es a 50°C para les espinaca y berro, mientras que para el brócoli es de 40°C porque conserva mejor su color, además existe un equilibrio de la velocidad de secado, antes de que la misma disminuya esto permite tener un colorante concentrado de espinaca, berro, y brócoli que necesita menos concentración para su aplicación por lo tanto este es el mejor método para extraer la clorofila.

Tomando en cuenta lo anterior, la temperatura de conservación de la clorofila en los métodos de liofilización y atomización que se ha realizado como procesos de secado no son adecuados, en la liofilización se observó que por el cambio brusco de temperatura la clorofila se degrada es decir al tener congelada a -4°C la materia a suministrar esta tiene un cambio drástico de temperatura por esta razón no favorece a la conservación de clorofila y se oxida tanto la espinaca, berro, se realizaron ensayos a temperaturas de 50°C , 55°C , 60°C dando efectos erróneos en las tres temperaturas. Mientras, que para el brócoli se aplicó temperaturas de 40°C , 50°C , 60°C en el liofilizador donde el proceso de liofilización oxido completamente al brócoli, por esta razón la liofilización no es adecuado. Por otro lado, el secado por atomización se hicieron las respectivas pruebas que necesitan una temperatura de $115-130^{\circ}\text{C}$ en este rango de temperatura la clorofila no se conserva debido a que baja la intensidad del color del polvo atomizado, entonces la atomización y liofilización no son adecuados porque no conservan la clorofila, en el análisis de las curvas de velocidad de secado por liofilización se estableció que la

mejor curva es a 50°C para el secado pero este no es un método adecuado porque pierde color la hoja de berro, espinaca, y 40 °C para el brócoli este se oxida, cuando se aplica el método de extracción Soxhlet este color sale más amarillo y tiene mala apariencia.

Según Schwartz y Lorenzo, (2000), menciona que para el proceso de extracción de clorofila, el mejor método es la extracción con equipo Soxhlet en donde la espinaca, berro, y brócoli ingresan 9 gramos en un cartucho elaborado de papel filtro, estos fueron previamente secados y molidos, como solvente se utilizó etanol-agua diluido 3:1, se escogió etanol a 96 ° porque estos colorantes son de uso alimenticio, el reactivo mencionado es el más adecuado debido a su baja toxicidad, posteriormente se procedió a calcular el rendimiento del colorante en base al cartucho que contiene la materia prima se estableció una relación del peso final con el peso inicial, este rendimiento se basa en la capacidad de disolución de la muestra en este caso el atomizado tiene mayores porcentajes porque tiene un diámetro de $1 \cdot 10^{-4}$ m esto quiere decir que a menor diámetro de partícula mayor va hacer el contacto superficial para la extracción y mayor va hacer el rendimiento en el equipo Soxhlet. Este se almacena a una temperatura de -4 °C, en frascos ámbar porque son foto-sensibles.

Una vez secado el producto se realizó la evaluación del rendimiento, este está basado en la cantidad de gramos que podemos obtener al momento de ejecutar el proceso de secado del berro, brócoli y espinaca en base a estos datos se obtuvo que mayor rendimiento va a tener el de bandejas como se detalla en la tabla 85-4 estableciendo al método de bandejas como el mejor para obtener colorantes naturales, donde se tiene que el mejor método es el proceso de secado por bandejas porque tiene 7,2% para espinaca, 12% para el berro, y 14,61% para el brócoli, entonces para los métodos de secado por atomización los rendimientos son: 2,75 %, 3,05 %, 2,29% y liofilización 5,93%, 4,0%, y 9% estos son mínimos nuevamente estos métodos tienen otra desventaja, además se evalúa la concentración de clorofila en cada una de las extracciones de los diferentes métodos de secado donde nuevamente el secado de bandejas es el mejor método ya, que se obtiene un colorante verde concentrado y de calidad en la liofilización los colorantes son amarillos, mientras que en el atomizado el colorante es un verde oscuro no concentrado.

Posteriormente se realizaron análisis en el laboratorio SAQMIC estos resultados se encuentran en el anexo b,c, y d donde se determinó Arsénico, Zinc, Plomo, sólidos totales, mohos y levaduras, estos parámetros se comparan con la normativa oficial mexicana nom-119-ssa1-1994, obteniendo un colorante de calidad ya que cumplió con todos los parámetros. Sin embargo, la norma europea tiene muchos parámetros y factores que no considera la norma antes mencionada como: contenido de etanol, metanol, hexano, metiletilcetona, propanol, y

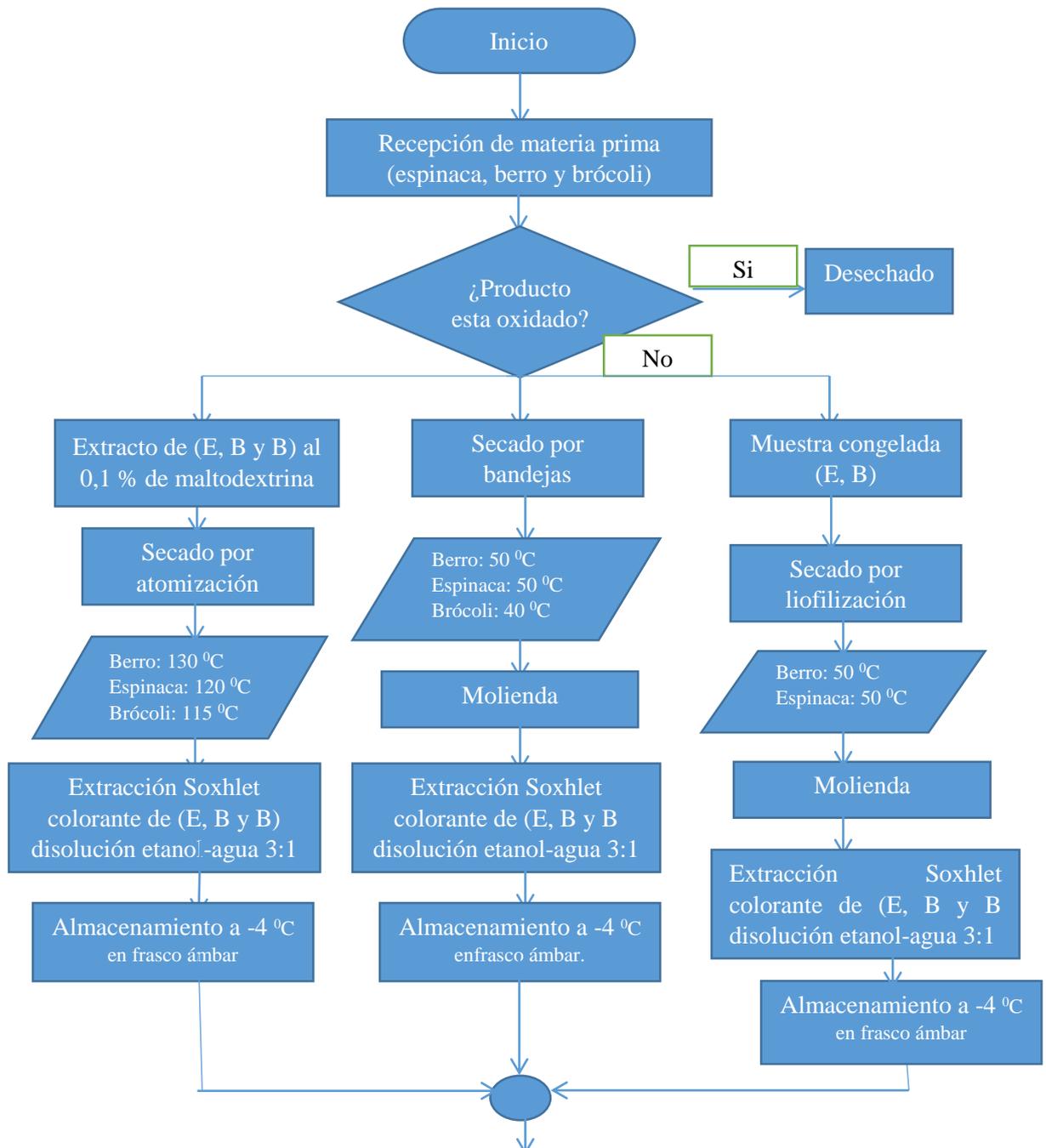
hexano en la extracción del colorante, pero en ninguna de estas normas se toma encuenta el contenido de mohos y levaduras, en el caso de los colorantes de espinaca, berro, brócoli fueron analizados y su resultado es ausencia de estos, por tal motivo pueden aplicarse de forma segura sin la presencia de contaminación en el producto a nivel microbiológico, en cualquier tipo de producto alimenticio con la prueba de la identificación de la clorofila por espectrofotómetro nosotros garantizamos la presencia del mismo en el colorante de espinaca, berro, y brócoli ya que es un componente muy importante para la salud

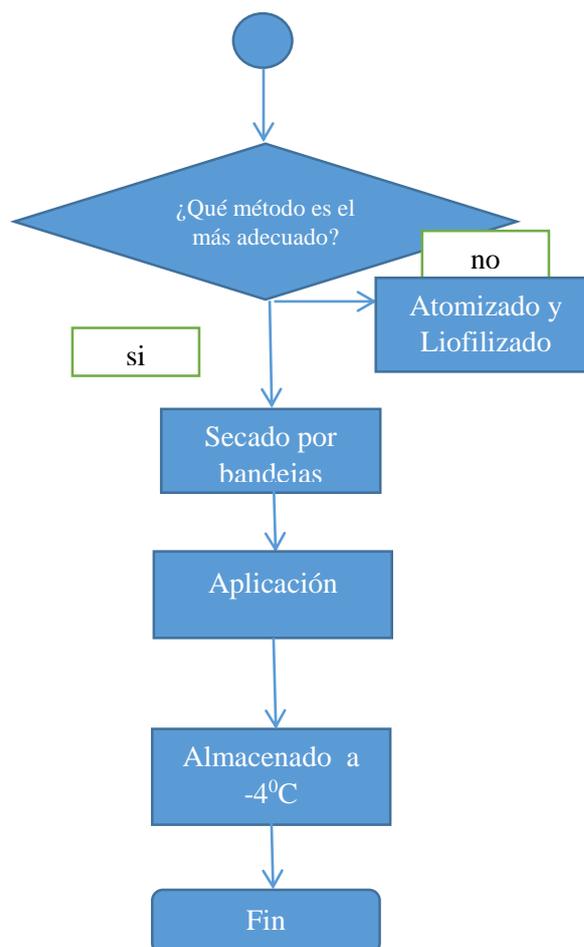
Finalmente se realizó una propuesta económica que da como resultado el método de secado por bandejas, debido a su factibilidad técnica y económica esto se detalla en la tabla 95-5 aquí se detalla que este método de secado es el mejor por su rendimiento y dimensionamiento eliminando a los otros métodos de liofilización, y atomización estos no son factibles porque son mucho más caros económicamente y técnicamente presentan resultados negativ

CAPÍTULO V

5.IMPLEMENTACIÓN DEL PROYECTO

5.1. Propuesta para la solución del problema





En base al estudio de la investigación planteado se sugiere obtener colorantes naturales a partir de secado por bandejas, estos colorantes son más estables, y favorecen a la salud del consumidor. Se estableció el siguiente proceso de obtención de colorantes naturales.

- **Recepción de materia prima**

En condiciones ambientales se procedió con la realización de colorantes naturales como primer paso se realiza la recepción de materia prima esta tiene que estar verde si esta oxidada o existe un degrado en su color este no es apto para la obtención,

- **Secado**

Segundo punto aplicamos el secado, en este caso aplicamos el método de bandejas, atomización y liofilización en donde se evaluaron los tres métodos el mejor es el secado por bandejas a una temperatura de 50 °C para el berro, espinaca y 40 °C para el brócoli, para este método de secado

por atomización se realiza un extracto de berro, brócoli, y espinaca al 0,1% de maltodextrina, y liofilización necesita un pre-congelamiento.

- **Extracción Soxhlet**

Como tercer paso se procede a la extracción de la clorofila mediante equipo Soxhlet esta tiene que estar previamente molida, excepto en el atomizado el cual se obtiene un secado en polvo, después evaluamos cada método por la apariencia, concentración de clorofila, color, rendimiento y humedad nosotros decidimos cual es el mejor método por los resultados fue el de bandejas los colorantes obtenidos por este método fueron aplicados en yogur crema chantilly. Para conservar su color es almacenado a -4 °C.

5.2. Costos de implementación de la propuesta

Para la elaboración de este proyecto de investigación se realizó una utilización de los siguientes recursos económicos que se detallan a continuación:

Tabla 93-5. Costos de métodos de secado para la obtención de colorantes naturales

Costos Según los Métodos de Secado						
Bandejas						
Materia prima	Cantidad por Bandeja	Para obtener un rendimiento de	Para obtener	Costo unitario de materia prima(\$)	Costos total (\$)	
Espinaca	125	7,2 %	9 g	0,25 por cada 125 g	0,25	
Berro	125	12%	15 g	0,75 por cada 125 g	0,75	
Brócoli	125	14,61 %	18.26 g	0,50 por cada 125 g	0,50	
Liofilización						
Materia prima	Cantidad por Bandejas	Para obtener un rendimiento de	Para obtener	Costo unitario de materia prima (\$)	Repeticiones	Costos totales (\$)
Espinaca	43	5,93 %	2.55 g	0,25 por cada 125 g	4	1
Berro	25	4,0 %	1 g	0,75 por cada 125 g	9	6.75
Brócoli	100	9%	9	0,50 por cada 125 g	1	0.50
Atomización						

Materia prima e insumos	Cantidad que se necesita para hacer un litro	Costo unitario de materia prima (\$)	Costo total de materia prima para hacer un litro	Rendimiento por litro	Costos total mas maltodextrina (\$)
Espinaca	1700 g /l	0,25 por cada 125 g	3.4 \$	2,63 %	4.9 \$
Berro	1700 g/l	0,75 por cada 125 g	10.2 \$	3,05 %	11.7 \$
Brócoli	1700 g/l	0,50 por cada 125 g	6.8	3,36%	8.3 \$
Maltodextrina	100 g	300 para los ·3 prod	1.5 \$ por cada 100 g		

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En base a una propuesta económica en los métodos de secado se tiene que el mejor es el de bandejas porque tiene mayor rendimiento, y solo necesita una repetición, en su diseño se puede utilizar hasta 6 bandejas mientras que el liofilizador solo tiene 2 bandejas el rendimiento es muy bajo y se necesitaría más repeticiones para aplicar en el equipo Soxhlet ya que se necesita mínimo 9 gramos, se gastaría más tiempo y energía. Mientras, que el proceso de secado por atomización se necesita gran cantidad de materia prima para obtener un litro de extracto de espinaca, berro, brócoli, y espinaca al 0,1 % de maltodextrina, adicionalmente este método tiene muy bajo rendimiento y va hacer muy caro para aplicarlo.

Tabla 94-5: Costos de la Extracción Soxhlet

Extracción método Soxhlet				
Materia Prima e Insumos	Costo por litro (\$)	Materia seca	Costo Unitario (\$)	Para hacer una disolución 3:1 etanol agua (400 ml)
Etanol	6 \$	Espinaca	300 ml	1.8 \$
		Berro	300 ml	
		Brócoli	300 ml	
Agua Destilada	1.00 \$	Espinaca	100 ml	0.10 ctvs.
		Berro	100 ml	
		Brócoli	100 ml	
		Papel filtro	1\$	1.00 \$
			Total	2.90 \$

Elaborado por: Cuesta Wilson, 2018

En este cuadro se explica los costos de extracción Soxhlet de cualquiera de los tres productos: berro, brócoli, y espinaca para obtener 400 ml de colorante se obtiene un valor 2.90 \$.

Tabla 94-5: Costos de extracción Soxhlet mas método de secado

Costos de Extracción Soxhlet mas método de Secado				
Método de Secado	Productor (\$)	Costo Unitario	Método Soxhlet	Costos total (\$)
Bandejas	Espinaca	0.25	2.90 \$	3.15
	Berro	0.75	2.90 \$	3.65
	Brócoli	0.50	2.90 \$	3.4
Liofilización	Espinaca	1	2.90 \$	3.9
	Berro	6.75	2.90 \$	9.65
	Brócoli	0.50	2.90 \$	3.40
Atomización	Espinaca	4.9 \$	2.90 \$	7.80
	Berro	11.7 \$	2.90 \$	14.6
	Brócoli	8.3 \$	2.90 \$	11.2

Elaborado por: Wilson Cuesta

En este cuadro se detalla los costos de extracción más el método de secado nuevamente el métodos de secado por bandejas va hacer más barato porque solo se necesita una repetición. Mientras, que para el método de liofilizado y atomizado van hacer más caros en comparación al método de bandejas debido a su bajo rendimiento en el proceso de secado.

Tabla 95-5: Costos de Análisis de Laboratorio

Análisis de laboratorio	Numero	C/U
Sólidos Totales	1	4,00
Arsénico	1	6,00
Plomo	1	6,00
Zinc	1	6,00
Mohos y levaduras	1	12,00
Análisis de Clorofila por espectrofotometría	1	20
Total		54

Elaborado por: Wilson Cuesta

Estos análisis solo se aplicaron en el de bandejas ya que en los resultados de este fue el mejor método, tanto en el rendimiento como en la evaluación del mismo

Tabla 96-5: Costos totales por unidad de colorante

Método de secado	Soxhlet mas Secado	Análisis del Colorante	Costos finales
Bandejas	3.15	54	57.15
	3.65	54	57.65
	3.4	54	57.4
Liofilización	3.9	54	57.9
	9.65	54	63.65
	3.40	54	57.40
Atomización	7.80	54	61.80
	14.6	54	68.6
	11.2	54	65.2

Elaborado por: Wilson Cuesta

En este cuadro se detalla los costos de forma individual de cada colorante extraído más el análisis de laboratorio para el cumplimiento de los parámetros de calidad

CONCLUSIONES:

- Con la caracterización fisicoquímica de la espinaca, berro y brócoli se determina los parámetros fisicoquímicos que servirán como una orientación a la investigación.
- A través de la evaluación de los tres métodos de secado, se estableció que el método más adecuado es el secado por bandejas a temperatura de 50 °C para la espinaca, berro y 40 °C para el brócoli.
- La determinación del rendimiento de los colorantes naturales se hizo en base al proceso de secado, en donde el mejor método es el de bandejas por su diseño, eficiencia, y conservación de clorofila de colorante.
- Mediante una evaluación de los colorantes obtenidos de espinaca, berro, y brócoli, en base a la normativa oficial mexicana nom-119-ssal-1994, se estableció que se obtiene un colorante de calidad, ya que cumple con parámetros de la normativa.
- La validación de los colorantes obtenidos se realizó en el yogurt y crema chantilly, en cualquiera de estos productos se puede aplicar el colorante y este necesita de -4 °C para la conservación de la clorofila, dando excelentes resultados.

RECOMENDACIONES:

- En la realización del método de extracción Soxhlet se recomienda utilizar dedales de extracción whatman porque se podrá obtener un colorante más concentrado ya que permite tener mayor alimentación en el equipo de Extracción Soxhlet del contenido en polvo de cualquier material secado.
- Se recomienda almacenar los colorantes en frascos ámbar porque son fotosensibles además tienen que estar a una temperatura de -4°C para su almacenamiento.

BIBLIOGRAFÍA

1. **Ames , B. M.** "Oxidants, antioxidants and the degenerative diseases of aging". *Proc Natl Acad Sci USA* [en línea], 2000, (United State of America) 90(17), pp.7915–22. [Consulta: 10 Diciembre 2017]. ISSN: 1091-6490. Disponible en: <https://doi.org/10.1073/pnas.90.17.7915>
2. **Amold, L. E., Lofthouse, N., & Hurt, E.** "Artificial food colors and attention-deficit/hyperactivity symptom conclusions to dye for". *Neurotherapeutics* [en línea] , (2002), (England) 14(4), pp.599–609. [Consulta: 16 Diciembre 2017]. ISSN: 1530-017X. Disponible en: <https://doi.org/10.1080/10874208.2010.523350>
3. **Ansorena, M., Moreira, M., & Roura, S.** "Combined effect of ultrasound, mild heat shock and citric acid to retain greenness, nutritional and microbiological quality of minimally processed broccoli (*Brassica oleracea* L.): an optimization study". *Postharvest Biol* [en línea], (2014), (Argentina) 94(1), pp.1-13.[Consulta: 16 Diciembre 2017]. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.postharvbio.2014.02.017>
4. **Babu, B. R., Rastogi, N. K., Raghavarao, & K.S, M.** "Concentration and temperature polarization effects during osmotic membrane distillation" . *Journal of membrane ciencia* [en línea], (2008), (United State of America) 23(2), pp.146-153. [Consulta: 17 Diciembre 2017]. Disponible en: <https://doi.org/10.2298/CICEQ150720035R>
5. **Badui, A., & Degal, S.** *Química de los alimentos*[en línea]. Cuarta edición.Mexic: Pearson(2006). [Consulta: 15 Diciembre 2017].Disponible en: http://depa.fquim.unam.mx/amyd/archivero/Libro-Badui2006_26571.pdf
6. **Bavec, M., Turinek, M., Grobelnik-mlakar, S., Slatnar, A., & Bavec, F.** "Influence of industrial and alternative farming systems on contents of sugars, organic acids, total phenolic content, and the antioxidant activity of red beet (*Betavulgaris* L. ssp. *vulgaris* Rote Kugel)". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* [en línea], (2010), (United State of America) 56(22), pp.11825–11831. [Consulta: 10 Noviembre 2017]. Disponible en: [10.1021/jf103085p](https://doi.org/10.1021/jf103085p)
7. **Beers , E. P., Woffenden BJ , B. J., & Zhao C, C. S.** "Plant proteolytic enzymes: possible roles during programmed cell death". *Plant Mol Biol*[en línea] , (2000), (United State of America) 44(3), pp.399–415. [Consulta: 5 Noviembre 2017]. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/11199397>

- 8. Bell, & Wagstaff, C.** "Glucosinolates, Myrosinase Hydrolysis Products, and Flavonols Found in Rocket (*Eruca sativa* and *Diplotaxis tenuifolia*)". *J Agric*[en línea], (2014) (United Kingdom) 62(20), pp. 4481-4492. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
[10.1021/jf501096x](https://doi.org/10.1021/jf501096x)
- 9. Bergquist, S. A., & Gertsson.** "Ascorbic acid, carotenoids, and visual quality of baby spinach as affected by shade netting and postharvest storage". *Journal of Agricultural and Food Chemistry, Journal of Agricultural and Food Chemistry* [en línea], (2017), (Sweden) 55(21), pp.8441-8451. [Consulta: 29 Octubre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1021/jf070396z>
- 10. Bertin, R., & Blazquez, M.** "Modelling and optimization of a dryer". *Dying Technology*[en línea], (2000), (United State of America) 32(1), pp.45-66. [Consulta: 27 de Octubre 2017]. Disponible en:
[https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(97\)00010-1](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(97)00010-1)
- 11. Billmeyer, F. W., & Saltzman, M.** Principles of Color Technology [en línea]. third edition. Washington-USA: John Wiley and Sons, 2009. pp.21-30 [Consulta: 20 septiembre 2009]. Disponible en:
<https://www.slideshare.net/timmefss/free-billmeyer-and-saltzman-s-principles-of-color-technology-online>
- 12. Boekel, M. A.** "Testing of kinetic models: usefulness of the multiresponse approach as applied to chlorophyll degradation in foods". *Food Research International*[en línea], (2000), (Netherland) 32(4), pp.261-269. [Consulta: 27 de Octubre 2017]. Disponible en:
[http://dx.doi.org/10.1016/S0963-9969\(99\)00080-0](http://dx.doi.org/10.1016/S0963-9969(99)00080-0)
- 13. Boyd, L., Mccann, M., Hashim, Y., & Bennett, R.** "Assessment of the anti-genotoxic, anti-proliferative, and antimetastatic potential of crude watercress extract in human colon cancer". *Nutr Cancer*[en línea], (2006), (United State of America) 55(2), pp. 232-242. [Consulta: 27 de Octubre 2017]. Disponible en:
https://doi.org/10.1207/s15327914nc5502_15
- 14. Breithaupt, D.** "Simultaneous HPLC determination of carotenoids used as food colouring". *Food Chem*[en línea], (2004) (Germany) 86(28), pp. 449–456. [Consulta: 20 de Octubre 2017]. Disponible en:
<https://eurekamag.com/pdf/004/004318821.pdf>
- 15. Bruneton, J. (2001).** Farmacognosia, fitoquímica, plantas medicinales [en línea]. Barcelona-España: Acribia , 2001. p.300 [Consulta: 20 septiembre 2009]. Disponible en:
https://tejadarossi.files.wordpress.com/2017/01/farmacognosia_bruneton.pdf

- 16. Bui, A, V., Ngyen, M, H., & Joachim, M.** "laboratory study on glucose concentration by osmotic distillation in hollow fibre module". *Journal of food engineering* [en línea], (2004), (United State of America) 62(4), pp.345-349. [Consulta: 20 de Octubre 2017].
Disponible en:
[10.1016/s0260-8774\(03\)00249-8](https://doi.org/10.1016/s0260-8774(03)00249-8)
- 17. Cano Lasso, Patricio Alejandro.** Extracción y uso de tres pigmentos naturales a partir del tomate de árbol, mortiño, y mora de castilla como alternativa colorante natural para alimentos [En línea] (tesis).(Ingeniería) Escuela Politécnica del Ejército, Sangolquí, Ecuador. 2011. pp. 1. [Consulta: 2017-06-23]. Disponible en :
<https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/4929/1/T-ESPE-IASA%20I-004583.pdf>
- 18. Castillo Burbano, Geovanna Gabriela.** Extracción de colorante de col morada (brassica oleraceae) para ser usado en la elaboración de bebida [En línea] (tesis).(Ingeniería) Universidad Técnica de Ambato, Ambato, Ecuador. 2006. pp. 1. [Consulta: 2017-06-26]. Disponible en :
<http://repo.uta.edu.ec/bitstream/123456789/3331/1/P69%20Ref.2958.pdf>
- 19. Chung, K., Chou, A., Baker, J., & Baldwin, J.** "Identification of carmine allergens among three carmine allergy patients". *Journal of Allergy and Clinical Immunology* [en línea], (2000), (United State of America) 105(1), pp.132. [Consulta: 8 Noviembre 2017].
Disponible en:
[https://doi.org/10.1016/S0091-6749\(00\)90825-X](https://doi.org/10.1016/S0091-6749(00)90825-X)
- 20. Citak, S., & Sonmez, S.** "Effects of conventional and organic fertilization on spinach (*Spinacea Oleracea*) growth,yield, vitamin C and nitrate concetration during two succesive seasons". *Science Horticulture* [en línea], (2010), (United State of America) 126 (4), pp.415-420. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<http://dx.doi.org/10.1016/j.scienta.2010.08.010>.
- 21. Clydesdale, F. M.** "Color as a factor in food choice". *Food Sci. Nutr* [en línea], (2000), (Unitates States) 33 (1), pp.83-101. [Consulta: 5 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1080/10408399309527614>
- 22. Cruz García, María Esthela.** *Obtención de colorante natural a partir de dos variedades de mora (rubus glaucus) mediante la utilización de dos métodos de extracción y dos tiempos de deshidratación y su aplicación en productos lácteos* [En línea] (tesis).(Ingeniería) Universidad Estatal de Bolívar, Guaranda, Ecuador. 2013. pp.1. [Consulta: 2017-06-15]. Disponible en :
http://biblioteca.ueb.edu.ec/cgi-bin/koha/opac-detail.pl?biblionumber=18232&shelfbrowse_itemnumber=20503

- 23. Cui, F. "Pharmaceutics". *People's Health Press* [en línea], (2000), (Unitates States) 50 (6), pp.745. [Consulta:9 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1331/JAPhA.2010.09190>
- 24. Dawson, T, L. "It must be green: meeting society's environmental concerns". *Color Technol* [en línea], (2008) (United Kingdom) 124(1), pp.67-78. [Consulta: 13 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1111/j.1478-4408.2008.00124.x>
- 25. Dawson, T,L. "Biosynthesis and synthesis of natural colours". *Color. Techno*[en línea], (2009), (Unitated Kingdom) 122(1), pp.61–73. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1111/j.1478-4408.2009.00177.x>
- 26. Delgado, F., & paredes, O. Natural Colorants for Food and Nutraceutical Uses (Vol. 2). United States of America- Washington, D.C: CRC PRESS LLC ,2003, pp,284-285. [Consulta: 8 Septiembre 2017]. Disponible en:**
<http://blogs.cimav.edu.mx/daniel.glossman/data/files/Libros/Natural%20Colorants%20for%20Food%20and%20Nutraceutical%20Uses.pdf>
- 27. Delgado, F., Jimenez, A., & López, O. "Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains — characteristics, biosynthesis, processing and stability". *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* [en línea], (2000), (Unitates States) 40(3), pp.173-289. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1080/10408690091189257>
- 28. Ding, J., Yang, T., Feng, H., Dong, M., Slavin, M., Xiong, S., & Zhao, S. "Enhancing contents of gamma-aminobutyric acid (GABA) and other micronutrients in dehulled rice during germination under normoxic and hypoxic conditions". *Journal of Agricultural and Food Chemistry* [en línea], (2016), (Unitates States) 64(5), pp.1094–1102. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1021/acs.jafc.5b04859>
- 29. Downham, A., & Collins, P."Colouring our foods in the last and next millenium". *International Journal of Food and Technology* [en línea], (2000), (Unitates States) 35(6), pp., 5-22. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1046/j.1365-2621.2000.00373.x>
- 30. Duff , D. G., Sinclair, R. S., & Grierson , S. "The colour and fastness of natural dyes of the Scottish Highlands". *Journal of the Society of Dyers and Colourists*[en línea], (2000), (Scotland) 101(7), pp.220–228. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:**
<https://doi.org/10.1111/j.1478-4408.1985.tb01026.x>

- 31. Dufossé, L.** "Microbial Production of Food Grade Pigments". *Food Tech. Biotech* [en línea], (2006), (Scotland) 44(3), pp.313–321. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. ISSN 1330-9862. Disponible en:
<https://hrcak.srce.hr/file/162018>
- 32. Eder, R.** *Food Analysis by HPLC* [en línea]. second ed. United States of America- New York: Marcel Dekker Inc, 2000. [Consulta: 20 Septiembre 2017]. Disponible en:
<https://chemistlibrary.files.wordpress.com/2015/07/food-analysis-by-hplc-2ed-nollet.pdf>
- 33. Esturk, O., Ayhan, Z., & Gokkurt, T.** "Production and application of active packaging film with ethylene adsorber to increase the shelf life of broccoli (*Brassica oleracea* L. var. *Italica*)". *Packag. Technol. Sci* [en línea], (2014), (Unitates States) 27(3), pp.179–191. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1002/pts.2023>
- 34. Fda u.s. Food & Drug administration [en línea].** Washington, DC: Nonprofit Org. 2010. Overview of Food Ingredients, Additives & Colors. No.5561. p.4. [Consulta: 20 Septiembre 2017]. Disponible en:
<https://www.fda.gov/downloads/Food/IngredientsPackagingLabeling/ucm094249.pdf>
- 35. Fernández, L., Lozano, M., Ayuso, M., & González, G. D.** "Altered commercial controlled atmosphere storage conditions for 'Parthenon' broccoli plants (*Brassica oleracea* L. var. *Italica*)". *Influence on the outer quality parameters and on the health-promoting* [en línea], (2013) (Scotland) 50(2), pp.665–672. [Consulta: 9 Agosto 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.lwt.2012.07.028>
- 36. Forney, C., Song, J., Fan, L., Hildebrand, P., & Jordan, M.** "Ozone and 1-methylcyclopropene alter the postharvest quality of broccoli". *J. Am. Soc. Hortic* [en línea], (2003), (Canada) 128(3), pp.403–408. [Consulta: 5 Agosto 2017]. Disponible en:
<http://journal.ashspublications.org/content/128/3/403.full.pdf>
- 37. Geankoplis, C. J.** *Procesos de Transporte y Operaciones Unitarias*. 13ª ed. México-México (1998). Ceca. pp.596
- 38. Gilbert, k.** (2017). *Dyes. Encyclopedia of Applied Plant Sciences 2ª ed* [en línea]. Washington-USA: Academic Press in an imprint of Elsevier, 2017. pp. 368–373. [Consulta: 20 septiembre 2017]. Disponible en:
<https://www.elsevier.com/books/encyclopedia-of-applied-plant-sciences/thomas/978-0-12-394807-6>
- 39. Gill, C., Haldar, S., Boyd, L., Bennett, R., Whiteford, J., Butle, M., Rowland, I.** "Watercress supplementation in diet reduces lymphocyte DNA damage and alters blood antioxidant status in healthy adults". *American Journal of Clinical Nutrition* [en línea],

- (2007), (United States of America) 85(2), pp.504-510. [Consulta: 9 Noviembre 2017].
Disponibile en:
<https://doi.org/10.1093/ajcn/85.2.504>
- 40. Glover , B., & Pierce , J.** "Are natural colorants good for your health?". *Journal of the Society of Dyers and Colourists* [en línea], (1993), (United States of America) 109(1), pp.5-7. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1111/j.1478-4408.1993.tb01491.x>
- 41. Hari, R. K., Patel, T. R., & Martin, A. M.** "An overview of pigment production in biological systems: functions, biosynthesis, and applications in food industry". *Food Reviews International* 10 [en línea], (2000), (England) 10(1), pp.49–70. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1080/87559129409540985>
- 42. Hart, D., & Scott, K.** "Development and Evaluation of an Hplc Method for the Analysis of Carotenoids in Foods, and the Measurement of the Uk". *Food Chemistry*, (2000), (UK) 54(1), pp.101-111. [Consulta: 3 Noviembre 2017]. Disponible en:
[https://doi.org/10.1016/0308-8146\(95\)92669-B](https://doi.org/10.1016/0308-8146(95)92669-B)
- 43. Hendry, G. A.**"Chlorophylls and chlorophyll derivatives", in *Natural Food Colorants* [en línea], (1996) (United States of America) 17(13), pp.1194-1222.[Consulta: 28 Octubre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.2174/1389557516666161004161411>
- 44. Johansen, T., Hagen, S., Bengtsson, G., & Molmann, J.** "Growth temperature affects sensory quality and contents of glucosinolates, vitamin C and sugars in swede roots (*Brassica napus* L. ssp. *rapifera* Metzg.)". *Food Chemistry*[en línea], (2015) (United States of America) ,(1), pp.228–235. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.09.049>
- 45. Kast, W.** Ingenieurwissenschaftliche rundlagen und technische Verfahren. *Adsorption aus der Gasphase* [en línea], (2000), (United States of America) 96(6), pp.240. [Consulta: 15 Octubre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1002/lipi.19890910610>
- 46. Kawazu, Y., Okimura, M., Ishii, T., & Yui, S.** "Varietal and seasonal differences in oxalate content of spinach". *Scientia Horticulturae* [en línea], (2003) (United States of America) 97(3), pp.203–210. [Consulta: 19 Octubre 2017]. Disponible en:
[https://doi.org/10.1016/S0304-4238\(02\)00154-1](https://doi.org/10.1016/S0304-4238(02)00154-1)
- 47. Keser, G., & Saygideger, S.** "Effects of lead on the activities of antioxidant enzymes in watercress". *Nasturtium officinale* R. Br Biol. Trace Elem[en línea], (2010) (United States of America) 137(2), pp.235–243. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1007/s12011-009-8573-9>

- 48. Kus, E., & Eroglu, H. E.** "Genotoxic and cytotoxic effects of sunset yellow and brilliant". *Pak. J. Pharm. Sci* [en línea], (2015) (United States of America) 28(1), pp.227-230. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/25553699>
- 49. Lewis, P. A.** Introductory notes, in *Pigment Handbook, Vol. 1* [en línea]. New York-USA: *Scholarly Pub*, 2001. 2 Ed. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1002/actp.1988.010390916>
- 50. Lisiewska, Z., Kmiecik, W., Sobczynska, L., & Lebczynski, P.** "Amino acid profile of raw and as-eaten products of spinach (*Spinacia Oleracea* L)". *Food Chemistry* [en línea], (2011), (United States of America) 126 (2), pp.460-465. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.11.015>
- 51. Lisiewska, Z., Gełczynski, P., Bernas, E., & Kmiecik, W.** "Retention of mineral constituents in frozen leaf vegetables prepared for consumption". *Journal of Food* [en línea], (2009) (United States of America) 22 (1), pp.218–223. [Consulta: 19 Noviembre 2017]. Disponible en:
<http://dx.doi.org/10.1016/j.jfca.2008.11.015>
- 52. Luque de Castro, M., & priego-Capote, F.** "Soxhlet extraction: Past and present panacea". *Journal of Chromatography A*[en línea], (2010) (Spain) 2(1), pp. 2383–2389. [Consulta: 20 Enero 2018]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-381373-2.00038-7>
- 53. Margen, S.** An Indispensable Guide for Health-Conscious Food Lovers *Wellness Foods A to Z*. New York-USA: *Uc Berkeley Wellness Letter*, 2002.pp. 155–181. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://www.hizer.org/DOC-ID/wellness-foods-a-to-z-an-indispensable-guide-for-health-conscious-food-lovers>
- 54. Martínez-Sánchez, A., Gil-Izquierdo, A., & Gil, M. I.** "A comparative study of flavonoid compounds, vitamin C, and antioxidant properties of baby leaf Brassicaceae species". *J Agric Food Chem*[en línea], (2008), (Spain) 57 (7), pp.2330-2340. [Consulta: 3 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1021/jf072975+>
- 55. Mayer, F., & Cook, A.** "The chemistry of natural coloring matters: The con-stitutions, properties, and biological relations of the important natural pigments". *Reinhold Publishing Corporation* [en línea], (2001) (United States of America) 20 (8), pp. 416. [Consulta: 9 Septiembre 2017]. Disponible en:
[10.1021/ed020p416.2](https://doi.org/10.1021/ed020p416.2)

- 56. Midilli , A., & Kucuk , H.** "Energy and exergy analyses of solar drying process of pistachio". *Energy*[en línea], (2003), (United Kingdom) 36 (48), pp. 539-556. [Consulta: 9 Octubre 2017]. Disponible en:
[http://dx.doi.org/10.1016/S0360-5442\(02\)00158-5](http://dx.doi.org/10.1016/S0360-5442(02)00158-5)
- 57. Msagati, T.** Chemistry of food additives and preservatives Washington-USA: Wiley-Blackwell. 2013, pp.7-14. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<http://www.justcrimson.com/kindle/download/id=700157&type=file>
- 58. Mujumdar, A.** Handbook of Industrial Drying. 3rd ed. New York-USA: CRC Press. 2006, pp.20. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://www.taylorfrancis.com/books/e/9781420017618>
- 59. Murphy, S., Johnson, L., Losey, L., Carmella, S., & Hecht, S.** "Effects of watercress consumption on coumarin metabolism in humans". *Drug Metabolism and Disposition* [en línea], (2001), (United States of America) 29 (1), pp.786–788. [Consulta: 8 September 2017]. Disponible en:
<http://dmd.aspetjournals.org/content/dmd/29/6/786.full.pdf>
- 60. Ndubisi , A., Lovelyn, N., Oluwakemi , E., & Igbeka , C.** "Energy and exergy analyses of native cassava starch drying in a tray dryer". *Energy* [en línea], (2014) (United States of America) 73 (6), pp. 809-817. [Consulta: 9 Octubre 2017]. Disponible en:
[10.1016/j.energy.2014.06.087](http://dx.doi.org/10.1016/j.energy.2014.06.087)
- 61. Okazaki, K., Oka, N., Shinano, T., Osaki, M., & Takebe, M.** "Differences in the metabolite profiles of spinach (*Spinacia oleracea* L.) leaf in different concentrations of nitrate in the culture solution". *Plant Cell Physio* [en línea], (2009), (United States of America) 49 (2), pp.170-179. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1093/pcp/pcm173>
- 62. Ordoñez Bernardo & Beatriz Saavedra.** *Extracción y uso del colorante natural de la flor de jamaica(hibiscus sabdariffa) como alternativa para la elaboración de salchicha y yogur* [En línea] (tesis).(Ingeniería) Universidad de Cuenca, Cuenca- Ecuador. 2016. pp.29-30. [Consulta: 2017-06-15]. Disponible en :
<http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/23488>
- 63. Osman, M. Y., Sharaf, I. A., Osman, H. M., El-khouly, Z. A., & Ahmed, e. I.** "Extraction of colorant from leaves of *Terminalia catappa* using Non conventional technique". *Sci. Br. J. Biomed* [en línea], (2004), (India) 12 (01), pp 79-88. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
http://ijens.org/Vol_12_I_01/127901-3636-IJBAS-IJENS.pdf
- 64. Page , T., Griffiths , G., & Buchanan, V.** "Molecular and biochemical characterization of postharvest senescence in broccoli". *Plant Physiol* [en línea], (2001), (India) 152 (2), pp. 718–727. [Consulta: 1 Agosto 2017]. Disponible en:

<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC64873/>

- 65. Patel , B. H., Agarwal , B. J., & Patel , H. M.** Novel padding techniques for dyeing babool dye on cotton. *Colourage* [en línea], (2013) (India) 50 (1), pp.21–26. [Consulta: 18 Agosto 2017]. Disponible en:
<https://www.researchgate.net/publication/279449515/download>
- 66. Patel, M., Feroz, J., & Michael, J.** The Effect of Dryer Load on Freeze Drying Process Design. *Journal of Pharmaceutical Sciences* [en línea], (2010) (United States of America) 50 (1), pp. 4363–4379. [Consulta: 20 Agosto 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1002/jps.22132>
- 67. Pighín, A., & Rossi, A.** "Espinaca fresca, supercongelada y en conserva: contenido de vitamina C pre y post cocción". *Rev Chil Nutr* [en línea], (2010), (United States of America) 37 (2), pp. 201-207. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182010000200009>
- 68. Proietti, S., Moscatello, S., Famiani, F., & Battistelli, A.** Increase of ascorbic acid content and nutritional quality in spinach leaves during physiological acclimation to low temperature. *Plant Physiology and Biochemistry* [en línea], (2009) (United States of America) 47 (8), pp. 717–723. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.plaphy.2009.03.010>
- 69. Rashmi , D., & Padmavathi , T.** Natural and Artificial Flavoring Agents and Dyes. Academic Press , 2017.p.108. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://www.elsevier.com/books/natural-and-artificial-flavoring-agents-and-food-dyes/grumezescu/978-0-12-811268-7>
- 70. Rosa, E., & Rodrigues , A.** "Total and Individual Glucosinolate Content in 11 Broccoli Cultivars Grown in Early and Late Seasons". *Hortscience* [en línea], (2001), (United States of America) 36 (1), pp.56–59. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<http://hortsci.ashspublications.org/content/36/1/56.full.pdf+html>
- 71. Rose, P., Faulkner, K., Williamson, G., & Mithen, R.** "7-Methylsulfinylheptyl and 8-methylsulfinyloctyl isothiocyanates from watercress are potent inducers of phase II enzymes". *Carcinogenesis*[en línea], (2000), (United States of America) 21 (11), pp. 1983–1988. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://pdfs.semanticscholar.org/f542/1422686d0813c240c117ec8b632c924e5c87.pdf>
- 72. Schwartz, S. J., & Lorenzo, T. V.** "Chlorophylls in foods". *Critical Reviews in Food Science and Nutrition* [en línea], (2000) (United States of America) 29 (11), pp. 1-17. [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1080/10408399009527511>

- 73. Sharma, S., Mulvaney, S., & Rizvi, S.** Ingeniería de Alimentos. Operaciones Unitarias y Prácticas de Laboratorio. Nueva York-USA: Limusa Wiley, 2003. pp.202 [Consulta: 9 Noviembre 2017]. Disponible en:
<https://ictauaaan.files.wordpress.com/2016/08/ingenieria-de-alimentos-sharma.pdf>
- 74. Shapiro , A., Fahey, J., Wade, K., Stephenson , K., & Talay, P.** "Chemoprotective Glucosinolates and Isothiocyanates of Broccoli Sprouts: Metabolism and Excretion in Humans". *Cancer Epidemiology, Biomarkers & Prevention* en [línea], (2001), (United States of America) 10 (5), pp. 501–508.[Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<http://cebp.aacrjournals.org/content/10/5/501.long>
- 75. Sivakumar, V., Vijaeswarri , J., & Anna, J.** "Effective natural dye extraction from different plant materials using ultrasound". *Industrial Crops and Products*[línea], (2011), (United States of America) 33 (1), pp.116-122. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.indcrop.2010.09.007>
- 76. Smart , C. M.** "Gene expression during leaf senescence". *New Phytol*[línea], (2000) (United States of America) 126 (3), pp.19–48. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1994.tb04243.x>
- 77. Stapely, A.** Frozen Food Science and Technology. *Freeze drying*[línea], (2008), (United States of America) 12 (1), pp. 248-275. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1002/9781444302325.ch12>
- 78. Stern, P. W.** Food, drug and cosmetic colors, in Pigment Handbook, Vol. 1. *P.A.Lewis*. New York- United States of America: John Wiley & Sons. 2000. pp.925-945. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://www.wiley.com/en-us/Pigment+Handbook%2C+Volume+1%3A+Properties+and+Economics%2C+2nd+Edition-p-9780471828334>
- 79. Toledo , M., Ueda , Y., Imahori , Y., & Ayaki , M.** "L-ascorbic acid metabolism in spinach (*Spinacia oleracea* L.) during postharvest storage in light and dark". *Post. Biol Technol* [línea], (2003), (United States of America) 28 (1), pp.47-57. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
[https://doi.org/10.1016/S0925-5214\(02\)00121-7](https://doi.org/10.1016/S0925-5214(02)00121-7)
- 80. Treybal, R.** E. Operaciones de transferencia de masa. 2ª ed. México-Mexico: 2 ed. McGraw-Hil. (2011), pp.181
- 81. Vargas, F. D., Jiménez, A. R., & López, P. O.** "Natural pigments: carotenoids, anthocyanins, and betalains—characteristics, biosynthesis, processing, and stability". *Crit. Rev. Food Sci. Nut* [línea], (2000), (United States of America) 40 (3), pp. 173–289. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:

<https://doi.org/10.1080/10408690091189257>

- 82. Verhoeven, D., Goldbohm, R., Poppel, G., Verhagen, H., & Brandt, P.** "Epidemiological studies on brassica vegetables and cancer risk". *Cancer Epidemiology Biomarkers & [línea]*, (2000) (Netherlands) 5 (1), pp. 733-748. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://pdfs.semanticscholar.org/a0c4/6fd19b946f781512fd21d828f17b6609174b.pdf>
- 83. Vian, A., & Ocon, J.** Elementos de la Ingeniería Química. Madrid-España: Miguel y Yuste. (1976). pp. 480-484.
- 84. Wagstaff , C., Leverentz , M., Griffiths , G., Thomas , B., Chanasut , U., & Stead, A.** "Cysteine protease gene expression and proteolytic activity during senescence of *Alstroemeria* petals". *J Exp Bot 2002 [línea]*, (2002), (United Kingdom) 53 (367), pp. 233–240. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
[10.1093/jexbot/53.367.233](https://doi.org/10.1093/jexbot/53.367.233)
- 85. Wang, J., Gu, h., yu, H., Zhao, Z., Sheng, X., & Zhang, Z.** "Genotypic variation of glucosinolates in broccoli (*Brassica oleracea* var. *italica*) florets from China Food Chemistry. *Food Chemistry [línea]*, (2012), (United Kingdom) 133 (3), pp.735–741. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2012.01.085>
- 86. Warren, L. M., & Smith, C. J.** Operaciones Unitarias Ingeniería Química. Mexico: McGraw-Hill. 2002. p.842.
- 87. Wilkes, A., & Williams, D.** "Measurement of humidity". *PHYSICS [línea]*, (2018) (United States of America) 19 (4), pp. 1-4. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://doi.org/10.1016/j.mpaic.2018.01.009>
- 88. Wu , L., Ashraf , M., Facci , M., Wang , R., Paterson , P. G., & Ferrie , A.** "Dietary approach to attenuate oxidative stress, hypertension, and inflammation in the cardiovascular system". *PNAS [línea]*, (2004) (United States of America) 101 (18), pp., 7094–9. [Consulta: 18 Diciembre 2018]. Disponible en:
<https://dx.doi.org/10.1073%2Fpnas.0402004101>