



Universidad Tecnológica de la Mixteca

**Cultivo, caracterización de tres fenotipos de tomate cherry y
evaluación de la retención de fenoles totales en los frutos
deshidratados**

Tesis para obtener el título de:

Ingeniero en Alimentos

Presenta:

Angélica López Luis

Director de tesis:

Dr. Raúl Salas Coronado

Huajuapán de León, Oaxaca, México, julio 2022

Este trabajo se realizó en la Universidad Tecnológica de la Mixteca (UTM), ubicada en la Ciudad de Huajuapán de León, Oaxaca, bajo la dirección del Dr. Raúl Salas Coronado. La parte del cultivo se trabajó en el vivero de la UTM, la cuantificación de los proximales en el Laboratorio de análisis bromatológicos y la cuantificación de minerales y fenoles totales en el Laboratorio de Principios Bioactivos.

Parte de los resultados de esta tesis ha generado los trabajos siguientes:

Desarrollo de un Secador Solar. Presentación oral en el 5° Encuentro de Jóvenes Investigadores en el área de “Salud y Cadena Alimentaria”. Celebrado en Oaxaca de Juárez, Oaxaca, México, del 3 al 4 de octubre del 2017.

El antecedente inmediato del presente proyecto de tesis “Diseño, construcción y evaluación de un secador solar para promover la retención de compuestos antioxidantes en frutos deshidratados”. Presentación oral en el IV Congreso Interinstitucional de Jóvenes Investigadores en el área de “Salud y Cadena Alimentaria”. Celebrado en Villahermosa, Tabasco, México del 8 al 10 de noviembre 2017.

Diseño, construcción y evaluación de un secador solar para promover la retención de compuestos antioxidantes en frutos deshidratados. Publicado en el libro Oaxaca: Ciencia Joven. ISSN: 2395-9568. Marzo del 2018.

Chemical composition of three varieties tomato cherry fresh cultivated in greenhouse free of pesticides. Presentación oral en el VI Congreso Internacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos, celebrado en San José, Costa Rica del 17 al 19 de septiembre del 2019.

Con amor para mi familia

Agradecimientos

A mi director de tesis, el Dr. Raúl Salas Coronado por compartir su experiencia en la investigación con una principiante y en definitiva por ser el guía para el desarrollo de cada una de las etapas de este proyecto. También quiero agradecer toda la paciencia y el tiempo en las extensas revisiones a este documento de tesis. ¡Muchas gracias!

A la Dra. Beatriz Hernández Carlos por compartir metodologías que fueron de mucha ayuda en la sección de bromatológicos. También por la capacitación en el uso de los equipos y tips para el trabajo en el laboratorio. ¡Muchas gracias!

A la Dra. Norma Francenia Santos Sánchez por celebrar los pequeños logros de una novata y a impulsarme hacer cada vez mejor como persona y estudiante. Un recuerdo muy bonito que tengo fue en la determinación de minerales en laboratorio de principios bioactivos. ¡Muchas gracias!

Para la obtención de los tomates cherry recibí apoyo de muchas personas que con gusto me abrieron las puertas de su conocimiento y que sin su ayuda no hubiese sido posible la continuación de la tesis. A María Luis Hernández, Rosa Luis Hernández y Tomás López García por el asesoramiento en el cultivo de tomate libre de pesticidas. A la familia Martínez por el germinado de las semillas de tomate cherry. Al Ingeniero Vicencio Cuevas por el asesoramiento en el manejo del cultivo de tomate. A la Ingeniera Marsella Guzmán por el cultivo del tallo de tomate infectado en agar para la detección temprana de enfermedades y a Karla Ramírez Ruiz por el apoyo recibido en la preparación, monitoreo de temperatura y humedad del sustrato para el cultivo de tomate. ¡Muchas gracias!

Al Dr. Rogelio Valadez blanco, a la Dra. Paula Cecilia Guadarrama Mendoza y la Dra. Norma Francenia Santos Sánchez por ser los revisores de esta tesis cuyos comentarios fueron muy valiosos para mí y que me apoyaron para mejorar la calidad de este trabajo de tesis. ¡Muchas gracias!

A la UTM por todas las facilidades que me dio durante la carrera y para el desarrollo del trabajo de tesis. ¡Muchas gracias!

Resumen

El objetivo del presente estudio consistió en evaluar la retención de compuestos fenólicos después de un proceso de secado de tomate *Solanum lycopersicum* variedad *Cerasiforme* (cherry) de color amarillo, morado y rojo. El secado de las muestras fue con secador solar mixto y por exposición directa al sol. Se realizaron comparaciones de los parámetros de color CIE $L^*a^*b^*$ entre los frutos secos. Se encontró que el tomate cherry rojo fresco presentó el mayor contenido de grasa, fibra, ceniza y minerales ($\alpha=0.05$). Por otra parte, el secado de las muestras de tomate cherry fue más rápido en el secador solar mixto que por exposición directa al sol ($\alpha=0.05$). Los modelos de Page y Midilli permitieron predecir las curvas de secado experimentales ($R^2>0.994$). Después del secado, se encontró que los tomates cherry amarillo retuvieron porcentajes altos de compuestos fenólicos tanto en el secador solar mixto ($105\pm 8.0\%$) como por exposición directa al sol ($105\pm 4.4\%$). En el tomate cherry morado fresco y deshidratado se encontró la mayor concentración de fenoles totales ($\alpha=0.05$); a pesar de que, durante el secado, el tomate morado tuvo una retención moderada de estos compuestos. Las características fenotípicas del tomate cherry influyen en la retención de los compuestos fenólicos durante el secado.

Índice general

Resumen	v
Lista de tablas	viii
Lista de figuras	ix
Lista de abreviaturas	x
Lista de apéndices	xi
Lista de anexo	xiii
1. Introducción	1
2. Marco teórico	3
2.1 Cultivo de tomate.....	3
2.1.1 Cultivo en invernadero de tomate.....	4
2.1.2 Importancia comercial.....	5
2.1.3 Clasificación de los tomates importados a EUA.....	6
2.1.4 Importancia nutricional.....	7
2.1.5 Compuestos fenólicos en el tomate.....	7
2.2 <i>Solanum lycopersicum</i> variedad <i>Cerasiforme</i>	9
2.3 Métodos para el análisis fisicoquímico, bromatológico y minerales en tomate cherry.....	11
2.3.1 Métodos para los análisis fisicoquímicos.....	11
2.3.2 Métodos para los análisis bromatológicos.....	16
2.3.3 Determinación de minerales.....	17
2.4 Determinación de fenoles totales.....	18
2.5 Métodos de conservación de alimentos.....	19
2.6 Proceso de secado.....	21
2.7 Secadores solares.....	25
2.8 Parámetros críticos en un secador solar.....	29
3. Justificación	30
4. Originalidad	30
5. Hipótesis	31
6. Objetivos	31
6.1 Objetivo general.....	31
6.2 Objetivos específicos.....	31
7. Metas	32
8. Metodología	33
8.1 Reactivos, disolventes, equipos, gases y materiales.....	33
8.1.1 Reactivos y disolventes.....	33

8.1.2 Equipos.....	33
8.1.3 Gases	34
8.1.4 Materiales.....	34
8.2 Diagrama general	35
8.3 Obtención de muestras frescas de tomate cherry amarillo, morado y rojo	37
8.3.1 Acondicionamiento del invernadero	37
8.3.2 Germinado de las semillas	38
8.3.3 Preparación del sustrato	39
8.3.4 Trasplante de las plántulas	39
8.3.5 Cosechado de los tomates cherry	42
8.4 Análisis fisicoquímicos, bromatológicos y cuantificación de minerales	44
8.4.1 Metodología para el análisis fisicoquímico en tres fenotipos de tomate cherry.....	44
8.4.2 Metodología para los análisis bromatológicos en tres fenotipos de tomate cherry.....	47
8.4.3 Metodología para la determinación de minerales en tres fenotipos de tomate cherry	50
8.5 Deshidratado de tres fenotipos de tomate cherry	51
8.5.1 Obtención de los datos para construir las curvas de secado.....	51
8.5.2 Obtención de las micrografías de tomate cherry deshidratado.....	53
8.6 Cuantificación de fenoles totales	54
8.7 Determinación del porcentaje de retención de FT	55
8.8 Análisis estadístico.....	55
9. Resultados y análisis	56
9.1 Cultivo de los tres fenotipos de tomate cherry libre de pesticidas sintéticos	56
9.2 Características fisicoquímicas, bromatológicas y minerales del tomate cherry	59
9.3 Deshidratado del tomate cherry amarillo, morado y rojo.....	64
9.4 Análisis comparativo de los parámetros de color en tomate cherry deshidratado	72
9.5. Evaluación del impacto del proceso de secado en los compuestos fenólicos	73
9.6 Correlaciones en cherry fresco y deshidratado	75
10. Conclusiones	80
11. Perspectivas	81
12. Referencias	82

Lista de tablas

Tabla 1. Nutrientes presentes en 100 g de tomate fresco	7
Tabla 2. Compuestos fenólicos presentes en tomate	8
Tabla 3. Composición química de diferentes variedades de tomate en base húmeda	11
Tabla 4. Peso molecular y los equivalentes de algunos ácidos en alimentos	15
Tabla 5. Modelos de secado de capa fina para el proceso de secado en alimentos	25
Tabla 6. Maduración del tomate cherry	43
Tabla 7. Características generales para las curvas de calibración AAS	51
Tabla 8. Germinado de semillas y floración de plantas de tomate cherry	56
Tabla 9. Datos de productividad de los tres fenotipos de tomate cherry	58
Tabla 10. Características fisicoquímicas y bromatológicos del tomate cherry fresco	60
Tabla 11. Minerales cuantificados en tomate cherry amarillo, morado y rojo	62
Tabla 12. Datos de R^2 y SCE para los modelos Page y Midilli	68
Tabla 13. Valor de las constantes de los modelos matemáticos	71
Tabla 14. Parámetros de color CIE $L^*a^*b^*$ del tomate cherry deshidratado	73
Tabla 15. Porcentaje de retención de FT en el tomate cherry deshidratado	75
Tabla 16. Tabla de los cocientes molares de Mg/Fe y Ca/Zn y Ca/Mg	78

Lista de figuras

Figura 1. Producción de tomate fresco a nivel mundial.....	3
Figura 2. Etapas de crecimiento de la planta de tomate.....	5
Figura 3. Exportación de tomate fresco a EUA, Canadá y Japón.....	6
Figura 4. Importación de tomate fresco de EUA.....	6
Figura 5. Ruta de biosíntesis de compuestos fenólicos.....	9
Figura 6. Tomate cherry fenotipo rojo y amarillo.....	10
Figura 7. Producción de tomate rojo en México.....	10
Figura 8. Medición de las dimensiones del tomate.....	12
Figura 9. Color Hunter L^* , a^* , b^*	13
Figura 10. Estructura del electrodo de vidrio de pH.....	14
Figura 11. Atomización por llama.....	18
Figura 12. Métodos de conservación de alimentos.....	20
Figura 13. Clasificación del método por secado.....	21
Figura 14. Perfil de equilibrio de la humedad en un alimento sólido.....	22
Figura 15. Curva de secado para alimento higroscópico.....	23
Figura 16. Clasificación general de los secadores solares.....	26
Figura 17. Esquemas generales de un secador solar directo e indirecto.....	27
Figura 18. Esquema de un secador solar pasivo de modo mixto.....	27
Figura 19. Diagrama de la vista lateral del secador solar mixto empleado en el presente trabajo... ..	28
Figura 20. Diagrama general de la metodología.....	36
Figura 21. Invernadero para el cultivo de tomate cherry.....	38
Figura 22. Germinado de plántulas de tomate cherry.....	38
Figura 23. Preparación del sustrato.....	39
Figura 24. Trasplante de tomate cherry.....	40
Figura 25. Distribución y monitoreo del cultivo dentro del invernadero.....	40
Figura 26. Detección de enfermedades en la planta de tomate cherry.....	42
Figura 27. Pretratamiento del tomate cherry con metabisulfito de sodio.....	51
Figura 28. Frutos de tomate cherry maduros.....	56
Figura 29. Cultivo de tomate cherry.....	57
Figura 30. Curva de secado usando un secador solar mixto y por exposición directa al sol.....	65
Figura 31. Micrografías de las rebanadas de tomate cherry deshidratadas.....	67
Figura 32. Localización de pigmentos característicos del tomate cherry en la membrana celular ...	67
Figura 33. Razón de humedad vs velocidad de secado.....	68
Figura 34. Modelos matemáticos para predecir la cinética de secado en el secador solar mixto	69
Figura 35. Modelos matemáticos para predecir la cinética de secado por exposición directa al sol	70
Figura 36. Concentración de FT en tomate cherry.....	74
Figura 37. Correlaciones de Spearman en tomate cherry fresco.....	76
Figura 38. Correlaciones de Spearman de tomate cherry deshidratado.....	79

Lista de abreviaturas

EAG	Equivalentes en ácido gálico
AAS	Espectroscopía de absorción atómica
AES	Espectroscopía de emisión atómica
FAOSTAT	Food and Agriculture Organization Corporate Statistical Database
AOAC	Association of Official Agricultural Chemists
L	Diámetro polar
T	Diámetro ecuatorial
M_f	Masa unitaria del tomate
a^*	Coordenada (rojo ⁺ , verde ⁻)
b^*	Coordenada (amarillo ⁺ , azul ⁻)
C_{ab}^*	Cromaticidad
h_{ab}°	Ángulo hue
L^*	Luminosidad
A'	Contenido inicial de humedad libre cuando el alimento tiene una temperatura mayor a la temperatura de bulbo húmedo del aire secante
B	Contenido crítico de humedad
AB	Período de velocidad constante
A^*	Contenido inicial de humedad libre cuando el alimento se encuentra a una temperatura menor a la temperatura de bulbo húmedo del aire secante
BC	Primer período de velocidad decreciente
CD	Segundo período de velocidad de secado decreciente
L_s	Masa seca de la rebanada deshidratada de tomate cherry
$MR_{BS, t}$	Razón de humedad en base seca al tiempo t
R	Velocidad de secado
FT	Fenoles totales
bs	Base seca
bh	Base húmeda
SS	Secador solar mixto
ED	Exposición directa al sol
d.f.	Grados de libertad
SC	Suma de cuadrados
F	Cociente de ms y ss
SCE	Suma de los cuadrados de los errores
R^2	Coefficiente de determinación
F_{crit}	Valor límite de f de la relación de variabilidad entre grupos y dentro de cada grupo.

Lista de apéndices

Apéndice 1. Determinación de proteína y nitrógeno.....	89
Apéndice 2. Análisis estadístico para productividad A (g/planta)	90
Apéndice 3. Análisis estadístico para productividad B (# fruto/planta).....	91
Apéndice 4. Análisis estadístico para masa del tomate cherry.....	92
Apéndice 5. Análisis estadístico para diámetro ecuatorial del tomate cherry	93
Apéndice 6. Análisis estadístico para diámetro polar del tomate cherry.....	94
Apéndice 7. Análisis estadístico para L^* del tomate cherry.....	95
Apéndice 8. Análisis estadístico para a^* del tomate cherry	96
Apéndice 9. Análisis estadístico para b^* del tomate cherry	97
Apéndice 10. Análisis estadístico para ángulo Hue del tomate cherry.....	98
Apéndice 11. Análisis estadístico para Cromaticidad del tomate cherry	99
Apéndice 12. Análisis estadístico para porcentaje de humedad del tomate cherry	100
Apéndice 13. Análisis estadístico para pH del tomate cherry	101
Apéndice 14. Análisis estadístico para acidez titulable del tomate cherry.....	102
Apéndice 15. Análisis estadístico para sólidos solubles del tomate cherry.....	104
Apéndice 16. Análisis estadístico para proteína del tomate cherry	105
Apéndice 17. Análisis estadístico para cenizas del tomate cherry	106
Apéndice 18. Análisis estadístico para grasa del tomate cherry.....	107
Apéndice 19. Análisis estadístico para fibra del tomate cherry	108
Apéndice 20. Curva de calibración para determinación de microminerales	109
Apéndice 21. Curva de calibración para determinación de macrominerales.....	110
Apéndice 22. Análisis estadístico para Zn	111
Apéndice 23. Análisis estadístico para Cu	112
Apéndice 24. Análisis estadístico para Fe.....	113
Apéndice 25. Análisis estadístico para Mn	114
Apéndice 26. Análisis estadístico para K.....	115
Apéndice 27. Análisis estadístico para Na	116
Apéndice 28. Análisis estadístico para Mg	117
Apéndice 29. Análisis estadístico para Ca	118
Apéndice 30. Graficas para obtener la constante k del modelo de Newton	119
Apéndice 31. Tabla con la constante k del modelo de Newton por los dos métodos de secado	120
Apéndice 32. Análisis estadístico para k del modelo de Newton.....	121
Apéndice 33. Análisis estadístico para k del modelo de Page.....	123

Apéndice 34. Análisis estadístico para n del modelo de Page.....	125
Apéndice 35. Análisis estadístico para k del modelo de Midilli	127
Apéndice 36. Análisis estadístico para n del modelo de Midilli	129
Apéndice 37. Análisis estadístico para la constante a del modelo de Midilli.....	131
Apéndice 38. Análisis estadístico para la constante b del modelo de Midilli	134
Apéndice 39. ANOVA de dos vías para L^* en tomate cherry deshidratado	137
Apéndice 40. ANOVA de dos vías para a^* en tomate cherry deshidratado.....	139
Apéndice 41. ANOVA de dos vías para b^* en tomate cherry deshidratado.....	141
Apéndice 42. ANOVA de dos vías para ángulo Hue en tomate cherry deshidratado	143
Apéndice 43. ANOVA de dos vías para cromaticidad en tomate cherry deshidratado.....	145
Apéndice 44. Curva de calibración para fenoles totales.....	147
Apéndice 45. Análisis estadístico para fenoles totales en tomate cherry	148
Apéndice 46. Obtención de constantes para las cinéticas de secado	151
Apéndice 47. Correlaciones de Spearman en fruto fresco.....	152
Apéndice 48. Correlaciones de Spearman en frutos deshidratados.....	153

Lista de anexo

Anexo 1. Código de 12 colores de la evolución del color de la epidermis del tomate rojo.....	154
Anexo 2. Escaneo del documento de tesis para detección de plagio	155

1. Introducción

La Organización Mundial de la Salud ha establecido un consumo de frutas y vegetales mayor a 400 g al día para tener una dieta rica en antioxidantes, fibra dietética, minerales y vitaminas. El consumo de los micronutrientes en cantidades suficientes ayuda a prevenir enfermedades cardiovasculares y algunos cánceres [1].

El tomate (*Solanum lycopersicum*), es una de las hortalizas más consumidas a nivel mundial debido a que se le atribuyen propiedades benéficas para la salud del consumidor, por su sabor y por la combinación adecuada con una gran cantidad de alimentos. Esto se debe a que tienen compuestos antioxidantes, entre ellos compuestos fenólicos. En el tomate, estos compuestos se encuentran en una concentración de 21.71 a 89.39 mg/100 g de base húmeda [2]. Estos compuestos bioactivos de relevancia se han correlacionado a la prevención y reducción de algunas enfermedades cardiovasculares y cáncer de próstata y pulmón [3,4].

Por otro lado, es necesario señalar que el uso de un proceso de conservación en un fruto permite prolongar su vida útil. Sin embargo, un fruto procesado generalmente tiene un contenido menor de antioxidantes que un fruto fresco debido a que estas sustancias son sensibles a los procesos de conservación que generalmente usan medios térmicos [5]. Por tal motivo, es necesario desarrollar métodos que minimicen la pérdida de antioxidantes en frutos durante su procesamiento.

Entre los métodos de conservación más utilizados para la eliminación de agua en productos agroalimentarios se tiene: 1) la adición del calor por contacto directo con aire caliente a presión atmosférica, y el vapor de agua formado se elimina por medio del mismo aire hasta alcanzar concentraciones menores al 10% de humedad en el producto (secado); 2) el uso de presiones bajas para la evaporación del agua, y la adición indirecta de calor mediante una pared metálica o por radiación (secado al vacío) y 3) a través de la sublimación del agua de la muestra congelada (liofilización) [6].

El secado ha sido usado ampliamente desde la antigüedad y hoy en día constituye un método muy importante en la industria alimentaria. El secado puede ser usado a cielo abierto aprovechando la radiación solar durante el día; limitado a climas calurosos con humedades

relativas bajas (40-60%), así como el secado que implica el uso de secadores con suministro de aire caliente con circulación forzada o inducida al alimento a secar [7].

El secado directo al sol no involucra costos altos, pero tiene desventajas importantes, entre ellas se encuentra la contaminación del material vegetal al encontrarse a la intemperie, la degradación de los compuestos antioxidantes y la pérdida de color en el fruto debido a largos tiempos de secado, temperaturas variables y la incidencia directa de los rayos ultravioleta. En el caso del secado industrial generalmente se utilizan temperaturas superiores a los 60 °C, lo que ocasiona una degradación de antioxidantes e incluso puede llegar a formar costras en el producto, impidiendo un secado uniforme [8].

El objetivo principal del presente trabajo consistió en cultivar y caracterizar el fruto fresco, posteriormente obtener el porcentaje de retención de compuestos fenólicos en las rebanadas secas. Esto se logró usando dos métodos de secado, el primero, usando un prototipo de secador solar mixto con temperaturas menores de 60°C y el filtrado de los rayos UV. El segundo método de secado consistió en exponer las rebanadas del fruto fresco bajo exposición directa al sol. Por otra parte, para caracterizar el tomate cherry, cultivado en invernadero bajo condiciones libres de pesticidas sintéticos, se realizaron análisis fisicoquímicos, proximales y determinación de minerales en las muestras frescas. También se emplearon técnicas espectrofotométricas para una cuantificación de fenoles totales en las muestras frescas y secas por el método del reactivo de Folin-Ciocalteu. Otro de los parámetros determinados en las muestras frescas y secas fue el color, usando el método CIE $L^*a^*b^*$. Los datos obtenidos se sometieron a análisis estadísticos para realizar comparativos de muestras y correlación entre las variables de estudio, así como determinar el fenotipo de tomate con el mayor contenido de nutrientes y con la menor degradación de fenoles totales usando el secador solar mixto y por exposición directa al sol.

2. Marco teórico

En esta sección se menciona la importancia del cultivo de tomate, se realiza una descripción breve del tomate cherry y los fundamentos de los métodos utilizados para el análisis en el tomate cherry fresco y deshidratado. Se explica de forma general la aplicación de los métodos de conservación, la clasificación de los secadores solares y algunos prototipos de secador solar mixto encontrados en la literatura.

2.1 Cultivo de tomate

El tomate (*Solanum lycopersicum*) pertenece a la familia Solanaceae y es una planta perenne, que puede sembrarse al aire libre o en condiciones de invernadero, llega a tener una altura de 1-3 m y se extiende sobre el suelo o se enreda en alguna estructura para sostenerse [9].

Algunas variedades de tomate se encuentran en forma silvestre en México, Perú y Ecuador [10]. El tomate es el segundo cultivo más importante en el mundo y la hortaliza más difundida por la variedad de usos que se le da en fresco y procesado. El sabor del tomate es apreciado mundialmente y por tal motivo tiene un valor comercial alto. La demanda de este producto está en aumento y con ella el cultivo, producción y el comercio [11]. A nivel mundial, los principales productores de tomate son China, India y Estados Unidos. Mientras México se mantiene en el noveno lugar en la producción de este fruto de acuerdo con datos obtenidos de la FAOSTAT para los años 2017 a 2021, Figura 1 [12].

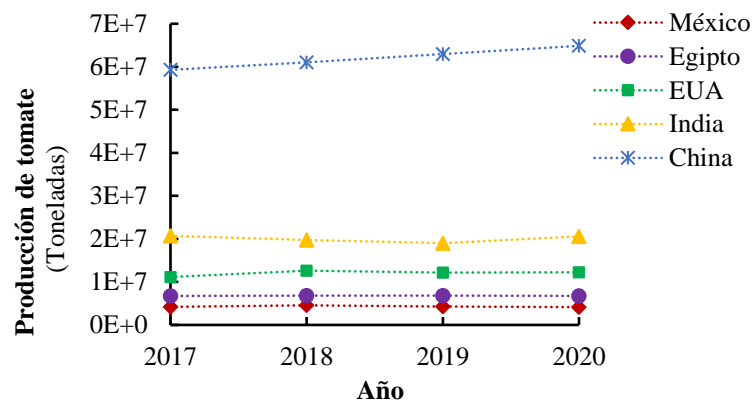


Figura 1. Producción de tomate fresco a nivel mundial [12]

2.1.1 Cultivo en invernadero de tomate. Cuando el cultivo de tomate se lleva a cabo dentro de una malla sombra o en un invernadero se entiende que es un cultivo protegido. Los invernaderos pueden tener tamaños y formas diferentes que permiten aumentar el calor en el interior o para tener mayor control sobre las plagas. En climas cálidos se coloca a los costados malla blanca tipo Rascher para promover el intercambio de aire con el exterior y disminuir la temperatura interna del invernadero [13].

Para la producción de tomate en invernadero se utilizan dos sistemas que es el cultivo en suelo o sin suelo. En el cultivo en suelo, los tomates se cultivan en bolsas o en una parcela de suelo, utilizando técnicas similares a las que se utilizan en el campo abierto. En el cultivo sin suelo (hidropónico), los nutrientes necesarios se entregan al sistema de raíces de la planta en el agua de riego a través de una red de tuberías [14].

Uno de los prerequisites indispensables para la producción de tomate en invernadero es la selección de cultivares de tomate adecuados para la producción. La productividad de la planta es un parámetro muy importante a considerar al momento de seleccionar la variedad de tomate.

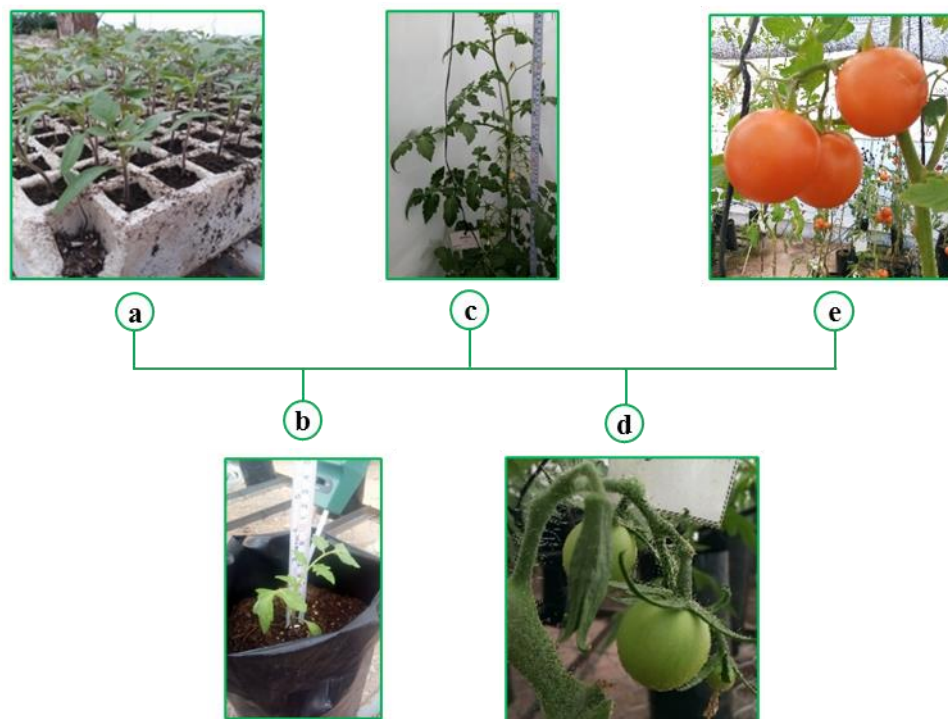
Por otra parte, los factores principales para la producción de tomate en invernadero es la luz ($260 \mu\text{mol}/(\text{m}^2 \cdot \text{s})$), con fotoperíodos de 18 h [15], el nivel de CO_2 , particularmente en el dosel de las plantas (550-700 ppm) [16]. Otros factores determinantes para este cultivo es la temperatura del aire en el área radicular (temperatura óptima del aire 23-28°C) [17] y la humedad atmosférica relativa (50-70%) [18], tener un control de enfermedades e infestaciones de insectos. Así como la composición nutricional del fertilizante y el medio de enraizamiento durante la vida de la planta de tomate [19].

La producción de tomate en invernadero tiene ventajas sobre la producción en el campo abierto, como el monitoreo cuidadoso de las condiciones de crecimiento y las técnicas de mantenimiento adecuadas, lo que permite una producción fuera de temporada durante todo el año [20].

Por otro lado, el uso excesivo de pesticidas sintéticos en la agricultura es un tema de interés por la concentración de estos en el fruto y su ingesta posterior. Para reducir el impacto de pesticidas sintéticos sobre la calidad de los vegetales y el ambiente, se recomiendan sistemas

de agriculturas sostenibles. La agricultura sostenible hace uso de los abonos orgánicos de origen animal o vegetal y la vermicomposta como sustrato para satisfacer la demanda nutritiva de los cultivos en invernadero y reducir el uso de fertilizantes sintéticos [21].

El cultivo de la planta de tomate tiene cinco etapas: etapa de crecimiento temprano (4 a 6 semanas), etapa vegetativa (2 a 3 semanas), etapa de floración (2 a 3 semanas), etapa de formación de fruto (2 a 3 semanas) y etapa de maduración de fruto desde la primera cosecha hasta la eliminación de la planta (período indefinido), Figura 2. Justo antes de la eliminación de la planta, se elimina el punto de crecimiento para estimular el rápido desarrollo de los frutos que aún quedan en la planta [22].



a: Crecimiento temprano, b: Etapa vegetativa, c: Etapa de floración, d: Etapa de formación del fruto, e: Etapa de maduración

Figura 2. Etapas de crecimiento de la planta de tomate

2.1.2 Importancia comercial. El tomate es una de las hortalizas más importantes en México comercialmente hablando, debido a la cantidad de empleos directos e indirectos que genera el cultivo, al número de divisas que ingresan al país por concepto de su comercialización y por ser un componente importante de la dieta del mexicano. La producción de tomate fresco

se exporta principalmente a Estados Unidos, y en menor grado a Canadá y Japón, Figura 3 [23].

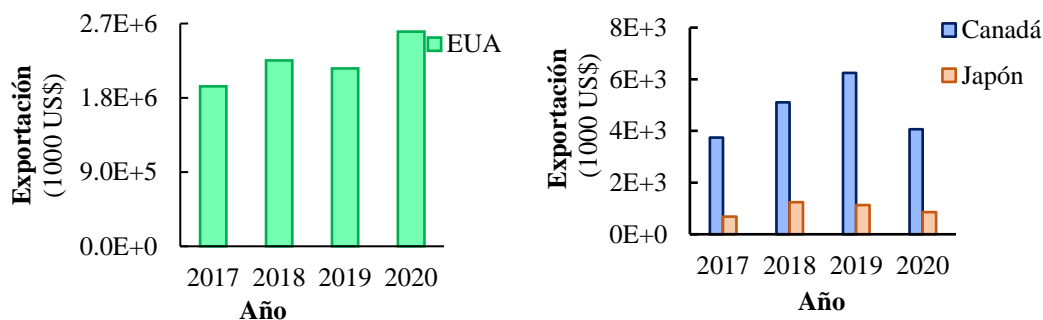


Figura 3. Exportación de tomate fresco a EUA, Canadá y Japón [23]

México también importa tomate de Estados Unidos, de acuerdo con FAOSTAT. En el 2017, el valor de las importaciones de tomate ascendió a \$3,742,000 dólares y fue la más alta entre los años 2017 a 2020, Figura 4 [23].

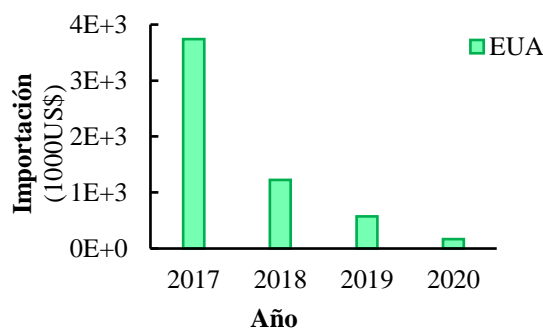


Figura 4. Importación de tomate fresco de EUA [23]

2.1.3. Clasificación de los tomates importados a EUA. Los tomates exportados a EUA son de tipo bola y saladette, cultivados en invernadero principalmente. Estos tomates deben cumplir con ciertas especificaciones establecidas por el departamento de agricultura de estados unidos (USDA). Se clasifican en dos tipos que son U.S No. 1 y U.S No. 2, la clasificación 1 indica que deben ser tomates con características de la variedad (mismo color) y tamaño, además de estar maduros (10% de la superficie con el color característico y semillas del fruto bien formadas) pero no blandos, limpios, no deben estar deformen, sin quemaduras solares, lesiones de congelación, libres de cortes o arrugas, hinchazón, libres de enfermedades, sin mohos y marcas en la piel. Solamente el 10% puede no cumplir con estas

especificaciones contemplando que el 5% puede ser de daños y menos del 1% pueden ser blandos o en descomposición para todo el lote. Para la clasificación 2 se permite que el 10% no cumpla con lo descrito en la clasificación 1 y un 1% de los tomates pueden ser blandos o afectados por descomposición [24].

Por tamaño, los tomates se clasifican por diámetro mínimo y diámetro máximo como:

- a) "Pequeño" $2 \frac{4}{32}$ a $2 \frac{9}{32}$ "
- b) "Mediano" $2 \frac{8}{32}$ a $2 \frac{17}{32}$ "
- c) "Grande" $2 \frac{16}{32}$ a $2 \frac{25}{32}$ "
- d) "Extra grande" $2 \frac{24}{32}$ " y más grande

Durante la cosecha se realiza la primera etapa de selección y clasificación. La segunda clasificación se realiza en el centro de clasificación y empaque. El porcentaje de pérdida de tomate durante el manejo postcosecha es de alrededor del 54%, de los cuales el 24% corresponde a la falta de uniformidad de tamaño del fruto [25].

2.1.4 Importancia nutricional. La aportación energética promedio del tomate es de 34.67 kcal/100 g de tomate fresco. Está compuesto principalmente por agua (90% aproximadamente), seguido de carbohidratos. El aporte de azúcares es mayor al de cualquier otra verdura por lo que se considera como fruta-hortaliza, Tabla 1 [26].

Tabla 1. Nutrientes presentes en 100 g de tomate fresco [26]

Nutriente	Valor	Nutriente	Valor
Agua (g/100 g)	94.17	Grasa total (g/100 g)	4.96
Proteínas totales (g/100 g)	17.71	Azúcares reductores (%)	35.84
Azúcar total (g/100g)	50.60	Fibra (g/100 g)	11.44

2.1.5 Compuestos fenólicos en el tomate. La concentración de compuestos fenólicos totales presentes en el tomate varía de 166 a 770 mg de EAG/kg de base húmeda. Las principales funciones en la planta de estos metabolitos son como antioxidantes, de polímeros

estructurales, pigmentos, repelentes para plagas y sirven de pantallas repulsoras de rayos UV, Tabla 2 [27].

Tabla 2. Compuestos fenólicos presentes en tomate [28]

Compuesto fenólico	Concentración (mg/100 g bh)	Compuesto fenólico	Concentración (mg/100 g bh)
Kaempferol	0-0.2	Chalcona de naringenina	0.9-18.2
Ácido ferúlico	0.2-0.5	Rutina	0.5-4.5
Ácido <i>p</i> -cumárico	0-0.6	Quercetina	0.7-4.4
3- <i>O</i> -Rutinosilkaempferol	0-0.8	Ácido clorogénico	1.4-3.3
Naringenina	0-1.3	Ácido cafeico	0.1-1.3

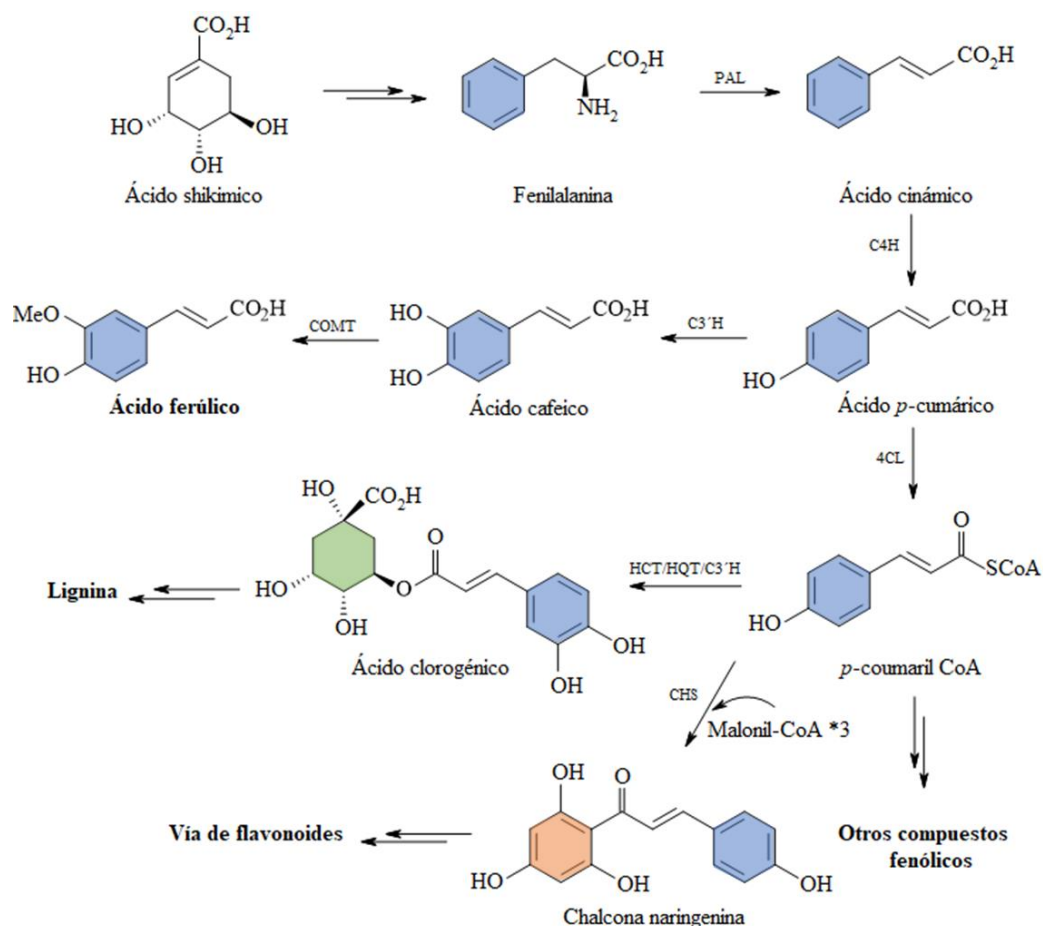
bh: base húmeda

Por otro lado, el contenido de pigmentos derivados de compuestos fenólicos, tales como las antocianinas, es insignificante en algunos cultivares. Mientras que en los cultivares cherry son ricos en compuestos fenólicos, como es el caso del tomate morado que puede llegar a tener concentraciones de hasta 5.2 mg de antocianinas/g de base seca de muestra [28].

Los compuestos fenólicos surgen biogenéticamente de una red compleja de rutas basadas principalmente en la ruta del shikimato/fenilpropanoides para la producción de ácidos hidroxicinámicos y flavonoides en el tomate. La ruta del shikimato convierte los carbohidratos en los aminoácidos aromáticos fenilalanina y tirosina, los cuales son los principales sustratos para la síntesis de ácidos hidroxicinámicos (*p*-cumárico, cafeico, ferúlico y sinápico). La estructura del precursor del ácido clorogénico es del éster de coenzima A del ácido *p*-cumárico, Figura 5 [27].

Mientras que la síntesis de los flavonoides inicia con la condensación de una molécula de 4-cumaroil-CoA con tres moléculas de malonil-CoA en presencia de la enzima chalcona sintasa para producir la chalcona de la naringenina. Este intermediario se cicliza mediante una reacción tipo Michael para generar la flavonona naringenina. Posteriormente se produce la formación de dihidroflavonol y dihidrokaempferol. A partir de esta etapa se producen clases diferentes de flavonoides [27].

El contenido de estos compuestos en los frutos depende del fenotipo, estímulos moleculares, factores ambientales, procesos agrotécnicos, dimensiones de la fruta y etapa de la maduración del fruto [29].



PAL: Fenilalanina amonio liasa, C4H: cinamato 4-hidroxilasa, C3'H: éster *p*-cumaroil 3 hidroxilasa, COMT: ácido cafeico/5-hidroxiferúlico *O*-metiltransferasa, 4CL: 4-cumarato CoA ligasa, HCT: hidroxicinamoil transferasa, HQT: hidroxicinamoil CoA: quinato hidroxicinamoil transferasa, CHS: chalcona sintasa

Figura 5. Ruta de biosíntesis de compuestos fenólicos [27]

2.2 *Solanum lycopersicum* variedad Cerasiforme

Las plantas de *Solanum lycopersicum* de la variedad *Cerasiforme* (cherry) son de crecimiento indeterminado. El fruto es de piel delgada que se agrupa en ramilletes de 15 a 50 frutos, tiene un sabor dulce, los más comunes son de color rojo y amarillo, Figura 6 [30].



Figura 6. Tomate cherry fenotipo rojo y amarillo

En México de la producción de tomate rojo solo un 2.5% fue de la variedad *Cerasiforme* (cherry) la cual se cultivó tanto en campo abierto como por agricultura protegida, Figura 7. Las principales entidades productoras del tomate cherry en el 2017 fueron Jalisco, Guanajuato, Colima y Sonora. Es importante mencionar que esta variedad de tomate se vende casi exclusivamente a nivel nacional [31].

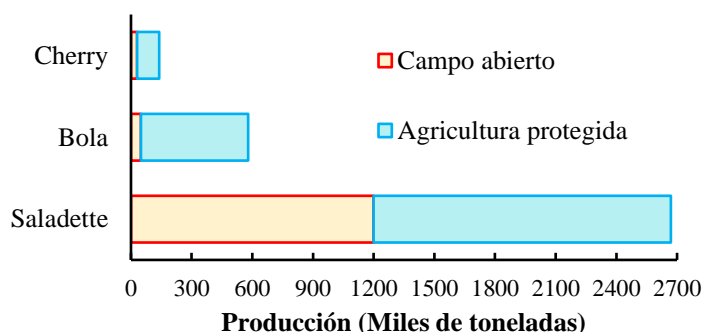


Figura 7. Producción de tomate rojo en México [31]

En un estudio comparativo realizado con diferentes variedades de tomates, la variedad *Cerasiforme* (cherry) destacó porque presentó el mayor contenido de compuestos antioxidantes. En la Tabla 3 se reporta el contenido de fenoles totales en base húmeda. También presentó un mayor contenido de materia seca, sólidos solubles y acidez titulable, Tabla 3 [32].

El tomate cherry puede ser una alternativa a los compuestos aislados que se encuentran en los suplementos dietéticos por los beneficios de la ingesta de compuestos bioactivos y los efectos sinérgicos con otros fitoquímicos presentes en la matriz.

Tabla 3. Composición química de diferentes variedades de tomate en base húmeda [32]

Análisis	Variedad de tomate							
	Cherry	Borseta	Cor	Pengar	Plana	Pruna	Redonda	Valenciana
Materia seca (%)	10.1	5.8	6.2	7.7	6.4	5.8	6.1	6.2
Sólidos solubles (%)	7.7	5	5.7	6.6	6	5	5.3	5.5
pH	4.2	4.3	4.2	4.3	4.2	4.3	4.3	4.3
Acidez titulable (%)	0.7	0.4	0.4	0.5	0.5	0.4	0.5	0.5
Glucosa (g/kg)	9.9	8.8	8.3	8.3	7.2	10	10.2	9.3
Fructosa (g/kg)	7.8	13	13.4	9.1	10.3	8.7	12	11.5
Fenoles totales (mg EAG/kg)	1171.4	576.4	608.5	764.2	580.5	495.5	516.4	541.7

2.3 Métodos para el análisis fisicoquímico, bromatológico y minerales en tomate cherry

En esta sección se describen los métodos seleccionados para cada una de las cuantificaciones realizadas al tomate cherry. Parámetros importantes para el diseño de equipos, para el procesamiento, transporte, clasificación y empaque. Así mismo para determinar la calidad, propiedades nutricionales y comportamiento postcosecha del tomate cherry.

2.3.1 Métodos para los análisis fisicoquímicos. La determinación de parámetros fisicoquímicos engloba las lecturas de las dimensiones lineales, el color, humedad, pH, acidez titulable y sólidos solubles.

Dimensión lineal. Este método se basa en determinar el índice de tamaño al final del desarrollo del tomate que es proporcional al aumento de su diámetro ecuatorial. De acuerdo a la Norma Mexicana NMX-FF-009-1982 las mediciones del diámetro polar (L) y diámetro ecuatorial (T) se pueden determinar con un vernier, Figura 8 [33]. La clasificación del tomate de acuerdo a su forma, se lleva a cabo con base en la Norma Mexicana NMX-FF-031-1997 [34]. Otro parámetro importante es la masa unitaria del tomate (M_f) que se mide en una balanza analítica.

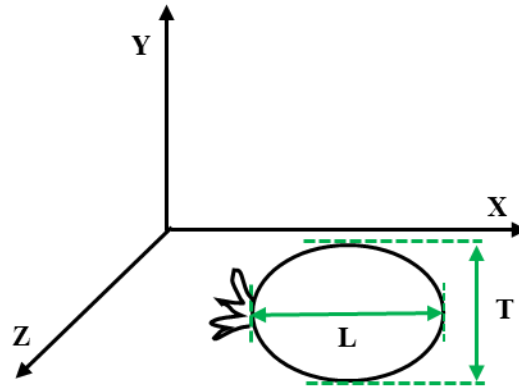


Figura 8. Medición de las dimensiones del tomate

Color. El color es uno de los atributos de calidad que determinan la etapa de maduración y la aceptación del alimento a través de una evaluación subjetiva que realiza el consumidor. En la industria de alimentos se usan estándares de color visual e instrumentos de medición del color.

Uno de los sistemas adoptados en 1976 es el CIE y posteriormente fue modificado a CIELAB con los parámetros L^* , a^* , b^* , donde L^* indica la luminosidad (0-100) siendo 0 el color negro y 100 el blanco; la coordenada a^* es (+) para rojo y (-) para verde; b^* es (+) para amarillo y (-) azul. Los límites para a^* y b^* son ± 80 , Figura 9 [35].

Los instrumentos para medición de color en el área de investigación son conocidos como colorímetros. Estos equipos son un tipo de espectrofotómetro de color con una rejilla de difracción para escanear el espectro visible y los datos obtenidos son enviados a un procesador de datos para la conversión de reflectancia. En la determinación de color es necesario elegir un iluminante y el ángulo de visión (observador de 2° o 10°). Para alimentos se usa generalmente el iluminante D65 y un ángulo de visión 10° [35].

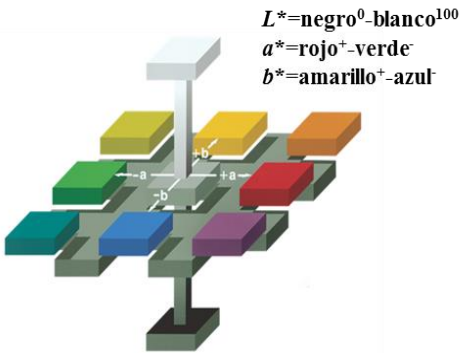


Figura 9. Color Hunter L^* , a^* , b^* [36]

Humedad. El contenido de humedad se refiere a toda el agua global que le confieren al alimento las propiedades reológicas y de textura. El contenido de agua varía entre un 60 y un 95% en los alimentos, y es responsable de las reacciones químicas, enzimáticas y microbiológicas [37]. Para su determinación existen los métodos químicos, instrumentales, por destilación y por secado. La cuantificación de humedad por secado se basa en determinar la diferencia en peso de la muestra húmeda menos el peso de la muestra seca, obteniéndose la cantidad de agua total en el alimento. El método 925.09 de la AOAC, se puede emplear para la determinación de humedad en alimentos por secado en estufa [38].

pH. El pH fue propuesto por Soren Sorensen en 1909 como una medida de la concentración de iones hidronio. Se define como el logaritmo negativo base 10 de la concentración del ion hidronio (mol/L) [39]:

$$\text{pH} = -\log[\text{H}_3\text{O}^+] \text{ o } \text{pH} = -\log[\text{H}^+]$$

Es un factor importante para los procesos químicos que afectan la disponibilidad de nutrientes y la actividad de los microorganismos en un alimento. El método más apropiado para la determinación del pH implica el uso de la potenciometría, a partir de un electrodo de vidrio que combina un electrodo de referencia y el electrodo indicador, Figura 10 [40].

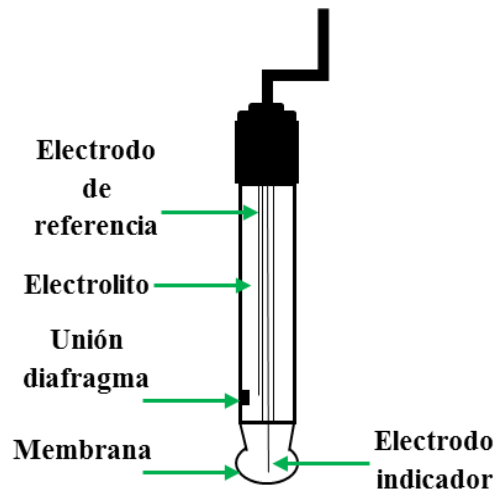


Figura 10. Estructura del electrodo de vidrio de pH [41]

Los electrodos modernos pueden leer el pH en un intervalo de 0 a 14. Para obtener la precisión máxima del potenciómetro, es necesario calibrar con al menos dos tampones. Los valores de los tampones deben estar separados aproximadamente tres unidades del valor esperado de la muestra. En los laboratorios regularmente se usan los tampones de pH=4.0, 7.0, y 9.0 [40].

Acidez titulable. La acidez titulable mide la concentración de los ácidos totales presentes en el alimento y es un indicador de la maduración junto con el contenido de azúcares (°Brix). El ácido disminuye con la madurez del fruto y aumenta el contenido de azúcares. En la mayoría de las frutas y verduras se encuentran los ácidos cítrico y málico. Así también la acidez influye en el sabor, el color y la estabilidad microbiana.

La determinación de la acidez titulable se lleva a cabo neutralizando el ácido del alimento de peso o volumen conocido con una base estándar en donde el número de equivalentes del ácido y de la base son iguales. Durante la titulación es necesario guiarse con el pH o el vire del indicador (fenolftaleína) que es sensible al pH. Cuando se usa el potenciómetro para determinar el punto final equivalente se le conoce como método potenciométrico, con este método se puede determinar el punto de equivalencia preciso, aunque es un método tardado por el tiempo que se le debe dar para que el electrodo tome la lectura y generalmente se usa cuando el pigmento de la muestra no permite visualizar el punto del vire del indicador [40].

Para simplificar la titulación regularmente se usa el método colorimétrico, usando una disolución indicadora para aproximar el punto de equivalencia (valores aproximados) y dependen del indicador específico. El indicador más usado en el análisis de alimentos es la fenolftaleína que cambia de un color transparente a rosa intenso en un intervalo de pH de 8.0 a 9.6. Para evitar interferencias en las muestras por CO₂ se puede llevar a punto de ebullición y posteriormente valorar la acidez hasta el punto final de la fenolftaleína (pH=8.2). Todos los indicadores son ácidos débiles que tienden a amortiguar en la región de su cambio de color. Normalmente se añaden de dos a tres gotas de indicador a la disolución que se va a titular para obtener un punto final más nítido [40].

Para calcular la acidez titulable se usa el volumen gastado de la base estándar junto con la normalidad de la misma y el volumen (o peso) de la muestra. Los resultados se expresan en términos del ácido orgánico predominantes en la muestra, Tabla 4.

Existen otros métodos para cuantificar ácidos en alimentos como la cromatografía líquida de alta resolución (HPLC) y la electroquímica. Ambos métodos permiten la identificación de ácidos específicos. A diferencia de la titulación, estas técnicas no diferencian entre un ácido y una base conjugada, resultando valores de hasta un 50 % más altos que calculados por titulación [40].

Tabla 4. Peso molecular y los equivalentes de algunos ácidos en alimentos [40]

Ácido	Formula química	Peso molecular	Equivalentes por mol	Peso equivalente
Cítrico (anhidro)	C ₆ H ₈ O ₇	192.12	3	64.04
Cítrico (hidratado)	C ₆ H ₈ O ₇ •H ₂ O	210.14	3	70.05
Málico	C ₄ H ₆ O ₅	134.09	2	67.05
Ascórbico	C ₆ H ₈ O ₆	176.12	2	88.06

Sólidos solubles. Es un indicativo del estado de madurez en el que se encuentra el fruto y conforme va madurando, el contenido de azúcares solubles va aumentando. Para la medición de los sólidos solubles se usa el método refractométrico. El cual consiste en la determinación en peso de sacarosa en disolución que tiene el mismo índice de refracción que la disolución analizada y se expresa en °Brix (g de sacarosa/100 g de muestra) [38]. Para la determinación

de los sólidos solubles en este trabajo se usa el método AOAC 932.14 que implica el uso de un refractómetro de Abbe.

2.3.2 Métodos para los análisis bromatológicos. La determinación proximal se realiza para obtener el índice nutritivo que puede aportar el alimento y engloba la determinación de fibra cruda, grasa cruda, proteína total y cenizas.

Fibra cruda. La fibra cruda es el remanente de la digestión ácido-alcalina de una muestra desgrasada. La fibra cruda es importante para el buen funcionamiento del intestino. Para su cuantificación existen diferentes métodos gravimétricos, químicos y enzimáticos. Las cuantificaciones de fibra cruda realizadas en el presente estudio se llevaron a cabo empleando el método químico 962.09 de la AOAC. Este método implica el uso de una muestra desgrasada, la cual se somete a una digestión ácido-alcalina, y posteriormente se cuantifica el remanente que es la fibra cruda [42].

Grasa cruda. Los lípidos son la fuente principal de energía en la dieta, 9 kcal/g, y suministran los ácidos grasos esenciales para el crecimiento y desarrollo, así como la promoción de la absorción de las vitaminas liposolubles. Para la determinación cuantitativa de lípidos existen métodos volumétricos, de extracción por solubilización y de extracción directa con disolventes. Dentro de estos últimos se encuentra la extracción por el sistema Soxhlet que se describe en el método 920.39 de la AOAC. El contenido de lípidos libres, que consisten fundamentalmente de grasas neutras (triacilglicérols) y de ácidos grasos libres, se puede determinar en los alimentos por extracción del material seco y reducido a polvo con éter de petróleo, éter dietílico o hexano en un aparato de extracción continua. El método de extracción por Soxhlet, es un proceso de extracción eficiente que se usa comúnmente para compuestos semivolátiles. La masa del residuo extraído con el disolvente no polar usado o la diferencia de la muestra antes y después de la extracción proporciona el contenido de la grasa total de la muestra [43].

Nitrógeno y proteína total. El componente más distintivo de las proteínas es el nitrógeno, el cual se estima en un intervalo de 13 a 19% de la composición de dichas proteínas. Las funciones principales son como biocatalizadores de las reacciones químicas del metabolismo celular, constituyen estructuras como las membranas de las células y como hormonas de

naturaleza proteica como la insulina y el glucagón que regula los niveles de las glucosas en la sangre [44].

Los métodos para la determinación del contenido de proteínas de un alimento son los métodos basados en el contenido de nitrógeno como Dumas y Kjeldahl o métodos colorimétricos como "*dye-binding*" y Biuret [44].

El método Kjeldahl es el más utilizado, confiable para la cuantificación de nitrógeno orgánico y está aprobado por organizaciones internacionales. En este trabajo se utilizó el método micro-Kjeldhal adaptado por Baker y Thompson. Esta técnica se caracteriza por el uso de ácido sulfúrico concentrado en ebullición, que efectúa la oxidación de la materia orgánica de la muestra y la reducción del nitrógeno orgánico a amoníaco. El nitrógeno orgánico total se convierte en sulfato de amonio a medida que se forma amoníaco. La mezcla digerida se neutraliza con una base, se destila por arrastre de vapor de agua para formar hidróxido de amonio y se titula con un ácido fuerte estandarizado. El resultado de la titulación se convierte de concentración de amoníaco a nitrógeno. Para determinar el contenido de proteína total se multiplica el contenido de nitrógeno total por un factor de conversión, considerando el contenido de nitrógeno que contiene la proteína en los alimentos [45].

Cenizas. Las cenizas de un alimento son un término analítico equivalente al residuo inorgánico que queda después de calcinar la materia orgánica. Estas contienen a los macro- y micro-elementos necesarios para el buen funcionamiento del organismo. Para la cuantificación de cenizas existen los métodos de cenizas por secado en plasma a temperatura baja, cenizas en húmedo (oxidación) para muestras con contenido alto de grasas y cenizas en seco [46]. El residuo de esta combustión exhaustiva puede ser usado para la cuantificación posterior de minerales. En este trabajo se realizó la eliminación de la materia orgánica por combustión a una temperatura de 600°C como lo indica el método de la AOAC 923.03.

2.3.3 Determinación de minerales. Para la cuantificación de minerales en alimentos se han desarrollado principalmente métodos espectrofotométricos de absorción y emisión atómica. La espectroscopía de absorción atómica (AAS) cuantifica la absorción por átomos neutros separados y la espectroscopía de emisión atómica (AES) mide la radiación emitida por los átomos en estados excitados después de un proceso de relajación. La AAS y AES permiten

cuantificar de manera precisa los elementos minerales porque los espectros de emisión y absorción son únicos para cada elemento [47].

La AAS utiliza dos tipos de atomización que es por llama y electrotérmica (horno de grafito). En este estudio se usó AAS por llama para la cuantificación de minerales, la cual se basa en un sistema nebulizador-quemador para convertir una muestra en disolución acuosa en un vapor atómico. Este vapor atómico absorbe energía de una fuente de excitación del elemento a medir (lámpara de cátodo hueco). La muestra en disolución se nebuliza, se mezcla con un oxidante y un combustible (aire-acetileno u óxido nitroso-acetileno), posteriormente se quema en una llama producida por la oxidación del combustible. Los átomos e iones se forman dentro de la parte más caliente de la llama a medida que la disolución de la muestra pasa por el proceso de desolvatación, atomización e ionización, Figura 11 [47].

Para determinar la cantidad del elemento analizado se usan lámparas de cátodos huecos fabricados con el elemento a determinar y una curva de calibración con estándares de concentración en un intervalo de trabajo del fabricante del equipo. La cantidad de radiación absorbida por el elemento viene dada por la ley de Beer.

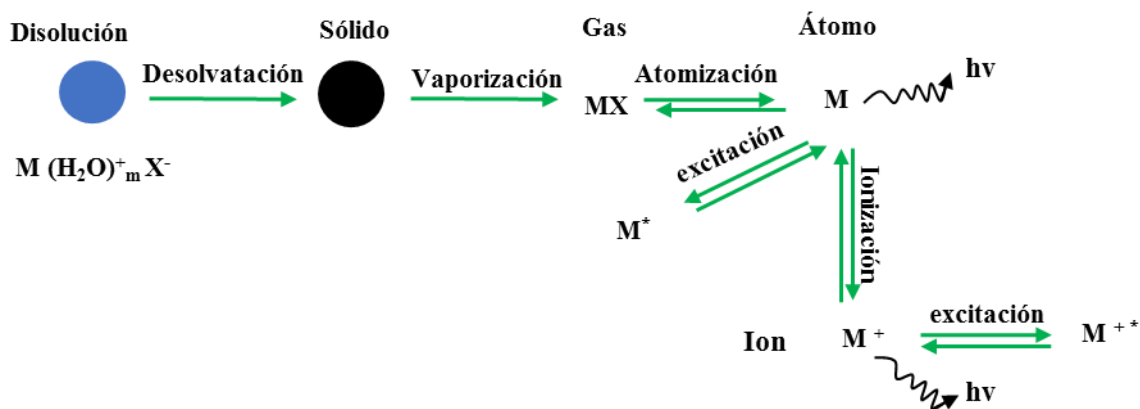


Figura 11. Atomización por llama [47]

2.4 Determinación de fenoles totales

Para la cuantificación de fenoles totales se pueden usar métodos espectrofotométricos y cromatográficos. Siendo el método espectrofotométrico el más rutinario dentro del laboratorio y requiere menos recursos de equipo para determinar cuantitativamente los

compuestos fenólicos en la muestra. El método espectrofotométrico con el reactivo de Folin-Ciocalteu se basa en que los compuestos fenólicos reaccionen con el reactivo Folin-Ciocalteu, a pH básico, dando una coloración azul cuya absorbencia se mide espectrofotométricamente a 750 nm. El reactivo de Folin-Ciocalteu está compuesto por ácido fosfotúngstico y fosfomolibdico que en contacto con los compuestos fenólicos presentes da como resultado un complejo cromóforo constituido por fosfomolibdeno fosfotúngstico en un medio alcalino. Esta reacción de óxido reducción la que genera la coloración azul intenso y cuya absorbencia se lee en el espectrofotómetro para después cuantificar el contenido fenólico [48].

Para realizar este análisis es necesario una extracción previa de los compuestos fenólicos de la muestra, para después realizar la reacción del extracto con el reactivo de Folin-Ciocalteu y carbonato de sodio (7-35% o 0.1 N). Finalmente se lee la absorbencia en el espectrofotómetro a una longitud de onda que puede ser de 720, 725, 750 y 765 nm. En el caso de trabajar estándares de ácido gálico las longitudes recomendadas para leer son de 725 y 750 nm. La concentración de compuestos fenólicos se expresa en mg equivalentes del compuesto usado como estándar sobre la unidad de masa [48].

Para la extracción de los compuestos fenólicos de la matriz original se recomienda el uso de mezclas de agua y etanol ya que han demostrado mayor eficacia para la extracción de los compuestos fenólicos que los disolventes puros. La extracción de los compuestos fenólicos se realiza con el uso de ultrasonido ya que permite el uso de un volumen limitado de disolvente, el tiempo es reducido y aumenta el rendimiento de extracción de los compuestos fenólicos en la matriz sólida. La temperatura de extracción no debe exceder de 40°C y la potencia para la extracción varía de 25 a 200 W para la extracción de los compuestos fenólicos [49].

2.5 Métodos de conservación de alimentos

Los métodos de conservación de los alimentos permiten minimizar la descomposición por microorganismos (bacterias, levaduras y mohos), cambios químicos y bioquímicos, evitando pérdidas durante el almacenamiento y garantizando la disponibilidad del alimento durante periodos de tiempo largos. Existen métodos de conservación que permiten alargar la vida de

anaquel del alimento, los cuales se pueden clasificar en seis tipos, métodos de conservación química, por irradiación, mediante frío, usando aditivos, calor y por deshidratación, Figura 12 [50].

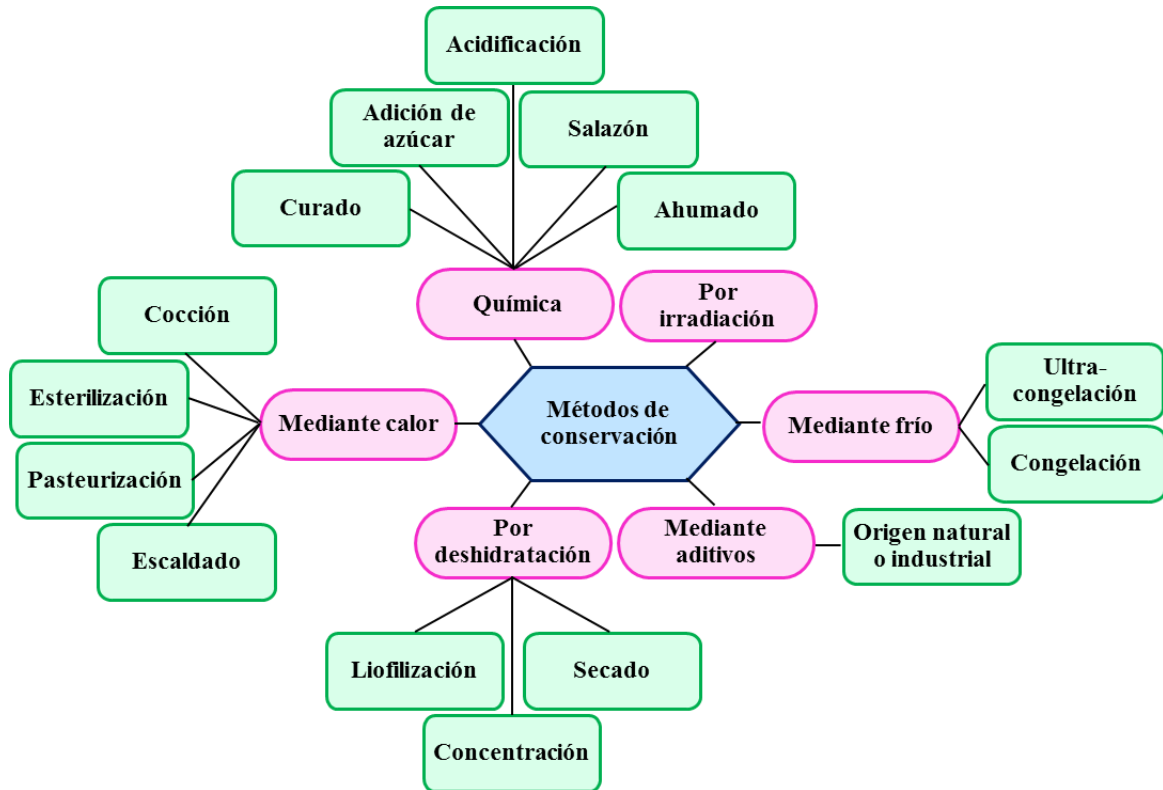


Figura 12. Métodos de conservación de alimentos

Dentro de los métodos de conservación por deshidratado se encuentra el secado. El secado consiste en pérdidas parciales de agua que puede ocurrir en condiciones ambientales o con una fuente de calor y corrientes de aire. Adicionalmente, el secado se divide en procesos por lotes o continuo. También se divide por las condiciones físicas para adicionar el calor y extraer el vapor de agua, Figura 13 [51].

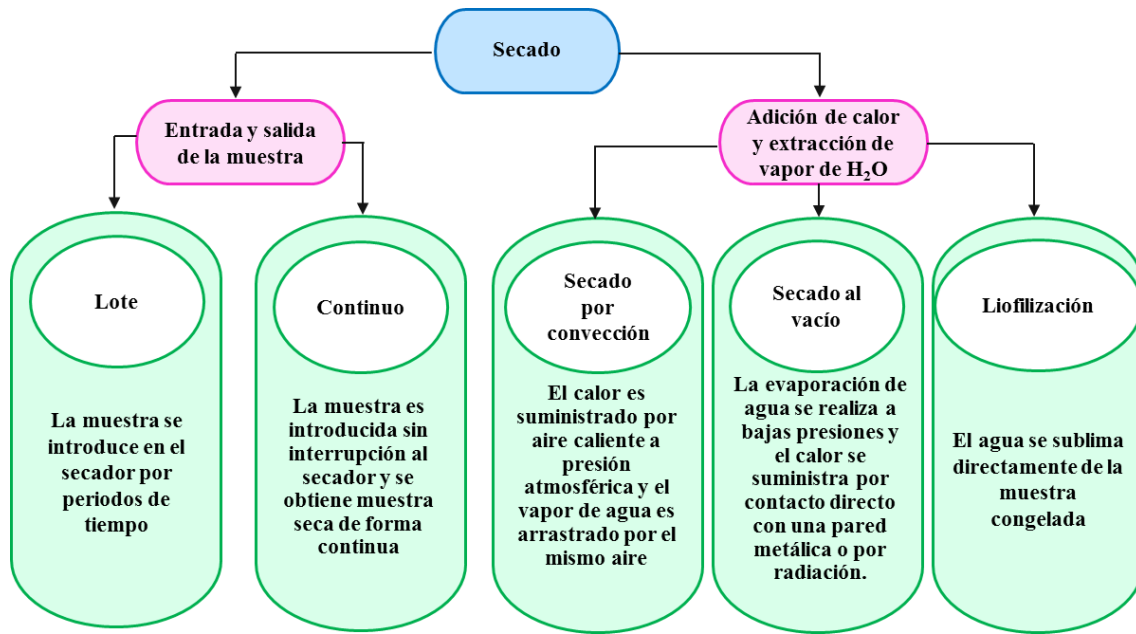


Figura 13. Clasificación del método por secado

2.6 Proceso de secado

En el proceso de secado, la eliminación de la humedad de un producto requiere una transferencia simultánea de masa y calor. Esto conduce a cambios en la estructura física y composición química del producto. Estos cambios se aceptan siempre y cuando estén dentro de límites seguros. Un secado intensivo daña la estructura física del alimento y reduce el contenido de nutrientes, además de alterar dramáticamente su color y textura. Durante un proceso de secado apropiado, también ocurren cambios físicos, conduciendo a un encogimiento del producto, así como a cambios químicos que pueden afectar las propiedades sensoriales del producto [52].

Cuando los alimentos frescos se exponen al calor del medio, por ejemplo, el aire, la superficie externa del producto se calienta. En una etapa subsecuente se produce difusión de calor al interior del producto. Esta difusión de calor generalmente ocurre por conducción de transferencia de calor. La transferencia de humedad se produce desde el interior del producto a la superficie mediante diversos procesos, tales como, la difusión de humedad, difusión de vapor, etc. La remoción de la humedad de la superficie del alimento se realiza por evaporación, provocada por una transferencia de calor [52].

Para entender el proceso completo de secado, se debe saber sobre el contenido de humedad en base húmeda, contenido de humedad en base seca, velocidad de secado, tiempos de secado en períodos de velocidad de secado constante, decreciente y constantes de secado [53].

El rendimiento de secado de todos los cultivos en cualquier condición de secado se evalúa mediante el contenido de humedad en base húmeda y en base seca [54]. El contenido de humedad en base húmeda y base seca se calcula de la forma siguiente:

$$MR_{BH} = \frac{M_H - M_S}{M_H} \qquad MR_{BS} = \frac{M_H - M_S}{M_S}$$

Donde:

MR_{BH} =Razón de humedad en base húmeda (kg de agua/kg de muestra húmeda)

MR_{BS} =Razón de humedad en base seca (kg de agua/kg de muestra seca)

M_H =Masa del alimento húmedo

M_S =Masa de los sólidos secos del alimento

La humedad dentro del alimento se encuentra como agua ligada o agua libre. El agua ligada es retenida en capilares finos, dentro de una célula, en paredes fibrosas, adsorbida en la superficie o en una combinación con el alimento y el agua libre se puede encontrar en los espacios vacíos de los alimentos sólidos. Durante el secado se elimina la mayor parte del agua libre y parte del agua ligada, Figura 14 [54].

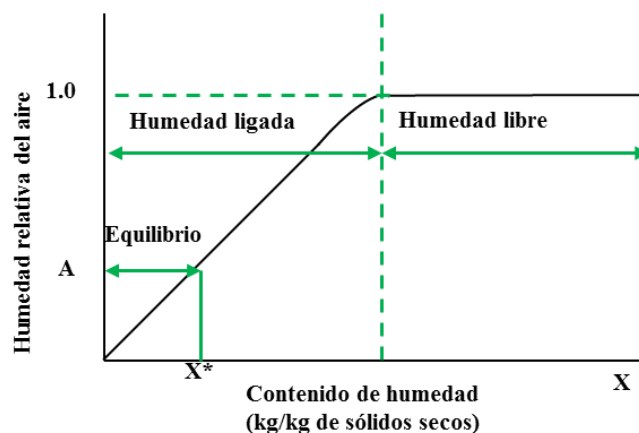
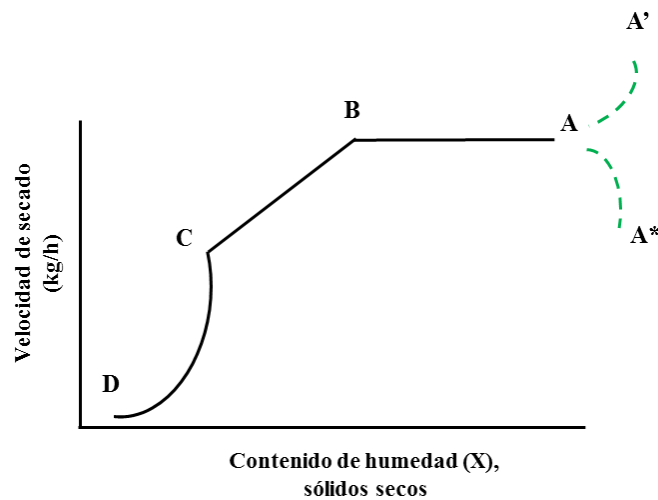


Figura 14. Perfil de equilibrio de la humedad en un alimento sólido [54]

Con el secado se obtiene una velocidad de secado del alimento a partir de la masa del material deshidratado, el contenido inicial de humedad y su relación con el contenido de humedad de equilibrio en condiciones de secado. De manera generalizada, la velocidad de secado se puede dividir en un período constante y uno o más períodos de velocidad decrecientes [51].

En la Figura 15 se muestra una curva de secado típica, donde en el tiempo cero, el contenido inicial de humedad libre corresponde ya sea al punto A' o A*, los cuáles indican que la muestra del alimento se encuentra fuera del equilibrio, por lo tanto, se requiere de un período de acondicionamiento. Este período concluye en el punto A, donde la temperatura del alimento alcanza el equilibrio. Cuando el alimento se encuentra a una temperatura menor a la temperatura de bulbo húmedo del aire secante, las condiciones del alimento están descritas por A* y cuando el sólido tiene una temperatura mayor están descritas por A'. Este período inicial de ajuste en estado no estacionario es bastante corto y comúnmente se omite para el análisis en los tiempos de secado, Figura 15 [51].



A-B: Período de velocidad constante, B: Contenido crítico de humedad, B-C: Primer período de velocidad decreciente, C-D: Segundo período de velocidad decreciente.

Figura 15. Curva de secado para alimento higroscópico [51]

En el período de velocidad constante AB el secado tiene lugar solo en la superficie del alimento produciéndose la evaporación de la humedad superficial, Figura 15. La remoción de humedad en este período depende principalmente de las condiciones del aire suministrado y prácticamente es independiente de la naturaleza del producto. Durante este período, el movimiento de la humedad interna es rápido conservando la superficie del alimento saturada

de humedad. La remoción de la humedad es independiente del movimiento de la humedad interna. Este período depende de la evaporación de grandes cantidades de agua no ligada del alimento y solo está influenciado por factores como la temperatura, humedad relativa, calor externo y coeficientes de transferencia de masa, así como la superficie del alimento expuesta al aire circundante. Este proceso permanece durante el tiempo que la humedad evaporada de la superficie externa del alimento sea igual a la humedad suministrada a la superficie externa desde el interior del alimento [51].

Al final del período de velocidad constante, se obtiene el contenido crítico de humedad B. En este punto, la superficie del alimento tiene regiones secas que provocan la disminución de la velocidad de evaporación del agua. Posteriormente, la línea BC indica el primer período de velocidad decreciente que regularmente es lineal.

El punto C indica que ya no existen condiciones de saturación en la superficie y que se produce la eliminación de la humedad desde el interior del producto hacia la superficie y la velocidad de secado disminuye con más rapidez hasta llegar al punto D. Este se define como un segundo período de velocidad de secado decreciente. En algunos alimentos no ocurre el período CD o se reporta como un solo período de velocidad de secado decreciente BD, Figura15 [51].

En alimentos higroscópicos se presentan dos períodos de velocidad decreciente BC y CD. El primer período de velocidad decreciente BC es el más largo en una operación de secado y depende principalmente de la temperatura del aire y el espesor del lecho de alimento.

El proceso de secado se puede describir usando algunos modelos de secado de capa fina. En la Tabla 5 se muestran los modelos más importantes para representar el proceso de secado y que permiten calcular las constantes de velocidad de secado, k [55].

Tabla 5. Modelos de secado de capa fina más representativos para el proceso de secado de alimentos [55]

Nombre del modelo	Modelo
Newton	$MR = \exp(-kt)$
Page	$MR = \exp(-kt^n)$
Page modificado (Modelo I)	$MR = \exp(-(kt)^n)$
Midilli	$MR = a \cdot \exp(-kt^n) + bt$
Midilli modificado	$MR = \exp(-kt^n) + bt$
Henderson y Pabis	$MR = a \cdot \exp(-kt)$

MR: Razón de humedad, t: Tiempo, k: Constante de velocidad de secado decreciente; a, b, n y k, son constantes de los modelos matemáticos.

2.7 Secadores solares

La primera idea de un secador solar fue desarrollada por Everitt y Stanley en 1976 para evitar los problemas asociados con el secado a cielo abierto. Esta fue una unidad en forma de caja del tamaño de invernadero que tenía una cubierta transparente para permitir el paso de la radiación solar [56]. Adicionalmente, hoy en día estos secadores son muy valorados debido a que involucran procesos de secado “amigables” con el ambiente, al hacer uso de la radiación solar como una fuente de energía [57]. Con el transcurso del tiempo, diversos investigadores han realizado mejoras en la tecnología de secado solar utilizando circulación natural y forzada, calefacción de fuentes auxiliares (por ejemplo, electricidad y combustibles fósiles) para lograr las características de secado deseables [58].

En un secador solar de productos agronómicos, la humedad es removida por el aire calentado con radiación solar que se encuentra generalmente en un intervalo de temperatura de 30 a 60°C. Un secado solar bajo condiciones controladas de temperatura y velocidad de remoción de humedad permiten un secado del alimento que puede llegar a asegurar un producto de calidad.

Existen diferentes secadores solares de tamaños y diseños variados, que están en función de los requerimientos del usuario. Generalmente, los secadores solares se clasifican con base en el modo de movimiento del aire, contribución de la radiación solar, dirección del movimiento del aire, tipo de producto a deshidratar y el ensamblado del equipo, Figura 16 [59].

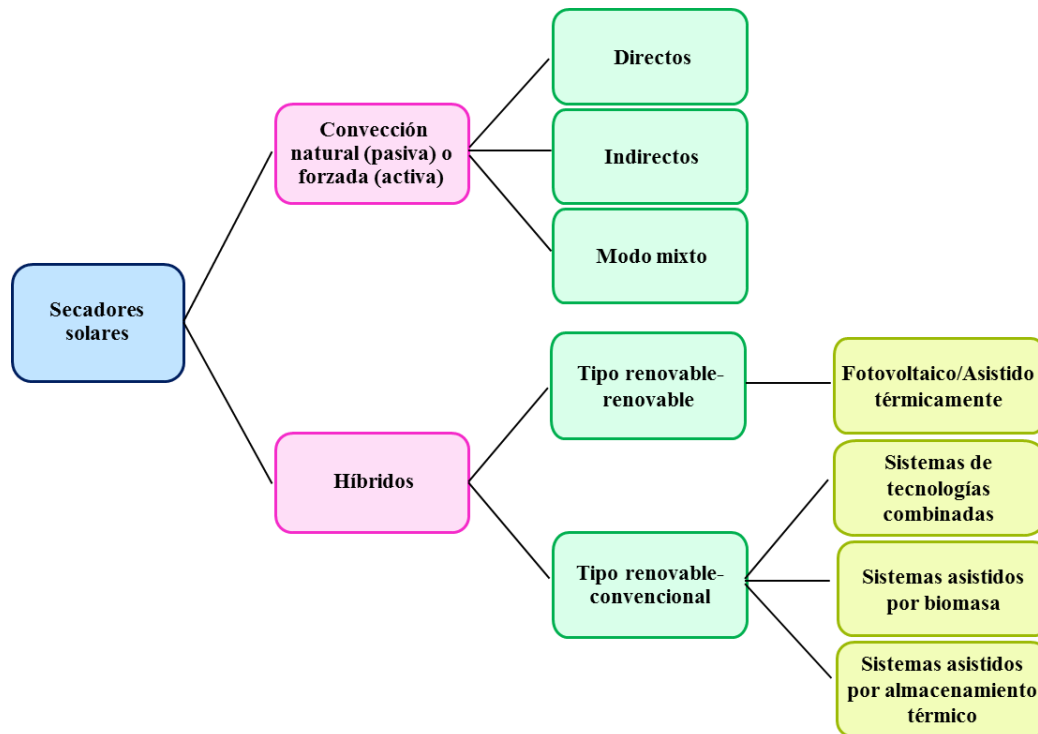


Figura 16. Clasificación general de los secadores solares [59]

En los secadores solares directos, la radiación solar es absorbida directamente por el producto a secar, Figura 17a. También se le llama secador de charolas de convección natural ya que la radiación solar incide directamente sobre el producto, la calidad del producto disminuye durante el proceso de secado. Este secador consta de una cámara de secado que está cubierta por una cubierta transparente de vidrio o plástico. La cámara de secado suele ser una caja aislada y poco profunda con orificios de ventilación para permitir que el aire entre y salga de la cámara de secado [59].

En los secadores solares indirectos la radiación solar obtenida por los colectores se utiliza para calentar el aire que fluye a través del ducto y que desemboca en la cámara de secado donde se encuentra el producto a deshidratar, Figura 17b. En estos secadores, la calidad del producto mejora y la velocidad de secado aumenta. La circulación del aire caliente fluye a través de la cámara de secado. En la parte superior de la cámara de secado se proporciona una ventilación que ayuda a eliminar la humedad. En los sistemas de secado solar de tipo indirecto se logra un mejor control del secado que en los secadores solares directos [59].

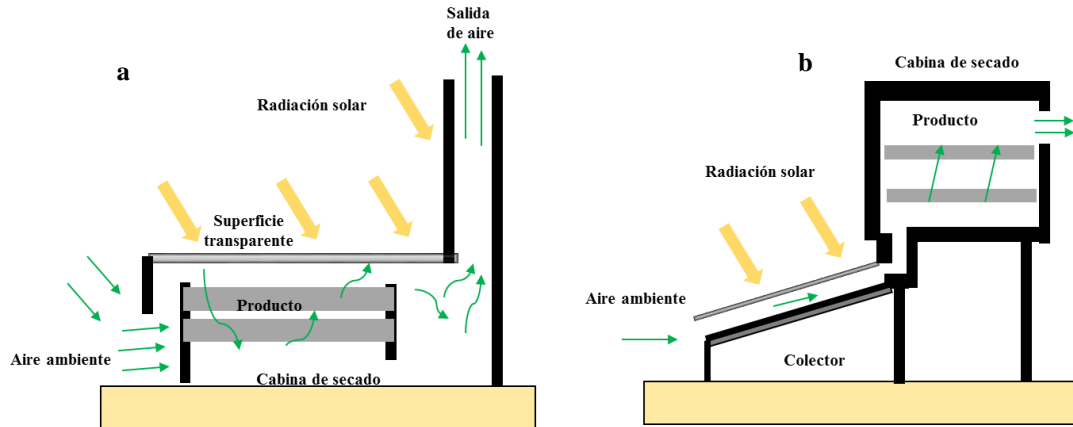
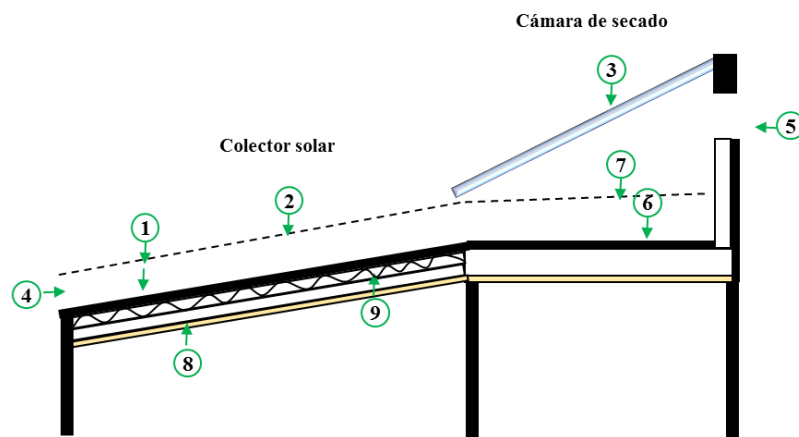


Figura 17. Esquemas generales de un secador solar directo (a) e indirecto (b) [59]

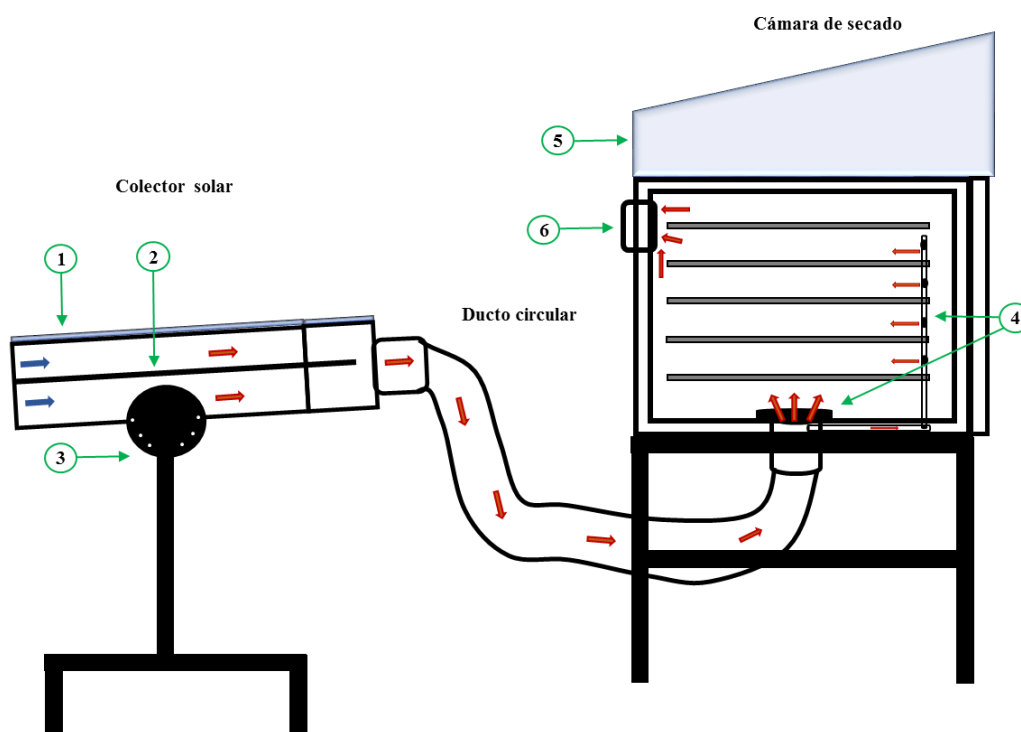
Los secadores solares de modo mixto tienen las ventajas tanto de los secadores solares directos como los indirectos. Estos secadores se pueden operar tanto en el modo de transferencia de calor por convección natural (pasivo) como por el modo de convección forzada (activo). El flujo de aire del secador solar de modo mixto pasivo depende completamente del efecto termosifón combinado con el efecto invernadero. La Figura 18 muestra un esquema del secador solar de modo mixto pasivo [60]. En este secador, la velocidad del aire secante es muy baja y esto hace que el secado también sea lento respecto al secado en un secador solar de modo mixto activo. En el secador solar mixto, la energía solar se recibe tanto de forma directa como indirectamente, directamente en la cámara de secado e indirectamente a través de un colector solar.



1: Placa absorbadora del colector, 2: Cubierta de vidrio del colector, 3: Cubierta aislada, 4: Entrada de aire, 5: Salida de aire, 6: Placa absorbadora de la cámara de secado, 7: Malla de alambre, 8: Aislamiento, 9: Placa calefactora eléctrica.

Figura 18. Esquema de un secador solar pasivo de modo mixto [60]

El equipo utilizado en el presente trabajo es un secador solar activo de modo mixto que implica el uso de un colector solar, un ducto circular y una cámara de secado, Figura 19. El colector solar cuya forma general es un ducto para la recepción, calentamiento y descarga de aire. En el interior del colector se encuentra una placa acanalada pintada de negro la cual recibe la radiación y transfiere energía hacia el aire, provocando su calentamiento. La superficie del colector es una placa transparente. El colector solar es fijado en un soporte que incluye un sistema de inclinación manual para cambiar el ángulo de inclinación y se absorba la mayor cantidad de radiación solar. El aire caliente obtenido del colector se transporta a la cámara de secado a través de un ducto circular. El aire caliente se distribuye dentro de la cámara de secado por la parte inferior de la cámara y en un subsistema de distribución de aire que permite descargar aire secante a los distintos niveles de la cámara de secado. La cámara de secado se caracteriza por tener un techo capaz de filtrar la radiación UV y permitir el traspaso de radiación visible e infrarroja que auxilia en el calentamiento de las muestras y el aire circundante. Esto facilita la extracción de humedad desde la cámara de secado. El techo está fabricado de policarbonato celular.



1: Cubierta del colector solar, 2: Placa absorbidora, 3: Sistema de inclinación del colector, 4: Subsistema para distribución de aire caliente, 5: Techo de la cámara de secado de policarbonato celular, 6: Salida de aire húmedo (extractor)

Figura 19. Diagrama de la vista lateral del secador solar mixto empleado en el presente trabajo.

Los secadores solares híbridos son sistemas de secado que combinan el secado solar con otras técnicas de secado/fuentes de calor adicionales. La unidad auxiliar puede ser un sistema de energía de tipo renovable que incluya sistemas eólicos, solares, geotérmicos o no renovables como biomasa, electricidad convencional, formas químicas (desecante), bombas de calor, entre otras [61]. Tales variantes en los diseños incluyen almacenamiento de energía térmica, sistemas eléctricos solares y el uso de materiales de cambio de fase. Este último se basa en un calor de fusión alto y funciona con energía solar como fuente de calor primaria además de una fuente de calor auxiliar, o viceversa. Además, según el tipo de recursos energéticos complementarios integrados en el secador solar, los sistemas híbridos de secado solar se pueden organizar en dos categorías, sistemas de secado renovables-no renovables y sistemas de secado renovables-renovables.

2.8 Parámetros críticos en un secador solar

El tiempo de secado es el parámetro más crítico al construir un secador. Se estima como el tiempo transcurrido desde el ingreso del producto fresco a la cámara de secado hasta que se remueva del producto la cantidad suficiente de agua para llegar a un porcentaje de humedad inferior al 10%. La velocidad de secado se puede incrementar con el aumento de la temperatura del aire secante, ya que se aumenta la capacidad del aire para extraer y retener humedad. Sin embargo, es importante considerar la sensibilidad térmica de los componentes del producto a secar.

La humedad relativa del aire también es un parámetro importante debido a que, a menor humedad en el aire secante, este tendrá mayor capacidad de humidificarse con el agua proveniente del alimento a secar, haciendo más eficiente la deshidratación. El flujo de aire es otro parámetro importante para el secado; si el flujo es muy grande, el aire no alcanza las temperaturas adecuadas para extraer el agua de los productos y si el flujo es lento implica una tasa de remoción de humedad baja con lo cual se ha recomendado usar temperaturas de 45-60°C y flujos de aire de 1-3 m/s con un sistema de rotación de charolas [62].

3. Justificación

El tomate es uno de los frutos de mayor consumo y producción en el mundo. México se encuentra en el noveno lugar a nivel mundial en la producción de tomate; sin embargo, es el mayor exportador del fruto de acuerdo a la SAGARPA [63]. A pesar de ser uno de los frutos de mayor consumo existe una pérdida económica de hasta del 24% por no obtener el tamaño para la exportación [25] y por lo tanto es necesario una propuesta para el aprovechamiento de estos tomates. Así mismo debido a la creciente demanda de variedades de tomate producidos bajo agricultura sostenible y con una alta concentración de antioxidantes como los fenoles totales. En el presente estudio se propone una alternativa para obtener tomates cherry cultivados sin pesticidas sintéticos y el aprovechamiento de la energía solar para la obtención de deshidratados en un prototipo de secador solar mixto y por exposición directa al sol. La calidad de los deshidratados se evaluó de acuerdo a la retención de fenoles totales y los parámetros de color.

4. Originalidad

Actualmente, no existen estudios relacionados con deshidratados de tomate cherry de tres fenotipos (amarillo, morado y rojo) usando dos métodos de secado y la evaluación de la calidad de los deshidratados obtenidos a través de los porcentajes de retención de fenoles totales y los parámetros de color. Adicionalmente, las muestras usadas fueron obtenidas bajo las mismas condiciones de invernadero y sin el uso de pesticidas sintéticos durante su cultivo. El primer método de secado usado es un prototipo de secador solar mixto diseñado y construido en la UTM que permite cuidar las muestras del polvo, roedores y el aprovechamiento de la radiación solar en los colectores y la filtración de la radiación UV en la cámara de secado. El segundo método de secado es usado ampliamente para la deshidratación como la exposición directa al sol de los frutos. Esto se llevó a cabo con la finalidad de identificar el fenotipo y el método de secado que permite la mayor calidad de los deshidratados en menor tiempo.

5. Hipótesis

Los tomates cherry amarillo, morado y rojo deshidratados en un secador solar mixto presentan un porcentaje de retención de compuestos fenólicos y color diferentes a un nivel de significancia de $\alpha < 0.05$ comparado con el deshidratado por exposición directa al sol.

6. Objetivos

A continuación, se presentan los objetivos generales y específicos perseguidos durante el desarrollo de la investigación.

6.1 Objetivo general

Evaluar el efecto que tiene el deshidratado usando un secador solar mixto y por exposición directa al sol en los frutos de tomate cherry de tres fenotipos (amarillo, morado y rojo) sobre la retención de compuestos fenólicos.

6.2 Objetivos específicos

1. Producir tomates cherry de tres fenotipos en un invernadero bajo condiciones libres de pesticidas sintéticos.
2. Medir los parámetros de tamaño y color CIE L^* , a^* , b^* de los tres fenotipos de tomate cherry fresco.
3. Realizar la caracterización fisicoquímica, proximal, cuantificación de minerales y fenoles totales en los tres fenotipos de tomate cherry fresco.
4. Obtener deshidratados de los tres fenotipos de tomate cherry en un secador solar mixto y por exposición directa al sol.
5. Medir los parámetros de color CIE L^* , a^* , b^* en los tres fenotipos deshidratados
6. Obtener el % de retención de fenoles totales en los deshidratados de tres fenotipos de tomate cherry usando el secador solar mixto y por exposición directa al sol.

7. Metas

Objetivo 1

1. Obtención de muestras frescas de tomate cherry de tres fenotipos cultivados en invernadero bajo condiciones libres de pesticidas sintéticos.

Objetivo 2

2. Caracterización del tomate cherry fresco a través del tamaño, forma y los parámetros de color.

Objetivo 3

3. Identificación del fenotipo de tomate cherry con el mayor contenido de nutrientes, minerales y fenoles totales.

Objetivo 4

4. Obtención del método de secado y fenotipo de tomate cherry que se deshidrata en menor tiempo y los modelos matemáticos que mejor se acoplan a los datos experimentales de secado.

Objetivo 5

5. Obtención de las diferencias en los parámetros de color CIE L^* , a^* , b^* usando el secador solar mixto y por exposición directa al sol

Objetivo 6

6. Obtención del fenotipo y método de secado que permite la mayor retención de fenoles totales.

8. Metodología

En esta sección se indican los reactivos, disolventes, materiales, gases y equipos usados en los análisis. También se presenta el diagrama general de la metodología seguida para el desarrollo de este trabajo y la descripción de cada uno de los procedimientos seguidos.

8.1 Reactivos, disolventes, equipos, gases y materiales

A continuación, se mencionan cada uno de los reactivos, disolventes equipos, gases y materiales usados con sus respectivas marcas.

8.1.1 Reactivos y disolventes. Etanol destilado de la marca Conquimex^{MR}, Agar de dextrosa y papa de la marca Dibico[®], disoluciones estándar para absorción atómica de potasio, calcio, magnesio, sodio, hierro, cobre, manganeso, zinc y cromo de la marca Fluka Analytical[®], estándar para calibración de potenciómetro pH 4.01, 6.81 y 9.18 de la marca Hanna[®], indicador rojo de metilo de la marca Hycel[®], metabisulfito de sodio y cloruro de cesio de la marca J.T Baker[®], ácido nítrico y ácido sulfúrico de la marca Meyer[®], fenoltaleína, hidróxido de sodio, carbonato de sodio, sulfato de cobre pentahidratado y hexano destilado de la marca Merck[®], verde de bromocresol de la marca May & Baker[®], óxido de lantano, ftalato ácido de potasio y ácido gálico monohidratado de la marca Sigma-Aldrich[®], reactivo de Folin-Ciocalteu, selenio y sulfato de potasio de la marca Sigma[®], ácido bórico, agua tipo 1 y sílice con indicador de humedad. Todos los reactivos anteriormente mencionados fueron grado ACS. Hipoclorito de sodio Cloralex[®], detergente en pasta Zote[®] y detergente en líquido Axió[®].

8.1.2 Equipos. Horno mufla ThermolyneTM 1400 Thermo ScientificTM, balanza analítica Pioneer, balanza digital YA102 y potenciómetro Starter 3100 de la marca OHAUS[®], colorímetro UltraScanVis de la marca HunterLab[®], espectrofotómetro lector de microplacas Synergy HTX SILFTA de la marca BioTeK[®], espectrofotómetro de absorción atómica 932 AA de flama de la marca GBC[®], rotavapor y bomba de vacío de diafragma v-700 de la marca BÜCHI[®], digestor Kjeldahl de block DIK-6 con lavador de gases y micro-destilador de Kjeldahl DEK-1 de la marca Prendo[®], ultrasonido con frecuencia de 40 kHz DK-360HTD CleanerTM, microscopio compuesto trinocular (ocular 10X, objetivo 10X) de la marca

OMAX[®], cámara USB de la marca QUASAR[®], recirculador de agua fría ECO 10 de la marca SEV[®], vortex VORTEX 3 de la marca IKA[®], centrífuga Rondo de la marca CAPP[®], refractómetro de Abbe ZWAJ de la marca CIVEQ[®], compresor de aire de la marca Black Max[®], secador solar mixto (Número de solicitud de patente: MX/a/2018/012339), campana de extracción de humos de la marca Argos[®], sistema de filtración de agua por ósmosis inversa R0-900-EZ MB-400 de la marca REVERSE OSMOSIS[™], congelador FUM17DRBRWH de la marca General Electric[®], estufa de la marca tecCSA[®], refrigerador de la marca Acros[®], parrilla eléctrica de agitación y calentamiento C-MAG HS 4 de la marca IKA[®], molinillo de grano para café de la marca Nima[®], licuadora doméstica 465-42 de la marca Osterizer[®]

8.1.3 Gases. Acetileno para absorción atómica INFRA[®] y aire libre de humedad.

8.1.4 Materiales. Lámpara de cátodo hueco de sodio-potasio, zinc, cobre, hierro, cromo y manganeso de la marca GBC[®], lámpara de cátodo hueco de calcio-magnesio de la marca Photron[®], cartuchos de celulosa 33*80 mm (diámetro*largo) de la marca Whatman[®], matraz bola 19/22 de 500 mL, matraz de Kitasato de 500 mL y matraz volumétrico clase A de 25, 50, 250 y 500 mL de la marca Kimax[®], refrigerante 19/22 de la marca Imparlab[®], matraz volumétrico clase A de 10 mL, bureta de 50 mL, matraz Erlenmeyer de 50 mL y sistema Soxhlet de la marca Pyrex[®], papel filtro libre de ceniza de la marca Merck[®], tubo para microcentrífuga de 1.5 mL y micropipeta de 50 a 200 uL de la marca Eppendorf[®], vernier digital de la marca General Electric[®] (± 0.1 mm), microplaca de fondo plano de 96 pozos de poliestireno claro de la marca Costar[®], micropipeta de 100-1000 μ L de la marca Labmate[®], micropipeta de 0.5 a 5 mL de la marca Transferpette[®], embudo Büchner 60240 de la marca Coorstek[®], crisoles de 50 mL de la marca Crisol[®], sensor de temperatura con pantalla digital de la marca Digi[®], medidor de luz, pH y humedad P005440 de la marca DKOMPRASMX[®], soporte universal, pinzas para bureta, puntas para micropipeta, espátulas, desecador con sílice con indicador de humedad, pipeta Pasteur, celdas de metacrilato, algodón, rebanador de vegetales, pinzas para crisol, barra magnética, cubreobjetos, portaobjetos, charola de germinado, rollo de polietileno con fuelle para cultivo con un ancho de 40 cm, calibre 400 y de color negro, rafia agrícola y sistema de riego por goteo.

Material vegetal y orgánico. Semillas de tomate cherry amarillo (cherry white snow heirloom) proveedor “Chebiisz. D.C”, semillas de tomate cherry morado (cherry black

heirloom) proveedor “Seed store”, semillas de tomate cherry rojo (cherry fry C.425) proveedor “Las huertas”, suelo arcilloso, suelo orgánico, estiércol fermentado (1 año) de chivo, lombricomposta, peat moss y vermiculita, *Equisetum arvense* L. deshidratado.

8.2 Diagrama general

Para llevar a cabo este trabajo se procedió a obtener las muestras de tres fenotipos de tomate cherry bajo condiciones de un invernadero libre de pesticidas sintéticos dentro del vivero de la UTM. Los fenotipos amarillo, morado y rojo obtenidos se caracterizaron por sus propiedades fisicoquímicas, bromatológicas, minerales y fenoles totales en el fruto fresco.

Por otro lado, se obtuvieron deshidratados usando un secador solar mixto y por exposición directa al sol de las rebanadas de los tres fenotipos de tomate cherry. Se realizaron curvas de secado y el modelado de estos datos experimentales se realizó con las ecuaciones de Page, Midilli y Newton. Las rebanadas deshidratadas se observaron bajo microscopio para obtener datos de la superficie del fruto deshidratadas y evaluar diferencias en la morfología en función del método de secado. Posteriormente, estas rebanas se homogeneizaron a través de una molienda para la determinación de los parámetros de color y fenoles totales. También se realizó la determinación del % de retención de fenoles totales de los tres fenotipos de tomate cherry deshidratados por el secador solar mixto y por exposición directa al sol.

Los datos obtenidos fueron analizados, usando Excel Microsoft® con el complemento XLSTAT para la obtención del ANOVA de los datos que resultaron paramétricos con la prueba de normalidad. Mientras que los datos no paramétricos y las correlaciones de Spearman se obtuvieron usando el programa RStudio [92-98].

En la Figura 20 se ilustra de manera general la metodología empleada en este trabajo de tesis.

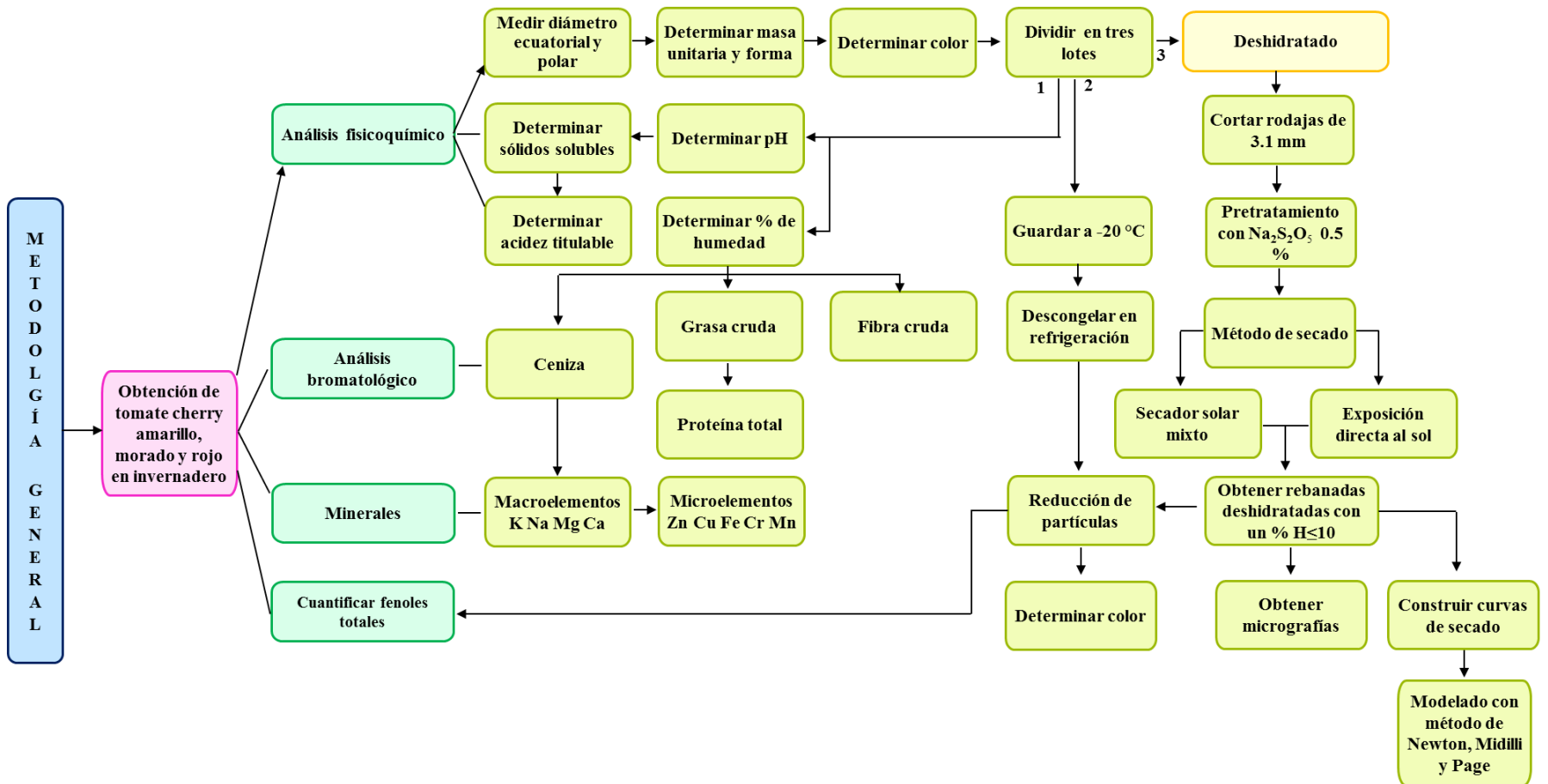


Figura 20. Diagrama general de la metodología

8.3 Obtención de muestras frescas de tomate cherry amarillo, morado y rojo

El sistema de cultivo es uno de los factores determinantes de la concentración de compuestos antioxidantes presentes en el tomate y para minimizar interferencias por las diferencias de cultivo en las concentraciones de compuestos fenólicos se optó por cultivar los tomates cherry.

Las semillas que se usaron se obtuvieron de tres proveedores distintos. Las semillas de tomate cherry amarillo se obtuvieron con “Chebiisz. D.C”, las semillas de tomate cherry morado con “Seed store” y las semillas de tomate cherry rojo con el proveedor “Las huertas”. El cultivo se llevó a cabo bajo condiciones de invernadero y libre de pesticidas sintéticos, iniciando por el acondicionamiento del invernadero, posteriormente el germinado de las semillas, preparación del sustrato, el trasplante de las plántulas en el invernadero y cosechado de los tomates.

8.3.1 Acondicionamiento del invernadero. El invernadero utilizado se encuentra ubicado a una latitud de 17° 49.797´ N, longitud 97° 48.210´ W y a una altitud 1771 msnm dentro de las instalaciones del vivero de la Universidad Tecnológica de la Mixteca. Las dimensiones del invernadero son 9*5*4.40 m (largo*ancho*alto).

El acondicionamiento del invernadero para el cultivo implicó la colocación de tela mosquitera y de cortinas en los costados del invernadero para maximizar la circulación de aire, regular la temperatura y evitar el paso de insectos dentro del invernadero. Se eliminó toda la maleza que se encontraba dentro del invernadero y se realizó el acomodo de 6 camas, distribuyendo 2 camas por columna con una separación de 1.5 m entre ellas. La altura de las camas del suelo fue de 20 cm, Figura 21. Las camas se colocaron con la finalidad de tener una buena distribución de las plantas de tomate y un buen drenado de agua.

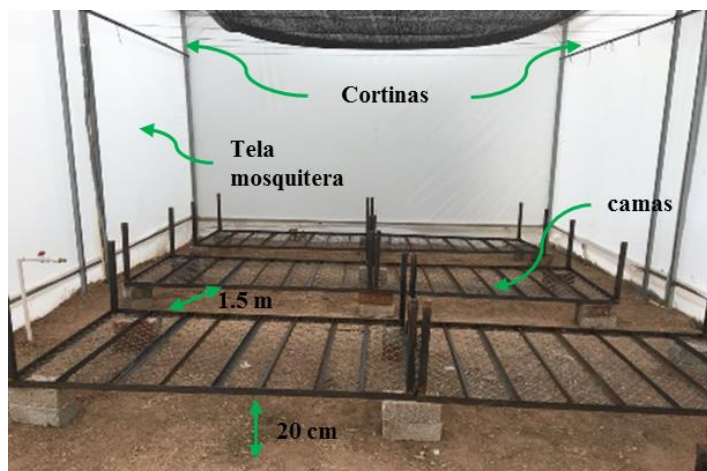
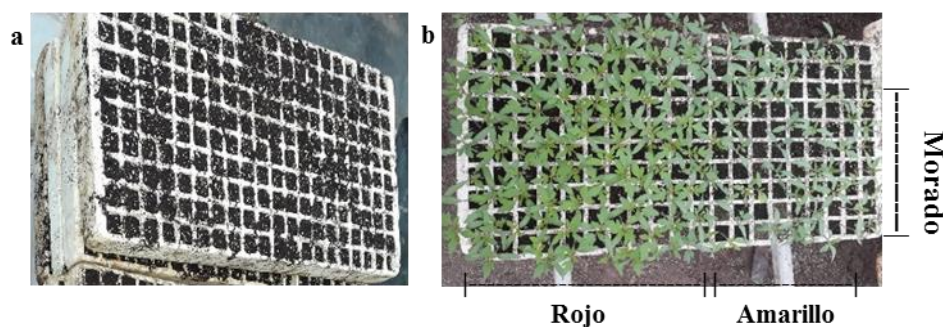


Figura 21. Invernadero para el cultivo de tomate cherry

8.3.2 Germinado de las semillas. El germinado de las semillas de tomate cherry inició con la preparación de la charola de germinado. Cada depósito de la charola se llenó con sustrato compuesto de peat moss y vermiculita (3:2) y se le agregó agua hasta un 90% de humedad, Figura 22a. Las semillas de tomate cherry amarillo, morado y rojo se hidrataron por 12 h en agua potable y se colocaron en los depósitos de la charola de germinado. El tomate cherry amarillo y rojo germinó a los 5 días. Mientras que el tomate cherry morado germinó a los 7 días. Las plántulas se dejaron en las charolas por 40 días para que alcanzaran una altura de 11 cm para el tomate cherry rojo, 10 cm para el amarillo y 8 cm para el tomate cherry morado, Figura 22b. Posteriormente se pasaron al área de trasplante.



a: Charolas de germinado, b: Plántulas de tomate

Figura 22. Germinado de plántulas de tomate cherry

8.3.3 Preparación del sustrato. Para la preparación de sustrato se mezclaron con una pala 8 carretillas de suelo arcilloso, 4 carretillas de suelo orgánico y 1 carretilla de estiércol de chivo, Figura 23a-b. Después se extendió el sustrato homogeneizado sobre un plástico y se humidifica con agua potable hasta alcanzar un 100% de humedad. Finalmente, se cubrió con una película de plástico y se dejó en reposo durante 7 días para obtener el sustrato esterilizado por solarización, Figura 23c.

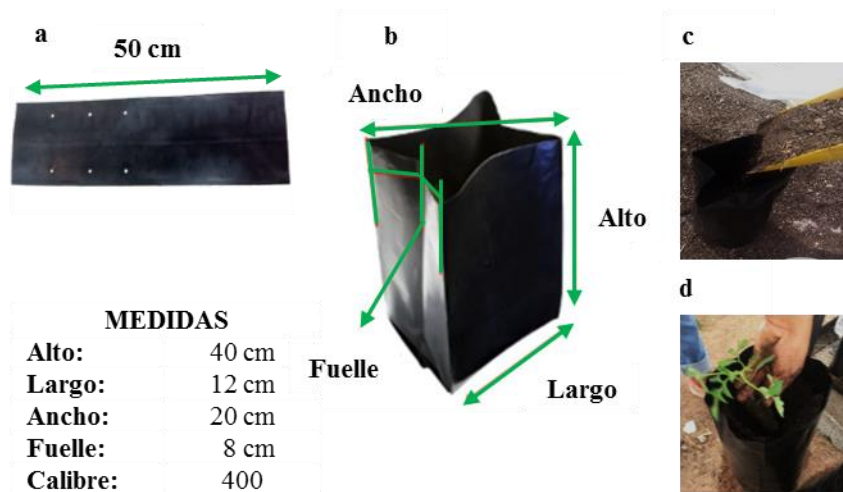


a: Tipo de suelo para el cultivo, b: Mezcla de sustrato, c: Solarización

Figura 23. Preparación del sustrato

8.3.4 Trasplante de las plántulas. Para el trasplante se prepararon bolsas aguacateras de 20 x 50 cm (ancho x alto), horadada a espacios de 5 cm y sellada de uno de los lados, Figura 24a-b. Se colocaron 6 kg del sustrato esterilizado dentro de la bolsa, Figura 24c y se realizó un riego con 250 mL de agua para humedecer y se dejó reposar dentro del invernadero durante un día para drenar el excedente de agua y atemperar. Posteriormente, se realizaron los trasplantes a una temperatura ambiente inferior a 25°C, una plántula por cada bolsa con sustrato, Figura 24d. Las bolsas con las plántulas se acomodaron como se señala en la Figura 25. Una vez distribuidas las plántulas se realizaron riegos con 500 mL de agua para obtener una humedad del suelo de 90–100%. La cantidad de plantas sembradas dependió directamente de la germinación de las semillas, se sembraron 24 plántulas de tomate cherry rojo, 16 de plántulas de tomate cherry amarillo y 3 plántulas de tomate cherry morado. La distribución de las plántulas dentro del invernadero se realizó de manera que hubiese un mejor intercambio de polen entre el mismo fenotipo. Para monitorear la temperatura y luminosidad dentro del invernadero se colocaron tres sensores, uno por cada columna justo a la mitad de las camas. También se insertaron en el sustrato medidores de humedad y pH en tres plántulas seleccionadas, Figura 25. También se colocó un sistema de riego por goteo para humedecer el sustrato a un 80% de humedad. Estos riegos se realizaron cada vez que la

humedad descendía hasta un 30% por las mañanas junto con la inspección minuciosa de las plántulas para detectar la posible presencia de una plaga o alguna enfermedad. Las condiciones de cultivo fueron una temperatura en el interior del invernadero de 25 a 35°C, una humedad del suelo de 30 a 80%, un pH del suelo de 7.5 a 8 y una intensidad máxima de luz de 2000 lux.



a: Perforación de la bolsa, b: Característica de la bolsa para sustrato, c: Llenado con sustrato, d: Trasplante

Figura 24. Trasplante de tomate cherry

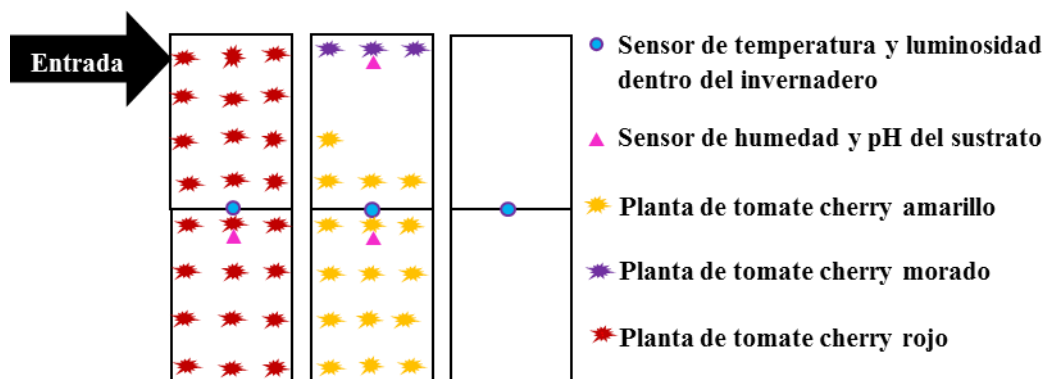


Figura 25. Distribución y monitoreo del cultivo dentro del invernadero

Transcurridos los 15 días de haber realizado el trasplante, a cada planta de tomate se le adicionaron 150 g de lombricomposta, 400 g de sustrato estéril y 250 mL de agua.

A los 16 días de trasplante se realizó la primera poda a cada una de las plantas de tomate para eliminar las hojas más viejas y dejar de tres a cuatro tallos por planta. Para evitar la caída de las plántulas, las bolsas se aseguran con hilos. Inmediatamente se procedió con el tutorado de cada planta de tomate cherry que permitió sostener cada planta sobre un hilo colocado en

forma vertical y que a su vez se sostuvo en un alambre colocado de forma horizontal en el techo del invernadero.

Terminando el tutorado de las plantas se realizó la primera polinización manual de cada de cada fenotipo de tomate cherry, dando tres golpes pequeños sobre el alambre que soporta a los tutores. Esta actividad se realizó todos los días a partir del día 16 de trasplante a las 9:00 a. m.

Para el control de las plagas en el cultivo, se llevó a cabo un asperjado de las paredes internas del invernadero con una disolución desinfectante. La fumigación de las paredes internas del invernadero consistió en el asperjado de una mezcla compuesta de 10 L de agua, 50 mL de hipoclorito de sodio en gel y 50 g de detergente. También se fumigaron las paredes externas de las bolsas de cada planta de tomate y las camas.

Mientras que a las plantas de tomate se les aplicó un asperjado de una disolución jabonosa. Esta disolución se preparó a partir de una mezcla de 15 g de jabón de pasta (Zote) y 500 mL de agua. El asperjado se realizó tanto en el anverso como en el reverso de cada hoja de la planta de tomate, debido a que regularmente los insectos se esconden en esta última región de la hoja. Este tratamiento se realizó diariamente durante 7 días posteriores a la identificación de insectos en alguna de las plantas para erradicar la plaga.

Por otra parte, durante el cultivo se detectó la presencia de amarillamiento y marchitamiento de hojas de algunas plantas de tomate, particularmente en el fenotipo amarillo. Para identificar la morfología de los microorganismos que provocaron la afección de las plantas se llevó a cabo un muestreo y un cultivo en agar. Posteriormente se realizó un análisis del cultivo en agar por microscopía óptica con un aumento 100x y a partir de esto, se determinó la presencia de hongos y posiblemente de alguna especie del género *Aspergillus*, Figura 26. El control de los hongos en este cultivo, se realizó con un té de cola de caballo (*Equisetum arvense* L.) de acuerdo a lo reportado en el manual para la producción de abonos orgánicos y biorracionales [64]. Esto permitió prescindir del uso de pesticidas sintéticos. El té se preparó a partir de una infusión de 10 g de cola de caballo deshidratado y 100 mL de agua en ebullición. La mezcla se dejó en ebullición por 20 min. Posteriormente, la mezcla se dejó atemperar y se llevó a un volumen final de 5 L. El tratamiento de las plantas de tomate

consistió en un asperjando de té sobre las partes aéreas de cada una de las plantas de tomate todos los días hasta la desaparición de las manchas amarillentas presentes en las hojas de la planta.

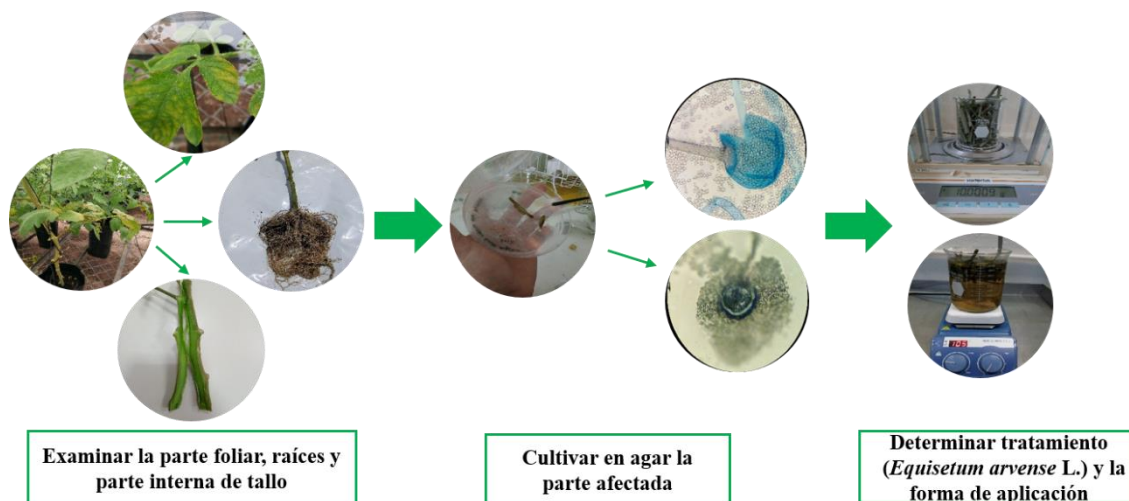








Figura 26. Detección de enfermedades en la planta de tomate cherry

8.3.5 Cosechado de los tomates cherry. Para empezar con la cosecha de cada fenotipo se le asignó un número a cada planta y se seleccionaron al azar tres números empleando una tabla de números aleatorios generados en Excel. Para el tomate cherry morado se seleccionaron las tres plantas debido al número de muestras. A cada una de estas plantas se les colocó un tarjetón que identificó con una letra a la réplica correspondiente (a, b o c). Las plantas etiquetadas se utilizaron para el monitoreo de la productividad de cada fenotipo y se reportaron como productividad A (g/planta) como la masa total de los frutos cosechados y productividad B (# frutos/planta) como el número total de frutos cosechados por planta.

Por otro lado, para determinar el tiempo óptimo de cosecha del tomate cherry amarillo, morado y rojo se tomaron de referencia los tiempos para el cosechado del tomate cherry rojo. Para este fenotipo se utilizaron cartas de color para el cosechado del fruto. Sin embargo, para el tomate cherry morado no fue posible emplear esta estrategia, debido a que, durante la cosecha de los frutos amarillos y rojos, los frutos morados se encontraban inmaduros, así que se dejó madurar hasta que la superficie verde tuviera un color morado. Así mismo, es importante aclarar que el tomate cherry amarillo se denomina de esta manera debido a que la superficie al inicio de la maduración es amarilla y posteriormente se torna naranja, Tabla 6.

Para la recolecta del tomate cherry rojo se utilizó el estado de madurez 12, de acuerdo a la escala reportada por Heuvelink, Anexo 1.

Tabla 6. Maduración del tomate cherry

Fenotipo	Inicio de la maduración	Tomate maduro
Amarillo		
Morado		
Rojo		

Los frutos de tomate cherry maduros se trasladaron al laboratorio de Principios Bioactivos, donde se lavaron y se desinfectaron. Los frutos recolectados de cada planta etiquetada se contaron y se determinaron las masas en una balanza digital. Esto se realizó desde la primera cosecha (70 días de trasplante) hasta la última cosecha (164 días de trasplante) y los datos obtenidos se sumaron y se reportaron como el promedio de tres réplicas con su desviación estándar.

La mayor producción de frutos maduros de tomate cherry morado se obtuvieron en el día 164 y en este día se detuvo el cultivo para los tres fenotipos. Una vez recolectados los frutos se llevaron a desinfectar y visualmente se clasificaron como chico, mediano y grande cuidando que la maduración fuera la misma (color). Del tamaño mediano se obtuvo el mayor número de frutos y de estos se seleccionaron aleatoriamente 20 muestras de cada fenotipo y se les midió la masa y los diámetros. Los resultados de esas mediciones se expresaron como la media de 20 réplicas con su desviación estándar. Posteriormente del grupo mediano se seleccionaron 10 muestras de cada fenotipo y se llevaron para la determinación de color y se

tomaron lecturas en 10 puntos distintos de la superficie del tomate, los resultados se expresaron como la media de 100 mediciones y su desviación estándar.

También se usaron las muestras medianas para el estudio fisicoquímico, bromatológico, minerales, fenoles totales en fresco (las muestras se almacenaron a -20°C antes de la cuantificación) y para el proceso de secado en el secador solar mixto y por exposición directa al sol.

8.4 Análisis fisicoquímicos, bromatológicos y cuantificación de minerales

En este apartado se describen los métodos utilizados en los análisis fisicoquímicos, bromatológicos y cuantificación de minerales realizados a los tomates cherry frescos de tres fenotipos.

8.4.1 Metodología para el análisis fisicoquímico en tres fenotipos de tomate cherry. Los análisis fisicoquímicos consistieron en la determinación de tamaño, masa unitaria, forma, color, pH, acidez titulable, humedad y sólidos solubles. A continuación, se describe el procedimiento seguido.

Tamaño. Se realizó usando un vernier, midiendo el diámetro ecuatorial (T) y el diámetro polar (L) [33]. El resultado se reportó como el promedio de 20 muestras \pm desviación estándar.

Masa unitaria (M_f). Se colocó el tomate sobre una balanza analítica y se midió la masa. Esta determinación se realizó a cada uno de los fenotipos de tomate cherry. El resultado se reportó como el promedio de 20 muestras \pm desviación estándar.

Forma. Para determinar la forma de cada uno de los tomates se usaron los valores obtenidos del diámetro ecuatorial y polar usando la formula siguiente [34]:

$$\text{Forma} = \frac{T}{L}$$

Valor obtenido < 1 Tipo Bola

Valor obtenido > 1 Tipo Alargado

Color. Se determinó por el método CIE $L^*a^*b^*$ descrita por Santos-Sánchez *et al.* [62]. La determinación de color consistió en medir los parámetros L^* , a^* , b^* con un espectrofotómetro colorímetro HunterLab usando el iluminante D65 (luz de día), un ángulo de observación de 10° y el programa EasyMatchQC. Para el cherry fresco se realizaron lecturas en 10 puntos distintos de la superficie de cada fenotipo de tomate cherry. En el caso del tomate cherry seco, se realizó una molienda para homogeneizar la muestra y posteriormente se trasvasó a una cubeta de metacrilato y se tomaron lecturas en 10 puntos distintos de forma vertical en la cubeta con el colorímetro. Posteriormente se calculó el ángulo Hue (h°_{ab}) y cromaticidad (C^*_{ab}) con las fórmulas siguientes [35]. El resultado para el cherry fresco se reportó como el promedio de 100 lecturas \pm desviación estándar. Para el deshidratado se reportó como el promedio de 10 lecturas \pm desviación estándar.

$$h^\circ_{ab} = \tan^{-1} \left(\frac{b^*}{a^*} \right)$$

$$C^*_{ab} = (a^* + b^*)^{0.5}$$

Donde:

L^* =Luminosidad o claridad a^* =Coordenadas (rojo⁺, verde⁻)
 b^* =Coordenadas (amarillo⁺, azul⁻) C^*_{ab} =Cromaticidad
 h°_{ab} =Ángulo Hue

pH (AOAC 981.12). Las muestras frescas se prepararon como lo indica la AOAC 920.149, se tomó una alícuota de 7.5 g y se llevó a una temperatura de 25°C . Se procedió a la lectura del pH con un potenciómetro previamente calibrado. Se reportó la lectura leída en la pantalla del potenciómetro con un decimal [42]. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar.

Sólidos solubles (AOAC 932.14). Para la determinación de sólidos solubles se usó el método refractométrico. Para esta determinación se usó el refractómetro de Abbe. Primero se ajustó el refractómetro a cero % de sacarosa con agua tipo 1 a 20°C . De cada una de las muestras se obtuvieron 5 mL de jugo. Se colocaron tres gotas de jugo en el prisma inferior del refractómetro, se tapó con el prisma superior y se aseguró con la perilla. Para la lectura se observó sobre la pieza ocular y se ajustó para enfocar la escala y la frontera. Para quitar el color azul o rojo se giró la perilla de precisión y para alinear la frontera se giró la perilla de control. La lectura se toma cuando se mira una mitad oscura y otra clara con la equis en el

centro. Se lee la escala en °Brix [42]. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar.

Acidez titulable (AOAC 942.15). Primero se preparó la muestra como lo indica la AOAC 920.149. Se pesaron 7.5 g de muestra homogeneizada y se le agregaron 20 mL de agua desionizada libre de CO₂. Esta mezcla se calentó durante 1 h a 70°C, luego se aforó a 50 mL con agua desionizada, se atemperó y se filtró a través de algodón. Se adicionaron 25 mL del filtrado a un matraz volumétrico y se aforó a 250 mL con agua desionizada libre de CO₂. Posteriormente, 50 mL de la disolución preparada con 0.15 mL de fenolftaleína se llevó a una titulación con NaOH 0.1 N hasta al vire a un rosa tenue [42]. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar. El porcentaje de acidez se determinó con la fórmula siguiente [40]:

$$\text{Acidez total (\%)} = \left(\frac{N \cdot V \cdot F}{P \cdot 1000} \right) * 100$$

Donde:

N=Normalidad del NaOH (mEq/mL)

V=Volumen de NaOH consumidos (mL)

F=Peso equivalente del ácido predominante (ácido cítrico = 64.04 mg/mEq)

P=Peso de la alícuota de la muestra (g)

1000=Factor de relación de mg a g (1/10=100/1000)

Humedad (AOAC 934.06). En un crisol previamente tarado a peso constante se colocaron 10 g de muestra molida y homogeneizada. Se llevaron a una estufa a 70°C por 6 h y luego a 100°C por 6 h. Posteriormente, la muestra se dejó enfriar dentro de un desecador y se pesó. La muestra se volvió a colocar en la estufa hasta lograr una variación menor a 3 mg respecto al penúltimo pesaje realizado. Todas las determinaciones se realizaron por triplicado y los resultados se expresaron como % y fueron el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar. La determinación de humedad se realizó mediante la ecuación siguiente [42]:

$$\% \text{ humedad} = \left(\frac{P_2}{P_1} \right) * 100$$

Donde:

P₂=masa final en g de la muestra
P₁=masa inicial en g de la muestra

8.4.2 Metodología para los análisis bromatológicos en tres fenotipos de tomate cherry.

El análisis bromatológico consistió en la determinación de la fibra cruda, grasa cruda, nitrógeno y proteína total y determinación de cenizas en los tres fenotipos de tomate cherry. A continuación, se describen los métodos que se utilizaron.

Fibra Cruda (AOAC 962.09). Se pesaron 2 g de muestra seca y se transfirió a un matraz bola de 500 mL. Se adicionaron 200 mL de H₂SO₄ al 1.25% (en ebullición) a la muestra. Se llevó a ebullición a reflujo con agitación por 30 min en el sistema de digestión. Se giró el matraz cada 5 min para evitar que los sólidos se adhirieran a los lados. Por otro lado, se preparó el sistema para filtración. El sistema de filtración está compuesto por un embudo Büchner con un filtro libre de cenizas (pesar) y su tapa de goma que permitió sellar al kitasato con el embudo. A su vez el matraz kitasato debe ir conectado a una bomba de vacío (25 mmHg). Una vez terminado el tiempo de reflujo se dejó pasar agua en ebullición al embudo Büchner para calentarlo. Posteriormente se transfirió el contenido del matraz de reacción al embudo y se filtró hasta no observar que pase agua. El sólido retenido se lavó con agua en ebullición con filtración al vacío. Se realizaron cuatro lavados de 40 mL de agua en ebullición y se filtró a vacío. Los sólidos se transfirieron al matraz y se lavaron con NaOH al 1.25% el embudo para retirar toda la muestra pegada. Este residuo se colocó en el matraz a reflujo por 30 min con 200 mL de NaOH 1.25%. Pasado este tiempo se transfirió al embudo y se filtró hasta dejar de observar la filtración de agua. Se lavó con 20 mL de agua en ebullición, filtrando al vacío. Se realizó un lavado con 30 mL de H₂SO₄ al 1.25% en ebullición, luego con dos porciones de 30 mL de agua en ebullición, filtrando al vacío. El residuo del embudo se colocó en un crisol a peso constante. Se secó en estufa a 130 °C por 2 h. Se registró la masa de este residuo. El residuo se llevó a cenizas en una mufla a 550±10°C por 2 h. El crisol se dejó enfriar en el desecador y se pesó. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como % y es el promedio de tres mediciones ± desviación estándar. El porcentaje de la fibra cruda se determinó de la forma siguiente [42]:

$$\% \text{ de fibra cruda} = \frac{\text{Pérdida de peso en la ignición}}{\text{peso de la muestra}} * 100$$

Grasa cruda (AOAC 920.39). Se realizó por el método de Soxhlet, se pesaron 3 g de muestra homogeneizada y seca obtenida de la determinación de humedad. La muestra se colocó en un cartucho de celulosa, se armó el sistema de extracción y se le agregaron 200 mL de hexano en un matraz bola de 250 mL. El disolvente se dejó en reflujo durante 30 sifoneos. Posteriormente, el disolvente se evaporó en un rotavapor y se llevó hasta sequedad. Finalmente, el matraz con la muestra seca se pesó para determinar la cantidad de grasa extraída. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como % y fue el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar. El porcentaje de grasa cruda se determinó de la forma siguiente [42]:

$$\% \text{ Grasa cruda} = \left(\frac{P_3 - P_2}{P_1} \right) * 100$$

Donde:

P₃=Masa del matraz con grasa en g

P₂=Masa del matraz sin grasa en g

P₁=Masa de la muestra en g

Nitrógeno y proteína total. La determinación se realizó por método de micro-Kjeldahl descrita por Baker y Thompson, que consistió en tres pasos que incluyeron una digestión, destilación y titulación con ácido sulfúrico (Apéndice 2).

Digestión. En un tubo de digestión Kjeldahl se colocaron 0.1 g de muestra homogeneizada, seca y desengrasada. Posteriormente se adicionaron 1.1 g de mezcla catalizadora (90% de K₂SO₄, 9% CuSO₄.5H₂O, 0.9% Se) y 3 mL de ácido sulfúrico concentrado. La muestra se llevó a digestión aproximadamente 4 h hasta que se tornó a un color verde-azulado en el digestor Kjeldahl. Después, la muestra se dejó enfriar, se adicionaron 20 mL de agua tipo 1 libre de CO₂ y se colocó en un vortex para homogeneizar.

Destilación. Posteriormente, el tubo de digestión se colocó en el micro-destilador Kjeldahl y se agregaron 20 mL de NaOH 10 M lentamente desde el dispensador del equipo de micro-destilador. Para recibir el destilado se colocaron 5 mL de ácido bórico al 4% con una mezcla de indicador en un matraz Erlenmeyer de 50 mL. Se recolectaron 35 mL de destilado (Apéndice 1).

Para la mezcla del indicador se pesaron 0.01 g de verde de bromocresol, 0.07 g de rojo de metilo y se disolvieron en 100 mL de alcohol etílico (90%). Para la disolución de ácido bórico se disolvieron 10 g de H₃BO₃ en 200 mL de agua tipo 1 libre de CO₂ y se llevó a un volumen de 475 mL en un matraz volumétrico de 500 mL. A esta disolución se le adicionaron 10 mL de la mezcla de indicador. La disolución de ácido bórico obtenida se llevó a un pH de 5.0 (color rosa mexicano) con NaOH 0.1 M y H₂SO₄ 0.05 M y se aforó con agua tipo 1 a 500 mL.

Titulación. El destilado obtenido se tituló con ácido sulfúrico estandarizado a 0.005 M hasta un vire de color a rosa mexicano. Para el blanco de la muestra se sigue el mismo proceso omitiendo la muestra. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como % y fue el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar. El porcentaje de nitrógeno y proteína total se determinó de la forma siguiente [45]:

$$\% \text{ Nitrógeno} = [(T-B) * N * 1.401] / \text{g muestra}$$

$$\% \text{ Proteína} = \% \text{ N} * 6.25$$

Donde:

T=mL de H₂SO₄ usados en la titulación de la muestra

B=mL de H₂SO₄ para la titulación del blanco

N=Normalidad del H₂SO₄

Cenizas (AOAC 923.03). Para la determinación de ceniza se pesaron 30 g de muestra homogeneizada en un crisol previamente tratado con ácido nítrico y a peso constante. Posteriormente, se procedió con los pasos realizados para la determinación de humedad, sección 8.4.1. Las muestras secas se calentaron sobre una parrilla a 540°C y se dejaron incinerando. Luego se colocaron dentro de una mufla a 600°C hasta la obtención de cenizas de color blanco o gris claro. Esta determinación se realizó por triplicado y se expresó como % y es el promedio de tres mediciones \pm desviación estándar. Finalmente, las muestras se dejaron enfriar en un desecador y se pesaron. Para determinar el % de ceniza se utilizó la ecuación siguiente [42]:

$$\% \text{ ceniza} = \left(\frac{C_3 - C_2}{C_1} \right) * 100$$

Donde:

C_1 =Masa de la muestra en g
 C_2 =Masa del crisol sin las cenizas en g
 C_3 =Masa del crisol y las cenizas en g

8.4.3 Metodología para la determinación de minerales en tres fenotipos de tomate cherry (AOAC 968.08). Para la cuantificación de minerales se lavaron los materiales de vidrio y plástico con disolución jabonosa, seguido de un enjuague con agua de la llave y posteriormente con agua tipo 1. Para eliminar las sales, los materiales se sumergieron en HNO_3 al 10% por 1 h a 40°C y se enjuagaron con agua tipo 1. Posteriormente, los materiales se sumergieron en agua tipo 1 por 1 h a 40°C y luego en HNO_3 al 2% por 30 min. Después se realizaron enjuagues con agua tipo 1 y se dejaron los materiales en inmersión con agua tipo 1 a 40°C por 30 min. Finalmente, estos materiales se dejaron secar y se guardaron en un recipiente con tapa para su uso posterior [65].

Para la determinación de minerales se usaron las cenizas obtenidas en la sección 8.4.2 en crisoles tratados. Las cenizas se transfirieron a un matraz Erlenmeyer de 50 mL a través de lavados con 2 mL de HNO_3 al 20% (se realizaron cinco lavados). Posteriormente, las disoluciones ácidas de las cenizas se calentaron sobre una parrilla hasta alcanzar una ebullición lenta por 30 min. Transcurrido este tiempo, las disoluciones se transfirieron a un matraz volumétrico de 25 mL y se aforaron con agua tipo 1 [65].

Para determinar la cantidad de microelementos (Zn, Cu, Fe, Cr, Mn) y macroelementos (K, Na, Mg, Ca) contenidos en las muestras, se realizaron las curvas de calibración para cada mineral (Apéndice 20-21) y la lectura de la muestra de acuerdo a las especificaciones del espectrofotómetro de absorción atómica, Tabla 7, utilizando una flama de aire-acetileno.

La primera dilución de las muestras se realizó de acuerdo al intervalo de trabajo del equipo y la concentración del mineral reportado en la literatura [64, 65]. En todas las lecturas se utilizó un blanco para la curva y las muestras. Adicionalmente, para la determinación de Ca y Mg se utilizó lantano a una concentración de $2000\ \mu\text{g/mL}$ tanto en las disoluciones estándar como en la muestra para eliminar interferencias y suprimir la ionización. Para la determinación de Na y K, se utilizó cesio a una concentración de $2000\ \mu\text{g/mL}$ para evitar interferencias por la ionización de los elementos estudiados.

Tabla 7. Características generales para de las curvas de calibración AAS

Mineral	λ de onda (nm)	Ancho de rendija (nm)	Intervalo óptimo de trabajo ($\mu\text{g/mL}$)	Sensibilidad ($\mu\text{g/mL}$)
Zn	213.9	0.5	0.4-1.5	0.008
Cu	324.7	0.5	1.0-5.0	0.025
Fe	248.3	0.2	2.0-9.0	0.050
Cr	357.9	0.2	2.0-15.0	0.050
Mn	279.5	0.2	1.0-3.6	0.020
K	766.5	0.5	0.4-1.5	0.008
Na	589.0	0.5	0.2-0.7	0.004
Mg	285.2	0.5	0.1-0.04	0.003
Ca	422.7	0.5	1.0-4.0	0.020

Las mediciones se realizaron con una mezcla de aire-acetileno.

8.5 Deshidratado de tres fenotipos de tomate cherry

El tomate recolectado, homogeneizado por tamaño y color característico se rebanaron en rodajas de 3.1 mm de espesor con un rebanador de vegetales y se les retiraron las semillas. Una vez rebanados los tomates se pretrataron con metabisulfito de sodio al 0.5% por 3 min y luego se drenó el agua por 1 min, Figura 27. Posteriormente el agua se drenó y se terminó de quitar el excedente con una toalla de papel. Una vez retirado el exceso de agua se procedió a colocar las rebanadas sobre las charolas. El deshidratado se llevó a cabo por dos métodos de secado, usando un secador solar mixto a una temperatura máxima de 60°C y por exposición directa al sol. Las masas de los tres fenotipos de tomate cherry se monitorearon cada 0.5 h.



Figura 27. Pretratamiento del tomate cherry con metabisulfito de sodio.

8.5.1 Obtención de los datos para construir las curvas de secado. Los datos de velocidad de secado se obtuvieron a partir las masas de las muestras húmedas, M_H y masas a diferentes

tiempos de secado, $M_{s,t}$. La masa de las rebanadas de tomate cherry se monitoreó cada 0.5 h, hasta obtener un porcentaje de humedad final en base húmeda (% MR_{BH}) de alrededor del 10%, de acuerdo a la ecuación siguiente [54]:

$$\% MR_{BH} = \frac{M_H - M_{s,t}}{M_H} * 100$$

Donde:

% MR_{BH} =% humedad en base húmeda

M_H =Masa inicial de la muestra

$M_{s,t}$ =Masa de la muestra al tiempo t

Posteriormente se calculó la masa seca (L_s) de cada fenotipo de tomate cherry. Esta cantidad se obtuvo a partir de la ecuación siguiente:

$$L_s = M_H * \frac{(100 - \% MR_{BH, total})}{100}$$

Donde:

% $MR_{BH, total}$ =% de humedad total de la muestra, calculada a partir del método de la estufa (sección 8.4.1)

Luego se calculó la razón de humedad en base seca al tiempo t ($MR_{BS,t}$) con la ecuación siguiente:

$$MR_{BS,t} = \frac{M_{s,t} - L_s}{L_s} \text{ (kg de agua/kg de sólidos secos)}$$

Por otra parte, la velocidad de secado R [kg de agua/($m^2 \cdot h$)] se calculó a partir de la ecuación siguiente:

$$R = - \frac{L_s}{A} \left(\frac{dMR_{BS,t}}{dt} \right)$$

Donde:

A=Área superficial de la rebanada de tomate expuesta al secado (m^2)

$dMR_{BS,t}$ =Diferencia de razón de humedad (datos normalizados) en base seca en los intervalos de tiempo donde se evaluó la pérdida de humedad en la rebanada de tomate (kg de agua/kg de sólidos secos)

dt =Diferencia de tiempo en los intervalos de tiempo donde se evaluó la pérdida de humedad en la rebanada de tomate (h)

Para graficar las curvas de secado se colocó en el eje X el tiempo y en el eje Y la razón de humedad. Para las curvas de velocidad de secado se graficaron en el eje Y la velocidad de secado y en el eje X la razón de humedad.

Por otro lado, para describir el proceso de secado se aplicaron tres modelos matemáticos usando datos de la razón de humedad normalizadas en base seca en el tiempo t ($MR_{BS,t}$) para obtener las constantes de cada uno de los modelos a través de iteraciones en Excel con el complemento Solve. Las iteraciones se realizaron hasta obtener valores de R^2 cercanos a 1, Apéndice 46. El modelo matemático que mostró valores más alejados a los parámetros indicados se envió al apéndice 31. A continuación, se muestran los tres modelos matemáticos usados:

$$\begin{aligned} \text{Modelo de Page } MR &= \exp(-kt^n) \\ \text{Modelo de Midilli } MR &= a*\exp(-kt^n) + b*t \\ \text{Modelo de Newton } MR &= \exp(-kt) \end{aligned}$$

Las constantes k de los modelos matemáticos se determinaron para cada método de secado y fenotipo. Esta constante permitió determinar que deshidratados se obtuvieron en menos tiempo. Así mismo de acuerdo a los valores a y n se determinó si solo interviene la temperatura u otras variables al momento de deshidratado. Con los valores de b se puede saber si se usaron rebanadas del mismo grosor. Mientras que los valores de ω indicaron el origen de las diferencias (método o fenotipo).

8.5.2 Obtención de las micrografías de tomate cherry deshidratado (AOAC 964.07, 97, 970.08). Para obtener las micrografías del tomate cherry deshidratado se procedió a cortar 50 mm de la septa deshidratada de cada tomate cherry. Con ayuda de una navaja afilada se cortaron horizontalmente las muestras para obtener una película muy fina [65]. La película obtenida de cada muestra de tomate cherry se colocó sobre una placa de cultivo para tinción. Posteriormente se cubrió la película con un cubreobjeto y se colocó en la base del microscopio. Se centró la muestra sobre el eje xy con la fuente de luz led encendida. Para

observar y fotografiar las características microscópicas de las rebanadas deshidratadas se usó un microscopio compuesto trinocular OMAX[®] (ocular 10X, objetivo 10X) con cámara USB QUASAR[®] integrado.

8.6 Cuantificación de fenoles totales

Extracción. Para obtener los extractos de la muestra fresca, se cortaron a la mitad los tomates cherry, se les retiraron las semillas y se licuaron para homogeneizar. Se pesaron 80, 30 y 60 mg de tomate cherry amarillo, morado y rojo, respectivamente. Las muestras deshidratadas se llevaron a una molienda en un molinillo de grano para café por 30 s para homogeneizar y se pesaron 15 mg de tomate cherry amarillo, 18 mg de tomate cherry morado, 18 mg de tomate cherry rojo; deshidratados con el secador solar mixto, 19 mg de tomate cherry amarillo, 22 mg de tomate cherry morado, 24 mg de tomate cherry rojo; deshidratados por exposición directa al sol.

Las muestras se colocaron en tubos para microcentrifuga Eppendorf de 1.5 mL y se realizaron extracciones con 1 mL de EtOH acuoso al 70%. Después, los tubos se agitaron en un vortex por 1 min y luego se sonicaron por 15 min en un baño de ultrasonido [49]. Enseguida, las mezclas se colocaron en una centrifuga a 1210 g por 30 min y se decantaron.

Cuantificación. En una microplaca se adicionaron 60 μ L del extracto o estándar y 60 μ L de Folin-Ciocalteu 0.1 M y se dejaron reposar por 3 min a temperatura ambiente, para posteriormente pasar a una agitación orbital dentro del lector de microplacas por 15 s a 237 cpm. Finalmente, se le adicionaron 60 μ L de carbonato de sodio 0.5% a la microplaca y la mezcla se incubó a 40°C por 30 min. Posteriormente se realizó una agitación orbital por 1 min, seguida de una lectura de absorbencia a 750 nm en un lector de microplacas [68].

Los controles negativos de las muestras se obtuvieron a partir de 60 μ L de extracto, 60 μ L de agua tipo 1 y 60 μ L de carbonato de sodio. El blanco de los estándares consistió de 60 μ L del estándar 25 μ g/mL, 60 μ L de agua tipo 1 (disolvente en el que se preparó el reactivo Folin-Ciocalteu) y 60 μ L de carbonato de sodio.

Para la cuantificación del contenido de fenoles totales se construyó una curva estándar de ácido gálico en el intervalo de concentraciones de 5 a 25 μ g/mL y los resultados se expresaron

en mg equivalentes de ácido gálico (EAG) por 100 g de muestra en base seca. Las lecturas de absorbencias se realizaron por triplicado tanto para las muestras como para los estándares. Con la ecuación de la recta obtenida de la curva de calibración y la absorbencia leída de la muestra se determinaron las concentraciones de fenoles totales en la muestra [48].

8.7 Determinación del porcentaje de retención de FT

El porcentaje de retención se obtuvo con los datos obtenidos de la concentración de fenoles totales en el tomate cherry fresco y deshidratado. El porcentaje se calculó con la ecuación siguiente:

$$\% \text{ de retención} = \frac{FT_{SS \text{ o } ED}}{FT_{Fresco}} * 100$$

Donde:

$FT_{SS \text{ o } ED}$ =Fenoles totales en el deshidratado en el secador solar mixto o por exposición directa al sol

FT_{Fresco} =Fenoles totales en la muestra fresca

8.8 Análisis estadístico

A los datos obtenidos se les realizaron pruebas de normalidad con la prueba de Shapiro-Wilk. Los grupos de datos normales se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) y un comparativo de medias, empleando la prueba de Fisher LSD a un $\alpha < 0.05$ usando el Excel con el complemento XLSTAT. Los datos que no fueron normales se les realizó la prueba de Kruskal-Wallis y de Dunn, empleando el entorno de desarrollo Rstudio. Algunos de los datos no normales se lograron transformar con el método de Johnson y posteriormente se sometieron a un ANOVA y un comparativo de medias de Fisher LSD a un $\alpha < 0.05$ en Rstudio. Todas las correlaciones de datos se llevaron a cabo con el método de Spearman.

9. Resultados y análisis

En esta sección se presentan todos los resultados obtenidos en el estudio del tomate cherry fresco y el efecto del deshidratado en fenoles totales y color usando dos métodos de secado.

9.1 Cultivo de los tres fenotipos de tomate cherry libre de pesticidas sintéticos

Se obtuvieron porcentajes de germinación de las semillas que fueron de 95.8% para el fenotipo amarillo, 60% para el morado y 64% para el fenotipo rojo, Tabla 8. Los tiempos de inicio de floración y formación de fruto fueron los mismos para el tomate cherry amarillo y rojo, 14 y 20 días respectivamente después del trasplante. Para el cherry morado la floración inició en el día 33 del trasplante y la formación de fruto en el día 45, Figura 29. Las plantas fueron tanto de crecimiento indeterminado (amarillo y rojo) como determinado (morado).

Por otra parte, la maduración de los tomates cherry amarillos y rojos inició a los 60 días del trasplante y se recolectaron cuando alcanzaron la madurez comercial (70 días después del trasplante). Mientras que para el tomate morado inició la maduración del fruto después de 64 días del trasplante y alcanzó la madurez comercial a los 95 días después del trasplante, Figura 28-29.

Tabla 8. Germinado de semillas y floración de plantas de tomate cherry

Fenotipo	% Germinado	No. de plantas con floración (14 días de trasplante)
Amarillo	64	21
Morado	60	0
Rojo	95.8	5

Nota: Floración del morado en el día 33 del trasplante



Figura 28. Frutos de tomate cherry maduros

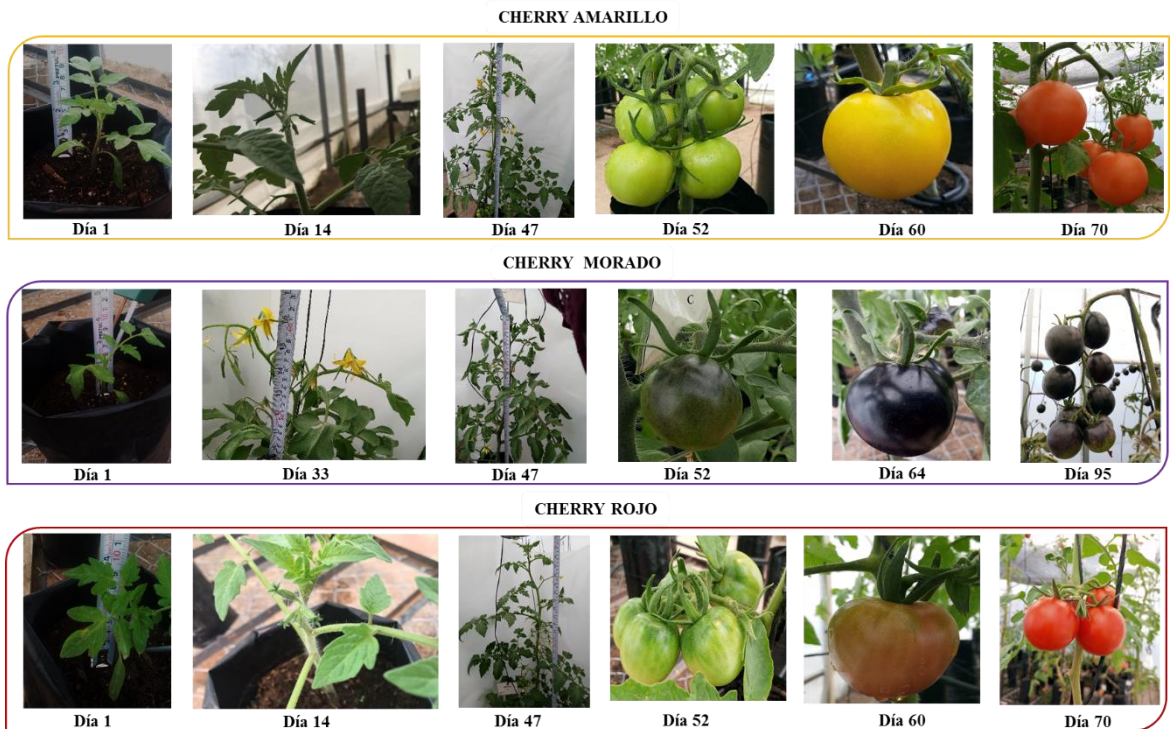


Figura 29. Cultivo de tomate cherry

Respecto a los tiempos de floración, formación de frutos y maduración se encontró que los datos obtenidos para los tomates cherry amarillo y rojo son cercanos a los reportados por Chávez *et al.*, de 22.7 a 25.7 días para la floración y de 35 a 37.7 días para la formación de frutos de nueve fenotipos de cherry cultivados en invernadero y empleando fertilizantes sintéticos. También se encontró que fue más rápida la floración y formación de frutos en tomate cherry amarillo y rojo que en el fenotipo morado, Figura 29.

Así mismo, los tiempos de maduración del fruto para el cherry amarillo, morado y rojo fueron más largos que los reportados por Chávez *et al.*, 55.3 – 60 días [69]. Los tiempos de maduración de las plantas de tomate cherry amarillo y rojo se debe a que son fenotipos de cosecha temprana (52-70 días). Mientras que el tomate cherry morado pertenece al grupo de tomates de maduración tardía, que desde el trasplante hasta la maduración del fruto requieren de más de 80 días para llegar a la madurez comercial [70].

Después de la recolecta de los tomates se determinó la productividad A y B en base a la masa o número total de frutos cosechados por planta. Para los tres fenotipos estudiados se encontraron diferencias significativas ($\alpha < 0.05$) en la productividad. Particularmente, en el

caso del tomate cherry amarillo se obtuvieron tomates relativamente grandes, y por lo tanto este fenotipo presentó una productividad mayor que los otros dos fenotipos estudiados, Tabla 9.

Tabla 9. Datos de productividad de los tres fenotipos de tomate cherry

Determinación	Tomate cherry fresco		
	Amarillo	Morado	Rojo
Productividad A (g/planta)	9240.0±302.4 ^a	1701.0±81.0 ^b	4712.0±142.1 ^c
Productividad B (# fruto/planta)	93.3±3.1 ^a	63.0±3.0 ^b	152.0±4.6 ^c

Los resultados se expresaron como la media de productividad de tres plantas \pm desviación estándar. Letras diferentes después del valor expresan una diferencia significativa de medias a lo largo de las filas empleando la prueba de Fisher LSD ($\alpha=0.05$). El ANOVA y el comparativo múltiple de medias de Fisher LSD se encuentran en los Apéndices 2-3.

Respecto a la productividad, Khan *et al.*, reportaron en el tomate cherry amarillo (Aria) una productividad de 2943±124 g de tomate cherry por planta y un número de frutos de 284.83±7.35 por planta cultivada de manera hidropónica. Comparando los datos reportados y los obtenidos en este estudio se puede apreciar que el tomate cherry amarillo estudiado tiene una productividad aproximadamente tres veces mayor que la reportada por Khan *et al.* para el tomate cherry amarillo (Aria) [71]. Esto se debe a que el tomate cherry amarillo (Aria) a pesar de producir un mayor número de frutos, la masa promedio de éstos (10.3±0.9 g) es menor que la masa del fenotipo amarillo (98.9±4.9 g) estudiado en el presente trabajo, Tabla 10. Este comportamiento probablemente se debe al tipo de sustrato que se utilizó y las condiciones de cultivo como lo demuestra un estudio realizado por Karim *et al.*, quienes reportaron tomates cherry con diámetros más grandes (1.2 veces) y una productividad más alta (1.4 veces) usando fertilizantes orgánicos [72].

Por otra parte, el tomate cherry rojo presentó una mayor productividad que la reportada por Wang *et al.* Estos autores reportaron una productividad de 431 g de tomate por planta usando aeroponía [73]. Mientras que, respecto a Khan *et al.*, reportaron una productividad mayor para el tomate cherry rojo (Claree) de 5569±135 g por planta.

Por último, de los tres fenotipos de tomate cherry estudiados en el presente trabajo, el tomate morado presentó la menor productividad, Tabla 9. Esto se debió a que tanto el número y la

masa de estos frutos fueron menores que en las otras dos variedades. Cabe mencionar que no existen reportes en la literatura sobre productividad de tomate cherry morado.

9.2 Características fisicoquímicas, bromatológicas y minerales del tomate cherry

Las características físicas obtenidas del tomate cherry fueron el peso, diámetro polar, diámetro ecuatorial y la forma del fruto. El tomate cherry amarillo (98.9 ± 4.9 g) tuvo un peso más grande que el tomate cherry morado (27.4 ± 1.3 g) y el tomate cherry rojo (31.3 ± 1.4 g). En general, el valor del diámetro ecuatorial (T) fue más grande que el valor del diámetro polar (L). Al dividir el diámetro ecuatorial entre el diámetro polar se obtiene la forma de cada uno de los tomates cherry, que en los tres fenotipos fue bola. Así mismo los valores de los diámetros y el peso del tomate cherry amarillo fueron más grandes que el tomate cherry morado y rojo, Tabla 10.

Las características físicas del tomate cherry amarillo, morado y rojo difieren con respecto a lo encontrado en la literatura. En todos los casos los tomates cultivados en este estudio tuvieron un mayor tamaño y peso. Esto probablemente se deba a las condiciones cultivo, principalmente a la mezcla de sustrato utilizado ya que se han reportado tomates cherry con diámetros más grandes (1.2 veces) y una productividad más alta (1.4 veces) en cultivos orgánicos [72]. Choi *et al.*, reportaron para el tomate cherry Gold Minichal un peso de 18.59 ± 0.08 g, un diámetro polar de 31.91 ± 0.39 mm y el diámetro ecuatorial de 32.24 ± 0.34 mm. Mientras que para el tomate cherry Black Kiss, con una fuerte similitud con el tomate cherry morado estudiado en el presente trabajo, reportaron un peso de 18.61 ± 0.91 g, diámetro polar de 30.09 ± 0.46 mm y diámetro ecuatorial de 32.89 ± 0.69 mm. Para el cherry vitamin y sugar cherry reportaron un peso de 14.29 ± 0.28 y 18.7 ± 1.3 g, un diámetro polar de 30.45 ± 0.39 y 30.9 ± 1.1 , un diámetro ecuatorial de 29.26 ± 0.10 mm y 31.87 ± 0.89 mm [74]. En general estos estudios muestran que los frutos de tomate estudiados son similares en la forma a algunas variedades de tomate cherry reportadas en la literatura.

Por otra parte, en los parámetros de color existe una diferencia significativa entre los fenotipos, tal como se esperaba. El fenotipo amarillo presentó un valor b^* más grande debido al color naranja que presenta este tomate cherry y en el fenotipo rojo fue más alto en a^* . Mientras que en el morado se obtuvieron los valores más pequeños de a^* y b^* . Tabla 10.

Coyago *et al.* reportaron para el tomate cherry “amarillo” (naranja) un valor de L^* 44.6 y C_{ab} de 40.9, valores muy cercanos a los obtenidos en este estudio [76]. Con respecto a lo reportado por Guerreiro *et al.*, se encontraron que los valores L^* , a^* , b^* son muy similares a los datos obtenidos del tomate cherry rojo. Guerreiro *et al.* reportaron un valor de L^* de 37.97 a 39.37, a^* de 16.43 a 14.12 y para b^* de 20.15 a 24.43 [75].

Tabla 10. Características fisicoquímicas y bromatológicas del tomate cherry fresco

Determinación	Parámetros	Tomate cherry fresco		
		Amarillo	Morado	Rojo
Características fisicoquímicas	Masa (g)	98.9±4.9 ^a	27.4±1.3 ^b	31.3±1.4 ^c
	Diámetro polar (mm)	57.5±2.8 ^a	35.8±1.6 ^b	38.2±1.8 ^b
	Diámetro ecuatorial (mm)	54.3±2.7 ^a	35.1±1.6 ^b	36.2±1.8 ^b
	Forma	Bola	Bola	Bola
	Luminosidad	41.7±2.0 ^a	26.2±0.6 ^b	33.7±0.9 ^c
	a^* (Rojo ⁺ , Verde ⁻)	16.5±0.8 ^a	0.6±0.2 ^b	16.6±0.8 ^c
	b^* (Amarillo ⁺ , Azul ⁻)	32.0±1.5 ^a	2.9±0.5 ^b	17.5±0.8 ^c
	Ángulo Hue (grados)	62.7±1.4 ^a	77.5±3.7 ^b	46.5±2.1 ^c
	Cromaticidad	36.0±1.4 ^a	3.0±0.5 ^b	24.1±0.8 ^c
	Humedad (%)	94.2±0.1 ^a	94.5±0.2 ^a	91.5±0.2 ^b
	pH	4.3±0.0 ^a	4.4±0.0 ^b	4.5±0.0 ^c
	Acidez titulable (%)	0.3±0.0 ^a	0.4±0.0 ^b	0.4±0.0 ^b
	Sólidos solubles (°Brix)	13.3±0.0 ^a	8.3±0.0 ^b	13.2±0.0 ^a
Análisis bromatológicos	Fibra (% bs)	12.6±0.2 ^a	9.3±0.1 ^b	12.6±0.6 ^a
	Grasa (% bs)	2.2±0.1 ^a	2.4±0.1 ^a	3.7±0.1 ^b
	Proteína total (% bs)	7.3±0.3 ^a	11.1±0.3 ^b	7.5±0.2 ^a
	Ceniza (% bs)	0.537±0.0 ^a	0.550±0.0 ^b	0.823±0.0 ^c

Las determinaciones se realizaron por triplicado y se expresaron como la media de tres mediciones ± desviación estándar. A excepción del color donde se emplearon 10 réplicas con 10 mediciones cada una. bs: base seca. Letras diferentes después del valor expresan una diferencia significativa de medias a lo largo de las filas empleando la prueba de Dunn o Fisher ($\alpha = 0.05$). El ANOVA y el comparativo múltiple de medias se encuentran en los Apéndices 4-18.

También se encontraron similitudes entre los tomates cherry amarillo y morado en el porcentaje de humedad y grasa. El contenido de sólidos solubles expresados en °Brix, así como en el contenido de fibra y proteína total en base seca (bs) fueron valores estadísticamente iguales para el tomate cherry amarillo y rojo. Así mismo el tomate cherry morado y rojo tuvieron la misma acidez. Los tres fenotipos difieren en el contenido cenizas

(bs), Tabla 10. A partir de los resultados obtenidos se pudo observar que el tomate morado presentó un % alto de proteína total (11.1 ± 0.3) con respecto a los otros dos fenotipos estudiados y un contenido bajo de sólidos solubles (8.3 ± 0.0 °Brix), considerados en gran medida azúcares, Tabla 10.

Adicionalmente, la humedad obtenida de los tomates cherry estudiados se encuentran dentro de los intervalos de humedad reportados en la literatura. Guil y Reboloso reportaron dos fenotipos de tomate cherry con una humedad de 95.2 ± 1.2 y 92.6 ± 1.3 g de agua/100 g de base seca [77]. Así mismo, Linus *et al.*, reportaron un contenido de humedad de $89.01\pm 0.09\%$ [78]. También los valores de pH obtenidos fueron muy similares a los reportados por Guil y Reboloso de un pH 4.61 a 4.71 [77]. Además, los tomates cherry presentaron un mayor contenido de sólidos solubles (8.3 a 13.3 °Brix) que lo reportado por Guerreiro *et al.* de 7.7 a 7.1 [75] y Linus *et al.* de 7.97 ± 0.06 °Brix [78]. Mientras que respecto al contenido de fibra total se obtuvieron valores menores que los reportados por Linus *et al.* de 17.05% de fibra total en base seca. En relación a cenizas, en el presente estudio se obtuvieron mayores concentraciones que en el estudio reportado por Linus *et al.* ($0.09\pm 0.01\%$ de ceniza). Finalmente, respecto al contenido de grasa los valores obtenidos son similares a los reportados en el estudio antes mencionado ($2.89\pm 0.71\%$ de grasa bs) [78].

El contenido de proteína en el tomate cherry amarillo y rojo fue bajo comparado a lo reportado por Choi *et al.* para cherry Gold Minichal (10.34% bs), Vitamin (9.68% bs) y para Sugar Cherry (9.82% bs) [74]. Mientras que en el tomate morado se comparó con los reportados por Choi *et al.* para el cherry Black Kiss 20 (11.92 % bs), un tomate cherry con características cercanas al tomate cherry morado [74].

La cuantificación de microelementos (Zn, Cu, Fe, Cr y Mn) y macroelementos (K, Na, Mg y Ca) en el tomate cherry amarillo, morado y rojo se llevó a cabo por absorción atómica de flama. De forma general el orden de la concentración de los minerales cuantificados en los frutos de los tres fenotipos fue $K > Ca > Mg > Na > Fe > Zn > Cu$. Las concentraciones de K en el cherry amarillo (217.9 ± 8.8 mg/100 g bh) y morado estadísticamente son iguales ($\alpha=0.05$) y menores con respecto a lo obtenido para el tomate cherry rojo (353.3 ± 9.1 mg/100 g de bh). Las concentraciones de Ca, Mg, Fe y Zn obtenidas para los tres fenotipos estudiados fueron

estadísticamente diferentes ($\alpha=0.05$) y las tendencias en las concentraciones de Ca, Mg, Fe y Zn se conservaron en los frutos. En el tomate cherry rojo se obtuvieron las concentraciones más altas de Ca (40.7 ± 0.4 mg/100 g bh), Mg (14.6 ± 0.2 mg/100 g bh), Fe (192.0 ± 5.4 mg/100 g bh) y Zn (178.1 ± 4.6 mg/100 g bh). Mientras que en el tomate cherry morado se obtuvieron las concentraciones más bajas de Ca (20.0 ± 0.7 mg/100 g bh), Mg (7.4 ± 0.3 mg/100 g bh), Fe (71.3 ± 1.4 mg/100g bh) y Zn (69.1 ± 3.3 mg/100g bh). Para Na se encontraron concentraciones iguales ($\alpha=0.05$) en el tomate cherry amarillo y rojo (≈ 3 mg/100 g bh). El tomate cherry morado tuvo la concentración de Na más alta (4.2 ± 0.2 mg/100 g bh). Finalmente, en los tres fenotipos de tomate cherry se obtuvieron concentraciones de Cu estadísticamente iguales ($\approx 96-104$ $\mu\text{g}/100$ g bh, $\alpha=0.05$), Tabla 11.

Tabla 11. Minerales cuantificados en tomate cherry amarillo, morado y rojo

Minerales	Tomate cherry fresco			
	Amarillo	Morado	Rojo	
Microelementos ($\mu\text{g}/100$ g bh)	Zn	134.9 ± 3.3^a	69.1 ± 3.3^b	178.1 ± 4.6^c
	Cu	102.7 ± 3.9^a	104.0 ± 4.5^a	96.3 ± 2.2^a
	Fe	149.9 ± 4.2^a	71.3 ± 1.4^b	192.0 ± 5.4^c
	Cr	ND	ND	ND
	Mn	57.5 ± 1.8^a	41.7 ± 1.4^b	68.7 ± 1.2^c
Macroelementos (mg/100 g bh)	K	218.7 ± 8.8^a	232.9 ± 11.0^a	354.1 ± 9.1^b
	Na	3.1 ± 0.1^a	4.2 ± 0.2^b	3.2 ± 0.1^a
	Mg	10.2 ± 0.3^a	7.4 ± 0.1^b	14.6 ± 0.1^c
	Ca	27.5 ± 0.9^a	20.0 ± 0.7^b	40.9 ± 0.4^c

Promedio de tres mediciones \pm desviación estándar; ND: No detectado; bh: base húmeda. Letras diferentes después del valor expresan una diferencia significativa de medias a lo largo de las filas empleando la prueba de Fisher ($\alpha=0.05$). El ANOVA y el comparativo múltiple de medias de Fisher se encuentran en los Apéndices 22-29

En la revisión en la literatura especializada no se reportan datos de los minerales estudiados para el tomate cherry amarillo y rojo; sin embargo, se compararon con datos reportados para el tomate cherry rojo.

La concentración de Ca obtenida en el tomate cherry amarillo es muy similar a lo reportado por Costa *et al.*, 27.0 mg/100 g bh en tomate cherry rojo [79]. Mientras que en el tomate morado la concentración de Ca fue mayor que lo reportado por Guil y Reboloso, 15.9 ± 0.6 y 11.6 ± 1.2 mg/100 g bh para tomate cherry rojo [77]. También el contenido de K en el tomate

cherry rojo fue más alto con respecto a lo reportado por Guil y Reboloso para dos fenotipos de tomate cherry rojo (249.0 ± 17.0 , 301.0 ± 16.0 mg/100 g bh) [77]. La cuantificación de Ca realizada por estos autores se llevó a cabo por espectrometría de masas hifenada a un espectrómetro de plasma acoplado inductivamente (ICP-MS) [77].

Las concentraciones de Mg encontradas en el tomate cherry amarillo, morado y rojo fueron similares, menores y mayores, respectivamente con lo reportado por Oyetayo e Ibitoye de 9.6 ± 0.3 mg/100 g bh para tomate cherry [80]. Otros autores han descrito concentraciones altas de Mg en tomate cherry rojo. Por ejemplo, Costa *et al.* reportaron 20 mg Mg/100 g bh mientras que Guil y Reboloso reportaron, 22.4 ± 1.9 y 13.9 ± 1.3 mg Mg/100 g bh en tomates cherry [79,80].

Las concentraciones de Na, Fe, Mn y Cu en los tres fenotipos estudiados fueron más bajas que las descritas en la literatura. Oyetayo e Ibitoye determinaron 4.56 ± 0.36 mg Na/100g bh, 0.48 ± 0.0 mg Fe/100 g bh y 0.36 ± 0.0 mg Mn/100 g bh [80]. Guil y Reboloso reportaron una concentración de 4.9 ± 0.1 mg Na/100 g bh, 2015 ± 62 µg Fe/100 g bh, 253 ± 6 µg Mn/100 g bh, 317 ± 4 µg Cu/100 g bh usando ICP-MS [77].

Finalmente, las concentraciones de Zn en el tomate cherry amarillo, morado y rojo fueron más bajas que las reportadas por Costa *et al.*, de 270 µg Zn/ 100 g bh [79].

Con los datos obtenidos y los revisados en la literatura es posible afirmar que el fenotipo de tomate cherry influye en la concentración de los microelementos y macroelementos, excepto en Cu. Este último elemento depende directamente de las condiciones de cultivo. El fenotipo con mayor concentración de macro y microelementos fue el tomate cherry rojo. Este fenotipo tuvo un 32% más de K con respecto al fenotipo amarillo y 51% más de K con respecto al fenotipo morado. Así mismo, el tomate cherry rojo obtuvo un 34.2% más de Ca respecto al fenotipo amarillo y un 38.0% más con respecto al fenotipo morado. Cabe señalar que en general, el tomate cherry rojo estudiado en el presente trabajo mostró un contenido de K y Ca superior a los frutos de tomate cherry rojo reportados por Guil y Reboloso y Costa *et al.* [77,79]. Las concentraciones obtenidas de los microelementos en los fenotipos estudiados probablemente se debieron a que durante el cultivo no hubo un enriquecimiento de microelementos a través del riego en el momento de la formación del fruto que regularmente se hace en un cultivo convencional (cultivo usado en los estudios citados). Además, la adición

de lombricomposta durante el cultivo no coincidió con la etapa de desarrollo del fruto, la cual requiere una demanda alta de nutrimentos para la planta. Adicionalmente, también es posible que se haya presentado una lixiviación de los minerales en el sustrato durante el cultivo conduciendo a una concentración de minerales relativamente baja [81]. Esto se hace más evidente en el tomate cherry morado (95 días desde el trasplante), el cual requirió tiempos de crecimiento y maduración de frutos más prolongados que en el caso del tomate cherry amarillo y rojo (en ambos casos, 70 días después del trasplante).

También se observó que el tomate amarillo fue el de mayor tamaño y todos los tomates tienen forma bola. Los tomates cherry se diferenciaron por los parámetros de color L^* , a^* , y b^* para el tomate cherry amarillo, morado y rojo, respectivamente. Desde el punto de vista nutricional el tomate cherry rojo es rico en fibra, grasa y minerales mientras que el tomate cherry morado es rico en proteínas.

9.3 Deshidratado del tomate cherry amarillo, morado y rojo

El deshidratado de tomate cherry se realizó tanto en un secador solar mixto como por exposición directa al sol. El tiempo requerido para el deshidratado de las rebanadas de tomate cherry en el secador solar mixto fue de 4.3 h para los tres fenotipos a una temperatura mínima de 21.9 a 59°C dentro de la cámara de secado. Este intervalo de temperatura se obtuvo al iniciar el secado y la temperatura máxima permitida para cuidar los componentes de las rebanadas a deshidratar. El porcentaje de humedad obtenida en base húmeda de los tres fenotipos al término del deshidratado en el secador solar mixto fue de $7.0 \pm 0.1\%$, $6.7 \pm 0.3\%$ y $10.8 \pm 0.1\%$ para los tomates cherry amarillo, morado y rojo, respectivamente. Mientras que el tiempo de deshidratado de los tomates por exposición directa al sol fue de 4.0 h para el cherry amarillo. El tomate cherry morado y rojo tuvieron un tiempo de 4.3 h de deshidratado por exposición directa al sol. Las temperaturas que se obtuvieron en el deshidratado por exposición directa fueron de 20.6 a 40.7°C (temperatura de la superficie donde se colocaron las rebanadas). Estos deshidratados mostraron una humedad en base húmeda de $9.0 \pm 0.6\%$, $8.4 \pm 0.3\%$ y $9.8 \pm 0.1\%$ para los tomates cherry amarillo, morado y rojo, respectivamente.

Para evaluar el comportamiento de la humedad en el tomate cherry, se construyeron las curvas de secado para cada fenotipo usando la razón de humedad en base seca ($MR_{BS, t}$) vs tiempo para el secador solar mixto y por exposición directa al sol, Figura 30. La razón de

humedad en base seca ($MR_{BS, t}$) de las muestras deshidratadas en el secador solar mixto disminuyó de forma lineal durante las primeras 2.5 h, con un posterior descenso drástico de la velocidad de secado, indicando que se ha alcanzado el equilibrio en el proceso de secado. Después de este tiempo, $MR_{BS, t}$ empieza a ser constante. Por otra parte, cuando el deshidratado del tomate se lleva a cabo por exposición directa al sol, $MR_{BS, t}$ decrece de forma gradual hasta que se detuvo el secado, Figura 30.

Las curvas de secado indican que el tiempo de deshidratado de los tomates cherry amarillo y morado usando el secador solar mixto requieren de aproximadamente 3.3 h para obtener una MR constante, las pérdidas de agua son mínimas y se podría detener el secado en este tiempo mientras que usando la exposición directa al sol la MR se vuelve contante hasta las 4 h, Figura 30a. Lo que indica que, usando el secador solar mixto, los tiempos de deshidratado son más cortos para el tomate cherry amarillo y morado ya que permitió una evaporación más eficiente del agua. Mientras que para el tomate cherry rojo, la exposición directa al sol y el uso del secador solar mixto generaron resultados similares.

El comportamiento de los dos métodos de secado usados en el presente estudio concuerda con lo obtenido por Azam *et al.* Sin embargo, estos autores obtuvieron tiempos más prolongados de secado usando un secador solar de efecto invernadero (17 h) a una temperatura de 20-56°C y por exposición directa al sol (25 h) a una temperatura de 20-35°C para obtener una humedad final del 8% en base húmeda [84]. La diferencia en los tiempos de deshidratado reportado con los obtenidos se debe a que usaron tomates cortados a la mitad. En otro estudio reportaron un tiempo de secado (5 h) muy similar a lo obtenido en este estudio en donde usaron rebanadas de tomate de 4 mm a una temperatura de 50, 60 y 70°C [83].

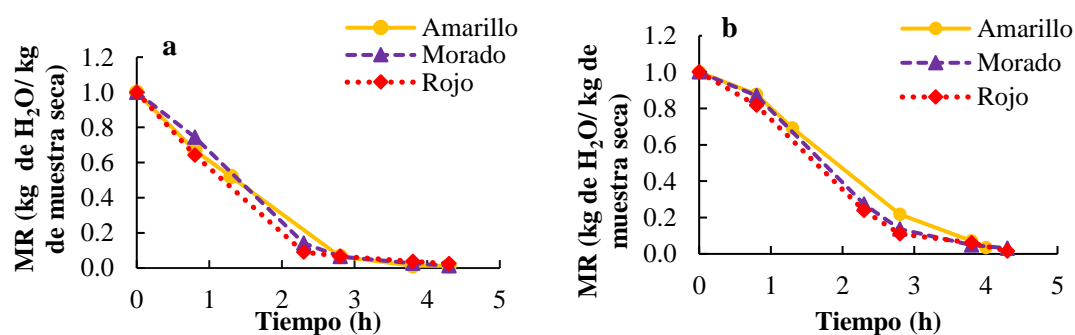


Figura 30. Curva de secado usando un secador solar mixto (a) y por exposición directa al sol (b).

Así mismo, los tiempos similares de deshidratado usando el secador solar mixto y por exposición directa al sol para el tomate rojo probablemente esté relacionado con un contenido relativamente alto de sólidos solubles (13.2 ± 0.0) y un % de humedad bajo (91.5 ± 0.2). Cabe señalar que los sólidos solubles están constituidos principalmente por azúcares y pueden llegar a formar una capa en la superficie de las rebanadas de tomate. Esto, posiblemente provocó una disminución en la difusión del agua desde el interior de la rebanada de tomate hacia el exterior, haciendo más lento el secado del tomate cherry rojo. Así mismo, la humedad relativamente baja del tomate cherry rojo provocó una menor disponibilidad de agua libre y por lo tanto contribuyó a un tiempo de secado más prolongado en los dos métodos de secado respecto a los otros dos fenotipos de tomate cherry estudiados. Para comprobar esta hipótesis, las rebanas de tomate deshidratado obtenidas del secador solar mixto y de la exposición directa al sol se observaron bajo un microscopio compuesto trinocular (100x), Figura 31. De acuerdo con las micrografías, la cantidad de sólidos totales influye en gran medida en el deshidratado de los tomates cherry e hizo más evidente la afectación que sufren las rebanas de tomate al deshidratarse por exposición directa al sol. Las rebanadas de los tomates cherry con mayor concentración de sólidos solubles fueron las más afectadas (fenotipo amarillo y rojo). Sin embargo, el tomate cherry amarillo mostró la mayor afectación a nivel celular debido a que contiene una mayor humedad que el tomate cherry rojo. Esto se infiere debido a la formación de capas producidas por el daño a las células (cherry amarillo) y la liberación de carotenos desde el interior de las células (cherry amarillo y rojo). En el caso del tomate morado que contiene pigmentos extracelulares (antocianinas) la exposición directa al sol provocó su degradación, Figura 31. La localización de los pigmentos característicos de los tomates dentro de la membrana celular se observa en la Figura 32.

También es posible observar en la micrografía del tomate cherry rojo deshidratado por exposición directa al sol regiones circulares de color negro que posiblemente se debieron a rupturas de membranas celulares originadas por un cambio drástico de la temperatura ambiental. Mientras que el uso del secador solar permitió conservar, los pigmentos intracelulares (β -caroteno y licopeno) y extracelulares (antocianinas) en mayor proporción que en el secado por exposición directa al sol. Por lo tanto, en general los resultados obtenidos de las curvas de secado son concordantes con los resultados del análisis de las micrografías de los tomates cherry estudiados.

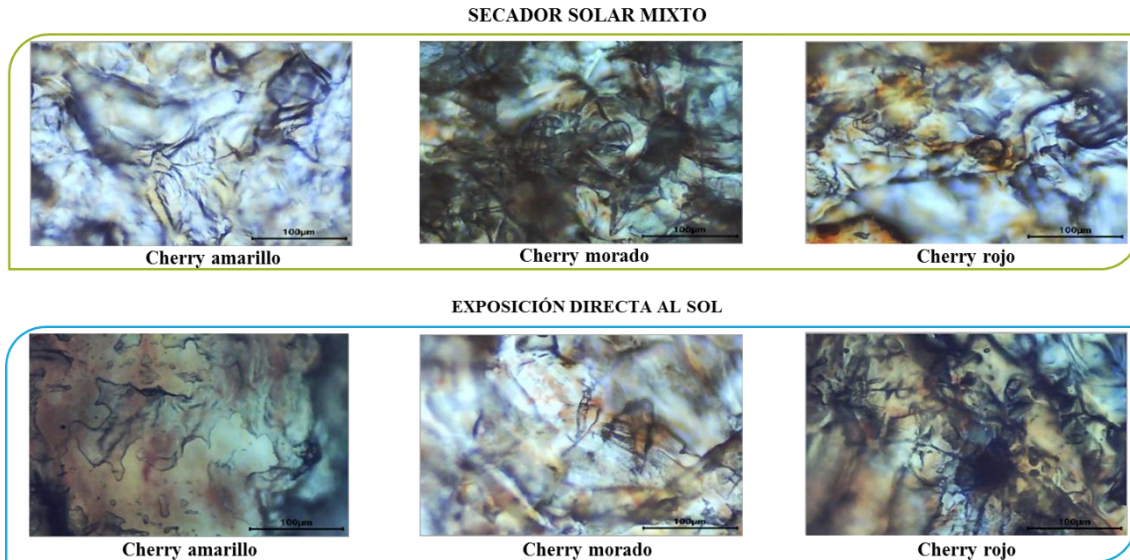


Figura 31. Micrografías de las rebanadas de tomate cherry deshidratadas

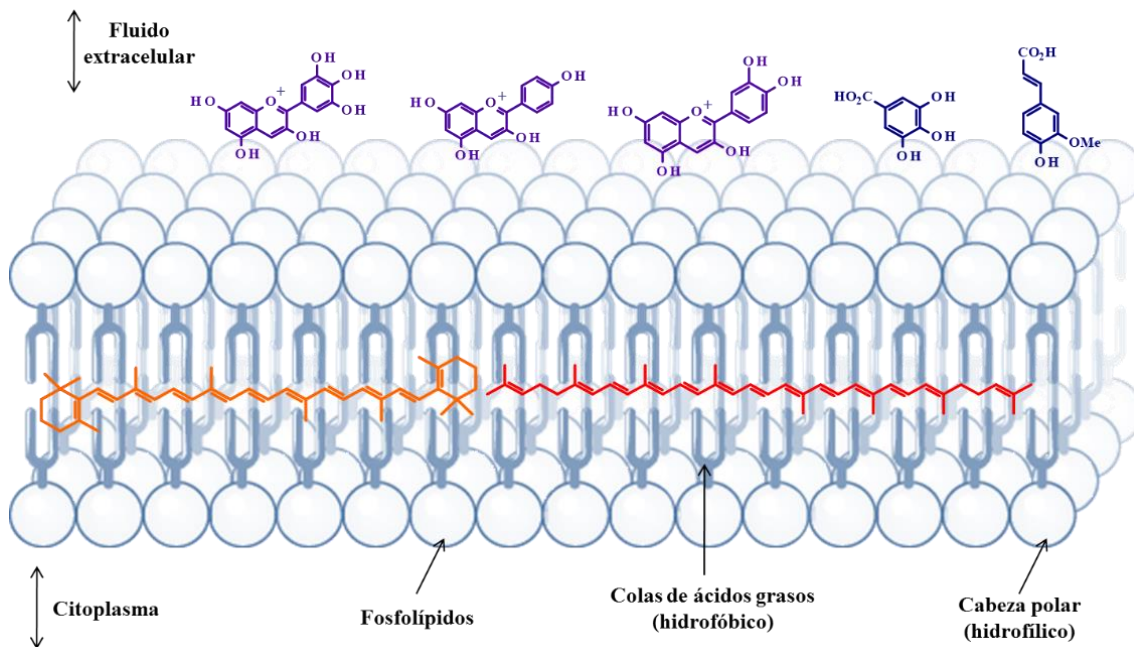


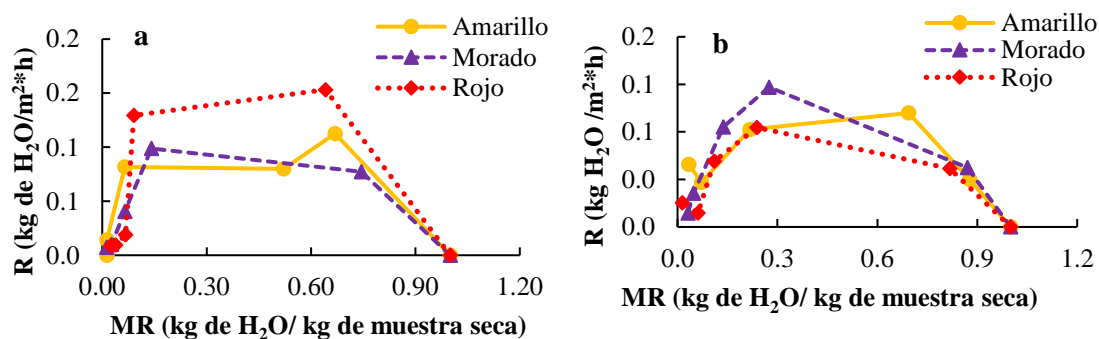
Figura 32. Localización de pigmentos característicos del tomate cherry en la membrana celular [99,100]

En la Figura 33 se muestran las gráficas de la razón de humedad (MR) vs la velocidad de secado. Los valores de R se calcularon a partir de los datos de MR normalizados. Para los dos métodos de secado usados no se obtuvieron etapas de secado definidas y las velocidades de secado fueron diferentes. Al final del deshidratado, la velocidad de secado en el secador solar mixto, desciende hasta terminar el secado; mientras que R al final del deshidratado por

exposición directa incrementa ligeramente, Figura 33b. Esto se debe a un incremento de temperatura ambiental de 35.2°C a 40.7°C.

Para estudiar a más detalle el deshidratado de las rebanadas de tomate, se llevó a cabo el modelado de las curvas de secado (MR vs t) empleando tres modelos matemáticos. Estos modelos fueron los modelos de Page, Midilli y Newton. Para evaluar el ajuste de los modelos con los datos experimentales se empleó el coeficiente de determinación (R^2) y la suma de los cuadrados de los errores (SCE), Tabla 12.

En general, los modelos de Page y Midilli aplicados a todos los datos de secado, mostraron los valores más próximos a la unidad para R^2 y los valores más próximos a cero para la SCE. Esto significa que tienen un buen ajuste con los datos experimentales obtenidos del secador solar mixto y por exposición directa al sol, Tabla 12. Los resultados del modelo de Newton se describen en los Apéndices 31-32.



a: deshidratado en el secador solar, b: por exposición directa al sol

Figura 33. Razón de humedad vs velocidad de secado

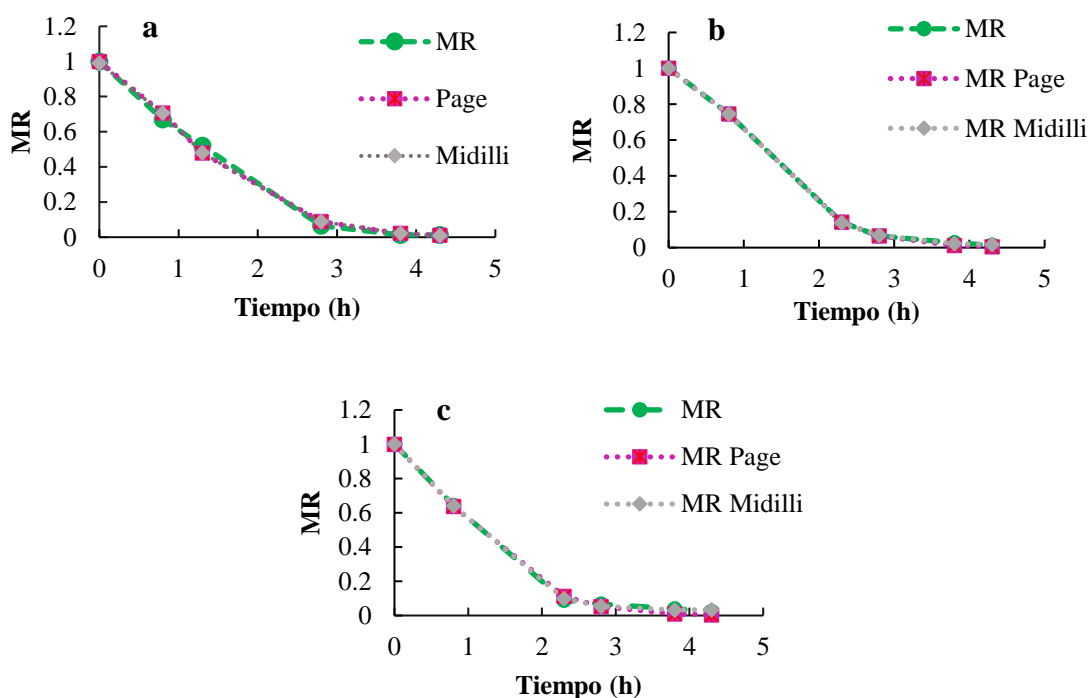
Tabla 12. Datos de R^2 y SCE para los modelos Page y Midilli

Método de secado	Modelo	Cherry amarillo		Cherry morado		Cherry rojo	
		R^2	SCE	R^2	SCE	R^2	SCE
Secador solar mixto	Page	0.995	0.004	0.999	0.000	0.998	0.002
	Midilli	0.996	0.004	1.000	0.001	1.000	0.000
	Newton	0.975	0.26	0.914	0.251	0.973	37.08
Exposición directa al sol	Page	0.999	0.001	0.999	0.002	0.998	0.002
	Midilli	0.999	0.001	1.000	0.000	0.998	0.002
	Newton	0.836	0.297	0.961	0.196	0.916	33.63

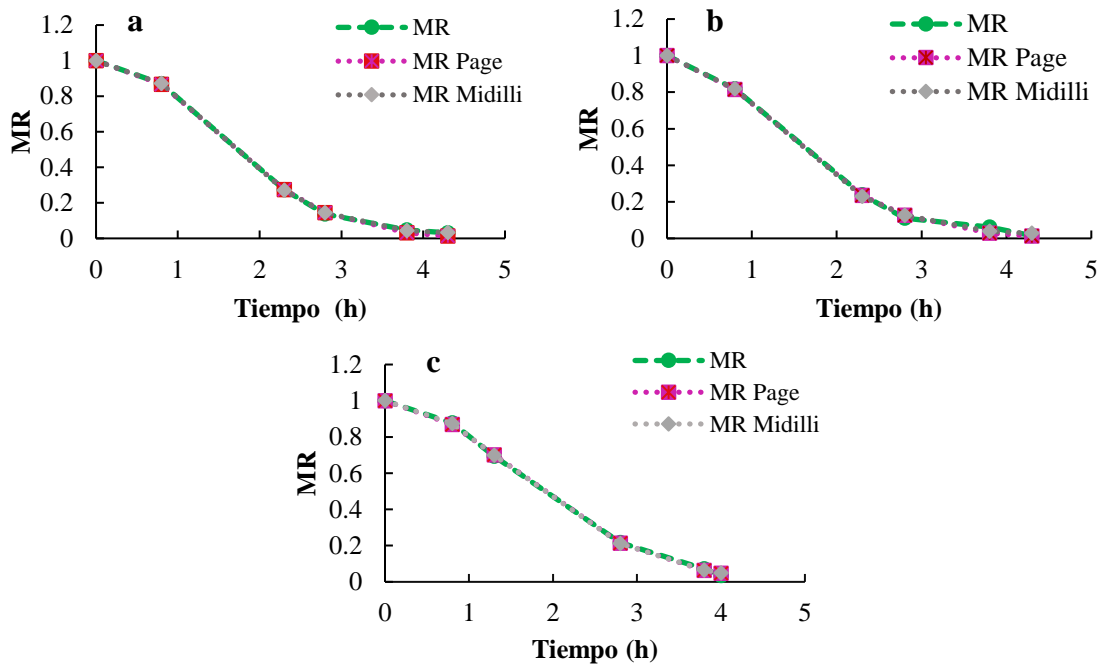
R^2 : coeficiente de determinación, SCE: suma de los cuadrados de los errores obtenidos del ANOVA.

Para observar visualmente el ajuste de los métodos matemáticos se graficaron las MR experimentales, las MR calculadas con los modelos de Midilli y Page *vs* tiempo para cada método de secado. En las Figuras 34 y 35 se pueden observar las similitudes existentes entre los datos experimentales y los modelados.

Con respecto a la literatura, al igual que en el presente estudio, se confirma que los modelos que mejor se ajustan a los datos experimentales para el deshidratado de rebanas de tomate son los modelos de Page y Midilli. Recientemente, Azam *et al.* reportaron para el modelo de Page un R^2 de 0.991 usando un secador de tipo invernadero y 0.982 para el secado de rebanas de tomate por exposición directa [82]. También, Boughalli *et al.* reportaron para el modelo de Midilli un R^2 de 0.9995 usando un secador solar híbrido indirecto [84]. Estos valores reportados son similares a los obtenidos en este estudio.



a: Tomate cherry amarillo, b: Tomate cherry morado, c: Tomate cherry rojo
Figura 34. Modelos matemáticos para predecir la cinética de secado en el secador solar



a: Tomate cherry amarillo, b: Tomate cherry morado, c: Tomate cherry rojo
Figura 35. Modelos matemáticos para predecir la cinética de secado por exposición directa al sol

Las constantes obtenidas del modelo de Page y Midilli se sometieron a un ANOVA y el comparativo múltiple de medias de Fisher LSD para identificar potenciales diferencias ($\alpha=0.05$) entre métodos de secado y los fenotipos de tomate. Se usaron los triplicados de los lotes de secado y el análisis estadístico se obtuvo en Excel. Las constantes de secado de cada uno de los modelos se muestran en las Tabla 13.

Los valores de la constante k para el modelo de Page como el de Midilli usando el secador solar mixto fueron mayores que los obtenidos del deshidratado por exposición directa al sol. Esto indica que en general, el deshidratado en el secador solar mixto es más rápido que por exposición directa al sol. Adicionalmente, los resultados del ANOVA mostraron, a través de los valores de Ω^2 , que el origen de las diferencias en los valores de k se debió principalmente al método de secado ($\Omega^2=0.716$ para Page y 0.624 para Midilli), Apéndices 33 y 36. Otras variables que contribuyeron en menor medida a las diferencias entre los valores de k fueron la temperatura y velocidad ya que solo fue controlada cuando la temperatura alcanzaba los 59°C y en ese momento se encendía el extractor generando un cambio en el flujo de aire dentro de la cámara de secado y se apagaba una vez alcanzados los 50°C . Por otra parte, los valores de las constantes n y a dependen principalmente de la temperatura, y la constante b

de Midilli depende principalmente del grosor de las rebanadas [85]. Cabe hacer mención que en general, el modelo de Midilli explica de forma más limitada la variabilidad de las constantes, incluyendo k, que el modelo de Page.

Tabla 13. Valor de las constantes de los modelos matemáticos

Modelo	Constante	Método de secado	Tomate cherry deshidratado		
			Amarillo	Morado	Rojo
Midilli	k	Secador solar mixto	0.483±0.081 ^{a1}	0.455±0.128 ^{a1}	0.653±0.069 ^{b1}
		Exposición directa al sol	0.295±0.090 ^{a2}	0.226±0.017 ^{a2}	0.312±0.032 ^{a2}
	n	Secador solar mixto	1.580±0.174 ^{a1}	1.873±0.121 ^{a1}	1.618±0.104 ^{a1}
		Exposición directa al sol	1.779±0.232 ^{a1}	2.156±0.274 ^{a1}	1.905±0.164 ^{a1}
	a	Secador solar mixto	0.991±0.002 ^{a1}	1.000±0.001 ^{ab1}	1.000±0.000 ^{b1}
		Exposición directa al sol	1.000±0.000 ^{a2}	0.999±0.002 ^{a1}	1.000±0.003 ^{a1}
	b	Secador solar mixto	0.000±0.000 ^{a1}	0.003±0.003 ^{a1}	0.008±0.001 ^{a1}
		Exposición directa al sol	0.082±0.079 ^{a2}	0.005±0.003 ^{b1}	0.004±0.004 ^{b1}
Page	k	Secador solar mixto	0.492±0.079 ^{a1}	0.446±0.117 ^{a1}	0.630±0.064 ^{b1}
		Exposición directa al sol	0.215±0.019 ^{a2}	0.228±0.017 ^{a2}	0.310±0.033 ^{a2}
	n	Secador solar mixto	1.561±0.165 ^{ab1}	1.828±0.103 ^{a1}	1.502±0.128 ^{b1}
		Exposición directa al sol	1.919±0.108 ^{a2}	2.086±0.249 ^{a1}	1.858±0.119 ^{a2}

Promedio de tres mediciones ± desviación estándar; a, b: valores con la misma letra dentro de la fila no son estadísticamente significativos ($\alpha = 0.05$) por el método Fisher LSD; 1,2: valores iguales para cada par de la columna no son estadísticamente significativos ($\alpha = 0.05$) por el método Fisher LSD. El ANOVA y el comparativo múltiple de medias de Fisher se encuentran en los Apéndices 33-38.

Las constantes k obtenidas a partir de los modelos de Page y Midilli arrojaron que los tomates cherry amarillo y morado se deshidratan más lentamente que el tomate cherry rojo en el secador solar mixto, Tabla 13. Mientras que, por exposición directa al sol, las constantes k fueron estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$). En el deshidratado por exposición directa al sol, la composición del tomate cherry no está influyendo significativamente en la constante k. Esto se puede atribuir a que la superficie de la rebanada de tomate sufre daños a nivel celular como consecuencia de una difusión no controlada del agua en los tres fenotipos estudiados. Cabe recordar que en este proceso de secado los cambios de temperatura ambiental afectan directamente a la rebanada de tomate. Adicionalmente, esta afirmación se basa en los resultados obtenidos de las micrografías de los tomates cherry deshidratados, Figura 31.

Para el modelo de Midilli, las constantes n y b fueron estadísticamente iguales para los tres fenotipos de tomate cherry usando el secador solar mixto. Esto refleja una temperatura uniforme dentro de la cámara de secado y rebanadas de tomate con un mismo grosor. Igualmente, los valores obtenidos para las constantes a del modelo de Midilli para los tres fenotipos fueron estadísticamente iguales por exposición directa al sol, Tabla 13.

A partir de los resultados obtenidos se puede apreciar que el método de secado más efectivo es el secador solar mixto ya que nos permite obtener tomates cherry deshidratados en menor tiempo cuidando la estructura del mismo. En el secador solar mixto se obtienen tiempos de secado más largos para los tomates cherry amarillo y morado (28% más) comparado con el cherry rojo. Además, con las constantes obtenidas de los modelos matemáticos es posible predecir los tiempos de secado para cada tomate cherry, así como evaluar la calidad del proceso de secado.

9.4 Análisis comparativo de los parámetros de color en tomate cherry deshidratados

Las rebanadas deshidratadas de tomate cherry rojo, amarillo y morado se sometieron a un proceso de homogeneización mediante una molienda. Los polvos obtenidos posteriormente se llevaron a la determinación de los parámetros de color CIE $L^*a^*b^*$. Los resultados de las cuantificaciones, incluyendo los valores de ángulo hue (h°_{ab}) y cromaticidad (C^*_{ab}) se muestran en la Tabla 14.

Los resultados en la Tabla 14 muestran que el tomate cherry amarillo fue el fenotipo que presentó la menor diferencia en los parámetros de color de los productos en polvo provenientes del deshidratado tanto del secador solar mixto como de la exposición directa al sol con respecto a los otros dos fenotipos estudiados. Esto se vio reflejado en los valores de L^* y h°_{ab} que no mostraron diferencias significativas, indicando que la luminosidad y el matiz de color son estadísticamente iguales ($\alpha=0.05$) para las muestras de tomate cherry amarillo deshidratadas. Mientras que el tomate cherry morado presentó la mayor variación en los parámetros de color entre los métodos de secado usados. Esto se reflejó en un mayor oscurecimiento en el tomate cherry morado deshidratados al sol que en el secador solar mixto, con valores de L^* menores en las muestras deshidratadas por exposición directa al sol que en el secador solar mixto. Este comportamiento también se observó en los parámetros a^*

y b^* , indicando una disminución en el color rojo y amarillo, respectivamente. Estos resultados indican que el tomate morado es más sensible a la radiación solar que los otros dos fenotipos estudiados. En el caso del tomate cherry rojo, se obtuvo un color rojo (a^*) y amarillo (b^*) más intenso usando el secador solar mixto presentándose diferencias significativas para los dos métodos en cada uno de los parámetros estudiados.

Tabla 14. Parámetros de color CIE $L^*a^*b^*$ del tomate cherry deshidratado

Tomate cherry	Parámetro de color	Método de secado	
		Secador solar mixto	Exposición directa al sol
Amarillo	L^*	58.6±0.5 ^a	58.8±0.1 ^a
	a^*	20.8±0.3 ^a	21.9±0.2 ^b
	b^*	29.9±0.8 ^a	31.0±0.1 ^b
	h°_{ab}	34.8±0.8 ^a	35.2±0.1 ^a
	C^*_{ab}	36.4±0.7 ^a	38.0±0.2 ^b
Morado	L^*	48.6±0.4 ^b	40.6±0.1 ^a
	a^*	8.7±0.0 ^b	5.4±0.0 ^a
	b^*	11.0±0.4 ^b	4.1±0.1 ^a
	h°_{ab}	38.5±0.9 ^a	53.0±0.7 ^b
	C^*_{ab}	14.1±0.3 ^b	6.8±0.0 ^a
Rojo	L^*	52.8±0.5 ^b	48.7±0.0 ^a
	a^*	23.7±0.0 ^b	21.1±0.1 ^a
	b^*	22.8±0.7 ^b	18.3±0.0 ^a
	h°_{ab}	46.2±0.9 ^a	49.2±0.1 ^b
	C^*_{ab}	32.9±0.5 ^b	27.9±0.1 ^a

El resultado se expresa como la media de 10 mediciones \pm desviación estándar. a,b: valores con diferentes letras en cada fila presentan diferencias significativas ($\alpha < 0.05$) por la prueba de Fisher LSD. El ANOVA de dos factores y el comparativo múltiple de medias de Fisher LSD se encuentran en los Apéndices 39-43.

9.5. Evaluación del impacto del proceso de secado en los compuestos fenólicos

La concentración de fenoles totales (FT) en el tomate cherry fresco y deshidratado se determinó en un espectrofotómetro con lector de microplacas. La concentración de FT en el tomate cherry se calculó a partir de las absorbencias leídas y con la ecuación de la recta (Apéndice 44) obtenida de la curva de calibración.

Las concentraciones de FT en las muestras frescas del tomate cherry amarillo (245.9 ± 10.9 mg EAG/100 g bs), morado (939.5 ± 14.4 mg EAG/100 g bs) y rojo (274.7 ± 4.8 mg EAG/100 g bs) fueron estadísticamente diferentes ($\alpha = 0.05$), Figura 36. Comparando estos datos de fenoles totales en el tomate cherry fresco con los reportados en la literatura para siete fenotipos de tomate cherry amarillo y rojo, con valores en el intervalo de 254.6 a 317.93 mg EAG/100 g bs, se observó que fueron similares [86]. No se encontraron reportes de la cuantificación de fenoles totales en tomate cherry morado con características similares al fruto estudiado.

El deshidratado del tomate cherry amarillo y rojo por exposición directa al sol y en el secador solar mixto no tuvieron un efecto significativo en la concentración de FT que se vio reflejado en un % de retención superior al 95%, Tabla 15. Sin embargo, el deshidratado por exposición directa al sol afectó drásticamente el contenido de FT del tomate cherry morado, provocando una degradación del 43% de estos compuestos. El uso del secador solar mixto permitió obtener una retención del 64% de FT, 7% más que el secado por exposición directa al sol, Tabla 15.

Con los datos obtenidos se puede observar que el tomate amarillo y rojo no son afectados por alguno de los métodos de secado usados. Respecto al tomate cherry morado el mejor método de deshidratado fue el secador solar mixto, Figura 36.

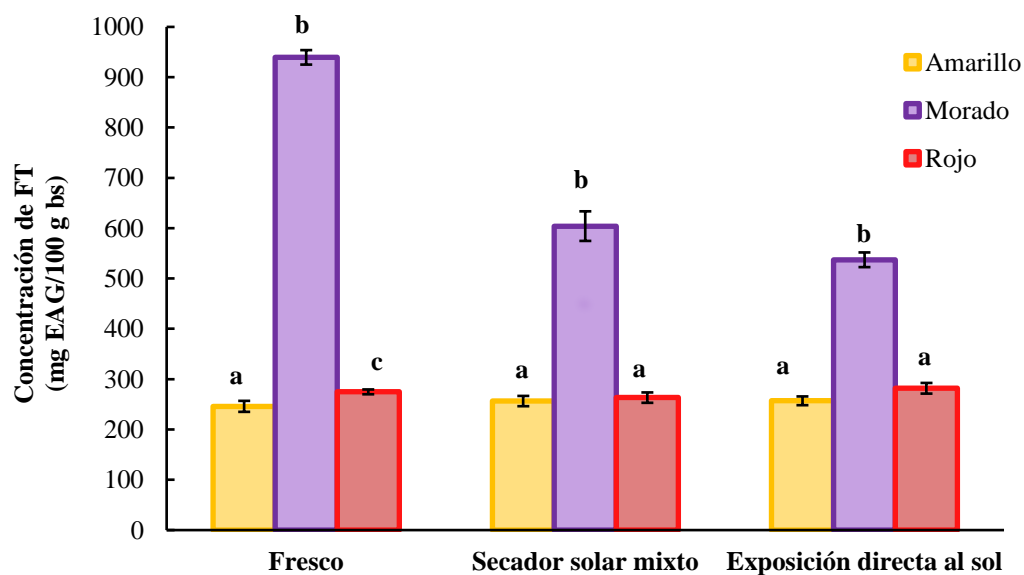


Figura 36. Concentración de FT en tomate cherry

La degradación de los compuestos fenólicos en el tomate cherry morado se debe a que el grupo principal de compuestos fenólicos son las antocianinas. Las antocianinas son compuestos muy lábiles y las condiciones de secado como el aire, la temperatura y la radiación solar provocan la degradación de estos compuestos. El secador solar mixto permitió proteger las antocianinas de la radiación solar y por esta razón se obtuvo una concentración mayor de FT que en el producto deshidratado por exposición directa al sol.

Tabla 15. Porcentaje de retención de FT en el tomate cherry deshidratado

Método de secado	Tomate cherry		
	Amarillo	Morado	Rojo
Secador solar mixto	105±8.0	64±3.7	96±5.4
Exposición directa al sol	105±4.4	57±0.7	103±5.2

El resultado se expresa como la media de 3 mediciones ± desviación estándar

Por otra parte, se ha reportado una degradación de fenoles totales de hasta un 85 % durante el proceso de secado. De acuerdo al reporte de Tan *et al.*, se usaron tomates cherry rojos de los fenotipos 18131 y 1862, se cortaron en rebanadas y se colocaron dentro de un horno con recirculación forzada de aire a una temperatura de 70°C, sin pretratamiento, durante 12 h. Los resultados del contenido de FT indicaron una degradación de fenoles totales del 75% para el fenotipo 18131 y del 85% para el fenotipo 1862 [87]. Comparando los resultados reportados con los obtenidos para el fenotipo morado, que mostró la mayor degradación de FT por exposición directa al sol, su degradación fue de 11 a 21 veces menor que la reportada para el tomate cherry rojo por Tan *et al.* Esto probablemente se deba al pretratamiento, la temperatura y el tiempo de secado de las muestras. Así mismo es importante destacar que el proceso en el secador solar mixto se llevó a cabo en un menor tiempo que por exposición directa y ayudó a reducir la degradación de los pigmentos presentes en el fruto. Esto concuerda con los valores de color CIEL*a*b* obtenidos para las rebanadas de tomates rojo y morado.

9.6 Correlaciones en cherry fresco y deshidratado

En la presente sección se muestran los resultados de las correlaciones de Spearman de las variables determinadas en los tomates cherry amarillo, morado y rojo, frescos y

deshidratados, estudiados en el presente trabajo. En la Figura 37 y en el Apéndice 47 se muestran las correlaciones para el tomate cherry fresco.

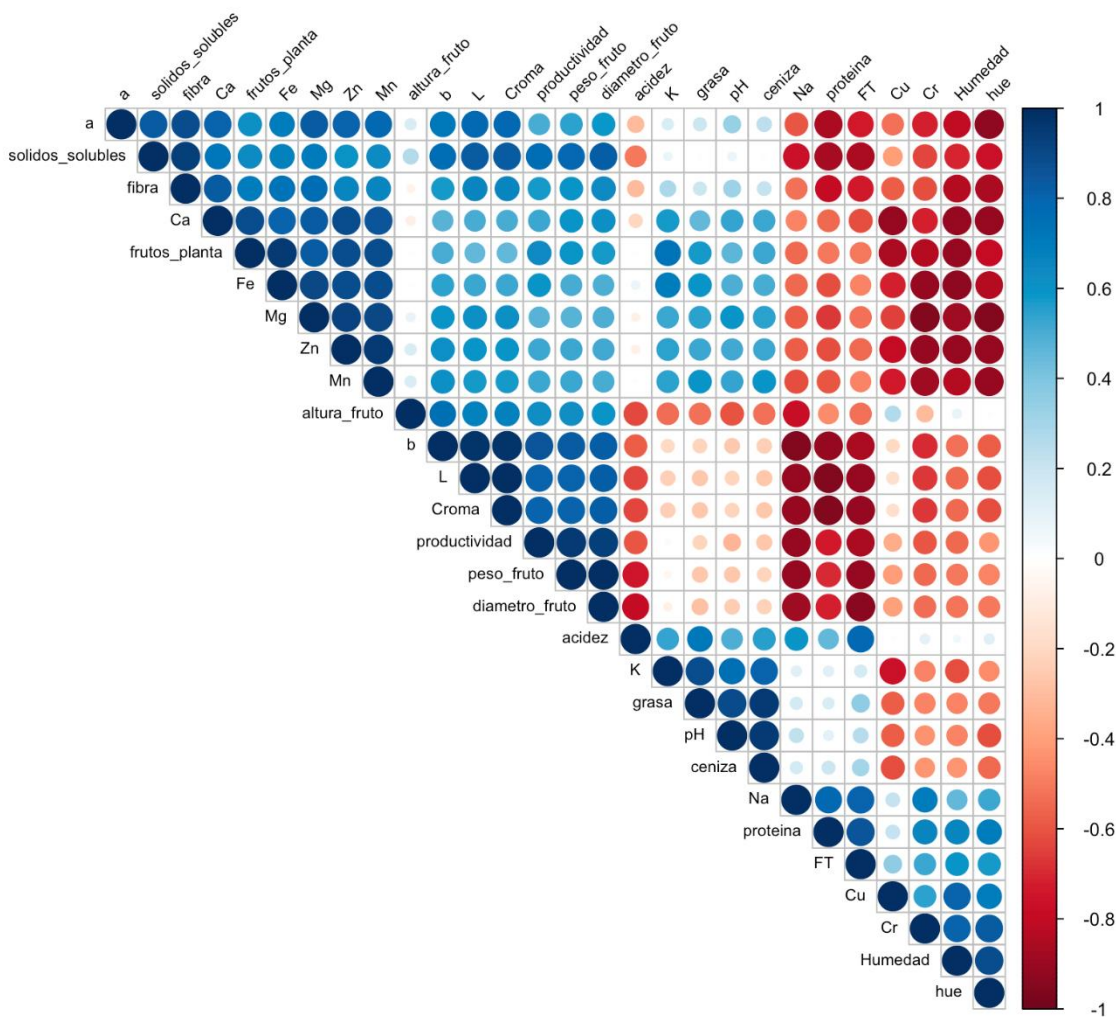


Figura 37. Correlaciones de Spearman en tomate cherry fresco

De las correlaciones directas e inversas obtenidas en el tomate cherry fresco, se seleccionaron las más significativas con un coeficiente de correlación $\rho = \pm 0.880$ y se discuten a continuación. El parámetro de color a^* presentó una correlación directa fuerte ($\rho = 0.998$, valor $p = 1.61e-8$) con sólidos solubles, Figura 37. El parámetro de color a^* es un indicativo de la presencia de pigmentos de coloración rojiza en la muestra, cuando adquiere valores positivos. Para la biosíntesis de estos pigmentos se necesita D-glucosa que forma parte de los

sólidos solubles totales y por esta razón se obtuvo una correlación directa fuerte del parámetro a^* con los sólidos solubles [88].

Por otro lado, se obtuvo una correlación directa fuerte ($\rho=0.984$, valor $p=1.08e-6$) del porcentaje de fibra cruda con sólidos solubles, Figura 37. El porcentaje de la fibra cruda representa el 90% de celulosa y 15% de hemicelulosa y lignina [89]. Esta correlación se debe a que la celulosa es un biopolímero compuesto de moléculas de β -glucosa que también tiene el mismo origen que los sólidos solubles. Adicionalmente, la síntesis de lignina también parte de los carbohidratos simples presentes en los sólidos solubles [88].

También, el parámetro de color b^* tuvo correlación directa con L^* ($\rho=0.998$, valor $p=2.25e-8$), lo que significa que entre más grande sea el valor de b^* en la muestra se presentará una mayor luminosidad.

Respecto a los minerales, el Ca mostró una correlación directa fuerte con Mg, Mn, Zn y Fe ($\rho<0.940$, valor $p<1.46e-4$), Figura 37. Probablemente la absorción de los minerales en la planta determinó la concentración de los minerales en el fruto. De acuerdo a datos reportados se ha visto que, en el cultivo orgánico, el nutriente más absorbido en el tejido foliar y raíces es el calcio seguido del Mg, Fe, Mn y Zn [90]. Debido a las condiciones iniciales del sustrato se obtuvieron correlaciones directas del Ca con el resto de los elementos estudiados en el fruto. Adicionalmente, el Fe, Mg y Mn tuvieron una correlación directa fuerte con el Zn ($\rho < 0.965$, valor $p < 1.04e-4$), el Mg tuvo una correlación directa fuerte con el Mn ($\rho=0.979$, valor $p=2.26e-5$), y el Mg con el Fe ($\rho = 0.965$, valor $p=1.03e-4$). Para tratar de identificar la manera en la que están relacionados estos elementos en los fenotipos de tomate cherry estudiados, se llevó la determinación de cocientes molares que permitieron identificar las proporciones molares que guardan entre ellos en cada fenotipo. En la Tabla 16 se muestran los resultados más representativos, donde se puede apreciar que el cociente de las concentraciones molares de Ca/Mg son aproximadamente iguales para los tres fenotipos de tomate cherry. Estos resultados indican que los frutos de tomate tienen en los tres casos alrededor de 65% mol más Ca que Mg y esto se refleja en una correlación de Spearman casi perfecta entre estos elementos. Mientras que en el caso de los cocientes molares de Ca/Zn y Mg/Fe se puede apreciar un incremento en estos valores de la variedad de tomate amarillo al

rojo y del rojo al morado. Este comportamiento indica que sistemáticamente hay menos microelementos en el tomate morado que en el rojo y amarillo. También es posible apreciar que el contenido de microelementos, tales como el Fe y Zn son dependientes de las concentraciones de Ca y Mg.

Tabla 16. Tabla de los cocientes molares de Mg/Fe y Ca/Zn y Ca/Mg

Tomate cherry	Mg/Fe (<i>R</i> = 0.953)	Ca/Zn (<i>R</i> = 0.956)	Ca/Mg (<i>R</i> = 0.990)
Amarillo	156.35	331.34	1.63
Morado	238.47	472.16	1.64
Rojo	174.72	372.79	1.69

Para sacar la relación que existen entre los minerales de interés se convirtieron cada uno de los mg de mineral/g bh a mol de mineral/g bh.

Así mismo, los fenoles totales presentaron una correlación directa fuerte con el contenido de proteína ($\rho=0.991$, $p=1.76e-6$), Figura 37. Esta correlación se debe a que hay una estrecha relación de las proteínas y los fenoles totales ya que los dos comparten la misma ruta biosintética para la síntesis de cada uno de ellos [88].

También se presentaron correlaciones inversas de fenoles totales con los parámetros de color L^* , a^* , b^* y C^*_{ab} ($\rho<-0.880$, $p<0.005$), Figura 37. Un incremento en el contenido de compuestos fenólicos en las muestras, disminuye los valores de los parámetros de color L^* , a^* , b^* y cromaticidad provocando una tendencia hacia una disminución en la magnitud del color y generando tonalidades azules/púrpura (cherry morado).

También, los fenoles totales tuvieron una correlación inversa con sólidos solubles totales ($\rho=0.999$, valor $p=2.61e-9$), Figura 37. La producción de fenoles totales se favorece en condiciones de estrés por temperatura y radiación solar. En condiciones de estrés la sacarosa se reduce a hexosas por la acción de la enzima sacarosa sintasa y esto a su vez favorece a los mecanismos de defensa antioxidante, incrementando la producción de compuestos antioxidantes, entre ellos los compuestos fenólicos. Esto posiblemente provocó una reducción del contenido de sólidos solubles en el fruto maduro. Esta correlación fue influenciada fuertemente por el tomate cherry morado ya que es un fenotipo que crece en regiones menos calurosas (temperaturas menores de 30 °C de acuerdo al proveedor) [91].

Para obtener las correlaciones en el tomate deshidratado se usaron los datos de los parámetros de color, fenoles totales y la constante de Page, obtenidas de los productos deshidratados en el secador solar mixto y por exposición directa al sol. Las correlaciones en el tomate cherry deshidratado se muestran en la Figura 38.

Se obtuvieron correlaciones directas fuertes de b^* vs L^* , C^*_{ab} vs L^* y b^* vs a^{**} ($\rho < 0.869$, $p < 6.127e-6$), Figura 38, Apéndice 48. Esto indica que el fenotipo y el método de secado que permite los valores más altos de b^* y C^*_{ab} no sufren alteraciones en los parámetros de color durante el secado. Los parámetros a^* , b^* y cromaticidad mostraron una correlación inversa con fenoles totales ($\rho > -0.85$), Figura 38. Esto indica que el deshidratado de los tomates provocó una degradación de fenoles totales y un aumento en la magnitud de los valores a^* , b^* y C^*_{ab} .

En general, los parámetros de color a^* , b^* , L^* , C^*_{ab} y ángulo $^\circ\text{Hue}$ son muy importantes ya que determinan la calidad del deshidratado. La calidad del secado en este estudio se midió principalmente por la protección de los pigmentos característicos medidos por los parámetros CIE $L^*a^*b^*$ y los compuestos fenólicos.

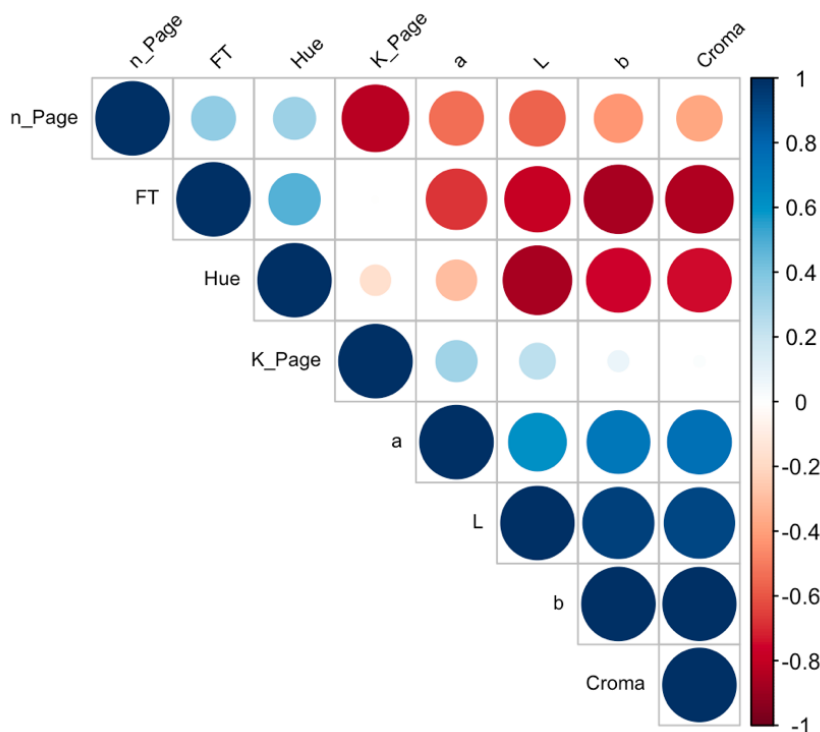


Figura 38. Correlaciones de Spearman de tomate cherry deshidratado

10. Conclusiones

Bajo condiciones de invernadero se obtuvieron frutos de tomates cherry amarillo, morado y rojo libre de pesticidas sintéticos. El color característico amarillo, morado y rojo se midió a través de los parámetros de color L^* , a^* , b^* , $^{\circ}\text{Hue}$ y C^*_{ab} . El tomate cherry rojo mostró el contenido más alto de grasa, fibra, ceniza y minerales. Sin embargo, en el tomate cherry morado se obtuvieron la mayor concentración proteína y fenoles totales.

Los fenotipos de tomate cherry se sometieron a un proceso de secado usando un secador solar mixto y por exposición directa al sol. A través de las cinéticas de secado se determinó que el deshidratado de los tomates cherry amarillo y morado requirió un tiempo de secado de 3.3 h para obtener un porcentaje de humedad del 9% usando el secador solar mixto siendo menor con respecto a la exposición directa al sol (4.3 h). Mientras que en el fenotipo rojo se obtuvieron tiempos similares para los dos métodos de secado. También se determinó que el fenotipo influye en la retención de FT debido a que los fenotipos amarillo y rojo obtuvieron porcentajes de retención superiores al 94% usando los dos métodos de secado, mientras que el fenotipo morado mostró una fuerte degradación de fenoles totales, con una retención del 64 % para el secado en el secador solar y del 57% para el secado por exposición directa. Los modelos matemáticos de Page y Midilli describieron de manera precisa los datos experimentales de secado.

Los parámetros de color presentaron diferencias significativas entre el método de secado en el secador solar mixto y por exposición directa al sol para el fenotipo morado y rojo. Es importante recalcar que a pesar de que los compuestos fenólicos el tomate cherry morado se degradaron, este fenotipo sigue teniendo la mayor concentración de fenoles totales con respecto al tomate cherry amarillo y rojo.

Los datos obtenidos en este estudio confirman que es posible obtener productos más saludables desde el cultivo y su procesamiento para contribuir a la salud del consumidor.

11. Perspectivas

Para estudios posteriores en tomate cherry se sugiere:

1. Determinar en el tomate cherry fresco y deshidratado la cuantificación de licopeno, β -caroteno y evaluar la actividad antioxidante. Así como determinar el % de retención de estos compuestos antioxidantes y posteriormente comparar el comportamiento de estos compuestos con fenoles totales.
2. Evaluar otros pretratamientos de la muestra para reducir la degradación compuestos fenólicos en el tomate morado.
3. Llevar a secado rebanadas de tomate cherry con un grosor mayor a 5 mm para determinar si influye en la retención de compuestos antioxidante en los mismos métodos de secado usados en este estudio.
4. Llevar a cabo la cuantificación de los compuestos antioxidantes presentes sobre la superficie de las rebanadas de tomate cherry deshidratado usando los dos métodos de secado para determinar la concentración de cada uno de estos compuestos antioxidantes presentes en la rebanada.
5. Dado que el tomate cherry morado tiene la mayor concentración de fenoles totales se sugiere separar y cuantificar cada uno de estos compuestos fenólicos en estudios futuros.

12. Referencias

- [1] FAO. (2020). Fruit and vegetables-your dietary essentials. *The International Year of Fruits and Vegetables, 2021, background paper*. Recuperado de: <https://doi.org/10.4060/cb2395>. Consultado el 23 de diciembre 2021
- [2] Cortés-Olmos, C., Leiva-Brondo, M., Roselló, J., Raigón, M. D., Cebolla-Cornejo, J. (2014). The role of traditional varieties of tomato as sources of functional compounds. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 94(14), 2888-2904. doi:10.1002/jsfa.6629
- [3] Chaudhary, P., Sharma, A., Singh, B., Nagpal, A. K. (2018). Bioactivities of phytochemicals present in tomato. *Journal of Food Science and Technology*, 55(8), 2833-2849. doi:10.1007/s13197-018-3221-z
- [4] Sakaki, J., Melough, M., Lee, S. G., Pounis, G., Chun, O. K. (2019). Polyphenol-rich diets in cardiovascular disease prevention. *Analysis in Nutrition Research*, 259–298. doi:10.1016/B978-0-12-814556-2.00010-5
- [5] Martínez-Hernández, G. B., Boluda-Aguilar, M., Taboada-Rodríguez, A., Soto-Jover, S., Marín-Iniesta, F., López-Gómez, A. (2016). Processing, packaging, and storage of tomato products: Influence on the lycopene content. *Food Engineering Reviews*, 8(1), 52-75. doi:10.1007/s12393-015-9113-3
- [6] Geankoplis, C.J. (1998). Introducción y métodos de secado. *Procesos de Transporte y Operaciones Unitarias*, 579-580. 3ª ed. México: CECSA
- [7] Maupoey, P. F., Grau, A. M. A., Baviera, J. M. B., Sorolla, A. M. A. (2001). Deshidratación de alimentos. *Introducción al Secado de Alimentos por Aire Caliente*, 5-10. 1ª ed. España: Universitat Politècnica de València. ISBN: 978-84-9705-025-8
- [8] Andritsos, N., Dalampakis, P., Kolios, N. (2003). Use of geothermal energy for tomato drying. *GeoHeat Center Quarterly Bulletin*, 24(1), 9-13
- [9] Islam, S., Islam, M. M., Siddik, Md. A., Afsana, N., Rabin, M. H., Hossain, Md. D., Parvin, S. (2017). Variation in growth and yield of tomato at different transplanting time. *International Journal of Scientific and Research Publications*, 7 (2), 142-145. ISSN 2250-31532
- [10] Bergougnoux, V. (2014). The history of tomato: From domestication to biopharming. *Biotechnology Advances*, 32(1), 170-189. doi: 10.1016/j.biotechadv.2013.11.003
- [11] Van, H. (2008). Tomates. *Manuales para Producción Agropecuaria. Producción Vegetal*, 16. 3ª ed. México: Trillas SEP. ISBN: 978-968-248102-4
- [12] FAOSTAT. (2022). Organización de la Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Producción. Tomate fresco. Recuperado de: <https://www.fao.org/faostat/es/#compare>. Consultado el 29 de mayo 2022
- [13] Trujillo Campos, A., Vázquez Alvarado, J., Bustamante Orañegui, J., Reyes Reyes, J., Flores Escalona, O. (2013). Manual para el cultivo del jitomate en bioespacio e invernadero. *Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación*. México: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y Pecuarias
- [14] Fideicomiso de Riesgo Compartido. (2016). El cultivo bajo invernadero detona proyectos competitivos con calidad de exportación. Recuperado de: <https://www.Gob.mx/firco/articulos/el-cultivo-bajo-invernadero-detona-proyectos-competitivos-con-calidad-exportacion>. Consultado el 23 de febrero 2021

- [15] Verheul, M. J. (2012). Effects of plant density, leaf removal and light intensity on tomato quality and yield. *Acta Horticulturae*, 956, 365-372. doi:10.17660/actahortic.2012.956
- [16] Mamatha, H., Srinivasa, N. K. R., Laxman, R.H., Shivashankara, K. S., Bhatt, R. M., Pavithra, K. C. (2014). Impact of elevated CO₂ on growth, physiology, yield, and quality of tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) cv. Arka Ashish. *Photosynthetica*, 52(4), 519-528. doi: 10.1007/s11099-014-0059-0
- [17] Li, Y., Wen, X., Li, L., Song, M. (2015). The effect of root-zone temperature on temperature difference between leaf and air in tomato plants. *Acta Horticulturae*, 1107, 251-256. doi: 10.17660/ActaHortic.2015.1107.34
- [18] Harel, D., Fadida, H., Slepoy, A., Gantz, S., Shilo K. (2014). The effect of mean daily temperature and relative humidity on pollen, fruit set and yield of tomato grown in commercial protected cultivation. *Agronomy*, 4(1), 167-177. doi:10.3390/agronomy4010167
- [19] Liang, H., Chen, Q., Liang, B., Hu, K. (2020). Modeling the effects of long-term reduced N application on soil N losses and yield in a greenhouse tomato production system. *Agricultural Systems*, 185, 102951. doi:10.1016/j.agsy.2020.102951
- [20] Agroware. (2020). Sembrar en cielo abierto o bajo invernadero?. *Agricultura*. Recuperado de: <https://sistemaagricola.com.mx/blog/sembrar-en-cielo-abierto-o-bajo-invernadero/>. Consultado el 6 de enero 2021
- [21] Rodríguez Dimas, N., Cano Ríos, P., Figueroa Viramontes, U., Favela Chávez, E., Moreno Reséndez, A., Márquez Hernández, C., Ochoa Martínez, E., Preciado Rangel, P. (2009). Uso de abonos orgánicos en la producción de tomate en invernadero. *Tierra Latinoamericana*, 27(4), 319-327
- [22] Shamshiri, R. R., Jones, J. W., Thorp, K. R., Ahmad, D., Man, H. C., Taheri, S. (2018). Review of optimum temperature, humidity, and vapour pressure deficit for microclimate evaluation and control in greenhouse cultivation of tomato: a review. *International Agrophysics*, 32, 287-302. doi: 10.1515/intag-2017-0005
- [23] FAOSTAT. (2022). Organización de la Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Matriz detallada de comercio. Recuperado de: <https://www.fao.org/faostat/es/#data/TM>. Consultado el 29 de mayo 2022
- [24] U.S. Department of agriculture (USDA). (2007). United States Standards for Grades of Greenhouse Tomatoes. Recuperado de: https://www.ams.usda.gov/sites/default/files/media/Greenhouse_Tomato_Standard%5B1%5D.pdf. Consultado el 23 de junio 2022
- [25] Reina G., C. E., Guzmán Torres, J. C., Sánchez Peña, J. M. (1998). Manejo de postcosecha y evaluación de la calidad de tomate (*lycopersicum Esculetum* Mill) que se comercializa en la ciudad de Neiva. Recuperado de: bibliotecadigital.agronet.gov.co/bitstream/11348/4693/1/Manejo%20poscosecha%20y%20evaluacion%20de%20la%20calidad%20en%20Tomate.pdf. Consultado el 23 junio 2022
- [26] Ali, M.Y., Sina, A.A.I., Khandker, S.S., Neesa, L., Tanvir, E. M., Kabir, A., Khalil, M. I., Gan, S. H. (2021). Nutritional composition and bioactive compounds in tomatoes and their impact on human health and disease: A Review. *Foods*, 10, 45. doi:10.3390/foods10010045
- [27] Ilahy, R., Tlili, I., Siddiqui, M. W., Hdider, C., Lenucci, M. S. (2019). Inside and beyond color: Comparative overview of functional quality of tomato and watermelon fruits. *Frontiers in Plants Science*, 10(769), 1-20. doi: 10.3389/fpls.2019.00769

- [28] Martí, R., Rosello, S., Cebolla-Cornejo, J. (2016). Tomato as a source of carotenoids and polyphenols targeted to cancer prevention. *Cancers*, 8(58), 1-28. doi:10.3390/cancers8060058
- [29] Slimestad, R., Verheul, M. (2009). Review of flavonoids and other phenolics from fruits of different tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill.) cultivars. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 89(8), 1255-1270
- [30] Procuraduría Federal del Consumidor. (2020). Jitomate, versátil y nutritivo. Recuperado de: <https://www.gob.mx/profeco/articulos/jitomate-versatil-y-nutritivo?state=published>. Consultado el 15 de marzo 2021
- [31] Fideicomisos Instituidos en Relación con la Agricultura (FIRA). (2019). Panorama Agroalimentario. Tomate rojo 2019. *Dirección de Investigación y Evaluación Económica y Sectorial*. Recuperado de: <https://www.fira.gob.mx/InvYEvalEcon/EvaluacionIF>. Consultado el 15 de noviembre 2021
- [32] Figàs, M. R., Prohens, J., Raigón, M. D., Fita, A., García-Martínez, M. D., Casanova, C., Borràs, D. Plazas, M., Andújar, I., Soler, S. (2015). Characterization of composition traits related to organoleptic and functional quality for the differentiation, selection and enhancement of local varieties of tomato from different cultivar groups. *Food Chemistry*, 187, 517-524. doi:10.1016/j.foodchem.2015.04.08
- [33] NMX-FF-009-1982. Productos alimenticios no industrializados, para uso humano. Fruta fresca. Determinación del tamaño con base al diámetro ecuatorial
- [34] NMX-FF-031-1997. Productos alimenticios no industrializados para consumo humano. Hortalizas frescas. Tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill). Recuperado de: <http://www.economia-nmx.gob.mx/normas/nmx/1998/nmx-ff-031-1998.pdf>. Consultado el 23 de diciembre 2021
- [35] Wrolstad, R. E., Smith, D. E. (2017). Color analysis. *Food Analysis*, 545-555. 5th ed. USA: Springer. doi:10.1007/978-3-319-45776-5_31
- [36] HunterLab. (2022). Color theory. Recuperado de: <https://support.hunterlab.com/hc/en-us/categories/201319586-Color-Theory>. Consultado el 10 de marzo 2022
- [37] Badui Dergal. S. (2006). Agua. *Química de los alimentos*, 3-27. 3^a ed. México: Pearson Education
- [38] Mauer, L. J., Bradley Jr, R. L. (2017). Moisture and total solids analysis. *Food Analysis*, 257-283. 5th ed. USA: Springer. doi: 10.1007/978-3-319-45776-5_15
- [39] Raymond, C. (2010). Ácidos y bases. *Química*. 10^a ed. China: McGraw-Hill
- [40] Catrin, T. (2017). pH and titratable acidity. *Food Analysis*, 391-394. 5th ed. USA: Springer. doi: 10.1007/978-3-319-45776-5_22
- [41] Cushman, C. (2019). Anatomy of pH electrodes. YSI a xylem brand. Recuperado de: <https://www.ysi.com/ysi-blog/water-blogged-blog/2019/02/anatomy-of-ph-electrodes>
- [42] Association of official analytical chemists (AOAC). (1996). *Official Methods of analysis association of official chemists*. 16th ed. USA: Washington D.C
- [43] Wayne, C. E. (2017). Fat analysis. *Food Analysis*, 299-313. 5th ed. USA: Springer. doi: 10.1007/978-3-319-45776-5_17
- [44] Chang, S. K. C., Zhang, Y. (2017). Protein analysis. *Food Analysis*, 315-326. 5th ed. USA: Springer. doi: 10.1007/978-3-319-45776_18
- [45] Baker, W.H., Thompson, T. L. (1992). Determination of total nitrogen in plant samples by kjeldahl. *Plant Analysis Reference Procedures for the Southern Region of the*

- United States*, 368, 13-16. Recuperado de: <https://aesl.ces.uga.edu/sera6/PUB/PlantAnalysisReferenceProcedures.pdf>. Consultado el 14 de septiembre 2021
- [46] Harris, G. K. (2017). Ash analysis. *Food Analysis*, 288-294. 5th ed. USA: Springer. doi: 10.1007/978-3-319-45776_16
- [47] Yeung, V., Miller, D. D., Rutzke, M. A. (2017). Atomic absorption spectroscopy, atomic emission spectroscopy, and inductively coupled plasma-mass spectrometry. *Food Analysis*, 129–150. 5th ed. USA: Springer. doi:10.1007/978-3-319-45776-5_9
- [48] Schendel, R. R., Bunzel, M. (2017). Determination of (total) phenolics and antioxidant capacity in food and ingredients. *Food Analysis*, 455-467. 5th ed. USA: Springer. doi: 10.1007/978-3-319-45776_16
- [49] Herrero, M., Plaza, M., Cifuentes, A., Ibañez, E. (2012). Extraction techniques for the determination of phenolic compounds in food. *Comprehensive Sampling and Sample Preparation*, 159-180. doi: 10.1016/b978-0-12-381373-2.00132-0
- [50] Berastegui, S.E. (2010). Métodos de conservación de alimentos. *Revisiones de la Ciencia, Tecnología e Ingeniería de los Alimentos*, 10(1), 4-10. Recuperado de: https://books.google.com.mx/books?id=ZB-6NlzRjXAC&printsec=frontcover&dq=conservacion+de+alimentos&hl=es419&sa=X&redir_esc=y#v=onepage&q=conservacion%20de%20alimentos&f=false. Consultado el 4 de enero 2022.
- [51] Geankoplis, C.J. (1998). Secado de materiales de proceso. *Procesos de Transporte y operaciones unitarias*, 579-880. 3^a ed. México:CECSA
- [52] Babu, A. K., Kumaresan, G., Raj, V. A. A., Velraj, R. (2018). Review of leaf drying: Mechanism and influencing parameters, drying methods, nutrient preservation, and mathematical models. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 90, 536-556. doi:10.1016/j.rser.2018.04.002
- [53] Babalis, S., Papanicolaou, E., Belessiotis, V. (2017). Fundamental mathematical relations of solar drying systems. *Green Energy and Technology*, 89–175. doi:10.1007/978-981-10-3833-4_4
- [54] Sharma, S. K., Mulvaney, J. S., Rizvi, S. S. H. (2003). Operaciones unitarias y prácticas de laboratorio. *Ingeniería de Alimentos*, 216-223. 1^a ed. México: Limusa.
- [55] Agbosson, K., Napo, K., Chakraverty, S. (2016). Mathematical modelling and solar tunnel drying characteristics of yellow maize. *American Journal of Food Science and Technology*, 4 (4), 115-124. doi: 10.12691/ajfst-4-4-5
- [56] Everitt, S. (1976). Solar food dryer. US4221059A. Recuperado de: <https://patents.google.com./patent/US4221059A/en>. Consultado el 20 de febrero 2022
- [57] Sharma, A., Chen, C.R., Lan, N.V. (2009). Solar-energy drying systems: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, 13 (6-7), 1185-1210. doi: 10.1016 /j.rser.2008.08.015
- [58] Ekechukwu, O., Norton, B. (1999). Review of solar-energy drying Systems II: an overview solar drying technology. *Energy Conversion and Management*, 40(6), 615-655. doi: 10.1016/S0196-8904(98)00093-4
- [59] Jha, A., Tripathy, P. P. (2020). Recent advancements in design, application, and simulation studies of hybrid solar drying technology. *Food Engineering Reviews*. doi:10.1007/s12393-020-09223-2
- [60] Singh, S., Kumar, S. (2012). Testing method for thermal performance based rating of various solar dryer designs. *Solar Energy*, 86(1), 87-98. doi: 10.1016/j.solener.2011.09.009

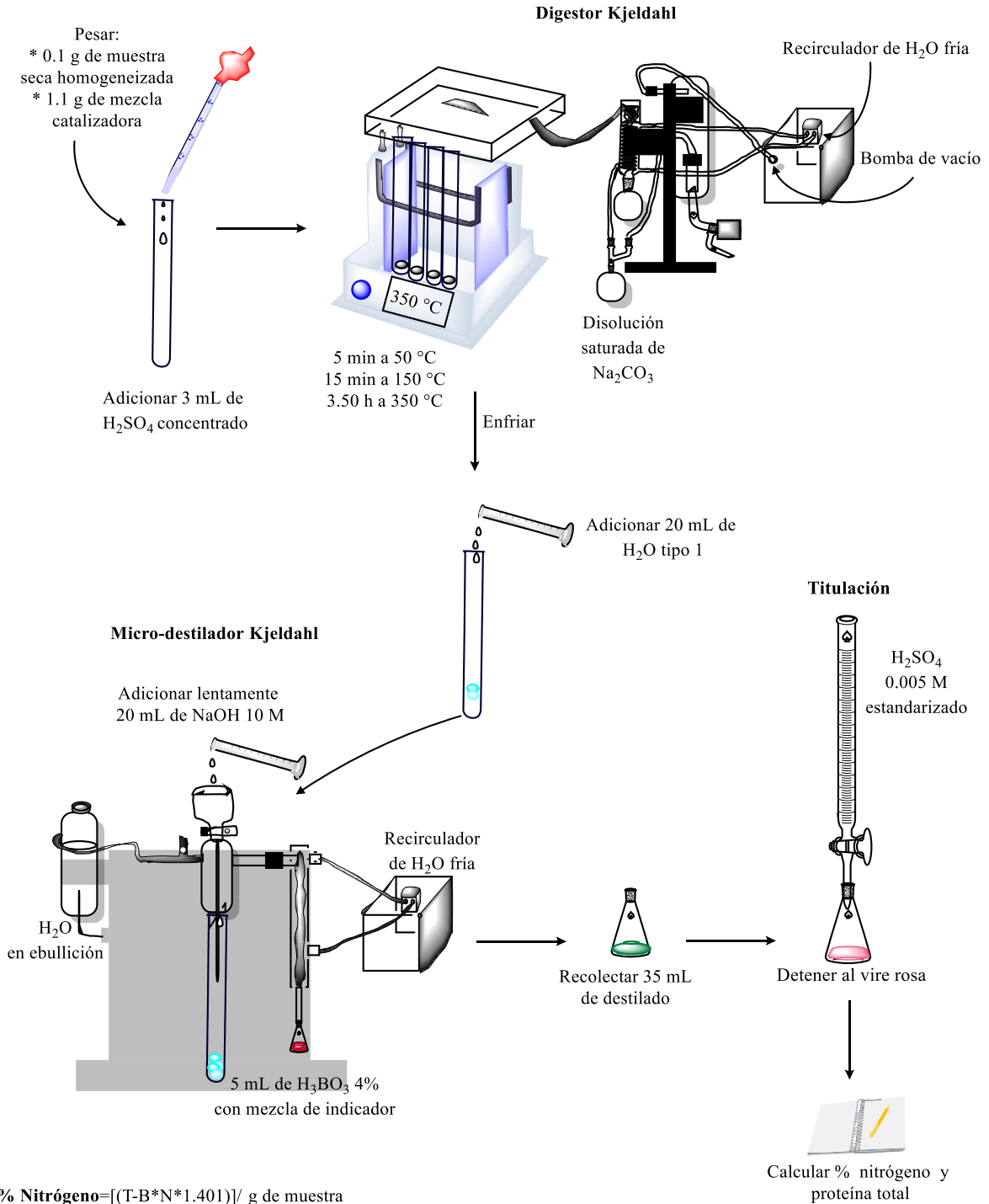
- [61] Hawlader, M. N. A., Chou, S. K., Jahangeer, K. A., Rahman, S. M. A., Eugene, L. K.W. (2003). Solar-assisted heat-pump dryer and water heater. *Applied Energy*, 74(1-2), 185-193. doi:10.1016/S0306-2619(02)00145-9
- [62] Santos-Sánchez, N.F, Valadez-Blanco, R., Gómez-Gómez, M.S., Pérez-Herrera, A., Salas-Coronado, R. (2012). Effect of rotating tray drying on antioxidant components, color and rehydration ratio of tomato saladette slices. *LWT-Food Science and Technology*, 46, 298-304. doi:10.1016/j.lwt.2011.09.015
- [63] Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP). (2021). Panorama agroalimentario 2021. Recuperado de: https://nube.siap.gob.mx/panorama_siap/pag/2021/Panorama-Agroalimentario-2021. Consultado el 22 de junio 2022.
- [64] García Gutiérrez, C. y Félix Herrán, J. A. (2014). *Manual para la producción de abonos orgánicos y biorracionales*. 1ª ed. México:Fundación Produce Sinaloa, A.C. ISBN 978-607-8347-33-9
- [65] Association of official analytical chemists (AOAC). (1990). *Official Methods of analysis association of official chemists*. 15th ed. USA: Washington D.C
- [66] Costa, F., Baeta, M. L., Saraiva, D., Verissimo, M. T., Ramos, F. (2011). Evolution of mineral contents in tomato fruits during the ripening process after harvest. *Food Analytical Methods*, 4, 410-415. doi:10.1007/s12161-010-9179-8
- [67] Guil-Guerrero, J. L., Reboloso-Fuentes, M. M. (2009). Nutrient composition and antioxidant activity of eight tomato (*Lycopersicon esculentum*) varieties. *Journal of Food Composition and Analysis*, 22, 123-129. doi: 10.1016/j.jfca.2008.10.012
- [68] Ochoa-Velasco, C. E., Valadez-Blanco, R., Salas-Coronado, R., Sustaita-Rivera, F., Hernández-Carlos, B., García Ortega, S., Santos-Sánchez, N. F. (2016). Effect of nitrogen fertilization and *Bacillus licheniformis* biofertilizer addition on the antioxidant activity of greenhouse cultivated tomato fruits (*Solanum lycopersicum* L. var. Sheva). *Scientia Horticulturae*, 201, 338-345. doi: 10.1016/j.scienta.2016.02.015
- [69] Chávez-Servia, J. L., Vera-Guzmán, A. M., Linares-Menéndez, L.R., Carrillo-Rodríguez, J. L., Aquino-Bolaños, E. N. (2018). Agromorphological traits and mineral content in tomato accessions from el Salvador, Central America. *Agronomy*, 8 (32), 3-14 doi:10.3390/agronomy8030032
- [70] Browing, S. j., Hodges, L., Lindgren, D.T. (2008). Selecting tomatoes for the home garden. *Law & Garden.Vegetables*. Recuperado de: <https://extension.unl.edu/statewide/douglas-sarpy/pdfs/ce/resources/ce-g1864-selecting-tomatoes-for-the-home-garden.pdf>
- [71] Khan, M. A., Butt, S. J., Khan, K.A. Nadeem, F., Yousaf, B., & Javed, H. U. (2017) Morphological and physico-biochemical characterization of various tomato cultivars in a simplified soilless media. *Annals of Agricultural Sciences*, 62, 139-143 doi:10.1016/j.aos.2017.10.001
- [72] Karim, F. M., Hao, P., Nordin, B. N. H., Qiu, C., Zeeshan, M., & Shamsi, I. H. (2020). Effects of CO₂ enrichment by fermentation of CRAM on growth, yield and physiological traits of cherry tomato. *Saudi Journal of Biological Sciences*. doi:10.1016/j.sjbs.2020.02.020
- [73] Wang, M., Dong, C., Gao, W. (2019). Evaluation of the growth, photosynthetic characteristics, antioxidant capacity, biomass yield and quality of tomato using aeroponics, hydroponics and porous tube-vermiculite systems in bio-regenerative life

- support systems. *Life Sciences in Space Research*, 22, 68-75. doi: 10.1016/j.lssr.2019.07.008
- [74] Choi, S. H., Kim, D. S., Kozukue, N., Kim, H. J., Nishitani, Y., Mizuno, M., Levin, C. E., Friedman, M. (2014). Protein, free amino acid, phenolic, β -carotene, and lycopene content, and antioxidative and cancer cell inhibitory effects of 12 greenhouse-grown commercial cherry tomato varieties. *Journal of Food Composition and Analysis*, 34, 115-127. doi: 10.1016/j.jfca.2014.03.005
- [75] Guerreiro, D., Madureira, J., Silva, T., Melo, R., Santos, P.M.P., Ferreira, A., Trigo, M. J., Falcao, A. N., Margaca, F. M. A., Cabo Verde, S. (2016). Post-harvest treatment of cherry tomatoes by gamma radiation: Microbial and physicochemical parameters evaluation. *Innovate Food Science and Emerging Technologies*, 36, 1-9. doi:10.1016/j.ifset.2016.05.008
- [76] Coyago-Cruz, E., Corell, M., Moriana, A., Mapelli-Brahm, P., Hernanz, D., Stinco, C. M., Beltrán-Sinchiguano, E., Meléndez-Martínez, A. J. (2018). Study of commercial quality parameters, sugars, phenolics, carotenoids and plastids in different tomato varieties. *Food Chemistry*. doi:10.1016/j.foodchem.2018.10.139
- [77] Guil-Guerrero, J. L., Reboloso-Fuentes, M. M. (2009). Nutrient composition and antioxidant activity of eight tomato (*Lycopersicon esculentum*) varieties. *Journal of Food Composition and Analysis*, 22, 123-129. doi:10.1016/j.jfca.2008.10.012
- [78] Linus Opara, U., Al-Ani, M. S., Al-Rahbi, N. M. (2011). Effect of fruit ripening stage on physico-chemical properties, nutritional composition and antioxidant components of tomato (*Lycopersicum esculentum*) cultivars. *Food Bioprocess Technology*. doi: 10.1007/s11947-011-0693-5
- [79] Costa, F., Baeta, M. L., Saraiva, D., Verissimo, M. T., Ramos, F. (2011). Evolution of mineral contents in tomato fruits during the ripening process after harvest. *Food analytical Methods*, 4, 410-415. doi:10.1007/s12161-010-9179-8
- [80] Oyetayo, L. F., Ibitoye, M.F. (2013). Phytochemical and nutrient/antinutrient interactions in cherry tomato (*Lycopersicon esculentum*) fruits. *Nutrition and Health*, 21(3), 187-192. doi:10.1177/0260106012467241
- [81] Rodríguez Dimas, N., Cano Ríos, P., Figueroa Viramontes, U., Palomo Gil, A., Favela Chávez, E., Álvarez Reyna, V. P., Márquez Hernández, C., Moreno Reséndez, A. (2008). Tomato production in greenhouse using vermicompost as substrate. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 31(3), 265-272. ISSN:0187-7380
- [82] Azam, M. M., Eltawil, M.A., Amer, B. M. (2020). Thermal analysis of PV system and solar collector integrated with greenhouse dryer for drying tomatoes. *Energy*, 212, 118764. doi:10.1016/j.energy.2020.118764
- [83] Azees, L., Adebisi, S. A., Oyedeji, A. O., Adetoro, R., Tijani, K. O. (2017). Bioactive compound's contents, drying kinetics and mathematical modelling of tomato slices influenced by drying temperatures and time. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 120-126. doi:10.1016/j.jssas.2017.03.002
- [84] Boughali, S., Benmoussa, H., Bouchekima, B., Mennouche, D., Bouguettaia, H., Bechki, D. (2009). Crop drying by indirect active hybrid solar- Electrical dryer in the eastern Algerian Septentrional Sahara. *Solar Energy*, 83, 2223-2232. doi:10.1016/j.solener.2009.09.006
- [85] Benseddik, A., Azzi, A., Zidoune, M. N., Allaf, K. (2018). Mathematical empirical models of thin-layer airflow drying kinetics of pumpkin slice. *Engineering in Agriculture, Environment and Food*. doi:10.1016/j.eaef.2018.07.003

- [86] Bhandari, S. R., Cho, M., Lee, J. G. (2016). Genotypic variation in carotenoid, ascorbic acid, total phenolic, and flavonoid contents, and antioxidant activity in selected tomato breeding lines. *Horticulture, Environment and Biotechnology*, 57(5), 440-452. ISSN: 2211-3460. doi: 10.1007/s13580-016-0144-3
- [87] Tan, S., Ke, Z., Chai, D., Miao, Y., Luo, K., Li, W. (2020). Lycopene, polyphenols and antioxidant activities of three characteristic tomato cultivars subjected to two drying methods. *Food Chemistry*, 338, 128062. doi:10.1016/j.foodchem.2020.128062
- [88] Dewick, P. M. (2009). Secondary metabolism: The building blocks and construction mechanisms. *Medicinal Natural Products: A Biosynthetic Approach*. 2nd ed. UK: John Wiley & Sons, Ltd., 7-38. ISBN: 978-0-470-74168-9. doi:10.1002/9780470742761.ch2
- [89] García Ochoa, O. E., Infante, R. B., Rivera, C. J. (2008). Hacia una definición de fibra alimentaria. *Anales Venezolanos de Nutrición*, 21 (1). ISSN: 0798-0752
- [90] Ferreira, A. K. C., Dias, N. S., Junior, F. S. S., Ferreira, D. A. C., Fernandes, C. S., Leite, T. S. (2018). Composting of household organic waste and its effects on growth and mineral composition of cherry tomato. *Ambiente & Agua-An Interdisciplinary Journal of Applied Science*. ISSN:1980-993X. doi: 10.4136/1980-993X
- [91] Rosales, M. A., Rubio-Wilhelmi, M. M., Castellano, R., Castilla, N., Ruiz, J. M., Romero, L. (2007). Sucrolytic activities in cherry tomato fruits in relation to temperature and solar radiation. *Scientia Horticulturae*, 113(3), 244-249. doi:10.1016/j.scienta.2007.03.015
- [92] Wang, Y. (2015). Jtrans: Johnson Transformation for Normality. R package versión 0.2.1. Recuperado de: <https://CRAN.R-project.org/package=jtrans>
- [93] Dinno, A. (2017). Dunn.test: Dunn's test of multiple comparisons using rank sums. R package versión 1.3.5. Recuperado de: <https://CRAN.R-project.org/package=dunn.test>
- [94] Mendibure, F. (2021). Agricolae: Statistical procedures for agricultural research. R package versión 1.3-5. Recuperado de: <https://CRAN.R-project.org/package=agricolae>
- [95] Dragulescu, A., Arendt, C. (2020). Xlsx:Read, write, format Excel 2007 and Excel 97/2000/XP/2003 Files. R package versión 0.6.5. Recuperado de: <https://CRAN.R-project.org/package=xlsx>
- [96] Fox, J., Weisberg, S. (2019). An {R} Companion to applied regression, third edition. Thousand Oaks CA: Sage. Recuperado de: <https://socialsciences.mcmaster.ca/jfox/Books/Companion>
- [97] Harrel, Jr. F. (2022). Hmisc: Harrell Miscellaneous. R package versión 4.7-0. Recuperado de: <https://CRAN.R-project.org/package=Hmisc>
- [98] Taiyun, W., Villiam, S. (2021). R package 'corrplot': Visualization of a correlation matrix versión 0.92. Recuperado de: <https://github.com/taiyun/corrplot>
- [99] taranhovsky, Y. S. (2008). Plant polyphenols in cell-cell interaction and communication. *Plant Signaling & Behavior*, 3(8), 609-611. doi: 10.4161/psb.3.8.6359
- [100] Tan, C., Xue, J., Lou, X., Abbas, S., Guan, Y., Feng, B., Zhang, X., Xia, S. (2014). Liposomes as delivery systems for carotenoids: comparative studies of loading ability, storage stability and in vitro release. *Food & Function*, 5(6), 1231-1240. doi:10.1039/C3FO60498E

Apéndices

Apéndice 1. Determinación de proteína y nitrógeno



$$\% \text{ Nitrógeno} = [(T - B) \cdot N \cdot 1.401] / \text{g de muestra}$$

$$\% \text{ Proteína total} = \% \text{ N} \cdot 6.25$$

T = mL de H_2SO_4 gastado en la titulación

B = mL de H_2SO_4 gastado para el blanco

N = Normalidad del H_2SO_4

Apéndice 2. Análisis estadístico para productividad A (g/planta)

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.84298, valor $p=0.06234$, $\alpha=0.05$

- Datos normales (Excel)

Estadística descriptiva

Grupo	Tamaño muestral	Suma	Varianza	Desv. Est.	Media	95% Intervalo de confianza*	
Amarillo	3	27720.0	91476.0	302.4	9240.0	8488.7	9991.3
Morado	3	5103.0	6561.0	81.0	1701.0	1499.8	1902.2
Rojo	3	14136.0	20181.0	142.1	4712.0	4359.1	5064.8
Total	9		10830232.7	3290.9	5217.7		

ANOVA

Origen de la Variación	d.f	SS	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Entre grupos	2	86405426	43202713	1096.3	2.0E-8	5.143	0.996
Dentro de grupos	6	236436	39406				
Total	8	86641862					

Comparaciones entre grupo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	7539	46.5	5.5E-11	Sí
Amarillo vs Rojo	4528	27.9	2.9E-9	Sí
Morado vs Rojo	-3011	18.6	7.3E-8	Sí

Apéndice 3. Análisis estadístico para productividad B (# fruto/planta)

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.84691, valor $p=0.0689$, $\alpha=0.05$

- Datos normales (Excel)

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Varianza	Desv.Est.	Media	95% Intervalo de confianza*
Amarillo	3	280	9.3	3.1	93.3	85.7 100.9
Morado	3	189	9.0	3	63	55.5 70.5
Rojo	3	456	21.0	4.6	152	140.6 163.4

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SS	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	12282.9	6141.4	468.4	2.6E-7	5.143	0.990
Dentro de Grupos	6	78.7	13.1				
Total	8	12361.6					

Comparaciones entre grupos

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	30.333	10.26	7.00E-6	Sí
Amarillo vs Rojo	-58.667	19.843	4.33E-8	Sí
Morado vs Rojo	-89	30.103	1.61E-9	Sí

Apéndice 4. Análisis estadístico para masa del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk

W=0.67591, valor $p=3.905e-10$, $\alpha=0.05$
 Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	10.086	0.0001816

56

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis

Chi-cuadrada=51.5593, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p \leq \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	7.178696	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	3.682298	0.0003	Sí
Rojo vs Morado	-3.543913	0.0006	Sí

Apéndice 5. Análisis estadístico para diámetro ecuatorial del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk

W=0.77527, valor- $p=4.153e-8$

Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	2.0454	0.1389

56

Datos homocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis

Chi-cuadrada=41.1957, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p \leq \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	6.061110	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	4.827900	0.0000	Sí
Rojo vs Morado	-1.295508	0.2927	No

Apéndice 6. Análisis estadístico para diámetro polar del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.78754, valor- $p=8.055e-8$
 Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana) (Rstudio)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	3.5296	0.036

56

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis (Rstudio)

Chi-cuadrada=44.6825, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni (Rstudio)

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p \leq \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	6.573531	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	4.299243	0.0000	Sí
Rojo vs Morado	-2.329765	0.0297	No

Apéndice 7. Análisis estadístico para L^* del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.90314, valor- $p=5.996e-13$

Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana) (Rstudio)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	38.2	1.7e-15

297

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis (Rstudio)

Chi-cuadrada=265.7871, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni (Rstudio)

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p \leq \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	16.39297	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	8.151488	0.0000	Sí
Rojo vs Morado	-8.151488	0.0000	Sí

Apéndice 8. Análisis estadístico para a^* del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.67043, valor- $p <= 2.2e-16$
 Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana) (Rstudio)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	31.1	5.3e-13

297

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis (Rstudio)

Chi-cuadrada=199.5251, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni (Rstudio)

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p <= \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	12.02272	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	-0.410036	1.0000	Sí
Rojo vs Morado	-12.43276	0.0000	Sí

Apéndice 9. Análisis estadístico para b^* del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.8, valor- $p <= 2.2e-16$
 Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana) (Rstudio)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	46.4	2.2e-16

297

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis (Rstudio)

Chi-cuadrada=265.8, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni (Rstudio)

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p <= \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	16.3	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	8.2	0.0000	Sí
Rojo vs Morado	-8,2	0.0000	Sí

Apéndice 10. Análisis estadístico para ángulo Hue del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.9065, valor- $p=1.089e-12$

Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana) (Rstudio)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	22.4	8.5e-10

297

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis (Rstudio)

Chi-cuadrada=265.7294, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni (Rstudio)

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p \leq \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	-8.148158	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	8.153048	0.0000	Sí
Rojo vs Morado	16.30120	0.0000	Sí

Apéndice 11. Análisis estadístico para Cromaticidad del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.81908, valor- $p < 2.2e-16$

Datos no normales

- Prueba de homocedasticidad (centro=mediana) (Rstudio)

Prueba Levene	Df	F value	Pr (>F)
Grupo	2	43.7	2.2e-16

297

Datos heterocedásticos

- Prueba de Kruskal-Wallis (Rstudio)

Chi-cuadrada=265.7821, grados de libertad=2, valor $p=0$

- Prueba de Dunn con ajuste de Bonferroni (Rstudio)

$\alpha=0.05$, Rechazar H_0 si $p \leq \alpha/2$

Grupo contra Grupo	Diferencia	nivel p	Significancia por Dunn
Morado vs Amarillo	16.30282	0.0000	Sí
Rojo vs Amarillo	8.151413	0.0000	Sí
Rojo vs Morado	-8.151413	0.000	Sí

Apéndice 12. Análisis estadístico para porcentaje de humedad del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.73011, valor- p =0.003185

- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	94.24459	0.637447
Amarillo	94.10544	0.494374
Amarillo	94.23861	0.630489
Morado	94.52072	1.158999
Morado	94.31838	0.731807
Morado	94.64375	3.821998
Rojo	91.27517	-3.80226
Rojo	91.57951	-1.1417
Rojo	91.56882	-1.15787

Valor de $p=0.4$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	24.11	12.058	7.016	0.0269
Residuales	6	10.31	1.719		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Morado vs amarillo	1.9042678	No
Amarillo vs Rojo	0.5874363	Sí
Rojo vs morado	-2.0339435	Sí

Apéndice 13. Análisis estadístico para pH del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.88656, valor-p=0.1838
Datos normales
- Análisis en Excel

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Media	Varianza
Amarillo	3	13.040000	4.346667	0.000033
Morado	3	13.200000	4.400000	0.000100
Rojo	3	13.370000	4.456667	0.000033
Total	9		4.401111	0.002311

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	nivel p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	0.018156	0.009078	163.400000	0.000006	5.143253	0.973038
Dentro de Grupos	6	0.000333	0.000056				
Total	8	0.018489					

Comparaciones entre grupos

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadísticas de la Prueba	nivel p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.053333	8.763561	0.000023	Sí
Amarillo vs Rojo	-0.110000	18.074844	9.011356E-8	Sí
Morado vs Rojo	-0.056667	9.311283	0.000014	Sí

Apéndice 14. Análisis estadístico para acidez titulable del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk

W=0.821, valor- $p=0.03536$
 Datos no normales

- Análisis en Excel

Factor #1: Método de secado

Factor #2: Fenotipo

Respuesta: C^*_{ab}

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación típica
Método de secado	ED	30	24.232	174.289	13.202
Método de secado	SS	30	27.785	100.009	10.000
Fenotipo	Amarillo	20	37.203	0.843	0.918
Fenotipo	Morado	20	10.434	13.832	3.719
Fenotipo	Rojo	20	30.388	6.523	2.554
Método de secado x Fenotipo	ED x Amarillo	10	37.962	0.042	0.205
Método de secado x Fenotipo	ED x Morado	10	6.816	0.001	0.033
Método de secado x Fenotipo	ED x Rojo	10	27.917	0.003	0.052
Método de secado x Fenotipo	SS x Amarillo	10	36.444	0.458	0.676
Método de secado x Fenotipo	SS x Morado	10	14.052	0.115	0.340
Método de secado x Fenotipo	SS x Rojo	10	32.858	0.206	0.454

ANOVA

Origen de la variación	SS	d.f.	MS	F	Nivel p	F crit	Omega Cuadrada
Factor #1 (Método de secado)	189.351	1	189.351	1,377.770	0.000	4.020	0.023
Factor #2 (Fenotipo)	7,741.247	2	3,870.624	28,163.651	0.000	3.168	0.950
Factor #1 + #2 (Método de secado x Fenotipo)	205.984	2	102.992	749.395	0.000	3.168	0.025
Dentro de Grupos	7.421	54	0.137				
Total	8,144.004	59	138.034				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.999						

Apéndice 14. Análisis estadístico para acidez titulable del tomate cherry (continuación)

Comparaciones entre grupos de factor 1 dentro de cada nivel del factor 2

Fenotipo	Grupo vs grupo (contraste)	Diferencia	Estadística de prueba	Nivel P	Significancia Fisher LSD
Amarillo	ED vs SS	1.518	9.153	0.000	Sí
Morado	ED vs SS	-7.235	43.641	0.000	Sí
Rojo	ED vs SS	-4.941	29.803	0.000	Sí

- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales de acidez titulable	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	0.304190	-1.260720
Amarillo	0.304190	-1.260720
Amarillo	0.298106	-2.311850
Morado	0.395447	3.183299
Morado	0.365028	0.590000
Morado	0.365028	0.590000
Rojo	0.365028	0.590000
Rojo	0.365028	0.590000
Rojo	0.380238	1.079884

Valor de $p=0.326872$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	0.009971	0.004985	37.59	0.000404
Residuales	6	0.000796	0.000133		

Comparativo entre grupos con de los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Morado vs Rojo	0.3751677	No
Rojo vs Amarillo	0.3700978	Sí
Amarillo vs Morado	0.3021621	Sí

Apéndice 15. Análisis estadístico para sólidos solubles del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.6301, valor-p=0.0002157
Datos no normales
- Análisis de los datos en Excel

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Media	Varianza
Amarillo	3	39.767000	13.255667	0.001474
Morado	3	25.004000	8.334667	0.001474
Rojo	3	39.634000	13.211333	0.001474
Total	9		11.600556	6.001116

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	nivel p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	48.0001	24.0000	16,281.3333	6.253E-12	5.1433	0.9997
Dentro de Grupos	6	0.0088	0.0015				
Total	8	48.0089					

Comparaciones entre grupos

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadísticas de la Prueba	nivel p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	4.921000	156.977705	0.00000 0	Sí
Amarillo vs Rojo	0.044333	1.414214	0.19501 6	No
Morado vs Rojo	-4.876667	155.563492	0.00000 0	Sí

Apéndice 16. Análisis estadístico para proteína del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.7375, valor- p =0.003881
Datos no normales
- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales de proteína	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	7.367434	-0.59519
Amarillo	6.918828	-2.11245
Amarillo	7.470701	-0.34022
Morado	10.76208	1.084023
Morado	11.34677	1.167007
Morado	11.1533	1.140927
Rojo	7.230172	-1.15145
Rojo	7.608355	-0.11255
Rojo	7.584154	-0.14658

Valor de $p=0.3649383$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	7.468	3.734	8.834	0.0163
Residuales	6	2.536	0.423		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Morado vs Rojo	1.13	Sí
Rojo vs Amarillo	-0.47	No
Amarillo vs Morado	-1.02	Sí

Apéndice 17. Análisis estadístico para cenizas del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.65, valor- $p=3.98e-4$
Datos no normales
- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales de cenizas	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	0.53	-1.55
Amarillo	0.54	-1.10
Amarillo	0.54	-0.90
Morado	0.55	-0.28
Morado	0.55	-0.31
Morado	0.55	-0.17
Rojo	0.82	1.08
Rojo	0.82	1.08
Rojo	0.82	1.08

Valor de $p=0.18$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2.00	7.77	3.88	100.70	2.42e-5
Residuales	6.00	0.23	0.04		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Rojo vs Morado	1.08	Sí
Morado vs Amarillo	-0.25	Sí
Amarillo vs Rojo	-1.18	Sí

Apéndice 18. Análisis estadístico para grasa del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.76, valor- $p=6.8e-3$
Datos no normales
- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales de grasa	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	2.26	-0.65
Amarillo	2.12	-2.51
Amarillo	2.13	-1.41
Morado	2.51	-0.26
Morado	2.37	-0.43
Morado	2.43	-0.35
Rojo	3.68	1.03
Rojo	3.77	1.77
Rojo	3.78	1.81

Valor de $p=0.55$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	14.30	7.15	19.96	2.23e-3
Residuales	6	2.15	0.35		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Rojo vs Morado	1.54	Sí
Morado vs Amarillo	-0.35	No
Amarillo vs Rojo	-1.52	Sí

Apéndice 19. Análisis estadístico para fibra del tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.75, valor-p=0.01
Datos no normales
- Análisis en Excel

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Media	Varianza
Amarillo	3	37.918206	12.639402	0.027244
Morado	3	27.776380	9.258793	0.017007
Rojo	3	37.730108	12.576703	0.342548
Total	9		11.491633	2.901821

ANOVA

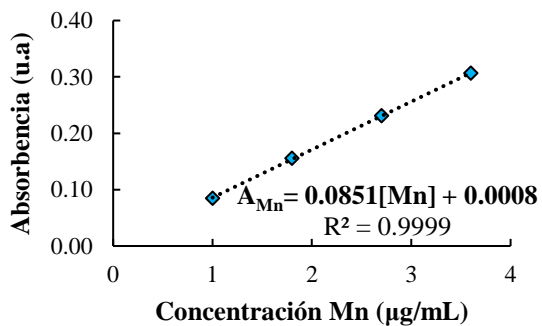
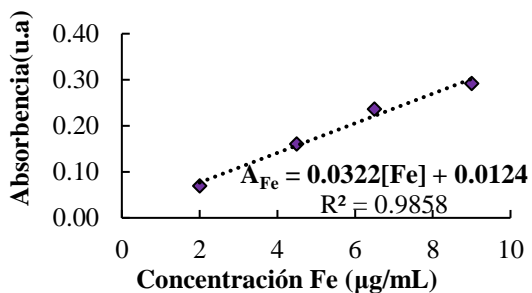
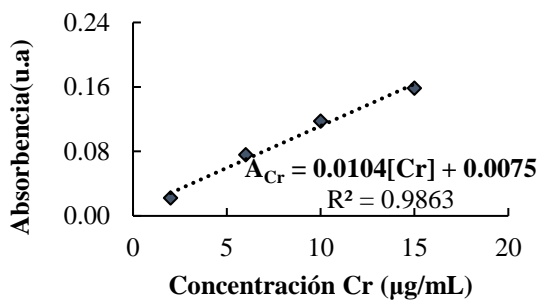
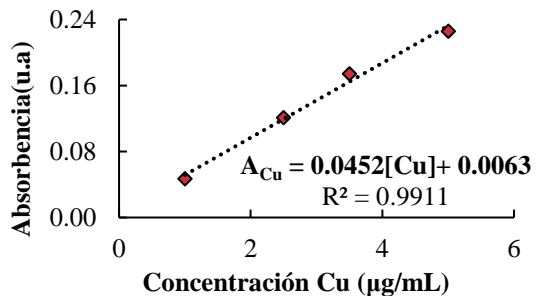
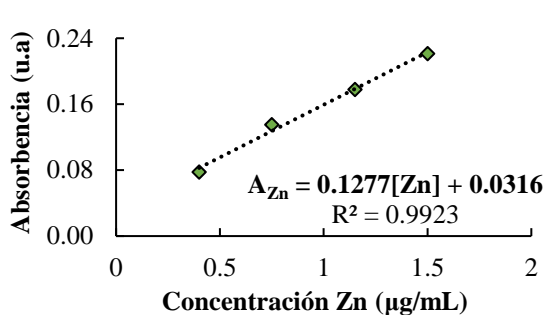
Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	nivel p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	22.440967	11.220483	87.025654	0.000037	5.143253	0.950290
Dentro de Grupos	6	0.773598	0.128933				
Total	8	23.214565					

Comparaciones entre grupos

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadísticas de la Prueba	nivel p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	3.380609	11.530772	0.000003	Sí
Amarillo vs Rojo	0.062699	0.213859	0.836007	No
Morado vs Rojo	-3.317909	11.316913	0.000003	Sí

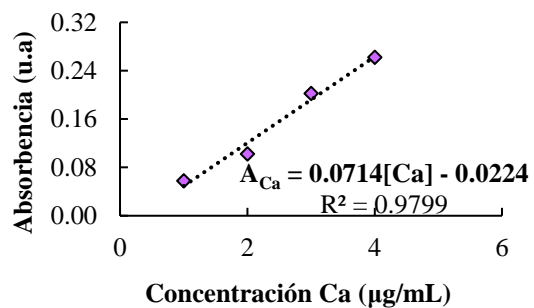
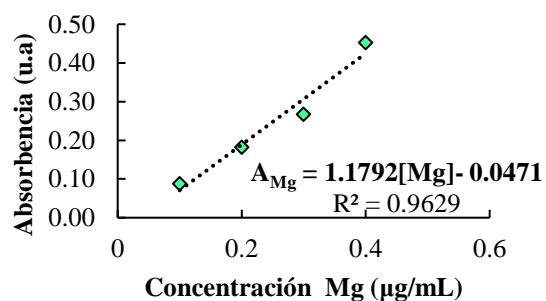
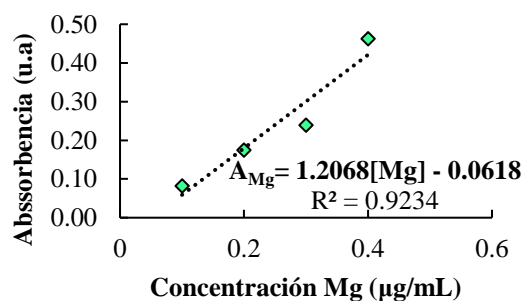
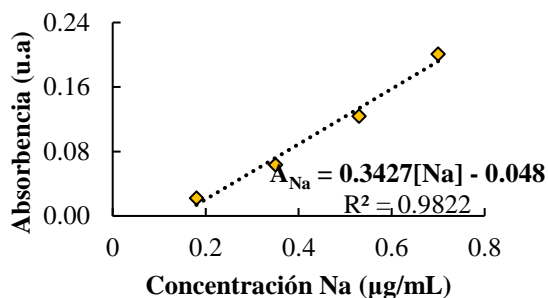
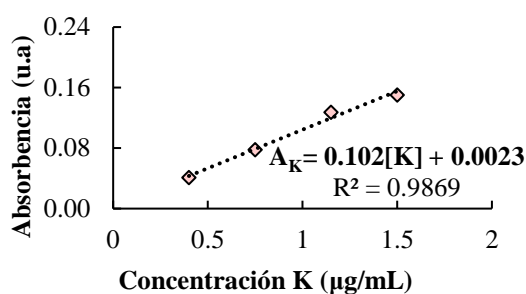
Apéndice 20. Curva de calibración para determinación de microminerales

(Zn, Cu, Cr, Fe, Mn)



Apéndice 21. Curva de calibración para determinación de macrominerales

(K, Na, Mg, Ca)



Apéndice 22. Análisis estadístico para Zn

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.85, valor-p=0.07
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Varianza	Desv.Est.	Media	95% Intervalo de confianza*	
Amarilla	3	0.405	1.121E-5	0.003	0.135	0.127	0.143
Morado	3	0.207	1.074E-5	0.003	0.069	0.061	0.077
Roja	3	0.534	2.085E-5	0.005	0.178	0.167	0.189
Total	9		0.002	0.048	0.127		

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	0.018	0.009	633.627	1.046E-7	5.143	0.993
Dentro de Grupos	6	8.56E-5	1.427E-5				
Total	8	0.018					

Comparaciones entre grupos

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarilla vs Morado	0.066	21.357	2.431E-8	Sí
Amarilla vs Roja	-0.043	13.987	6.619E-7	Sí
Morado vs Roja	-0.109	35.343	4.496E-10	Sí

Apéndice 23. Análisis estadístico para Cu

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.91, valor-p=0.32
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Varianza	Desv.Est.	Media	95% Intervalo de confianza*
Amarilla	3	0.308	1.522E-5	0.004	0.103	0.093 0.112
Morado	3	0.312	2.046E-5	0.005	0.104	0.093 0.115
Roja	3	0.289	4.85E-6	0.002	0.096	0.091 0.102
Total	9		2.266E-5	0.005	0.101	

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	1.002E-4	5.01E-5	3.708	0.089	5.143	0.376
Dentro de Grupos	6	8.106E-5	1.351E-5				
Total	8	1.813E-4					

Comparaciones entre grupos

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarilla vs Morado	-0.001	0.418	0.687	No
Amarilla vs Roja	0.006	2.121	0.067	No
Morado vs Roja	0.008	2.54	0.035	No

Apéndice 24. Análisis estadístico para Fe

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.83, valor- $p=0.05$
 Datos no normales

- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	0.15	0.11
Amarillo	0.15	0.14
Amarillo	0.16	0.21
Morado	0.07	-1.30
Morado	0.07	-1.70
Morado	0.07	-1.71
Rojo	0.20	1.36
Rojo	0.19	0.81
Rojo	0.20	2.42

Valor de $p=0.49$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	14.51	7.26	29.96	7.54e-4
Residuales	6	1.45	0.24		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Rojo vs Amarillo	1.53	Sí
Amarillo vs Morado	0.15	Sí
Morado vs Rojo	-1.57	Sí

Apéndice 25. Análisis estadístico para Mn

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.87, valor-p=0.13
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Varianza	Desv.Est.	Media	95% Intervalo de confianza*	
Amarilla	3	0.172	3.39E-6	0.002	0.057	0.053	0.062
Morado	3	0.125	2.095E-6	0.001	0.042	0.038	0.045
Roja	3	0.206	1.529E-6	0.001	0.069	0.066	0.072
Total	9		1.396E-4	0.012	0.056		

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	0.001	5.515E-4	235.892	1.98E-6	5.143	0.981
Dentro de Grupos	6	1.403E-5	2.338E-6				
Total	8	0.001					

Comparaciones entre grupos

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarilla vs Morado	0.016	12.628	1.452E-6	Sí
Amarilla vs Roja	-0.011	8.99	1.868E-5	Sí
Morado vs Roja	-0.027	21.619	2.208E-8	Sí

Apéndice 26. Análisis estadístico para K

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.75, valor- $p=0.01$
Datos no normales
- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	210.23	-1.94
Amarillo	218.06	-1.20
Amarillo	227.82	-0.34
Morado	228.43	-0.31
Morado	245.46	0.20
Morado	224.81	-0.51
Rojo	343.59	1.00
Rojo	358.96	1.06
Rojo	359.77	1.06

Valor de $p=0.37$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	7.30	3.65	14.08	5.42e-3
Residuales	6	1.56	0.25		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Rojo vs Morado	1.04	Sí
Morado vs Amarillo	-0.21	No
Amarillo vs Rojo	-1.16	Sí

Apéndice 27. Análisis estadístico para Na

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)

W=0.83, valor- $p=0.05$
Datos no normales

- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	3.23	-0.47
Amarillo	3.00	-1.45
Amarillo	2.97	-1.96
Morado	4.19	1.25
Morado	4.37	2.30
Morado	4.03	0.87
Rojo	3.35	-0.21
Rojo	3.23	-0.48
Rojo	3.17	-0.62

Valor de $p=0.74$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	12.04	6.02	15.44	4.32e-3
Residuales	6	2.34	0.39		

Comparativo entre grupos con los datos transformados

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Morado vs Rojo	1.47	Sí
Rojo vs Amarillo	-0.43	No
Amarillo vs Morado	-1.29	Sí

Apéndice 28. Análisis estadístico para Mg

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.86, valor- p =0.09
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Media	Varianza
Amarilla	3	30.541465	10.180488	0.116445
Morado	3	22.114284	7.371428	0.092788
Roja	3	43.806543	14.602181	0.058330
Total	9		10.718032	10.032637

ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	nivel p	F crit	Omega Cuadrado
Entre Grupos	2	79.725969	39.862985	446.957148	2.963810E-7	5.143253	0.990010
Dentro de Grupos	6	0.535125	0.089187				
Total	8	80.261094					

Comparaciones entre grupos

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadísticas de la Prueba	nivel p	Significancia Fisher LSD
Amarilla vs Morado	2.809060	11.520059	0.000003	Sí
Amarilla vs Roja	-4.421693	18.133524	8.785582E-8	Sí
Morado vs Roja	-7.230753	29.653583	1.813175E-9	Sí

Apéndice 29. Análisis estadístico para Ca

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio)
W=0.84, valor- p =0.06
Datos normales

- Análisis estadístico en Excel
Estadística descriptiva

Grupos	Tamaño muestral	Suma	Media	Varianza
Amarilla	3	82.510000	27.503333	0.790934
Morado	3	60.079215	20.026405	0.502342
Roja	3	122.767997	40.922666	0.129775
Total	9		29.484135	84.435343

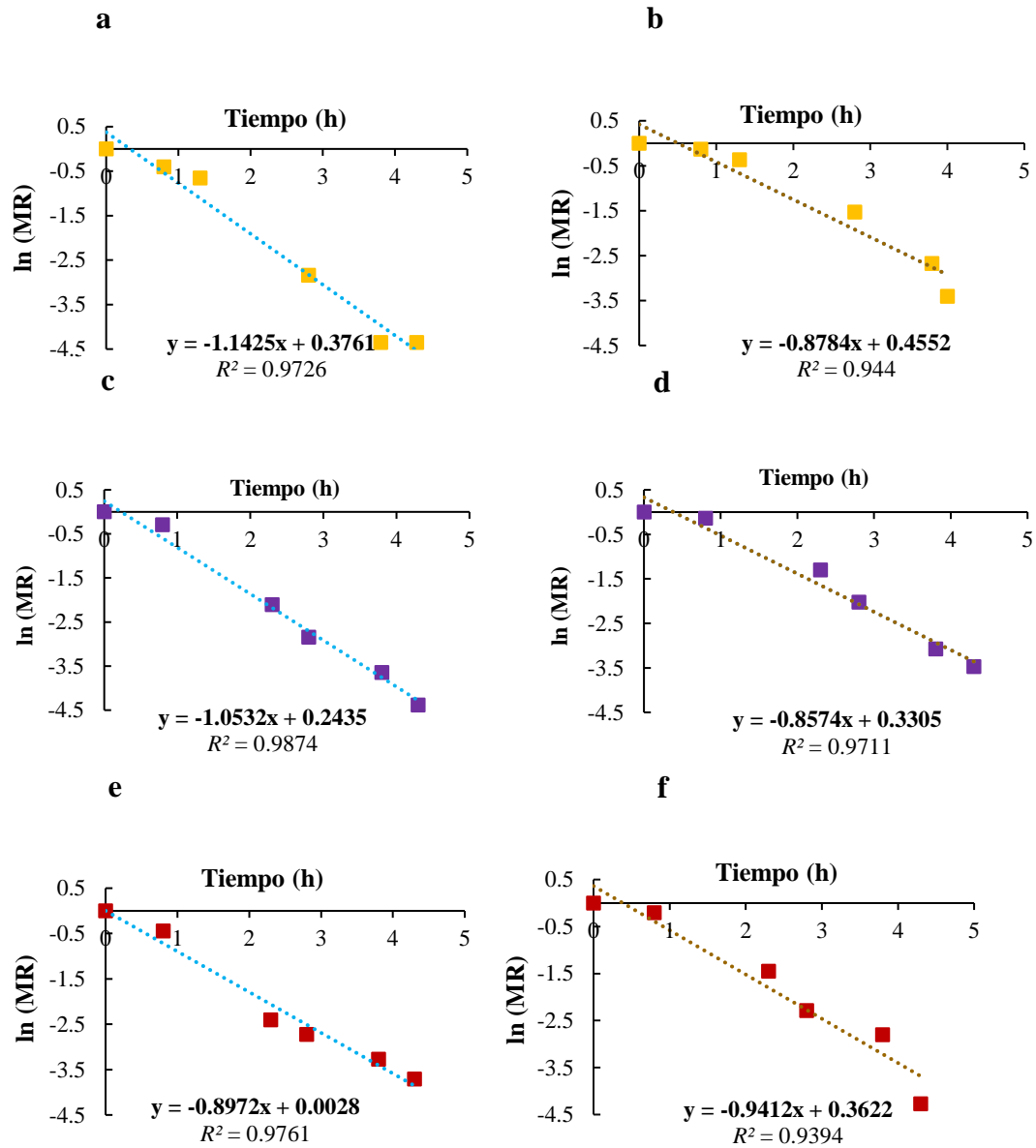
ANOVA

Origen de la Variación	d.f.	SC	MS	F	nivel p	F crit	Omega Cuadrado
Entre grupos	2	672.636643	336.318321	709.00794	7.480132E-8	5.143253	0.993684
Dentro de grupos	6	2.846103	0.474351				
Total	8	675.482746					

Comparación entre grupos

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadísticas de la Prueba	nivel p	Significancia Fisher LSD
Amarilla vs Morado	7.476928	13.295943	9.777809E-7	Sí
Amarilla vs Roja	-13.419332	23.863098	1.012953E-8	Sí
Morado vs Roja	-20.896261	37.159041	3.01765419E-10	Sí

Apéndice 30. Graficas para obtener la constante k del modelo de Newton



a: Tomate cherry amarillo secado en el secador solar mixto, b: Tomate cherry amarillo secado por exposición directa al sol, c: Tomate cherry morado secado en el secador solar mixto, d: Tomate cherry morado secado por exposición directa al sol, e: Tomate cherry rojo secado en el secador solar mixto, f: Tomate cherry rojo secado por exposición directa al sol.

Apéndice 31. Tabla con la constante k del modelo de Newton por los dos métodos de secado

Constante para el modelo Newton	Método de secado	Tomate cherry deshidratado		
		Amarillo	Morado	Rojo
k	Secador solar	0.646 ± 0.045 ^{a1}	1.070±0.067 ^{b1}	0.897±0.036 ^{c1}
	Exposición directa al sol	0.836±0.054 ^{a2}	0.857±0.034 ^{a2}	0.921±0.028 ^{a1}

Promedio de tres mediciones ± desviación estándar; a, b: valores con la misma letra dentro de la fila no son estadísticamente diferentes (p<0.05) por el método Fisher LSD; 1,2: valores con los mismos números en la columna no son estadísticamente diferentes (p<0.05) por el método Fisher LSD

Apéndice 32. Análisis estadístico para k del modelo de Newton

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para K newton secador solar
W=0.94, valor-p=0.58
Datos normales
- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para K newton exposición directa
W=0.84, valor-p=0.06
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Método de secado
Respuesta: k Newton

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6	0.741	0.013	0.113
Fenotipo	Morado	6	0.964	0.016	0.126
Fenotipo	Rojo	6	0.909	9.887E-4	0.031
Método de secado	ED	9	0.871	0.003	0.051
Método de secado	SS	9	0.871	0.036	0.19
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	0.836	0.003	0.054
Fenotipo x Método	Amarillo x SS	3	0.646	0.002	0.045
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	0.857	0.001	0.034
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	1.07	0.004	0.067
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	0.921	7.62E-4	0.028
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	0.897	0.001	0.036

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	0.161	2	0.081	38.281	6.189E-6	3.885	0.505
Factor #2 (Método de secado)	4.84E-7	1	4.84E-7	2.299E-4	0.988	4.747	0
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	0.122	2	0.061	29.085	2.501E-5	3.885	0.38
Dentro de Grupos	0.025	12	0.002				
Total	0.309	17	0.018				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.878						

Apéndice 32. Análisis estadístico para k del modelo de Newton (continuación)

Comparaciones entre grupos de factor 2 (Método) dentro de cada nivel del factor 1 (Fenotipo)

Factor 1: Amarillo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.19	5.069	8.002E-5	Sí

Factor 1: Morado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.212	5.665	2.255E-5	Sí

Factor 1: Rojo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.023	0.622	0.542	No

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.021	0.57	0.576	No
Amarillo vs Rojo	-0.084	2.255	0.038	No
Morado vs Rojo	-0.063	1.686	0.11	No

Factor 2: SS

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.423	11.303	2.499E-9	Sí
Amarillo vs Rojo	-0.251	6.702	3.719E-6	Sí
Morado vs Rojo	0.172	4.601	2.543E-4	Sí

Apéndice 33. Análisis estadístico para k del modelo de Page

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para K Page en el secador solar
W=0.94, valor-p=0.63
Datos normales
- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para K Page por exposición directa
W=0.88, valor-p=0.18
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Método de secado
Respuesta: k Page

Estadística descriptiva					
Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6		0.026	0.16
Fenotipo	Morado	6	0.337	0.02	0.141
Fenotipo	Rojo	6	0.47	0.033	0.181
Método de secado	ED	9	0.251	0.002	0.049
Método de secado	SS	9	0.523	0.013	0.113
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	0.215	3.77E-4	0.019
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	0.492	0.006	0.079
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	0.228	2.964E-4	0.017
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	0.446	0.014	0.117
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	0.31	0.001	0.033
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	0.63	0.004	0.064

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	0.063	2	0.031	7.329	0.008	3.885	0.118
Factor #2 (Método de secado)	0.332	1	0.332	77.634	1.381E-6	4.747	0.716
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	0.008	2	0.004	0.905	0.431	3.885	0.
Dentro de Grupos	0.051	12	0.004				
Total	0.454	17	0.027				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.832						

Apéndice 33. Análisis estadístico para k del modelo de Page (continuación)

Comparaciones entre grupos de factor 2 (Método) dentro de cada nivel del factor 1 (Fenotipo)

Factor 1: Amarillo

Factor 2: Método de secado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.277	5.192	6.133E-5	Sí

Factor 1: Morado

Factor 2: Método de secado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.277	5.192	6.133E-5	Sí

Factor 1: Rojo

Factor 2: Método de secado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.32	5.981	1.171E-5	Sí

Comparaciones entre grupos de Factor 1 (Fenotipo) dentro de cada nivel del Factor 2 (Método)

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.013	0.245	0.809	No
Amarillo vs Rojo	-0.095	1.781	0.093	No
Morado vs Rojo	-0.082	1.536	0.143	No

Factor 2: SS

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	0.046	0.86	0.402	No
Amarillo vs Rojo	-0.137	2.57	0.02	Sí
Morado vs Rojo	-0.183	3.43	0.003	Sí

Apéndice 34. Análisis estadístico para n del modelo de Page

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para n Page en el secador solar
W=0.97, valor-p=0.86
Datos normales
- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para n Page por exposición directa
W=0.87, valor-p=0.12
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Método de secado
Respuesta: n Page

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6	1.74	0.054	0.232
Fenotipo	Morado	6	1.957	0.049	0.221
Fenotipo	Rojo	6	1.68	0.05	0.224
Método de secado	ED	9	1.954	0.032	0.18
Método de secado	SS	9	1.63	0.036	0.19
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	1.919	0.012	0.108
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	1.561	0.027	0.165
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	2.086	0.062	0.249
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	1.828	0.011	0.103
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	1.858	0.014	0.119
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	1.502	0.016	0.128

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	0.256	2	0.128	5.392	0.021	3.885	0.199
Factor #2 (Método de secado)	0.473	1	0.473	19.941	7.716E-4	4.747	0.429
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	0.01	2	0.005	0.206	0.816	3.885	0
Dentro de Grupos	0.284	12	0.024				
Total	1.023	17	0.06				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.592						

Apéndice 34. Análisis estadístico para n del modelo de Page (Continuación)

Comparaciones entre grupos de factor 2 (Método) dentro de cada nivel del factor 1

(Muestra)

Factor 1: Amarillo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.358	2.846	0.011	Sí

Factor 1: Morado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.258	2.054	0.055	No

Factor 1: Rojo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.356	2.835	0.011	Sí

Comparaciones entre grupos de factor 1 (Fenotipo) dentro de cada nivel del factor 2
(Método)

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.168	1.336	0.199	No
Amarillo vs Rojo	0.06	0.479	0.638	No
Morado vs Rojo	0.228	1.815	0.087	No

Factor 2: SS

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.268	2.128	0.048	No
Amarillo vs Rojo	0.059	0.467	0.646	No
Morado vs Rojo	0.326	2.596	0.019	Sí

Apéndice 35. Análisis estadístico para k del modelo de Midilli

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para k Midilli para secador solar
W=0.96, valor-p=0.77
Datos normales
- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para k Midilli por exposición directa
W=0.92, valor-p=0.41
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Método de secado
Respuesta: k Midilli

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6	0.389	0.016	0.128
Fenotipo	Morado	6	0.34	0.022	0.15
Fenotipo	Rojo	6	0.483	0.037	0.193
Método de secado	ED	9	0.278	0.004	0.063
Método de secado	SS	9	0.53	0.016	0.125
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	0.295	0.008	0.09
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	0.483	0.007	0.081
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	0.226	2.962E-4	0.017
Fenotipo x Método	Morado x SS	3	0.455	0.017	0.128
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	0.312	0.001	0.032
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	0.653	0.005	0.069

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	0.063	2	0.031	5.034	0.026	3.885	0.112
Factor #2 (Método de secado)	0.286	1	0.286	45.949	1.962E-5	4.747	0.624
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	0.019	2	0.009	1.508	0.26	3.885	0.014
Dentro de Grupos	0.075	12	0.006				
Total	0.443	17	0.026				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.75						

Apéndice 35. Análisis estadístico para k del modelo de Midilli (continuación)

Comparaciones entre grupos de Factor 2 (Método) dentro de cada nivel del Factor 1 (Fenotipo)

Factor 1: Amarillo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.188	2.91	0.009	Sí

Factor 1: Morado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.229	3.547	0.002	Sí

Factor 1: Rojo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.341	5.283	5.049E-5	Sí

Comparaciones entre grupos de factor 1 (Fenotipo) dentro de cada nivel del factor 2 (Método)

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	0.069	1.07	0.3	No
Amarillo vs Rojo	-0.017	0.268	0.792	No
Morado vs Rojo	-0.086	1.338	0.198	No

Factor 2: SS

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	0.028	0.433	0.67	No
Amarillo vs Rojo	-0.17	2.641	0.017	Sí
Morado vs Rojo	-0.198	3.075	0.007	Sí

Apéndice 36. Análisis estadístico para n del modelo de Midilli

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para n Midilli para secador solar
W=0.97, valor-p=0.90
Datos normales
- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para n Midilli por exposición directa
W=0.97, valor-p=0.86
Datos normales
- Análisis estadístico (Excel)

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Método de secado
Respuesta: n Midilli

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6	1.68	0.046	0.214
Fenotipo	Morado	6	2.015	0.06	0.245
Fenotipo	Rojo	6	1.762	0.04	0.199
Método de secado	ED	9	1.947	0.066	0.258
Método de secado	SS	9	1.69	0.033	0.182
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	1.779	0.054	0.232
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	1.58	0.03	0.174
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	2.156	0.075	0.274
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	1.873	0.015	0.121
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	1.905	0.027	0.164
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	1.618	0.011	0.104

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	0.366	2	0.183	5.189	0.024	3.885	0.262
Factor #2 (Método de secado)	0.296	1	0.296	8.387	0.013	4.747	0.231
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	0.007	2	0.004	0.103	0.903	3.885	0.
Dentro de Grupos	0.423	12	0.035				
Total	1.092	17	0.064				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.437						

Apéndice 36. Análisis estadístico para n del modelo de Midilli (continuación)

Comparaciones entre grupos de Factor 2 (Método) dentro de cada nivel del Factor 1 (Fenotipo)

Factor 1: Amarillo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.199	1.301	0.21	No

Factor 1: Morado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.283	1.845	0.081	No

Factor 1: Rojo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.287	1.869	0.078	No

Comparaciones entre grupos de Factor 1 (Fenotipo) dentro de cada nivel del Factor 2 (Método)

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.377	2.457	0.025	No
Amarillo vs Rojo	-0.125	0.819	0.424	No
Morado vs Rojo	0.251	1.639	0.12	No

Factor 2: SS

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.293	1.913	0.073	No
Amarillo vs Rojo	-0.038	0.25	0.805	No
Morado vs Rojo	0.255	1.662	0.115	No

Apéndice 37. Análisis estadístico para la constante a del modelo de Midilli

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para a Midilli para secador solar
W=0.76, valor-p=0.01
Datos no normales
- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	0.99	-1.17
Amarillo	0.99	-3.99
Amarillo	0.99	-0.83
Morado	1.00	0.14
Morado	1.00	0.92
Morado	1.00	0.17
Rojo	1.00	1.19
Rojo	1.00	4.07
Rojo	1.00	0.66

Valor de $p=0.57$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico (Rstudio)

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	23.97	11.98	5.48	0.04
Residuales	6	13.12	2.19		

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para a Midilli por exposición directa

W=0.94, valor-p=0.55

Datos normales

- Análisis estadístico en Excel

Factor 1: Muestra

Factor 2: Método de secado

Respuesta: a Midilli

Apéndice 37. Análisis estadístico para la constante a del modelo de Midilli (Continuación)

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6	0.996	2.837E-5	0.005
Fenotipo	Morado	6	0.999	2.172E-6	0.001
Fenotipo	Rojo	6	1.	2.643E-6	0.002
Método de secado	ED	9	1.	3.207E-6	0.002
Método de secado	SS	9	0.997	2.145E-5	0.005
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	1.	1.674E-7	4.091E-4
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	0.991	5.438E-6	0.002
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	0.999	4.646E-6	0.002
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	1.	3.746E-7	6.12E-4
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	1.	6.267E-6	0.003
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	1.	0.	0.

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	6.299E-5	2	3.15E-5	11.164	0.002	3.885	0.247
Factor #2 (Método de secado)	3.164E-5	1	3.164E-5	11.213	0.006	4.747	0.124
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	1.004E-4	2	5.022E-5	17.798	2.568E-4	3.885	0.409
Dentro de Grupos	3.386E-5	12	2.821E-6				
Total	2.289E-4	17	1.347E-5				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.781						

Comparaciones entre grupos de Factor 2 (Método) dentro de cada nivel del Factor 1 (Fenotipo)

Factor 1: amarillo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.009	6.805	2.264E-6	Sí

Factor 1: morado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-7.398E-4	0.539	0.596	No

Apéndice 37. Análisis estadístico para la constante a del modelo de Midilli (continuación)

Factor 1: rojo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-6.379E-4	0.465	0.647	No

Comparaciones entre grupos de Factor 1 (Fenotipo) dentro de cada nivel del Factor 2
(Método)

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	0.002	1.11	0.282	No
Amarillo vs Rojo	6.806E-4	0.496	0.626	No
Morado vs Rojo	-8.422E-4	0.614	0.547	No

Factor 2: SS

Comparativo entre grupos con los datos transformados (Rstudio)

Grupo contra Grupo (Contraste)	Diferencia	Significancia Fisher
Rojo vs Morado	1.97	No
Morado vs Amarillo	0.41	No
Amarillo vs Rojo	-2.00	Sí

Apéndice 38. Análisis estadístico para la constante b del modelo de Midilli

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para b Midilli para secador solar
W=0.82, valor-p=0.03
Datos no normales
- Transformación de los datos por Johnson (Rstudio)

Muestra	Datos iniciales	Datos transformados (Johnson)
Amarillo	0.00E+00	-1.17
Amarillo	0.00E+00	-3.99
Amarillo	0.00E+00	-0.83
Morado	1.39E-05	0.14
Morado	6.01E-03	0.92
Morado	2.66E-03	0.17
Rojo	8.77E-03	1.19
Rojo	7.32E-03	4.07
Rojo	6.77E-03	0.66

Valor de $p=0.86$ para prueba de normalidad de Shapiro-Wilk de los datos transformados

- Análisis estadístico

ANOVA con los datos transformados

Origen de la variación	d.f	SC	MS	valor de F	Pr (>F)
Entre grupos	2	23.97	11.98	5.48	0.04
Residuales	6	13.12	2.19		

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para b Midilli por exposición directa
W=0.62, valor-p=1.5e-4
Datos no normales
- Comparativo de grupos en Excel por el método de Fisher LSD

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Método de secado
Respuesta: b Midilli

Apéndice 38. Análisis estadístico para la constante b del modelo de Midilli (continuación)

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	6	0.041	0.004	0.067
Fenotipo	Morado	6	0.004	8.339E-6	0.003
Fenotipo	Rojo	6	0.006	1.125E-5	0.003
Método de secado	ED	9	0.03	0.003	0.055
Método de secado	SS	9	0.004	1.362E-5	0.004
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	0.082	0.006	0.079
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	0.	0.	0.
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	0.005	7.726E-6	0.003
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	0.003	9.036E-6	0.003
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	0.004	1.765E-5	0.004
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	0.008	1.065E-6	0.001

ANOVA

Origen de la Variación	SC	d.f.	MS	F	Valor p	F crit	Omega Cuadrado
Factor #1 (Fenotipo)	0.005	2	0.003	2.486	0.125	3.885	0.108
Factor #2 (Método de secado)	0.003	1	0.003	3.12	0.103	4.747	0.077
Factor #1 + #2 (Fenotipo x Método de secado)	0.007	2	0.003	3.275	0.073	3.885	0.165
Dentro de Grupos	0.012	12	0.001				
Total	0.028	17	0.002				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.349						

Comparaciones entre grupos de Factor 2 (Método) dentro de cada nivel del Factor 1 (Fenotipo)

Factor 1: Amarillo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.082	3.106	0.006	Sí

Factor 1: Morado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	0.002	0.089	0.93	No

Apéndice 38. Análisis estadístico para la constante b del modelo de Midilli (continuación)

Factor 1: Rojo

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs SS	-0.004	0.135	0.894	No

Comparaciones entre grupos de Factor 1 (Fenotipo) dentro de cada nivel del Factor 2
(Método)

Factor 2: ED

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	0.076	2.907	0.01	Sí
Amarillo vs Rojo	0.078	2.95	0.009	Sí
Morado vs Rojo	0.001	0.044	0.966	No

Factor 2: SS

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-0.003	0.11	0.914	No
Amarillo vs Rojo	-0.008	0.29	0.775	No
Morado vs Rojo	-0.005	0.18	0.859	No

Apéndice 39. ANOVA de dos vías para L^* en tomate cherry deshidratado

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para L^* para secador solar mixto
 $W=0.85$, valor- $p < 6.02e-4$
Datos no normales
- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) para L^* por exposición directa
 $W=0.80$, valor- $p < 6.42e-5$
Datos no normales
Datos no normales
- Análisis en Excel

Factor 1: Método de secado

Factor 2: Fenotipo

Respuesta: L^*

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación típica
Método de secado	ED	30	49.373	56.773	7.535
Método de secado	SS	30	53.333	17.813	4.221
Fenotipo	Amarillo	20	58.693	0.137	0.370
Fenotipo	Morado	20	44.607	16.574	4.071
Fenotipo	Rojo	20	50.760	4.518	2.126
Método de secado x Fenotipo	ED x Amarillo	10	58.757	0.010	0.102
Método de secado x Fenotipo	ED x Morado	10	40.648	0.014	0.118
Método de secado x Fenotipo	ED x Rojo	10	48.714	0.000	0.011
Método de secado x Fenotipo	SS x Amarillo	10	58.629	0.269	0.519
Método de secado x Fenotipo	SS x Morado	10	48.565	0.155	0.393
Método de secado x Fenotipo	SS x Rojo	10	52.805	0.240	0.490

Apéndice 39. ANOVA de dos vías para L^* en tomate cherry (continuación)

ANOVA

Origen de la variación	SS	d.f.	MS	F	Nivel p	F crit	Omega Cuadrada
Factor #1 (Método de secado)	235.224	1	235.224	2,049.519	0.000	4.020	0.098
Factor #2 (Fenotipo)	1,994.862	2	997.431	8,690.667	0.000	3.168	0.832
Factor #1 + #2 (Método secado x Fenotipo)	161.934	2	80.967	705.469	0.000	3.168	0.067
Dentro de Grupos	6.198	54	0.115				
Total	2,398.217	59	40.648				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.997						

Comparaciones entre grupos del factor 1 dentro de cada nivel del factor 2

Fenotipo	Grupo vs grupo (contraste)	Diferencia	Estadística de prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo	ED vs SS	0.128	0.845	0.402	No
Morado	ED vs SS	-7.917	52.255	0.000	Sí
Rojo	ED vs SS	-4.091	27.002	0.000	Sí

Apéndice 40. ANOVA de dos vías para a^* en tomate cherry deshidratado

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) a^* usando secador solar mixto

W=0.85, valor- p <6.02e-4
Datos no normales

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) a^* por exposición directa

W=0.80, valor- p <6.42e-5
Datos no normales

- Análisis en Excel

Factor 1: Método de secado

Factor 2: Fenotipo

Respuesta: a^*

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación típica
Método de secado	ED	30	16.151	59.439	7.710
Método de secado	SS	30	17.741	43.350	6.584
Fenotipo	Amarillo	20	21.332	0.369	0.607
Fenotipo	Morado	20	7.094	2.876	1.696
Fenotipo	Rojo	20	22.414	1.749	1.323
Método de secado x Fenotipo	ED x Amarillo	10	21.887	0.027	0.166
Método de secado x Fenotipo	ED x Morado	10	5.441	0.000	0.021
Método de secado x Fenotipo	ED x Rojo	10	21.125	0.003	0.054
Método de secado x Fenotipo	SS x Amarillo	10	20.776	0.065	0.255
Método de secado x Fenotipo	SS x Morado	10	8.746	0.002	0.042
Método de secado x Fenotipo	SS x Rojo	10	23.702	0.000	0.015

Apéndice 40. ANOVA de dos vías para a^* en tomate cherry deshidratado (continuación)

ANOVA

Origen de la variación	SS	d.f.	MS	F	Nivel p	F crit	Omega Cuadrada
Factor #1 (Método de secado)	37.937	1	37.937	2,328.533	0.000	4.020	0.013
Factor #2 (Fenotipo)	2,923.958	2	1,461.979	89,733.775	0.000	3.168	0.969
Factor #1 + #2 (Método de secado x Fenotipo)	56.054	2	28.027	1,720.248	0.000	3.168	0.019
Dentro de Grupos	0.880	54	0.016				
Total	3,018.830	59	51.167				
Omega cuadrada para efecto combinado	1.000						

Comparaciones entre grupos de factor 1 dentro de cada nivel del factor 2

Fenotipo	Grupo vs grupo (contraste)	Diferencia	Estadística de prueba	Nivel P	Significancia Fisher LSD
Amarillo	ED vs SS	1.111	19.463	0.000	Sí
Morado	ED vs SS	-3.305	57.898	0.000	Sí
Rojo	ED vs SS	-2.577	45.145	0.000	Sí

Apéndice 41. ANOVA de dos vías para b^* en tomate cherry deshidratado

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) b^* usando secador solar

W=0.82, valor- p =1.95e-4
Datos no normales

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) b^* por exposición directa

W=0.89, valor- p <6.49e-5
Datos no normales

- Análisis en Excel

Factor #1: Método de secado

Factor #2: Fenotipo

Respuesta: b^*

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación típica
Método de secado	SD	30	17.791	124.989	11.180
Método de secado	SS	30	21.229	63.462	7.966
Fenotipo	Amarillo	20	30.478	0.637	0.798
Fenotipo	Morado	20	7.551	12.575	3.546
Fenotipo	Rojo	20	20.502	5.544	2.355
Método de secado x Fenotipo	ED x Amarillo	10	31.017	0.018	0.134
Método de secado x Fenotipo	ED x Morado	10	4.105	0.007	0.082
Método de secado x Fenotipo	ED x Rojo	10	18.251	0.000	0.019
Método de secado x Fenotipo	SS x Amarillo	10	29.938	0.679	0.824
Método de secado x Fenotipo	SS x Morado	10	10.996	0.160	0.401
Método de secado x Fenotipo	SS x Rojo	10	22.752	0.450	0.670

Apéndice 41. ANOVA de dos vías para b^* en tomate cherry deshidratado

(continuación)

ANOVA

Origen de la variación	SS	d.f.	MS	F	Nivel P	F crit	Omega Cuadrada
Factor #1 (Método de secado)	177.263	1	177.263	809.345	0.000	4.020	0.031
Factor #2 (Fenotipo)	5,285.975	2	2,642.988	12,067.304	0.000	3.168	0.937
Factor #1 + #2 (Método de secado x Fenotipo)	167.282	2	83.641	381.887	0.000	3.168	0.030
Dentro de Grupos	11.827	54	0.219				
Total	5,642.348	59	95.633				
Omega cuadrado para efecto combinado	0.998						

Comparaciones entre grupos de factor 1 dentro de cada nivel del factor 2

Fenotipo	Grupo vs grupo (contraste)	Diferencia	Estadística de prueba	Nivel P	Significancia Fisher LSD
Amarillo	ED vs SS	1.0790	5.1554	0.0000	Sí
Morado	ED vs SS	-6.891	32.925	0.000	Sí
Rojo	ED vs SS	-4.501	21.506	0.000	Sí

Apéndice 42. ANOVA de dos vías para ángulo Hue en tomate cherry deshidratado

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) Hue usando secador solar

W=0.85, valor- p =7.08e-4

Datos no normales

Datos

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) Hue por exposición directa

W=0.74, valor- p =6.330e-6

Datos no normales

- Análisis en Excel

Factor #1: Método de secado

Factor #2: Fenotipo

Respuesta: Hue

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación típica
Método de secado	ED	30	45.784	60.474	7.777
Método de secado	SS	30	39.823	24.025	4.902
Fenotipo	Amarillo	20	34.989	0.387	0.622
Fenotipo	Morado	20	45.744	55.540	7.452
Fenotipo	Rojo	20	47.678	2.709	1.646
Método de secado x Fenotipo	ED x Amarillo	10	35.208	0.008	0.088
Método de secado x Fenotipo	ED x Morado	10	52.970	0.428	0.654
Método de secado x Fenotipo	ED x Rojo	10	49.174	0.003	0.050
Método de secado x Fenotipo	SS x Amarillo	10	34.771	0.704	0.839
Método de secado x Fenotipo	SS x Morado	10	38.517	0.780	0.883
Método de secado x Fenotipo	SS x Rojo	10	46.182	0.742	0.861

Apéndice 42. ANOVA de dos vías para ángulo Hue en tomate cherry deshidratado
(continuación)

ANOVA

Origen de la variación	SS	d.f.	MS	F	Nivel p	F crit	Omega Cuadrada
Factor #1 (Método de secado)	532.949	1	532.949	1,200.608	0.000	4.020	0.178
Factor #2 (Fenotipo)	1,869.350	2	934.675	2,105.603	0.000	3.168	0.626
Factor #1 + #2 (Método de secado x Fenotipo)	557.160	2	278.580	627.575	0.000	3.168	0.186
Dentro de Grupos	23.971	54	0.444				
Total	2,983.429	59	50.567				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.991						

Comparaciones entre grupos de factor 1 dentro de cada nivel del factor 2

Fenotipo	Grupo vs grupo (contraste)	Diferencia	Estadística de prueba	Nivel P	Significancia Fisher LSD
Amarillo	ED vs SS	0.437	1.468	0.147	No
Morado	ED vs SS	14.453	48.505	0.000	Sí
Rojo	ED vs SS	2.992	10.042	0.000	Sí

Apéndice 43. ANOVA de dos vías para cromaticidad en tomate cherry deshidratado

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) cromaticidad usando secador solar

W=0.72, valor- p =2.84e-6
Datos no normales

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) cromaticidad por exposición directa

W=0.77, valor- p =1.82e-5
Datos no normales

- Análisis en Excel

Factor #1: Método de secado

Factor #2: Fenotipo

Respuesta: C*_{ab}

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación típica
Método de secado	ED	30	24.232	174.289	13.202
Método de secado	SS	30	27.785	100.009	10.000
Fenotipo	Amarillo	20	37.203	0.843	0.918
Fenotipo	Morado	20	10.434	13.832	3.719
Fenotipo	Rojo	20	30.388	6.523	2.554
Método de secado x Fenotipo	ED x Amarillo	10	37.962	0.042	0.205
Método de secado x Fenotipo	ED x Morado	10	6.816	0.001	0.033
Método de secado x Fenotipo	ED x Rojo	10	27.917	0.003	0.052
Método de secado x Fenotipo	SS x Amarillo	10	36.444	0.458	0.676
Método de secado x Fenotipo	SS x Morado	10	14.052	0.115	0.340
Método de secado x Fenotipo	SS x Rojo	10	32.858	0.206	0.454

Apéndice 43. ANOVA de dos vías para cromaticidad en tomate cherry deshidratado
(continuación)

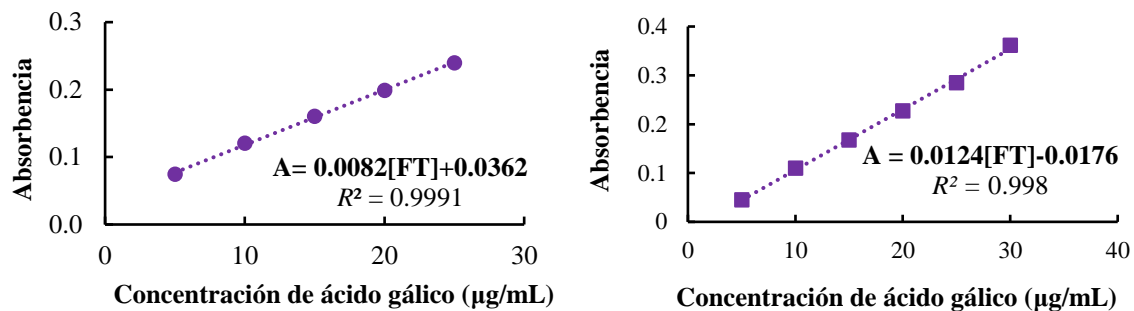
ANOVA

Origen de la variación	SS	d.f.	MS	F	Nivel p	F crit	Omega Cuadrada
Factor #1 (Método de secado)	189.351	1	189.351	1,377.770	0.000	4.020	0.023
Factor #2 (Fenotipo)	7,741.247	2	3,870.624	28,163.651	0.000	3.168	0.950
Factor #1 + #2 (Método de secado x Fenotipo)	205.984	2	102.992	749.395	0.000	3.168	0.025
Dentro de Grupos	7.421	54	0.137				
Total	8,144.004	59	138.034				
Omega cuadrada para efecto combinado	0.999						

Comparaciones entre grupos de factor 1 dentro de cada nivel del factor 2

Fenotipo	Grupo vs grupo (contraste)	Diferencia	Estadística de prueba	Nivel P	Significancia Fisher LSD
Amarillo	ED vs SS	1.518	9.153	0.000	Sí
Morado	ED vs SS	-7.235	43.641	0.000	Sí
Rojo	ED vs SS	-4.941	29.803	0.000	Sí

Apéndice 44. Curva de calibración para fenoles totales



A=Absorbancia de ácido gálico, [FT]=Concentración de fenoles totales

Preparación de las disoluciones para la curva de calibración:

EtOH acuoso al 70 %

70 mL de EtOH_{abs} + 30 mL de agua

Medido con una probeta de 100 mL y 50 mL

Na₂CO₃ al 0.5 % (p/v)

50 mg de Na₂CO₃, disolver en agua y aforar a 10 mL con agua destilada

Folin-Ciocalteu 0.1 M

0.5 mL de reactivo Folin-Ciocalteu 2 M, disolver en agua y aforar a 10 ml

En ausencia de luz

Ácido gálico 1000 µg/mL

10 mg de ácido gálico + EtOH_{acuoso} al 70 % (aforar a 10 mL)

Estándares de ácido gálico de 5, 10, 15, 20, 25 µg/mL

Preparar disolución partiendo de C₁=1000 µg ácido gálico/mL

C₁V₁=C₂V₂

Apéndice 45. Análisis estadístico para fenoles totales en tomate cherry

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) de FT usando secador solar

W=0.66, valor- $p=4.89e-2$
 Datos no normales

- Prueba de normalidad de Shapiro-Wilk (Rstudio) de FT por exposición directa

W=0.72, valor- $p=2.3e-2$
 Datos no normales

- Análisis estadístico en Excel

Factor 1: Fenotipo

Factor 2: Método de secado

Respuesta: Concentración de fenoles totales (mg EAG/100 g base seca)

Estadística descriptiva

Factor	Grupo	Tamaño muestral	Media	Varianza	Desviación Estándar
Fenotipo	Amarillo	9	253.226	108.258	10.405
Fenotipo	Morado	9	693.619	35,170.541	187.538
Fenotipo	Rojo	9	273.255	126.619	11.252
Método de secado	ED	9	358.645	18,162.946	134.77
Método de secado	Fresco	9	486.685	115,587.245	339.981
Método de secado	SS	9	374.771	29,857.947	172.795
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x ED	3	256.884	104.059	10.201
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x Fresco	3	245.85	119.621	10.937
Fenotipo x Método de secado	Amarillo x SS	3	256.945	86.937	9.324
Fenotipo x Método de secado	Morado x ED	3	537.228	211.817	14.554
Fenotipo x Método de secado	Morado x Fresco	3	939.515	207.096	14.391
Fenotipo x Método de secado	Morado x SS	3	604.114	861.65	29.354
Fenotipo x Método de secado	Rojo x ED	3	281.824	113.133	10.636
Fenotipo x Método de secado	Rojo x Fresco	3	274.688	23.252	4.822
Fenotipo x Método de secado	Rojo x SS	3	263.253	106.794	10.334

Comparaciones entre grupos de Factor 2 dentro de cada nivel del Factor 1

Factor 1: Cherry amarillo

Factor 2: Métodos de secado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs Fresco	11.034	0.947	0.353	No
ED vs SS	-0.061	0.005	0.996	No
Fresco vs SS	-11.094	0.952	0.35	No

Apéndice 45. Análisis estadístico para fenoles totales en tomate cherry (continuación)

Factor 1: Cherry morado
Factor 2: Métodos de secado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs Fresco	-402.288	34.511	0.000	Sí
ED vs SS	-66.886	5.738	4.852E-6	Sí
Fresco vs SS	335.401	28.773	0.	Sí

Factor 1: Cherry rojo
Factor 2: Métodos de secado

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
ED vs Fresco	7.136	0.612	0.546	No
ED vs SS	18.571	1.593	0.123	No
Fresco vs SS	11.435	0.981	0.336	No

Comparaciones entre grupos de Factor 1 dentro de cada nivel del Factor 2

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Exposición directa al sol

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-280.344	24.05	0.	Sí
Amarillo vs Rojo	-24.94	2.14	0.042	No
Morado vs Rojo	255.404	21.91	0.	Sí

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Fresco

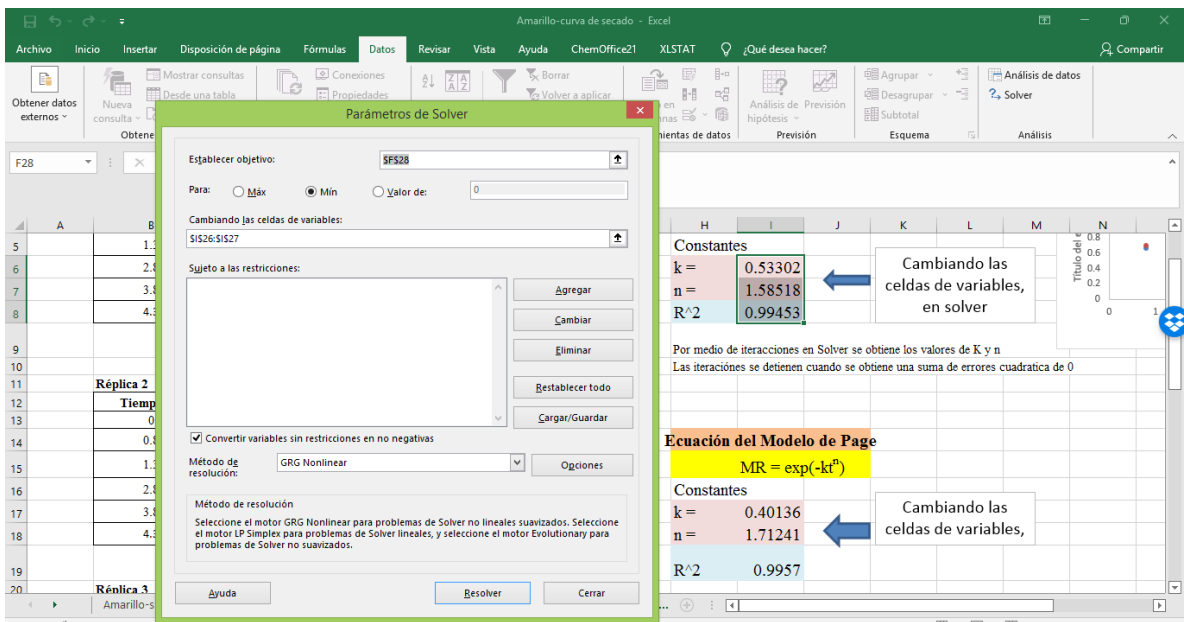
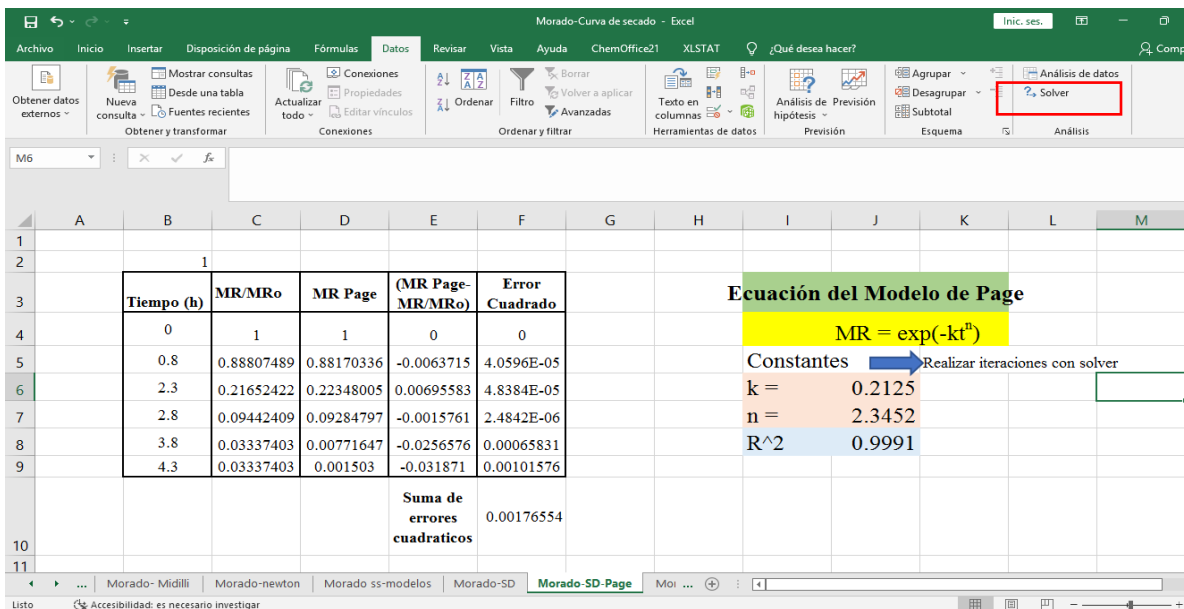
Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-693.665	59.508	0.	Sí
Amarillo vs Rojo	-28.838	2.474	0.02	Sí
Morado vs Rojo	664.827	57.034	0.	Sí

Apéndice 45. Análisis estadístico para fenoles totales en tomate cherry (continuación)

Factor 1: Fenotipo
Factor 2: Secador solar

Grupo vs Grupo (Contraste)	Diferencia	Estadístico de la prueba	Valor p	Significancia Fisher LSD
Amarillo vs Morado	-347.169	29.783	0.	Sí
Amarillo vs Rojo	-6.308	0.541	0.593	No
Morado vs Rojo	340.861	29.242	0.	Sí

Apéndice 46. Obtención de constantes para las cinéticas de secado



Apéndice 47. Correlaciones de Spearman en fruto fresco

Variable vs Variable	ρ	N	Valor p
<i>a*</i> vs sólidos solubles	0.998	9	1.61E-8
Fibra cruda vs sólidos solubles	0.984	9	1.08E-5
<i>b*</i> vs <i>L*</i>	0.998	9	2.25E-8
Ca vs Mg	0.992	9	1.42E-6
Ca vs Mn	0.970	9	6.8E-5
Ca vs Zn	0.961	9	1.46E-4
Ca vs Fe	0.942	9	4.72E-4
Fe vs Zn	0.995	9	2.6E-7
Mg vs Zn	0.976	9	3.24E-5
Mg vs Mn	0.979	9	2.26E-5
Mg vs Fe	0.965	9	1.03E-4
Mn vs Zn	0.996	9	2.08E-7
Mn vs Fe	0.985	9	7.67E-6
FT vs % proteína	0.991	9	1.76E-6
FT vs <i>L*</i>	-0.881	9	0.004
FT vs <i>b*</i>	-0.893	9	2.832E-3
FT vs <i>C*</i> _{ab}	-0.957	9	1.91E-4
FT vs <i>a*</i>	-0.997	9	1.00E-7
FT vs Sólidos solubles	-0.999	9	2.61E-09

Nivel de significancia de $\alpha=0.05$

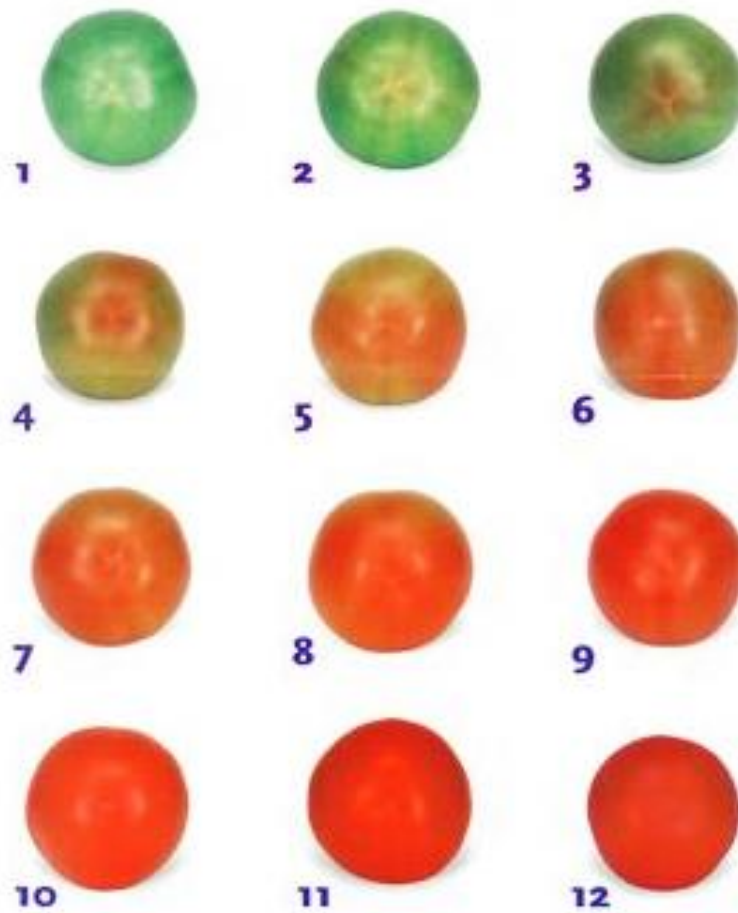
Apéndice 48. Correlaciones de Spearman en frutos deshidratados

Variable vs Variable	ρ	N	Valor p
<i>L*</i> vs <i>b*</i>	0.973	18	5.361E-11
<i>FT</i> vs <i>a*</i>	-0.952	18	4.363E-9
<i>L*</i> vs <i>C*</i> _{ab}	0.921	18	1.610E-7
<i>C*</i> _{ab} vs <i>FT</i>	-0.920	18	1.776E-7
<i>b*</i> vs <i>a*</i>	0.869	18	6.127E-6
<i>b*</i> vs <i>FT</i>	-0.848	18	1.727E-5

Nivel de significancia de $\alpha=0.05$

Anexo

Anexo 1. Código de 12 colores de la evolución del color de la epidermis del tomate rojo



CTIFL. Code couleur tomate. (2008). Sección nacional de tomate. Recuperado de:

<http://www.ctifl.fr/Pages/Kiosque/DetailsOuvrage.aspx?idouvrage=839>

Anexo 2. Escaneo del documento de tesis para detección de plagio

The screenshot displays the PlagAware interface for a document titled "Cherry.pdf". The top bar shows the PlagAware logo and a globe icon. Below the title, there are icons for sharing, cloud storage, and a menu. The main area is divided into three sections:

- Left Panel:** Lists 52 sources (52 Relevant, 80 Total). A search bar is present. Four sources are visible:
 - 21 - www.eluniversaledomex.mx/cua... (0.12% - 24 Words - 1 Phrase)
 - 22 - repositorio.inia.gob.pe/bitstrea... (0.34% - 70 Words - 6 Phrases)
 - 23 - 1library.co/article/an%C3%A1lisis... (0.11% - 23 Words - 2 Phrases)
 - 24 - 1library.co/document/8yd8dd6q... (1.76% - 365 Words - 13 Phrases)
- Center Panel:** Displays a snippet of text from source 24, which is highlighted in red. The text discusses food preservation methods and mentions "vapor de agua formado se elimina por medio del mismo aire hasta alcanzar concentraciones menores al 10 % de humedad en el producto (secado)".
- Right Panel:** Shows a progress bar at 10.5% and a summary of 2188 / 20797 words copied. Below this is a "Properties" section with fields for Date (09-07-2022), Title (Cherry.pdf), Author, Project, and Notes.