



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE QUÍMICA

*CONTENIDO DE POLIFENOLES Y CAPACIDAD
ANTIOXIDANTE EN TRES ALIMENTOS DE
ORIGEN VEGETAL SOMETIDOS A DISTINTAS
CONDICIONES DE TRATAMIENTO TÉRMICO*

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
QUÍMICA DE ALIMENTOS

PRESENTA

SHANNON LÓPEZ HERNÁNDEZ

DIRECTORA DE TESIS

M. en C. ARGELIA SÁNCHEZ CHINCHILLAS



Ciudad Universitaria, CD. MX. 2018



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

JURADO ASIGNADO:

- PRESIDENTE:** Profesor. LUCÍA CORNEJO BARRERA
VOCAL: Profesor. AGUSTÍN REYO HERRERA
SECRETARIO: Profesor. ARGELIA SÁNCHEZ CHINCHILLAS
1er. SUPLENTE: Profesor. JEANETTE ADRIANA AGUILAR NAVARRO
2º SUPLENTE: Profesor. TANIA GOMEZ SIERRA

SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA: LABORATORIO
4C, EDIFICIO A, FACULTAD DE QUÍMICA, UNAM.

ASESOR DEL TEMA

M. en C. ARGELIA SÁNCHEZ CHINCHILLAS

SUPERVISOR TÉCNICO

M. en C. TANIA GOMEZ SIERRA

SUSTENTANTE

SHANNON LÓPEZ HERNÁNDEZ

AGRADECIMIENTOS

Al proyecto **PAPIME PE204816.**

“Desarrollo de protocolos experimentales con enfoque fisicoquímico para la asignatura Laboratorio de Alimentos II de la licenciatura de Química de **Alimentos**” por los fondos otorgados para la realización de este trabajo.

Índice

1	Resumen	1
2	Marco teórico	3
2.1	Polifenoles	3
2.1.1	Fuentes alimentarias y beneficios en la salud	8
2.1.2	Efecto antioxidante.....	9
2.2	Antocianinas	10
2.2.1	Estabilidad	12
2.2.2	Colorantes naturales y fuentes en alimentos	16
2.3	Influencia de las condiciones de procesamiento térmico.....	18
2.3.1	Deshidratación.....	19
2.3.2	Escaldado	22
2.4	Frutas y hortalizas con contenido en antocianinas	25
2.4.1	Ciruela (<i>Prunus Domestica</i>)	25
2.4.2	Uva (<i>Vitis Vinífera</i>)	26
2.4.3	Col morada (<i>Brassica Oleracea L. Var. Capitata L. F. Rubra</i>)	27
3	Hipótesis	28
4	Objetivos.....	29
5	Diseño experimental.....	30
5.1	Caracterización y análisis de materia prima	31
5.2	Determinación del color	32
5.3	Liofilización del material de estudio y determinación de humedad	33
5.4	Tratamiento térmico.....	34
5.4.1	Deshidratación de frutos.....	34
5.4.2	Escaldado de hortalizas	35
5.5	Elaboración de extractos.....	35
5.6	Determinación de capacidad antioxidante	36
5.7	Determinación del contenido de polifenoles totales	38
5.7.1	Método ISO 9648-1988	38

5.7.2	Método de Folin-Ciocalteu	39
5.8	Determinación del contenido de antocianinas por método AOAC 2005.02	40
5.9	Análisis estadístico	41
6	Resultados y discusión	42
6.1	Deshidratación de frutos	42
6.1.1	Ciruela (<i>Prunus Domestica</i>)	42
6.1.2	Uva (<i>Vitis Vinífera</i>)	50
6.2	Hortaliza expuesta al tratamiento de escaldado	58
6.2.1	Col morada (<i>Brassica Oleracea Var. Capitata F. Rubra</i>) ..	58
7	Conclusiones	64
8	Perspectivas	65
8.1	Compuestos antioxidantes	65
8.2	Tratamiento térmico	65
9	Bibliografía	66

Índice de Tablas

Tabla 1. Principales grupos de polifenoles en alimentos.....	5
Tabla 2. Grupos funcionales de las seis antocianidinas comunes en alimentos.....	11
Tabla 3. Estabilidad de antocianinas bajo diferentes condiciones.....	12
Tabla 4. Principales antocianinas de algunas fuentes vegetales	17
Tabla 5. Condiciones de análisis para evaluar intensidad de color en muestras mediante colorímetro Minolta CM3600D	32
Tabla 6. Caracterización de las muestras frescas en ambas variedades de ciruela	42
Tabla 7. Medición instrumental del color en las muestras de ciruela estudiadas en fresco	43
Tabla 8. Datos experimentales del tratamiento térmico de deshidratación de las muestras de ciruela	44
Tabla 9. Capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en todos los tratamientos de ciruela negra.....	45
Tabla 10. Capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en todos los tratamientos de ciruela roja	46
Tabla 11. Caracterización de las muestras frescas en ambas variedades uva	50
Tabla 12. Medición instrumental del color en las muestras de uva estudiadas.....	51
Tabla 13. Datos experimentales del tratamiento térmico de deshidratación en las muestras de uva	51
Tabla 14. Resultados de las determinaciones de capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en tratamientos de uva negra.....	53
Tabla 15. Resultados de las determinaciones de capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en tratamientos de uva roja	53
Tabla 16. Caracterización de la muestra fresca de col morada	58

Tabla 17. Medición instrumental del color, en la cara interna de la cáscara de la col morada	58
Tabla 18. Capacidad antioxidante, contenido fenólico total y antocianinas en extractos de muestras de col morada en fresco y a distintos tiempos de escaldado (80 °C)	59

Índice de Figuras

Figura 1. Estructura de los principales flavonoides.....	4
Figura 2. El catión de flavilo	10
Figura 3. Estructura de las antocianinas a diferentes valores de pH.15	
Figura 4. Algunos vegetales ricos en antocianinas (Col, zanahoria, rábano, papa, maíz y pimiento)	17
Figura 5. Ciruela (<i>Prunus Domestica</i>) en ambas variedades	25
Figura 6. Uva (<i>Vitis Vinífera</i>) en ambas variedades	26
Figura 7. Col morada (<i>Brassica Oleracea L. Var. Capitata L. F. Rubra</i>)	27
Figura 8. Diagrama general de experimentación.....	30
Figura 9. Diagrama de experimentación para la deshidratación de frutos.	30
Figura 10. Diagrama de experimentación para escaldado de hortalizas.	31
Figura 11. Muestra de ciruela negra en vasos LABCONCO en liofilizador modelo Freeze Dryer 4.5.	33
Figura 12. Muestras en canastilla de aluminio	34
Figura 13. Extractos obtenidos con ETOH: agua (1:1) de las distintas muestras	36

Índice de Gráficos

Gráfico 1. Ejemplo de primera curva de secado en ciruela roja "Santa Rosa" a un tratamiento de 75 °C	44
Gráfico 2. Ejemplo de segunda curva de secado en ciruela roja "Santa Rosa" a un tratamiento de 75 °C	45
Gráfico 3. Ejemplo de primera curva de secado en uva roja a tratamiento de 65 °C	52
Gráfico 4. Ejemplo de segunda curva de secado en uva roja a tratamiento de 65 °C	52

Lista de Abreviaturas

ANOVA: Analysis of variance / Análisis de varianza.

BS: Base seca

BH: Base húmeda

Cyn-3-G: Cianidina 3-glucósido

DMS: Diferencia mínima significativa

FRAP: Ferric Reducing Antioxidant Power

GAE: Equivalentes de ácido gálico

M-3-G: Malvidina 3-glucósido

PPO: Polifenol oxidasa

1 RESUMEN

Los alimentos de origen vegetal contienen diversos compuestos con propiedades antioxidantes como isotiocianatos, terpenos, alcaloides y polifenoles (Bonilla *et al.*, 2015). Los polifenoles son metabolitos secundarios de los alimentos de origen vegetal, principalmente en las semillas, pulpa y cáscara. El contenido de estos compuestos están influenciados por la región geográfica, grado de madurez, procesamiento térmico y las condiciones de almacenamiento (Coultate, 2016).

Los polifenoles tienen una alta capacidad antioxidante, en algunos casos superiores a la de algunas vitaminas, por lo cual su consumo se ha relacionado con efectos benéficos a la salud, aunque se ha reportado que son modificados por los procesos térmicos a los que son sometidos los alimentos y consecuentemente su actividad antioxidante (Mejía-Meza *et al.*, 2010).

El objetivo de este trabajo fue determinar el efecto del tratamiento térmico utilizado en deshidratación de frutos (60 a 95 °C) y escaldado de hortalizas (80 a 98 °C) sobre el contenido de polifenoles, antocianinas y la capacidad antioxidante en dos variedades de ciruela (*Prunus domestica*), uva (*Vitis vinífera*) y col morada (*Brassica oleracea* var. capitata f. rubra), respectivamente, para establecer la temperatura y tiempo de procesamiento en el que no se modifique significativamente la capacidad antioxidante con respecto al alimento de origen vegetal sin tratamiento térmico.

La determinación de capacidad antioxidante se realizó por el método FRAP (*Ferric Reducing Antioxidant Power*), el contenido de antocianinas monoméricas totales mediante el método AOAC 2005.02 y polifenoles totales por el método ISO 9648-1988 y Folin-Ciocalteu.

La capacidad antioxidante de los frutos con respecto a la temperatura de exposición del tratamiento térmico de deshidratación no muestra una tendencia clara a aumentar o disminuir, los resultados obtenidos no son concluyentes debido a que hay una variación en el conjunto de polifenoles presentes en las mismas y al tipo de antocianinas presentes en las muestras de ciruela (*Prunus domestica*) y uva (*Vitis vinífera*).

La capacidad antioxidante de la col morada (*Brassica oleracea* var. *capitata f. rubra*) muestra una tendencia a disminuir con respecto al aumento en el tiempo de exposición del tratamiento térmico de escaldado 13%, 14% y 42% después del escaldado por 5, 10 y 15 minutos respectivamente debido al efecto de la actividad del agua y al aumento en la solubilidad de polifenoles totales.

2 MARCO TEÓRICO

2.1 POLIFENOLES

La estructura química de los polifenoles contiene al menos un anillo aromático con uno o más grupos hidroxilo unidos. Los polifenoles se pueden clasificar en dos grupos principales: flavonoides y no flavonoides (Galanakis *et al.*, 2013). Los flavonoides son el grupo más común y extenso presente en la dieta de fuente vegetal humana, son compuestos polifenólicos de bajo peso molecular que comparten una estructura en común, el difenilpirano (C6-C3-C6), formado de dos anillos fenilos (A y B) ligados a través de un anillo heterocíclico C de pirano (Figura 1-A) (Manach *et al.*, 2004; Valant-Vetschera y Wollenweber, 2006).

En su estructura química contienen un número variable de grupos hidroxifenólicos, que son quelantes del hierro y otros metales de transición e incluso presentan una gran capacidad antioxidante.

Las características estructurales importantes para su función: a) la presencia en el anillo B de la estructura catecol u o-dihidroxi; b) la presencia de un doble enlace en la posición 2,3; c) la presencia de un grupo -OH en la posición 3 y 5 (Figura 1) (Pérez, 2003).

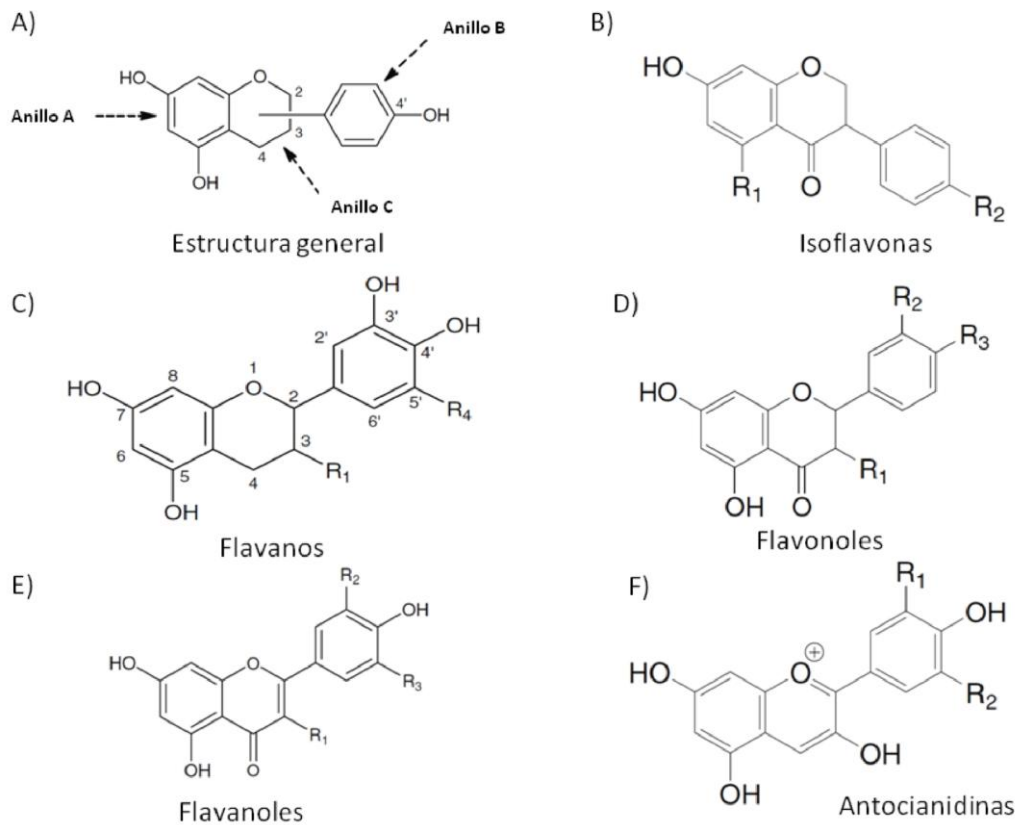


Figura 1. Estructura de los principales flavonoides. La diferencia entre ellos radica principalmente en el grupo -OH y en el grado de saturación que presenta el anillo C. En la imagen se muestran en A) la estructura general de flavonoides, B) Isoflavonas, C) Flavanos, D) Flavonoles, E) Flavanoles y F) Antocianidinas (Limón *et al.*, 2010).

Dada la diversidad de compuestos existen diferentes clasificaciones que agrupan desde moléculas aromáticas simples, como los derivados de ácidos fenólicos, hasta moléculas poliméricas de masa molecular relativamente elevada, como los taninos hidrolizables y condensados descritos en la Tabla 1 (Murcia, 2003; Tomás-Barberán, 2003).

Tabla 1. Principales grupos de polifenoles en alimentos

Grupo	Subgrupo	Ejemplos	Base
1. Fenoles y ácidos fenólicos	Fenoles sencillos	Hidroquinona, vainillina, alcohol salicílico	C ₆
	Estilbenos	Resveratrol	C ₆ - C ₂ - C ₆
2. Cumarinas	Ácidos fenólicos	Benzoico, <i>p</i> -hidroxibenzoico (PABA) Gálico. <i>o</i> - y <i>p</i> -cumárico, cafeico, ferúlico, eugenol, tirosina, clorogénico, cinarina, rosmarínico	C ₆ - C ₁ C ₆ - C ₃
	Sencillos	Aesculetin	C ₆ - C ₃
3. Flavonoides y compuestos relacionados	C-prednilada	Suberosina	
	Dicumarinas	Dicumarol	
	Flavonoles	Quercetina, kaempferol, miricetina.	C ₆ - C ₃ - C ₆
	Flavanoles	Dihidroquercetina,	
	Flavonas	dihidrokaempferol. Nobiletina, diosmetina, tangeritina, apigenina, luteolina.	
	Flavanonas	Hesperidina, naringenina, naringina, hesperitina, eriocitrina, naritulina.	
	Chalconas	Chalconaringenina, buteína	
	Isoflavonoides	Cianidina, catequina, miricetina. Delfinidina, cianidina, peonidina, pelargonidina, petunidina, malvidina.	
	Antocianidinas	Catequina	
	4. Taninos	Leucoantocianidinas (flavan-3,4-diol)	Leucopelargonidina
5. Quinonas y antracénósidos	Taninos hidrolizables	Galotaninos, elagitaninos	(C ₆ - C ₃ - C ₆) _n
	Taninos condensados (catequinicos o proantocianidinas)	Polímero flavánico (flavan-3-ol), Procianidina	
5. Quinonas y antracénósidos	Benzoquinonas	Plastoquinonas, ubiquinona (coenzina Q)	C ₆
	Naftoquinonas	Plumbagona, juglona, vitamina K	C ₆ - C ₄
	Antraquinonas	Emodina, aloemodina, ácido carmínico, crisofanol, alizarina, reina	C ₆ - C ₂ - C ₆
	Antraciclina	Tetraciclinas	
	Oxantronas		C ₆ - C ₃ -C ₃ - C ₆
	Antronas	Aloína, crisaloína	
	Dihidroantranoles		

Fuente: Murcia *et al.*, 2003

Grupo 1. Los fenoles sencillos son poco frecuentes y están en las plantas en forma de heterósidos o glicósidos. Los principales son el arbutósido, vainillósido y el salicósido que por hidrólisis liberan hidroquinona, vainillina y alcohol salicílico respectivamente junto con glucosa (Murcia *et al.*, 2003). Entre los estilbenos destaca el resveratrol y cuatro ácidos fenólicos: *p*-hidroxibenzoico, vanillínico y siríngico (Robards *et al.*, 1991).

Grupo 2. Las cumarinas son derivados de benzo-**a**-pirona, su estructura es diversa, debido a ello, se observa gran variabilidad en sus acciones farmacológicas: disminuyen la permeabilidad capilar y **refuerzan los capilares, antiinflamatorios, antiespasmódicos, anticoagulantes** (dicumarol), entre otras (Robinson, 1991).

Grupo 3. **Los flavonoides** constituyen la fuente más importante de polifenoles de las plantas (Robinson, 1991). La distribución cuantitativa varía entre los diferentes órganos de la planta y entre las diferentes especies. Esta variabilidad está condicionada por la genética y por otros factores, entre los que se incluyen la climatología, estado de madurez, la posición en el árbol, el origen y las prácticas agrícolas (Robards y Antolovich, 1997).

En función de sus características estructurales, los flavonoides se pueden clasificar en seis principales grupos:

1. Los flavanos, como la catequina, con un grupo -OH en posición 3 del anillo C.
2. Los flavonoles, representados por la quercetina, que posee un grupo carbonilo en posición 4 y un grupo -OH en posición 3 del anillo C.
3. Las flavonas, como la diosmetina, que poseen un grupo carbonilo en posición 4 del anillo C y carecen del grupo hidroxilo en posición C3.

4. Las antocianidinas, que tienen unido el grupo -OH en posición 3, pero además poseen un doble enlace entre los carbonos 3 y 4 del anillo C.
5. Las isoflavonas, representados por la Genisteína que tiene dos grupos -OH unidos en la posición 1 y 3 del anillo C.
6. Los flavanoles, principalmente destaca la taxifolina, la cual se caracteriza por la unión de un grupo -OH al carbono 1,2 y 3 del anillo C (Figura 1) (Limón *et al.*, 2010).

Grupo 4. En este grupo se incluyen los taninos, constituidos por un amplio grupo de compuestos hidrosolubles con estructura polifenólica, capaces de precipitar ciertas macromoléculas (proteínas, alcaloides, celulosa, gelatina) (Bravo, 1998).

Grupo 5. Lo constituyen las quinonas, son compuestos aromáticos con dos grupos cetona. Estas dicetonas insaturadas por reducción se convierten en polifenoles. Sus acciones son muy variadas, las plastoquinonas intervienen en la fotosíntesis de las plantas, las ubiquinonas intervienen en los procesos de respuesta vegetal (Kuklinski, 2000).

2.1.1 FUENTES ALIMENTARIAS Y BENEFICIOS EN LA SALUD

Los polifenoles están ampliamente presentes en la dieta humana y el consumo de alimentos ricos en estos compuestos, como frutas y verduras se ha relacionado con beneficios a la salud. Las actividades biológicas benéficas están asociadas a una actividad antioxidante, a la prevención de la oxidación del ácido ascórbico, a la protección contra radicales libres, así como a la actividad inhibidora de enzimas oxidantes características, que contribuyen a reducir el riesgo de cáncer y cardiopatías (Bridle, 1997; Marquardt y Watson, 2014).

Los fitoquímicos como los flavonoides y otros compuestos polifenólicos no son indispensables para el metabolismo del cuerpo, pero diversos estudios realizados en las últimas dos décadas indican claramente que una dieta con un alto contenido de polifenoles vegetales puede mejorar el estado de salud del individuo y la calidad de vida en general (Chun *et al.*, 2005; Hogervorst Cvejić *et al.*, 2018).

Los polifenoles también poseen un papel importante en la resistencia de las plantas y la defensa contra las infecciones microbianas que están relacionadas con las reacciones oxidativas (Hogervorst Cvejić *et al.*, 2018).

En general, la ingesta diaria promedio de polifenoles en la dieta humana es de aproximadamente 1 gramo por persona. Se ha reportado que las principales fuentes de estos compuestos son las frutas, aunque también se presentan en verduras y leguminosas (Scalbert y Williamson, 2000).

Los polifenoles además pueden afectar las propiedades sensoriales de los alimentos. Contribuyen al sabor amargo, la astringencia, el color,

el olor y la estabilidad oxidativa de los alimentos. Estas propiedades, así como los efectos benéficos de compuestos fenólicos vegetales, son de gran importancia no solo para los consumidores, sino también para los productores de alimentos y los desarrolladores de productos (Shahidi y Naczk, 2004).

2.1.2 EFECTO ANTIOXIDANTE

Los detalles estructurales que permiten el potencial antioxidante de los polifenoles, en específico de los flavonoides, destaca la presencia y localización de dobles enlaces y los propios grupos fenólicos, que según su número y posición pueden actuar como donadores de protones y reductores, además de ser capaces de establecer puentes de hidrógeno. De esta manera, se puede explicar su pluralidad de acciones, ya sea como antioxidantes primarios antirradicalarios o como sustancias reductoras, como agentes sinérgicos, o como quelantes de metales de transición (Paredes-Clemente, 2005).

Normalmente la actividad antioxidante se debe a la proximidad de los **grupos hidroxilo (posición 3' y 4')**, un **doble enlace entre C2 y C3** conjugado con un grupo carbonilo en posición C4 y grupos hidroxilo en C3 y C5 (Mathiesen *et al.*, 1995).

2.2 ANTOCIANINAS

Químicamente las antocianinas son glucósidos de las antocianidinas, es decir, están constituidas por una molécula de antocianidina, que es la aglicona, a la que se le une un hidrato de carbono por medio de un enlace β -glucosídico (Aguilera Ortiz *et al.*, 2011).

La estructura química básica de estas agliconas es el ion flavilio, también llamado 2-fenil-benzopirilio, que consta de dos grupos aromáticos: un benzopirilio (A) y un anillo fenólico (B); ambos unidos por una cadena de tres átomos de carbono (Figura 2) (Aguilera Ortiz *et al.*, 2011).

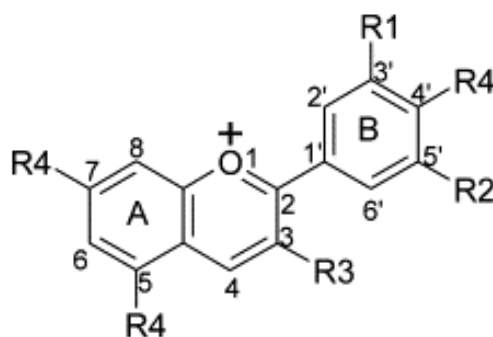


Figura 2. El catión de flavilo. R1 y R2 son -H, -OH, o -OCH₃; R3 es un glucósido o -H; y R4 es -OH o glucósido (Kong *et al.*, 2003).

El resultado de la variación estructural de las antocianidinas comunes provienen de la sustitución glicosídica en las posiciones 3, 5 y la posible acilación de residuos del hidrato de carbono con ácidos orgánicos (Andersen y Francis, 2004).

La molécula del hidrato de carbono más común de los glucósidos antocianidínicos es la glucosa. Sin embargo, la ramnosa, la xilosa, la galactosa, la arabinosa y la rutinosa (6-O-L-ramnosil-D-glucosa) también pueden estar presentes (Horbowicz *et al.*, 2008).

Aunque es muy raro la glucosilación en las posiciones 3', 4' o 5' del anillo B también es posible (Wu y Prior, 2005) como se muestra en la Figura 2.

El resto de hidrato de carbono puede ser acilado por ácidos aromáticos, ácidos hidroxicinámicos generales (cafeico, ferúlico, *p*-cumárico o ácidos sinapicos) y algunas veces por ácidos alifáticos, a saber, succínico, málico, malónico, oxálico y acético. Los restos acilo son normalmente vinculado al hidrato de carbono del C-3 (Teng *et al.*, 2017).

Las antocianinas que se encuentran en la naturaleza contienen varias antocianidinas (agliconas), pero solo seis son comunes en los alimentos: cianidina, peonidina, pelargonidina, malvidina, delphinidina y petunidina, cuyas diferencias estructurales se muestran en la Tabla 2 (Mazza y Miniati, 1993). Sin embargo, solo sus correspondientes glicósidos (antocianinas) se encuentran en las plantas (Hogervorst Cvejić *et al.*, 2018).

Tabla 2. Grupos funcionales de las seis antocianidinas comunes en alimentos

Antocianidina	R1	R2
Pelargonidina	H	H
Cianidina	OH	H
Peonidina	OCH ₃	H
Delfinidina	OH	OH
Petunidina	OCH ₃	OH
Malvinidina	OCH ₃	OCH ₃

Fuente: Mazza y Miniati, 1993.

2.2.1 ESTABILIDAD

Las antocianinas son compuestos lábiles y su estabilidad es baja, por lo que factores intrínsecos y extrínsecos tienen un efecto en el color y en la estabilidad del pigmento (Coultate, 2016).

Algunas de las características asociadas a los cambios en estas variables se describen en la Tabla 3.

Tabla 3. Estabilidad de antocianinas bajo diferentes condiciones

Variable	Características asociadas
pH	El pH ácido favorece la apariencia de las formas coloreadas. La mayoría de las antocianinas están completamente coloreadas a pH <4.
Temperatura	La formación de chalcona se ve favorecida cuando aumentan las temperaturas.
Oxígeno y peróxido de hidrógeno	Estos compuestos oxidan fácilmente las antocianinas. El efecto se fortalece cuando los agentes oxidantes están acompañados del ácido ascórbico.
Luz	Las antocianinas son generalmente inestables en condiciones de luz Las antocianinas con sustitución en el carbono C-5 son más susceptibles a fotoquímicos.
Acilación	La hidrólisis de las antocianinas aciladas es obstaculizada y se favorece la formación de bases quinoidales; muestran una mejor estabilidad a valores de pH>4 en comparación a las no aciladas. En la posición C-4, las antocianinas muestran alta estabilidad y resistencia a la pérdida de color inducida por el efecto del SO ₂ y los valores de pH> 4.

Fuente: Delgado *et al.*, 2000.

Factores intrínsecos como estructura química, la naturaleza y el número de hidratos de carbono ligados a la molécula (glicosilación), la posición de dicho enlace, el número de ácidos alifáticos y aromáticos que se unen al hidrato de carbono durante la acetilación (Coultrate, 2016).

La estructura molecular de las antocianinas afecta su estabilidad. El color de los alimentos a base de derivados de pelargonidina, cianidina o delphinidina es menos estable que el de los alimentos que contienen petunidina o derivados de malvidina. Bakowska-Barczak (2005) enfatizó la importancia de los pigmentos de antocianinas que contienen un sustituyente acilo debido a su estabilidad significativa con los cambios de pH y el aumento de la exposición al calor y la luz.

Las antocianinas aciladas estables están presentes en grandes cantidades en vegetales como la col morada, la zanahoria negra, el rábano, pimiento morado, la papa o el maíz morados.

El color se ve afectado por la cantidad de grupos hidroxilo y metoxilo. Los grupos hidroxilo dirigen el color hacia tonos más azulados, mientras que la presencia de grupos metoxilo aumenta la intensidad del color rojo (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2002b). Por ejemplo, la malvidina monoglucósido puede considerarse el principal pigmento responsable del color de las uvas rojas y, en consecuencia, el vino tinto (Ribéreau-Gayon *et al.*, 2006).

Además, las propiedades de las antocianinas están influenciadas por el fenómeno de copigmentación. Esta asociación molecular entre los pigmentos y sus cofactores de copigmentación (en su mayoría fenólicos incoloros) implica antocianina-glucósidos, ciertos ácidos fenólicos y flavonoides (en particular, derivados de flavonoles y flavonas). Como resultado, se forma una clase más estable de moléculas de color (Bakowska-Barczak, 2005).

Factores extrínsecos como pH, temperatura, actividad de agua (a_w), presencia de iones, ácido ascórbico y oxígeno de la matriz en la que se encuentran (Coultate, 2016).

La naturaleza iónica de las antocianinas permite cambios en la estructura molecular de acuerdo con el pH que prevalece, resultando diferentes coloraciones y matices a diferentes valores de pH. Ocurre principalmente cuando los glucósidos de sus respectivos cromóforos de antocianidina (Figura 3) generalmente se unen en la posición 3 en el anillo C (3-monoglucósidos) o en la posición 5 en el anillo A (3, 5-diglucósidos) (Prior y Wu, 2005).

La desaparición del color con el aumento del pH es más pronunciado en las antocianinas no aciladas que en sus análogos acilados (Hogervorst Cvejić *et al.*, 2018).

A pH 1 predomina el catión flavilio que es de color rojo y es la forma más estable de las antocianinas (Figura 3A), valores de pH entre 2 y 4 ocurre la pérdida de un protón y adición de agua, encontrándose las antocianinas preferentemente bajo la formas quinodales (Figura 3B, C y D) de color azul. A pH entre 5 y 6 se presenta la especie pseudobase carbinol, que es incolora (Figura 3E) y chalcona, de color amarillo (Figura 3F), ambas bastante inestables. A pH superiores a 7 se produce la degradación rápida de las antocianinas por oxidación con el aire (Castañeda-Ovando *et al.*, 2009).

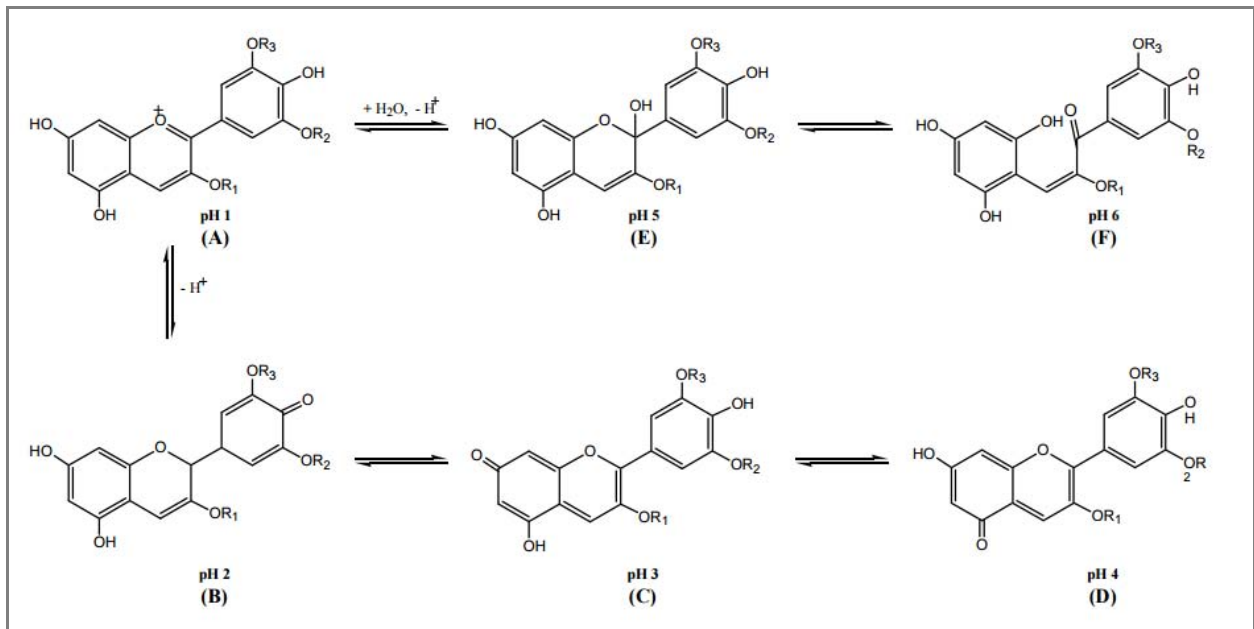


Figura 3. Estructura de las antocianinas a diferentes valores

de pH.

Dónde R1 = H o glúcosido, R2 y R3 = H o metilo. A: Cati3n Flavilio, Rojo; B,C D: Base Quinoidal, Azul; E: pseudo base carbinol, Incolora; F: Chalcona, incolora-amarillo. Fuente: Castañeda-Ovando *et al.*, 2009.

La degradaci3n de antocianinas puede ser causada por la exposici3n de los alimentos a altas temperaturas. El color se puede recuperar despu3s de una etapa de enfriamiento cuando el calentamiento aplicado no es excesivo (Delgado-Vargas *et al.*, 2000).

Las conversiones estructurales de las antocianinas son reacciones endot3rmicas. Resisten procesos t3rmicos a altas temperaturas durante cortos periodos de tiempo. Por efecto de la temperatura (> 60 3C) se degradan seg3n una cin3tica de primer orden. En general, las caracter3sticas estructurales que conducen a una mayor estabilidad al pH son las mismas que conducen a una mayor estabilidad t3rmica (Zapata, 2014).

Por lo tanto, las antocianinas altamente hidroxiladas son menos estables térmicamente que las metiladas, glicosidadas o acetiladas (Fennema, 2000). Incrementos de temperatura provocan pérdidas del hidrato de carbono glicosilante en la posición 3 de la molécula y apertura de anillo, con la consecuente producción de chalconas incoloras (Garzón, 2002).

La luz blanca tiene efectos nocivos sobre la estabilidad de antocianinas en alimentos y bebidas (Francis y Markakis, 1989).

2.2.2 COLORANTES NATURALES Y FUENTES EN ALIMENTOS

La industria exige pigmentos naturales, especialmente colorantes rojos naturales y las antocianinas son candidatas para la introducción de estos tonos (Delgado-Vargas y Paredes-López, 2002a). El alto potencial de las antocianinas para usarse como colorantes naturales se ha enfatizado debido a sus característicos tonos de color y la solubilidad en agua, permitiendo su implementación en varios sistemas alimentarios (Bakowska-Barczak, 2005).

Los colorantes naturales más utilizados pertenecen a tetrapirroles, tetraterpenoides y flavonoides (Hogervorst **Cvejić et al.**, 2018). Las antocianinas son responsables del tono rojo y púrpura de muchas frutas y verduras por ejemplo, uvas, fresas, bayas (Frambuesa, zarzamora, mora azul), camote morado, patata roja (Figura 4) y otros descritos en la Tabla 4 (Mortensen, 2006). Las antocianinas, especies altamente reactivas, son los principales pigmentos de polifenoles en las plantas, seguidos por los flavonoles amarillos y en menor medida, flavanoles (Ribéreau-Gayon **et al.**, 2006).

Tabla 4. Principales antocianinas de algunas fuentes vegetales

Fuentes Vegetales	Antocianinas
Fresa, plátano, rábano rojo, papa.	Pelargonidina
Manzana, zarzamora, saúco (baya), melocotón, pera, higo, cereza, cebolla morada, grosella, col morada.	Cianidina
Grosella negra, naranja sangre, zanahoria morada, capa de semilla de soja.	Cianidina y Delfinidina
Maracuyá, berenjena, judía verde, granada.	Delfinidina
Arándano, ciruela, cereza dulce, camote morado.	Cianidina y Peonidina
Arándano, uva roja.	Petunidina y Malvidina

Fuente: Bueno, *et al.*, 2012



Figura 4. Algunos vegetales ricos en antocianinas (Col, zanahoria, rábano, papa, maíz y pimiento).

2.3 INFLUENCIA DE LAS CONDICIONES DE PROCESAMIENTO TÉRMICO

La exposición de pigmentos polifenólicos a condiciones adversas (pH, temperatura, luz) durante el procesamiento de los alimentos a menudo conduce a su degradación (Francis y Markakis, 1989). La conversión de antocianinas genuinas a otras moléculas conduce a la pérdida o estabilidad del color y aumenta la gama de tonos disponibles (El Gharras, 2009).

La pérdida de nutrimentos responsables de las propiedades funcionales de los alimentos vegetales se vuelve más significativa a medida que los alimentos se procesan, almacenan y transportan (**Hogervorst Cvejić *et al.***, 2018). A medida que aumenta la demanda de alimentos funcionales, se lleva a cabo una investigación del efecto de los procesos térmicos actuales y desarrollo de nuevas tecnologías de procesamiento para garantizar las máximas propiedades nutritivas y funcionales (**Hogervorst Cvejić *et al.***, 2018).

El procesamiento de los alimentos tiene un impacto en los componentes químicos, así como en las propiedades físicas y sensoriales del producto final. Las tecnologías aplicadas pueden influir en el contenido de compuestos bioactivos que conducen a cambios en sus propiedades funcionales (por ejemplo, actividad antioxidante) y beneficios potenciales para la salud.

Los compuestos fenólicos, como uno de los compuestos bioactivos más importantes en los alimentos de origen vegetal, son sensibles al efecto de las condiciones ambientales durante el procesamiento. La aplicación de alta temperatura o presión puede conducir a su degradación o modificación de sus actividades biológicas. Por ejemplo, los alimentos que contienen antocianinas a menudo se procesan térmicamente (> 50 °C) antes del consumo. Este hecho

puede influir en gran medida en el contenido de antocianinas en el producto final, así como en su actividad antioxidante (Giusti y Wrolstad, 2001).

2.3.1 DESHIDRATACIÓN

El agua contenida en las frutas y verduras representa más del 80% de su peso, lo cual es un factor determinante para su pronta descomposición microbiana o enzimática.

El estudio de las técnicas y condiciones adecuadas de deshidratación de frutas y verduras, como el secado con aire caliente, es necesario para conocer y minimizar los cambios físicos y químicos ocurridos durante el proceso, así como mantener sus propiedades nutrimentales, sensoriales y de vida de anaquel, por lo tanto, desarrollar nuevos productos deshidratados, de alta calidad, atractivos a los consumidores y con alto valor nutrimental (Ceballos-Ortíz y Jiménez-Munguía, 2012).

Para preservar las frutas y verduras se han empleado tecnologías a nivel industrial, este proceso da lugar a productos deshidratados con una vida de anaquel larga; sin embargo, este proceso también impacta negativamente la calidad de los alimentos, debido a los prolongados periodos de deshidratación y temperaturas desde 50 °C (Ceballos-Ortíz y Jiménez-Munguía, 2012).

La calidad de un producto deshidratado convencional es normalmente menor a la del producto fresco del que proviene, con un impacto en el color, la textura y otras características (Askari *et al.*, 2009). Las frutas y verduras deshidratadas con aire caliente, normalmente llegan a niveles intermedios de humedad, donde los valores de a_w oscilan entre 0.6 y 0.8; a estos niveles de frutas y verduras normalmente

mantienen sus propiedades sensoriales y por lo general, muestran una buena resistencia al ataque microbiano (Cao *et al.*, 2007).

La calidad del secado se evalúa por la cantidad de degradaciones físicas y bioquímicas que ocurren en el alimento y depende de la temperatura, el tiempo de secado y la humedad que alcanza (Ceballos-Ortíz y Jiménez-Munguía, 2012).

En la deshidratación de frutas y verduras, se aplica calor para evaporar el agua y removerla después de su separación de los tejidos del fruto. La energía debe suministrarse para evaporar el agua y removerla en forma de vapor de la superficie del alimento. El calor se puede aplicar al alimento por conducción radiación o convección.

El método más común es la utilización de una corriente de aire caliente, donde la convección es el principal fenómeno de transferencia. Una vez que el calor es suministrado a la superficie del alimento en el proceso de deshidratación, éste es distribuido a través del alimento por conducción (Costa y Ferreira, 2007).

Una curva de secado relaciona el contenido de humedad del alimento con el tiempo, donde normalmente hay diversas fases: la primera representa un "periodo de acoplamiento" en donde las condiciones de la superficie del alimento llegan a un equilibrio con el aire caliente; normalmente es un periodo muy corto aunque a veces puede ser significativo.

Posteriormente, se encuentra un **"periodo de velocidad constante"** donde el agua está fácilmente disponible en la superficie del producto, por lo tanto, la velocidad es determinada por la temperatura, la humedad relativa y la velocidad de flujo de aire. Las temperaturas en cámaras, superficies, armarios o túneles oscilan entre 65 y 75 °C y una humedad relativa del 15 a 20% (Barbosa-Canovas, 1996; Artisarán-Martínez, 2000).

Cuando el alimento pierde la mayoría del agua en su superficie, el agua restante debe difundirse del interior del alimento a su superficie para ser evaporada; esto da lugar a un periodo de deshidratación decreciente, el factor limitante es la disponibilidad del agua en la superficie donde se lleva a cabo la evaporación. El punto de transición entre el periodo de velocidad de deshidratación constante y el periodo de deshidratación decreciente, se le denomina contenido de humedad crítico. Por último, en la fase final del periodo a velocidad decreciente, el contenido de humedad corresponde a la humedad en equilibrio (Diamante *et al.*, 2010).

Estos periodos son de importancia para lograr un proceso rápido, alimentos deshidratados de alta calidad y asegurar la rentabilidad del proceso. Los principales factores que afectan a la velocidad de deshidratación y el tiempo de secado son: las propiedades físicas del aire de secado (temperatura, velocidad y humedad relativa), las características del equipo de secado y las propiedades del alimento (Ceballos-Ortíz y Jiménez-Munguía, 2012).

Las propiedades físicas son las más afectadas en los procesos de deshidratación con aire caliente, debido a los prolongados periodos de exposición de la muestra y al uso de altas temperaturas. El color es una de las propiedades más importantes en las frutas y verduras, ya que es el primer atributo de calidad evaluado por los consumidores (Iciek y Krysiak, 2009).

Las reacciones no enzimáticas asociadas con cambios de coloración en las frutas deshidratadas son: reacciones de Maillard, las reacciones de oxidación como la conversión de polifenoles en policarbonilos y la degradación oxidativa del ácido ascórbico; además las reacciones de degradación de pigmentos como los carotenoides, clorofila, antocianinas y betalaínas (cambian a compuestos oscuros) afectan en color durante la deshidratación (Cortes y Chiralt, 2008).

2.3.2 ESCALDADO

El escaldado es un tratamiento térmico corto que se aplica de forma típica a las verduras y hortalizas antes de un procesamiento posterior con el objetivo de mejorar la seguridad y atributos de calidad, como la destrucción de microorganismos en la superficie y mejorar el color y la textura, esto depende de las dimensiones del alimento, del tiempo y la temperatura de escaldado (Jaiswal, *et al.*, 2011).

Además, el escaldado es necesario en los productos vegetales destinados a un almacenamiento adicional, como la congelación o el secado, para inactivar ciertas enzimas, incluidas la lipoxigenasa, la polifenol oxidasa, la poligalacturonasa y la clorofilasa, que están asociadas con pérdidas en la calidad y propiedades nutrimentales (Abu-Ghannam y Jaiswal, 2015). Otras metodologías de procesamiento de verduras, incluido el secado y la congelación, son insuficientes para inactivar estas enzimas, lo que conduce a un deterioro de la textura, el color y el sabor durante el almacenamiento (Abu-Ghannam y Jaiswal, 2015).

La calidad de los productos escaldados depende significativamente de las combinaciones de temperatura y tiempo de escaldado y también del tipo de vegetal. El escaldado insuficiente acelera la actividad de las enzimas, mientras que el exceso de escaldado causa pérdidas en textura, color, fitoquímicos y minerales (Jaiswal *et al.*, 2012).

Por lo general, los procesos de escaldado industrial utilizan temperaturas que oscilan entre 70 y 95 °C y los tiempos suelen ser de 10 minutos (Morales-Blancas *et al.*, 2006); mientras que, para fines domésticos, se les da un período de escaldado extendido que finalmente conduce a la cocción, durante 10 a 15 minutos en agua a temperaturas que varían de 95 a 100 °C.

Generalmente, el escaldado se lleva a cabo mediante la aplicación de un medio húmedo tal como vapor o agua caliente para proporcionar un calentamiento uniforme y una alta velocidad de transferencia de calor. Tanto en el procesamiento doméstico como en el industrial, se pueden emplear varios métodos de escaldado, tales como agua convencional, microondas o escaldado con vapor; el régimen está dictado por la naturaleza de la materia prima y las propiedades deseadas del producto final (Abu-Ghannam y Jaiswal, 2015).

Tradicionalmente, el escaldado se lleva a cabo a baja temperatura (55 a 75 °C) durante un tiempo prolongado, por lo general denominado LTLT o corto período de alta temperatura (80 a 100 °C) durante menos de 10 minutos, denominado HTST dependiendo del tipo de vegetal (Abu-Ghannam y Crowley, 2006). El escaldado en agua convencional generalmente imparte un procesamiento más uniforme. Sin embargo, el escaldado en agua prolongado da como resultado pérdidas considerables en fitoquímicos y propiedades antioxidantes (Jaiswal *et al.*, 2012).

El escaldado con vapor generalmente se lleva a cabo en un escaldador de vapor en el que el producto vegetal se expone directamente a un vapor de grado alimenticio, típicamente a una temperatura cercana a los 100 °C.

Produce pérdidas mínimas en fitoquímicos y capacidad antioxidante (Faller y Fialho, 2009; Podsedek *et al.*, 2008; Turkmen *et al.*, 2005; Wachtel-Galor *et al.*, 2008); además, requiere menos tiempo que el escaldado convencional porque el coeficiente de transferencia de calor del vapor de condensación es mayor que el del agua caliente y se ha demostrado que es comparativamente económico ya que ahorra energía (De Corcuera *et al.*, 2004).

Estudios han presentado el efecto del escaldado sobre la textura, el color, el contenido fitoquímico y la actividad antioxidante de diferentes hortalizas. Los efectos mostraron degradación en las hortalizas sobre niveles de glucosinolatos, polifenoles y antocianinas, así como la disminución de capacidad antioxidante con el método *ferric reducing ability power* FRAP (Volden *et al.*, 2008; Wen *et al.*, 2010).

2.4 FRUTAS Y HORTALIZAS CON CONTENIDO EN ANTOCIANINAS

2.4.1 CIRUELA (*Prunus Domestica*)

Las ciruelas aparecen en una variedad de colores, aunque el rojo y el negro son los más comunes en el mercado (Figura 5). La información de investigaciones recientes sobre sus beneficios para la salud ayuda a aumentar los intereses del consumidor en las ciruelas. Estas frutas contienen hidratos de carbono, incluyendo sacarosa, glucosa, fructosa, así como ácidos orgánicos como ácidos cítrico y málico, además de fibras solubles (pectinas), sustancias aromáticas, antioxidantes como flavonoides, polifenoles como antocianinas, taninos y enzimas (Jayasankar *et al*, 2016).

Las antocianinas que se identificaron en ciruelas (*Prunus domestica*) cianidina 3-galactósido, cianidina 3-glucósido, cianidina 3-rutinósido y cianidina 3-xilósido (Wu y Prior, 2005). El proceso de maduración da lugar a mayor concentración de antocianinas, que afecta el color.

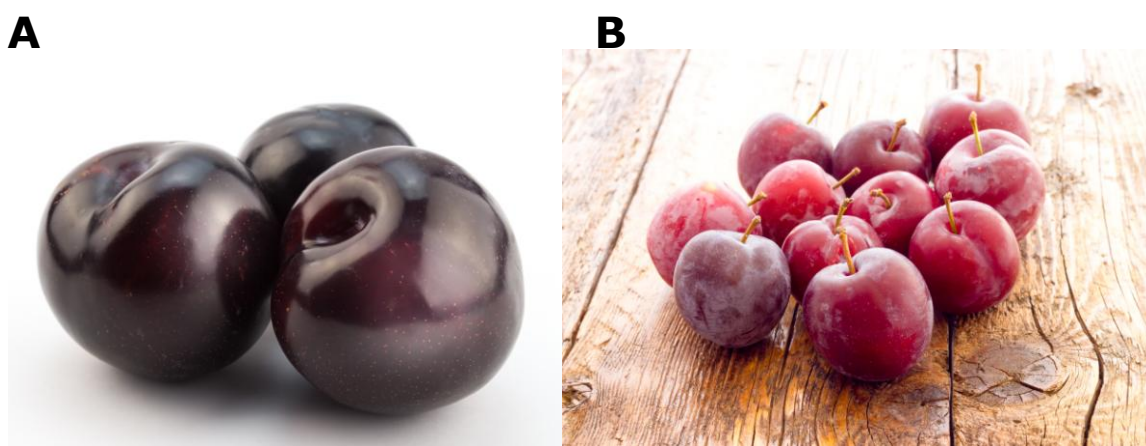


Figura 5. Ciruela (*Prunus Domestica*) en ambas variedades. A: ciruela negra, B: ciruela roja.

2.4.2 UVA (*Vitis Vinífera*)

La uva (Figura 6) constituye una de las principales fuentes de compuestos fenólicos entre diferentes frutas, por lo que se considera como alimento funcional (Xia *et al.*, 2014).

De hecho, la concentración total de compuestos fenólicos también es diferente en varias secciones de la planta. Las pasas son uvas procesadas secadas con el uso del calor del sol, el secado natural del aire o un proceso mecánico de secado al horno (Fang *et al.*, 2010). La piel contiene principalmente la mayor cantidad de taninos condensados, flavanoles y flavonoles monoméricos, ácidos fenólicos, resveratrol y antocianinas (Xia *et al.*, 2014).

Se han encontrado cantidades significativas de antocianinas en la uva negra e identificado los glucósidos de cianidina, peonidina, malvidina, delphinidina y petunidina (Xia *et al.*, 2014).

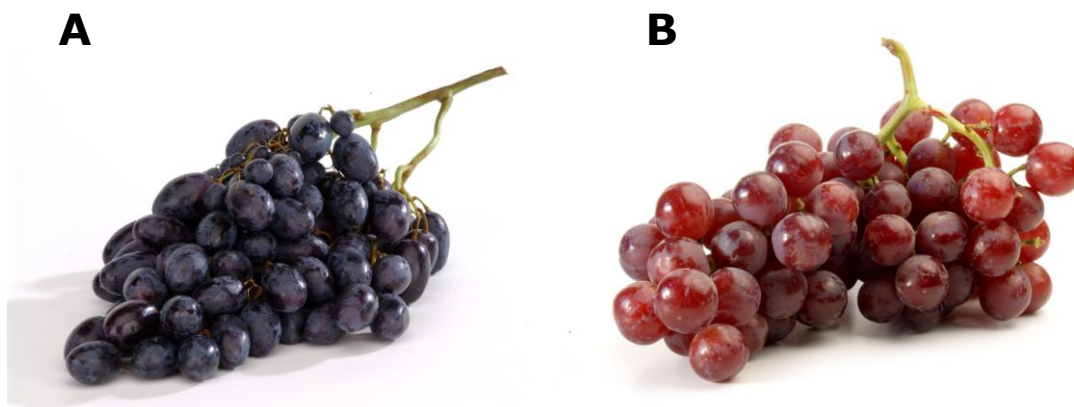


Figura 6. Uva (*Vitis Vinífera*) en ambas variedades. A: uva negra, B: uva roja.

2.4.3 COL MORADA (*Brassica Oleracea L. Var. Capitata L. F. Rubra*)

Se ha indicado que la col morada (Figura 7) es una de las pocas hortalizas cultivadas para obtener pigmentos naturales por la coloración intensa y su alto contenido en antocianinas (40 a 188 mg Cy 3-glc / 100 g BH) (Podsdek, 2007).

Contiene veinte diferentes antocianinas aciladas y no aciladas siendo la estructura principal la cianidina-3-diglucósido-5-glucósido (Wiczowski *et al.*, 2015). Además de las antocianinas aciladas, también los glucosinolatos, los carotenoides y los tocoferoles son responsables de sus beneficios para la salud (Podsdek, 2007; Volden *et al.*, 2008).

Varios estudios indican una fuerte influencia del consumo de especies de *Brassica* en la salud humana, ya que desempeña un papel crucial en la prevención de enfermedades cardiovasculares y algunos tipos de cáncer (Fowke *et al.*, 2003; Komatsu *et al.*, 1998; Manchali *et al.*, 2012; Wiczowski *et al.*, 2014).



Figura 7. Col morada (*Brassica Oleracea L. Var. Capitata L. F. Rubra*)

3 HIPÓTESIS

Los compuestos fenólicos presentes en los alimentos de origen vegetal son conocidos por su susceptibilidad a cambios de temperatura por lo que sugieren pérdidas potenciales en su bioactividad y propiedades de promoción de la salud.

Los tratamientos térmicos realizados de deshidratación y escaldado modificarán la capacidad antioxidante, el contenido de polifenoles totales y de antocianinas presentes en las muestras de ciruela (*Prunus domestica*), uva (*Vitis vinífera*) y col morada (*Brassica oleracea* var. *capitata f. rubra*)

4 OBJETIVOS

- Determinar el efecto del tratamiento térmico en la deshidratación de frutos (60 a 95 °C) y el escaldado en hortalizas (80 a 98 °C) sobre el contenido de polifenoles y antocianinas y la capacidad antioxidante en ciruela (*Prunus domestica*), uva (*Vitis vinífera*) y col morada (*Brassica oleracea* var. capitata f. rubra) para seleccionar el tiempo y temperatura de procesamiento en el que se minimice la degradación de la capacidad antioxidante en alimentos de origen vegetal.
- Determinar la capacidad antioxidante en muestras de ciruela (*Prunus domestica*), uva (*Vitis vinífera*) y col morada (*Brassica oleracea* var. *capitata f. rubra*) por el método FRAP (*Ferric Reducing Antioxidant Power*), el contenido de antocianinas monoméricas totales mediante el método AOAC 2005.02 y polifenoles totales por el método ISO 9648-1988 y Folin-Ciocalteu.
- Comparar con valores reportados en la literatura de capacidad antioxidante, contenido de polifenoles totales y antocianinas monoméricas determinados de las muestras analizadas.
- Seleccionar de las condiciones de temperatura y tiempo ensayadas en los tratamientos térmicos aquellas que presenten menor pérdida de polifenoles totales y antocianinas.

5 DISEÑO EXPERIMENTAL

Figura 8. Diagrama general de experimentación.

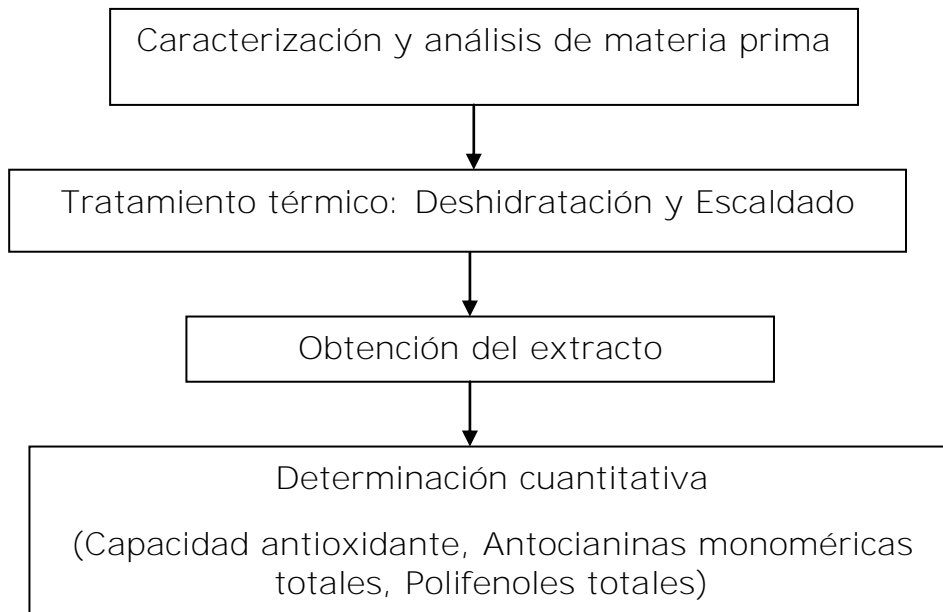


Figura 9. Diagrama de experimentación para la deshidratación de frutos.

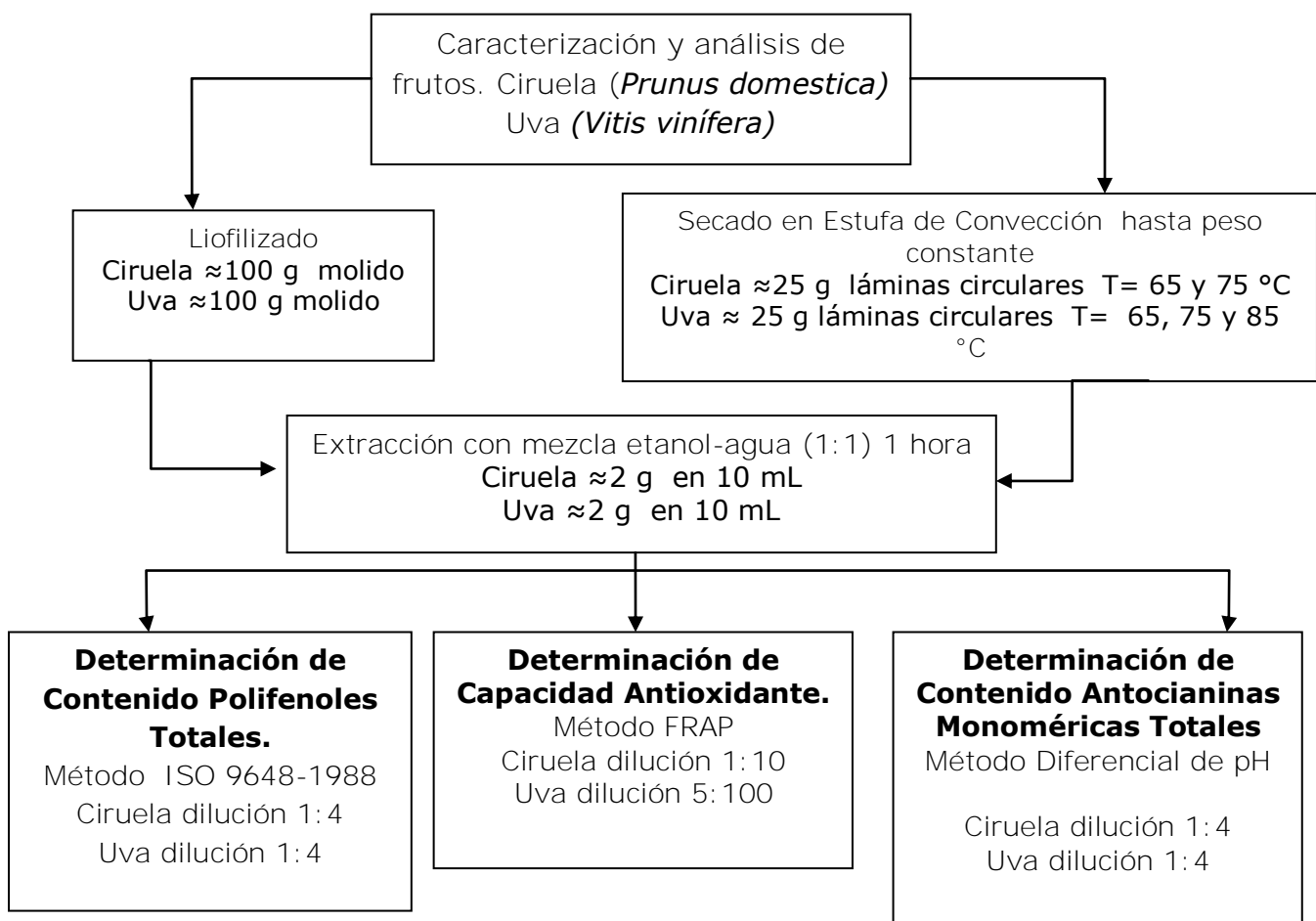
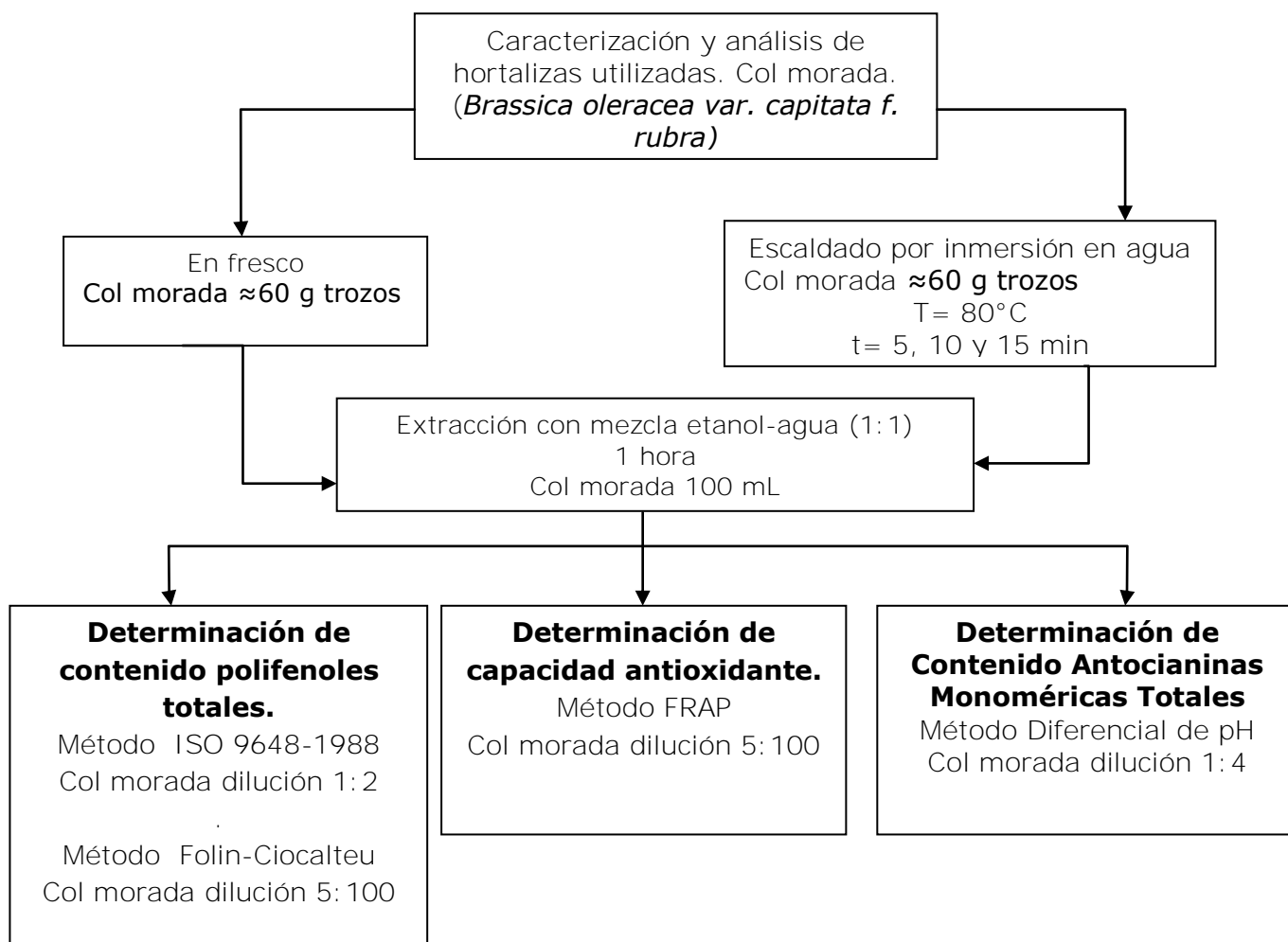


Figura 10. Diagrama de experimentación para escaldado de hortalizas.



5.1 CARACTERIZACIÓN Y ANÁLISIS DE MATERIA PRIMA

Las ciruelas (*Prunus domestica*) variedad *Santa Rosa* y *Friar*, uvas (*Vitis vinífera*) variedades moscatel negra, roja y col morada (*Brassica oleracea var. capitata f. rubra*) se adquirieron en tiendas de autoservicio y en mercados locales debido a que son alimentos de fácil acceso, costo y a la disponibilidad en las fechas comprendidas entre los meses de Agosto del 2016 y Febrero del 2017.

La fruta en fresco se caracterizó mediante mediciones de peso con balanza analítica, diámetro ecuatorial con vernier, sólidos solubles (°Brix) por el método NMX-F-112-1970 y para las hortalizas se realizaron con las mediciones de peso con balanza granataria, diámetro ecuatorial mediante regla y pH mediante un potenciómetro.

5.2 DETERMINACIÓN DEL COLOR

El color de cáscara externa y de la pulpa en el caso de la ciruela se determinó de forma instrumental en cada una de las muestras en la zona ecuatorial con ayuda de un colorímetro MINOLTA Spectrophotometer CM-3600d. Antes de la medición, el colorímetro se calibró contra blanco y negro. Se reportó valores por triplicado de las áreas cubiertas de plástico transparente autoadherible. Se evaluaron los siguientes parámetros: L^* =luminosidad, $+a$ = rojo, $-a$ = verde, $+b$ = amarillo, $-b$ = azul, C = Croma o saturación, h° = Tono o matiz (Tabla 5).

Tabla 5. Condiciones de análisis para evaluar intensidad de color en muestras mediante colorímetro Minolta CM3600D

Parámetro	Condición o Valor
No. de disparos o flashes	1
Estándar	Muestra seleccionada
Energía UV	Incluida
Componente especular (SC)	Excluido
Lente o área de visión	Pequeña
Iluminante	D65 (Luz de día, natural 6,504 K)
Detector	10
Sistema de reporte de color	CIE $L^*a^* b^*$

5.3 LIOFILIZACIÓN DEL MATERIAL DE ESTUDIO Y DETERMINACIÓN DE HUMEDAD

El tejido vegetal se cortó en trozos de aproximadamente 2 mm de espesor, se congeló con nitrógeno líquido en vasos LABCONCO y se colocó en un liofilizador LABCONCO (modelo Freeze Dryer 4.5) por 24 h, a una temperatura del colector de -50 °C y con un sistema de vacío de 5 μ mHg (Figura 11). El contenido de humedad final se determinó en las muestras liofilizadas por termobalanza modelo Ohaus MB35 y se almacenaron en contenedores de vidrio a temperatura ambiente hasta ser utilizados previo a su análisis. Estas muestras fueron utilizadas como control.



Figura 11. Muestra de ciruela negra en vasos LABCONCO en liofilizador modelo Freeze Dryer 4.5.

5.4 TRATAMIENTO TÉRMICO

5.4.1 DESHIDRATACIÓN DE FRUTOS

La deshidratación de las muestras frescas se realizó por secado en estufa de convección LAB COMPANION a temperaturas de 65 y 75 °C para ambas variedades de ciruela y a temperaturas de 65, 75 y 85 °C para ambas variedades de uva.

Las muestras se cortaron en láminas de 2 mm de espesor, se colocaron sobre una canastilla de aluminio (Figura 12), se midió el diámetro y área de superficie de las frutas. Se realizaron las curvas de secado correspondientes para cada tratamiento revisando la pérdida de peso cada 5 y 10 minutos hasta peso constante.

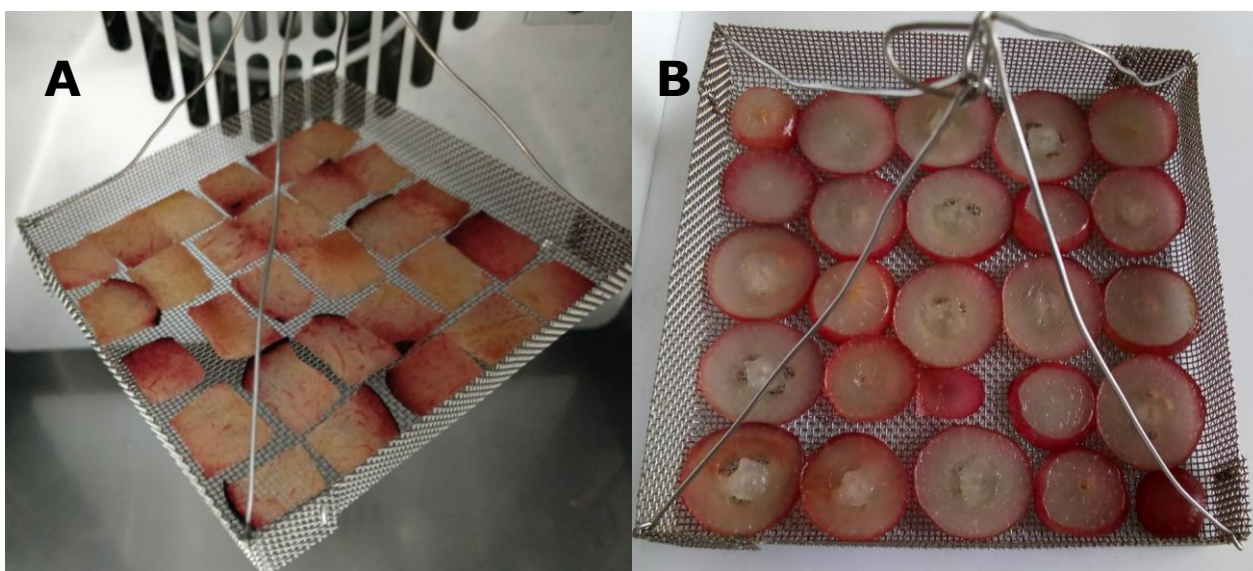


Figura 12. Muestras en canastilla de aluminio. A: ciruela negra,
B: uva roja.

5.4.2 ESCALDADO DE HORTALIZAS

El escaldado se llevó a cabo por inmersión de las muestras colocadas en un colador de aluminio en un baño de agua controlado TechNE modelo TE-100.

La col morada se cortó verticalmente en trozos de aproximadamente 2 cm de espesor para cada tratamiento y se pesaron 60 g, se sumergió en el baño de agua (80 ± 0.5 °C) por 5, 10 y 15 minutos. El material escaldado se escurrió y enfrió en agua fría (1 a 4 °C) durante 1 minuto y se drenó durante 30 segundos. Las muestras se mantuvieron en una bolsa de plástico en refrigeración para su posterior análisis.

5.5 ELABORACIÓN DE EXTRACTOS

Los extractos se elaboraron utilizando como disolvente una mezcla de etanol-agua (1:1). Para las muestras de ciruela y uva en las variedades utilizadas, se cortaron 2 g de la materia previamente secada en trozos de aproximadamente 0.3 mm y se añadieron 10 mL de la mezcla etanol-agua, en agitación constante a temperatura ambiente durante 1 hora.

Se filtró al vacío con papel Whatman No. 541 y se llevó al aforo el matraz volumétrico de 10 mL con la mezcla etanol-agua y se guardó en viales de vidrio (Figura 13).

Para la muestra de col se utilizaron los 60 g en el tratamiento de escaldado, se molió en una licuadora por 30 s con la mezcla de etanol-agua destilada (1:1), se siguió un procedimiento similar a las muestras anteriores excepto que se llevó a un volumen de aforo de 25 mL en matraz volumétrico.



Figura 13. Extractos obtenidos con ETOH: agua (1:1) de las distintas muestras. A: col morada; B: ciruela roja.

5.6 DETERMINACIÓN DE CAPACIDAD ANTIOXIDANTE

A partir del método colorimétrico denominado *Ferric Reducing Antioxidant Power* (FRAP por sus siglas en inglés) se evaluó la capacidad antioxidante de acuerdo con su potencial reductor del ión férrico (Fe^{+3}) presente en un complejo con la 2,4,6-tri(2-piridil)-s-triazina (TPTZ) a la forma ferrosa (Fe^{+2}) de un color azul intenso por espectrofotometría en el UV-vis a 593 nm, Se empleó una curva de calibración de sulfato de hierro RA (Benzie y Strain, 1996).

Reactivos

Ácido acético $\text{CH}_3\text{-COOH}$ RA

Acetato de sodio *Sigma Aldrich® RA*

Ácido clorhídrico HCl QP

Cloruro Férrico FeCl_3 *Sigma Aldrich® RA*

Sulfato Ferroso $\text{FeSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ *Sigma Aldrich® RA*

TPTZ (2,4,6 - tripiridil - s- triazina) *Sigma Aldrich® RA*

Curva de Calibración

La curva de calibración se realizó utilizando una disolución patrón de sulfato de hierro de 0.2 g/L. A partir de la disolución patrón, se hicieron las diluciones necesarias con agua destilada para obtener concentraciones en un rango de 100 a 1000 mM. Se leyó la absorbancia a 593 nm.

Metodología

El reactivo de FRAP de trabajo se preparó al momento de realizar las determinaciones en una proporción 10:1:1 con una disolución amortiguadora de acetatos 300 mM a pH 3.6, 10 mM de TPTZ (2,4,6 - tripiridil - s - triazina) en HCl 40 mM y 20 mM de FeCl₃. En un tubo de ensaye se mezclaron 150 µL de los extractos y 2850 µL de la disolución de FRAP, se agitó y se mantuvieron durante 20 minutos en la oscuridad a temperatura ambiente (25 °C). Posteriormente se leyó la absorbancia a 593 nm un blanco de reactivos y las muestras. Los resultados se expresaron en µmol Fe²⁺/g muestra en base seca (Benzie y Strain, 1996).

5.7 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE POLIFENOLES TOTALES

5.7.1 MÉTODO ISO 9648-1988

El contenido de polifenoles totales de la muestra se evaluó de acuerdo a la formación de un complejo colorido entre el citrato férrico amoniacal y los polifenoles a pH alcalino y temperatura ambiente, el cual se lee a una absorbancia de 525 nm.

Reactivos

Ácido tánico *Sigma Aldrich® RA*

Amoniac NH₃ *Sigma Aldrich® RA*

Citrato Férrico Amoniacal *Sigma Aldrich® RA*

Curva de calibración

La curva de calibración se realizó utilizando una disolución patrón de ácido tánico al 0.2%. A partir de la disolución patrón, se hicieron las diluciones necesarias con agua destilada para obtener concentraciones en un rango de 0.01 a 0.07mg/mL. Se leyó la absorbancia a 525 nm.

Metodología

Se tomó una alícuota de 1 mL del extracto y se le adicionó 1 mL de citrato férrico amoniacal al 20%, 1 mL de la disolución amoniaco 0.8 g/ 100 mL y se llevó a un volumen de 8 mL con agua destilada a temperatura ambiente, se leyó a 525 nm contra un blanco de muestra y blanco de reactivos (ISO 9648-1988, 1988). Los resultados se expresaron en mg polifenoles/ g muestra en base seca.

5.7.2 MÉTODO DE FOLIN-CIOCALTEU

A partir de una reacción de óxido-reducción, la disolución de carbonato de sodio se utiliza para proporcionar un pH alcalino que favorece la velocidad de reacción de reducción del Mo^{6+} (complejo amarillo) a Mo^{5+} (complejo azul) del reactivo de Folin-Ciocalteu por compuestos fenólicos o reductores que completan la reacción después de 120 minutos a temperatura ambiente (Singleton *et al.*, 1999). La oxidación de los polifenoles presentes presenta un máximo de absorción a 750 nm, se empleó una curva de calibración de ácido gálico.

Reactivos

Ácido gálico **Sigma Aldrich® RA**

Carbonato de sodio $\text{Na}_2\text{CO}_3 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ **Sigma Aldrich® RA**

Reactivo de Folin-Ciocalteu 2.0 N **Sigma Aldrich® RA**

Curva de calibración

La disolución patrón se preparó de ácido gálico de 0.1 g/L con agua destilada. A partir de la disolución patrón de ácido gálico, se hicieron las diluciones necesarias con agua destilada para obtener concentraciones entre 1 a 5 mg/L (Gutiérrez *et al.*, 2008).

Metodología

Se colocaron en un tubo de ensaye 500 μL de extracto y 2.5 mL del reactivo de Folin-Ciocalteu (0.2 N), después de 5 minutos se agregaron 2 mL de una disolución de Na_2CO_3 (75 g/L). Se colocó por 2 horas en oscuridad a temperatura ambiente.

Se realizó la lectura a 760 nm, utilizando un blanco de reactivos, los resultados se expresaron en equivalentes de ácido gálico: mg/ g de muestra en base seca (Hatami, *et al.*, 2014).

5.8 DETERMINACIÓN DEL CONTENIDO DE ANTOCIANINAS POR MÉTODO AOAC 2005.02

A partir del método diferencial de pH, se determinó el contenido de antocianinas debido a las formas de oxonio de color rojo-anaranjado que existe a pH 1.0 y la forma hemiacetal incolora predomina a pH 4,5. Se leyó la absorbancia a 520 nm y a 700 nm (Lee *et al.*, 2002).

Las antocianinas degradadas en forma polimérica no se incluyeron en las mediciones ya que absorben en ambos pH y se leyó a 700 nm para corregir el contenido de sólidos suspendidos.

Reactivos

Acetato de Sodio CH₃COONa *Sigma Aldrich® RA*

Ácido clorhídrico HCl QP

Cloruro de Potasio KCl *Sigma Aldrich® RA*

Metodología

En un tubo de ensayo se adicionó 1 mL del extracto de la muestra y se mezcló con 4 mL de la disolución amortiguadora de KCl 0.025 M, pH 1.0 o de CH₃COONa 0.4 M, pH 4.5 La absorbancia se leyó a 520 y 700 nm. Los resultados se expresaron en mg/ g de muestra en base seca (cianidina-3-glucósido) mediante el uso del coeficiente de extinción molar de 26 900 L/mol/cm (AOAC 2005.02, 2005).

5.9 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para todos los experimentos realizados, las determinaciones se llevaron a cabo por triplicado y los resultados están reportados con los valores promedio y su respectiva desviación estándar.

Los análisis de varianza (ANOVA) se realizaron para encontrar diferencias significativas entre los distintos tiempos. Utilizando pruebas estadísticas de DMS.

6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 DESHIDRATACIÓN DE FRUTOS

6.1.1 CIRUELA (*Prunus Domestica*)

En la Tabla 6 se pueden observar los valores correspondientes a la caracterización de ambas variedades de ciruela, determinando que el fruto se encuentra en condiciones óptimas para el estudio.

Tabla 6. Caracterización de las muestras frescas en ambas variedades de ciruela

	Ciruela negra (<i>Friar</i>)	Ciruela roja (<i>Santa Rosa</i>)
Proceso térmico:	Deshidratación. Secado por convección a temperaturas de 65 y 75 °C	
Tamaño del Lote (n)	3	6
Dimensiones diámetro ecuatorial (cm)	7.0 ± 0.2	3.24 ± 0.21
Peso con semilla (g)	7.1 ± 0.2	20.5 ± 1.3
Sólidos solubles (°Brix)	8 - 9	13
pH	3.54 - 3.56	3.23 - 3.24
Acidez (% Ácido cítrico)	0.67	1.54

En la Tabla 7 se presentan las coordenadas a y b que indican un color rojo/amarillo en la pulpa de ambos frutos, además de que se presenta una disminución en ambos parámetros en la zona de la cáscara indicando un aumento en colores rojo/azul determinado por las antocianinas predominantes en las variedades de la ciruela, en *Friar*

cianidina 3-rutinósido y *Santa Rosa* cianidina 3-glucósido (Usenik *et al.*, 2009).

Tabla 7. Medición instrumental del color en las muestras de ciruela estudiadas en fresco

Parámetro	Negra (pulpa)	Negra (cáscara)	Roja (pulpa)	Roja (cáscara)
L	36.20 ± 0.46	39.22 ± 1.13	31.35 ± 0.77	34.80 ± 1.45
a*	31.17 ± 3.21	1.02 ± 0.12	17.13 ± 1.79	4.53 ± 1.39
b*	12.86 ± 2.03	0.38 ± 0.14	6.50 ± 1.10	0.94 ± 0.39
C	33.72 ± 3.74	1.09 ± 0.12	18.34 ± 1.90	4.64 ± 1.42
h°	22.34 ± 1.06	339 ± 7.1	20.76 ± 2.84	11.62 ± 3.16

Los valores son medias ± Desviación estándar (Ciruela roja n=8, Ciruela negra= 6)

En la Tabla 7 se muestran los valores para las coordenadas de a y b, los valores de las cáscaras de ambas variedades se encuentran cercanos entre sí, sin embargo la diferencia radica en la pulpa del fruto, relacionándose directamente con la madurez del fruto.

Usenik *et al.*, 2009 describe que en el proceso de maduración aumenta la concentración de antocianinas, lo que se percibe como un oscurecimiento en el fruto y cambios entre antocianinas individuales entre variedades de ciruela (*Prunus domestica*). En este caso, los parámetros de color, L, a*, b*, Cromo y ángulo de matiz de las ciruelas parcialmente maduras son más altos en comparación a los de una fruta madura, siendo más visible en la pulpa del fruto.

En la Tabla 8 se describen los datos experimentales de la pérdida de humedad expresado en porcentaje (%) durante el tratamiento térmico y/o liofilización en el caso de la muestra control. El tiempo

total de secado se consideró hasta obtener peso constante para cada tratamiento.

Tabla 8. Datos experimentales del tratamiento térmico de deshidratación de las muestras de ciruela

Muestra	Pérdida de humedad (%)	Sólido seco (%)	Tiempo total de Secado (min)
Negra control	82.2	17.8	-
Negra 65 °C	82.7	17.3	140
Negra 75 °C	83.1	16.9	120
Roja control	85.5	14.5	-
Roja 65 °C	84.0	16	140
Roja 75 °C	84.1	15.9	120
Roja 85 °C	86.2	13.8	120

Gráfico 1. Ejemplo de primera curva de secado en ciruela roja "Santa Rosa" a un tratamiento de 75 °C

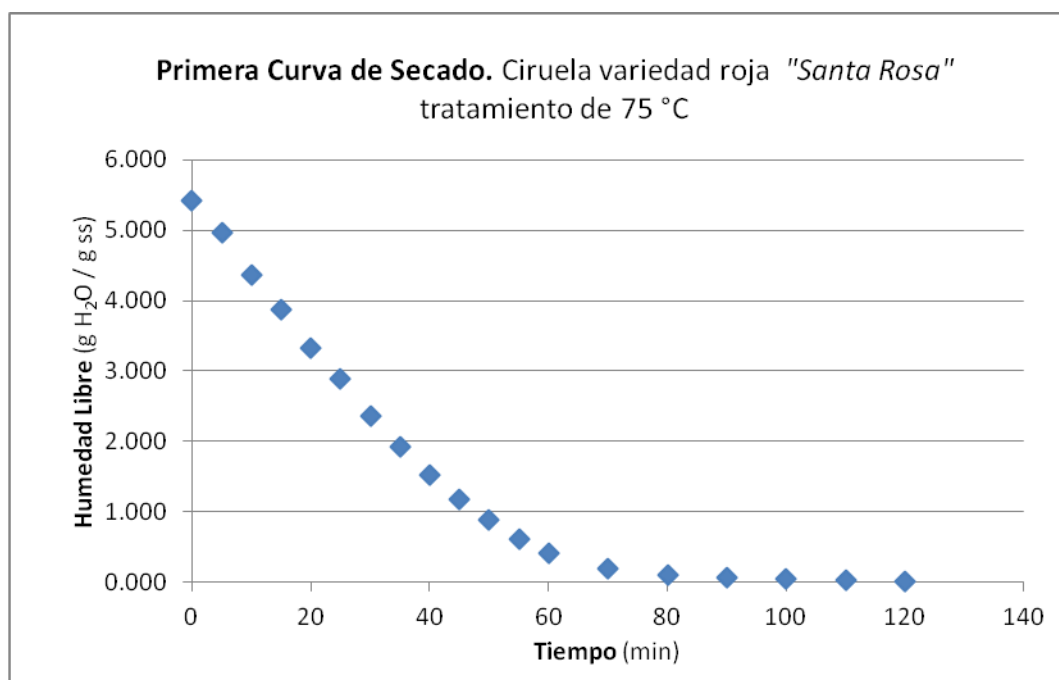
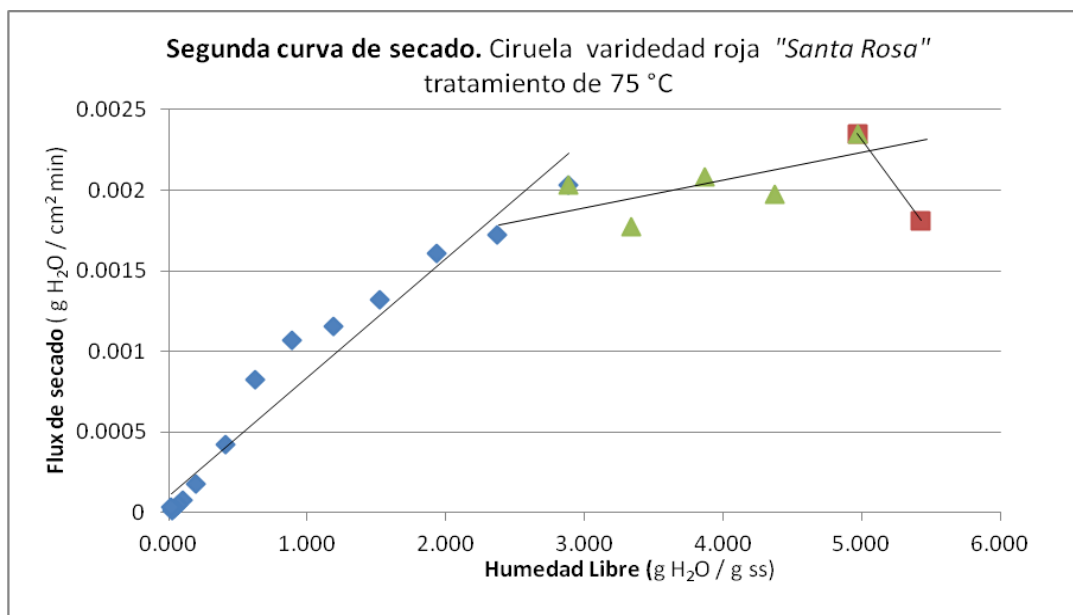


Gráfico 2. Ejemplo de segunda curva de secado en ciruela roja "Santa Rosa" a un tratamiento de 75 °C



Las curvas de secado da información sobre la velocidad del proceso como lo muestra el Gráfico 2, por lo que se puede estimar el tiempo necesario para secar el alimento en condiciones similares. En este caso, el tiempo de secado osciló entre los 120 y 140 minutos, lo cual depende de la humedad inicial de la muestra.

Tabla 9. Capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en todos los tratamientos de ciruela negra

Muestra	Capacidad antioxidante ($\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$ ciruela BS)	Antocianinas monoméricas (mg Cyn 3-G/ g ciruela BS)	Polifenoles totales (mg polifenoles/ g ciruela BS)
Control	112 \pm 5.9	1.42 \pm 0.01	1.02 \pm 0.04
65 °C	125 \pm 1.9 ^a	1.22 \pm 0.02 ^a	3.19 \pm 0.05 ^a
75 °C	138 \pm 6.9 ^b	1.17 \pm 0.03 ^b	2.58 \pm 0.10 ^b

^{a,b}, Diferentes superíndices por columna indican diferencia significativa por DMS, $p < 0.05$

Los resultados descritos en polifenoles totales cuantificados fueron obtenidos mediante método ISO 9648-1988.

Tabla 10. Capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en todos los tratamientos de ciruela roja

Muestra	Capacidad antioxidante ($\mu\text{mol Fe}^{2+}/\text{g}$ ciruela BS)	Antocianinas monoméricas (mg Cyn 3-G/ g ciruela BS)	Polifenoles totales (mg polifenoles/ g ciruela BS)
Control	233 \pm 6.6	0.83 \pm 0.01	10.4 \pm 0.2
65 °C	269 \pm 5.2 ^a	1.71 \pm 0.02 ^a	7.3 \pm 0.3 ^a
75 °C	214 \pm 7.5 ^b	1.19 \pm 0.03 ^b	6.7 \pm 0.3 ^a
85 °C	218 \pm 3.5 ^b	1.57 \pm 0.01 ^c	-

Diferentes superíndices por columna indican diferencia significativa por DMS, $p < 0.05$

Los resultados descritos en polifenoles totales cuantificados fueron obtenidos mediante método ISO 9648-1988.

De acuerdo a resultados descritos por Ionita *et al.*, 2017 en variedades de ciruela se menciona que el valor máximo de la actividad enzimática de la polifenol oxidasa (PPO) se obtiene a 25 °C. La actividad de PPO disminuye en un 50% a 70 °C y el valor más bajo se obtiene a 85 °C cuando la actividad disminuye en 81% después de 20 minutos de tratamiento.

La PPO extraída de la ciruela exhibe una mayor estabilidad en el rango de temperatura de 25 a 65 °C, mientras que entre los 70 °C y 85 °C, la actividad de la PPO disminuye drásticamente. Por lo que la actividad enzimática disminuye junto con el contenido de humedad, en este estudio, se puede asociar la inactivación de la enzima. En el Gráfico 1 y Gráfico 2 se muestran las curvas de secado elaboradas con datos experimentales de la deshidratación de ciruela, realizados a partir del registro en el cambio de la masa del fruto con respecto al tiempo de secado.

Los resultados de este estudio para ambas muestras de ciruela se encuentran en la Tabla 9 y 10, en el que se muestra una diferencia significativa ($p < 0.05$) en todas las temperaturas con respecto a la muestra control. La variación en el contenido de antocianinas, polifenoles totales y capacidad antioxidante es debido a un conjunto de factores en los que destaca, el contenido de enzimas como la PPO, el estado de maduración del fruto, la estabilidad del tipo de antocianina predominante en el fruto, la interacción y la formación de compuestos intermediarios durante el tiempo y temperatura de secado y el tamaño de muestra.

En la variedad de ciruela negra, se presenta una disminución en el contenido de antocianinas en función al aumento de la temperatura de secado como lo reportado por Patras *et al.*, 2010. Este proceso térmico disminuyó el contenido de antocianinas en un 14% a 65 °C y a 18% a 75 °C. La temperatura es un factor importante, según lo **confirmado por Wojdyło *et al.***, 2013 en su estudio donde a temperaturas de secado al aire por encima de 77 °C se encontró una reducción significativa que afecta el contenido de antocianinas monoméricas en muestras de ciruela.

El contenido de polifenoles totales del extracto de ciruela negra se presenta con un aumento con diferencia significativa en las temperaturas de 65 a 75 °C en comparación a la muestra control. El extracto control de ciruela negra contiene menor concentración de polifenoles totales posiblemente por una interferencia con la fibra dietética en la etapa de extracción, de acuerdo a la literatura con valor reportado varía entre 2.1% a 8.0% dependiendo del estado de maduración. Este resultado confirma que la respuesta antioxidante de los polifenoles se ve mayormente influenciada por su estructura química que por su concentración total (Kähkönen *et al.*, 1999; Satue-Gracia *et al.*, 1997).

El contenido de polifenoles en la ciruela roja *Santa Rosa* tiende a disminuir desde un 30% a 65 °C a un 36% a 75 °C con respecto a la muestra control, sin embargo no se observa diferencia significativa ($p < 0.05$) entre ambas temperaturas.

En la capacidad antioxidante del extracto de ciruela negra, se presenta un aumento con respecto a la muestra control del 12% a 65 °C y de un 18% a 75 °C. Una de las razones a este comportamiento es el fenómeno de la copigmentación, que hace que el color de la antocianina sea más azul, brillante y estable debido a la interacción entre sustancias orgánicas (como algunos flavonoides, polifenoles, ácidos orgánicos) y antocianinas (citado por Bordignon-Luiz *et al.*, 2007). El papel básico de los copigmentos es proteger el catión flavilo del ataque nucleofílico de la molécula de agua (Baranac *et al.*, 1997, citado por Bordignon-Luiz *et al.*, 2007).

En la capacidad antioxidante del extracto de ciruela roja *Santa Rosa*, existe un aumento del 15% a 65 °C y hay una disminución de 8% a 75 °C y 6% a 85 °C, no hay diferencia significativa ($p < 0.05$) entre las temperaturas de 75 y 85 °C.

El método FRAP, es una interpretación de la actividad antioxidante, esto debido a que se evalúa el potencial reductor del ión férrico (Fe^{+3}) a la forma ferrosa (Fe^{+2}). La capacidad antioxidante en ambas variedades de ciruela no está dada por un solo componente, sino a otros compuestos antioxidantes en su interior. Las ciruelas contienen azúcares, altos niveles de hidroxicinamatos (ácido neoclorogénico, Neo-CGA), antocianinas y ácido ascórbico los cuales también pueden dar reacción y dar una variación en los resultados obtenidos (Vangdal *et al.*, 2017).

La ciruela es un fruto climatérico, donde la intensidad respiratoria está influenciada por el tiempo, temperatura y las condiciones de

almacenamiento. Por lo que el estado de maduración es una de las principales variaciones en los resultados obtenidos en (Parra-Coronado *et al.*, 2008).

El mismo fenómeno ocurre en el contenido de antocianinas monoméricas, ya que aumenta un 106% a 65 °C con respecto a la muestra control, en 43% y 89% a 75 y 85 °C respectivamente. No se observa una tendencia concluyente en función al aumento de la temperatura de secado ya que existe diferencia significativa $p < 0.05$ entre las temperaturas y con respecto a la muestra. Esto posiblemente al tamaño de muestra y al número de réplicas realizadas, además la posible interacción con distintos polifenoles y/o ácido ascórbico (Bordignon-Luiz *et al.*, 2007).

La concentración de antocianinas podría correlacionarse mejor con la actividad antioxidante si la extracción de las antocianinas se hiciera únicamente a partir de la piel de la ciruela, aunque, de acuerdo a Rivas Gonzalo y García Alonso (2002) la capacidad antioxidante de las frutas no puede atribuirse a un grupo particular de polifenoles sino al conjunto de los mismos.

6.1.2 UVA (*Vitis Vinífera*)

En la Tabla 11 se muestran los valores correspondientes a la caracterización de materia prima, determinando que el fruto se encuentra en condiciones óptimas para el estudio, se utilizó uvas enteras, limpias, exentas de cualquier olor y sabor extraño como lo señala la NMX-FF-026-1994.

Tabla 11. Caracterización de las muestras frescas en ambas variedades uva

	Uva negra	Uva roja
Proceso Térmico:	Deshidratación. Secado por convección a temperaturas de 65, 75 y 85 °C	
Tamaño del Lote (n)	5	5
Dimensiones diámetro ecuatorial (cm)	2.15 ± 0.1	2.81 ± 0.5
Peso con semilla (g)	6.14 ± 0.1	9.76 ± 0.7
Sólidos solubles (°Brix)	14	18
pH	3.45	3.64
Acidez (% Ácido tánico)	0.42	0.39

En la Tabla 12 se observa el color externo de las uvas, varía de un púrpura negruzco a un morado rojizo dependiendo de la variedad, indicando la coordenada +a/-b rojo/azul. El color está determinado por sus flavonoles glicosilados, donde los compuestos fenólicos más abundantes son cianidina 3-O-glucósido, malvidina 3-O-glucósido y quercetina 3-O-glucósido.

Tabla 12. Medición instrumental del color en las muestras de uva estudiadas

Parámetro	Uva negra (cáscara)	Uva roja (cáscara)
L	32.7 ± 3.7	34.9 ± 3.1
A	1. ± 0.4	2.3 ± 0.9
B	-0.7 ± 0.5	-0.4 ± 0.3
C	1.3 ± 0.4	2.4 ± 0.8
h°	325±22.0	347 ± 12.1

Los valores son medias ± Desviación Estándar Uva negra n= 4, Uva roja n= 4

En la Tabla 13 se describen los datos experimentales de porcentaje (%) de la pérdida de humedad durante el tratamiento térmico de secado realizado. El tiempo total de secado para cada tratamiento hasta obtener peso constante y el porcentaje de humedad de la muestra liofilizada/control, observándose la primera y segunda curvas de secado en los gráficos 3 y 4 respectivamente.

Tabla 13. Datos experimentales del tratamiento térmico de deshidratación en las muestras de uva

Muestra	Pérdida de humedad (%)	Sólido seco (%)	Tiempo de Secado (min)
Negra Control	83.56	16.44	-
Negra 65 °C	78.89	21.11	140
Negra 75 °C	76.66	23.34	110
Negra 85 °C	78.61	21.39	80
Roja Control	82.56	17.44	-
Roja 65 °C	74.84	25.16	160
Roja 65 °C	74.04	25.96	140
Roja 75 °C	77.75	22.25	140
Roja 75 °C	73.69	26.31	120
Roja 85 °C	75.63	24.37	130
Roja 85 °C	77.44	22.56	90

Gráfico 3. Ejemplo de primera curva de secado en uva roja a tratamiento de 65 °C

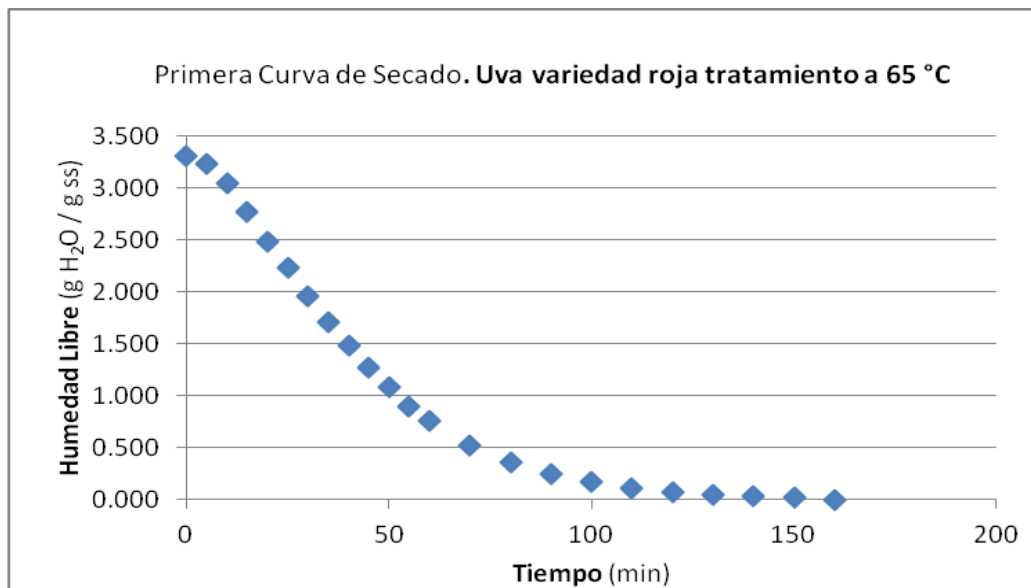


Gráfico 4. Ejemplo de segunda curva de secado en uva roja a tratamiento de 65 °C

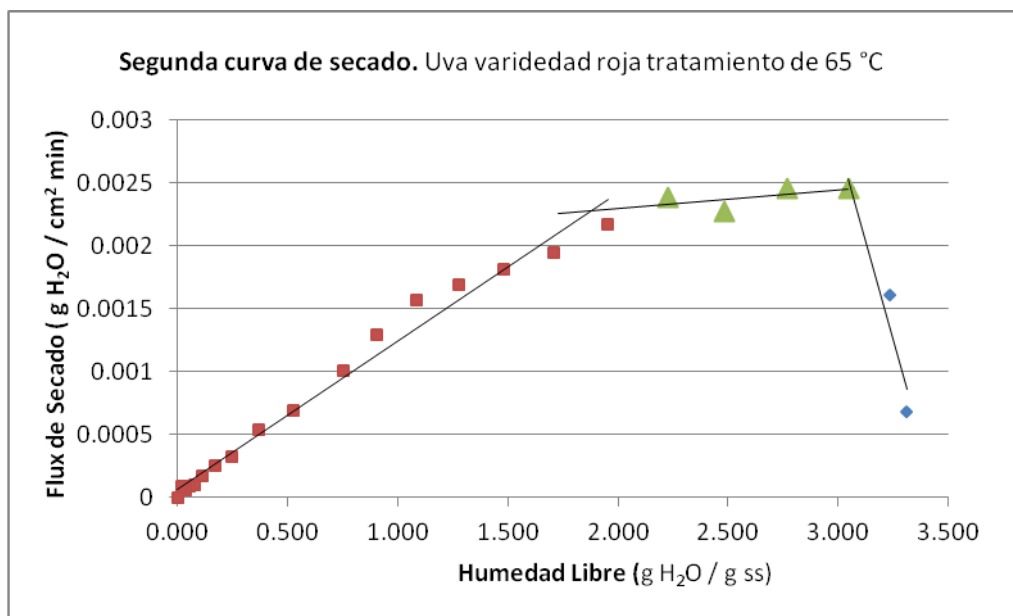


Tabla 14. Resultados de las determinaciones de capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en tratamientos de uva negra

Tratamiento	Capacidad Antioxidante $\mu\text{mol Fe}^{2+}$ /g uva BS	Antocianinas monoméricas mg M-3-G/ g uva BS	Contenido de polifenoles totales mg polifenoles/ g uva BS
Control	70.4 \pm 0.93	1.3 \pm 0.04	0.75 \pm 0.07
65 °C	34.1 \pm 0.43 ^a	1.2 \pm 0.02	0.08 \pm 0.01 ^a
75 °C	39.5 \pm 0.49 ^b	1.19 \pm 0.01	0.15 \pm 0.01 ^{ab}
85 °C	48.7 \pm 0.29 ^c	1.11 \pm 0.04 ^a	0.24 \pm 0.02 ^b

^{a,b,c} Diferentes superíndices por columna indican diferencia significativa por DMS, $p < 0.05$

Los resultados en polifenoles totales fueron obtenidos mediante método ISO 9648-1988, M-3-G= Malvidina-3-Glucósido

Tabla 15. Resultados de las determinaciones de capacidad antioxidante, polifenoles totales y antocianinas monoméricas en tratamientos de uva roja

Tratamiento	Capacidad Antioxidante $\mu\text{mol Fe}^{2+}$/g uva BS	Antocianinas monoméricas mg M-3-G/ g uva BS	Contenido de polifenoles totales mg polifenoles/ g uva BS
Control	51.3 \pm 0.27	0.92 \pm 0.02	0.73 \pm 0.03
65 °C	28.7 \pm 0.25 ^a	0.16 \pm 0.004 ^a	0.53 \pm 0.03 ^a
75 °C	36.8 \pm 0.61 ^b	0.11 \pm 0.005 ^b	0.80 \pm 0.05
85 °C	34.3 \pm 0.12 ^b	0.12 \pm 0.003 ^c	1.03 \pm 0.05 ^b

^{a,b,c} Diferentes superíndices por columna indican diferencia significativa por DMS, $p < 0.05$

Los resultados en polifenoles totales fueron obtenidos mediante método ISO 9648-1988, M-3-G= Malvidina-3-Glucósido

A partir de los resultados del contenido de polifenoles en la uva negra se sugirió realizar un análisis posterior con el método de Folin-Ciocalteu para polifenoles totales, ya que con el método ISO 9648:1988 el valor del blanco de muestra es elevado debido a una interferencia por el efecto cromogénico de las antocianinas en la mezcla de reacción.

En relación con la temperatura de secado, se muestra en la Tabla 14 y Tabla 15 que el contenido total de polifenoles en ambas muestras disminuye cuando se utiliza una temperatura de 65 °C.

El contenido total de polifenoles aumenta con respecto a la muestra control de las condiciones de los extractos de uva roja al secarse a 75 o 85 °C con un aumento en 9% y 39%. Finalmente, se observa que las uvas secadas a 85 °C mostraron, en general, un mayor contenido polifenólico total, seguido por las secadas a 75 °C y 65 °C, respectivamente. Resultados similares fueron obtenidos por Yen y Chen, 1995 y Piga y Del Caro, 2003.

El contenido de antocianinas en ambas variedades de uva tiende a disminuir. En uva negra va desde un 8% a 65 y 75 °C, no se identifica diferencia significativa ($p < 0.05$) entre ambas temperaturas y una pérdida del 15% a 85 °C con respecto a la muestra control. En el caso de la muestra control de la uva roja, existen variaciones en los tres parámetros posiblemente debido al estado de maduración del fruto, con un contenido mucho mayor de antocianinas con respecto a los tratamientos de deshidratación.

Otro punto a considerar es la disminución de compuestos fenólicos en las uvas secadas a 65 °C por acción de la enzima PPO que permanece activa a esa temperatura y por lo tanto reaccionan sobre los presentes en la muestra. Cuando el proceso se lleva a cabo a temperaturas superiores de 75 a 85 °C, la inactivación de la enzima

se logra evitando la degradación de los compuestos fenólicos presentes en los frutos (Piga y Del Caro, 2003).

Existe una correlación positiva y un aumento de la capacidad antioxidante y contenido de polifenoles tanto en ciruelas como ambas variedades de uvas con respecto al aumento en la temperatura de secado, similares a los obtenidos por Piga y Del Caro, 2003, en los que puede ser referente a cuatro factores:

1. A la presencia de intermediarios de polifenoles, puesto que se sabe que un intermedio en etapa de oxidación tiene mayor poder antioxidante que inicialmente, a pesar de que esto es temporal.

2. Al efecto de copigmentación o batocrómico, en el que la absorción de luz visible o UV excita los electrones π del cromóforo provocando un estado más energético, disminuyendo la energía de activación para la molécula e incrementando la reactividad (Azeredo, 2009). Siendo ácidos orgánicos, u otros polifenoles en la uva los que actúan como un copigmento con antocianinas.

3. El calentamiento debilita las paredes celulares facilitando la extracción de compuestos antioxidantes (Vásquez Parra *et al.*, 2013).

Se han identificado algunos polifenoles en la piel de la uva roja como proantocianidinas, ácido elálgico, miricetina, quercetina, kaempferol, trans-resveratrol, taninos, antocianinas, quercetina y kaempferol glucósidos y glucurónidos, ácido gálico y sus glucósidos, ácido caftarico y cutareico, por lo que el efecto antioxidante no se puede asociar a un solo compuesto sino al conjunto de varios (Xia *et al.*, 2014).

4. Similar a otros compuestos bioactivos, el medio ambiente (tipo de suelo, la temporada de cultivo, factores genéticos, estado de maduración, tipo de riego) en el cual ellos son cultivados es determinante sobre la composición y concentración de antocianinas

(Coultrate, 2016), por lo que el tamaño de muestra influye en la correlación entre los tratamientos a distintas temperaturas y las determinaciones de capacidad antioxidante y el contenido de polifenoles y antocianinas.

Entre los factores que afectan el contenido de antocianinas y polifenoles es el tiempo de exposición de las frutas a la temperatura, puesto que a temperaturas más altas se obtuvieron tiempos cortos en alcanzar un peso constante. Sin embargo, estudios realizados por Piga *et al.*, se realizó la deshidratación de los frutos de entre 7 a 8 h.

De acuerdo con el resultado de Panceri *et al.*, (2013), el proceso de deshidratación en uvas aumentó el contenido de sólidos solubles, la acidez total, polifenoles totales, contenido total de antocianinas monoméricas, intensidad de color, compuestos fenólicos individuales, la actividad antioxidante y la composición elemental, con resultados similares a los presentados en éste estudio en la actividad antioxidante y contenido de polifenoles totales.

Durante el secado, se pueden presentar reacciones de oxidación para producir distintos tipos de compuestos, que modifican el color de rojo a marrón, razón por la que se observa una degradación de estos compuestos encontrados en la parte externa de los frutos (Von Elbe *et al.*, 1996).

La mayor parte de los compuestos de antocianinas variaron por el efecto de concentración debido a las pérdidas de agua por evaporación además de que parecen ser relativamente más sensibles a la deshidratación que los polifenoles.

Las metodologías y procedimientos empleados en las muestras de ciruela y uva para estimar las capacidades antioxidantes in vitro varían considerablemente en la literatura informada ya que existen varios métodos en alimentos como son: Free radical scavenging

activity (DPPH), total antioxidant activity (ABTS), oxygen radical absorbance capacity (ORAC), trolox equivalent antioxidant capacity (TEAC), vitamin C equivalent antioxidant capacity (VCEAC), fotoquimioluminiscencia (PCL), entre otros (Amin y Lee, 2005; Hernández-Herrero y Frutos, 2014; Wiczowski *et al.*, 2014).

Debido a esto no se realiza una comparación directa con los resultados obtenidos en estudios de otros autores. Sin embargo, es posible utilizar esta metodología para mostrar como una aproximación a la capacidad antioxidante que se espera de los componentes antioxidantes in vitro a distintas temperaturas de tratamiento térmico y evaluar su uso en colorantes para alimentos.

6.2 HORTALIZA EXPUESTA AL TRATAMIENTO DE ESCALDADO

6.2.1 COL MORADA (*Brassica Oleracea Var. Capitata F. Rubra*)

Tabla 16. Caracterización de la muestra fresca de col morada

Proceso Térmico:	Escaldado 80 °C por 5,10 y 15 min.
Tamaño del Lote (n)	1 pieza
Dimensiones diámetro ecuatorial (cm)	17.1 ± 0.5
Peso (g)	2532
pH	4.89
Acidez (% Ácido cítrico)	0.08
% Humedad	91.52

En la Tabla 16 se presentan los valores correspondientes a la caracterización de la materia prima. Se clasificó como México Extra de acuerdo a las características físicas; fresca, limpia, sana, entera y bien desarrollada, prácticamente libres de defectos de origen mecánico, meteorológico, microbiológico o genético-fisiológico.

Tabla 17. Medición instrumental del color, en la cara interna de la cáscara de la col morada

Parámetro	Col morada (cara interna)
L	35 ± 4.6
a*	11.4 ± 2.4
b*	-6.4 ± 1.9
C	14.1 ± 2.6
h°	335 ± 7.2

Los valores son medias ± Desviación Estándar (n=3)

El color de la col varía de morado claro a oscuro, indicado por la coordenada **+a** hacia el rojo y la coordenada **-b** hacia el azul observándose en la Tabla 17. La col morada (*Brassica oleraceae*) contiene antocianinas aciladas como la cianidina 3-(sinapoil)(sinapoil)-diglucósido-5-glucósido y cianidina 3-diglucósido-5-glucósido, por lo que el color se presenta en un amplio rango de pH en el que varía de rojo (pH 1 a 5) a azul (pH 6 a 8) y verde en pH (9 a 14) (Cacace y Mazza, 2003, Mizgier *et al.*, 2016).

Para la muestra de col morada se presentó una interferencia similar a la observada para la uva, en el blanco de muestra para la determinación de polifenoles totales con el método ISO 9648:1988, por lo que se realizó el método de Folin-Ciocalteu.

Tabla 18. Capacidad antioxidante, contenido fenólico total y antocianinas en extractos de muestras de col morada en fresco y a distintos tiempos de escaldado (80 °C)

Tratamiento	Capacidad	Contenido	Contenido de
	Antioxidante	Fenólico total	Antocianinas
	µmol Fe/ g muestra BS	mg GAE/ g muestra BS	mg Cyn-3 G/ g muestra BS
Fresco	198.9 ± 9.6	63.8 ± 1.4	6.5 ± 0.6
5 min	173.7 ± 9.2 ^a	60.1 ± 2.3 ^a	5.1 ± 0.9 ^a
10 min	171.9 ± 4.0 ^a	51.8 ± 0.4 ^b	4.4 ± 0.2 ^a
15 min	116.1 ± 3.0 ^b	14.8 ± 0.1 ^c	2.7 ± 0.5 ^b

Los resultados fueron calculados y expresados como medición ± desviación estándar a partir de las tres determinaciones por tratamiento.

^{a,b,c} Valores con diferente superíndice por columna indican diferencia significativa por DMS, $p < 0.05$

Las determinaciones al aumentar el tiempo de escaldado ya que los resultados indican que la col morada fresca y seca posee una mayor capacidad antioxidante, contenido fenólico total y antocianinas que las muestras escaldadas (Tabla 18) disminuyendo en el siguiente orden: fresco > escaldado 5 minutos > escaldado 10 minutos > escaldado 15 minutos.

No se encontró diferencia significativa ($p < 0.05$) en la prueba de DMS sobre la capacidad antioxidante entre el escaldado durante 5 y 10 minutos. Sin embargo, la capacidad antioxidante disminuyó significativamente ($p < 0.05$) después de 15 minutos de escaldado.

La Tabla 18 muestra el contenido fenólico total de la col morada fresca y escaldada a distintos tiempos. La col morada fresca tenía un contenido fenólico de 63.8 mg equivalentes de ácido gálico (GAE) / g de muestra en base seca. Se detectó una reducción en el contenido fenólico total después del escaldado durante 5 minutos a 60.1 mg GAE/ g muestra bs, con una pérdida del 6% con respecto a la muestra en fresco. Además, se produjo una disminución en el contenido fenólico total después de 10 y 15 minutos de escaldado, a 51.8 y 14.8 mg GAE / g, con pérdidas en el contenido de polifenoles del 19% y 77% respectivamente. La prueba de DMS mostró diferencia significativa ($p < 0.05$) en los promedios del contenido fenólico total de la col morada fresca y todos los tratamientos de escaldado.

El contenido de antocianinas de la col morada, tuvo un resultado similar de la capacidad antioxidante. No se encontró diferencia significativa ($p < 0.05$) en la prueba de DMS entre el escaldado durante 5 y 10 minutos. Sin embargo, el contenido de antocianinas disminuyó significativamente ($p < 0.05$) después de 15 minutos de escaldado a un valor de 2.7 ± 0.5 mg Cyn-3 G/ g muestra BS.

En este estudio, el tratamiento térmico a través del escaldado dio como resultado una mayor pérdida de pigmentos de col morada.

Como se ha informado que los pigmentos de antocianinas son sensibles al calor y en parte se degradan a otros productos. Bakowska-Barczak, (2005) señala que las antocianinas aciladas de la col morada muestran una mayor estabilidad al efecto de calentamiento que las antocianinas no aciladas obtenidas de la uva roja, la grosella negra y la baya del saúco.

El escaldado puede ocasionar la pérdida de capacidad antioxidante debido a la gran superficie de contacto con el agua durante el escaldado. Además, la capacidad antioxidante de los vegetales escaldados estudiados podría deberse a la pérdida de actividad de algún otro componente antioxidante. También existe la probabilidad de que la mayoría de los componentes con alta actividad antioxidante tuvieran alta solubilidad en agua a temperatura de 80 °C.

La disminución en el contenido fenólico total y contenido de antocianinas de la col morada podría deberse a la degradación de los compuestos fenólicos o su liberación al dañarse los tejidos vegetales expuestos al agua caliente. La proporción de col morada: agua utilizada en el experimento es un factor a tener en cuenta, porque como lo señalan Volden *et al.*, 2008, la cantidad de agua juega un papel importante en las pérdidas. De esta manera, además de la sensibilidad al calor de las antocianinas, una de las causas de la pérdida de estas antocianinas en las muestras tratadas con agua fue la lixiviación, ya que las antocianinas son pigmentos solubles en agua.

La lixiviación de compuestos fenólicos polares en el agua durante la ebullición, así como la degradación o la formación de nuevos compuestos pueden disminuir la actividad antioxidante (Turkmen *et al.*, 2005). Sin embargo, Francisco, *et al.*, 2011 mencionan que el escaldado no necesariamente causa la pérdida de propiedades antioxidantes; por el contrario, en algunos casos, el escaldado podría

aumentar la disponibilidad de componentes antioxidantes además de mejorar la palatabilidad de los vegetales.

En este estudio, el escaldado durante más de 5 minutos dio como resultado una pérdida significativa de actividad antioxidante, que fue respaldada por los resultados del contenido fenólico total y de contenido de antocianinas monoméricas, los resultados obtenidos en este estudio concuerdan con los de Amin y Lee, 2005.

Volden *et al.*, 2008, en un estudio de col morada, se observaron pérdidas de aproximadamente 46% en la capacidad antioxidante en el tratamiento de escaldado a 94 a 96 °C durante 3 minutos y alrededor de 7% en el tratamiento de vapor durante 10 minutos. La razón de ésta diferencia es la forma en que la muestra está expuesta al calor, el aumento en la temperatura de escaldado y en el método analítico diferente, ya que los autores usaron los métodos de FRAP y la capacidad de absorbanza del radical de oxígeno (ORAC) respectivamente, sin embargo se observa que la temperatura afecta directamente en el tiempo de escaldado, teniendo pérdidas similares en este estudio de 42% durante 15 minutos a 80 °C.

Jaiswal *et al.*, 2012 evaluaron el efecto del escaldado en la col de York irlandesa y los resultados mostraron una disminución en la actividad antioxidante, evaluada por el método DPPH, con pérdidas significativas de 60 a 65% para tratamientos en agua a 80 y 90 °C durante 6 minutos y la tasa de pérdida se redujo gradualmente con el aumento del tiempo de escaldado hasta un valor constante.

De acuerdo con Bernstein y Noreña, (2016) hay una disminución en la actividad de la PPO en la col morada después de 10 minutos de escaldado a 80 °C, por lo que en el presente estudio se esperaría un resultado similar. A partir de esto, el tiempo adecuado para una inactivación enzimática mediante el escaldado a 80 °C, teniendo en

cuenta las características deseadas de textura y color, es de 10 minutos.

Evidentemente pueden existir otras estrategias para evitar el deterioro de los compuestos antioxidantes como el uso de escaldado por microondas o el uso de vapor, sin embargo es necesario considerar otros aspectos como el costo, residuos y uniformidad del proceso. Otro aspecto a considerar es la cantidad de agua utilizada, por lo que reduciendo la relación agua/col morada se podría minimizar la pérdida de compuestos antioxidantes en el escaldado convencional (Abu-Ghannam y Jaiswal, 2015).

Existe una necesidad de estandarización de los métodos de capacidad antioxidante para proporcionar comparaciones significativas para los efectos del escaldado sobre el contenido de polifenoles en la col morada y su respectiva actividad antioxidante.

7 CONCLUSIONES

El tratamiento térmico de deshidratación en las muestras analizadas no señala una tendencia a disminuir o aumentar la capacidad antioxidante de los frutos a medida que incrementa la temperatura de exposición, debido a una variación del contenido de polifenoles totales y la interacción de otros compuestos con las antocianinas presentes en las muestras de ciruela (*Prunus domestica*) y uva (*Vitis vinífera*).

El presente estudio preliminar destacó algunas diferencias en los resultados de capacidad antioxidante en las muestras de uvas y ciruelas sometidas a diferentes tipos de secado, sin embargo, es necesario probar otras condiciones para establecer una relación entre las variables analizadas.

En el caso de la col morada (*Brassica oleracea* var. *capitata f. rubra*) se recomienda que las condiciones de escaldado sea máximo de 10 minutos a 80 °C, para evitar una mayor pérdida de los componentes con actividad antioxidante.

8 PERSPECTIVAS

8.1 COMPUESTOS ANTIOXIDANTES

- Las metodologías y procedimientos empleados para estimar la capacidad antioxidante varía considerablemente en la literatura informada y existe la necesidad de estandarización para que las comparaciones sean significativas y útiles para futuras investigaciones.
- Realizar un mayor número de réplicas y de esta manera contar con información suficiente para correlacionar las antocianinas, polifenoles y capacidad antioxidante entre sí de las muestras utilizadas a distintos tratamientos térmicos.

8.2 TRATAMIENTO TÉRMICO

- Determinar la actividad de la PPO y utilizarse como parámetro para correlacionar el tiempo y temperatura de inactivación de la enzima en la fruta u hortaliza en estudio con el contenido de polifenoles totales.
- Determinar el contenido de polifenoles en el agua residual después del escaldado para establecer el porcentaje de pérdida por el tratamiento.

9 BIBLIOGRAFÍA

Abu-Ghannam, N.; Jaiswal, A. (2015). *Chapter 5 - Blanching as a Treatment Process: Effect on Polyphenol and Antioxidant Capacity of Cabbage*. In: Processing and Impact on Active Components in Food, Academic Press. Victor Preedy, pp. 35-43.

Abu-Ghannam, N.; Crowley, H. (2006). *The effect of low temperature blanching on the texture of whole processed new potatoes*. Journal of Food Engineering. 74, 335–344.

Aguilera Ortíz M., Reza Vargas M.C., Chew Madinaveitia R.G.; Meza Velázquez J.A. (2011). *Propiedades funcionales de las antocianinas*. Revista de Ciencias Biológicas y de la Salud, XIII. pp. 16-22.

Amin, I.; Lee, W.Y., (2005). *Effect of different blanching times on antioxidant properties in selected cruciferous vegetables*. Journal of the Science of Food and Agriculture. 85, 2314–2320.

Andersen, O.M.; Francis, G.W. (2004). *Techniques of pigment identification. In K. Davies (Ed.), Annual plant reviews, plant pigments and their manipulation*. Oxford: Blackwell Publishing. 368.

AOAC, (2005) Official Method 200.02. *Total monomeric anthocyanin pigment content of fruit juices, beverages, natural colorants, and wine*. Journal of AOAC International 88. pp. 1269.

Artislarán, A.; Martínez A. (2000). *Alimentos*. Composición y Propiedades. Mc Graw Hill. Madrid. 2a Edición. pp. 191-213.

Askari, G., Emam-Djomeh, Z.; Tahmasbi, M. (2009). *Effect Of Various Drying Methods On Texture And Color Of Tomato Halves*. Journal Of Texture Studies. 40(4). pp.371-389.

Azeredo, M.C. (2009). *Betalains: properties, sources, applications, and stability – a review*. International Journal of food Science and Technology 44, 2365-2376.

Bakowska-Barczak, A. (2005). *Acylated anthocyanins as stable, natural food colorants—A review*. Polish Journal of Food and Nutrition Sciences, 14(2), 107-116.

- Barbosa-Canovas, G.V., Vega-Mercado, H., Góngora, M. (2001). *Advances in dehydration of food*. Journal of Food Engineering 49. 271-289.
- Benzie, I.F.; Strain, J.J. (1996). *The Ferric Reducing Ability of Plasma (FRAP) as a Measure of "Antioxidant Power": The FRAP Assay*. Analytical Biochemistry 239. 70–76 Article No. 0292.
- Bernstein, A.; Noreña, C. (2016). *Kinetics of enzymatic inactivation and loss of anthocyanins and antioxidant activity in red cabbage blanched under different conditions*. Journal of Food Biochemistry, 41(3), pp 2-8.
- Bonilla, J., Vargas, C., Gomes de Oliveira, T., Lourenco, M., Do Amaral, J. (2015). *Recent advances on the application of bioactive compounds in food: a short review*. Food Science 5: 1-7.
- Bordignon-Luiz, M., Gauche, C., Gris, E.; Falcão, L. (2007). *Colour stability of anthocyanins from Isabel grapes (Vitis labrusca L.) in model systems*. LWT - Food Science and Technology. 40(4). pp.594-599.
- Bravo, L. (1998). *Polyphenols: chemistry, dietary sources, metabolism and nutritional significance*. Nutrition Reviews. 56: 317-333 p.
- Bridle, P.; Timberlake, C.F. (1997). *Anthocyanins as natural food colour-selected aspects*. Food Chemistry 58. pp. 103–109.
- Bueno, J.M., Sáez-Plaza, P., Ramos-Escudero, F., Jiménez, A.M., Fett, R.; Asuero, A.G. (2012). *Analysis and Antioxidant Capacity of Anthocyanin Pigments. Part II: Chemical Structure, Color, and Intake of Anthocyanins*. Critical Reviews in Analytical Chemistry, 42:126–151.
- Cacace, J.E.; Mazza, G. (2003). *Optimization of extraction of anthocyanins from black currants with aqueous ethanol*. Journal of Food Science, 68: 240-248.
- Cao, H.; Zhang, M. (2007). Study on reduction of water activity and storage stability for dehydrated parachinesis with intermediate moisture. Drying Technology, 25: 669-674.

Castañeda-Ovando, A., Pacheco, M., Hernández, M., Rodríguez, J., Galán, C. (2009). *Chemical studies of anthocyanins: A review*. Food Chemistry. 113. pp. 859-871.

Ceballos-Ortíz, E.; Jiménez-Munguía, M. (2012). *Cambios en las propiedades de frutas y verduras durante la deshidratación con aire caliente y sus susceptibilidad al deterioro microbiano*. Temas Selectos de Ingeniería en alimentos 6, 1, pp. 98-110.

Chun, O.K., Kim, D.O., Smith, N.L., Schroeder, D., Han, J.T.; Lee, C.Y. (2005). *Daily consumption of phenolics and total antioxidant capacity from fruit and vegetables in the American diet*. Journal of the Science of Food and Agriculture, 85, 1715-1724.

Cortes, M., Chiralt, A. (2008). *Cinética de los cambios de color en manzana deshidratada por aire fortificada con vitamina E*. Revista de la Facultad de Química Farmacéutica. Universidad de Antioquia, Medellin, Colombia. 15 (1) 8-16.

Costa, A.; Ferreira, S., (2007). *Sistema de secado solar para frutos tropicales*. Información Tecnológica 10 (5) 42-50.

Coultate, T. (2016). *Food. The chemistry of its components. Colours*. Royal Society of Chemistry Sixth Edition UK. 271-279 p.

De Corcuera, J.I.R., Cavalieri, R.P., Powers, J.R., 2004. *Blanching of Foods*. In: Heldman, D. (Ed.), Encyclopedia of Agricultural, Food, and Biological Engineering. Marcel Dekker, Inc., New York, pp. 1-5.

Del Rio, D., Rodriguez-Mateos, A., Spencer, J. P. E., Tognolini, M., Borges, G.; Crozier, A. (2013). *Dietary (poly) phenolics in human health: Structures, bioavailability, and evidence of protective effects against chronic diseases*. Antioxidants and Redox Signaling, 18(14), 1818-1892.

Delgado-Vargas, F.; Paredes-López, O. (2002a). *Colorants*. Natural Colorants for Food and Nutraceutical Uses. Boca Raton, FL: CRC Press. pp. 1-7.

Delgado-Vargas, F.; Paredes-López, O. (2002b). *Anthocyanins and betalains*. Natural Colorants for Food and Nutraceutical Uses. Boca Raton, FL: CRC Press. pp. 167-177.

Delgado-Vargas, F., Jiménez, A.R.; Paredes-López, O. (2000). ***Natural pigments: Carotenoids, anthocyanins, and betalains***—Characteristics, biosynthesis, processing, and stability. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 40(3), pp. 173-289.

Diamante, L., Durand, M., Savage, G.; Vanhanen, L., (2010). ***Effect of temperature on the drying characteristics, color and ascorbic acid content of green and gold kiwifruits***. *International Food Research Journal* 17. pp. 441-451.

El Gharras, H. (2009). Polyphenols: ***Food sources, properties and applications*** - A review. *International Journal of Food Science and Technology*, 44(12), 2512-2518.

Fang, Y. L., Zhang, A., Wang, H., Li, H., Zhang, Z. W.; Chen, S. X. (2010). ***Health risk assessment of trace elements in Chinese raisins produced in Xinjiang province***. *Food Control*. 21, 732–739 p.

Faller, A.; Fialho, E., (2009). ***The antioxidant capacity and polyphenol content of organic and conventional retail vegetables after domestic cooking***. *Food Research International*. 42, pp. 210-215.

Fennema, O.R. (2000) ***Química de los Alimentos***, 2a ed. Zaragoza: Acribia SA. pp. 243.

Fowke, J.H., Chung, F.L., Jin, F., Qi, D.; Conaway, C. (2003). ***Urinary isothiocyanate level, Brassica, and human breast cancer***. *Cancer Research*, 63, 3896–3980.

Francis, F. J.; Markakis, P. C. (1989). ***Food colorants: Anthocyanins***. *Critical Reviews in Food Science and Nutrition*, 28(4), 273-314.

Francisco, M., Velasco, P., Moreno, D.A., Garcia-Viguera, C.; Cartea, M.E. (2010). ***Cooking methods of Brassica rapa affect the preservation of glucosinolates, phenolics and vitamin C***. *Food Research International*, 43, 1455-1463.

Galanakis, C.M., Markouli, E.; Gekas, V. (2013). ***Fractionation and recovery of different phenolic classes from winery sludge via membrane filtration***. *Separation and Purification Technology*, 107, pp 245-251.

Garzón, G.A.; Wrolstad, R.E. (2002). *Comparison of the stability of pelargonidin based anthocyanins in strawberry juice and concentrate*. Journal of Food Science, 67: 1288-1299.

Giusti, M.; Wrolstad, R. (2001). *Characterization and Measurement of Anthocyanins by UV-Visible Spectroscopy*. Current Protocols in Food Analytical Chemistry, 00(1), pp.F1.2.1-F1.2.13.

Grupo de Innovación Docente en Operativa de Laboratorios Químicos. (2014) *Técnicas y operaciones avanzadas en el laboratorio químico* [En línea] (Actualización 25 de Abril del 2014) Disponible en: <http://www.ub.edu/talq/es/node/262> (Último acceso 22 de Septiembre del 2016).

Gutiérrez, D.M., Ortiz García, C.O.; Cisneros, A.M. (2008). *Medición de fenoles y actividad antioxidante de malezas usadas para alimentación animal*. Simposio de Metrología. Centro Nacional de Metrología. Querétaro, México. pp. 1-4.

Hatami, T., Emami, S.A., Miraghaee, S.S.; Mojarrab, M. (2014). *Total Phenolic Contents and Antioxidant Activities of Different Extracts and Fractions from the Aerial Parts of Artemisia biennis Willd*. Iranian Journal of Pharmaceutical Research: IJPR, 13(2), 551-559.

Hernández-Herrero, J.; Frutos, M. (2014). *Colour and antioxidant capacity stability in grape, strawberry and plum peel model juices at different pHs and temperatures*. Food Chemistry. pp. 199-204.

Hogervorst Cvejić, J., Atanacković, M., Krstonošić, M., Mira Bursać, M.; Miljić, U. (2018). *Chapter 7. Polyphenols, En Nutraceutical and Functional Food Components*. En: C. M. Galanakis, ed., Nutraceutical and Functional Food Components. Academic Press, pp. 203-258.

Horbowicz, M., Kosson, R., Grzesiuk, A.; Debski, H. (2008). *Anthocyanins of fruits and vegetables - their occurrence, analysis and role in human nutrition*. Vegetable Crops Research Bulletin, 68, 5e22.

Iciek, J.; Krysiak, W. (2009). *Effect of air parameters on the quality of dried potato cubes*. Drying Technology. 27: 1316-1324.

Ionita, E., Gurgu, L., Aprodu, I., Stănciuc, N., Dalmadi, I., Bahrim, G.; Râpeanu, G. (2017). *Characterization, purification, and temperature/pressure stability of polyphenol oxidase extracted from plums (Prunus domestica)*. Process Biochemistry, 56, pp.177-185.

ISO 9648:1988 (1988) *Sorghum -- Determination of tannin content* [En línea] (Actualización año 2000) Disponible en <https://www.iso.org/obp/ui/#iso:std:iso:9648:ed-1:v1:en> (Último acceso 20 de septiembre del 2016).

Jaiswal, A.K., Gupta, S., Abu-Ghannam, N. (2012). *Kinetic evaluation of color, texture, polyphenols and antioxidant capacity of Irish York cabbage after blanching treatment*. Food Chem. 131, 63-72.

Jaiswal, A.K., Rajauria, G., Abu-Ghannam, N.; Gupta, S. (2011). *Phenolic composition, antioxidant capacity and antibacterial activity of selected Irish Brassica vegetables*. Nat. Prod. Commun. 6, 1299–1304.

Jayasankar, S., Dowling, C.; Selvaraj, D. (2018). *Plums and Related Fruits*. Encyclopedia of Food and Health. pp 401-405.

Kähkönen, M., Hopia, A., Vuorela, H., Rauha, J., Pihlaja, K.; Kujala, T. (1999). *Antioxidant activity of plant extracts containing phenolic compounds*. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 47 , 3954–3962.

Komatsu, W., Miura, Y.; Yagasaki, K. (1998). Suppression of hypercholesterolemia in hepatoma-bearing rats by cabbage extract and its component, S-methyl-L-cysteine sulfoxide. Lipids, 33, 499–503.

Kong, J.M., Chiam, L.S., Goh, N.K., Chia, R.F.; Brouillard, C. (2003). Analysis and biological activities of anthocyanins. Phytochemistry, 64: 923-933.

Kuklinski, C. (2000). Componentes químicos. Farmacognosia. Ed. Omega. Barcelona. 94-125 pp.

Lee, D.W.; Gould, K.S. (2002). Why Leaves Turn Red. American Science, 90 (6),524-531.

Limón, D., Díaz, A., Luna, F., Mendieta, L., Zenteno, E.; Guevara, J. (2010). *Los flavonoides: mecanismo de acción, neuroprotección y efectos farmacológicos*. Mensaje Bioquímico, 34, pp.143-154.

Manach, C., Scalbert, A., Morand, C., Rémésy, C.; Jiménez, L. (2004). Polyphenols: food sources and bioavailability. *The American Journal of Clinical Nutrition*, 79(5), pp.727-747.

Manchali, S., Murthy, K.N.Ch.; Patil, B. S. (2012). *Crucial facts about health benefits of popular cruciferous vegetables*. *Journal of Functional Foods*. 4, 94–106.

Marquardt, K.; Watson, R. (2014). *Polyphenols and Public Health. Polyphenols in Human Health and Disease*. Academic Press. pp.9-15.

Mathiesen, L., Malterud, K.; Sund, R. (1995). *Antioxidant Activity of Fruit Exudate and C-Methylated Dihydrochalcones from Myrica gale*. *Planta Medica*, 61(06), pp. 515-518.

Mazza, G.; Minati, E. (1993): *Anthocyanins in fruits, vegetables and grains, Boca Ratón, FL: CRC Press*, pp 211-212.

Mejía-Meza, E.I., Yáñez, J.A., Remsberg, C.M., Takemoto, J.K., Davies, N.M., Rasco, B.; Clary, C. (2010). *Effect of Dehydration on Raspberries: Polyphenol and Anthocyanin Retention, Antioxidant Capacity, and Antiadipogenic Activity*. *Journal of Food Science*, 75: H5–H12.

Meltzer, H.M.; Malterud K.E. (1997). Can dietary flavonoids influence the development of coronary heart disease? *Scandinavian Journal of Nutrition*. 41: 50-57 p.

Mizgier, P., Kucharska, A., Sokół-Łętowska, A., Kolniak-Ostek, J., Kidoń, M.; Fecka, I. (2016). *Characterization of phenolic compounds and antioxidant and anti-inflammatory properties of red cabbage and purple carrot extracts*. *Journal of Functional Foods*. 21. pp 133–146.

Morales-Blancas, E., Chandia, V.; Cisneros-Zevallos, L. (2006). *Thermal inactivation kinetics of peroxidase and lipoxygenase from broccoli, green asparagus and carrots*. *Journal of Food Science*. 67, 146–154 pp.

Mortensen, A. (2006). *Carotenoids and other pigments as natural colorants*. Pure and Applied Chemistry, 78 (8), 1477-1491.

Murcia, M.A., Parras, P., Jiménez, A.M.; Martínez-Tomé M. (2003). *Nuevos alimentos para nuevas necesidades.VII. Polifenoles y flavonoides: su importancia en la prevención de enfermedades*. Madrid. pp 122-127.

NMX-FF-026-1994. PRODUCTOS ALIMENTICIOS NO INDUSTRIALIZADOS PARA USO HUMANO FRUTA FRESCA. UVA DE MESA (VITIS VINIFERA L.) ESPECIFICACIONES. Disponible en: <https://www.colpos.mx/bancodenormas/nmexicanas/NMX-FF-026-1994.PDF>. (Último acceso 30 de Julio del 2018).

NMX-FF-048-1982 PRODUCTOS ALIMENTICIOS NO INDUSTRIALIZADOS PARA USO HUMANO - HORTALIZAS EN ESTADO FRESCO-COL (REPOLLO). Disponible en: <http://www.colpos.mx/bancodenormas/nmexicanas/NMX-FF-048-1982.PDF>. (Último acceso 11 de Noviembre del 2017).

NMX-F-112-1970. MÉTODO DE PRUEBA PARA LA DETERMINACIÓN DE SÓLIDOS SOLUBLES POR LECTURA REFRACTOMÉTRICA EN PRODUCTOS DERIVADOS DE LAS FRUTAS. Disponible en: <https://www.colpos.mx/bancodenormas/nmexicanas/NMX-F-112-1970.PDF>. (Último acceso 11 de Noviembre del 2017).

Panceri, C.P., Gomes, T.M., De Gois, J.S., Borges D.L.G.; Bordignon-Luiz M.T. (2013). *Effect of dehydration process on mineral content, phenolic compounds and antioxidant activity of Cabernet Sauvignon and Merlot grapes*. Food Research International 54: 1343–1350.

Paredes Salido, F.; Clemente Fernández, A. (2005). *Polifenoles de aplicación en farmacia Metabolismo y acción biológica*. Fitoterapia. Vol 24 Núm 8. pp 85-94.

Parra-Coronado, Alfonso; Hernández Hernández, José Eugenio; Camacho-Tamayo, Jesús Hernán. (2008). *Estudio fisiológico poscosecha y evaluación de la calidad de la ciruela variedad Horvin (prunus domestica l.) bajo tres condiciones de almacenamiento refrigerado*. Ingeniería e Investigación, 28(1), 99-104.

Patras A., Brunton N.P., O'Donnell C.; Tiwari B.K. (2010). *Effect of thermal processing on anthocyanin stability in foods; mechanisms and kinetics of degradation*. Trends in Food Science and Technology, 21. pp. 3-11.

Pérez, T. (2003). *Los flavonoides: antioxidantes o prooxidantes*. Revista Cubana de Investigación Biomédica, 22(1), 48-57.

Piga, A.; Del Caro, G. (2003). *From plums to prunes: Influence of drying parameters on polyphenols and antioxidant activity*. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 51 (2003), pp. 3675–3681.

Podsędek, A. (2007). Natural *antioxidants and antioxidant capacity of Brassica vegetables: A review*. LWT – Food Science and Technology, 40, 1–11.

Podsędek, A., Sosnowska, D., Redzynia, M.; Koziółkiewicz, M. (2008). *Effect of domestic cooking on the red cabbage hydrophilic antioxidants*. International Journal of Food Science and Technology., 43, 1770-1777.

Prior, R. L.; Cao, G. (1999). *In vivo total antioxidant capacity: Comparison of different analytical methods*. Free Radical Biological and Medicine, 27, 1173-1181.

Prior, R. L., Wu, X.; Schaich, K. (2005). *Standardized methods for the determination of antioxidant capacity and phenolics in foods, and dietary supplements*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 53, 4290–4302.

Ribéreau-Gayon, P., Glories, Y., Maujean, A.; Dubourdieu, D. (2006). *Phenolic compounds. Handbook of Enology*. Chichester: John Wiley and Sons, Ltd.

Rivas Gonzalo, J.C.; García Alonso, M. (2002). *Flavonoides en alimentos vegetales: estructura y actividad antioxidante*. Alimentación Nutrición y Salud. vol. 2 n° 2, 31-38 p.

Robards, K.; Antolovich, M. (1997). *Analytical chemistry of fruit bioflavonoids*. A review. Analyst, 122: 11R-34R.

Robards, K., Prenzler, P.D., Tucker, G., Swatsitang, P.; Glover, W. (1999). *Phenolic compounds and their role in oxidative processes in fruits*. Food Chemistry. 66: 401- 436p.

Robinson, D. (1991). *Bioquímica y valor nutritivo de los alimentos*. Ed Acirbia. Zaragoza. 560 p.

Sánchez-Moreno, C. (2002). *Compuestos polifenólicos: efectos fisiológicos. Actividad antioxidante*. Alimentaria En/Feb. pp. 29-40.

Satue-Gracia, M.T., Heinonen, M.; Frankel, E. N. (1997). *Antioxidant activity of anthocyanins in LDL and lecithin liposome systems*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 45 , 3362–3367.

Scalbert, A.; Williamson, G. (2000). *Dietary intake and bioavailability of polyphenols*. The Journal of nutrition. 130(8), 2073S-2085S.

Shahidi, F.; Naczki, M. (2003). *Phenolics in food and nutraceuticals*. CRC press. pp 3-5.

Singleton, V.L., Orthofer, R.; Lamuela-Raventós R.M. (1999). *Analysis of total phenols and other oxidation substrates and antioxidants by means of folin-ciocalteu reagent Methods*. Enzymology. pp. 152–178.

Teng, H., Fang, T., Lin, Q., Song, H., Liu, B.; Chen, L. (2017). *Red raspberry and its anthocyanins: Bioactivity beyond antioxidant capacity*. Trends in Food Science and Technology. 66, pp.153-165.

Tomás-Barberán, F.A., Ferreres, F.; Gil, M.I. (2000). *Antioxidant phenolic metabolites from fruit and vegetables and changes during postharvest storage and processing*. En: Atta-ur.Rahman ed. Studies in Natural products Chemistry. Amsterdam: Elsevier. 23: 739-95.

Turkmen, N., Sari, F.; Velioglu, Y.S., (2005). *The effect of cooking methods on total phenolics and antioxidant activity of selected green vegetables*. Food Chemistry. 93, 713–718.

Usenik, V., Stampar, F.; Veberic, R. (2009). *Anthocyanins and fruit colour in plums (*Prunus domestica* L.) during ripening*. Food Chemistry. 114(2), pp.529-534.

Valant-Vetschera, K. M.; Wollenweber, E. (2006). *Flavonoids*. En O. M. Andersen, and K. R. Markham, *Chemistry, biochemistry and applications*. Boca Raton, FL: CRC Press. pp. 617-748.

Vangdal, E., Picchi, V., Fibiani, M.; Lo Scalzo, R. (2017). *Effects of the drying technique on the retention of phytochemicals in conventional and organic plums (Prunus domestica L.)*. LWT - Food Science and Technology. 85, pp.506-509.

Vásquez-Parra, J., Ochoa-Martínez, C.; Bustos-Parra, M. (2013). *Effect of chemical and physical pretreatments on the convective drying of cape gooseberry fruits (Physalis peruviana)*. Journal of Food Engineering. 119(3), pp.648-654.

Volden, J., Borge, G.I.A., Bengtsson, G.B., Hansen, M., Thygesen, I.E.; Wicklund, T. (2008). *Effect of thermal treatment on glucosinolates and antioxidant-related parameters in red cabbage (Brassica oleracea L. ssp. capitata f. rubra)*. Food Chemistry. 109, 595-605.

Von Elbe, J. H.; Schwartz, S. J. (1996). *Colorants*. en O. R. Fennema. Food Chemistry Marcel Dekker, Inc. pp. 651-722.

Wachtel-Galor, S., Wong, K.W.; Benzie, I.F.F. (2008). *The effect of cooking on Brassica vegetables*. Food Chemistry. 110, 706-710.

Wiczowski, W., Szawara-Nowak, D.; Topolska, J. (2015). *Changes in the content and composition of anthocyanins in red cabbage and its antioxidant capacity during fermentation, storage and stewing*. Food Chemistry. 167, pp.115-123.

Wiczowski, W., Topolska, J.; Honke, J. (2014). *Anthocyanins profile and antioxidant capacity of red cabbages are influenced by genotype and vegetation period*. Journal of Functional Foods, 7, pp. 201-211.

Wen, W., Lu, J., Zhang, K.; Chen, S.(2008). *Grape seed extract inhibits angiogenesis via suppression of the vascular endothelial growth factor receptor signaling pathway*. Cancer Prevention Research (Phila).(7). pp. 545-561.

Wojdyło, A., Figiel, A., Lech, K., Nowicka, P.; Oszmiański, J. (2014). *Effect of convective and vacuum microwave drying on the bioactive compounds, color, and antioxidant capacity of sour cherries*. Food Bioprocess Technology. 7, 829-841.

Wu, X.; Prior, R.L. (2005). *Systematic identification and characterization of anthocyanins by HPLC-ESI-MS/MS in common foods in the United States: Fruits and berries*. Journal of Agricultural and Food Chemistry. 53. 2589e-2599.

Xia, E., He, X., Li, H., Wu, S., Li, S.; Deng, G. (2014). *Chapter 5. Biological Activities of Polyphenols from Grapes*. In: R. Watson, V. Preedy and S. Zibadi, ed., *Polyphenols in Human Health and Disease*. Academic Press. pp.47-58.

Yen, G.C.; Chen, H.Y. (1995). *Antioxidant activity of various tea extracts in relation to their antimutagenicity*. Journal of Agricultural and Food Chemistry, 43(1), 27-32.

Zapata, L.M. (2014). *Obtención de extracto de antocianinas a partir de arándanos para ser utilizado como antioxidante y colorante en la industria alimentaria*. Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia. pp. 30-42.