

**UNIVERSIDAD DE CHILE**

**FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACÉUTICAS**



***EFFECTO DE LA TEMPERATURA DEL SECADO AL VACÍO  
SOBRE LA CINÉTICA DE SECADO, COMPUESTOS  
BIOACTIVOS Y ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE DE FLORES DE  
FUCSIA (FUCHSIA MAGELLANICA)***

**Tesis presentada a la Universidad de Chile para optar al grado  
de Magíster en Ciencias de los Alimentos por:**

***Fabiola Navarrete Osorio***

**Director/a de Tesis: Dr. Roberto Lemus Mondaca**

**Santiago-CHILE**

**Enero 2024**

# UNIVERSIDAD DE CHILE

## FACULTAD DE CIENCIAS QUÍMICAS Y FARMACÉUTICAS

### INFORME DE APROBACIÓN DE TESIS DE MAGISTER

Se informa a la Dirección de la Escuela de Postgrado de la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas que la Tesis de Magíster presentada por el candidato

***Fabiola Navarrete Osorio***

Ha sido aprobada por la Comisión de Evaluadora de Tesis como requisito para optar al grado de Magíster en Ciencias de los Alimentos, en el examen público rendido el día

---

**Director de Tesis:**

**Roberto Lemus**

---

**Comisión Evaluadora de Tesis:**

**Luis Puente**

---

**Jaime Ortiz**

---

**Gabriela Valenzuela**

---

## INDICE DE CONTENIDO

RESUMEN	vii
ABSTRACT	viii
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Flores	1
1.1.1. Flores comestibles	2
1.1.2. <i>Fucsia L.</i>	3
1.1.3. Compuestos bioactivos	4
1.1.4. Actividad antioxidante	6
1.2. Métodos de secado	7
1.2.1. Secado al vacío	7
1.2.2. Liofilización	8
1.3. Modelamiento matemático y difusividad	9
2. HIPOTESIS Y OBJETIVOS	10
2.1. Hipótesis	10
2.2. Objetivo general	10
2.3. Objetivos específicos	10
3. MATERIALES Y MÉTODOS	11
3.1. Materiales	11
3.1.1. Materia prima	11
3.1.2. Reactivos y equipos	11
3.2. Metodología	12
3.2.1. Determinación del contenido de humedad	12
3.2.2. Secado	12
3.2.3. Difusividad y modelamiento matemático	12
3.2.4. Consumo energético.	13
3.2.5. Medición de color	14
3.2.6. Extracción de compuestos bioactivos	14
3.2.7. Determinación de compuestos bioactivos	15
3.2.7.1 Determinación de polifenoles totales	15
3.2.7.2 Determinación de flavonoides	15
3.2.7.3. Determinación de antocianinas monoméricas	15

3.2.8. Medición de la actividad Antioxidante	16
3.2.8.1 Determinación de la actividad captadora de radicales libres (DPPH)	16
3.2.8.2. Determinación del poder antioxidante reductor del hierro (FRAP)	16
3.2.8.3. Determinación de la capacidad de absorción de radicales oxígeno (ORAC-FL)	17
3.2.9. Análisis estadístico	17
4. RESULTADOS Y DISCUSION	18
4.1. Contenido de humedad de las flores	18
4.2. Comportamiento de las curvas de secado	19
4.3. Difusividad y modelamiento matemático	20
4.4. Consumo energético y eficiencia	23
4.5. Apariencia visual y cambio de color	24
4.6. Compuestos Bioactivos	26
4.6.1 Contenido de polifenoles totales	26
4.6.2 Contenido de flavonoides	28
4.6.3 Contenido de antocianinas monoméricas	29
4.7. Actividad Antioxidante	30
4.7.1. Actividad captadora de radicales libres DPPH	30
4.7.2 Ensayo FRAP	31
4.7.3 Ensayo ORAC-FL	33
5. CONCLUSION	35
BIBLIOGRAFIA	36
ANEXO	44

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación de ensayos para la determinación de antioxidantes	6
Tabla 2. Modelos matemáticos: nombre del modelo y ecuación	13
Tabla 3. Contenido de humedad de las flores de fucsia al ser sometidas a liofilización y secado al vacío.	18
Tabla 4. Rendimiento de la extracción para cada muestra	18
Tabla 5. Coeficiente de difusividad de las flores de fucsia para cada temperatura de secado	20
Tabla 6. Parámetros empíricos de cada modelo para cada temperatura de secado	22
Tabla 7. Resultados estadísticos de cada modelo para cada temperatura de secado	23
Tabla 8. Consumo de energía total y eficiencia energética de cada condición de secado al vacío de flores de fucsia	24
Tabla 9. Parámetros CIELAB para pétalos y sépalos de fucsia secadas a diferentes temperaturas: L* (luminosidad), a* (rojo-verde), b* (amarillo-azul) y $\Delta E$ (cambio de color)	26
Tabla 10. Contenido total de polifenoles (TPC), flavonoides (TFC) y antocianinas monoméricas (TMA) en los extractos secos (DE) de flores frescas, liofilizadas y secadas al vacío a tres temperaturas diferentes	28

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Diagrama de una flor y sus partes	1
Figura 2. Morfología de algunas flores comestibles	2
Figura 3. Morfología de algunos cultivares de fucsia	4
Figura 4. Clasificación de compuestos fenólicos	5
Figura 5. Esquema de una estufa al vacío	7
Figura 6. Proceso de liofilización, etapas y tiempos estimados	8
Figura 7. Planta de <i>Fuchsia magellanica</i> florecida	11
Figura 8. Equipos de secado	12
Figura 9. Datos experimentales para el secado al vacío de flores de fucsia a 3 diferentes temperaturas de trabajo	19
Figura 10. Relación entre temperatura absoluta (K) y coeficiente de difusión	21
Figura 11. Curvas de secado experimentales y calculadas del modelo Midilli-Kucuk	23
Figura 12. Flores de fucsia secadas a diferentes temperaturas.	25
Figura 13. Pétalos y sépalos de fucsia secadas a diferentes temperaturas.	27
Figura 14. Porcentaje de inhibición ( $I\%$ ) de todas las muestras	32
Figura 15. Poder reductor de $Fe^{+2}$ de todas las muestras a los tiempos 4, 30 y 60 minutos	33
Figura 16. Capacidad de absorción de radicales de oxígeno de todas las muestras	34

## **NOMENCLATURA**

MR: relación de humedad

$D_{\text{eff}}$ : difusividad efectiva

$E_t$ : consumo total de energía

$\eta$ : eficiencia energética

$\Delta E$ : cambio total de color

## **ABREVIATURAS**

DE: extracto seco

GAE: ácido gálico equivalente

QE: quercetina equivalente

TE: Trolox equivalente

TPC: Contenido de polifenoles totales

TFC: Contenido de flavonoides totales

TMA: Antocianinas monoméricas totales

DPPH: 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo

$I\%$ : porcentaje de inhibición

FRAP: Poder reductor del hierro

ORAC: Capacidad de absorción de radicales de oxígeno

AAPH: 2,2-azobis (2-metilpropionamida) dihidrocloruro

## RESUMEN

La fucsia (*Fuchsia* L.) es una planta de gran valor ornamental que posee llamativas flores en forma péndula o colgante y que son comestibles. Para preservar la corta vida útil de las flores se utilizan diversos métodos como el secado, el cual puede afectar las características organolépticas y nutricionales de las flores. El secado al vacío utiliza oxígeno para evitar reacciones de oxidación. El objetivo de este estudio fue comparar el efecto del proceso de secado al vacío a tres diferentes temperaturas en flores de *fuchsia magellanica* sobre el coeficiente de difusividad, contenido de compuestos bioactivos (polifenoles totales, flavonoides y antocianinas), actividad captadora de radicales libres (DPPH), poder antioxidante reductor del hierro (FRAP) y capacidad antioxidante (ORAC). Además, se calculó la difusividad, energía de activación, cambio de color ( $\Delta E$ ), consumo y eficiencia energética y se modelaron las curvas de secado utilizando 7 modelos matemáticos. Se prepararon extractos a partir de las muestras (frescas, liofilizadas y secadas al vacío). En general todos los modelos matemáticos ajustaban bien a las curvas de secado experimental, pero Midilli-Kucuk obtuvo un  $R^2$  más alto y un  $\chi^2$  más bajo. Las muestras secadas al vacío presentaron menores valores de polifenoles totales, flavonoides totales y antocianinas en comparación con la liofilizadas, pero no se observa una tendencia entre las diferentes temperaturas de secado al vacío. Las muestras secadas a 40 y 80°C presentaron alta capacidad antioxidante (DPPH, FRAP y ORAC), sin diferencias significativas con la muestra liofilizada. Por su parte la muestra secada a 60°C mostro los menores valores entre las tres temperaturas en todos los ensayos. Estos resultados muestran la alta retención de compuestos bioactivos y capacidad antioxidante del método de secado al vacío. El secado al vacío (0.08 MPa) a 80°C podría ser una temperatura de secado adecuada considerando su alta eficiencia energética y corto tiempo de secado.



**Palabras clave**

*Fuchsia magellanica*; flores comestible; secado al vacío; compuestos bioactivos

**ABSTRACT**

*Fuchsia* (*Fuchsia* L.) is a plant of great ornamental value that has showy pendulous or hanging flowers that are edible. To preserve the short useful life of the flowers, various methods are used, such as drying, which can affect the organoleptic and nutritional characteristics of the flowers. Vacuum drying uses oxygen to prevent oxidation reactions. The objective of this study was to compare the effect of the vacuum drying process at three different temperatures in fuchsia flowers on the diffusivity coefficient, content of bioactive compounds (total polyphenols, flavonoids and anthocyanins), free radical scavenging activity (DPPH), iron-reducing antioxidant (FRAP) and antioxidant capacity (ORAC). In addition, the diffusivity, activation energy, color change ( $\Delta E$ ) consumption and energy efficiency were calculated, and the drying curves were modeled using 7 mathematical models. Extracts were prepared from the samples (fresh, freeze-drying and vacuum drying). In general, all the mathematical models fit well to the experimental drying curves, but Midilli-Kucuk obtained a higher  $R^2$  and a lower  $\chi^2$ . The vacuum-dried samples present lower values of total polyphenols, total flavonoids and anthocyanins compared to the lyophilized ones, but no trend is observed between the different vacuum-drying temperatures. The samples dried at 40 and 80°C presented high antioxidant capacity (DPPH, FRAP and ORAC), without significant differences with the lyophilized sample. For its part, the sample dried at 60°C showed the lowest values among the three temperatures in all the tests. These results show the high retention of bioactive compounds and the antioxidant capacity of the vacuum drying method. The vacuum dried sample at 80°C could be a suitable drying temperature considering its high energy efficiency and short drying time.

**Keywords**

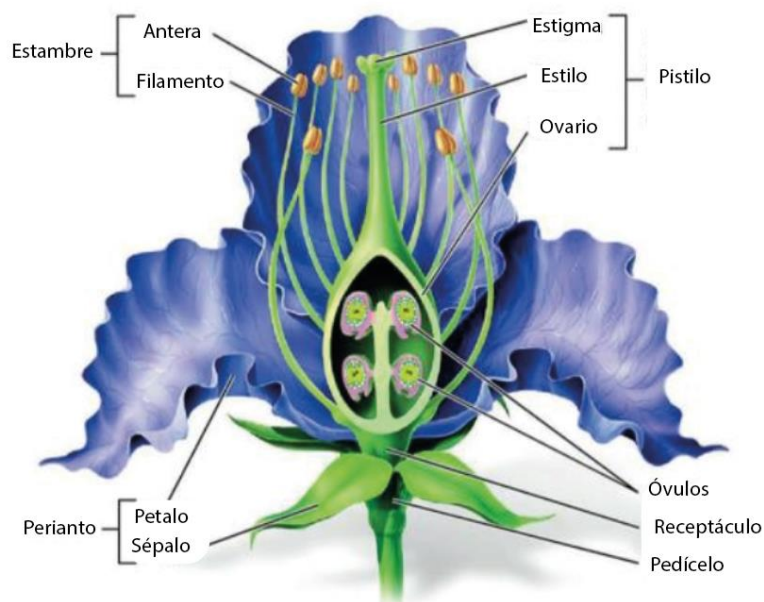
*Fuchsia magellanica*; edible flowers; vacuum dried; bioactive compounds

## 1. INTRODUCCION

### 1.1. Flores

Las angiospermas son plantas que evolucionaron para producir estructuras reproductivas, denominadas flores, a partir de señales que llegan a las hojas e inducen la formación de una flor, por tanto, todas las partes de la flor son hojas modificadas (Campbell y Reece, 2007; Nabors, 2006; Sadava y Purves, 2008). Representan a más del 90% de las especies de plantas del planeta con más de 250.000 especies conocidas y abarcan una amplia diversidad de la estructura floral (Audesirk y Byers, 2003).

Cada flor nace en la punta de un tallo especializado llamado pedicelo, el cual, en su parte superior más dilatada, llamada receptáculo, agrupa en un eje central los órganos o piezas florales (Holley,2017; Sadava y Purves, 2008). Los sépalos son hojas especializadas externas generalmente de color verde, que rodean y protegen las otras partes de la flor aun inmadura, en desarrollo, y se denominan cáliz en su conjunto (Holley,2017; Sadava y Purves, 2008). Después del cáliz se forman los pétalos, hojas especializadas internas que atraen polinizadores con sus llamativos colores, olores y además sirven como pista de aterrizaje o trampa para estos (Holley,2017; Nabors, 2006; Sadava y Purves, 2008). Al conjunto de pétalos se le denomina corola (Figura 1).



**Figura 1.** Diagrama de una flor y sus partes (Adaptado de Holly, 2017)

### 1.1.1. Flores comestibles

Las flores comestibles, enteras y sus partes, son atractivas y valiosas por su sabores y aromas característicos, sus formas, tamaños, colores y sus efectos para la salud (Chitrakar et al, 2019; Shantamma et al, 2021). Su consumo se remonta a los años 3000 a.C, donde antiguas civilizaciones las incorporaban en sus comidas o bebidas, frescas o cocidas, enteras o sus partes para potenciar sus sabores o solo decoración (Linlin et al, 2019). Las flores son altamente perecederas, su alto contenido de agua, compuestos volátiles y condiciones ambientales las hacen adecuadas para el crecimiento microbiano (Demasi et al, 2021). Wilczynska et al, (2021) determinaron la presencia de algunos microorganismos, hongos y levaduras en 5 flores comestibles cosechadas en condiciones higiénicas y estándar, encontrándose *Escherichia coli* solo en una de ellas y *Staphylococcus aureus* en todas sin embargo, los autores indican que la contaminación es comparable a la de ensaladas frescas. Luego de la post cosecha sufren oscurecimiento de los tejidos, se marchitan, deshidratan y decoloran (Wang et al, 2020). Algunas flores comestibles de consumo común son la coliflor (*Brassica oleracea* var. *botritis*) y el brócoli (*Brassica oleracea* var. *itálica*), además de otras flores como los pensamientos (*V x witrrockiana*), la caléndula (*T.patula*), la capuchina (*Tropaeolum mayor*) (Shantamma et al, 2021), entre otras (Figura 2).



**Figura. 2.** Morfología de algunas flores comestibles: (1) *Camellia japonica*; (2) *Rosa odorata*; (3) *Crocus sativus*; (4) *Viola x witrrockiana*; (5) *Tagetes patula*; (6) *Hemerocallis L*; (7) *Begonia tuberhybrida*; (8); *Passiflora foetida*

### 1.1.2. Fucsias

La fucsia pertenece al género *Fuchsia*, de la familia de las Onagraceae y comprende más de 100 especies nativas del centro y sur de América, Nueva Zelanda y Tahití, y entre ellas se encuentra la especie *Fuchsia magellanica* cultivada en Chile que podría ser la especie origen de casi todas las variedades de fucsias (Halevy, 2017; Daniel, 1970). Los híbridos son probablemente derivados de la cruce de *F. fulgens* DC x *F. magellanica* Lam (Halevy, 2017). Se le conoce también como chilco, bailarina, pendientes o aretes de la reina. Es un arbusto semi-leñoso de hoja perenne compuestas en grupos 3-5 lanceoladas simples con el borde dentado, posee flores en forma péndula o colgante de pedicelo corto, su cáliz es cilíndrico, tiene 4 sépalos y 4 o más pétalos (Bibiano, 2021; Melgar, 2015). Los híbridos pueden ser de tipo rastrero, enano, variegado, de tallos colgantes según el cultivar (Hodgson, 2005). Prospera en climas subtropicales cálido-frío con suelos fértiles y ligeramente ácidos, húmedos con buen drenaje, al refugio de los vientos fríos y secos (Melgar, 2015). Las flores pueden ser de tipo simple con 4 pétalos, semidobles con 5,6 o 7 pétalos o ser dobles con 8 o más pétalos (Bartlett, 2011). La gama de colores de las flores abarca tonos pálidos o fuertes de rosado, violeta, rojo, blanco y sus combinaciones (Figura 3.). Los flores y frutos de las fucsias son comestibles. La floración se inicia a principios de primavera hasta llegado el invierno (Elzer-Peters, 2022). Las flores dan paso a los frutos o berries que se cosechan cuando alcanzan una intensa coloración oscura (Biggs, 2018). Algunos cultivares como Fucsia “Berry” producen bayas grandes, dulces y jugosas (Biggs, 2018). Según Lim, 2014 los pétalos no tienen un sabor distintivo, pero son ligeramente ácidos. Tanto en infusiones de hojas y/o flores se le atribuyen efectos diuréticos, febrífugos, emenagogos y depurativos (Minsal, 2009; Mora, 2016).





**Figura 3.** Morfología de algunos cultivares de fucsia: (1) Abbé Farges; (2) Adalbert Bogner; (3) Bertha Timmer; (4) Comperen Atrata; (5) Huet's Boszanger; (6) Loxhore Posthorn; (7) Rachel Sinton; (8) Wagemans Mathi (Imágenes extraídas de <https://fuchsiafinder.com/>)

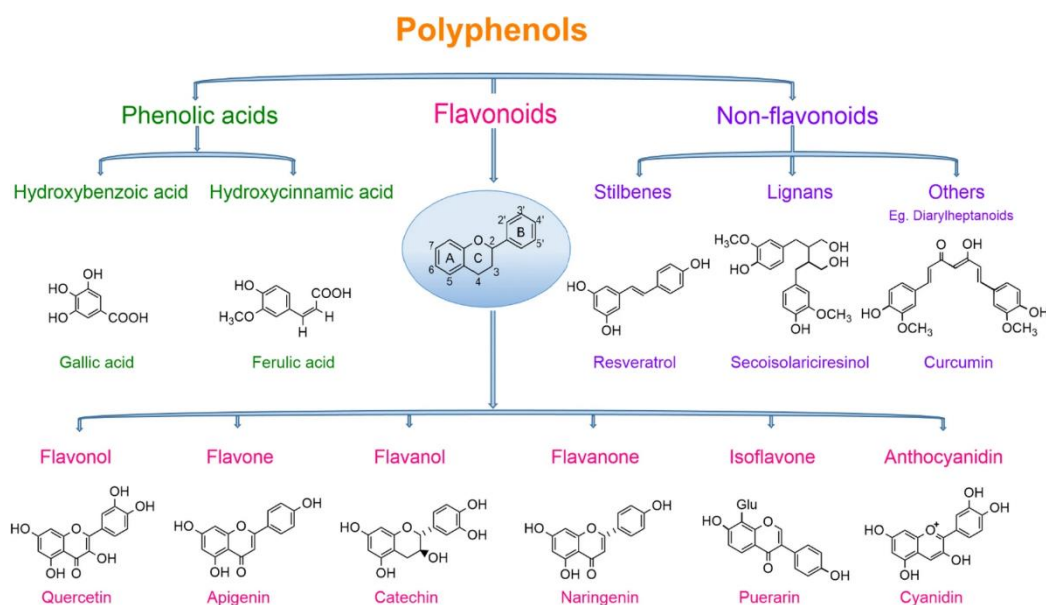
### 1.1.3. Compuestos bioactivos

Un compuesto bioactivo es una molécula esencial o no, de origen natural, que puede tener un efecto positivo o negativo en la salud humana (Sasidharan et al, 2011; Walia, et al 2019). En flores los compuestos más comunes son flavonoides, antocianinas, carotenoides y ácidos fenólicos (Kumari et al, 2021).

Los compuestos fenólicos o polifenoles son metabolitos secundarios generados por las plantas que los sintetizan masivamente para su correcto crecimiento, reproducción, como mecanismo de defensa, entre otras funciones (Martínez-Valverde et al, 2000; Quiñoñes, Miguel y Aleixandre, 2012). Poseen uno o varios anillos aromáticos con grupos hidroxilos y se les puede clasificar a su vez en flavonoides y no flavonoides (Valencia et al, 2017) (Figura 4.). Estos compuestos son biosintetizados por la ruta del ácido shikimato, que consta de ramificaciones en algunas de sus etapas, en las cuales se biosintetizan los distintos compuestos fenólicos (Santos-Sánchez et al, 2019). Tienen acción antioxidante, por lo que un alto consumo de alimentos ricos en polifenoles se ha relacionado con menor riesgo de sufrir enfermedades asociadas a estrés oxidativo (Rojas, 2021). Un estudio que abarcó 65 flores de consumo común en China reportó un amplio rango de contenido de polifenoles totales (TPC), explicado por las condiciones ambientales y además con valores incluso más altos que frutas de consumo común (Zhen et al, 2018).

Los pigmentos son los compuestos orgánicos que absorben luz en la región visible del espectro, entre los 400 y 800 nm, según la estructura química de éstos, reflejando el color complementario al que absorben (Mulder-Krieger y Verporte, 1994). El color de la flor atrae a los polinizadores y puede determinar el valor comercial de la planta (Mekapogu,2020). Las antocianinas, pertenecientes a la familia de los flavonoides, son pigmentos hidrosolubles que otorgan colores a las plantas pasando por el rojo-púrpura al azul, según el número y orientación de los grupos radicales de la molécula (Garzón, 2008). Dado que las antocianinas son inocuas, tienen actividad antioxidante, son fácilmente solubles en medio acuoso, y estables en medio ácido se pueden utilizar como colorantes hidrosolubles naturales (Castañeda-Ovado et al, 2009; Levy et al, 2019). En los últimos años ha aumentado el interés de la industria alimentaria por los colorantes naturales, motivado por la tendencia de consumidores a preferir productos con “etiqueta limpia”, sin embargo, el alto costo de producción, bajo rendimiento, baja estabilidad en matrices alimentarias son un desafío para la industria (Lin et al, 2023; Iorizzo et al, 2020).

En flores de fucsia se han identificado mediante HPLC más de 10 tipos de antocianinas, predominando la peonidina 3,5-diglucosido en las corolas púrpuras (Jordheim et al, 2010). También se han identificado flavonoles, flavonas y ácidos fenólicos en hojas y flores de *Fuchsia magellanica* (Bernal-Ochoa et al, 2021)



**Figura 4.** Clasificación de compuestos fenólicos (Rambaran, 2020)

#### 1.1.4. Actividad antioxidante

Los radicales libres son especies altamente inestables y reactivas capaces de oxidar o reducir otras moléculas (Lobo et al, 2012). Las principales especies reactivas de oxígeno (ROS) son los radicales hidroxilo ( $\cdot\text{OH}$ ), superóxido ( $\text{O}_2\cdot^-$ ), peróxido de hidrogeno ( $\text{H}_2\text{O}_2$ ), entre otros y en las especies reactivas de nitrógeno (RNS) son el óxido nítrico ( $\text{NO}\cdot$ ) y su derivado altamente reactivo ( $\text{ONOO}\cdot$ ), el peroxinitrito (Di Meo et al, 2016). Por su parte, los antioxidantes actúan como captadores de radicales libres. Cuando el equilibrio prooxidante-antioxidante se pierde, es decir, cuando se producen más especies reactivas que las que se generan se produce estrés oxidativo (Burton y Jauniaux, 2011). El estrés oxidativo se relaciona con el desarrollo de cáncer, enfermedades crónicas, neurodegenerativas, autoinmunes, cardiovasculares y el envejecimiento (Pham-Huy et al, 2008). Se ha asociado al consumo de alimentos ricos en antioxidantes un menor riesgo de sufrir cáncer, trastornos metabólicos y enfermedades cardiovasculares (Zujko et al, 2020). En una revisión sobre el potencial nutracéutico de flores comestibles Janarny et al (2021) concluyo que estas tienen un excelente potencial nutracéutico respaldado por evidencia científica, sin embargo, aún no se han estudiado en profundidad.

Los términos “actividad antioxidante” y “capacidad antioxidante” en general se suelen utilizar indistintamente y hacen referencia a la concentración total de antioxidantes/oxidantes de la muestra (Brainina et al, 2019). Se han desarrollado diversos ensayos para medir la actividad/capacidad antioxidante basados en mecanismos de transferencia de electrones (ET), en transferencia de átomos de hidrogeno (HAT) y mixtos (ET/HAT) (Tabla 1). Para tener un mayor entendimiento de la acción antioxidante se suelen realizar tanto ensayos ET, HAT y mixtos, por las limitaciones que presenta cada tipo de ensayo (Apak et al, 2016).

**Tabla 1.** Clasificación de ensayos para la determinación de antioxidantes (Adaptado de RSC, 2021)

Métodos químicos	Mecanismo <i>HAT</i>	Mecanismo <i>ET</i>
	TRAP	FC
	ORAC	FRAP
	TOSC	CUPRAC
	CB	F-PBA
	<b>MIXTO (<i>ET/HAT</i>)</b>	
	ABTS $\cdot^+$	
	DPPH $\cdot$	
Métodos celulares	CAA	
	OxHLIA	
	TBARS	

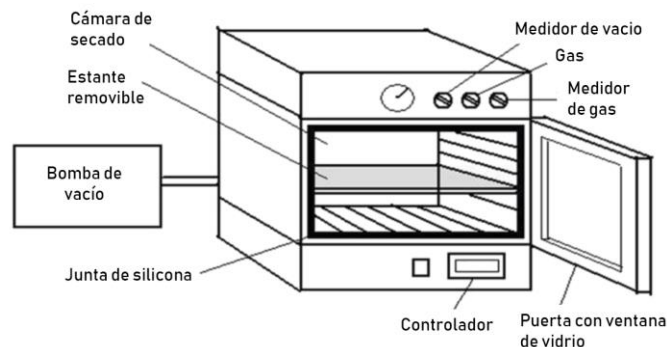


## 1.2. Métodos de secado

Debido a su composición, las flores se conservan mediante diferentes métodos para extender su vida útil luego de la cosecha y abarca diferentes tecnologías, como altas presiones hidrostáticas, recubrimiento comestible, envasado en atmosfera modificada, irradiación, congelación y secado (Kumari et al, 2021). Mediante el secado se logra eliminar la humedad de las flores para conservar sus propiedades físicas y químicas, disminuir su volumen y peso para una mayor comodidad tanto en el consumo como en el transporte y almacenamiento (Chandrasekaran et al 2013., Castro et al, 2018). Se ha reportado un rango de humedad en flores de entre 70 a 94% (Gupta et al, 2013; Boyar et al, 2013; Guimarás et al, 2010)

### 1.2.1. Secado al vacío

El secado al vacío consiste en la reducción de la presión del medio a baja temperatura, disminuyendo así el punto de ebullición del agua del alimento, pudiéndose evaporar a una menor temperatura, esto sucede gracias a la acción de la bomba de vacío que genera y mantiene el vacío dentro de la cámara de vacío como se observa en la Figura 5 (Angoy et al, 2019; Mella et al, 2022). Los mecanismos involucrados en el proceso incluyen diferencia de presión, gradientes de concentración y evaporación (López y Cortes, 2014). El alimento se pone, generalmente en platos metálicos que se calientan por el aire circulante o de manera eléctrica, transfieren calor por conducción y radiación (Potter y Hotchkiss; 2012). Con la utilización de vacío se minimizan las reacciones de oxidación ya que no hay aire en el medio, además, a causa de las bajas temperaturas usadas se obtienen productos con menor cambio de color, menor pérdidas nutricionales y mejor textura (Law y Mujumbar, 2014). Por esta razón es un método ideal para alimentos sensibles al oxígeno y al calor.

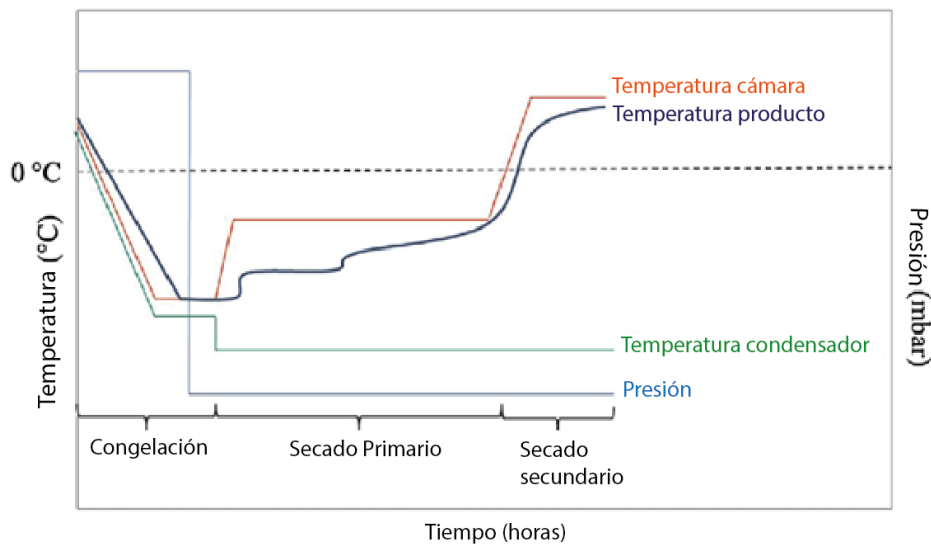


**Figura 5.** Esquema de una estufa de vacío (Adaptado de Rahman et al, 2020)

### 1.2.2. Liofilización

La liofilización consiste en la cristalización del solvente a muy baja temperatura y la posterior sublimación del estado sólido a presión reducida (Barbosa, y Ibarz, 2011; Haseley, y Oetjen, 2018). La liofilización consta de 3 pasos (Figura. 6): en primer lugar, el medio o solvente (generalmente agua) se congela completamente formando hielo. En segundo lugar y mediante aplicación de calor y presión subatmosférica, éste se convierte en vapor, en el llamado secado primario y finalmente, durante el secado secundario o secado por desorción, se aplica calor adicional eliminando el agua residual hasta obtener la a humedad final deseada del material (Bhatta et al, 2020).

Entre sus ventajas se encuentra la gran preservación a las propiedades químicas, microestructura del producto, y mínimas pérdidas en los componentes nutricionales y bioactivos a causa de las bajas temperaturas (Prosapio, y Lopez, 2020; Bhatta et al, 2020). Sin embargo, presenta altos costos operacionales y de mantención, además de la alta inversión inicial, por lo que se utiliza para preservar productos de alto valor y sensibles al calor, como células humanas y microorganismos (Haseley, y Oetjen, 2018; Tse-Chao et al, 2010).



**Figura 6.** Proceso de liofilización y sus etapas etapas (Adaptado de Morais et al, 2016)

### 1.3. Modelamiento matemático y difusividad

La difusión es el proceso en el cual la materia se transporta de un lado a otro en un sistema, como resultado de movimientos moleculares azarosos (Crank, 1975). Mediante la primera y segunda ley de Fick, es posible obtener una expresión (coeficiente de difusión) que relaciona el tiempo que tarda una sustancia en recorrer con una determinada distancia (Taiz y Sieger, 2007). Para esta ecuación se han propuesto diferentes soluciones a la ecuación diferencial de Fick considerando ciertos escenarios o limitaciones. Este coeficiente dependerá de la naturaleza de la sustancia que difunde y del medio (Levy et al, 2006). Por ejemplo, para el secado convectivo de flores de cardo, se encontraron valores entre  $1,92 \cdot 10^{-10}$  a  $1,20 \cdot 10^{-9}$  m<sup>2</sup>/s para el modelo de ecuación de Fick, mientras que en flores de banana el coeficiente se encontró entre  $1,29 \cdot 10^{-6}$  a  $9,84 \cdot 10^{-7}$  m<sup>2</sup>/s (Guiné y Lima, 2020; Jha et al, 2021).

El proceso de secado depende de diversos factores internos del alimento, como su composición y geometría y también de las condiciones de secado, como temperatura y humedad relativa (Vega et al, 2006). Para optimizar el proceso de secado y disminuir daños al producto, al equipo o un consumo excesivo de energía, se han desarrollado modelos matemáticos tanto teóricos, semi-empíricos y empíricos para describir el proceso de secado y predecir la cinética de secado (Wasewar y Neti, 2022; Lemus-Mondaca et al, 2014). La ventaja de los modelos empíricos y semi-empíricos es su fácil aplicación y su validez considerando las condiciones en los que fueron desarrollados (Wasewar y Neti, 2022). Algunos de los modelos semi-empíricos más utilizados son Newton, Page, Logarítmico, Henderson-Pabis y Midilli-Kucuk (Ambawat et al, 2022).

## 2. Hipótesis y objetivos

2.1 Hipótesis El secado al vacío de flores de *Fuchsia magellanica*, puede mejorar el contenido de compuestos fenólicos y la actividad antioxidante, respecto a la liofilización

### 2.2 Objetivo general

Evaluar el efecto el secado al vacío sobre la cinética de secado, la composición fenólica y la actividad antioxidante de flores de fucsia, respecto a la liofilización.

### 2.3 Objetivos específicos

- Realizar el secado al vacío (0.08 MPA) sobre flores de fucsia a tres diferentes temperaturas (40, 60 y 80°C).
- Modelar matemáticamente las curvas de secado, calcular el coeficiente de difusividad y consumo energético.
- Determinar el contenido de fenoles totales por el método de Folin-Ciocalteu, flavonoides por el método de AlCl<sub>3</sub> y Antocianinas por el método de diferencial de pH de flores de fucsia frescas, secadas al vacío y liofilizadas.
- Evaluar la actividad antioxidante mediante el ensayo de actividad captadora de radicales libres (DPPH), el ensayo de poder antioxidante reductor del hierro (FRAP) y el ensayo de capacidad de absorción de radicales oxígeno (ORAC) en las muestras secadas al vacío y por liofilización.

### 3. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Materiales

**3.1.1 Materia prima:** Se adquirieron plantas enteras de fucsia (*Fuchsia magellanica*) en un vivero de la comuna de Pirque, Región Metropolitana, Chile (33°37'7.057"S; 70°31'44.44"W) en el mes de diciembre del año 2022. Se seleccionaron flores de color y tamaño uniforme y se cortaron desde el pedicelo con tijera de podar esterilizada y se refrigeraron a 4°C hasta su posterior uso (Figura 7).



**Figura 7.** Planta de *Fuchsia magellanica* florecida

**3.1.2. Reactivos y equipos:** Estufa de vacío (Mlab MVO-024), bomba de vacío (ROCKER 400), liofilizador (SUMTRON CTFD-18P), balanza analítica (RADWAG AS 220.R2), lámpara UV (CAMAG), espectrofotómetro (ThermoFisher GO), baño ultrasónico (VWR 97043-958), lector de microplacas de detección múltiple (Synergy HT). Los reactivos 2,2-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH), 2,2-azobis (2-metilpropionamida) dihidrocloruro (APPH), 2,4,6-Tris(2-piridil)-s-triazina (TPTZ) y fluoresceína fueron adquiridos de Sigma Chemical (St Louis, MO). El reactivo de Folin-Ciocalteu, ácido gálico (GA), tricloruro de aluminio, carbonato de sodio, quercetina, sulfato ferroso, cloruro de potasio (KCL), ácido clorhídrico (HCL), acetato de sodio, cloruro de potasio y solventes metanol y etanol fueron adquiridos de Merck (KGaA, 64271, Darmstadt, Alemania). El agua destilada fue proporcionada por la Facultad de Ciencias Químicas y Farmacéuticas de la Universidad de Chile.

### 3.2. Metodología

**3.2.1. Determinación del contenido de humedad:** las flores frescas se secaron en estufa de aire caliente y la humedad se calculó en base a determinación gravimétrica de la pérdida de masa hasta peso constante (AOAC, 1995b).

**3.2.2. Secado:** Las flores enteras se deshidrataron mediante los métodos de secado al vacío y liofilización. En el secado al vacío se usó un secador conectado a una bomba de vacío a una presión de 0,08 MPa y tres temperaturas (40, 60, y 80°C) hasta humedad constante (Figura 8a). Para el liofilizador se usó un liofilizador a una presión de 0,0001pa y una temperatura de -70°C durante 48 horas. (Figura 8b)



**Figura 8.** Equipos de secado: Estufa de vacío Mlab MVO-024 (8a) y liofilizador SUMTRON CTFD-18P (8b)

**3.2.3. Difusividad y modelamiento matemático:** Se calculó la difusividad efectiva ( $D_{\text{eff}}$ ) para cada experimento de secado, en base a la segunda ley de Fick para un estado no estacionario (Crank, 1975). Esta solución para la ecuación de difusión es específica para una geometría plana y supone difusividad constante y humedad inicial con distribución uniforme:

$$MR = \frac{w_t - w_e}{w_o - w_e} = \frac{8}{\pi^2} * \sum_{n=0}^{\infty} \frac{1}{(2n + 1)^2} \exp \left[ \frac{-(2n + 1)^2 D_{\text{eff}} \pi^2 t}{4L^2} \right]$$

Donde  $MR$  es la relación de humedad;  $w_t$  es el contenido de humedad en el tiempo (g agua/g materia seca);  $w_e$  es el contenido de humedad en el equilibrio (g agua/g materia seca);  $w_o$  es el contenido de humedad inicial (g agua/g materia seca);  $L$  es el espesor medio de la muestra (m),  $t$  es el tiempo (s) y  $n$  es el número de términos.

Se aplicaron 7 modelos matemáticos para describir el comportamiento de las muestras durante cada experimento (Tabla 2). Donde  $k$ ,  $n$ ,  $a$ ,  $b$  y  $c$  son parámetros empíricos adimensionales para cada modelo, y específicamente  $\alpha$  es el parámetro adimensional de forma y  $\beta$  es el parámetro de escala del modelo de Weibull.

**Tabla 2.** Modelos matemáticos: nombre del modelo y ecuación

Modelo	Ecuación
Newton	$MR = \exp(-kt)$
Page	$MR = \exp(-kt^n)$
Page modificado	$MR = a \exp(-kt^n)$
Wang y Singh	$MR = 1 + at + bt^2$
Henderson-Pabis	$MR = a \exp(-kt)$
Weibull	$MR = \exp\left(-\left[\frac{t}{\beta}\right]^\alpha\right)$
Midilli-Kucuk	$MR = a \exp(-kt^n) + bt$

La ecuación de Arrhenius evalúa la dependencia de la temperatura con el coeficiente de difusividad:

$$D_{\text{eff}} = D_0 * \exp\left[\frac{-E_a}{RT}\right]$$

Donde  $E_a$  es la energía de activación (J/mol);  $D_0$  es una constante;  $T$  es la temperatura absoluta (K) y  $R$  es la constante ideal de los gases (8,314 J/mol\*K)

**3.2.4. Consumo energético y eficiencia:** El consumo eléctrico total ( $E_t$ ) del secado al vacío considera tanto el consumo de la bomba de vacío como el consumo de la estufa (Motevali et al., 2011; Zambra et al, 2021). Se calculó según la siguiente ecuación:

$$E_t = P(h_c + h_s) + (P_B * h_B)$$

Donde  $P$  es el consumo eléctrico de la estufa (kW),  $h_c$  es el tiempo de calentamiento del equipo (horas),  $h_s$  es el tiempo de secado (horas),  $P_B$  es el consumo eléctrico de la bomba de vacío (kW) y  $h_B$  es el tiempo de uso de la bomba de vacío (horas)

La eficiencia energética ( $\eta$ ) de cada experimento de secado se calculó considerando el consumo energético según la siguiente ecuación (Zambra et al, 2021):

$$\eta = \frac{m_w * \lambda_w}{E_T * 3600}$$

Donde  $m_w$  es la masa de agua evaporada (kg) y  $\lambda_w$  es la energía latente de vaporización (kJ/kg)

**3.2.5. Color:** Se tomaron fotografías antes y después de cada experimento de secado. La muestra se sitúa en una caja metálica forrada por blanco por dentro que posee una plataforma elevada iluminada por dos tubos fluorescentes de luz blanca, uno en cada lado de la plataforma, elaborada por el Departamento del laboratorio de procesos (Vásquez, 2023). Las fotos se tomaron con la cámara de un celular Samsung S9, situado a 5 cm de distancia de la muestra, bajo los mismos parámetros fotográficos (Apertura, ISO, Balance de blancos). Las fotografías digitales se analizaron utilizando el Widget ColorZilla para determinar los valores de color RGB. Luego se realizó la conversión a CieLAB y se calculó la diferencia de color total según la ecuación:

$$\Delta E = \sqrt{\Delta L^2 + \Delta a^2 + \Delta b^2}$$

Donde  $L$  representa la luminosidad,  $a$  representa los colores rojos y verdes, y  $b$  representa los amarillos y azules.

**3.2.6. Extracción de compuestos:** La extracción de las muestras se realizó según el procedimiento descrito por Cedeño (2017) con modificaciones. Se pesaron 2 gramos de flores secas y se trituraron en mortero de cerámica. El polvo fino obtenido se afora a 50 ml con metanol acidulado (metanol 0,01% HCL). Las muestras se agitaron 1 hora y se dejaron reposando por 48 horas. Pasado este tiempo, las muestras se filtraron al vacío; el líquido filtrado se concentró en rotavapor a presión reducida a 40°C. El producto obtenido se dejó secar a temperatura ambiente. El residuo sólido obtenido luego de la filtración se sometió al mismo procedimiento. Para determinar el fin de las



extracciones se realizó cromatografía en placa fina. En el caso de las flores frescas están se picaron hasta obtener trozos lo más pequeños posibles.

### **3.2.7. Compuestos bioactivos**

**3.2.7.1. Determinación de polifenoles totales:** El contenido total de polifenoles se determinó de acuerdo con el método colorimétrico de Folin-Ciocalteu adaptado por Sánchez-Rangel (2013). Se preparó una solución madre de ácido gálico (280 µg/ml) y se diluyó para obtener soluciones de diferentes concentraciones para construir una curva de calibración. En microplaca se añadieron 30 µl del reactivo de Folin (dilución 1:10) a 30 µl del extracto diluido y se introdujo la microplaca al lector de placa ajustado a 40°C. Inmediatamente después se agregó 240 µl de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> al 7,5% y la mezcla se dejó incubar por 30 minutos. Transcurrido el tiempo, la absorbancia se midió a 765 nm en espectrómetro. El contenido total de polifenoles del extracto se expresó como mg equivalentes de ácido gálico/g de extracto seco (mg GAE/g DE).

**3.2.7.2. Determinación de flavonoides:** El contenido total de flavonoides se determinó de acuerdo con el método colorimétrico con cloruro de aluminio adaptado por Valenzuela (2015). Se preparó una solución madre de quercetina (200 µg/ml) y se diluyó para obtener soluciones de diferentes concentraciones para construir una curva de calibración. En microplaca se añadieron 10 µl de ALCl<sub>3</sub>, 10 µl C<sub>2</sub>H<sub>3</sub>NaO<sub>2</sub> a 30 µl de la muestra diluida y se completó con 250 µl de agua destilada y se introdujo al lector de placa ajustado a 25°C. Luego de 30 minutos de incubación se leyó la absorbancia a 415 nm en espectrómetro. El contenido total de flavonoides del extracto se expresó como mg equivalentes de quercetina/g de extracto seco (mg QE/g DE).

**6.2.8. Determinación de antocianinas monoméricas:** El contenido total de antocianinas se determinó mediante el método diferencial de pH descrito por Lee et al, (2005). Se preparó un buffer de pH 1.0, pesando 0.93 g de KCL en 490 ml de agua destilada y ajustando pH con HCL hasta obtener el pH deseado. Luego se aforó en matraz de 500 ml. Se preparó también un buffer de pH 4.5, pesando 22.2g de acetato de sodio en 480 ml de agua destilada y ajustando pH con HCL. Luego se aforó en matraz de 500 ml. El extracto se diluyó en agua (3 mg/ml). Directamente en la microplaca

se sembró 60 µl de muestra y se añadió 260 µl de buffer pH 1. Lo mismo se realizó con buffer pH 4,5. La absorbancia se midió a los 30 minutos a 520 nm y 700 nm. La absorbancia se calculó según:

$$A = (A_{520} - A_{700})_{pH1.0} - (A_{520} - A_{700})_{pH4.5}$$

La concentración de antocianina C se calculó según la siguiente formula:

$$C = \frac{A * PM * FD}{\epsilon * 1} * 1000$$

Donde PM es el peso molecular de cianidina-3-glucosido (449.2 g/mol); FD es el factor de dilución;  $\epsilon$  es el coeficiente de extinción molar (26900 L/mol\*cm) y 1 es la longitud (cm). El resultado se expresa como mg cianidina-3-glucosido equivalentes/g extracto seco.

### 3.2.8. Medición de actividad antioxidante

**3.2.8.1. Determinación de la actividad captadora de radicales libres DPPH:** se determinó la capacidad antioxidante por el método DPPH según lo descrito por Zuñiga-Lopez et al (2021). Se preparó una solución 100 µM de DPPH para obtener una absorbancia de entre 0.7 a 0.8 unidades a 517nm. En eppendorf se agregaron 10 µl de extracto metanólico y 1440 µl de DPPH. Se dejó incubar por 20 minutos en oscuridad. En microplaca se añadieron 300 µl de esta solución y se leyó la absorbancia a 517nm y se calculó el porcentaje de inhibición ( $I\%$ ) según la ecuación:

$$I\% = \frac{A_{control} - A_{muestra}}{A_{control}} * 100$$

**3.2.8.2. Determinación del poder antioxidante reductor del hierro FRAP:** se determinó espectrofotométricamente la capacidad antioxidante según el procedimiento desarrollado por Benzie y Strain (1996) conocido como ensayo de poder antioxidante reductor férrico (FRAP). Se preparo una solución madre de sulfato ferroso (4 mM) y se diluyó para obtener soluciones de diferentes concentraciones para construir una curva de calibración. El agente FRAP se preparó mezclando 1020 µl de buffer de acetato 300mM, 100 µl de TPTZ 10mM diluido en HCL y 100 µl de FeCl3 20mM. En microplaca se añadieron 10 µl de muestra con 290 µL de agente FRAP y se introdujo al lector de placa ajustado a 25°C. Se midió la absorbancia a 593 nm y se tomaron mediciones a los

4, 30 y 60 minutos. Los resultados se expresaron como  $\mu\text{M}$  de ion ferroso  $\text{Fe}^{+2}/\text{g}$  de extracto seco ( $\mu\text{M Fe}^{+2}/\text{g DE}$ ).

**3.2.8.3. Determinación de capacidad de absorción de radicales oxígeno ORAC-FL:** se determinó la capacidad antioxidante por el método ORAC desarrollado por Cao et al (1993). Las muestras se diluyeron en buffer fosfato pH 7.4 hasta obtener una concentración de 50 ppm. Se preparó también una solución de fluoresceína 70 nM. En microplaca se añadió 150  $\mu\text{l}$  de fluoresceína y 25  $\mu\text{l}$  de muestra y se introdujo en el equipo previamente ajustado a  $37^\circ\text{C}$  y con la lámpara de tungsteno encendida. Se dejó incubar 5 minutos y paralelamente se preparó una solución de AAPH 18 mM. Pasado el tiempo de incubación se agregó 25  $\mu\text{l}$  de AAPH y se inició la lectura de fluorescencia. Las curvas obtenidas se normalizan e integran para calcular el área bajo la curva. Los datos obtenidos se extrapolan en una curva de calibración de Trolox ya preparada. Los resultados se expresaron como  $\mu\text{mol}$  de Trolox equivalente/g de extracto seco ( $\mu\text{M TE/g DE}$ ).

**3.2.9. Análisis estadístico:** Usando StatGraphics Centurion se analizan los datos obtenidos en triplicado para cada muestra mediante ANOVA con prueba de rango múltiple de Tukey para determinar diferencias significativas entre los valores medios de las muestras de prueba ( $p \leq 0,05$ ). Para determinar el mayor ajuste en los modelos matemáticos se utilizaron algunas pruebas estadísticas como el coeficiente de determinación ( $R^2$ ), Error cuadrático medio ( $SSE$ ) y Chi cuadrado ( $\chi^2$ ).

$$R^2 = 1 - \frac{\sum_{i=1}^N (MR_{cal} - \widehat{MR}_{exp})^2}{\sum_{i=1}^N (MR_{cal} - \widehat{MR}_{exp})^2}$$

$$SSE = \frac{1}{N} \sum_{i=1}^N (MR_{cal} - MR_{exp})^2$$

$$\chi^2 = \frac{\sum_{i=1}^N (MR_{cal} - MR_{exp})^2}{N - m}$$

Donde  $MR_{exp}$  y  $MR_{cal}$  son la relación de humedad experimental y calculada respectivamente,  $N$  es el número de observación y  $m$  es el número de contantes.

## 4. RESULTADOS Y DISCUSION

### 4.1. Contenido de humedad de las flores

Según el método de determinación gravimétrica en estufa a 105°C, el contenido de humedad en flores frescas de fucsia fue de 91,65 ± 0,51%. Por su parte en el secado al vacío, el contenido de humedad de las flores ya secas oscilo entre los 9 y 11% (Tabla 3). Rop et al, (2012) establecieron en 91,6% el contenido de humedad de *Fuchsia x hybrida*, siendo la especie con mayor % de humedad en comparación con las otras 12 especies de flores comestibles estudiadas entre las que se encontraban *Centaurea cyanus*, *Rosa odorata* y *Dianthus caryophyllus*. Este alto contenido de humedad ocasiona la descomposición de las flores, por lo que la reducción del contenido de humedad genera condiciones desfavorables (Mishra et al, 2023).

**Tabla 3.** Contenido de humedad de las flores de fucsia al ser sometidas a liofilización y secado al vacío.

Método de secado	Temperatura (°C)	Tiempo de secado (min)	Humedad (%)
Liofilización	-70	2880	8.09 ± 0.82
	40	600	11.38 ± 0.30
Secado al vacío	60	360	10.29 ± 0.38
	80	180	9.36 ± 0.23

Se calcularon también los rendimiento de extracción (Tabla 4). Estos altos rendimiento se deben a que se realizaron 4 extracciones sucesivas en metanol. Por su parte, el bajo rendimiento de las muestra fresca se debe a que se comenzó con una masa inicial de 20 g de flores frescas (equivalente a los 2g de flores secas utilizados para realizar los otros extractos).

**Tabla 4.** Rendimiento de la extracción de cada extracto

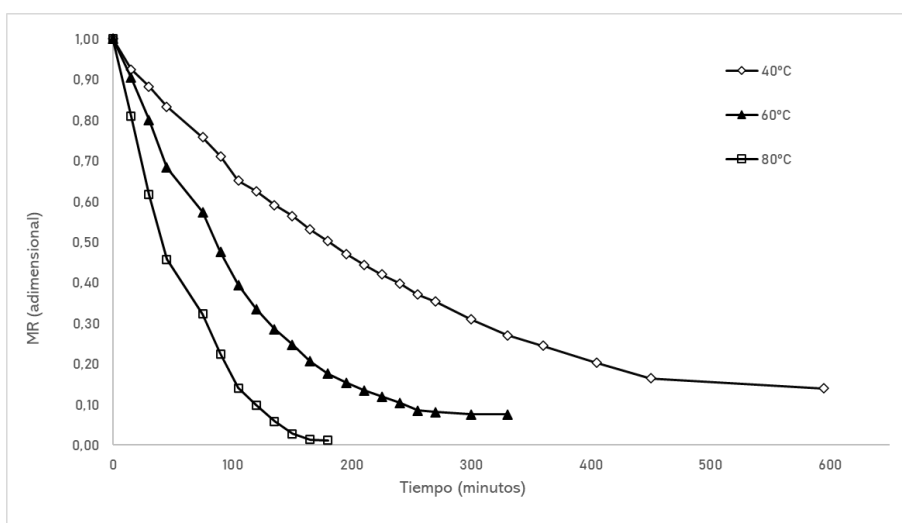
Extracto	Vacío 40°C	Vacío 60°C	Vacío 80°C	Liofilización	Frescas
Rendimiento (%)	48.9	43.0	53.3	53.9	3.35

## 4.2. Comportamiento de las curvas de secado

La cinética de secado al vacío a tres distintas temperaturas (40, 60 y 80°C) se presenta en la Figura 9. El secado se realizó a una presión de vacío de 0,08 MPa equivalente a 0,78 atm. Se observa en la Figura que el experimento que tomo menor tiempo de secado, hasta alcanzar la humedad de equilibrio, se realizó a 80°C y tardó 180 min (3h). Para alcanzar este mismo contenido de humedad a una menor temperatura, el tiempo de secado aumenta aproximadamente al doble por cada 20°C de diferencia. El experimento a 40°C tomo más de 10\_h de secado. Todas curvas muestran una tendencia exponencial, con MR disminuyendo rápidamente en un inicio hasta volverse constante. El secado en condiciones de vacío en otras flores comestibles como flores de níspero (Zheng et al, 2015), estigmas de azafrán *Crocus sativus* L. (Chen et al, 2020) y cálices de hibisco (Shoughy y Abb, 2008) muestra la misma tendencia.

Por su parte, la liofilización tiene la desventaja de ser una técnica costosa y lenta, siendo la etapa de secado primario la que requiere más tiempo en comparación con la etapa de congelamiento y de secado secundario que solo toman algunas pocas horas (Kasper y Friess, 2011). En este trabajo se requirieron 48h para alcanzar un contenido de humedad de 8% mediante liofilización.

Previamente se realizaron además mediciones a 50 y 70°C, obtenido curvas de secado con una similar tendencia (ANEXO 1). Debido a la alta variación de temperatura que registro el equipo de secado al vacío durante especialmente la primera hora, se decidió utilizar las temperaturas más extremas (40 y 80°C) y una temperatura central (60°) para los posteriores análisis.



**Figura 9.** Datos experimentales para el secado al vacío de flores de fucsia a 3 diferentes temperaturas de trabajo

### 4.3. Difusividad y modelamiento matemático

Los valores de difusividad de flores de fucsia se presentan en la Tabla 4. Este valor se mide en  $m^2/s$  y representa cuanta longitud atraviesa una sustancia a través del material por unidad de tiempo. Se observa en la Tabla que, a menor temperatura, menor es la difusividad. La menor difusividad fue  $0.66 \times 10^{-12}$  se alcanzó a los  $40^\circ C$  Cuando la temperatura aumenta de  $40$  a  $60^\circ C$ , la difusividad aumenta un 215%, mientras que cuando se aumenta de  $60^\circ C$  a  $80^\circ C$ , esta aumenta un 235%. El incremento de la temperatura aumenta la energía cinética de las moléculas de agua del material, acelerándose la transferencia de agua hacia el entorno y aumentando así la difusividad (Yunhong, L et al, 2015). Estos valores están dentro de los rangos de difusividades de distintos alimentos ( $10^{-12}$  a  $10^{-8}$ ) informados por Zogzas et al. Algunos ejemplos, en materiales vegetales, de valores de difusividad informados en literatura que se encuentran cercanos a los obtenidos son  $0.849 - 8.110 \times 10^{-12}$  en hojas de Stevia (Lemus-Mondaca et al, 2014);  $5.17 \times 10^{-12}$  en tajadas de manzana (Anjaly y Martynenko, 2022) y  $2.945-9.281 \times 10^{-12}$  en hojas de menta (Park et al, 2002). Las diferencias entre los valores de literatura se deben a factores intrínsecos al material como forma, composición, contenido de humedad inicial; así como a factores extrínsecos como temperatura de secado y velocidad del aire (Doymaz, 2018). En todas las difusividades se encontraron diferencias significativas para un nivel de confianza de 95% ( $p < 0.05$ ). Para describir el efecto de la temperatura sobre la difusividad efectiva se utiliza la ecuación de Arrhenius.

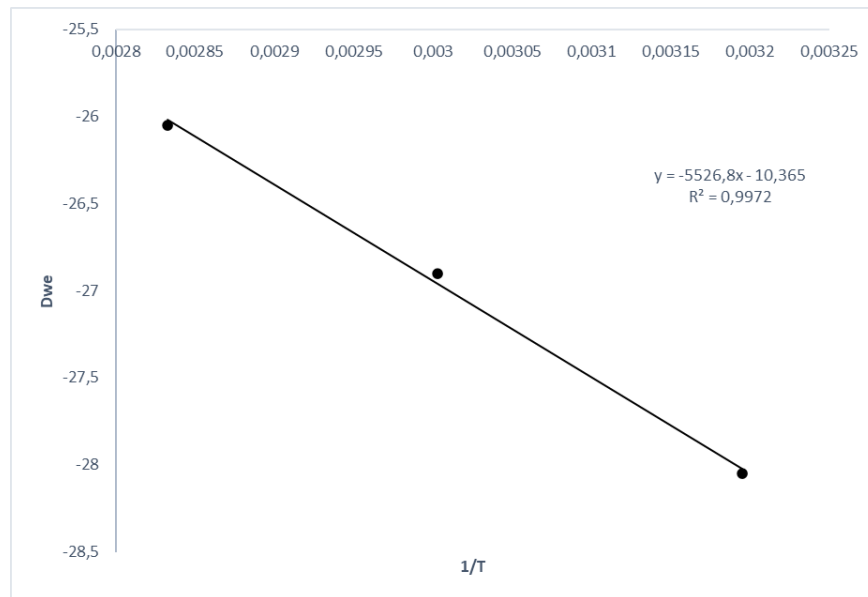
**Tabla 5.** Coeficiente de difusividad de las flores de fucsia para cada temperatura de secado

Temperatura ( $^\circ C$ )	Difusividad x 10E-12 ( $m^2/s$ )	$R^2$
40	$0,66 \pm 0.06^a$	0,99
60	$2,07 \pm 0.10^b$	0,99
80	$4,84 \pm 0.59^c$	0,96

Diferentes letras en la misma columna indican diferencias significativas ( $p < 0,05$ )

La energía de activación se determinó a partir de la pendiente al graficar  $LnD_{eff}$  versus  $1/T$  (Figura 10) obteniéndose la ecuación  $LnD_{eff} = -5526.8(\frac{1}{T}) - 10.365$  y un  $R^2 = 0.9972$  Despejando de la regresión lineal se obtuvo un valor de  $E_a = 45.95$  kJ/mol. Esta es la cantidad mínima de energía

para que comience el proceso de secado. El alto valor de  $R^2$  mostro la buena correlación entre  $D_{eff}$  y temperatura. Zogzas et al, 1996 informaron un rango de energía de activación de entre 12.7 a 110 kJ/mol en alimentos vegetales, con un promedio de 33.2 kJ/mol. Otros investigadores han informado valores dentro de este rango en flores como Xu et al (2022) 26.2-60.7 kJ/mol en crisantemo y Swamy et al (2014) 50,06 kJ/mol en flores de banana.



**Figura 10.** Relación entre temperatura absoluta (K) y coeficiente de difusión

Se utilizaron siete modelos matemáticos para predecir la relación de humedad en cada condiciones de secado. La Tabla 6 muestra los valores promedio de los parámetros cinéticos y empíricos para los modelos propuestos. Se observa que la constante  $k$  incrementa al aumentar la temperatura en los modelos de Newton, Henderson-Pabis y Page Modificado, pero no en Page y Midilli-Kucuk. Por su parte los valores de la constante  $n$  si aumentan en todos los modelos que la incluyen. En el caso del modelo de Weibull, el parámetro de escala  $\beta$  disminuyo de 262.23 hasta 52.40 al aumentar de 40 a 80°C, mientras que por el contrario el parámetro adimensional de forma  $\alpha$  aumento de 0.94 a 1.32 al aumentar en el mismo rango mencionado.

**Tabla 6.** Parámetros empíricos de cada modelo para cada temperatura de secado

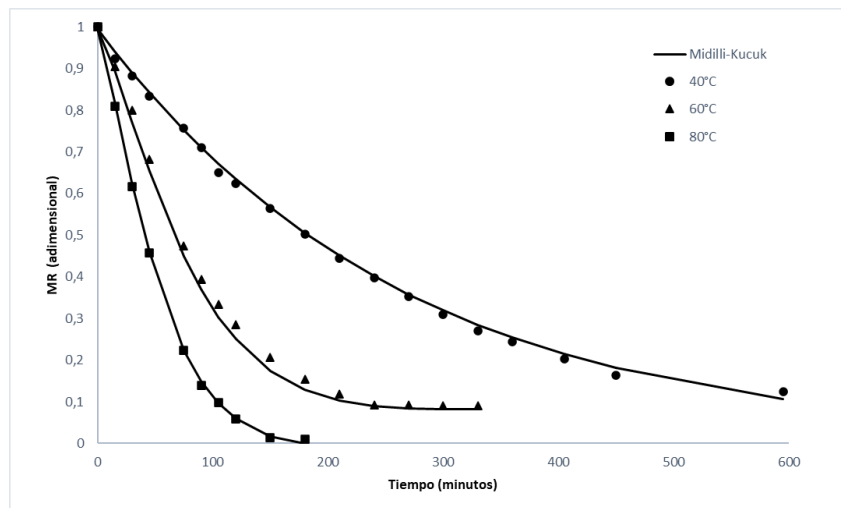
T (°C)	Modelos		Parámetros							
40	Newton	k	0.0038 ± 0.0003							
	Henderson y Pabis	n	0.9628 ± 0.0517	k	0.0036 ± 5.77E-05					
	Page	n	0.9418 ± 0.0392	k	0.0054 ± 0.0016					
	Page Modificado	n	0.9418 ± 0.0392	k	0.0038 ± 0.0004					
	Wang y Singh	a	-0.0033 ± 0.0003	b	3E-06 ± 3E-06					
	Weibull	β	262.23 ± 27.21	α	0.9418 ± 0.0392					
	Midilli-Kucuk	a	0.9958 ± 0.0001	k	0.004 ± 0.002	b	-7.72E-06 ± 5773	n	1.179 ± 0.0865	
60	Newton	k	0.0102 ± 0.0006							
	Henderson y Pabis	n	1.0508 ± 0.0518	k	0.0104 ± 0.0010					
	Page	n	1.1551 ± 0.0956	k	0.0050 ± 0.0022					
	Page Modificado	n	1.1551 ± 0.0956	k	0.0096 ± 0.0001					
	Wang y Singh	a	-0.0081 ± 0.0002	b	0.00005 ± 0					
	Weibull	β	103.65 ± 1.2661	α	1.1551 ± 0.0956					
	Midilli-Kucuk	a	0.9954 ± 0.0001	k	0.003 ± 0.00009	b	0.00024 ± 5.50E-05	n	1.2738 ± 0.061	
80	Newton	k	0.026 ± 0.0013							
	Henderson y Pabis	n	1.554 ± 0.3965	k	0.0296 ± 0.0019					
	Page	n	1.3158 ± 0.1289	k	0.0064 ± 0.0041					
	Page Modificado	n	1.3158 ± 0.1289	k	0.0194 ± 0.0028					
	Wang y Singh	a	-0.0139 ± 0.0017	b	0.00005 ± 0.00001					
	Weibull	β	52.40 ± 7.4344	α	1.3158 ± 0.1289					
	Midilli-Kucuk	a	0.9958 ± 0.0002	k	0.0061 ± 0.0031	b	-8.50E-05 ± 8.70E-05	n	1.2886 ± 0.0698	

La Tabla 7 muestra el análisis estadístico para los modelos de secado a las distintas temperaturas considerando un nivel de confianza de 95% ( $p < 0.05$ ). Valores de SSE y  $\chi^2$  menores a 0.009 y valores de  $R^2$  mayores a 0.90 se consideran decisivos para considerar que los modelos matemáticos son adecuados (Kong et al, 2011). Se observó un alto ajuste en todos los modelos. Los más altos valores de coeficiente de determinación ( $R^2$ ) se encontraron en Midilli-Kucuk (0.9996) y Page/ Page Modificado/Weibull (0.9987) a los 80 y 60°C respectivamente, mientras que los más bajos  $R^2$  se encontraron a los 80°C en Newton (0.9647) y Henderson-Pabis (0.9409). El modelo de Wang y Singh presentó los menores valores  $R^2$  a 40 y 60°C. En el caso de SSE y  $\chi^2$  en todos los modelos estos valores se encontraron bajo 0.009, excepto en Henderson-Pabis a 80°C. En general todos los modelos poseen buen ajuste y podrían modelar de manera sólida el proceso de secado al vacío de las flores de fucsia, aun así, el modelo semi-empírico de Midilli-Kucuk destaca especialmente a 40 y 80°C (Figura 11). Una revisión sobre modelamiento matemático en alimentos realizada por Onwude et al (2016), reveló que el modelo de Midilli-Kucuk presentó el mejor ajuste en el 24% de la literatura revisada. Específicamente en flores, autores han indicado a este como el modelo con mejor ajuste como en el caso de secado infrarrojo de pétalos de rosa (Aradwad et al, 2023) y secado convencional de estigmas de azafrán (Abolfazl et al, 2020).



**Tabla 7.** Resultados estadísticos de cada modelo para cada temperatura de secado

T (°C)	Modelos	R <sup>2</sup>	SSE	χ <sup>2</sup>
40	Newton	0.9950	0.00022	0.00028
	Henderson y Pabis	0.9936	0.00030	0.00034
	Page	0.9954	0.00019	0.00021
	Modified Page	0.9954	0.00019	0.00021
	Wang y Singh	0.9853	0.00064	0.00071
	Weibull	0.9954	0.00019	0.00021
	Midilli-Kucuk	0.9968	0.00017	0.00019
60	Newton	0.9952	0.00062	0.00070
	Henderson y Pabis	0.9946	0.00035	0.00039
	Page	0.9966	0.00028	0.00031
	Modified Page	0.9966	0.00028	0.00031
	Wang y Singh	0.9936	0.00176	0.00200
	Weibull	0.9966	0.00028	0.00031
	Midilli-Kucuk	0.9927	0.00063	0.00071
80	Newton	0.9647	0.00710	0.00852
	Henderson y Pabis	0.9409	0.02942	0.03530
	Page	0.9987	0.00012	0.00014
	Modified Page	0.9987	0.00012	0.00014
	Wang y Singh	0.9959	0.00038	0.00045
	Weibull	0.9987	0.00012	0.00014
	Midilli-Kucuk	0.9996	0.00004	0.00005



**Figura 11.** Curvas de secado experimentales y calculadas del modelo Midilli-Kucuk

#### 4.4. Consumo y eficiencia energética

En la ecuación para cálculo de energía total, el consumo de energía de la estufa aporta prácticamente el total de la energía, pues el tiempo de secado y la potencia de la estufa son mucho mayores que el tiempo de uso y potencia de la bomba de vacío. Al aplicar menores temperaturas y

por consiguiente requerir mayores tiempos de secado, el consumo de energía se incrementó. En la Tabla 8 se muestra el consumo de energía para cada temperatura de secado al vacío. Cuando se aumentó de 40 a 60°C la temperatura de secado, el consumo de energía disminuyó un 36% sin embargo, la eficiencia energética aumentó un 50%.

**Tabla 8.** Consumo de energía total y eficiencia energética de cada condición de secado al vacío de flores de *fucsia magellanica*

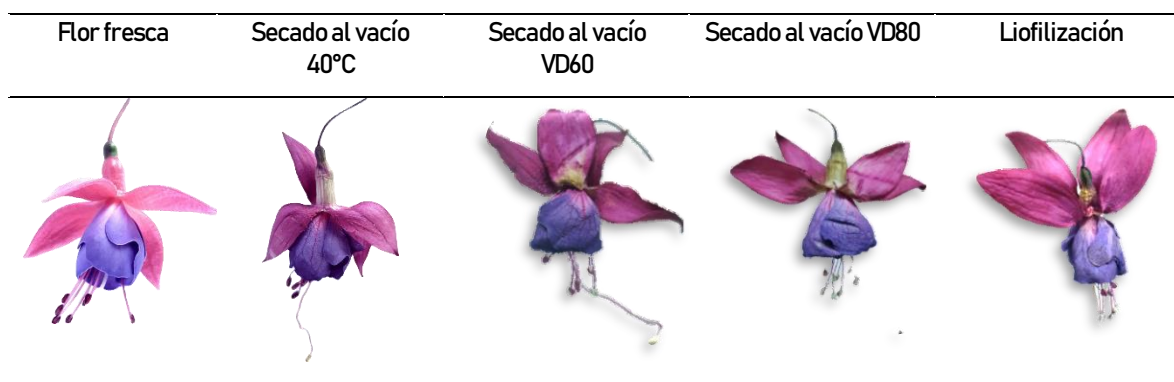
Temperatura °C	Et (kW*h)	$\eta$ (%)
40	8,562 ± 0,400 <sup>a</sup>	0.066 ± 0,003 <sup>a</sup>
60	5,415 ± 0,201 <sup>b</sup>	0.104 ± 0,004 <sup>b</sup>
80	3,148 ± 0,201 <sup>c</sup>	0.180 ± 0,011 <sup>c</sup>

Diferentes letras en la misma columna indican diferencias significativas ( $p < 0,05$ )

Estos resultados coinciden con Zambra et al (2021) que, al comparar diferentes métodos de secado de hojas de *Kageneckia oblonga*, evidenciaron que el mayor consumo de energía fue mediante el secado en condiciones de vacío y a su vez, este consumo disminuye al aumentar la temperatura desde 60 a 80°C. Con el fin de optimizar estos valores, en la literatura la tecnología de secado al vacío suele combinarse con microondas para mejorar la cinética y eficiencia del secado (Jiang et al, 2013)

#### 4.5 Apariencia visual y cambio de color

En la Figura 12 se observa la apariencia visual de las flores luego de ser sometidas a las diferentes condiciones de secado. La superficie semi-lisa de sépalos y pétalos se torna rugosa y frágil posterior al secado al vacío. Además, se pierde la característica forma pendulada de las flores frescas, volviéndose una lámina plana. Durante el secado se genera un gradiente de humedad que causa un estrés en la estructura celular, generando el fenómeno de encogimiento que provoca el colapso de la estructura, agrietamiento y deformación de la superficie (Mahiuddin, 2018; Yiu, 2008). Cuando se aplica vacío en el proceso de secado, se reduce la resistencia a la transferencia de masa, por lo que se obtienen microestructuras más porosas y con menor encogimiento (Ngamwonglumlert y Devahastin, 2018). De forma contraria, en las flores sometidas a liofilización se mantiene medianamente la forma característica de las flores de fucsia. Los materiales son capaces de mantener su forma original luego de la liofilización pues los gradientes de humedad que se forman son pequeños y no causan gran estrés al material (Devine y Dikeman, 2014). Se observa que algunos los pétalos de la flor se expanden o inflan (ANEXO 2), esto se podría deber a que, durante el secado primario o sublimación, el agua convertida en hielo mediante vacío pasa inmediatamente a fase de vapor, pudiendo generar una presión interna en los tejidos que genera que los pétalos se inflen (Nowak y Jakubczyk, 2020).



**Figura 12.** Flores enteras de fucsia secadas a diferentes temperaturas.

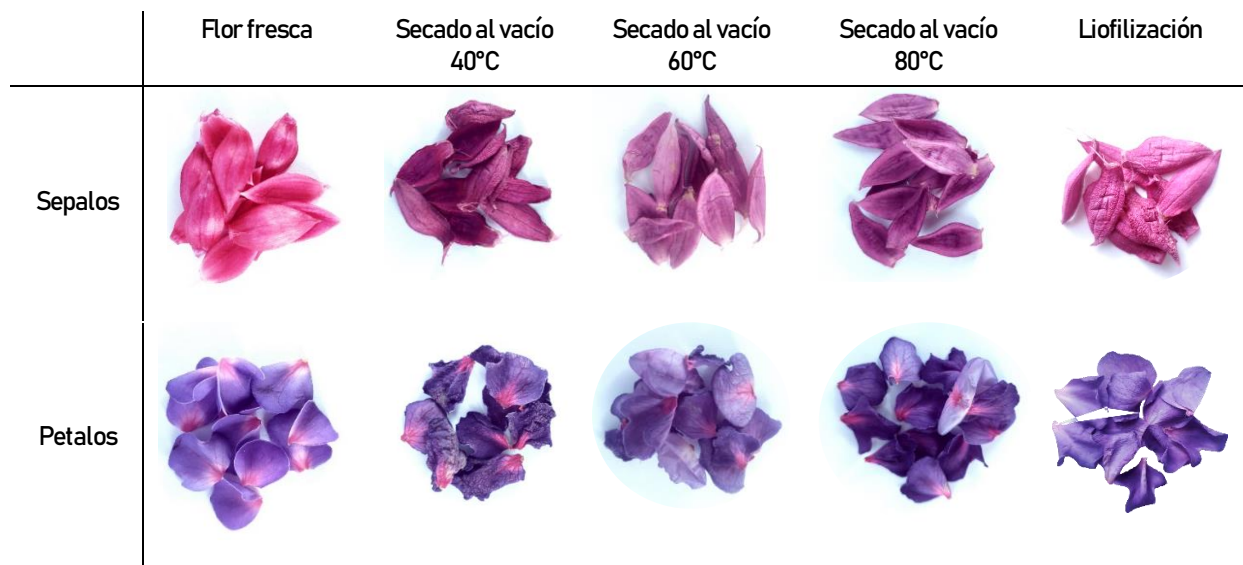
El espacio de color CIELAB es ampliamente usado en la medición de color de alimentos pues es perceptualmente uniforme y consistente (Hui, 2005). En la figura 13 se observan los colores de

pétalos y sépalos secados por separado y en la tabla 9 se observan los resultados de los parámetros de color de estos. Luego del tratamiento los sépalos rosados frescos se tornan en general más oscuros y menos saturados (figura 13). En cuanto al parámetro  $L^*$  que mide cuan luminosa es la muestra, se detectaron diferencias significativas entre la muestra liofilizada con todas las muestra secada al vacío en pétalos (tabla 9), y en sépalos presento diferencias significativas con la muestra secada al vacío 40 y 60°C, pero no con la muestra a 80°C. La muestra liofilizada tuvo el mayor  $L^*$  en pétalos ( $L^*=52.63\pm 1.36$ ), ya que el aire que reemplaza el agua durante la liofilización puede provocar cambios en la difusión de la luz y afectar la luminosidad (Stamenkovic et al, 2019). Para el parámetro  $a^*$  (rojo-verde) no se observaron diferencias significativas entre muestras. Se observa que, tanto en pétalos como en sépalos,  $b^*$  (amarillo-azul) fue mayor en la muestra liofilizada, y hubo diferencias significativas con todas las muestras, mientras que entre muestras secadas al vacío no hubo diferencias significativas. Finalmente, el menor cambio de color ( $\Delta E$ ) en pétalos se observó en la muestra liofilizada ( $\Delta E=14.01\pm 1.69$ ), la cual fue significativamente diferente a  $\Delta E$  de las otras muestras y por su parte en sépalos la muestra secada al vacío a 40°C tuvo el mayor  $\Delta E$  ( $\Delta E=34.00\pm 2.23$ ), mientras que nuevamente la muestra liofilizada tuvo el menor valor ( $\Delta E=8.32\pm 1.02$ ). De esta forma el método que permite conservar de mejor manera el color natural de las flores de fucsia es la liofilización, mientras que el secado al vacío causa mayores cambios de color, resultando en flores más oscuras.

**Tabla 9.** Parámetros CIELAB para pétalos y sépalos de fucsia secadas a diferentes temperaturas:  $L^*$  (luminosidad),  $a^*$  (rojo-verde),  $b^*$  (amarillo-azul) y  $\Delta E$  (cambio de color)

	Método	$L^*$	$a^*$	$b^*$	$\Delta E$
Pétalos	Liofilización	52,63 ± 1.36 <sup>a</sup>	18.18 ± 1,85 <sup>a</sup>	-21,36 ± 0,66 <sup>b</sup>	14,01 ± 1,69 <sup>b</sup>
	Vacío 40°C	33.51 ± 2.65 <sup>b</sup>	22.05 ± 1.22 <sup>a</sup>	-32.33 ± 1.10 <sup>a</sup>	25.48 ± 2.06 <sup>a</sup>
	Vacío 60°C	44.02 ± 2.82 <sup>c</sup>	20.58 ± 1.82 <sup>a</sup>	-32.56 ± 1.02 <sup>a</sup>	22.45 ± 2.28 <sup>a</sup>
	Vacío 80°C	39.41 ± 2.35 <sup>bc</sup>	22.37 ± 1.99 <sup>a</sup>	-32.71 ± 0,37 <sup>a</sup>	22.34 ± 0,77 <sup>a</sup>
Sépalos	Liofilización	50,47 ± 1.00 <sup>a</sup>	45.87 ± 0,42 <sup>a</sup>	0.46 ± 1,44 <sup>a</sup>	8.32 ± 1,02 <sup>a</sup>
	Vacío 40°C	40.33 ± 2.17 <sup>b</sup>	41.59 ± 1.98 <sup>a</sup>	-5.53 ± 2.34 <sup>b</sup>	18.37 ± 1.07 <sup>c</sup>
	Vacío 60°C	57.08 ± 1.80 <sup>c</sup>	44.81 ± 1.37 <sup>a</sup>	-11.17 ± 0.9 <sup>c</sup>	11.94 ± 1.99 <sup>ab</sup>
	Vacío 80°C	48.77 ± 2.49 <sup>a</sup>	41.10 ± 2.47 <sup>a</sup>	-10.49 ± 1.28 <sup>bc</sup>	15.30 ± 1.65 <sup>bc</sup>

Diferentes letras en la misma columna indican diferencias significativas ( $p < 0,05$ )



**Figura 13.** Pétalos y sépalos de fucsia secadas a diferentes temperaturas.

#### 4.6. Compuestos Bioactivos

##### 4.6.1. Contenido de polifenoles total

En la Tabla 9 se presenta el contenido total de polifenoles, flavonoides y antocianinas de todas las muestras estudiadas. Se observa que el mayor contenido de polifenoles totales se encontró en las flores frescas ( $203.3 \pm 3.98$  mg GAE/g DE) seguido por las flores liofilizadas ( $189.9 \pm 10.5$  mg GAE/g DE). Entre las tres diferentes temperaturas de secado al vacío se observa que el extracto de muestra secada a 40°C tuvo el mayor TPC, pero solo 0.9 mg GAE por sobre la muestra secada a 80°C. No se encontraron diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) entre las tres temperaturas de secado. En literatura se puede encontrar un amplio rango de TPC expresado en el mismo estándar utilizado en este estudio; por ejemplo, Sánchez y Anicama (2015) informaron  $354.2 \pm 1.9$  mg GAE/g DE en flores de *Chuiraga spinosa* Less; Olech y Nowak (2012) informaron  $171 \pm 4.96$  mg GAE/g DE en flores secas de *Rosa rugosa*; y Hu et al (2019) informaron  $34.82 \pm 3.29$  mg en flores secas *Magnolia denudata* GAE/g DE.

**Tabla 10.** Contenido total de polifenoles (TPC), flavonoides (TFC) y antocianinas monoméricas (TMA) en los extractos secos (DE) de flores frescas, liofilizadas y secadas al vacío a tres temperaturas diferentes

Tratamiento	TPC (mg GAE/g DE)	TFC (mg QE/g DE)	TMA (mg cyd-3-glu/g DE)
Flores frescas	203,3 ± 3.98 <sup>b</sup>	20.35 ± 1.96 <sup>c</sup>	1.33 ± 0.17 <sup>a</sup>
Liofilización	189.9 ± 10,5 <sup>b</sup>	15.37 ± 0.35 <sup>b</sup>	3.08 ± 0.20 <sup>b</sup>
Vacío 40°C	161,5 ± 11.1 <sup>a</sup>	12.20 ± 0.59 <sup>a</sup>	2.11 ± 0.03 <sup>c</sup>
Vacío 60°C	145,6 ± 3.14 <sup>a</sup>	15.73 ± 0.46 <sup>b</sup>	2.26 ± 0.22 <sup>c</sup>
Vacío 80°C	160.6 ± 12.0 <sup>a</sup>	11.14 ± 0.79 <sup>a</sup>	2.18 ± 0.15 <sup>c</sup>

Diferentes letras en la misma columna indican diferencias significativas ( $p < 0,05$ )

En este trabajo se determinó el TPC mediante el método colorimétrico de Folin-Ciocalteu. Este método se basa en la reducción del reactivo de Folin-Ciocalteu al reaccionar con compuestos fenólicos, resultando en la formación de un complejo color azul (Munteanu y Apetrei, 2021). Una de las limitaciones de este método es la sobreestimación a causa de la reacción con otros compuestos con grupos hidroxilos activos. En flores se han encontrado altas concentraciones de ácido ascórbico, un potente antioxidante, que posee dos grupos hidroxilo ionizables que interfiere fuertemente en los resultados (Stefaniak y Grzeszczuk, 2019; Prasad et al, 2017). También en flores se hallan aminoácidos, proteínas y azúcares que pueden interferir (Zhen et al, 2018; Borghi y Fernie, 2017). Estos compuestos podrían estar sobreestimando los resultados obtenidos en este estudio. Se ha demostrado en muchos estudios que la temperatura disminuye el contenido de compuestos fenólicos, por lo cual estos se suelen calificar como compuestos termolábiles (Antony y Farid, 2022). Sin embargo, también se ha informado que después del tratamiento térmico los compuestos fenólicos pueden liberarse de la matriz (Kim et al, 2020). De igual manera, el ácido ascórbico es altamente sensible a la temperatura y oxígeno. Esto podría explicar la diferencia significativa entre las muestras secadas al vacío vs muestra fresca/liofilizada. En un estudio Djendoubi et al (2012) midió el cambio en el contenido de ácido ascórbico y fenoles en el secado de pera troceada en laminas y reporto un aumento significativo en la degradación de ambos compuestos al incrementar la temperatura de secado de 40 a 70°C.

La liofilización se caracteriza por producir productos que conservan sus características originales, aunque pueden suceder interacciones entre soluto y oxígeno que degraden compuestos bioactivos (Silva-Espinoza et al, 2020). El valor obtenido para la muestra liofilizada fue solo 6.59% más bajo que

la muestra fresca lo cual no represento una diferencia significativa ( $p < 0.05$ ). A su vez la muestra liofilizada si tuvo diferencias significativas con las muestras secadas al vacío. Tan et al, midió el TPC en frutos de *Litchi chinensis Sonn* secados al vacío ( $70^{\circ}\text{C}$ ) y liofilizadas, obteniendo 10.35 y 9.85 mg GAE/g respectivamente sin encontrar diferencias significativas entre los distintos métodos de secado. En cambio, en otro estudio (Rabetan y Lin, 2015) se encontraron diferencias significativas al secar frutos de *Cayratia trifolia* mediante liofilización ( $45.1 \pm 1.5$  mg GAE/g) y secado al vacío ( $25.9 \pm 1.0$  mg GAE/g).

Se observa además que la muestra secada a  $60^{\circ}\text{C}$  no muestra un valor que se podría esperar al ser la temperatura intermedia entre  $40$  y  $80^{\circ}\text{C}$ . Una situación similar se observa en Mella et al (2022), en donde láminas de *Beta vulgaris* se secaron al vacío a 5 diferentes temperaturas, obteniendo de mayor a menor los siguientes TPC:  $557.6 \pm 33.9$ ,  $525.4 \pm 93.6$ ,  $517.7 \pm 90.3$ ,  $472.3 \pm 33.0$  y  $348.5 \pm 47.3$  mg GAE/100 g para las temperaturas de secado  $50$ ,  $70$ ,  $60$ ,  $80$  y  $40^{\circ}\text{C}$  respectivamente.

#### **4.6.2. Contenido de flavonoides**

Los flavonoides son compuestos fenólicos que se pueden dividir en 9 clases, todos con una estructura básica (2-fenil-cromona), responsables de la coloración en flores (López, 2002). El método colorimétrico de cloruro de aluminio se basa en la formación de complejos ácidos entre los grupos hidroxilos de ciertos flavonoides y los iones aluminio, produciéndose un cambio de color (Chand, 2018). Este método es selectivo para flavonas y flavonoles por lo que el TFC se encuentra subestimado (Pekal y Pyrzyńska, 2014).

Un comportamiento similar a TPC, se observó en TFC. Se observa en la Tabla 9 que las flores frescas mostraron el mayor contenido en flavonoides totales ( $20.35 \pm 1.96$  mg QE/g), seguido en este caso por las flores secadas al vacío a  $60^{\circ}\text{C}$  ( $15.73 \pm 0.46$  mg QE/g). Entre el secado al vacío a  $60^{\circ}\text{C}$  y liofilización no hubo diferencias significativas ( $p < 0.05$ ). El secado al vacío a mayor temperatura mostró el menor contenido de TFC ( $11.14 \pm 0.79$  mg QE/g).

Los resultados de TFC suelen expresarse en estándar distintos al utilizado en este trabajo, como catequina y rutina. En tinturas de *F. magellánica* Bernal et al (2021) detectaron, mediante cromatografía de capa fina, la presencia de quercetina, isoquercetina y kaempferol. Por lo que, la elección de un estándar de cuantificación que esté presente en la muestra, en este caso quercetina, reduciría los falsos positivos en la medición de flavonoides (Shraim et al, 2021). Algunos autores que

han determinado TFC en flores comestibles, expresando los resultados en este mismo flavonoide, han informado un amplio rango de valores:  $1.12 \pm 0.051$  mg QE/g DE en flores secas de *Agave durangensis* (Barriada-Bernal et al, 2013);  $30.39 \pm 0.28$  mg QE/g DE en flores secas de *Wisteria sinensis* (Yan et al, 2022);  $103.8 \pm 2,16$  mg QE/g DE en flores secas de *Rhododendron arboreum* Smith (Bhandari y Rajbhandari, 2014). Los valores obtenidos se encuentran dentro del rango de valores encontrados en literatura.

La estabilidad de los flavonoides a distintas temperaturas dependerá de su estructura. Chaaban et al (2017) midieron la estabilidad térmica de 6 flavonoides durante 2 horas y mostraron que los flavonoides glicosilados serían más resistentes que los agliconados además, se forman nuevos productos de degradación con incluso mayor actividad antioxidante en algunos casos. Este mismo estudio mostró que la quercetina sería altamente sensible a la temperatura. Esto coincide con que las muestras de este trabajo sometidas al secado al vacío a las tres diferentes temperaturas tuvieron diferencias significativas con la muestra fresca ( $p < 0.05$ ). Entre la muestra secada a  $40^\circ$  y  $80^\circ\text{C}$  se observa una disminución de 8.69%, pero no significativa. Nuevamente la muestra  $60^\circ\text{C}$  no siguió un comportamiento esperado, siendo de echo significativamente diferente a las otras muestras secadas al vacío.

#### **4.6.3. Contenido de antocianinas monoméricas**

La muestra liofilizada tuvo el mayor TMA ( $3.08 \pm 0.20$  mg cyd-3-glu/g DE) indicando diferencias significativas con todas las otras muestras. Por otra parte, la muestra fresca tuvo el menor TMA ( $1.33 \pm 0.17$  mg cyd-3-glu/g DE), también con diferencias significativas con todas las otras muestras (Tabla 9). El secado al vacío a  $60^\circ\text{C}$  tuvo el mayor TMA entre las muestras secadas al vacío, seguido de  $80$  y  $40^\circ\text{C}$ .

En distintas especies y cultivares de *Fuchsia* se han detectado 14 antocianinas entre 3,5-diglucosidos, 3-glucosidos y antocianinas aciladas, encontrándose en *Fuchsia magellanica* mayor concentración relativa de cianidina-3-glucosido, seguido de peonidina-3,5-diglucosido, peonidina-3-*O*-(2''-*O*- $\beta$ -glucopiranosido) y malvidina-3-glucosido (Jordheim et al, 2011; Crowden et al, 1977).



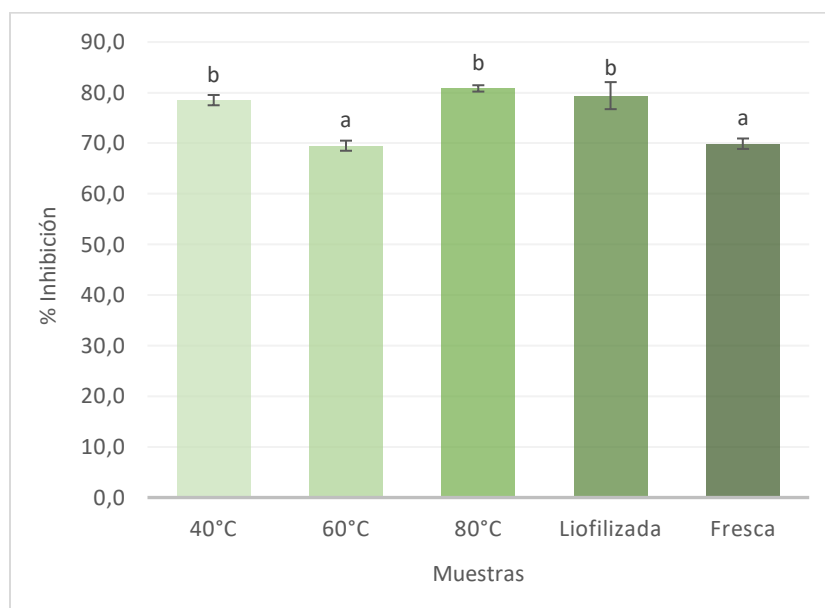
El método diferencial de pH se basa en el cambio estructural de las antocianinas monoméricas al variar el pH del medio y el consiguiente cambio de color (Lee et al, 2005). El método descrito considera la preparación de un extracto acuoso y la ecuación correspondiente para calcular la absorbancia de la muestra considera una corrección para la turbidez de esta, midiendo la absorbancia a 700 nm y luego restándola a la absorbancia a 520 nm. Al diluir los extractos en agua se observó turbidez en todas las muestras, especialmente en la muestra de flores frescas, lo cual podría haber interferido en la lectura espectrofotométrica (ANEXO 3). Si bien las antocianinas son solubles en agua, la malvidina, peonidina y petunidina son menos solubles, por los grupos metoxi presentes en sus estructuras (Khoo et al, 2017). En un estudio que comparó distintos métodos para determinar antocianinas en frutas de fresas, los extractos preparados según el método diferencial de pH se mostraron turbios, y fue de hecho un de los métodos que mostro menor concentración de antocianinas (Taghavi et al, 2021). Caser et al (2023) reportaron un valor significativamente menor en las flores frescas de *L. angustifolia* en comparación con las secadas convencionalmente a 50°C. Un estudio con granos de maíz secados mediante aire caliente obtuvo los menores TMA a los 60 y 80°C, sin embargo, las muestras secadas a temperaturas intermedias (65 y 70°C) obtuvieron los mayores TMA, lo cual fue explicado en este estudio por los altos tiempos de procesamiento (Charmongkolpradit et al, 2021).

#### **4.7. Actividad antioxidante**

##### **4.7.1. Ensayo DPPH**

El DPPH es un radical estable de color violeta oscuro en solución. Durante el ensayo se mide la capacidad de los compuestos antioxidantes de reducir o inhibir el DPPH, con la consiguiente decoloración de este y una disminución en la absorbancia (Santos-Sánchez et al, 2019). En la Figura 13 se muestran los porcentajes de inhibición ( $I\%$ ) de las distintas muestras a una misma concentración (5 mg/ml). Todas las muestras mostraron  $I\%$  por sobre el 69%. La muestra a 80°C fue la que obtuvo el mayor  $I\% = 80.8$ , pero solo 1.4% por sobre la muestra liofilizada, sin diferencia significativa ( $p > 0.05$ ). La muestra secada a 60°C y la fresca tuvieron el menor  $I\%$ , con una diferencia de menos de 0.5%, lo cual tampoco fue estadísticamente significativo ( $p < 0.05$ ). Janarny et al (2021) al estudiar 28 especies de flores comestibles, informo los mayores  $I\%$  en flores de *Madhuca longifolia* y *Tamarindus indica* (81.9 y 81.3% respectivamente). En hojas de *Coffea arabica L.*, el  $I\%$  de las muestras frescas fue significativamente menor que en las muestras secadas con aire caliente

30, 40 y 50°C (Ngamsuk et al, 2019); en hojas de *Stevia rebaudiana* Bertoni las muestras liofilizadas mostraron un  $I\%$  solo 0.47% menor que la muestra fresca (Halim et al, 2019)



**Figura 14.** Porcentaje de inhibición ( $I\%$ ) de todas las muestras. Letras diferentes sobre las columnas indican diferencias significativas ( $p < 0,05$ )

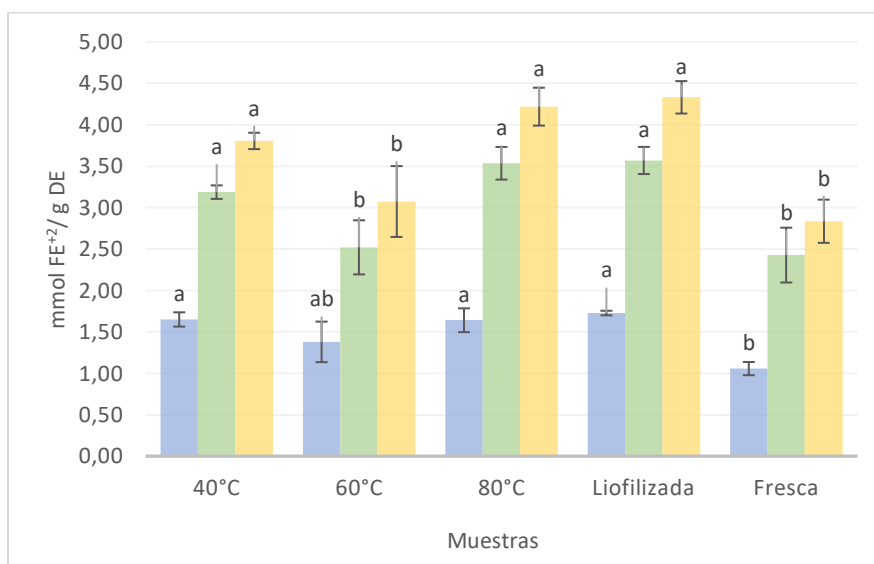
En literatura no se ha encontrado una correlación clara entre los distintos métodos antioxidantes (Platzer et al, 2022). A pesar de tener el mayor TPC, la muestra fresca presentó menor actividad antioxidante, lo cual podría deberse a la naturaleza y estructura de los antioxidantes presentes. La cantidad y posición de los grupos sustituyentes (hidroxi, metoxi, carboxi, azúcares) en los anillos aromáticos de los polifenoles afectará la actividad antioxidante de estos (Chen, 2020).

Algunas de las limitaciones del ensayo de DPPH que se han discutido en literatura incluyen impedimento estérico del DPPH para reaccionar con moléculas complejas, interacciones con otros radicales de la muestra y falta de correlación biológica de sistemas vivos (Sader et al, 2020; Schaich et al, 2015).

#### 4.7.2. Ensayo FRAP

Se midió el poder antioxidante reductor del hierro a tres tiempos distintos (Figura 14). La muestra fresca siempre presentó el menor poder reductor en los 3 tiempos, seguido de la muestra secada a 60°C. A su vez, la muestra liofilizada obtuvo el mayor poder reductor en los tiempos 30 y 60. Entre

la muestra a 40 y 80°C se obtuvieron valores muy similares. Las muestras secadas a 40°, 80° y liofilizadas presentaron diferencias significativas con las muestras secada a 60° y frescas para todos los tiempos ( $p < 0.05$ ). El mayor poder reductor lo alcanzo la muestra liofilizada a los 60 minutos mostrando un valor de  $4.33 \pm 0.20$  mmol  $\text{Fe}^{+2}$ /g DE, siendo solo 2.6% mayor que la muestra secada a 80°C. Por su parte la muestra fresca a este mismo tiempo tuvo un poder reductor de  $2.84 \pm 0.26$  mmol  $\text{Fe}^{+2}$ /g DE.



**Figura 15.** Poder reductor de  $\text{Fe}^{+2}$  de todas las muestras a los tiempos 4, 30 y 60 minutos (columnas azul, verde y amarilla respectivamente). Letras minúsculas diferentes sobre las columnas a igual tiempo de lectura entre las diferentes muestras indican diferencias significativas ( $p < 0.05$ ).

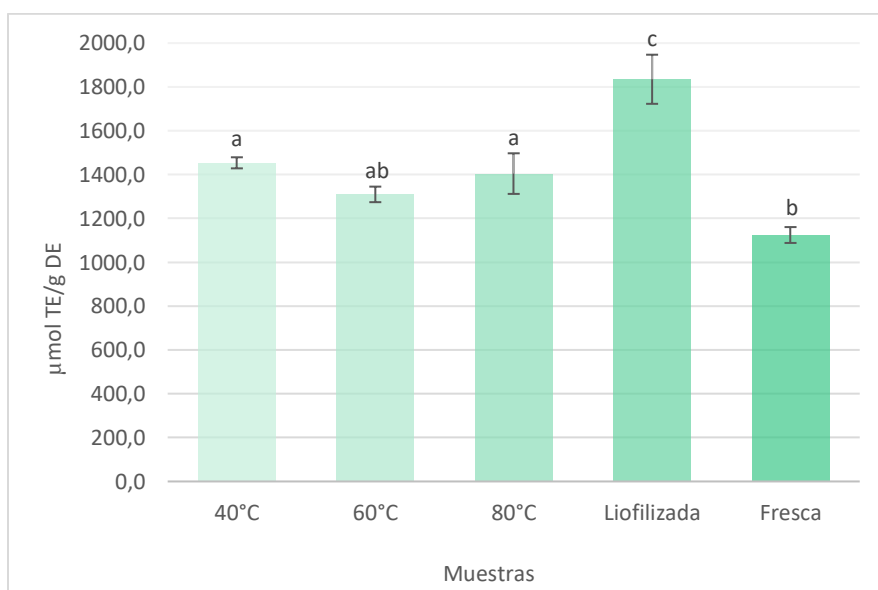
Hu et al (2019) informo un rango entre 0.154 a 2.345 mmol  $\text{Fe}^{+2}$ /g DE en 10 té de flores al medir FRAP a los 30 minutos. A este mismo tiempo de lectura Moliner et al (2018) informo valores en un rango de entre  $112 \pm 3$  y  $78 \pm 7$   $\mu\text{mol Fe}^{+2}$ /g DE en flores de *Tagetes erecta* L según el cultivar. Benvenuti et al, midieron FRAP en flores rojas de *Fuchsia hybrida* y obtuvieron un valor de  $47.52 \pm 3.5$  mmol  $\text{FeSO}_4$ / 100g peso fresco (FW); siendo la segunda flor con mayor poder reductor entre las 11 flores comestibles estudiadas, sin embargo, el tiempo de lectura no fue informado en este estudio.

Se observa en la Figura 14. como todas las muestras aumentaron notoriamente su poder reductor a los 30 min y luego siguieron aumentando a los 60 min, pero en menor medida. El ensayo FRAP mide la capacidad de los antioxidantes de reducir el complejo férrico ( $\text{Fe}^{+3}$ ) en complejo ferroso ( $\text{Fe}^{+2}$ ) a pH ácido (Munteani y Apetrei, 2021). Los diferentes antioxidantes pueden requerir

diferentes tiempos de reacción; compuestos fenólicos como ácido cafeico y quercetina pueden requerir más de 30 minutos en completar la reacción de reducción (Soural et al, 2022; Firuzi et al, 2055). Además, en el ensayo FRAP todos los compuestos con potencial redox menor a 0.77 V pueden reducir el complejo férrico, sobrestimando los resultados (Ou et al, 2002). Los flavonoides como quercetina han mostrado tener un alto poder reductor por su grado de hidroxilación y de conjugación (Pulido et al, 2000).

#### 4.7.3. Ensayo ORAC-FL

En la Figura 15 se observa que las muestras secadas al vacío no mostraron diferencias significativas entre sí, pero si con la muestra liofilizada y fresca ( $p < 0.05$ ). La muestra fresca obtuvo la menor capacidad ORAC mientras que la muestra liofilizada obtuvo la mayor capacidad ORAC con un valor de  $1124.5 \pm 36.15$  y  $1835.1 \pm 112.1$   $\mu\text{mol TE/g DE}$  respectivamente.



**Figura 16.** Capacidad de absorción de radicales de oxígeno de todas las muestras. Letras diferentes sobre las columnas indican diferencias significativas ( $p < 0.05$ )

El ensayo ORAC es un método ampliamente utilizado para medir la captación de radicales libres en plasma, ADN, proteínas y extractos de planta y alimentos (Dávalos et al, 2004). La sonda fluoresceína se utiliza como indicador para medir la capacidad protectora de los antioxidantes que reducen los radicales peróxido generados por AAPH cuando se descompone térmicamente (Ou et al, 2013).

En otras flores comestibles, expresado en g de peso seco (DW), se han informado  $142.14 \pm 12.36$   $\mu\text{mol TE/g DW}$  en *Amaranthus caudatus* (Liu et al, 2015);  $861.87 \pm 0.25$   $\mu\text{mol TE/g DW}$  en *Rosa rugosa* Thunb (Wang et al, 2016) y  $3893.65 \pm 0.63$  en *Viola x wittrockiana* (Skowrya et al, 2020). Csepregi et al, 2020 midió ORAC en extractos etanólicos de hojas de *Fuchsia magellanica* informando un valor de aproximadamente 1750  $\mu\text{mol/g DW}$  sin embargo, los extractos acuosos tuvieron 500  $\mu\text{mol/g DW}$ . Al comparar distintos métodos de secado Kittibunchakul et al (2022) informo diferencias significativas en el ensayo ORAC entre hojas maduras de *Plukenetia volubilis L.* secadas convencionalmente y liofilizadas, teniendo la muestra liofilizado un 13% más de actividad ORAC. De igual manera Sirichai et al (2022) informo resultados similares en 10 plantas autóctonas de Tailandia.

Cada uno de estos ensayos mide la capacidad antioxidante de la muestra mediante diferentes mecanismos y técnicas. DPPH y FRAP son métodos colorimétricos simples, mientras que ORAC se basa en la pérdida de fluorescencia (Munteani y Apetrei, 2021). En estos tres ensayos las muestras frescas mostraron los menores valores; esto puede deberse a que los productos de oxidación de las muestras sometidas a algún tratamiento tienen mayor actividad antioxidante. Se ha encontrado que algunos productos de oxidación de flavonoides tienen mayor actividad antioxidante que sus precursores (Speisky et al, 2022). En ORAC la presencia de pigmentos y fluoróforos que absorban en la misma longitud de onda pueden interferir en las lecturas de absorbancia y fluorescencia (Shahidi y Zhongd, 2015). Lo mismo sucede en DPPH donde compuestos como antocianinas absorben en el mismo rango que DPPH pudiendo interferir (Christodoulou et al, 2022). Por otra parte, las muestras liofilizadas mostraron la mayor actividad antioxidante; durante la liofilización se pueden liberar compuestos desde la matriz y el uso de bajas temperaturas minimiza la degradación de compuestos termolábiles con actividad antioxidante (Shofian et al, 2011; Silva-Espinoza et al, 2020). La ausencia de oxígeno, presente en ambos métodos utilizados, reduce las reacción de oxidación de los polifenoles (Deng et al, 2018). En diversos alimentos como frutos de kumquat (Ozcan-Sinir et al, 2018), granos de cacao (Santhanam et al, 2017), murtilla (Cedeño, 2017) y micelio de maitake (Sim et al, 2017) se ha reportado que el secado al vacío muestra mayor contenido de compuestos bioactivos y/o actividad antioxidante en comparación con el secado convencional. Al comparar entre las 3 temperaturas estudiadas en el secado al vacío, las muestras a 40 y 80°C no mostraron diferencias significativas en ningún ensayo. El alto tiempo de secado a 40°C (mas de 10 horas)

influiría más que la temperatura; las altas temperaturas acelerarían los procesos de oxidación, pero durante el secado al vacío estas reacciones son mínimas (Punathil y Basak, 2016).

## 5. CONCLUSION

Se rechaza parcialmente la hipótesis. El proceso de secado al vacío influye sobre la cinética de secado, contenido de compuestos bioactivos y actividad antioxidante de las flores de *Fuchsia magellanica*, pero no mejora estos parámetros en comparación con la liofilización. En este trabajo se secaron a distintas temperaturas al vacío (0.08 MPa) flores de fucsia y se evaluó el efecto sobre polifenoles, flavonoides, antocianinas. Las temperaturas de 40 y 80°C mostraron los mayores contenidos de polifenoles, flavonoides y antocianinas monoméricas cuando se compara con la liofilización. Lo mismo se observó en los ensayos DPPH, FRAP y ORAC. La muestra a 60°C tuvo diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) con las otras muestras secadas presentando los menores valores en estos ensayos y TPC. Considerando la alta retención de compuestos bioactivos, menor tiempo de secado y por ende mayor eficiencia energética, el secado al vacío a 80°C es una temperatura adecuada para secar flores de fucsia. Se necesita estudiar más temperaturas de secado e identificar compuestos específicos en flores de *Fuchsia magellanica* para explicar el efecto de la temperatura.

## BIBLIOGRAFIA

- Abolfazl, S., Labbafi, M., Askari, G., Ghomi, H., y Rezaeinezhad, A. (2020). Convective drying of atmospheric pressure cold plasma pretreatment saffron stigmas: kinetic modeling. *Journal of Food and Bioprocess Engineering*, 3(2): 87-94.
- Ambawat, S., Sharma, A., y Saini, R.K. (2022). Mathematical Modeling of Thin Layer Drying Kinetics and Moisture Diffusivity Study of Pretreated *Moringa oleifera* Leaves Using Fluidized Bed Dryer. *Processes*, 10, 2464. Doi:10.3390/pr10112464
- Antony A, y Farid M. (2022). Effect of Temperatures on Polyphenols during Extraction. *Applied Sciences*, 12(4). Doi:org/10.3390/app12042107
- Angoy, A., Brinceau, S., Chabrier, F., Ginisty, P., Jomaa, W., Rochas, J., Sommier, A., y Valata, M. (2019). Microwave technology for food applications. *Green Food Processing Techniques*. 455-498balm
- Anjaly, P., y Martynenko, A. (2022). The Effect of Material Thickness, Load Density, External Airflow, and Relative Humidity on the Drying Efficiency and Quality of EHD-Dried Apples. *Foods* 11(18), 2765. Doi:org/10.3390/foods11182765

- Apak, R., Özyürek, M., Güçlü, K., y Çapanoğlu, E. (2016). Antioxidant Activity/Capacity Measurement. 1. Classification, Physicochemical Principles, Mechanisms, and Electron Transfer (ET)-Based Assays. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 64(5), 997–1027. doi:10.1021/acs.jafc.5b04739
- Aradwad, P., Yadav, R., Arun, T.V., Ahammed, T. P., Raju, D.V.S., Naveen, P., y Sahoo, M. (2023). Mass transfer and color change kinetics of infrared drying of rose petals and its impact on physico-chemical properties. *Journal of food process engineering*. Doi:10.1111/jfpe.14359
- Audesirk, T., Audesirk, G., y Byers, B. (2003). *Biología: la vida en la tierra*. (6<sup>th</sup> ed). Pearson Education
- Bandhari, L., y Rajbhandari, M. (2014). Isolation of quercetin from flower petals, estimation of total phenolic, total flavonoid and antioxidant activity of the different parts of *rhododendron arboreum* smith. *Scientific World*, 12(12),34-40
- Bartlett, G. (2011). *Fuchsias: the new cultivars*. (1<sup>st</sup> ed). The Crowded Press
- Barbosa, G., y Ibarz, a. (2011). *Operaciones unitarias en la ingeniería de los alimentos*
- Barriada-Bernal, L. G., Almaraz-Abarca, N., Delgado-Alvarado, E. A., Gallardo-Velázquez, T., Ávila-Reyes, J. A., Torres-Morán, M. I., ... Herrera-Arrieta, Y. (2013). Flavonoid composition and antioxidant capacity of the edible flowers of *Agave durangensis*(Agavaceae). *CyTA - Journal of Food*, 12(2), 105–114. doi:10.1080/19476337.2013.801037
- Bhatta, S., Stevanovic, T., y Ratti. (2020). *Freeze-Drying of plant-based food*
- Benzie IF y Strain JJ. (1996). The ferric reducing ability of plasma (FRAP) as a measure of "antioxidant power": the FRAP assay. *Anal Biochem*, 239(1):70-6. doi:10.1006/abio.1996.0292. PMID: 8660627.
- Benvenuti, S., Bortolotti, E., y Maggini, R. (2016). Antioxidant power, anthocyanin content and organoleptic performance of edible flowers. *Scientia Horticulturae*, 199, 170–177. doi:10.1016/j.scienta.2015.12.052
- Bernal-Ochoa, A. M., Colareda, G. A., Matera, S., Ragone, M. I., Isolabella, S., Filip, R., y Consolini, A. E. (2021). Intestinal/uterine antispasmodics, sedative effects of *Fuchsia magellanica* Lam. leaves' and flowers' extracts and their flavonolic components. *Phytomedicine Plus*, 1(4), 100060. Doi:10.1016/j.phyplu.2021.100060
- Bibiano, A. (2021). *Estudio Preliminar de Polinización Artificial en Plantas de Fucsia Hibrida*. Mexico, Universidad Autónoma del Estado de México.
- Biggs, (2018). *Grow something different to eat*. (1<sup>st</sup> ed). DK
- Borghi, M., y Fernie, A. R. (2017). Floral Metabolism of Sugars and Amino Acids: Implications for Pollinators' Preferences and Seed and Fruit Set. *Plant physiology*, 175(4), 1510–1524. Doi:10.1104/pp.17.01164
- Boyar, S., Bayhan, A.K., Dikmen, E. (2013). Investigation on drying behavior of Isparta rose flowers (*Rosa damascene* Mill.) under natural shade conditions. *Bulgarian Journal of Agricultural Science*. 19(2), 361-374.
- Brainina, K., Stozhko, N y Vidrevich, M. (2019). Antioxidants: Terminology, Methods, and Future Considerations. *Antioxidantes (Basel)*. 8(8), 297, doi:10.3390/antiox8080297

- Burton, G. J., y Jauniaux, E. (2011). Oxidative stress. *Best practice & research. Clinical obstetrics & gynaecology*, 25(3), 287–299. <https://doi.org/10.1016/j.bpobgyn.2010.10.016>
- Campbell, N y Reece, J. (2007). *Biología*. (7<sup>nd</sup> ed). Editorial MEDICA PANAMERICANA
- Caser, M.; Falla, N.M.; Demasi, S.; y Scariot, V. (2023). From Fresh to Dried Lavender Flower: Changes in Phytochemical Profile According to Drying Method. *Horticulturae*, 9, 700. Doi:10.3390/horticulturae9060700
- Castañeda-Ovado, A., Pacheco, M., Páez, M., Rodríguez, J., y Galán, C. (2009). Chemical studies of anthocyanins: A review. *Food Chemistry*. 13(4), 859-871
- Castro, A. M., Mayorga, E. Y., Y Moreno, F. L. (2018). Mathematical modelling of convective drying of fruits: A review. *Journal of Food Engineering*, 223, 152–167. Doi:10.1016/j.jfoodeng.2017.12.012
- Cao, G., Alessio, H. M., y Cutler, R. G. (1993). Oxygen-radical absorbance capacity assay for antioxidants. *Free Radical Biology and Medicine*, 14(3), 303–311. doi:10.1016/0891-5849(93)90027-r
- Cedeño, S. (2017). Efecto de los diferentes procesos de secado en los compuestos bioactivos de murtila (*Ugni molinae Turcz*) y su bioaccesibilidad. Tesis de Magister. Universidad Austral de Chile, Valdivia.
- Chaaban, H., Ioannou, I., Chebil, L., Slimane, M., Gérardin, C., Paris, C., y Ghoul, M. (2017). Effect of heat processing on thermal stability and antioxidant activity of six flavonoids. *Journal of Food Processing and Preservation*, 41(5), e13203. doi:10.1111/jfpp.13203
- Chand, M. B. (2018). *Antioxidant Activity of Selected Wild Orchids of Nepal*. Alemania: GRIN Verlag.
- Chandrasekaran, S., Ramanathan, S., y Basak, T. (2013). Microwave food processing—A review. *Food Research International*, 52(1), 243–261. Doi:10.1016/j.foodres.2013.02.033
- Charmongkolpradit, S., Somboon, T., Phatchana, R., Sang-aroon, W., y Tanwanichkul, B. (2021). Influence of drying temperature on anthocyanin and moisture contents in purple waxy corn kernel using a tunnel dryer. *Case Studies in Thermal Engineering*, 25, 100886. doi:10.1016/j.csite.2021.100886
- Chen, D., Xing, B., Yi, H., Li, Y., Zheng, B., Younis, A., y Shao, Q. (2019). Effects of different drying methods on appearance, microstructure, bioactive compounds and aroma compounds of saffron (*Crocus sativus* L.). *LWT*, 108913. Doi:10.1016/j.lwt.2019.108913
- Chen, J., Yang, J., Ma, L., Li, J., Shahzad, N., & Kim, C. K. (2020). Structure-antioxidant activity relationship of methoxy, phenolic hydroxyl, and carboxylic acid groups of phenolic acids. *Scientific Reports*, 10(1). doi:10.1038/s41598-020-59451-z
- Chitrakar, B., Zhang, M., y Bhandari, B. (2019). Edible Flowers with the Common Name “Marigold”: Their Therapeutic Values and Processing. *Trends in Food Science & Technology*. Doi:10.1016/j.tifs.2019.05.008



- Christodoulou, MC, Orellana Palacios, JC, Hesami, G., Jafarzadeh, S., Lorenzo, JM, Domínguez, R., Moreno, A., y Hadidi, M. (2022). Métodos espectrofotométricos para medir la actividad antioxidante en alimentos y productos farmacéuticos. *Antioxidantes*, 11, 2213doi:10.3390/antiox11112213
- Crank J. (1975). The mathematics of diffusion. (2<sup>nd</sup> ed). London: Oxford University Press.
- Crowden, R. K., Wright, J., & Harborne, J. B. (1977). Anthocyanins of Fuchsia (onagraceae). *Phytochemistry*, 16(3), 400–402. doi:10.1016/0031-9422(77)80080-0
- Daniel. H. (1970). Las Fucias como Elemento Ornamental (Onagraceae)
- Dávalos, A., Gómez-Cordovés, C., y Bartolomé, B. (2004). Extending Applicability of the Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC–Fluorescein) Assay. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 52(1), 48–54. doi:10.1021/jf0305231
- Demasi, S., Caser, M., Donno, D., Enri, S. R., Lonati, M., y Scariot, V. (2022). Exploring wild edible flowers as a source of bioactive compounds: New perspectives in horticulture. *Folia Horticulturae*, 33(1), pp.27-48. Doi:10.2478/fhort-2021-0004
- Deng, J., Yang, H., Capanoglu, E., Cao, H., y Xiao, J. (2018). Technological aspects and stability of polyphenols. *Polyphenols: Properties, Recovery, and Applications*, 295-323. doi:10.1016/b978-0-12-813572-3.00009-9
- Di Meo, S., Reed, T. T., Venditti, P., y Victor, V. M. (2016). Role of ROS and RNS Sources in Physiological and Pathological Conditions. *Oxidative medicine and cellular longevity*, 2016, 1245049. Doi:10.1155/2016/1245049
- Doymaz, I. (2020). Impact of citric acid on the drying characteristics of kiwifruit slices. *Acta Scientiarum. Technology*, 42, e40570. Doi:10.4025/actascitechnol.v42i1.40570
- Devine, C., y Dikeman, M. (2014). Encyclopedia of Meat Sciences. (2<sup>nd</sup> ed). Elsevier Science
- Djendoubi, N., Boudhrioua, N., Kechaouc, N., Courtois, F., y Bonazzi, C. (2012). Influence of air-drying temperature on kinetics, physicochemical properties, total phenolic content and ascorbic acid of pears. *Food and Bioproducts Processing*, 9(3), 433-441
- Elzer-Peters, K. (2022). Mid-atlantic gardener's handbook. Quarto Knows
- Firuzi, O., Lacanna, A., Petrucci, R., Marrosu, G., y Saso L. Evaluation of the antioxidant activity of flavonoids by "ferric reducing antioxidant power" assay and cyclic voltammetry. *Biochim Biophys Acta*. 2005 Jan 18;1721(1-3):174-84. doi: 10.1016/j.bbagen.2004.11.001.
- Garzón, G. (2008). Las antocianinas como colorantes naturales y compuestos bioactivos: revisión. *Acta Biológica Colombiana*, 13(3), 27-36
- Guiné, R., y Lima, M. (2020). Study of the drying kinetics and calculation of mass transfer properties in hot air drying of *Cynara cardunculus*. *Open Agriculture*. 5(1). Doi:org/10.1515/opag-2020-0062

- Guimarães, R., Barros, L., Carvalho, A. M., y Ferreira, I. C. F. R. (2010). Studies on Chemical Constituents and Bioactivity of *Rosa micrantha*: An Alternative Antioxidants Source for Food, Pharmaceutical, or Cosmetic Applications. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 58(10), 6277–6284. doi:10.1021/jf101394w
- Gupta, M. K., Sehgal, V. K., y Arora, S. (2013). Optimization of drying process parameters for cauliflower drying. *Journal of food science and technology*, 50(1), 62–69. Doi:10.1007/s13197-011-0231-5
- Halevy, A., (2017). Handbook of Flowering: Volume III. (1<sup>st</sup> ed). CRC Press
- Haseley, P., y Oetjen, G. (2018). Freeze-Drying. (3<sup>rd</sup> ed). Wiley-VCH
- Hodgson, L. (2005). Making the most of shade. RODALE
- Holley, D. (2017). General Biology II: Organisms and Ecology. Dog Ear Publishing
- Hou, W., Pan, Y., & Zhang, Y. (2013). Changes in quality, antioxidant compounds and DPPH radical-scavenging activity of *Rosa hybrida* flowers during development. *New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science*, 42(1), 31–37. doi:10.1080/01140671.2013.844718
- Hu, X.-F., Ding, Z.-B., Chen, Y., Luo, J.-F., He, J.-M., y Yin, T.-P. (2019). Comparative study on the antioxidant activities of ten common flower teas from China. *Open Chemistry*, 17(1), 841–848. Doi:10.1515/chem-2019-0091
- Hui, Y. H. (2005). Handbook of Food Science, Technology, and Engineering. (4<sup>th</sup> VOLUME SET). CRC Press.
- Iorizzo, M., Curaba, J., Pottorff, M., Ferruzzi, M. G., Simon, P., y Cavagnaro, P. F. (2020). Carrot Anthocyanins Genetics and Genomics: Status and Perspectives to Improve Its Application for the Food Colorant Industry. *Genes*, 11(8), 906. doi:10.3390/genes11080906
- Janarny, G., Ranaweera, K. K. D. S., y Gunathilake, K. D. P. P. (2021). Antioxidant activities of hydro-methanolic extracts of Sri Lankan edible flowers. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 35, 102081. doi:10.1016/j.bcab.2021.102081
- Janarny, G., Gunathilake, K. D. P. P., & Ranaweera, K. K. D. S. (2021). Nutraceutical potential of dietary phytochemicals in edible flowers—A review. *Journal of Food Biochemistry*, 45(4). doi:10.1111/jfbc.13642
- Jha, P., Meghwal, M., Prabhakar, P. K., y Singh, A. (2021). Exploring effects of different pretreatments on drying kinetics, moisture diffusion, physico-functional, and flow properties of banana flower powder. *Journal of Food Processing and Preservation*, 45(4). Doi:10.1111/jfpp.15356
- Jiang, H., Zhang, M., y Adhikari, B. (2013). Handbook of Food Powders: Fruit and Vegetables. *Woodhead Publishing Series in Food Science, Technology and Nutrition*. 532-552
- Jordheim, M., Skaar, I., Lunder, H., y Andersen, M. (2011). Anthocyanins from Fuchsia Flowers. *Natural Product Communications*, 6(1) DOI:10.1177/1934578x1100600109
- Kasper, J. C., y Friess, W. (2011). The freezing step in lyophilization: Physico-chemical fundamentals, freezing methods and consequences on process performance and quality attributes of biopharmaceuticals. *European Journal of Pharmaceutics and Biopharmaceutics*, 78(2), 248–263. doi:10.1016/j.ejpb.2011.03.010

- Khoo, H. E., Azlan, A., Tang, S. T., & Lim, S. M. (2017). Anthocyanidins and anthocyanins: colored pigments as food, pharmaceutical ingredients, and the potential health benefits. *Food & nutrition research*, *61*(1), 1361779. Doi:10.1080/16546628.2017.1361779
- Kim, M. Y., Yoon, N., Lee, Y. J., Woo, K. S., Kim, H. Y., Lee, J., y Jeong, H. S. (2020). Influence of Thermal Processing on Free and Bound Forms of Phenolics and Antioxidant Capacity of Rice Hull (*Oryza sativa* L.). *Preventive nutrition and food science*, *25*(3), 310–318. Doi:10.3746/pnf.2020.25.3.310
- Kittibunchakul, S., Hudthagosol, C., Sanporkha, P., Sapwarobol, S., Suttisansanee, U., y Sahasakul, Y. (2022). Effects of Maturity and Thermal Treatment on Phenolic Profiles and In Vitro Health-Related Properties of Sacha Inchi Leaves. *Plants (Basel, Switzerland)*, *11*(11), 1515. <https://doi.org/10.3390/plants11111515>
- Kong, A-H., Zambra, C., Aguero, J., Vega-Galvez, A., y Lemus-Mondaca, R. (2011). Moisture diffusivity coefficient and convective drying modelling of Murta (*Ugni molinae Turcz*): Influence of temperature and vacuum on drying kinetics. *Food Bioprocess Technol*, *6*, 919-930. Doi:10.1007/s11947-011-0758-5
- Kumari, P., Ujala., Bhargava, B. (2021). Phytochemicals from edible flowers: Opening a new arena for healthy lifestyle. *Journal of functional foods*
- Law, C., Chen, H., y Mujumdar, A. (2014). Food Technologies: Drying. *Encyclopedia of Food Safety*. (3) 156-167
- Lee, J., Durst, R., y Wrolstad, R. (2005). Determination of Total Monomeric Anthocyanin Pigment Content of Fruit Juices, Beverages, Natural Colorants, and Wines by the pH Differential Method: Collaborative Study. *JOURNAL OF AOAC INTERNATIONAL*, *88*(5), 1269-1278
- Lemus-Mondaca, R., Vega-Gálvez, A., Moraga, N. O., y Astudillo, S. (2014). Dehydration of Stevia rebaudiana Bertoni Leaves: Kinetics, Modeling and Energy Features. *Journal of Food Processing and Preservation*, *39*(5), 508-520. Doi:10.1111/jfpp.12256
- Levy, M., Koeppen, B., y Stanton, B. (2006). Fisiología. (4<sup>th</sup> ed). Elsevier
- Levy, R., Okun, Z., y Shpigelman, A. (2019). The Influence of Chemical Structure and the Presence of Ascorbic Acid on Anthocyanins Stability and Spectral Properties in Purified Model Systems. *Foods (Basel, Switzerland)*, *8*(6), 207. doi.org/10.3390/foods8060207
- Lin, Y., Cong, L, Shi, L., y Wang, L. (2023). "Antocianinas: nuevas tecnologías modificadas y desafíos" *Foods* *12*, 7: 1368. Doi:10.3390/foods12071368
- Linlin, Z., Hanzhi, F., Min, Z., Chitrakar, B., Bhandari, B., y Bin, W. (2019). Edible flowers: Review of flower processing and extraction of bioactive compounds by novel technologies. *Food Research International*. 126
- Lobo, V., Patil, A., Phatak, A., y Chandra, N. (2010). Free radicals, antioxidants and functional foods: Impact on human health. *Pharmacognosy reviews*, *4*(8), 118–126. Doi:10.4103/0973-7847.70902
- López, E., y Cortes, L. (2014). Desarrollo de un sistema de secado al vacío para medición de contenido de humedad. *Simposio de Metrología*

- López, M. (2002). Flavonoides. Fitoterapia. *ELSEVIER*, 21(4), 108-113
- Mahiuddin, M., Khan, M. I. H., Kumar, C., Rahman, M. M., & Karim, M. A. (2018). Shrinkage of Food Materials During Drying: Current Status and Challenges. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*. Doi:10.1111/1541-4337.12375
- Munteanu, I. G., & Apetrei, C. (2021). Analytical Methods Used in Determining Antioxidant Activity: A Review. *International Journal of Molecular Sciences*, 22(7), 3380. Doi:10.3390/ijms22073380
- Martinez-Valverde, I., Periago, M., Rosa, G. (2000). Significado nutricional de los compuestos fenólicos de la dieta.
- Mella, C., Vega, A., Uribe, E., Pasten, A., Mejias, N y Quispe, I. (2022). Impact of vacuum drying on drying characteristics and functional properties of beetroot (*Beta vulgaris*). *Applied Food Research*. 2(1).
- Melgar, A. (2015). Guía informativa de identificación taxonómica de las principales especies vegetales del campus central de la Universidad de San Carlos de Guatemala.
- Mekapogu, M., Vasamsetti, B., Kwon, OK., Ahn, MS., Lim, SH., y Jung JA. (2020). Anthocyanins in Floral Colors: Biosynthesis and Regulation in Chrysanthemum Flowers. *International Journal of Molecular Sciences*. 21(18):6537. Doi:10.3390/ijms21186537.
- Minsal. (2009). Medicamentos Herbarios Tradicionales: 103 especies tradicionales.
- Mishra, M., Pattnaik, S., Singh, H., y Kumar, P. (2023). Exploring the role of Mahua as a functional food and its future perspectives. *Recent Frontiers of Phytochemicals*
- Moliner, C., Barros, L., Dias, M. I., V, Lopez., Langa, E., Ferreira, I., y Gómez-Rincón, C. (2018). Edible Flowers of *Tagetes erecta* L. as Functional Ingredients: Phenolic Composition, Antioxidant and Protective Effects on *Caenorhabditis elegans*. *Nutrients*, 10(12), 2002. Doi:10.3390/nu10122002
- Mora, Z. (2016). Zungun Diccionario Mapuche: palabras que brotan de la tierra. Uqbar Editores
- Morais, A., Alencar, É., Xavier Júnior, F., Oliveira, C. Rodrigues, H., Barratt, G., Tabosa, E., y Elaissari, A. (2016). Freeze-drying of emulsified systems: A review. *International Journal of Pharmaceutics*, 503(1-2), 102,114. doi:10.1016/j.ijpharm.2016.02.047
- Motevali, A., Minaei, S., y Khoshtagaza, M. H. (2011). Evaluation of energy consumption in different drying methods. *Energy Conversion and Management*, 52(2), 1192–1199. Doi:10.1016/j.enconman.2010.09.014
- Mulder-Krieger, T., y Verporte R. (1994). Anthocyanins as Flower Pigments: Feasibilities for flower colour modification. DOI:10.1007/978-94-011-0906-2
- Ngamsuk, S., Huang, TC-C., y Hsu, J.-L. (2019). Determinación de compuestos fenólicos, procianidinas y actividad antioxidante en hojas procesadas de *Coffea arabica* L. *Alimentos*, 8 , 389. doi.org/10.3390/foods8090389
- Ngamwonglumlert, L., y Devahastin, S. (2018). Microstructure and its relationship with quality and storage stability of dried foods. *Woodhead Publishing Series in Food Science, Technology and Nutrition*. 139-159

- Nowat, D., y Jakubczyk, E. (2020). The Freeze-Drying of Foods—The Characteristic of the Process Course and the Effect of Its Parameters on the Physical Properties of Food Materials. Doi: 10.3390/foods9101488
- Olech, M., y Nowak, R. (2012). Influence of different extraction procedures on the antiradical activity and phenolic profile of *Rosa Rugosa* petals. *Acta Poloniae Pharmaceutica - Drug Research*, 69(3), 501-507
- Onwude, D. I., Hashim, N., Janius, R. B., Nawi, N. M., & Abdan, K. (2016). Modeling the Thin-Layer Drying of Fruits and Vegetables: A Review. *Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety*, 15(3), 599–618. Doi:10.1111/1541-4337.12196
- Ou, B., Huang, D., Hampsch-Woodill, M., Flanagan, J. A., y Deemer, E. K. (2002). Analysis of Antioxidant Activities of Common Vegetables Employing Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC) and Ferric Reducing Antioxidant Power (FRAP) Assays: A Comparative Study. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 50(11), 3122–3128. doi:10.1021/jf0116606
- Ou, B., Chang, T., Huang, D., & Prior, R. L. (2013). Determination of Total Antioxidant Capacity by Oxygen Radical Absorbance Capacity (ORAC) Using Fluorescein as the Fluorescence Probe: First Action 2012.23. *Journal of AOAC International*, 96(6), 1372–1376. doi:10.5740/jaoacint.13-175
- Ozcan-Sinir, G., Ozkan-Karabacak, A., Tamer, C. E., y Copur, O. U. (2018). The effect of hot air, vacuum and microwave drying on drying characteristics, rehydration capacity, color, total phenolic content and antioxidant capacity of Kumquat (*Citrus japonica*). *Food Science and Technology*. doi:10.1590/fst.34417
- Park, P., K., Vohnikova, Z., y Reis, F. (2002). Evaluation of drying parameters and desorption isotherms of garden mint leaves (*Mentha crispa* L.). *Journal of Food Engineering*, 51(3), 193–199. Doi:10.1016/s0260-8774(01)00055-3
- Pękal, A., y Pyrzynska, K. (2014). Evaluation of Aluminium Complexation Reaction for Flavonoid Content Assay. *Food Analytical Methods*, 7(9), 1776–1782. doi:10.1007/s12161-014-9814-x
- Pham-Huy, L. A., He, H., y Pham-Huy, C. (2008). Free radicals, antioxidants in disease and health. *International journal of biomedical science : IJBS*, 4(2), 89–96.
- Platzer, M., Kiese, S., Tybussek, T., Herfellner, T., Schneider, F., Schweiggeert-Weisz, U., y Eisner, P. (2022). Radical Scavenging Mechanisms of Phenolic Compounds: A Quantitative Structure-Property Relationship (QSPR) Study. *Food Chemistry*, 9. Doi: 10.3389/fnut.2022.882458
- Prasad, K., Nath, Y., Bhadriraju, V., y Ventaka, P. (2017). Evaluation of Standards and Interfering Compounds in the Determination of Phenolics by Folin-Ciocalteu Assay Method for Effective Bioprocessing of Biomass. *American Journal of Analytical Chemistry*: 8(6). Doi:10.4236/ajac.2017.86032
- Potter, N., y Hotchkiss, J. (2012). *Food Science*. Fifth edition
- Prosapio, V., y Lopez, E. (2020). Freeze-drying technology in foods.

- Pulido, R., Bravo, L., y Saura-Calixto, F. (2000). Antioxidant Activity of Dietary Polyphenols As Determined by a Modified Ferric Reducing/Antioxidant Power Assay. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 48(8), 3396–3402. doi:10.1021/jf9913458
- Punathil, L., y Basak, T. (2016). Microwave Processing of Frozen and Packaged Food Materials: Experimental. *Reference Module in Food Science*. doi:10.1016/b978-0-08-100596-5.21009-3
- Quiñones, M., Miguel, M., y Alexandre, A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria*. Doi:10.3305/nh.2012.27.1.5418
- Rabeta, M.S y Lin, S. P. (2015). Effects of Different Drying Methods on the Antioxidant Activities of Leaves and Berries of *Cayratia trifolia*. *Sains Malaysiana*, 44(2), 275–280
- Rahman, S., Nassef, A., Rezk, H., Assad, M. E. H., y Hoque, M. E. (2020). Experimental investigations and modeling of vacuum oven process using several semi-empirical models and a fuzzy model of cocoa beans. *Heat and Mass Transfer*. doi:10.1007/s00231-020-02943-5
- Rambaran, T. (2020). Nanopolyphenols: a review of their encapsulation and anti-diabetic effects. *SN Applied Sciences*, 2:1335. Doi:10.1007/s42452-020-3110-8
- Shahidi, F., y Zhong, Y. (2015). Measurement of antioxidant activity. *Journal of Functional Foods*, 18, 757–781. doi:10.1016/j.jff.2015.01.047
- Rojas, S. (2021). “Revisión bibliográfica de compuestos fenólicos, su efecto en la salud, métodos de encapsulación y digestión simulada in vitro”. Memoria para optar al título de Ingeniero en Alimentos. Universidad de Chile
- Rop, O., Mlcek, J., Jurikova, T., Neugebauerova, J., y Vabkova, J. (2012). Edible Flowers—A New Promising Source of Mineral Elements in Human Nutrition. *Molecules* 17, 6672-6683. Doi:10.3390/molecules17066672
- RSC, Royal Society of Chemistry. (2021). Handbook of antioxidant methodology.
- Sadava, D., y Purves, W. (2008). Vida. Sinauer Associates
- Sadeer, B., Montesano, N., Albrizio, D., Zengin, S., y Mahomoodally, G. (2020). The Versatility of Antioxidant Assays in Food Science and Safety-Chemistry, Applications, Strengths, and Limitations. *Antioxidants (Basel, Switzerland)*, 9(8), 709. doi.org/10.3390/antiox9080709
- Sánchez, M., y Anicama, N. (2015). Contenido de polifenoles totales y actividad antioxidante in vitro del extracto etanólico de hojas y flores de *Chuiraga spinosa* Less “humanpinta”. Tesis para optar al título de químico farmacéutico. Universidad Nacional San Luis Gonzaga de Ica
- Sánchez-Rangel, J. C., Benavides, J., Heredia, J. B., Cisneros-Zevallos, L., y Jacobo-Velázquez, D. A. (2013). The Folin–Ciocalteu assay revisited: improvement of its specificity for total phenolic content determination. *Analytical Methods*, 5(21), 5990. doi:10.1039/c3ay41125g

- Santos-Sánchez, N., Salas-Coronado, R., Villanueva-Cañongo, C., y Hernández-Carlos, B. (2019). Antioxidant Compounds and Their Antioxidant Mechanism. *IntechOpen*. doi: 10.5772/intechopen.85270
- Sasidharan, S., Chen, Y., Saravanan, D., Sundram, KM., y Yoga Latha L. (2011). Extraction, isolation and characterization of bioactive compounds from plants' extracts. *Afr J Tradit Complement Altern Med*. 8(1):1-10.
- Schaich, K. M., Tian, X., y Xie, J. (2015). Hurdles and pitfalls in measuring antioxidant efficacy: A critical evaluation of ABTS, DPPH, and ORAC assays. *Journal of Functional Foods*, 14, 111–125. doi:10.1016/j.jff.2015.01.043
- Santhanam, A., Hii, C. L., Law, C. L., Shariff, S., y Djaeni, M. (2017). Effects of drying on the production of polyphenol-rich cocoa beans. *Drying Technology*, 35(15), 1799–1806. doi:10.1080/07373937.2016.1276072
- Shantamma, S., Vasikaran, E., Waghmare, R., Nimbkar, S., Moses, J.A., y Anandharamakrishnan, C. (2021). Emerging techniques for the processing and preservation of edible flowers. *Food Future*, 4. Doi:10.1016/j.fufo.2021.100094
- Shofian, N. M., Hamid, A. A., Osman, A., Saari, N., Anwar, F., Dek, M. S., y Hairuddin, M. R. (2011). Effect of freeze-drying on the antioxidant compounds and antioxidant activity of selected tropical fruits. *International journal of molecular sciences*, 12(7), 4678–4692. Doi:10.3390/ijms12074678
- Shoughy, M. I., y Abd, M. A. (2008). Drying technology of roselle under vacuum. *Journal Agriculture Science*. 33(5), 3457-3468
- Shraim, A. M., Ahmed, T. A., Rahman, M. M., y Hijji, Y. M. (2021). Determination of total flavonoid content by aluminum chloride assay: A critical evaluation. *LWT*, 150, 111932. Doi:10.1016/j.lwt.2021.111932
- Silva-Espinoza, M. A., Ayed, C., Foster, T., Camacho, M. D. M., y Martínez-Navarrete, N. (2019). The Impact of Freeze-Drying Conditions on the Physico-Chemical Properties and Bioactive Compounds of a Freeze-Dried Orange Puree. *Foods (Basel, Switzerland)*, 9(1), 32. Doi:org/10.3390/foods9010032
- Sim, K. Y., Liew, J. Y., Ding, X.Y., Choong, W. S., Intan, S. (2017). Effect of vacuum and oven drying on the radical scavenging activity and nutritional contents of submerged fermented Maitake (*Grifola frondosa*) mycelia. *Food Science and Technology*, 37(1), 131-135. doi: 10.1590/1678-457X.28816
- Sirichai, P., Kittibunchakul, S., Thangsiri, S., On-Nom, N., Chupeerach, C., Temviriyankul, P., Inthachat, W., Nuchuchua, O., Aursalung, A., Sahasakul, Y., Charoenkiatkul, S., y Suttisansanee, U. (2022). Impact of Drying Processes on Phenolics and In Vitro Health-Related Activities of Indigenous Plants in Thailand. *Plants*, 11, 294. doi:10.3390/plants11030294
- Soural, I., Švestková, P., Híc, P. y Balík, J. (2022). Diferentes valores obtenidos por el método FRAP para la determinación de fenoles de reacción lenta y rápida, *Acta Alimentaria*, 51 (1), 84-92. doi:10.1556/066.2021.00168
- Speisky, H., Shahidi, F., Costa de Camargo, A., Fuentes, J., (2022). Revisiting the Oxidation of Flavonoids: Loss, Conservation or Enhancement of Their Antioxidant Properties. *Antioxidants* (Basel). 11(1):133. doi: 10.3390/antiox11010133
- Stamenkovic, Zoran., Pavkov, Ivan-. Radojcin, Milivoj., Tepic Horecki, Aleksandra., Kešelj, Krstan., Bursac Kovacevic, Danijela., y Putnik, Predrag. (2019). Convective drying of fresh and frozen raspberries and change of their physical and nutritive properties. *Foods*. 8, 251. doi:10.3390/foods8070251

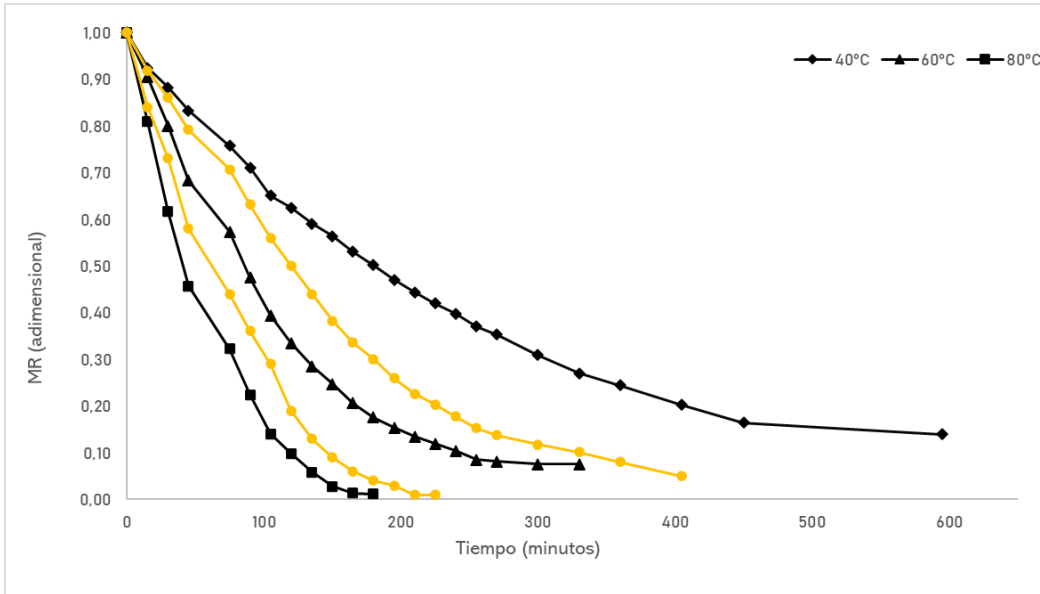
- Stefaniak, A., y Grzeszczuk, M. (2019). Nutritional and Biological Value of Five Edible Flower Species. *Not Bot Horti Agrobo*, 47(1):128-134. Doi:47.15835/nbha47111136
- Swamy, G., Sangamithra, A., Chandrasekar, V., Sasikala, S., Sanju, V., y Bhuvaneswari, S. (2014). Matemtical modelling of the thin layer drying of banana blossoms. *Journal of Nutrition Health & Food Engineering*, 1(2), 42-49. Doi:10.15406/jnhfe.2014.01.00008
- Taghavi, T., Patel, H., & Rafie, R. (2021). Comparing pH differential and methanol-based methods for anthocyanin assessments of strawberries. *Food science & nutrition*, 10(7), 2123–2131. Doi:10.1002/fsn3.2065
- Taiz, L., y Zeiger, E. (2006). Fisiología vegetal – Volumen I. Universitat Jaume
- Tan, S., Tang, J., Shi, W., Wang, Z., Xiang, Y., Deng, T., Gao, X., Li, W., Y Shi, S. (2019). Effects of three drying methods on polyphenol composition and antioxidant activities of Litchi chinensis Sonn. *Food science and biotechnology*, 29(3), 351–358. Doi:10.1007/s10068-019-00674-w
- Tse-Chao, H., Bao-Lin, L., y Zhang, H. Freese-drying of pharmaceutical and food products.
- Valencia-Aviles, E., Ignacio Figueroa, I., Sosa-Martinez, E., Bartolome-Camacho, M., Martinez-Flores, H y García-Pérez, M. (2017). Polifenoles: propiedades antioxidantes y toxicológicas. *Revista de la Facultad de Ciencias Químicas*.
- Valenzuela, P. (2015). Evaluación de la actividad antioxidante y determinación del contenido de fenoles totales y flavonoides de hojas de diferentes genotipos de *Ugni molinae* turcz. Memoria para optar el título de Químico Farmacéutico. Universidad de Chile, Chile.
- Vasquez, A. (2023). Efecto de harina de cochayuyo (*Durivillaea antártica*) sobre la capacidad de impresión y propiedades termofísicas de un alimento impreso 3D a base de harina de arroz. Tesis para optar al grado de Magister en Ciencias de los Alimentos. Universidad de Chile, Chile.
- Vega, A., y Lemus, R. (2006). Modelado de la Cinética de Secado de la Papaya Chilena (*Vasconcellea pubescens*). *Información tecnológica*, 17(3), 23-31. Doi:10.4067/S0718-07642006000300005
- Vega Gálvez, A., Tello Ireland, C., y Lemus-Mondaca, R. (2007). Simulación matemática del proceso de secado de la Gracilaria chilena (Gracilaria Chilensis). *Ingeniare. Revista Chilena de Ingeniería*, 15(1), 55-64.
- Wang, F., Miao, M., Xia, H., Yang, L.-G., Wang, S.-K., y Sun, G.-J. (2016). Antioxidant activities of aqueous extracts from 12 Chinese edible flowers in vitro and in vivo. *Food & Nutrition Research*, 61(1). doi:10.1080/16546628.2017.1265324
- Walia, A., Kumar, A., Sharma, V. (2019). *Role of Bioactive Compounds in Human Health*. ACTA SCIENTIFIC MEDICAL SCIENCES. 3(9), 25-33
- Wasewar, K., y Neti, S. (2022). Sustainable Engineering, Energy, and the Environment. (1<sup>st</sup> ed). Apple Academic Press
- Wilczynska, A., Kukulowicz, A., y Lewandowska, A. (2021). Preliminary Assessment of Microbial Quality of Edible Flowers. *LWT*. 150. Doi:10.1016/j.lwt.2021.111926



- Xu, H., Wu, M., Wang, Y., Wei, W., Sun, D., Li, D., Zheng, Z., & Gao, F. (2022). Effect of Combined Infrared and Hot Air Drying Strategies on the Quality of Chrysanthemum (*Chrysanthemum morifolium* Ramat.) Cakes: Drying Behavior, Aroma Profiles and Phenolic Compounds. *Foods*, 11(15), 2240. Doi:10.3390/foods11152240
- Yan, G.L., Zhou, Y.Z., Zhao, L.Q., y Wang, W. (2022). Phenolic contents and antioxidant activities of solvent extracts from four edible flowers. *International Food Research Journal*, 29(5): 1155 – 1167. Doi:10.47836/ifrj.29.5.17
- Yiu, H. (2008). *Food Drying Science and Technology: Microbiology, Chemistry, Applications*. DEStech Publications
- Yungonh, L., Yue, S., Shuai, M., Fang, L., y Denglin, L. (2015). Drying characteristics of ultrasound assisted hot air drying of Flos Lonicerae. *Journal of food science and technology*, 52(8), 4955–4964. Doi:10.1007/s13197-014-1612-3
- Zambra, C., Hernández, D., Reyes, H., Riveros, N., y Lemus-Mondaca, R. (2021). *Kageneckia oblonga* Leaves Subjected to Different Drying Methods: Drying Kinetics, Energy Consumption and Interesting Compounds. *Sustainable Foods System*, 5. Doi:10.3389/fsufs.2021.641858
- Zheng, J., Yu, X., Maninder, M., & Xu, B. (2018). Total phenolics and antioxidants profiles of commonly consumed edible flowers in China. *International Journal of Food Properties*, 21(1), 1524–1540. Doi:10.1080/10942912.2018.1494195
- Zheng, M., Xia, Q., y Lu, S. (2015). Study on drying methods and their influences on effective components of loquat flower tea. *LWT - Food Science and Technology*, 63(1), 14–20. doi:10.1016/j.lwt.2015.03.090
- Zogzas, N. P., Maroulis, Z. B., & Marinos-Kouris, D. (1996). Moisture Diffusivity Data Compilation in Foodstuffs. *Drying Technology*, 14(10), 2225–2253. Doi:10.1080/07373939608917205
- Zujko, M. E., Waśkiewicz, A., Drygas, W., Cicha-Mikołajczyk, A., Zujko, K., Szczeńniewska, D., Kozakiewicz, K., y Witkowska, A. M. (2020). Dietary Habits and Dietary Antioxidant Intake Are Related to Socioeconomic Status in Polish Adults: A Nationwide Study. *Nutrients*, 12(2), 518. Doi:10.3390/nu12020518
- Zúñiga-López, MC; Maturana, G.; Campmajó, G.; Saurina, J.; Núñez, O. (2021). Determinación de Compuestos Bioactivos en Extractos Secuenciales de Hoja de Chía (*Salvia hispanica* L.) Mediante UHPLC-HRMS (Q-Orbitrap) y Evaluación Global de Capacidad Antioxidante In Vitro. *Antioxidantes*, 10 ,1151. Doi:10.3390/antiox10071151

## 9. ANEXO

ANEXO 1. Curvas de secado al vacío a 40, 50, 60 70 y 80 °C. Las curvas no utilizadas en este trabajo se muestran en color amarillo.



ANEXO 2. Flores liofilizadas con pétalos inflados



ANEXO 3. Turbidez y precipitado en los extractos diluidos en agua

