



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE QUÍMICA

Perspectivas actuales de valorización de la cáscara de granada (*Punica granatum L.*), como fuente importante de compuestos antioxidantes y sus aplicaciones

TRABAJO MONOGRÁFICO DE ACTUALIZACIÓN

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

QUÍMICA DE ALIMENTOS

PRESENTA

MARÍA CECILIA RAMBLAS BARAJAS



Ciudad Universitaria, CDMX

2023



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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: REYES TREJO LINO JOEL**
VOCAL: **Profesor: GONZALEZ HERNANDEZ ILIANA ELVIRA**
SECRETARIO: **Profesor: RAMIREZ CAHERO HIRAM FERNANDO**
1er. SUPLENTE: **Profesor: SEVERIANO PEREZ PATRICIA**
2° SUPLENTE: **Profesor: TRAPALA REYNA JONATHAN**

SITIO DONDE SE DESARROLLÓ EL TEMA:

Biblioteca Virtual y Dirección General de Bibliotecas UNAM.

ASESOR DEL TEMA: LINO JOEL REYES TREJO

SUSTENTANTE : MARÍA CECILIA RAMBLAS BARAJAS

Contenido

INDICE DE DIAGRAMAS	6
INDICE DE FIGURAS	6
INDICE DE GRÁFICAS	8
INDICE DE TABLAS	8
SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS	9
RESUMEN	12
1. INTRODUCCIÓN	13
2. OBJETIVOS	14
3. HIPÓTESIS	14
4. MARCO TEÓRICO	15
4.1 RESIDUOS.....	15
4.1.1 Residuos alimentarios.....	21
4.1.1.1 Etapas de la cadena de suministros de productos vegetales.....	25
4.1.1.2 Valorización de los residuos de alimentos.....	27
4.1.1.2.1 Obtención de bioenergía.....	28
4.2 ANTIOXIDANTES Y AUTOOXIDACIÓN LIPÍDICA.....	31
4.2.1 Antioxidantes.....	34
4.2.1.1 Antioxidantes Naturales.....	36
4.2.1.1.1 Vitaminas-antioxidantes.....	36
4.2.1.1.2 Carotenoides.....	37
4.2.1.1.3 Polifenoles.....	38
4.2.1.1.4 Glucosinolatos.....	38
4.2.1.2 Antioxidantes Sintéticos.....	39
4.2.1.2.1 Etoxiquina.....	39
4.2.1.2.2 Butilhidroxianisol.....	40
4.2.1.2.3 Terc-butilhidroquinona.....	40
4.2.1.2.4 Galato de propilo.....	41
4.3 GRANADA.....	43
4.3.1 Taxonomía.....	44
4.3.2 Historia.....	45
4.3.3 Simbología alrededor del mundo.....	46
4.4 PRODUCCIÓN DE LA GRANADA.....	47
4.4.1 Producción mundial.....	47
4.4.2 Producción nacional.....	48
4.5 VARIEDADES DE GRANADA.....	49
4.6 RECOLECCIÓN.....	50
4.7 ALMACENAMIENTO.....	50
4.8 FACTORES QUE AFECTAN LA CALIDAD DE LA GRANADA.....	51
4.9 CONSUMO NACIONAL DE GRANADA.....	52
4.10 COMPONENTES BIOACTIVOS PRESENTES EN LA GRANADA.....	55
5 METODOLOGÍAS PARA LA EXTRACCIÓN DE ANTIOXIDANTES A PARTIR DE LA CÁSCARA DE GRANADA	58
5.1 TRATAMIENTO PREVIO.....	58
5.1.1 Métodos de molienda.....	59
5.1.2 Métodos de secado.....	60
5.2 MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE ANTIOXIDANTES.....	63
5.2.1 Extracción por agitación simple.....	64

5.2.2	<i>Extracción asistida por microondas (MAE)</i>	65
5.2.3	<i>Extracción asistida por ultrasonido (UAE)</i>	66
5.2.4	<i>Extracción a alta presión</i>	66
5.2.5	<i>Extracción por maceración</i>	67
5.2.6	<i>Extracción por fluidos supercríticos</i>	68
5.2.7	<i>Extracción por campo de pulso eléctrico (HVED)</i>	69
5.2.8	<i>Extracción por medio de disolventes</i>	70
5.3	CUANTIFICACIÓN TOTAL DE COMPUESTOS ANTIOXIDANTES.....	73
5.4	MÉTODO DE CUANTIFICACIÓN DE FENOLES TOTALES	73
5.5	MÉTODOS PARA LA DETERMINACIÓN DE LA ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE PRESENTE EN LA CÁSCARA DE GRANADA	74
5.5.1	<i>Método DPPH</i>	74
5.5.2	<i>Método ABTS</i>	75
5.5.3	<i>Método ORAC</i>	76
5.5.4	<i>Método FRAP</i>	76
5.5.5	<i>Método TRAP</i>	76
6	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	78
6.1	BIODIVERSIDAD (CARACTERÍSTICAS COMPOSICIONALES, REGIÓN DE CULTIVO, CLIMA, MADUREZ DEL FRUTO, SUELO, CARACTERÍSTICAS SENSORIALES).....	78
6.2	DISCUSIÓN SOBRE LOS MÉTODOS DE SECADO	82
6.3	DISCUSIÓN SOBRE LOS MÉTODOS DE EXTRACCIÓN	83
6.4	CUANTIFICACIÓN DE FENOLES TOTALES EN LA CÁSCARA DE GRANADA	87
6.5	DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE DE LA GRANADA	87
6.6	REVALORIZACIÓN DE LOS ANTIOXIDANTES (USOS)	90
6.6.1	<i>Aplicación como ingrediente antioxidante</i>	90
6.6.2	<i>Aplicación de los extractos antioxidantes obtenidos de la cáscara de granada (PP) como agente antimicrobiano</i>	92
6.6.3	<i>Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como ingrediente en productos cárnicos</i>	93
6.6.4	<i>Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como mecanismo anticancerígeno</i>	94
6.6.5	<i>Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como suplemento dietético</i>	94
6.6.6	<i>Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como prebiótico</i>	94
7	CONCLUSIONES	96
8	REFERENCIAS	97

INDICE DE DIAGRAMAS

DIAGRAMA 1. MANEJO INTEGRAL DE RESIDUOS DE ALIMENTOS.....	23
DIAGRAMA 2. CLASIFICACIÓN DE LOS ANTIOXIDANTES DE ACUERDO CON SU OBTENCIÓN	35
DIAGRAMA 3. ESQUEMA DE LA PRODUCCIÓN DE DERIVADOS DE LA GRANADA	54

INDICE DE FIGURAS

FIGURA 1. MOTIVOS POR LOS QUE NO SE SEPARA LA BASURA EN MÉXICO.....	22
FIGURA 2. CICLO DE VIDA DE LOS ALIMENTOS	25
FIGURA 3. ESQUEMA DE PRODUCCIÓN DE COMPUESTOS DE ALTO VALOR AGREGADO	27
FIGURA 4. ESQUEMA DE LA PRODUCCIÓN DE BIOGÁS.....	29
FIGURA 5. REVALORIZACIÓN DE RESIDUOS DE LOS ALIMENTOS	30
FIGURA 6. REACCIÓN DEL ANTIOXIDANTE GALATO CON RADICALES DEL ÁCIDO OLEICO	32
FIGURA 7. SECUENCIA DE REACCIONES DE LA AUTOOXIDACIÓN LIPÍDICA.....	33
FIGURA 8. ESTRUCTURA QUÍMICA DE DOS COMPUESTOS CON PODER ANTIOXIDANTE.....	34
FIGURA 9. ESTRUCTURA QUÍMICA DE DOS VITAMINAS CON ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE	36
FIGURA 10. ESTRUCTURA QUÍMICA DEL B-CAROTENO.	37
FIGURA 11. ESTRUCTURA DE LA FLAVONA.....	38
FIGURA 12. ESTRUCTURA QUÍMICA DE LA SINIGRINA.	39
FIGURA 13. ESTRUCTURA QUÍMICA DE LA ETOXIQUINA.....	39
FIGURA 14. ISÓMEROS DE BHA.	40
FIGURA 15. ESTRUCTURA QUÍMICA DE TBHQ.	40
FIGURA 16. ESTRUCTURA QUÍMICA DEL GALATO DE PROPILO.	41
FIGURA 17. DESCRIPCIÓN BOTÁNICA DE LA GRANADA:	43
FIGURA 18. PARTES DE LA CÁSCARA Y LA SEMILLA DE GRANADA.....	44
FIGURA 19. MAPA DE PRODUCCIÓN MUNDIAL DE GRANADA.....	47
FIGURA 20. MAPA DE PRODUCCIÓN NACIONAL DE GRANADA.....	48
FIGURA 21. REPRESENTANDO LA BIODIVERSIDAD. VARIEDADES.....	49
FIGURA 22. GRANADO.....	50
FIGURA 23. DIFERENTES PRESENTACIONES DEL CONSUMO DE LA GRANADA	53
FIGURA 24. ESTRUCTURA QUÍMICA DE ALGUNAS BIOMOLÉCULAS IDENTIFICADAS EN LA CÁSCARA DE GRANADA (PP).	57
FIGURA 25. DIAGRAMA DE DISPOSITIVO MOLINO DE MARTILLO.....	59
FIGURA 26. DIAGRAMA DE DISPOSITIVO MOLINO DE RODILLO.....	60
FIGURA 27. DESHIDRATADOR SOLAR CASERO.....	61
FIGURA 28. ESQUEMA DE UN HORNO DE VACÍO.....	62
FIGURA 29. EQUIPO DE SECADO POR HORNO.....	62

FIGURA 30. DIAGRAMA DE UN EQUIPO DE LIOFILIZACIÓN.....	63
FIGURA 31. EQUIPO DE AGITACIÓN MAGNÉTICA CON CALEFACCIÓN.....	64
FIGURA 32. TÉCNICA DE EXTRACCIÓN ASISTIDA POR MICROONDAS.....	65
FIGURA 33. EXTRACCIÓN ULTRASÓNICA.....	66
FIGURA 34. DIAGRAMA DE EQUIPO DE EXTRACCIÓN A ALTA PRESIÓN.....	67
FIGURA 35. EXTRACCIÓN POR MACERACIÓN.....	68
FIGURA 36. PROCESO DE FLUIDOS SUPERCRÍTICOS.....	69
FIGURA 37. EXTRACCIÓN POR CAMPO DE PULSO ELÉCTRICO.....	69
FIGURA 38. EXTRACCIÓN CON DISOLVENTES.....	70
FIGURA 39. ESTRUCTURA DEL ÁCIDO GÁLICO.....	73
FIGURA 40. CURVA DE CALIBRACIÓN DE ÁCIDO GÁLICO.....	74
FIGURA 41. REDUCCIÓN DEL RADICAL DPPH.....	75
FIGURA 42. OXIDACIÓN DEL CATION ABTS*.....	76
FIGURA 43. BIODIVERSIDAD EN CULTIVOS DIFERENTES DE GRANADA.....	80
FIGURA 44. CROMATOGRAMA HPLC-DAD DE COMPONENTES FENÓLICOS EN LA PIEL DE GRANADA.....	87

INDICE DE GRÁFICAS

GRÁFICA 1. REPRESENTACIÓN GRÁFICA SOBRE LA GENERACIÓN DE RESIDUOS A NIVEL MUNDIAL	18
GRÁFICA 2. REPRESENTACIÓN GRÁFICA DE LA GENERACIÓN DE RESIDUOS EN VARIOS ESTADOS DE LA REPÚBLICA MEXICANA	19
GRÁFICA 3. COMPOSICIÓN DE LOS RSU EN MÉXICO	20
GRÁFICA 4. PÉRDIDA DE ALIMENTO EN LA CADENA DE SUMINISTROS	26
GRÁFICA 5. PESO DE LA GRANADA MUESTRA EN DIFERENTES PRESENTACIONES	78
GRÁFICO 6. ELIMINACIÓN DE HUMEDAD Y PÉRDIDA DE FENOLES DE LOS MÉTODOS DE SECADO	82
GRÁFICA 7. CONTENIDO DE FENOL TOTAL EN GAEQ (MG/G DE EQUIVALENTES DE ÁCIDO GÁLICO).....	83
GRÁFICA 8. EXTRACCIÓN DE GAEQ (MG/G) POR MEDIO DE DIFERENTES MÉTODOS DE EXTRACCIÓN	86
GRÁFICO 9. PORCENTAJE DE INHIBICIÓN DE LA OXIDACIÓN, SUSTANCIAS REACTIVAS AL ÁCIDO 2-TIOBARBITÚRICO (TBARS, POR SUS SIGLAS EN INGLÉS), EN MUESTRAS DE ACEITE	91
GRÁFICO 10. CONTENIDO TOTAL DE POLIFENOLES (TPC) Y ACTIVIDAD DE ELIMINACIÓN DE RADICALES DPPH (DPPH-RSA POR SUS SIGLAS EN INGLÉS) EN MUESTRAS DE ACEITE	92

INDICE DE TABLAS

TABLA 1. CLASIFICACIÓN DE LOS RESIDUOS DE ACUERDO CON LA LEY GENERAL PARA LA PREVENCIÓN Y GESTIÓN INTEGRAL DE LOS RESIDUOS:.....	17
TABLA 2. CLASIFICACIÓN DE ANTIOXIDANTES DE ACUERDO CON SU ORIGEN	36
TABLA 3. VITAMINAS PRESENTES EN DIFERENTES GRUPOS DE ALIMENTOS.....	36
TABLA 4. PRESENCIA DE CAROTENOIDES EN DIFERENTES ALIMENTOS	37
TABLA 5. POLIFENOLES PRESENTES EN ALIMENTOS.....	38
TABLA 6. ALGUNOS ANTIOXIDANTES PRESENTES EN ALIMENTOS.....	42
TABLA 7. FACTORES QUE AFECTAN LA CALIDAD DE LA GRANADA	51
TABLA 8. COMPONENTES FITOQUÍMICOS EN DIFERENTES PARTES DE LA PLANTA DE LA GRANADA	56
TABLA 9. TECNOLOGÍAS DE EXTRACCIÓN PARA LA OBTENCIÓN DE COMPUESTOS BIOACTIVOS, ASÍ COMO EL MÉTODO DE IDENTIFICACIÓN UTILIZADO.....	71
TABLA 10. MÉTODOS ESTANDARIZADOS DE ACTIVIDAD ANTIOXIDANTE.....	77
TABLA 11. ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL DE LA CÁSCARA DE GRANADA.....	79
TABLA 12. CONTENIDO MINERAL DE LA CÁSCARA DE GRANADA MEXICANA.	79
TABLA 13. ANÁLISIS COMPOSICIONAL DE LA CÁSCARA DE GRANADA.....	80
TABLA 14. MÉTODOS DE EXTRACCIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS Y PROPIEDADES NUTRIMENTALES AFECTADAS EN LA CALIDAD DE LA CÁSCARA DE GRANADA	84
TABLA 15. CONCENTRACIÓN DE COMPUESTOS FENÓLICOS EXTRAÍDOS DE CÁSCARA DE GRANADA	86
TABLA 16. DETERMINACIÓN DE LA CAPACIDAD ANTIOXIDANTE EXTRAÍDA DE LA GRANADA.....	88

SÍMBOLOS Y ABREVIATURAS

$^1\text{O}_2$ Oxígeno singulete
A• Radicales antioxidantes producidos
AAPH (ABAP) Dihidrocloruro de 2,2'-azobis(2- amidinopropano)
AAPH Dihidrocloruro de 2,2'-azobis(2-amidinopropano)
ABTS Ácido 2,2-azinobis-(3-etilbenzotiazolín-6-sulfónico)
AH Especie antioxidante
ANIPAC Asociación Nacional de Industrias del Plástico
AO⁺ Antioxidant Activity (Actividad Antioxidante)
BHA Butilhidroxianisol
BHA Butilhidroxianisol
BHQ Butilhidroxiquinona
BHT Butilhidroxitolueno
CCSAQ Código de Conducta de la Sociedad Americana de Química
CE Catequin Equivalents (Equivalentes de Catequina)
CONABIO Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad
CONAGUA Comisión Nacional del Agua
CONEVAL Consejo Nacional de Evaluación de la Política de Desarrollo Social
CuSO₄ Sulfato de cobre
Cy-3-glu 3-O-glucósido de cianidina
DAD Diode Array Detector (Detector de arreglo de diodos)
DGEIZUM Dirección General de Equipamiento e Infraestructura en Zonas Urbano Marginadas
DM Dry Mass (Materia Seca)
DOF Diario Oficial de la Federación
DPPH 2,2'-Difenil-1-picrilhidrazilo
DPPH-H forma reducida no radicalaria del 2,2'-Difenil-1-picrilhidrazilo
DPPH-RSA actividad de eliminación de radicales
EASCFE Extracción con fluido supercrítico asistida por enzimas
ECV Enfermedades cardiovasculares
EFSA European Food Safety Authority (Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria)
ESI ElectroSpray Ionization (Ionización por Electropulverización)
ETQ Etoxiquina
FAO Food and Agriculture Organisation (Organización para la Agricultura y la Alimentación)
FL Fluoresceína sódica (3',6'-dihidroxi- espiro [isobenzofuran1(3H)9(9')-xat en]-3-ona)
FRAP Ferric Reducing Antioxidant Power (Capacidad de Reducción del Hierro)
GAE Gallic Acid Equivalent (Equivalente de Ácido Gálico)
GP Galato de propilo
H₂O Agua
HHDPE hexahydroxydiphenoyl (hexahidroxidifenoilo)
HO• Radical hidroxilo
HPLC High Performance Liquid Chromatography (Cromatografía Líquida de Alta Eficiencia)
hν Energía de fotón, absorción de luz (quimioluminiscencia)
IEA Agencia Internacional de Energía
INIFAP Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias
INSP Instituto Nacional de Salud Pública
IPCC Grupo Intergubernamental de Expertos sobre el Cambio Climático

L• Luminol. 3-aminofthalhidrazida, L (actúa como fotosensibilizador)
LC Liquid Chromatography (Cromatografía Líquida)
LGPGIR Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos
LH Ácido graso poliinsaturado
LRSDf Ley de Residuos Sólidos del DF
MAE Microwave Assisted Extraction (Extracción asistida por microondas)
mAU Miliunidades de absorbancia
Mpa Megapascal
MS Mass Spectrometry (Espectrometría de masas)
N₂ Nitrógeno molecular
O₂• o O₂•⁻ Anión superóxido
°Bx Grados brix
OCDE Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económicos
ONU Organización de las Naciones Unidas
ORAC Oxygen Radical Absorbance Capacity (Capacidad Absorbente de Radicales de Oxígeno)
PDA Photo Diode Array (Matriz de Diodos Fotográficos)
PGIRS Programa de Gestión Integral de los Residuos Sólidos
PP Pomegranate Peel (Cáscara de granada)
PROFECO Procuraduría Federal del Consumidor
RE Rutin Equivalents (Equivalentes de Rutina)
RME Residuos de Manejo Especial
ROO• Radical peróxido
ROOH Hidroperóxido orgánico
ROS Especies reactivas de oxígeno
RP Residuos Peligrosos
RSA Radical Scavenging Activity (Actividad de Eliminación de Radicales)
RSC Responsabilidad Social Corporativa
RSU Residuos Sólidos Urbanos
S Exitación del sustrato
S• Radicales libres del sustrato
SADER Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural
SAGARPA Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación
SEDEMA Secretaría del Medio Ambiente
SEDESOL Secretaría de Desarrollo Social
SEMARNAT Secretaría del Medio Ambiente y Recursos Naturales
SFE Supercritic Fluid Extractiton (Extracción por fluido supercrítico)
TAE Tanin Acid Equivalents (Equivalentes de Ácido Tánico)
TBARS Ácido 2-tiobarbitúrico
TBHQ *Terc*butilhidroquinona
TE Tanin Equivalent (Equivalentes de Taninos)
TEAC Trolox Equivalent Antioxidant Capacity (Capacidad Antioxidante de Equivalentes Trolox)
TPC Total Phenolic Content (Contenido total de Fenoles)
TPTZ-Fe²⁺ Tripiridilpirazina forma ferrosa
TPTZ-Fe³⁺ Tripiridilpirazina forma férrica
TRAP Total Radical Trapping Antioxidant Parameter (Capacidad Antioxidante Total)
UAE Ultrasound Assisted Extraction (Extracción asistida por ultrasonido)

UHPLC Ultra High Performance Liquid Chromatography (Cromatografía Líquida de Ultra Alta Eficiencia)

UICN Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza

UMU Universidad de Murcia

UV Ultravioleta

VIS Visible

WRAP Waste and Resources Action Programme (Programa de acción de residuos y recursos)

RESUMEN

Los subproductos agrícolas y los desechos de procesamiento se acumulan en el suelo en las áreas adyacentes a los sitios de producción. La consecuencia de estos residuos es la generación de enormes espacios que contienen materiales en putrefacción, los cuales pueden contaminar aguas superficiales, suelos y, en algunos casos, conducir a la producción incontrolada de compuestos peligrosos como el metano. Por esta razón, la eliminación y el manejo de los subproductos siempre ha constituido un serio problema, principalmente en términos de costos y efectos ambientales adversos. Existen residuos que se caracterizan por ser potencialmente recuperables, los cuales pueden convertirse en productos de alto valor agregado.

El procesamiento del jugo de granada da como resultado un orujo que consta de aproximadamente 73% en peso de cáscara, que es el principal subproducto de la industria de procesamiento de este fruto. La cáscara contiene ciertas cantidades de compuestos fenólicos que son diez veces más altos que los contenidos en la pulpa, incluidos los taninos hidrolizables (pedunculagina, punicalina, punicalagina y los ácidos elágico y gálico), así como flavonoides (catequinas, antocianinas y otros polifenoles complejos).

Los subproductos de la granada son una fuente de compuestos valiosos, ya que la cáscara contiene altas cantidades de compuestos bioactivos e incluso es una fuente de antioxidantes naturales con elevada actividad biológica. En particular, los flavonoides de la cáscara de granada son ricos en ácidos hidroxibenzoicos e hidroxicinámicos.

Las características proximales y el contenido de moléculas bioactivas en la cáscara de estas frutas se ven afectadas por la localización geográfica de los cultivos.

La valorización de la cáscara de la granada es de gran beneficio para las economías de los países en desarrollo, donde actualmente se cultiva dicha fruta, por lo que es necesario optimizar la extracción de los fitoquímicos de interés y utilizar el pretratamiento adecuado para reducir la pérdida de algunos compuestos sensibles al calor, y así poder realizar el método adecuado de extracción.

1. INTRODUCCIÓN

El incremento mundial en la producción de alimentos ha llevado a la generación de grandes cantidades de sus residuos. Con el fin de reducir la masa de desechos agroindustriales, la Organización de las Naciones Unidas (ONU) ha recomendado a la industria alimentaria la búsqueda de nuevos usos finales para sus residuos (United Nations, 2015; RedCorn, Fatemi & Engelberth, 2018). Los remanentes del procesamiento industrial de frutas y hortalizas se han utilizado como alimento para animales o como fuente de energía. El alto valor nutrimental y la presencia de compuestos activos como los antioxidantes deberían favorecer la reutilización o recuperación de los residuos alimentarios (Kowalska, Czajkowska, Cichowska, & Lenart, 2017).

La oxidación de los componentes lipídicos de los alimentos, conocida como rancidez oxidativa, es una de las principales reacciones de deterioro que afectan la calidad de estas moléculas. La rancidez oxidativa es iniciada por radicales oxigenados, como son los radicales de peróxido (ROO•), o por la reacción de oxígeno molecular con radicales orgánicos preformados de los ácidos grasos poliinsaturados que componen las grasas y los aceites. Los antioxidantes pueden prevenir o retrasar la oxidación, siendo estas moléculas orgánicas de origen sintético o natural, los que pueden eliminar los radicales que contienen oxígeno implicados en la oxidación de los ácidos grasos.

La granada (*Punica granatum* L.), una fruta que se cultiva en condiciones climáticas tropicales tiene varios beneficios terapéuticos debido a los compuestos bioactivos que posee. Es utilizada en el ámbito médico y de la nutrición en virtud de su gran potencial nutrimental y nutracéutico. La fruta, así como las semillas y las cáscaras se utilizan intensamente en la medicina tradicional como terapia natural debido a la gran cantidad de ingredientes valiosos que contiene: flavonoides, elagitanino, punicalagina, ácido elágico, vitaminas y nutrimentos inorgánicos.

El desarrollo del presente trabajo tiene como objetivo realizar una revisión documental, así como un análisis de la actividad antioxidante de la cáscara de granada (PP, por sus siglas en inglés), un subproducto que no es aprovechado, el cual posee cantidades significativas de compuestos bioactivos, como una fuente importante en la obtención de antioxidantes. En particular, se pretende comparar y distinguir diferentes regiones geográficas a nivel mundial en donde se cultiva la granada, así como dar a conocer las condiciones climáticas, la etapa de desarrollo, las modificaciones genéticas y otros factores que influyen en la actividad biológica del fruto, considerando también el sabor amargo y atributos de calidad, así como el tamaño, el color, el sabor, la jugosidad (Amir, Borochoy-Neor, Tian & Holland, 2019).

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Estudiar las perspectivas actuales de la valorización de la cáscara de granada (*Punica granatum* L.), como fuente importante de compuestos antioxidantes y sus posibles aplicaciones.

2.2 Objetivos particulares

- Realizar la revisión documental de la información publicada entre los años 2000-2022, al reportarse innovación en el campo de interés.
- Analizar los estudios publicados sobre la extracción y evaluación antioxidante de los compuestos presentes en la cáscara de la granada como posibles fuentes de antioxidantes naturales para la industria alimentaria.
- Distinguir los aportes nutrimentales respecto al contenido de potasio y antioxidantes, así como la versatilidad del consumo del fruto.
- Discutir el grado de avance del desarrollo de las aplicaciones de los componentes extraídos de la cáscara de granada en la conservación de alimentos, así como su uso por su aporte benéfico anticancerígeno y antimicrobiano, así como suplemento dietético, prebiótico, reductor de la inflamación y de la presión arterial sistólica.

3. HIPÓTESIS

Se espera que los compuestos antioxidantes presentes en la cáscara de la granada tengan importantes aplicaciones alimentarias, por las propiedades nutrimentales con las que cuenta en su composición, las cuales han sido ya reportadas ampliamente en la literatura, así como por sus aplicaciones médicas.

4. MARCO TEÓRICO

4.1 Residuos

La Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos (LGPGIR) define como residuos a aquellos materiales o productos cuyo propietario o poseedor desecha y que se encuentran en cualquier estado, ya sea sólido, semisólido, líquido o gaseoso; éstos pueden ser susceptibles de ser valorizados o requieren sujetarse a tratamiento o disposición final conforme a lo dispuesto en la misma ley (DOF, 2021). La LGPGIR, establece competencias para los tres órdenes de gobierno y clasifica los residuos en tres grupos, como se indica en la Tabla 1.

Cabe mencionar que en la naturaleza no existe la basura, todo lo que hay en la naturaleza se reutiliza o se recicla, sin embargo, se vive en una sociedad de “usar y tirar”; se utiliza algo una vez y pasa a ser basura que acaba en vertederos o en océanos, lagos y ríos. La energía que se malgasta contribuye a la contaminación del aire y al cambio climático (ONU, 2021). A nivel mundial, la demanda de recursos naturales es más alta que nunca, ya sea de alimentos, agua, o de materia prima para la producción de ropa, vivienda, infraestructura y otros elementos de la vida. La extracción de recursos ha aumentado más del triple desde 1970, con un incremento del 45% en el uso de combustibles fósiles (Acar, 2017).

La extracción y el procesamiento de materiales como combustibles y alimentos, son responsables de la mitad de las emisiones de gases de efecto invernadero mundial y de más del 90% de la pérdida de la biodiversidad y el estrés hídrico. Si la población mundial continúa creciendo como se prevé y alcanza los 9600 millones en 2050, se podría necesitar el equivalente a tres planetas para disponer de los recursos naturales que se requerirían para sostener el estilo de vida actual (UICN, 2019). En países de alto ingreso, la huella material per cápita, es decir, la cantidad de materias primas requeridas para satisfacer sus necesidades es más de diez veces mayor que en los países de bajos ingresos. Además, de acuerdo con la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO, por sus siglas en inglés), el Grupo de los 20 (G20) es responsable del 78% de emisiones de gases de efecto invernadero a nivel mundial (FAO, 2020).

En 2012 la producción mundial de residuos sólidos urbanos se calculó en alrededor de 1300 millones de toneladas (ton) diarias, y se estima que podría crecer hasta los 2200 millones en 2025 (Hoornweg & Bhada-Tata, 2012). La generación global de residuos sólidos urbanos (RSU) muestra una disparidad regional en cuanto a su volumen, determinada en general por el desarrollo económico y la proporción de la población urbana.

En 2010, cerca del 44% de los RSU producidos en el planeta correspondieron a los países con las economías más desarrolladas de la Organización para la Cooperación y el Desarrollo Económicos (OCDE) (Banco Mundial, 2016), ver Gráfica 1. En el caso de Latinoamérica y el Caribe, los RSU contribuyeron con el 12% del total, detrás de los países que integran las regiones del Pacífico y del Este de Asia.

La política de residuos en México se define como el conjunto de acciones, operaciones y procesos que permiten disminuir la cantidad de residuos existentes en cada una de sus etapas de su manejo: generación, almacenamiento *in situ*, recolección, tratamiento y disposición adecuada para su prevención y minimización, siendo el Programa de Gestión Integral de los Residuos Sólidos para la Ciudad de México (PGIRS) el instrumento rector (PGIRS, 2016).

Por otra parte, el artículo 6º de la Ley de Residuos Sólidos del DF (LRSDF, 2003) establece que la Secretaría del Medio Ambiente de la Ciudad de México (Sedema) debe integrar un inventario de residuos sólidos y sus fuentes generadoras, en coordinación con la Secretaría de Obras y Servicios Públicos de la Ciudad de México (Sobse), así como incluir un registro actualizado de los planes de manejo.

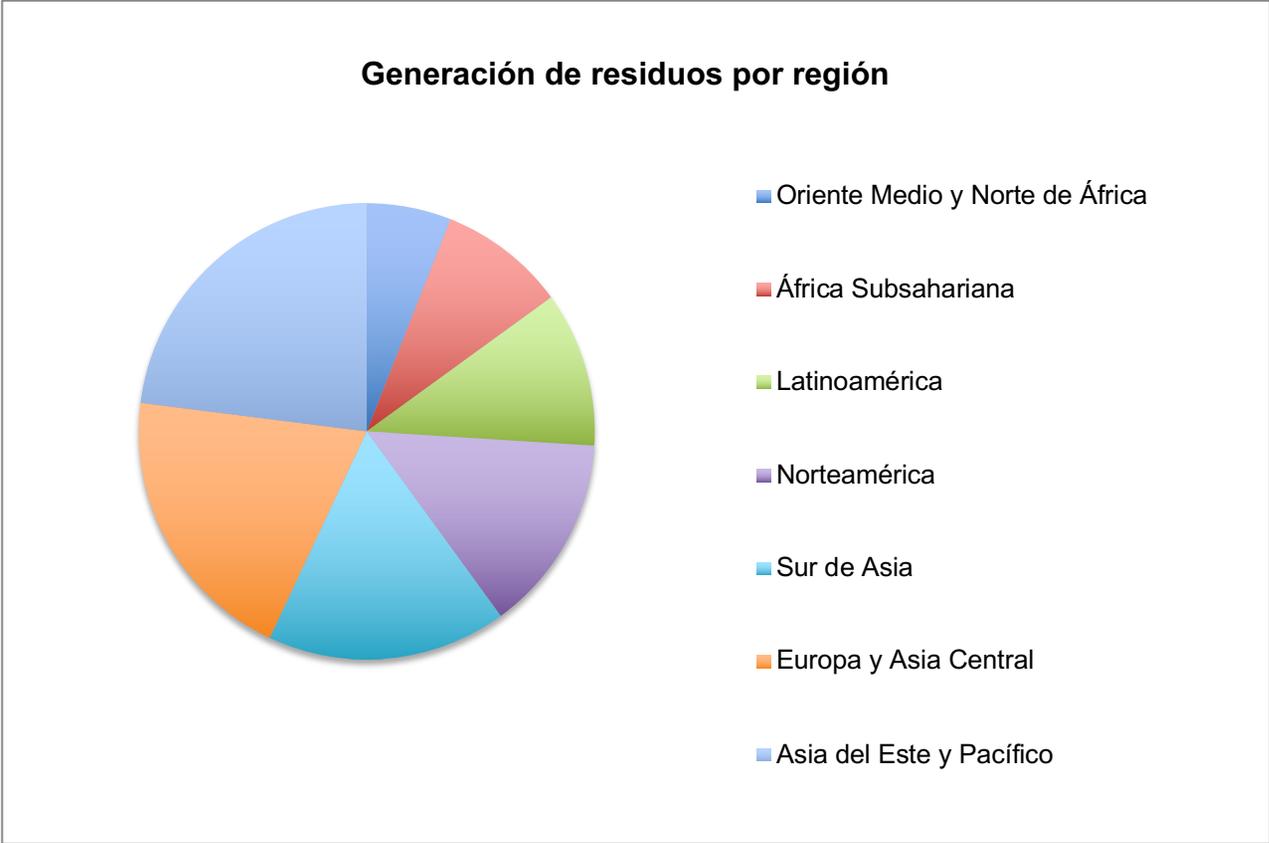
México encabeza la lista de producción de residuos sólidos a nivel de Latinoamérica al generar 1.16 kg por persona al día, seguido por Chile, con 1.15 kg, y Argentina, con 1.14 kg (ANIPAC, 2015). Asimismo, según la cifra más reciente publicada en 2015, la generación de RSU en México alcanzó 53.1 millones de ton, lo que representó un aumento del 61.2% respecto a 2003 (Gráfica 2).

El aumento en la generación de residuos sólidos urbanos puede explicarse como resultado de múltiples factores, reconociéndose entre los más importantes el crecimiento urbano, el desarrollo industrial, las modificaciones tecnológicas y el cambio en los patrones de consumo de la población (DGEIZUM, 2015).

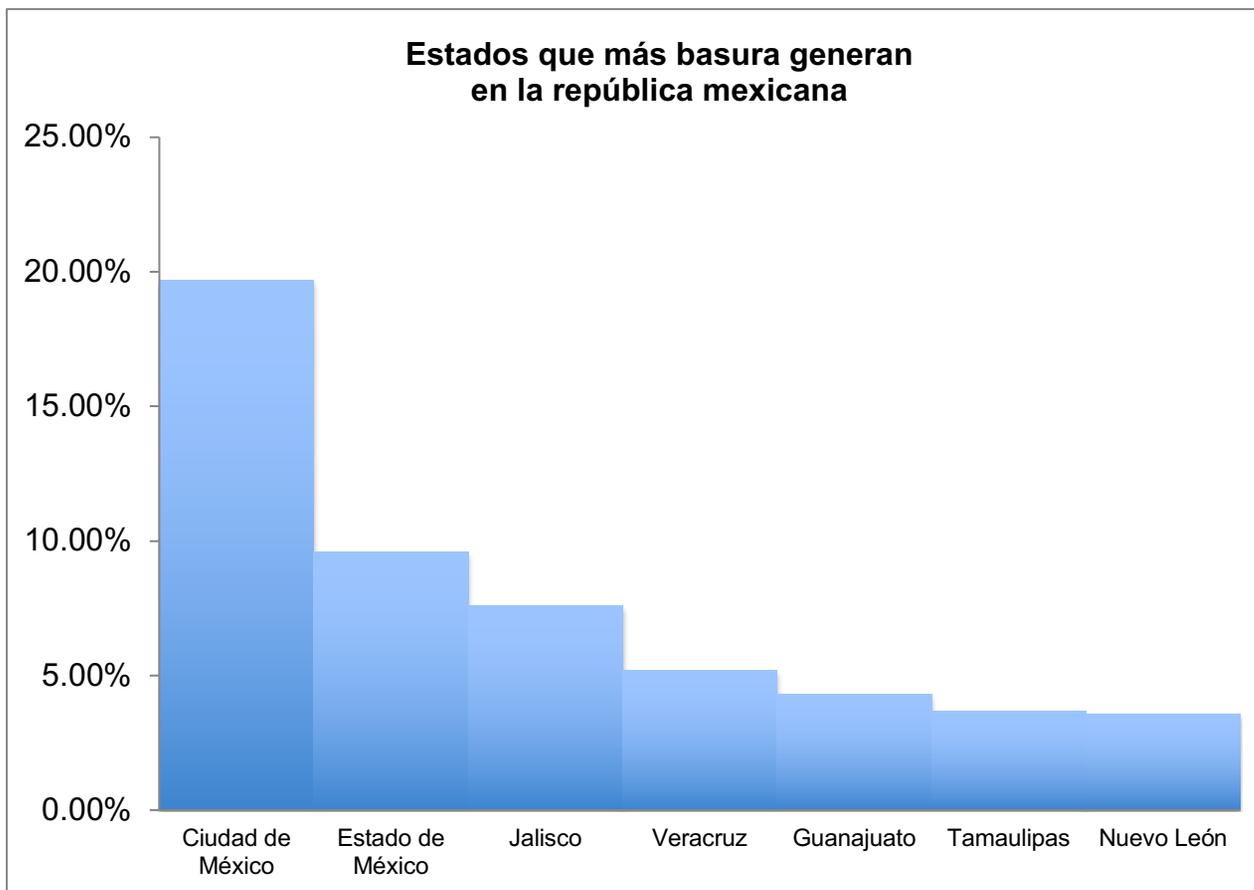
En la gráfica 3 se muestra la distribución en proporción a los residuos sólidos urbanos emitidos por la población a nivel nacional, en donde se puede observar que el mayor porcentaje corresponde a los residuos de comida, siendo éste del 52% (SEMARNAT, 2021).

Tabla 1. Clasificación de los residuos de acuerdo con la Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los residuos (SEMARNAT, 2021).

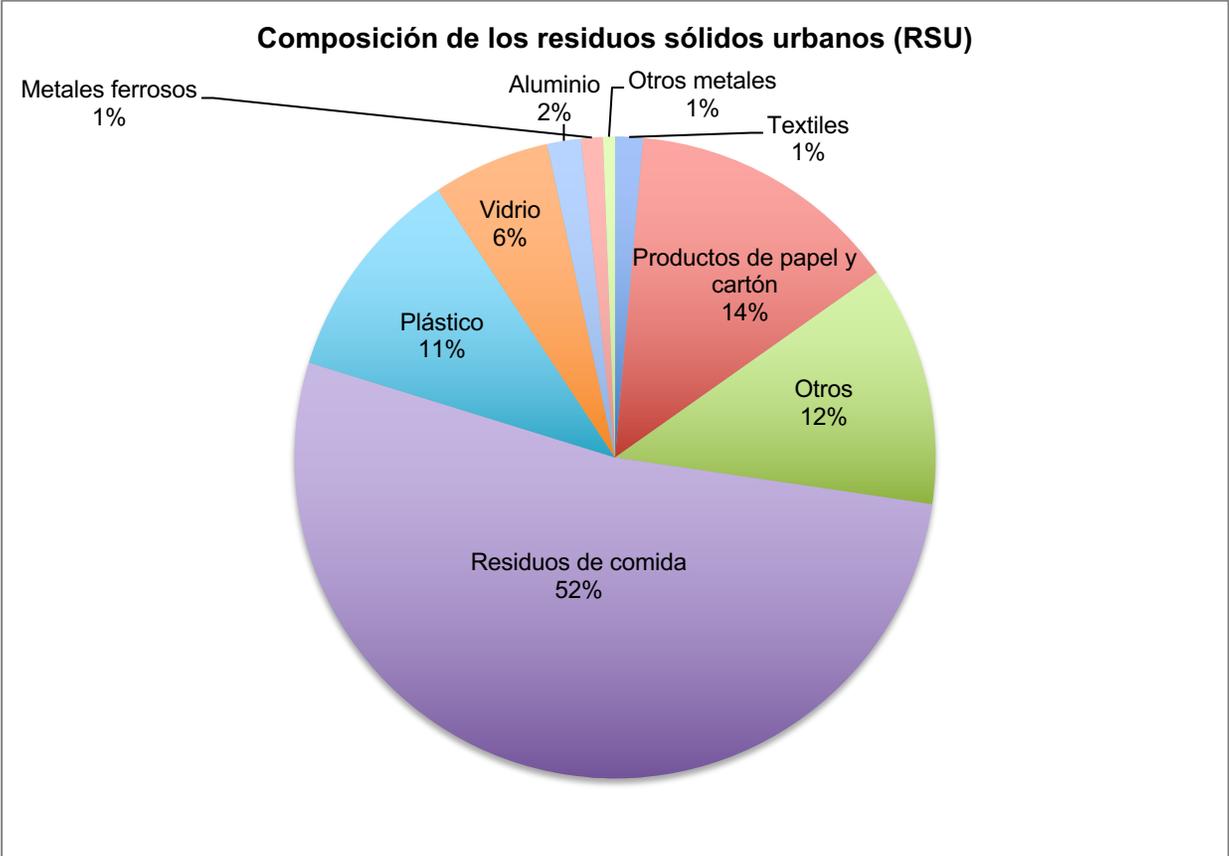
Residuos Sólidos Urbanos (RSU)	Residuos de Manejo Especial (RME)	Residuos Peligrosos (RP)
<p>Se generan como resultado de la eliminación de los materiales utilizados en las actividades domésticas, los que provienen de establecimientos o de la vía pública, o los que resultan de la limpieza de las vías o lugares públicos con características similares a los materiales domésticos. Su manejo y control es competencia de las autoridades municipales y delegacionales.</p>	<p>Generados en los procesos productivos, que no reúnen las características para ser considerados como peligrosos o como residuos sólidos urbanos, o que son producidos por grandes generadores de residuos sólidos urbanos (se producen más de 10 ton al año). Su manejo y control es competencia de las entidades federativas.</p>	<p>Son aquellos que poseen alguna de las características de corrosividad, reactividad, explosividad, toxicidad, inflamabilidad, o que contengan agentes infecciosos que les confieran peligrosidad, así como envases, recipientes, embalajes y suelos que hayan sido contaminados cuando se transfieran a otro sitio. Su manejo y control es competencia Federal.</p>
		



Gráfica 1. Representación gráfica sobre la generación de residuos a nivel mundial (SEMARNAT, 2021).



Gráfica 2. Representación gráfica de la generación de residuos en varios estados de la república mexicana (SEMARNAT, 2021).



Gráfica 3. Composición de los RSU en México (SEMARNAT, 2021).

4.1.1 Residuos alimentarios

El desperdicio es un problema sistémico que se produce en todas las etapas de la cadena de suministro y de consumo de los alimentos. La FAO estima que un tercio de los alimentos comestibles, equivalente a 1300 millones de ton, se pierde o desperdicia anualmente (FAO, 2015). Se calcula que las pérdidas económicas generadas por el desperdicio de alimentos cuestan a las comunidades más de 900,000 millones de dólares a nivel mundial (Scialabba, 2015). Y se postula que el incremento de la emisión de gases de efecto invernadero a partir del desperdicio de alimentos conduce a un aumento de los problemas asociados con el cambio climático (Pielke, Gwyn, Rayner & Sarewitz, 2007; Schmidhuber & Tubiello, 2007). De hecho, las estimaciones sugieren que el 8% del calentamiento global es causado por el desperdicio de alimentos que se llevan a vertederos (FAO, 2015).

La generación global de desperdicio de alimentos representa un daño significativo para el ambiente, las comunidades y la sociedad, desaprovechando recursos tanto monetarios como físicos (Gustavsson, Cederberg, Sonesson, van Otterdijk & Meybeck, 2011). Los procesos de producción y eliminación de alimentos implican un uso considerable de recursos, incluidos el agua, la energía y el capital. A su vez, la cadena de suministro de alimentos y los hogares particulares contribuyen al problema de desperdicio (Miafodzyeva & Brandt, 2013). Si bien se reconoce la necesidad de una responsabilidad compartida, los hogares individuales deben asumir cierta responsabilidad para evitar el desperdicio de alimentos orgánicos, ya que las investigaciones indican su significativa contribución a este fenómeno (Conrad *et al.*, 2018). De esta manera, es necesario un mayor compromiso en la reducción de la cantidad de comida desperdiciada (Dietz, Gardner, Gilligan, Stern & Vandenberg, 2009).

El movimiento colaborativo hacia el desperdicio cero de alimentos ha reconocido recientemente los costos económicos y ambientales para la sociedad (Miafodzyeva & Brandt, 2013). Se ha demostrado que la divulgación es eficaz en estudios centrados en la salud, tales como la alimentación saludable (Carins & Rundle-Thiele, 2014) y el consumo problemático de alcohol (Kubacki, Rundle-Thiele, Pang & Buyucek, 2015; Almestahiri, Rundle-Thiele, Parkinson & Arli, 2017; Almosa, Parkinson & Rundle-Thiele, 2017; Fujihira, Kubacki, Ronto, Pang & Rundle-Thiele, 2015); sin embargo, problemas como el desperdicio de alimentos no ha recibido la misma atención (Barr, Gilg, & Shaw, 2011).

En los últimos años, se han propuesto e implementado muchas medidas que abordan el tema del desperdicio de alimentos (FAO, 2015). En una reciente revisión sistemática de dichas prácticas en el hogar, se encontró que las campañas de información destacaban entre las herramientas más utilizadas para la prevención y reducción del desperdicio de alimentos en Europa (Priefer, Jörissen & Bräutigam, 2016; Schanes, Dobernig & Gözet, 2018). Sin embargo, no se han realizado revisiones más actualizadas para examinar el enfoque de investigación y las estrategias probadas empíricamente del programa para examinar su eficacia en todo el mundo.

Aunque la mayoría de los residuos podrían aprovecharse, sólo el 5% se recolecta de manera separada en orgánicos e inorgánicos, mientras que el 95% sobrante presenta ineficacia en su recolección, al punto de ser un factor de riesgo para la población. Amado, González, Valenzuela y Valenzuela (2020) han enlistado algunos motivos por los que en México no se separa la basura (Fig. 1). Entre ellos se encuentra su recombinação al momento de colectarla y la indiferencia o falta de interés por su separación.



Figura 1. Motivos por los que no se separa la basura en México (Amado *et al.*, 2020).

Las pérdidas y desechos de alimentos se generan a lo largo de la cadena alimentaria desde el cultivo, la sobre cosecha, el procesamiento, el almacenamiento y la distribución, hasta el consumo final por parte de los hogares particulares y del sector alimentario (Gustavsson *et al.*, 2011).

La necesidad de implementar medidas tendientes a hacer cumplir la legislación vigente sobre el manejo de residuos sólidos exige el dimensionamiento y la caracterización de la cadena productiva, dentro de la cual los establecimientos dedicados a comercializar y/o a transformar materiales recuperados actúan como intermediarios, y a veces como fin de la cadena (Rivera-Peña *et al.*, 2010).

Manejo integral de residuos

Se entiende como manejo integral de residuos de los alimentos al proceso óptimo donde en cada una de las etapas indicadas en el diagrama 1, los residuos se encuentran en disposición en sitios controlados, aprovechando y valorizando sus componentes de interés (SEDEMA, 2022).

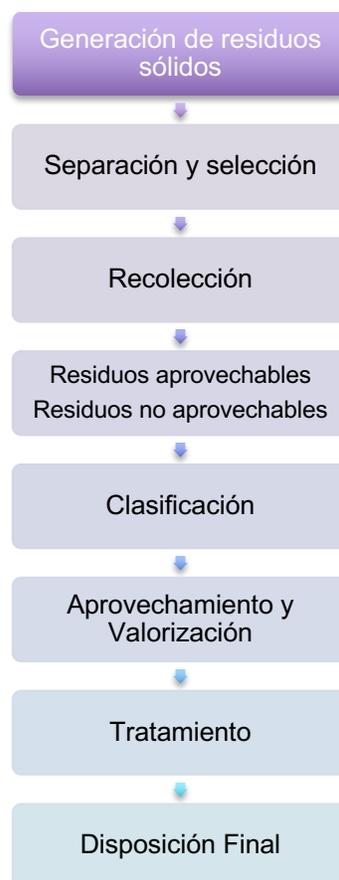


Diagrama 1. Manejo integral de residuos de alimentos (SEDEMA, 2022).

La FAO estima que el volumen anual de desperdicio mundial de alimentos tiene una huella de carbono de 3.6 Gton de CO₂ eq (excluyendo el cambio de uso de la tierra). Si el desperdicio de alimentos fuera un país, sería el tercer mayor emisor del mundo, después de Estados Unidos y China (FAO, 2015). Además, el 24% de los recursos de agua dulce y el 23% de las tierras de cultivo utilizadas para producir alimentos en 2011 se perdieron a lo largo de la cadena de suministro de alimentos (Kummu *et al.*, 2012).

Para la mayoría de las empresas, la aplicación de medidas de prevención de desperdicio de alimentos sólo tiene sentido si existe un incentivo económico para hacerlo, pero, debido a los altos costos que supone su implementación, sólo se podría esperar que se implemente una determinada acción si los beneficios resultantes del ahorro de alimentos desperdiciados supera los costos asociados con la implementación de la medida (HLPE, 2014; WRAP, 2015).

A nivel de producción, el hecho de no cosechar todos los cultivos puede ser una decisión estratégica en el caso de que los precios del mercado sean bajos o cuando los cultivos sobrantes afecten positivamente el rendimiento de la siguiente temporada. A nivel de los hogares, los consumidores pueden preferir comprar más productos en una sola ocasión en vez de ir de compras en varias oportunidades con el riesgo de que una parte de ellos no se consuma a tiempo (FAO, 2014; Teuber & Jensen, 2016).

Al menos 35.3% de los alimentos se pierden o desperdician anualmente en México, un país con más de 19 millones de personas en condiciones de pobreza e inseguridad alimentaria (FAO, 2013).

La tarea de reducir los desechos de alimentos es vista como una gran área de oportunidad para la Responsabilidad Social Corporativa (RSC) en México. Al respecto, se han propuesto varias iniciativas para abordar los problemas de la pérdida y el desperdicio de los alimentos y apoyar así a las partes interesadas a lo largo de la cadena alimentaria (CONEVAL, 2010). Las iniciativas son las siguientes:

- ✓ Almacenar adecuadamente los alimentos.
- ✓ Calcular correctamente las cantidades a consumir.
- ✓ Colocar los alimentos mas viejos delante de los nuevos.
- ✓ Diferenciar entre la fecha de caducidad y la fecha de consumo preferente.
- ✓ Aprovechar los alimentos para futuras comidas.
- ✓ Planificar un menú semanal.
- ✓ Elaborar una lista de compra sólo con los alimentos necesarios.
- ✓ Congelar correctamente los alimentos.

Los residuos del procesamiento industrial de frutas y hortalizas se han utilizado como alimento para animales o como fuente de energía, pero se cree que todavía se usan muy pocos residuos en otras aplicaciones, por ejemplo, en la industria alimentaria. El alto valor nutrimental y la presencia de compuestos activos como son los antioxidantes deberían favorecer esta área de reutilización o recuperación (Kowalska *et al.*, 2017). Si bien no existe una definición exacta que explique el término, según la FAO (FAO, 2020), se entiende como pérdida y desperdicio de alimentos, a la merma que se presenta en las etapas sucesivas de la cadena de suministro de alimentos destinados al consumo humano, denominada también ciclo de vida de los alimentos (Fig. 2).



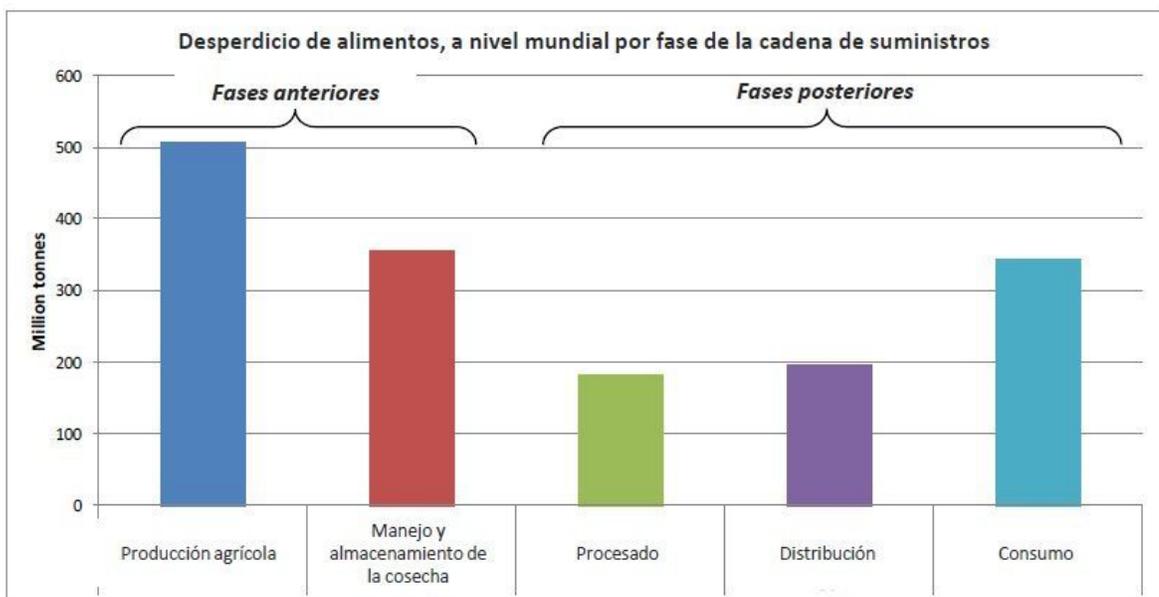
Figura 2. Ciclo de vida de los alimentos (Recytrans, 2014).

4.1.1.1 Etapas de la cadena de suministros de productos vegetales

Las etapas de la cadena de suministros de los productos vegetales son las siguientes:

- **Producción agrícola:** Primer eslabón de la cadena. Hay muchos factores que pueden incidir en él y provocar pérdidas: plagas, enfermedades, daños por el clima, daños mecánicos en la recogida, derrames, entre otros. También puede darse el caso de la disminución de precios en el momento de la cosecha, ya que, si son demasiado bajos, puede que no compensen los costes de producción, dejando así producto en el campo.

- **Manipulación y almacenamiento:** Las pérdidas en esta etapa se deben fundamentalmente a derrames y deterioro del producto por golpes o deficiencias en la cadena de frío. También cobran importancia las pérdidas debidas al incumplimiento de las normas de calidad o por criterios comerciales (parámetros físicoquímicos y sensoriales).
- **Procesamiento:** Pérdidas como consecuencia de derrames o deterioros de los productos durante el procesamiento industrial. Durante las etapas de lavado, pelado, troceado y cocción de los productos. También hay descartes debido al peso, a la forma o apariencia inadecuada de los alimentos. Por último, hay pérdidas motivadas por los formatos de envases que no están adaptados a las necesidades de los consumidores.
- **Distribución:** Se refiere a la comercialización de los productos para el consumidor, a través de plataformas logísticas y establecimientos de venta. El transporte y manipulación cobran importancia, sobre todo con productos perecederos cuya cadena de frío no debe romperse. Los errores en el transporte y los golpes provocan pérdidas.
- **Consumo:** Etapa que engloba tanto el hogar como los servicios de giro alimenticio (bares, restaurantes, autoservicio). Influyen los hábitos personales de consumo, la falta de información respecto al etiquetado de los productos, las fechas de consumo y la mala conservación de los alimentos. En la restauración, los desperdicios provienen de la dificultad de armonizar la oferta con la demanda y al trabajo con productos cuya vida útil es corta.



Gráfica 4. Pérdida de alimento en la cadena de suministros (PROFECO, 2022).

4.1.1.2 Valorización de los residuos de alimentos

La industria agroalimentaria, y en particular el sector de las frutas y hortalizas genera una gran cantidad de residuos que en muchos casos suponen un problema ambiental y económico para las empresas. Los procesos de transformación actuales deben contemplar la gestión adecuada de estos residuos, que habitualmente son infrautilizados como alimento animal o fertilizantes, y considerados como material de escaso valor. Sin embargo, estos productos presentan un alto contenido en vitaminas, minerales y componentes con gran interés tecnológico para la industria, como lo son las vitaminas A y B₁₂, el zinc y el yodo, así como la vitamina C y diversos ácidos orgánicos que facilitan la absorción de hierro. Una de las estrategias para valorizar estos subproductos es su transformación en polvo. La fabricación de polvos a partir de frutas y hortalizas ha suscitado un creciente interés en los últimos años, no sólo por las ventajas que supone desde un punto de vista práctico (fáciles de transportar, y de conservar, o su alta estabilidad), sino también por tratarse de productos con propiedades beneficiosas para la salud. Su formulación en forma concentrada los hace muy versátiles, y les da la posibilidad de ser incorporados de manera sencilla a diferentes matrices alimentarias, o directamente como aditivos (FAO, 2020).

Los procesos necesarios para obtener polvo a partir de frutas y hortalizas son relativamente sencillos (secado, trituración, molienda), no obstante, hay que determinar cuáles son las condiciones más adecuadas para lograr un producto final de alto valor añadido. Para ello, es indispensable conocer a profundidad las interrelaciones entre las diferentes operaciones de los procesos y las reacciones fisicoquímicas que se producen en el alimento (Betoret, Barrera & Seguí, s.f.).



Figura 3. Esquema de producción de compuestos de alto valor agregado (FAO, 2015).

Según la Figura 4, para una extracción eficiente de los antioxidantes de la cáscara de granada u otras frutas, se parte de los residuos apropiados aplicando un disolvente adecuado y siguiendo una metodología idónea. La revalorización de los subproductos agrícolas y de la transformación de frutas y hortalizas tiene como beneficios

- La obtención de un producto rico en fibra, vitaminas y aromas que puede ser utilizado en una gran variedad de matrices alimentarias.
- La mejora de la eficiencia de procesos de obtención de polvo de frutas y su aplicación.
- La disminución del impacto ambiental y la generación de negocios a partir de los subproductos.
- La obtención de nuevos productos que puedan emplearse como ingredientes en alimentos funcionales, colorantes, conservadores, saborizantes, emulsionantes, y demás.
- La Industrialización y aprovechamiento de subproductos con tecnología barata y accesible.

Entre las responsabilidades de los profesionales químicos se encuentra el servir al interés público, el avance del conocimiento científico, preocuparse de la salud y el bienestar de la comunidad, proteger el medio ambiente y evitar la contaminación (CCSAQ, 2022).

4.1.1.2.1 Obtencion de bioenergía

La bioenergía es un tipo de energía renovable que se produce a partir del aprovechamiento de la materia orgánica formada en algún proceso biológico o mecánico, llamada biomasa. La biomasa es material de origen biológico (madera, estiércol o carbón vegetal), que excluye los componentes incrustados en formaciones geológicas que se han convertido en restos fósiles (FAO, 2015).

La Agencia Internacional de Energía (IEA) y el IPCC (Grupo Intergubernamental de Expertos sobre el Cambio Climático), consideran a la bioenergía un elemento central y clave en la acción contra el cambio climático, así como para asegurar el acceso universal a la energía limpia, al mismo tiempo que se mejora la seguridad alimentaria y se preserva la biodiversidad. Para ello, es crucial aceptar las complejidades de la bioenergía y desarrollarla de manera sostenible (FAO, 2015).

La bioenergía puede mejorar la seguridad alimentaria, pero garantizar que sea sostenible es todo un reto. Se requiere de un enfoque integrado para asegurar que la bioenergía contribuya al desarrollo sostenible, y promover una comprensión profunda de la situación, las oportunidades, los riesgos, las sinergias y compensaciones relacionadas, así como monitorear, evaluar y responder adecuadamente a los impactos (FAO, 2015).

El biogás es un biocombustible (gas) que se genera en medios naturales o en dispositivos específicos por reacciones de biodegradación de la materia orgánica (Fig. 3), mediante la acción de bacterias metanogénicas en ausencia de oxígeno (ambiente anaeróbico). El producto resultante es una mezcla constituida por metano (CH_4) y dióxido de carbono (CO_2). La producción de biogás por descomposición anaeróbica es un modo útil para tratar residuos biodegradables, ya que produce un combustible valioso además de generar un efluente que puede aplicarse como acondicionador de suelo o abono genérico (Núñez-Camargo, 2012).

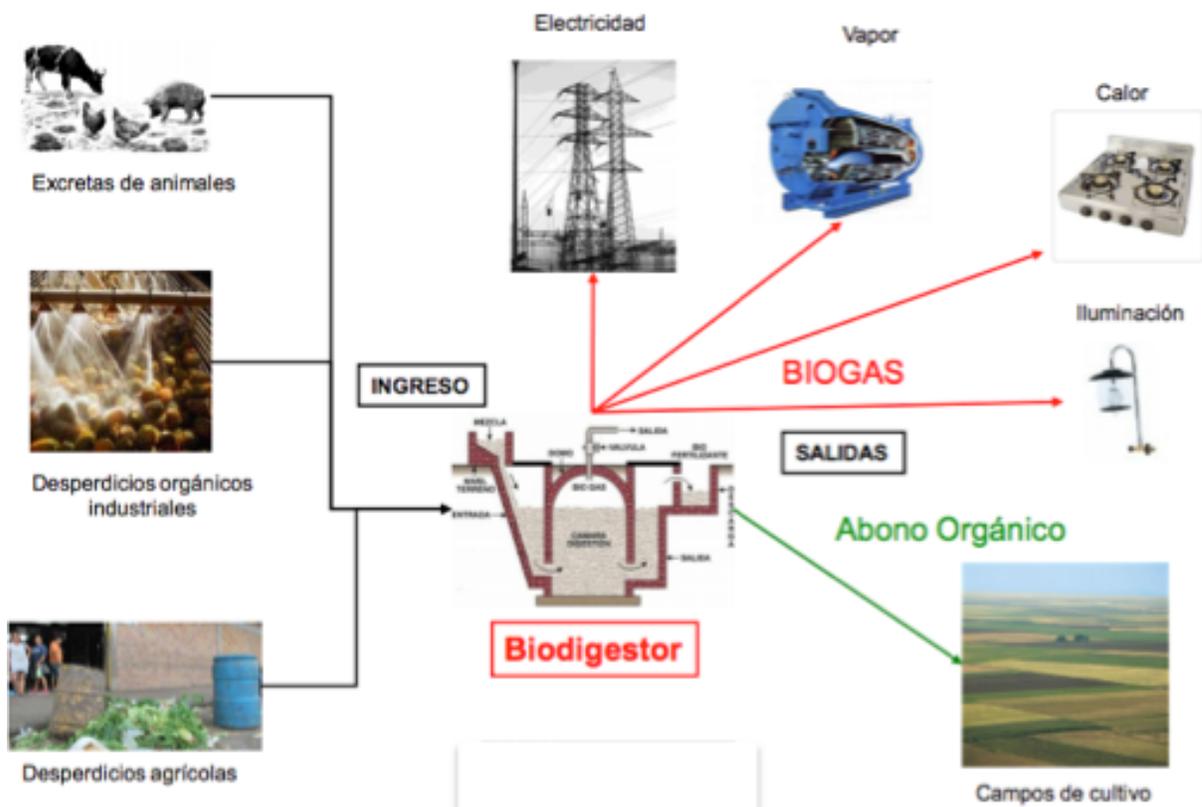


Figura 4. Esquema de la producción de biogás (Núñez-Camargo, 2012).

La necesidad de transformar fuentes renovables de carbono ha impulsado el desarrollo de la química orgánica moderna en las dos últimas décadas (Spanevello, Suárez & Sarotti, 2013). Para lograr un desarrollo sustentable se requiere innovar en las técnicas de obtención de energía, efectuar la producción de insumos químicos básicos haciendo un uso racional de los recursos disponibles y maximizar el reciclado para prevenir su bioacumulación (Núñez-Camargo, 2012).

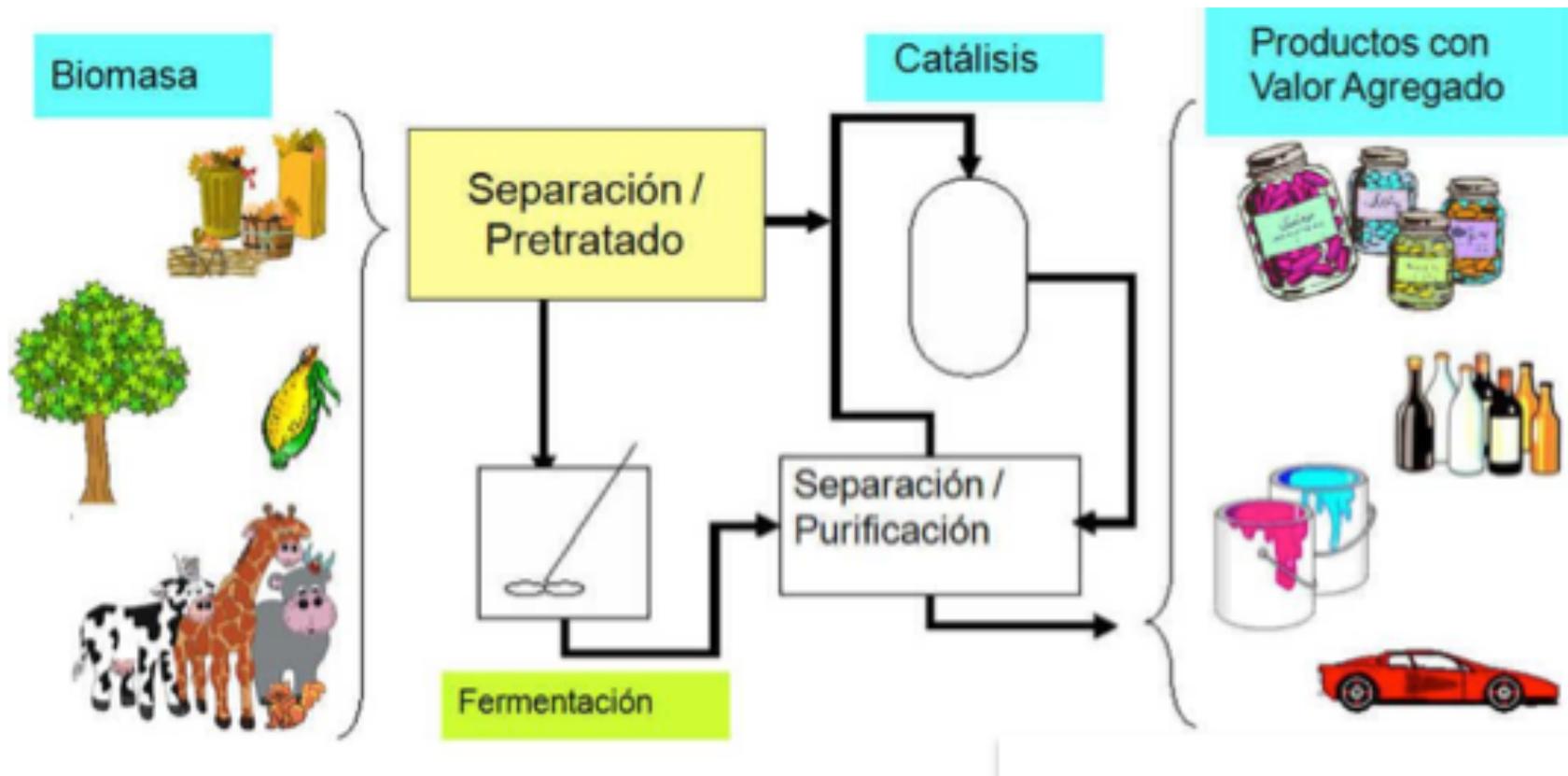


Figura 5. Revalorización de residuos de los alimentos (Spanevello *et al.*, 2013).

4.2 Antioxidantes y autooxidación lipídica

La definición de antioxidantes descrita por Halliwell y Gutteridge (1995), establecía que un antioxidante es “cualquier sustancia que, cuando está presente en concentraciones bajas en comparación con la de un sustrato oxidable, retrasa o inhibe significativamente la oxidación de ese sustrato”. En 2007 Halliwell enunció una definición más específica al respecto, afirmando que un antioxidante es "cualquier sustancia que retrasa, previene o elimina el daño oxidativo a una molécula objetivo".

Las reacciones de oxidación producen radicales que pueden iniciar múltiples secuencias de reacciones en cadena, que eventualmente causan daño o muerte celular. Los antioxidantes eliminan los radicales mediante procesos redox, oxidándose ellos mismos, e inhibiendo otras subsecuentes cadenas de oxidación; de esta manera interrumpen cadenas de oxidación potencialmente dañinas (Avello & Suwalsky, 2006).

Los antioxidantes retrasan la reacción de autooxidación lipídica cuando inhiben la formación de radicales en la fase de iniciación, o interrumpiendo la etapa de propagación o de formación de otros radicales, consumiéndose en la propia reacción en la que participan, otorgándole así estabilidad al lípido. Los antioxidantes se pueden clasificar de acuerdo con su origen en naturales y sintéticos. Y, en ambos casos, su mecanismo básico es de donación de electrones (Badui, 2006).

Los antioxidantes de tipo fenólico actúan en la iniciación, mediante la donación de un átomo de hidrógeno (un electrón + un H^+) a las sustancias oxidantes, así como en la etapa de propagación. Tras la iniciación, las reacciones de oxidación se propagan debido a la sustracción de átomos de hidrógeno en las posiciones α relativas a los dobles enlaces (posiciones α -metilénicas) de los ácidos grasos insaturados (RH), lo que genera radicales de dichos compuestos. Posteriormente, se une una molécula de oxígeno a estas posiciones o, mayoritariamente, a las contiguas, produciéndose radicales de peróxido, ROO^\bullet , que sustraen a su vez nuevos átomos de hidrógeno de los grupos α -metilénicos de otras moléculas de ácidos grasos insaturados (RH), para dar hidroperóxidos (ROOH) y nuevos radicales de ácidos insaturados (R^\bullet). Dichos radicales reaccionan con el oxígeno molecular y la secuencia de reacciones descritas se repite. Los antioxidantes actúan eliminando los radicales al convertirlos ya sea en hidroperóxidos o en moléculas de ácidos grasos no radicalarias (Liu, Singh & Green, 2000).

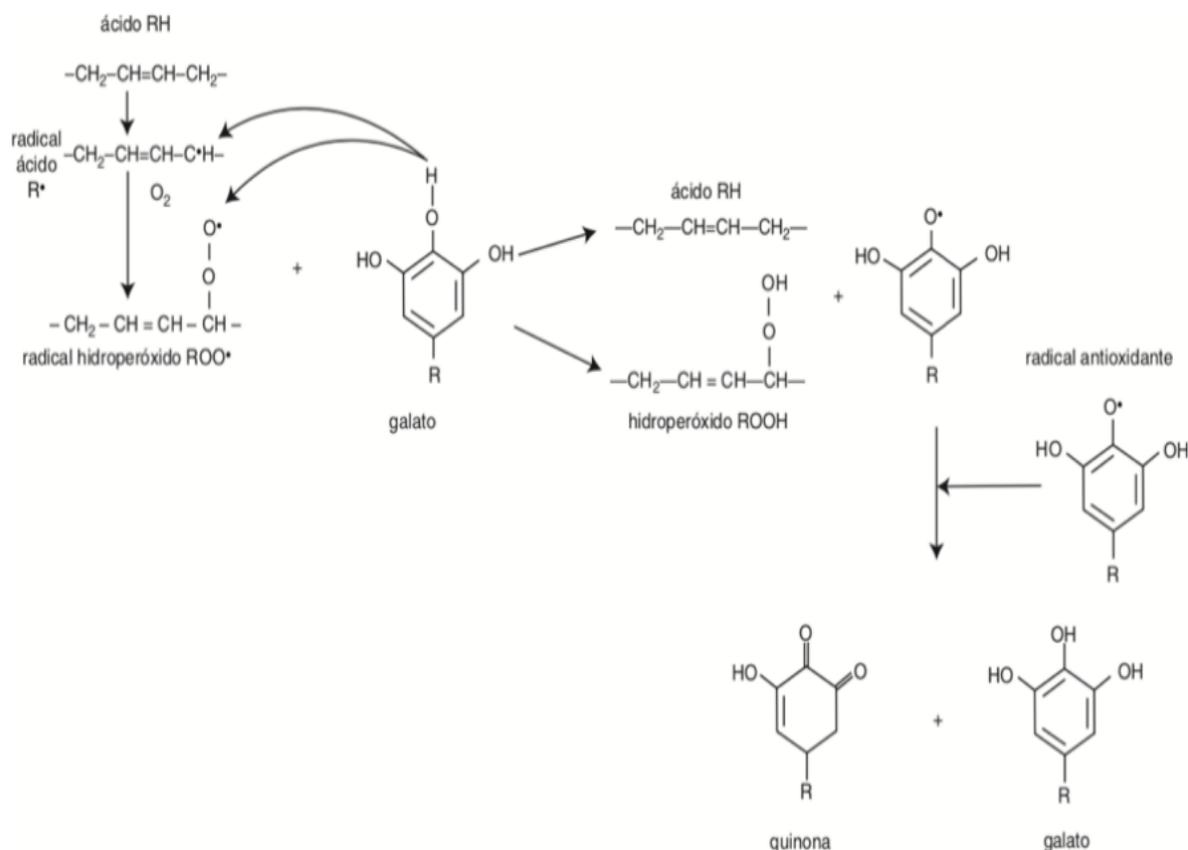


Figura 6. Reacción del antioxidante galato con radicales del ácido oleico (Badui, 2013).

La oxidación espontánea causa rancidez de los alimentos ricos en lípidos, así como el deterioro de algunos medicamentos, por lo que, desde hace bastante tiempo, se ha buscado incorporar antioxidantes a esos campos. A ese respecto, el estrés oxidativo, causante de muchas enfermedades degenerativas como el cáncer, los trastornos cardiovasculares, las cataratas, la artritis reumatoide y la disfunción cerebral, inicia como una afección celular al encontrarse en estas un desequilibrio entre las especies reactivas de oxígeno (ROS, por sus siglas en inglés), y por no haber suficientes antioxidantes en los organismos debido a una nutrición y ejercicio inadecuados, así como por la contaminación del aire, el tabaquismo y demás. En suma, se ha implicado a los radicales en la patogenia de al menos 50 enfermedades (Maldonado, Jiménez, Guapillo, Ceballos & Méndez, 2010). Por ello, es imperativo incluir antioxidantes en nuestra dieta. Y, en ese sentido, existen evidencias epidemiológicas que correlacionan una mayor ingesta de componentes/alimentos con capacidades antioxidantes para reducir la incidencia de diversas enfermedades o causas de mortalidad humana (Coronado, Vega y León, Gutiérrez, Vázquez & Radilla, 2015).

La oxidación de los lípidos de los alimentos, conocida como rancidez oxidativa, es una de las principales reacciones de deterioro que afectan la calidad de los insumos alimentarios. Inicia con el ataque de radicales oxigenados, como los radicales de peróxido, ROO•, a moléculas de ácidos grasos insaturados o, bien, cuando el oxígeno molecular, O₂, reacciona con radicales orgánicos preformados a partir de ácidos grasos poliinsaturados (R•) que componen las grasas o aceites (McClements & Decker, 2008).

Las reacciones de autooxidación lipídica en ausencia de antioxidantes ocurren de acuerdo con lo indicado en la Figura 7, e involucran tres etapas, una de iniciación, otra de propagación y, finalmente, la última de terminación. En la etapa de iniciación (1) el radical lipídico, R•, se forma a partir del lípido (RH), usualmente por el ataque de radicales, luz, calor, irradiaciones o por trazas de metales. Dicho radical (R•) reacciona rápidamente con el oxígeno molecular, O₂, (2) para dar un radical peroxilo (ROO•), el cual ataca a otra molécula de lípido (RH) y sustrae un átomo de hidrógeno de éste para formar un hidroperóxido lipídico (ROOH), y un nuevo radical lipídico (R•), que inicia a su vez la secuencia de propagación (3). De esta manera, muchas moléculas de lípidos oxidarse hasta hidroperóxidos por muchas formas de iniciación. El ciclo de propagación es interrumpido por las reacciones de terminación (4-5), en las cuales hay consumo de los radicales (Labuza & Ragnarsson, 1985; McClements & Decker (2008).

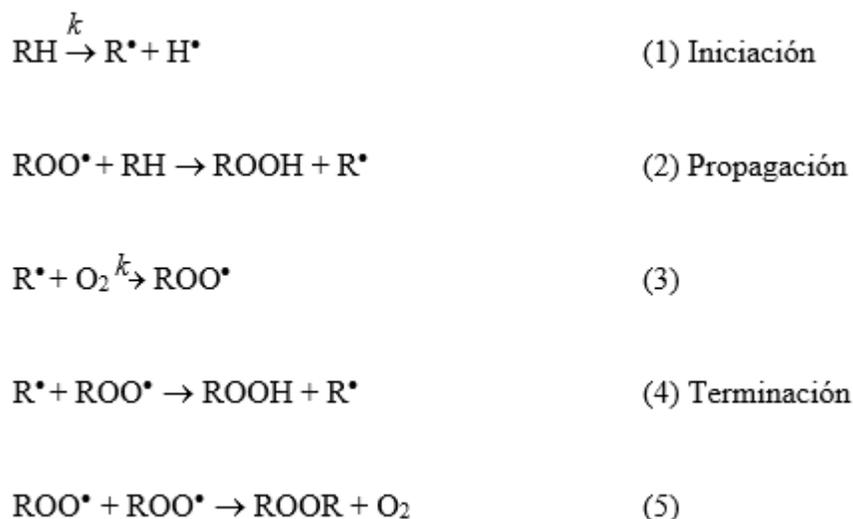


Figura 7. Secuencia de reacciones de la autooxidación lipídica.

4.2.1 Antioxidantes

Los antioxidantes pueden prevenir o retrasar la oxidación, ya que se trata de moléculas orgánicas de origen sintético o natural que pueden eliminar los radicales de oxígeno u otros implicados en la oxidación de los ácidos grasos (Bergendi, Benes, Duracková & Ferencik, 1999). En la Figura 8 se muestran dos ejemplos de moléculas con poder antioxidante: fenol y flavonoides.

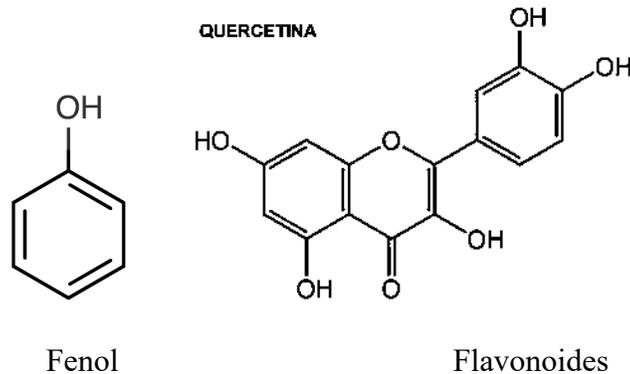
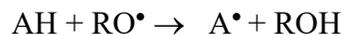
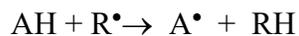


Figura 8. Estructura química de dos compuestos con poder antioxidante.

Las reacciones de oxidación son esenciales en los procesos metabólicos celulares. Dichas reacciones involucran la transferencia de electrones a radicales oxidantes reactivos llevando a la formación de nuevos radicales intermediarios. El antioxidante cede un electrón al radical con el que reacciona, oxidándose y transformándose en un radical menos reactivo de antioxidante. Existen los antioxidantes de tipo I y II. Dentro del tipo I, se encuentran aquellas moléculas que interrumpen las cadenas de propagación de radicales, cediendo un átomo o radical H^\bullet a un radical lipídico R^\bullet , ROO^\bullet o RO^\bullet (BTSA, 2021).



Los antioxidantes del tipo II inhiben la formación de radicales por una vía distinta a la donación de electrones, ya sea complejando metales o peróxidos. Algunos agentes quelantes o complejantes son los ácidos cítrico y fosfórico, el ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) y varias aminas (BTSA, 2021). Dichos agentes inhiben la oxidación a través de quelatos, evitando así la acción catalizadora de los cationes metálicos. Cabe resaltar que no todas las combinaciones de complejantes son benéficas, ya que, en algunos casos, se ha demostrado la promoción de la oxidación, como sucede con la mezcla de EDTA con citrato (Biosafety Clearing House, 2006). En el Diagrama 2 se muestra la clasificación de los antioxidantes de acuerdo con su obtención.

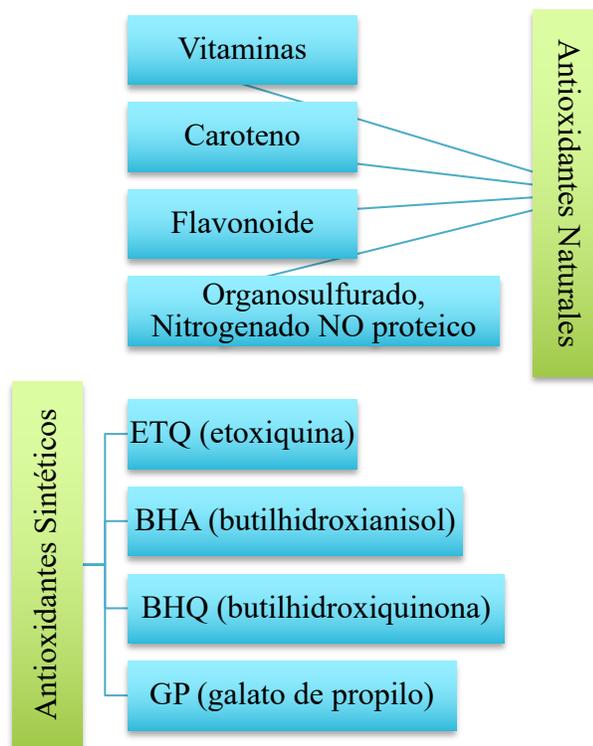


Diagrama 2. Clasificación de los antioxidantes de acuerdo con su obtención (BTSA, 2021).

Por otro lado, los antioxidantes se clasifican en endógenos cuando se encuentran en el organismo y son sintetizados por sus células, y en exógenos cuando ingresan a través de la dieta (Tabla 2). Los antioxidantes endógenos pueden ser enzimáticos o no enzimáticos (UMU, 2012).

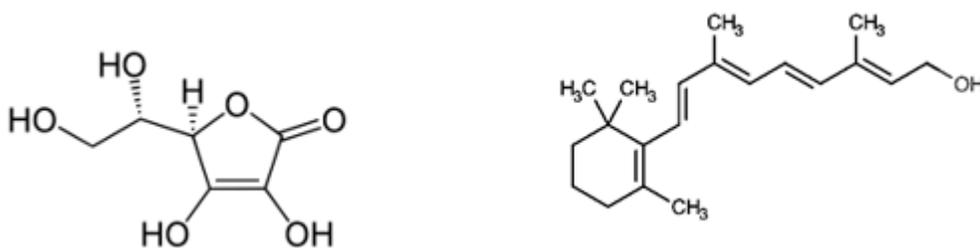
Tabla 2. Clasificación de antioxidantes de acuerdo con su origen (UMU, 2012).

Exógenos	Endógenos
Vitamina E	Glutación, coenzima Q
Vitamina C	Ácido tióctico o lipoico
β -caroteno	Enzimáticos; cofactores (cationes o coenzimas)
Flavonoides	Superoxidodismutasa, Catalasa; Cu, Mn, Zn, Fe,
Licopeno	Glutaciónperoxidasa, Se

4.2.1.1 Antioxidantes Naturales

4.2.1.1.1 Vitaminas-antioxidantes

Las vitaminas son sustancias orgánicas presentes en cantidades muy pequeñas en los alimentos, pero necesarias para el metabolismo, las cuales se agrupan de acuerdo con su solubilidad. En su estructura molecular, además de C e H, contienen proporciones elevadas de elementos electronegativos como O y N. Algunas vitaminas actúan como potentes agentes reductores, es decir, donan electrones fácilmente a moléculas oxidadas, tal es el caso de la vitamina C, un antioxidante y cofactor enzimático soluble en agua, el plasma y los tejidos (UMU, 2012). En la Figura 9 se indica la estructura de dos vitaminas con poder antioxidante, la vitamina C y el retinol.



Vitamina hidrosoluble = C (ácido ascórbico) Vitamina liposoluble = A (retinol)

Figura 9. Estructura química de dos vitaminas con actividad antioxidante.

Tabla 3. Vitaminas presentes en diferentes grupos de alimentos (UMU, 2012).

Vitamina	Alimento				
	Carne, pescado, huevo	Productos lácteos	Cereales y derivados	Vegetales, leguminosas	Aceites, grasas
Liposoluble	A, D	A, D	E	E, K	A, D, E
Hidrosoluble	B ₁ , B ₂ , B ₃ , B ₇ , B ₁₂	B ₂ , B ₁₂ ,	B ₁ , B ₃ , B ₉	B ₉ , C	-

4.2.1.1.2 Carotenoides

Otro tipo de antioxidantes son los carotenoides. Los carotenoides son tetraterpenos constituidos por unidades múltiples de isopreno (2-metil-1,3-butadieno) con un anillo de ciclohexeno en sus extremos. Existen dos tipos de carotenoides: los carotenos, que no contienen oxígeno en sus anillos terminales, y las xantofilas que sí los poseen. Ambos son pigmentos liposolubles naturales sintetizados por plantas, algas y bacterias fotosintéticas. Por sus insaturaciones son sensibles al oxígeno, a las reacciones con los metales, ácidos y peróxidos, así como al calor, a la luz y a las lipoxigenasas (Oroian & Escriche, 2015). En la Figura 10 se muestra la estructura del β -caroteno.

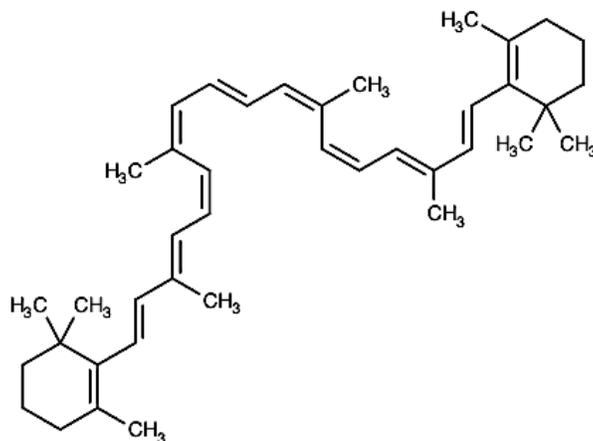


Figura 10. Estructura química del β -caroteno.

Tabla 4. Presencia de carotenoides en diferentes alimentos (UMU, 2012).

Carotenoides mayoritarios	Fuente
α - y β -Caroteno	Zanahoria
Licopeno	Tomates
Luteína/Zeaxantina	Alfalfa, maíz, cempasúchil, huevo de gallina
Violaxantina, β -criptoxantina, luteína/zeaxantina	Naranja
Astaxantina	Salmón, crustáceos, microalgas, levaduras
Cantaxantina	Crustáceos
Crocentina	Azafrán

4.2.1.1.3 Polifenoles

Los polifenoles son compuestos que poseen una estructura molecular caracterizada por la presencia de uno o varios anillos fenólicos. Se originan principalmente en las plantas, que los sintetizan en grandes cantidades como productos de su metabolismo secundario. Algunos polifenoles son indispensables para las funciones fisiológicas vegetales, mientras que otros participan en situaciones de defensa ante el estrés y estímulos diversos (hídrico o luminoso, por ejemplo) (Quiñones, Miguel & Aleixandre, 2012). La estructura base de muchos polifenoles son las flavonas (Fig. 11). En la Tabla 5 se indica el nombre de algunos polifenoles presentes en alimentos.

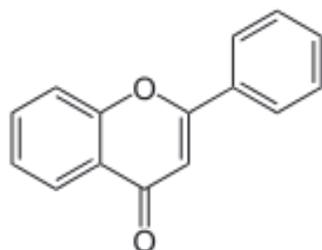


Figura 11. Estructura de la flavona.

Tabla 5. Polifenoles presentes en alimentos (UMU, 2012).

Grupo	Alimento
Antocianinas	Frutos rojos, manzana, vinos
Flavonoles	Té, café, brócoli, espárrago, cebolla
Flavononas	Cítricos
Flavonas	Perejil, romero, chile
Isoflavonas	Leguminosas

4.2.1.1.4 Glucosinolatos

Los glucosinolatos son glucósidos azufrados presentes en vegetales del género *Brassicaceae*, conocidos también como crucíferas, los cuales representan la base fundamental de varias dietas tradicionales a nivel mundial. Su síntesis parte de un aminoácido al que se le une una glucosa sulfurada y, frecuentemente, un sulfato, mediante numerosas reacciones bioquímicas (Poveda-Arias, 2018). Los glucosinolatos se encuentran en alimentos como las coles, los rábanos, los nabos y la mostaza; un ejemplo de ellos, la sinigrina, se muestra en la Figura 12.

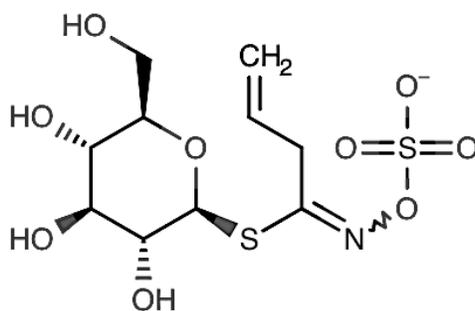


Figura 12. Estructura química de la sinigrina.

4.2.1.2 Antioxidantes Sintéticos

Los antioxidantes sintéticos son los más utilizados en la industria alimentaria debido a su alto grado de estabilidad, eficacia y ventajas económicas (FAO, 2020).

4.2.1.2.1 Etoxiquina

La etoxiquina es un derivado de las quinoleínas que se usa en alimentos y piensos para protegerlos de la oxidación y el enranciamiento. En la Unión Europea su uso está autorizado como antioxidante desde 1970. Su límite, como el de otros antioxidantes, es de 150 mg/kg para la alimentación de animales destinados a consumo humano (FAO, 2020). Esta molécula, también denominada etoxiquin, es un aditivo compuesto por 91% de etoxiquina, 8% de polímeros de etoxiquina y 3% de *p*-fenetidina. La etoxiquina como tal no es genotóxica ni carcinogénica, sin embargo, dentro del organismo se oxida y da lugar a la formación de cuatro compuestos como la 2,4-dimetil 6-etoxiquinolina, el N-óxido de etoxiquina, la iminoquinona de etoxiquina y el dímero de etoxiquina, que no pueden ser catalogados como seguros. Este aditivo es comúnmente utilizado en productos como pesticidas y en alimento para mascotas; su toxicidad es considerada alta (EFSA, 2018).

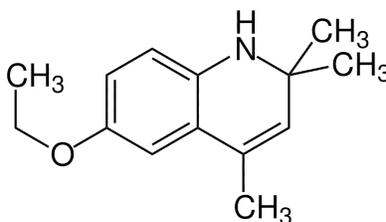


Figura 13. Estructura química de la etoxiquina.

4.2.1.2.2 *Butilhidroxianisol*

El butilhidroxianisol (BHA) (Fig. 14) es un sólido ceroso derivado de la industria petrolífera. Se prepara a partir del 4-metoxifenol y de isobutileno. Consiste en la mezcla de dos isómeros, el 2-*terc*-butil-4-hidroxianisol y el 3-*terc*-butil-4-hidroxianisol. Este antioxidante es comúnmente utilizado en productos como frituras, botanas, aderezos y chicles. Su toxicidad es considerada alta (EFSA, 2018).

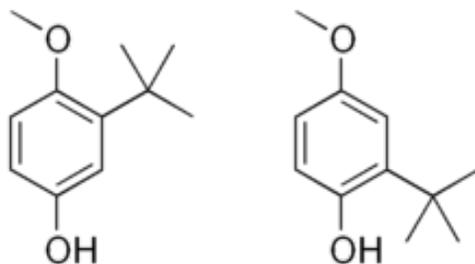


Figura 14. Isómeros de BHA.

4.2.1.2.3 *Terc*-butilhidroquinona

La *terc*-butilhidroquinona (TBHQ) (Fig. 15) es un sólido blanco o marrón rojizo, cristalino. También se le conoce como 2-(1,1-dimetiletil)-1,4-benzenediol), mono-*t*-butilhidroquinona o Tenox (EFSA, 2018). Este antioxidante es utilizado comúnmente en productos como frituras, aromas, aderezos y, cereales. Su toxicidad es considerada alta (EFSA, 2018).

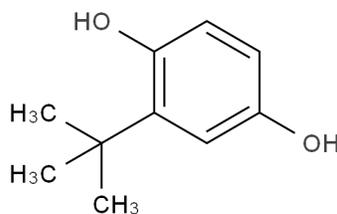


Figura 15. Estructura química de TBHQ.

4.2.1.2.4 Galato de propilo

El galato de propilo (Fig. 16) es un antioxidante para alimentos que se puede sintetizar a partir de ácido tánico, tanasa y el alcohol n-propílico. Dicho método consiste en una transesterificación enzimática con tanasa inmovilizada en quitina mediante el agente enlazante glutaraldehído. Este aditivo es comúnmente utilizado en productos como aceites vegetales, puré y cereales. Su toxicidad es considerada alta (EFSA, 2018).

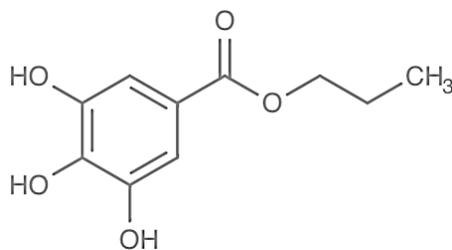


Figura 16. Estructura química del galato de propilo.

Antioxidantes aplicados en la industria de los alimentos

En la actualidad, la expectativa de vida del ser humano es de 75 a 78 años y podría incrementarse a 85 años en las próximas dos décadas; sin embargo, no está claro si esto pudiese ocurrir de modo satisfactorio. Con relación a ello, ciertos estudios epidemiológicos han establecido una estrecha asociación entre la incidencia de enfermedades como el cáncer de próstata, el de mama, el de colon y las enfermedades cardiovasculares (ECV), con la carencia de cierto tipo de vegetales en la dieta. Al respecto, la medición del nivel de antioxidantes permite evaluar el perfil de riesgo de los individuos a padecer enfermedades relacionadas con el desequilibrio entre oxidantes y antioxidantes. Finalmente, los alimentos ricos en las vitaminas A, C, D y E deben incluirse en la dieta para contribuir a elevar las defensas orgánicas (FAO, 2020).

Los antioxidantes producidos sintéticamente se utilizan en la actualidad en las industrias alimentaria y farmacéutica para prolongar la vida útil de los productos evitando su enranciamiento, no obstante, han sido seriamente cuestionados debido a su señalado nivel de toxicidad. Por ello, existe una fuerte tendencia a buscar fuentes naturales de antioxidantes a fin de reemplazar las sintéticas, minimizando así el potencial daño celular. Estos antioxidantes abundan de manera natural en frutas y verduras, nueces, cereales y en carnes (FAO, 2020).

Los componentes de origen vegetal, también conocidos como fitoquímicos, que naturalmente se encuentran en bajos niveles en frutas, verduras, hierbas y especias suelen presentar muchas propiedades sensoriales, así como beneficios para la salud. Tal es el caso de los flavonoides que, además de dar color a las verduras, frutas, granos, semillas, hojas, flores y cortezas, son, como se ha mencionado, compuestos fenólicos con propiedades antioxidantes (Carocho & Ferreira, 2013).

Tabla 6. Algunos antioxidantes presentes en alimentos de origen vegetal.

Alimento	Antioxidante
Frijol de soya	Isoflavonas, ácidos fenólicos
Té verde, té negro	Polifenoles, catequinas
Café	Ésteres fenólicos
Vino tinto	Ácidos fenólicos, polifenoles
Romero	Ácido carnósico, ácido rosmárico
Cítricos y otras frutas	Bioflavonoides, chalconas
Cebollas	Quercetina, kaemferol
Aceitunas	Polifenoles

En última instancia, la calidad de los alimentos se define en términos de la aceptabilidad por parte del consumidor, un hecho que resalta la importancia de las características que contenga el alimento en términos de sabor, aroma y apariencia. En ese tenor, la creciente demanda de alimentos funcionales ha llevado a un rápido crecimiento en la categoría de productos listos para el consumo (Hofstrand, 2008). Cabe señalar también que muchos de los ingredientes alimentarios contienen ácidos grasos insaturados muy susceptibles al deterioro, especialmente bajo condiciones de estrés oxidativo, entre ellas destaca la presencia de oxígeno, los empacados sin alto vacío, la temperatura y la luz. Por esta razón, se han incrementado los esfuerzos para reducir la oxidación de los alimentos que ricos en lípidos y, muy a menudo, la mejor estrategia es la adición de antioxidantes. Por otro lado, una de las principales tendencias para tener en cuenta en la industria alimentaria incluye las ventas de alimentos naturales, orgánicos y vegetarianos, ya que los consumidores han expresado su preocupación por la seguridad de los aditivos, entre ellos los conservadores y los antioxidantes. Asimismo, existe una tendencia clara en la preferencia de los consumidores por un etiquetado limpio, por la seguridad de los ingredientes y por el uso de aditivos alimentarios naturales que además posean nombres coloquiales, un hecho que los hace percibir como saludables. Además, la exigencia de fuentes sostenibles y una producción respetuosa del medio ambiente está obligando a la industria alimentaria a avanzar en esa dirección (Rojas & Brewer, 2008).

Defrancesco y Trestini (2008) estimaron que los consumidores estaban dispuestos a pagar un sobreprecio (hasta un 70% más) por los productos frescos orgánicos, por ejemplo, por jitomates, debido a su alto contenido de flavonoides, reconocidos como agentes naturales que promueven la salud. En la naturaleza hay más de 6,000 compuestos diferentes que pertenecen al grupo de los flavonoides. Entre ellos destacan las antocianinas, los flavonoles y las flavonas, las flavanonas, las chalconas y dihidrochalconas, los flavanoles y las isoflavonas. Estas últimas se localizan casi de forma exclusiva en las legumbres, sobre todo en la soya (Defrancesco & Trestini, 2008). Estos compuestos, además de jugar un papel importante en el organismo por su función antioxidante, desempeñan un papel destacado en las propiedades sensoriales de los alimentos. En particular, las antocianinas son pigmentos que confieren el color rojo-azulado típico de las frutas del bosque, mientras que los flavonoles, que son pigmentos amarillentos, proporcionan el sabor amargo a cítricos como la toronja. Cabe señalar que en las bases de datos que reflejan el contenido antioxidante de los alimentos, las frutas rojas, como son las fresas, las moras, los arándanos, las grosellas y las granadas, ocupan las primeras posiciones (Priyadarshini & Priyadarshini, 2018).

4.3 Granada

La granada (*Punica granatum* L.) es una baya, también llamada Balausta, de material muy duradero, con una piel muy resistente, correosa y de forma redonda o ligeramente alargada. La fruta, cuya descripción se realiza en las Figs. 17 y 18, tiene varias particiones internas resistentes que realizan la función de placentación para las semillas, denominadas arilos (> 600/fruto) (CONABIO, 2009).

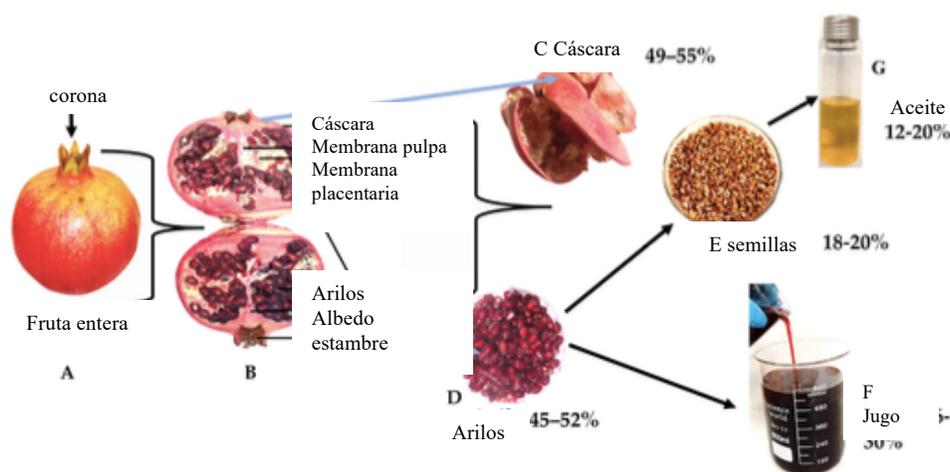


Figura 17. Descripción botánica de la granada: (A) fruta entera; (B) anatomía; (C) cáscara; (D) arilos; (E) semillas; (F) jugo; y (G) aceite (Magangana, Makunga, Fawole & Opara, 2020).

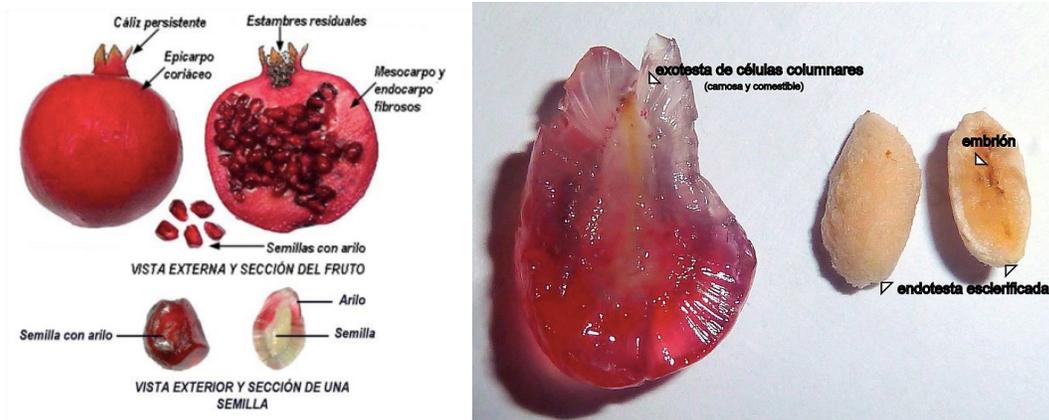


Figura 18. Partes de la cáscara y la semilla de granada (Magangana *et al.*, 2020).

4.3.1 Taxonomía

La taxonomía de plantas cultivadas es una parte del estudio de la botánica hortícola que se lleva a cabo principalmente en jardines botánicos, viveros y universidades. El estudio tiene como finalidad comunicar y aconsejar al público sobre cuestiones relativas a la clasificación y nomenclatura vegetal.

<i>Reino</i>	<i>Plantae</i>
<i>División</i>	<i>Magnoliophyta</i>
<i>Clase</i>	<i>Magnoliopsida</i>
<i>Orden</i>	<i>Myrtales</i>
<i>Familia</i>	<i>Lythraceae</i>
<i>Subfamilia</i>	<i>Punicoideae</i>
<i>Género</i>	<i>Punica</i>
<i>Especie</i>	<i>L, SP, PL</i>

4.3.2 Historia

El nombre genérico, *Punica*, proviene del latín *pūnicum* y alude a los fenicios, activos impulsores de su cultivo, mientras que *granatum*, el epíteto específico, deriva del adjetivo latino *grānātus*, que significa con abundantes granos. En la Antigua Roma se denominaba al granado como *punicum arbos* (árbol púnico) y al fruto como *malum granatum* (manzana granada) o *punicum malum* (manzana púnica). Plinio el Viejo, a mediados del siglo I d. C., menciona en su *Naturalis historia*: «En África, en los alrededores de Cartago, existe la *manzana púnica* que algunos llaman *granatum*». El árbol de la granada es originario de la región que abarca desde Irán hasta el Norte de los Himalayas en la India, y fue cultivado y naturalizado en toda la región del Mediterráneo, incluida Armenia, desde la antigüedad. El fruto de la granada es muy apreciado en las zonas desérticas, ya que está protegido de la desecación por su piel gruesa y coriácea, hecho que permitía que las caravanas pudieran transportarla a grandes distancias, conservando sus apreciadas cualidades. En muchos documentos antiguos se recogen testimonios de su consumo. Por ejemplo, se sabe del cultivo de la granada desde hace al menos 5000 años en Asia occidental y en el Norte de África. Es un fruto que ya se plantaba en los jardines colgantes de Babilonia, y se encuentra esculpido en los bajorrelieves egipcios. Al respecto, los antiguos egipcios preparaban con su jugo un vino ligero con sabor a frambuesa y, se dice, incluso, que eran enterrados con dichas frutas, mientras que Hipócrates recomendaba el jugo de granada contra la fiebre y como fortificante contra enfermedades. Los babilonios creían que masticar sus granos antes de las batallas los hacía invencibles. Los romanos conocieron la granada gracias a los fenicios que la llevaron de Fenicia (el Líbano actual) a Roma, de ahí su nombre científico de *Punica*. Adicionalmente, la Biblia hace referencia en numerosas ocasiones a este fruto, siempre en su defensa. Debido a que la granada tiene un cáliz con forma de corona, en la tradición judía fue el diseño original para elaborar dichos ornamentos. Son los bereberes quienes llevaron la fruta a Europa, y popularmente se afirma que la ciudad de Granada debe su nombre a este fruto (Wu, Raven & Hong, 2013).

4.3.3 Simbología alrededor del mundo

Muchos pueblos han visto a la granada como un símbolo de amor, fertilidad y prosperidad. Según la mitología griega, el primer árbol de granado fue plantado por Afrodita, la diosa griega del amor y la belleza, mientras que el dios del Inframundo, Hades, le ofreció su fruto a la bella Perséfone para seducirla. En Java, Indonesia, el granado está asociada a ciertos ritos que acompañan el embarazo. Y, según Shakespeare, bajo su follaje se ocultó Romeo para cantarle una serenata a Julieta. Por su parte, en China, se tiene la costumbre de ofrecerle una granada a los recién casados como auspicio de una descendencia numerosa (el rojo de esta fruta es considerado por la tradición china un color que atrae la buena fortuna). En el islam, se considera uno de los árboles del Paraíso, conforme a referencias coránicas y de las tradiciones del profeta Mahoma. Por tener la granada gran cantidad de arilos, era considerada en la antigüedad como un símbolo de fertilidad y fecundidad. Era atributo de Hera, Demeter y Afrodita. En Roma era habitual que las novias llevaran un tocado de ramas de granado. En Colombia, el fruto está presente en el escudo del país y en el de su capital, Bogotá. Y, en España, desde 1492 una granada forma parte del escudo nacional. Y Granada, antigua capital del Reino Nazari de Granada, en la Edad Media, es el nombre de la actual ciudad española, así como de su provincia. Así, Colombia y España son los únicos estados del mundo con una granada en sus emblemas nacionales. Además, la granada forma parte del escudo de la ciudad de Tacna, al sur de Perú (Wu *et al.*, 2013).



4.4 Producción de la granada

4.4.1 Producción mundial

Desde finales de los años noventa, y más a partir del nuevo siglo, el cultivo muestra una tendencia expansiva sobre la producción de granadas. En este frutal es muy difícil realizar una estimación exacta de su producción y comercialización porque muchas de sus plantaciones no son comerciales, sino caseras, permitiendo solamente una estimación de su extensión (FAO, 2020).

Por otro lado, la granada, al ser un producto de poca importancia por su temporada baja de consumo durante el año, normalmente no se contabiliza en forma individual, sino que se le incluía inespecíficamente bajo el rubro de “otras frutas”. Esto también sucede en los registros de exportación en casi todas aduanas, como también en registros nacionales y mundiales (FAO 2020; USDA, 2020), que se incluyen bajo el *item* de *otras frutas* (con código aduanero 08109095), siendo muy difícil obtener datos de los volúmenes comercializados. La información obtenida de CONAGUA (2019), con la que se cuenta es la siguiente:

- Estimación de la Producción Mundial – 2,150,000 ton.
- Exportación de Granadas – 125,000 ton (6% de producción).
- Superficie Mundial de cultivo del Granado 166.500 hectáreas.

Los principales países productores de granada fresca son India, China y Egipto, mientras que Perú, Chile y Argentina han aumentado su producción sólo para fines de exportación (Fig. 19), ya que en sus mercados internos no hay hábitos de consumo del fruto fresco (FAO, 2020).

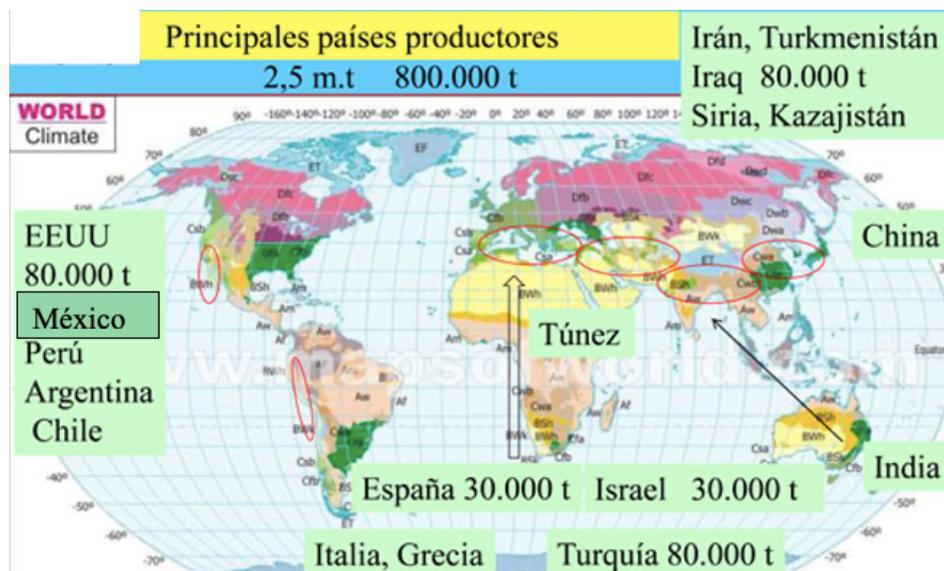


Figura 19. Mapa de producción mundial de granada (CONAGUA, 2019).

4.4.2 Producción nacional

En 2020 la producción de granada en México fue de 8,769 ton (22.7% > 2019), las cuales se obtuvieron de 1,146 hectáreas cosechadas (17.7% > 2019), por lo que el rendimiento promedio nacional quedó en 7.7 ton/hectárea (4.3% > 2019). El precio medio/ton quedó en 10.494 pesos mexicanos (8.7% > 2019), por lo que el valor de la producción para dicho cultivo fue de 92 millones de pesos (33.4% > 2019). En 2020 el estado de Morelos fue el principal productor de granada en México, con 1,545 ton, seguido por Hidalgo, con 1,501 ton, y Oaxaca, con 1,304 ton, por lo que estas tres entidades representaron el 49.6% de la producción nacional. Con 264,191 ton y 185 hectáreas, Morelos, Oaxaca y Chiapas fueron los estados con mayor superficie cosechada, 23.0%, 16.7% y 16.1% del total nacional, de manera respectiva, mientras que Sonora, Guanajuato y Chihuahua tuvieron el mayor rendimiento promedio, con 18.5, 16.3 y 15.4 ton/hectárea. En cuanto al valor de la producción, el estado de Oaxaca generó 20 millones de pesos (21.8%), seguido por Chihuahua, con 14 millones de pesos (15.6%) y Guanajuato, con 13 millones (13.7%), siendo la suma total de la producción nacional de granada por 92 millones de pesos (FAO, 2013). En la Fig. 20 se muestra el mapa oficial de la producción nacional de la granada en México (INIFAP, 2013).

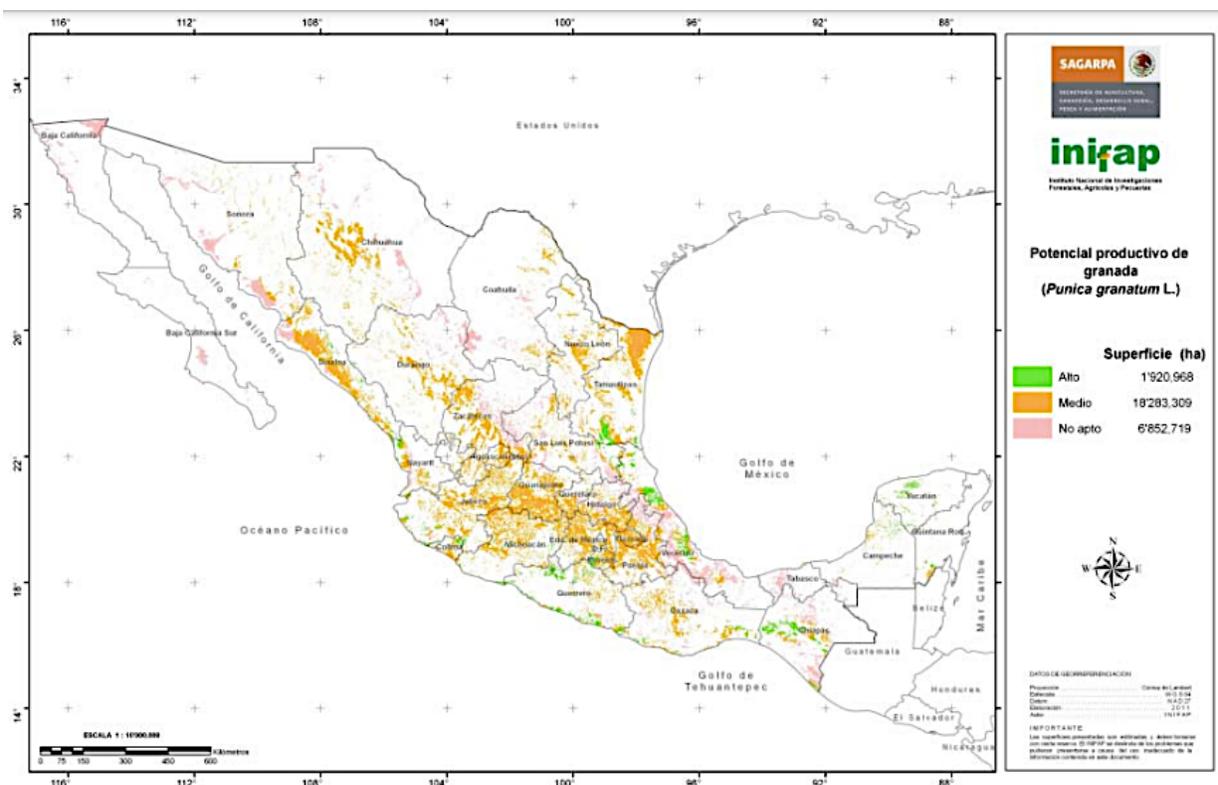


Figura 20. Mapa de producción nacional de granada (INIFAP, 2013).

4.5 Variedades de granada

Las variedades de granada (Fig. 21) se clasifican en dulces, agridulces o agrias y los índices valorables son la acidez y el índice de madurez (SS/A). Comercialmente, por cuestiones de tamaño, sabor y color, existen granadas para cada tipo de mercado. En México se encuentran registradas seis variedades comerciales, las cuales se mencionan y describen brevemente a continuación:

- Wonderful: es la variedad más demandada en el mercado mundial. Los frutos son de buen tamaño y de color rojo intenso. Los arilos son suaves y tiernos, de color rojo oscuro y sabor agridulce, con un alto contenido de jugo. La dureza de las semillas maduras es media y las plantas son vigorosas y productivas (FAO, 2013).

-Acco: Es una variedad muy cultivada por su excelente calidad y aceptación en el mercado nacional e internacional, y que también se puede industrializar. El fruto es de coloración roja a rosada con arilos rojos. Es de sabor dulce con baja acidez.

- Hercowitz: Variedad de temporada media con frutos y arilos un poco rojos, con sabor agridulce.

- Kamel: De maduración tardía. Presenta frutos de un intenso color rojo interno y externo, que se distribuye uniformemente.

- Shany Yonay: Desarrolla un color rojo intenso uniforme tanto externo como interno, que aparece en forma temprana. Los frutos presentan un sabor dulce.

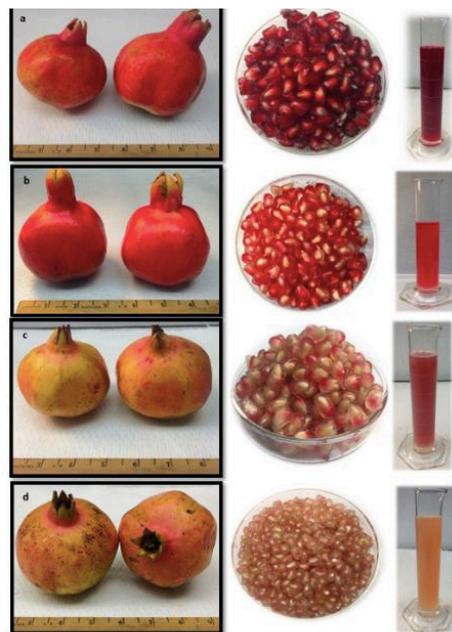


Figura 21. Representando la biodiversidad. De arriba hacia abajo, variedad Shany Yonay, Kamel, Hercowitz y Acco.

4.6 Recolección

La recolección comienza a mediados de septiembre al aparecer los cambios de color en el fruto y finaliza a mediados de noviembre. Se realiza manualmente, utilizando tijeras de podar de hoja pequeña y teniendo el mayor cuidado, ya que los frutos son muy sensibles a los golpes. La recolección puede adelantarse o retrasarse según las oportunidades del mercado, pero esto puede acarrear algunos inconvenientes: 1) al adelantarla, la granada todavía estará verde, siendo de menor calidad y los frutos acabarán por arrugarse; y 2) si se retrasa, se obtendrá un mayor número de granadas abiertas y, por lo tanto, menos comercializables. Los rendimientos medios por hectárea son de 3 kg/árbol al tercer año y de 30 a 40 kg/árbol en plena producción (SAGARPA, 2020). En la Fig .22 se muestra un granado o árbol de granadas.



Figura 22. Granado (Universidad de Florida, 2019).

4.7 Almacenamiento

La importancia de un almacén logístico para la conservación de la granada es clave. Se requiere una temperatura de conservación de 4-6 °C por un máximo de 2-3 meses; para un almacenamiento más prolongado se aplican 10 °C para evitar daños por frío. La humedad relativa óptima es de 90-95%, y es otro de los factores importantes para el almacenaje del fruto, ya que las granadas son muy susceptibles a la pérdida de agua que produce el arrugamiento de su piel. Cuando la granada se destina a un largo periodo de almacenaje (> 2 meses), el uso de ceras es muy común debido a que permite disminuir las pérdidas de agua, especialmente en condiciones de humedad relativa baja. Por otro lado, la conservación en frío se puede dar con un revestimiento o forro de plástico. Las altas tasas de etileno pueden ser perjudiciales en la conservación de alimentos refrigerados como la granada, produciendo su sobremaduración y envejecimiento (SAGARPA, 2020).

4.8 Factores que afectan la calidad de la granada

Es preciso tener en cuenta todos los aspectos de la precosecha que efectivamente inciden sobre el resultado final de las frutas. En este sentido, se puede hablar de factores extrínsecos, intrínsecos, ambientales, genéticos y fisiológicos (SAGARPA, 2020).

Los factores extrínsecos son aquellos externos al propio material vegetal pero que inciden sobre el producto, tales como las condiciones ambientales y las prácticas de cultivo, la temperatura, la humedad, la climatología y el nivel de radiación solar, el riego y el patrón que se sigue, la nutrición mineral de los cultivos y la poda, así como los tratamientos hormonales o el ataque de insectos y microorganismos a los cultivos (Universidad de Florida, 2019).

Los factores intrínsecos son aquellos que se refieren a las propias características de las frutas y se diferencian entre los genéticos, que engloban la especie, la variedad de la fruta y sus particulares pautas de maduración, si son productos climatéricos o no climatéricos, y aquellos asociados al estado de madurez, es decir, al momento necesario de la recolección (Universidad de Florida, 2019). El genoma es el responsable del desarrollo de la planta y su interrelación con las condiciones medioambientales y el medio externo. Es preciso considerar que la variedad genética de un mismo cultivo es amplia; de ahí la importancia de la selección varietal, pues la calidad del fruto depende de su potencial genético, de las condiciones ambientales y del cultivo agrícola. Asimismo, el estado de madurez del propio fruto es esencial en su composición química y, por ende, en su calidad (Defrancesco & Trestini, 2008). Además, los factores ambientales también ejercen una fuerte influencia sobre la calidad y el valor nutrimental de las frutas. Entre ellos se encuentran la cantidad e intensidad de la luz, las temperaturas de exposición de los cultivos, y el contenido ambiental de CO₂. Dichos factores se resumen en la Tabla 7 (Universidad de Florida, 2019).

Tabla 7. Factores que afectan la calidad de la granada (Universidad de Florida, 2019).

Factores extrínsecos	Factores intrínsecos	Factores ambientales	Factores genéticos	Factores fisiológicos
Prácticas de cultivo Riego Poda Tratamientos	Especie Variedad Estado de madurez	Temperatura Humedad Climatología Radiación solar CO ₂	Selección varietal	Estado de madurez Proceso de senescencia

Éstas son algunas estimaciones respecto a la amplitud climática para una buena calidad del fruto:

- Rango de altitud: 500-2000 m.
- Precipitación media anual: 500-2500 mm.
- Temperatura media anual: 25-38 °C.
- Temperatura máxima media del mes más caluroso: 34-44 °C.
- Temperatura mínima media del mes más frío: 4-12 °C.
- Temperatura mínima absoluta: > -10 °C.

Y las recomendaciones para el manejo del cultivo son las siguientes:

Poda, generando un soporte para la producción basado en uno o dos troncos principales respetando el crecimiento basitónico de la especie. Esta técnica es recomendable en zonas de heladas invernales. Otro método es rebajando la planta a una altura de 60 cm para que, desde los 30 cm del nivel del suelo, se generen 4 a 5 ramificaciones distribuidas uniformemente alrededor del tronco. Todo chupón o brote que surja por encima o debajo de los 30 cm debe ser removido. El granado fructifica sobre la madera del año anterior. La poda de fructificación se realiza en invierno, eliminándose chupones, ramas secas y ramas entrecruzadas. Es recomendable, debido a la proliferación de ramas, realizar esta poda todos los años. En la poda de rejuvenecimiento se eliminan ramas viejas o en mal estado, para favorecer su reemplazo a través de la formación de chupones.

4.9 Consumo nacional de granada

Los arilos de granada se consumen como tales o se procesan en jugos y otros productos; que se consumen por sus efectos beneficiosos en la salud humana (Fazio *et al.*, 2018). Varios estudios han mostrado el potencial antimicrobiano, antihelmíntico y antioxidante de los ingredientes activos de los extractos de granada, sugiriendo funciones preventivas y curativas. El procesamiento del jugo de granada da como resultado un orujo que consta de ~73% (p/p) de la cáscara, que es el principal subproducto de la industria de procesamiento.

En México, las tradiciones y la cultura son parte de la gastronomía del país. En los meses de agosto-octubre, se suele preparar el platillo llamado Chiles en Nogada (Fig. 23), el cual, de acuerdo con los acontecimientos de la independencia del país, fue elaborado aprovechando los productos de temporada para sorprender con un platillo que llevara los colores del Ejército Trigarante como festejo de la reciente Independencia de México (Fazio *et al.*, 2018).

El colorido platillo toma significado con



Figura 23. Diferentes presentaciones del consumo de la granada (SADER, 2020).

- El verde del chile poblano y el perejil simbolizando la independencia.
- El blanco de la nogada, creada con nuez de castilla, representando la religión.
- El rojo de los granos de la granada que significa la unión entre los pueblos.

Estos tres colores fueron elegidos por Agustín de Iturbide para su estandarte de las tres garantías (unión, religión e independencia), y actualmente se conservan con el mismo significado en nuestra Bandera Mexicana (SADER, 2020).

El jugo de granada se obtiene del fruto entero tras el proceso de pelado, con presión natural y sin la adición de productos químicos. Por lo tanto, las sustancias de los frutos de la granada, como son las antocianinas, se transfieren al jugo, que a su vez conserva las propiedades organolépticas de la fruta. Entre los compuestos de la granada, tanto la materia orgánica como los azúcares, los ácidos orgánicos, los aminoácidos, y los polímeros biodegradables (proteínas y hemicitarinas), son los principales ingredientes de los jugos de las frutas (Fazio *et al.*, 2018).

Los desechos del jugo de granada son el resultado del proceso de exprimir las frutas. Debido a las grandes cantidades de desechos que se producen en la industria de los jugos de frutas en cada período de cultivo, esta actividad industrial tiene una importancia social, económica y ecológica (Priyadarshini & Priyadarshini, 2018). Las cáscaras, las hojas y el agua utilizada para limpiar superficies se encuentran entre los principales desechos producidos durante el procesamiento de jugos, y se descartan principalmente sin valorizaciones. Dos flujos principales de subproductos se generan durante la producción del jugo después de su extracción: la cáscara y las semillas de granada (Dimou & Koutelidakis, 2017). Las grandes cantidades de desechos de los sectores agrícola e industrial que contienen una alta concentración de compuestos polifenólicos pueden volverlos intratables debido a sus fenómenos fitotóxicos (Priyadarshini & Priyadarshini, 2018).

En el diagrama 3 se ilustra el procedimiento seguido para obtener productos directos de la granada, como el jugo y los arilos para consumo, la producción de aceite para uso cosmético, y el aprovechamiento de la cáscara para su uso en alimentación animal (Lampakis, Skenderidis & Leontopoulos, 2021).

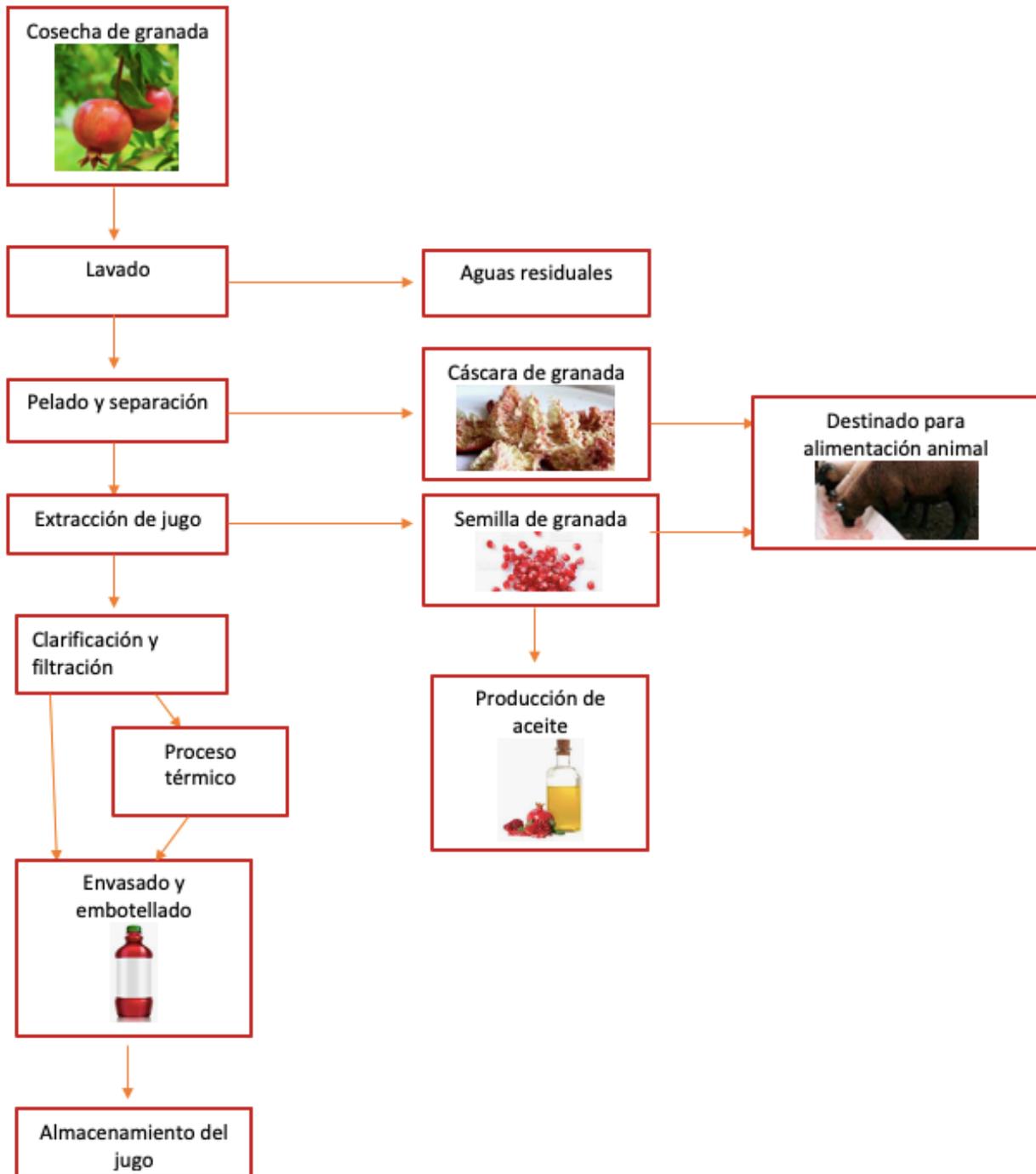


Diagrama 3. Esquema de la producción de derivados de la granada (Lampakis *et al.*, 2021).

4.10 Componentes bioactivos presentes en la granada

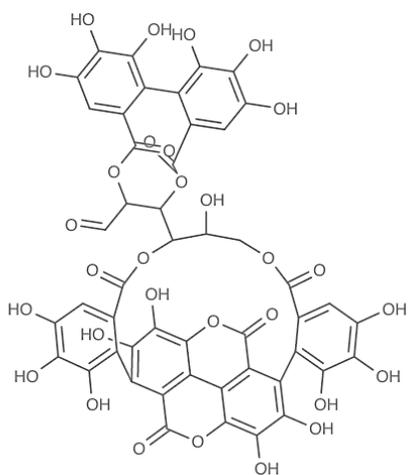
La cáscara de la granada contiene cantidades de compuestos fenólicos 10 veces más altas que las contenidas en la pulpa, incluidos los taninos hidrolizables pedunculagina, punicalina, punicalagina y ácidos elágico y gálico, y los flavonoides como las catequinas, las antocianinas y otros flavonoides complejos (Magangana *et al.*, 2020) (ver Tabla 8). Estos compuestos fenólicos son responsables del 92% de la actividad antioxidante de la fruta. Aunado a ello, durante la última década se han confirmado las actividades biológicas y medicinales que proporciona la cáscara de granada o Pomegranate Peel (PP) (Al-Gubory, Blachier, Faure & Garrel, 2016; Asgary, Keshvari, Sahebkar & Sarrafzadegan, 2017; Derakhshan *et al.*, 2018).

Las granadas pueden consumirse frescas o procesarse industrialmente en jugos de frutas, jaleas, mermeladas y vinagre (Alexandre *et al.*, 2019; Sood & Gupta, 2015). Los subproductos parecen ser una fuente de compuestos valiosos (Sood & Gupta, 2015), ya que la cáscara de la fruta presenta altas cantidades de compuestos bioactivos e incluso es una fuente de antioxidantes naturales con un potente contenido de actividad biológica (Akhtar, Ismail, Fraternali & Sestili, 2015). Además, se ha demostrado que los flavonoides de la PP son ricos en ácidos hidroxibenzoicos y ácidos hidroxicinámicos, así como en otras moléculas derivadas de las antocianinas (ver Figura 24), los cuales presentan propiedades bioactivas como lo son el ser antimicrobianos, e inmunomoduladores (Sood & Gupta, 2015).

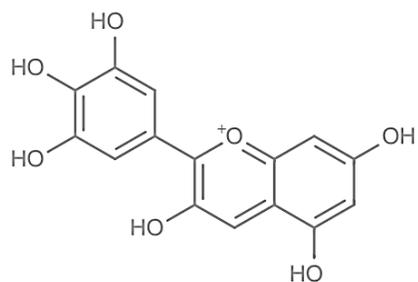
De acuerdo con el creciente interés en la extracción de antioxidantes presentes en la PP, se han desarrollado diversas metodologías para este proceso. El método convencional consiste en la maceración de la cáscara con metanol en agitación, sin embargo, éstas condiciones podrían comprometer la calidad y actividad biológica de los compuestos extraídos. No obstante, siguiendo las tendencias modernas se han propuesto metodologías verdes, las cuales han demostrado un porcentaje de extracción mayor que las tradicionales, evitando así la pérdida de calidad y cantidad de los extractos (Alirezalu *et al.*, 2020).

Tabla 8. Fitoquímicos de la planta de la granada (*P. granatum* L.) (Magangana *et al.*, 2020).

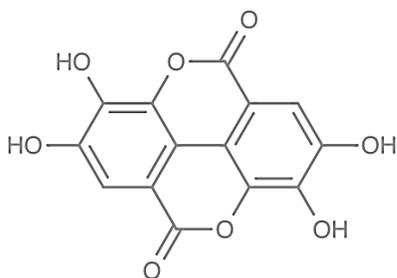
Parte de la planta	Componentes	Imagen
Raíz, corteza	Elagitaninos (punicalagina, punicalina, alcaloides de piperidina)	
Hoja	Taninos (punicafolina, punicalina, glucósido de flavona, luteolina, apigenina, brevifolina)	
Cáscara	Elagitaninos, ácido gálico, catequina, quercetina, flavonoles, flavonas, procantocianidinas, antocianidinas	
Flor	Ácidos gálico y ursólico, triterpenoide	
Aceite de la semilla	Ácido púnico, elágico y gálico, esteroles, γ -tocoferol	
Jugo	Procantocianidinas, antocianinas, elagitaninos, glucosa, ácido ascórbico, gálico, elágico y cafeico, catequina, minerales	



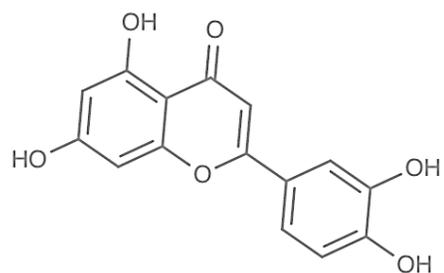
Punicalagina (elagitanino)



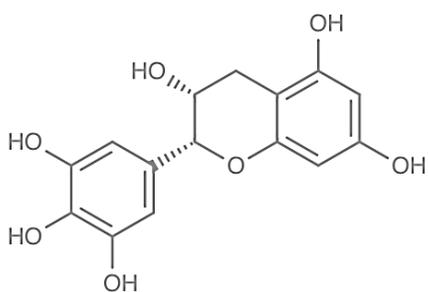
Delfinidina (antocianidina)



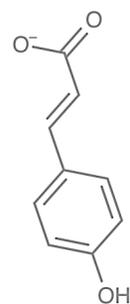
Ácido elágico (elagitanino)



Luteolina (flavona)



Galocatequina (3-Flavonol)



Ácido *p*-cumárico (hidroxicinámico)

Figura 24. Estructura química de algunas biomoléculas identificadas en la cáscara de granada (PP).

5 Metodologías para la extracción de antioxidantes a partir de la cáscara de granada

La presente sección incluye el resumen donde se explican las metodologías generales empleadas en la obtención de extractos de antioxidantes de la PP en diversos estudios, con la finalidad de prepararlos y analizar los extractos, investigarlos y determinar su actividad biológica. A continuación, se presentan las diferentes metodologías que han mostrado el eficaz procedimiento para el tratamiento de la cáscara de la granada:

Materia vegetal

Se parte con una muestra de granadas maduras (*Punica granatum* L.)

Limpieza, secado y selección de la PP

Las frutas se lavan con agua para eliminar el polvo, la suciedad o los residuos de cualquier tipo: pesticidas, herbicidas o fungicidas. Inicialmente, se retiran las frutas que presentan algún tipo de daño físico. Posteriormente, las cáscaras se separan de la pulpa y se cortan en trozos pequeños para después secarse a 50 °C por 48 h hasta obtener un contenido de humedad < 10%, después se trituran hasta obtener un polvo fino que se mantiene a 4–6 °C hasta su análisis.

Determinación de las características físicas de la PP

A la toma de una muestra de la harina obtenida, le siguen los métodos estándar AOAC (2016), se determina el porcentaje de humedad, cenizas, proteína, grasa y fibra cruda (Ranjha *et al.*, 2020).

La extracción del aceite de la harina de la PP, de los antioxidantes, la cuantificación de polifenoles y la evaluación de la actividad antioxidante, se detallará más adelante.

5.1 Tratamiento previo

La calidad de la muestra a analizar es importante en la Química Analítica e influye tanto en los procesos que se realizan en el laboratorio como en los resultados. Una de las etapas que más variabilidad introduce en el proceso analítico es la preparación de la muestra, debido al variable y amplio número de procedimientos existentes dentro de la etapa de preparación de la muestra. En esta sección se describe cada uno de ellos, así como sus ventajas y desventajas.

Para contar con un buen extracto, es importante la selección de las técnicas apropiadas de secado. Dicha operación puede verse influenciada por factores como el tipo de producto, la disponibilidad del equipo, las condiciones de secado, los costos y la eficiencia del proceso. Entre las técnicas de secado más utilizadas, se encuentran la exposición al sol, a microondas, al vacío, a horno convencional y la liofilización (Al-Rawahi, Rahman, Guizani & Essa, 2013).

Así como es trascendental la selección de los tratamientos previos, también lo es la elección de cada método de extracción de antioxidantes, ya que los resultados se podrían ver afectados respecto a la estabilidad química de los compuestos extraídos durante el almacenamiento o en procesos que impliquen calentamiento o refrigeración (Ranjha *et al.*, 2020).

5.1.1 Métodos de molienda

El fin de la molienda es fraccionar físicamente los granos para obtener una mayor superficie de exposición a la acción deseada. Para realizarla, existen dos tipos de molinos: de martillo, y de rodillo (Kumar, Nagaraju, Swarajyalakshmi, Latha & Balakrishna, 2017).

- Molino de martillo.

Este molino reduce el tamaño de partícula a través del impacto de choque entre martillos, el corte por su borde y la acción de fricción. El tamaño de las perforaciones producidas por el molino determinará el tamaño obtenido de partícula. En términos generales, los ingredientes que hayan atravesado una zaranda de 0.3 a 1 mm tendrán un tamaño medio de partícula de 600 a 800 μm . Reduciendo las revoluciones generalmente se producirá un porcentaje más bajo de “finos” que es el nombre de la harina obtenida, aunque el tiempo requerido para la molienda aumentará. El contenido de humedad también determinará el tamaño de la partícula final. Un grano con baja humedad impactará mejor dentro del martillo creando partículas más finas cuando es comparado con partículas con 10-12% de humedad.

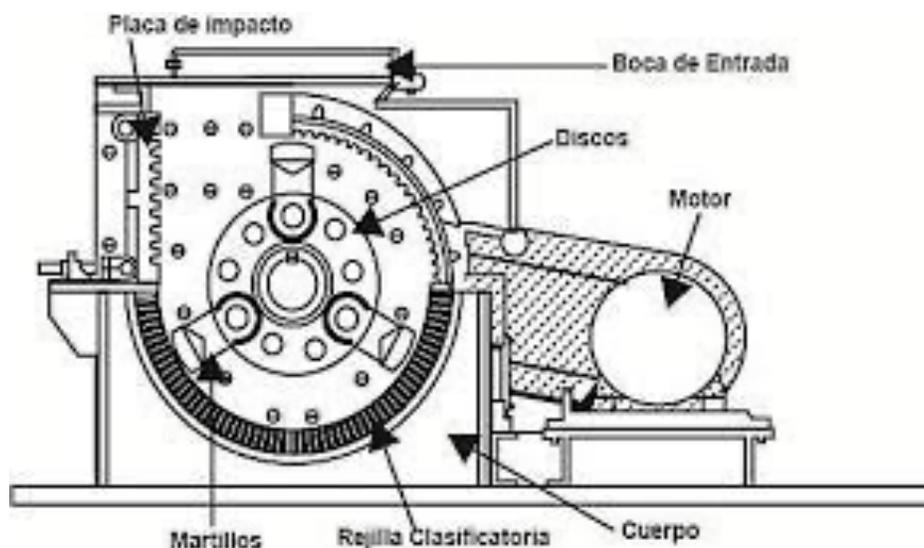


Figura 25. Diagrama de dispositivo molino de martillo.

- Molino de rodillo.

Los molinos de rodillo tienen la ventaja de crear partículas más uniformes que los molinos de martillo. El tamaño de la partícula puede controlarse por el ajuste de los rodillos, el corrugado, el rodillo espiral versus el no-espiral y la velocidad diferencial de los rodillos. Para conseguir un tamaño de partícula de 800 μm , es necesario contar con rodillos con 10 a 12 ranuras/pulgada.

Las Figs. 24 y 25 muestran los respectivos diagramas de molino de martillo, y de rodillo.

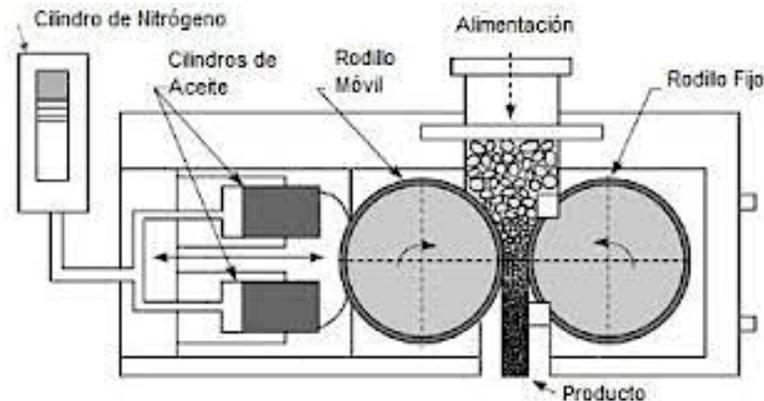


Figura 26. Diagrama de dispositivo molino de rodillo.

5.1.2 Métodos de secado

- Secado al sol.

El secado al sol es uno de los métodos de conservación más antiguos de la humanidad. Es un proceso lento que implica la exposición de un producto a la luz solar directa, con la ventaja de ser económico (Al-Rawahi *et al.*, 2013). Los tiempos de secado al sol oscilan entre 3 y 5 días según el tipo de fruta, teniendo la PP el período más largo, de 5 días. Las bajas temperaturas asociadas con el secado al sol pueden ayudar con la eliminación lenta y gradual de la humedad en la cáscara de la granada en comparación con otras técnicas de secado, lo que puede significar un beneficio, dado que la mayoría de las vitaminas y los polifenoles son compuestos sensibles al calor. Aunque la técnica de secado al sol puede ser adecuada para la producción a pequeña escala, la implementación del método para las cáscaras de granada en la producción a gran escala puede influir negativamente en la estabilidad del producto (Kumar *et al.*, 2017).

En la Fig. 26 se observa un deshidratador solar casero, mientras que en las Figs. 27 y 28 se esquematizan, de modo respectivo, un horno de vacío y uno de secado. Finalmente, en la Fig. 29 se muestra el diagrama de un equipo de liofilización.



Figura 27. Deshidratador solar casero.

- Secado por microondas.

El secado por microondas es una alternativa rentable y más rápida que otros métodos de secado; ofrece una forma moderna de preservar la calidad química, sensorial y nutricional de los productos de la PP seca. Su uso reduce significativamente el tiempo de operación, de 5 min a 40°C, siendo el secado más rápido para la cáscara de muchos tipos de fruta, entre 5 y 9 min, en comparación con otras técnicas, que requieren más horas para concluirlo (Turrini *et al.*, 2019).

- Secado al vacío.

El secado al vacío puede ser una técnica útil para productos sólidos sensibles al calor. Este método implica la deshidratación del material mojado o húmedo en una cámara a baja presión y temperatura, creando así un vacío. La disminución de la presión provoca la expansión y el escape del gas ocluido en los poros del material. La técnica es económica con tiempos de secado cortos a bajas temperaturas que no dañan el producto. Otra ventaja es que no causa problemas de corrosión y es amigable con el ambiente. Desafortunadamente, para la producción a gran escala, puede que no sea tan rentable (Al-Rawahi *et al.*, 2013).

- Secado por horno/aire.

El secado en horno es otro método previo a la extracción que utiliza energía térmica para eliminar la humedad del material. Este método es uno de los procesamientos térmicos más fáciles y rápidos para conservar fitoquímicos. Se ha demostrado que la técnica de secado en horno de la PP mejora su calidad. Asimismo, es económica y de fácil acceso. No obstante, puede reducir la integridad del producto debido al uso de altas temperaturas y al almacenamiento por períodos prolongados de secado (Opara, Al-Ani & Al-Shuaibi, 2009).

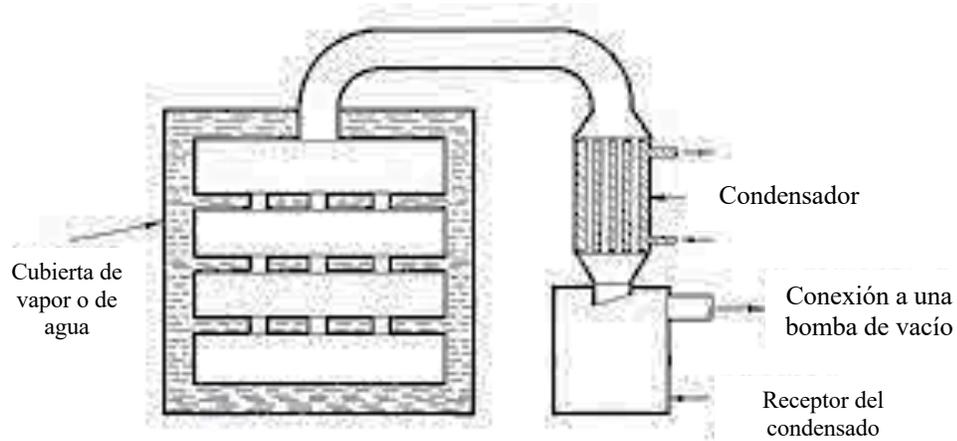


Figura 28. Esquema de un horno de vacío.

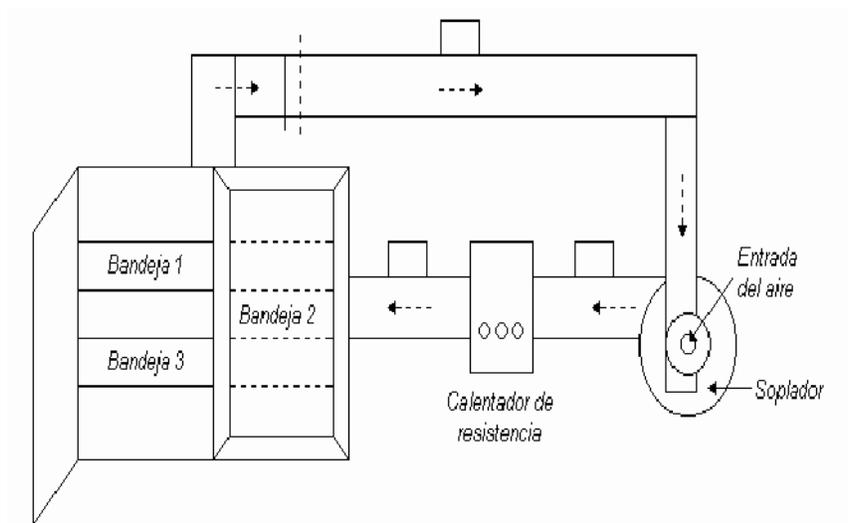


Figura 29. Equipo de secado por horno.

- Secado por liofilización.

La liofilización implica la deshidratación por sublimación de una muestra congelada y la desorción en condiciones de vacío. El estado sólido del agua conserva en la liofilización la estructura original, el aroma y el sabor del producto, provocando reducciones muy bajas de volumen (Mphahlele, Fawole, Makunga & Opara, 2016). En general, la cáscara liofilizada tiene una humedad residual baja y presenta contenidos muy altos de rutina, catequina y epicatequina, así como del contenido fenólico total (TPC), comparable a aquellos de las cáscaras de la granada fresca. Del mismo modo, la liofilización favorece la conservación de fitoquímicos sensibles al calor, sin embargo, consume mucha energía, requiere un largo tiempo de secado y es costosa (Ratti, 2001).

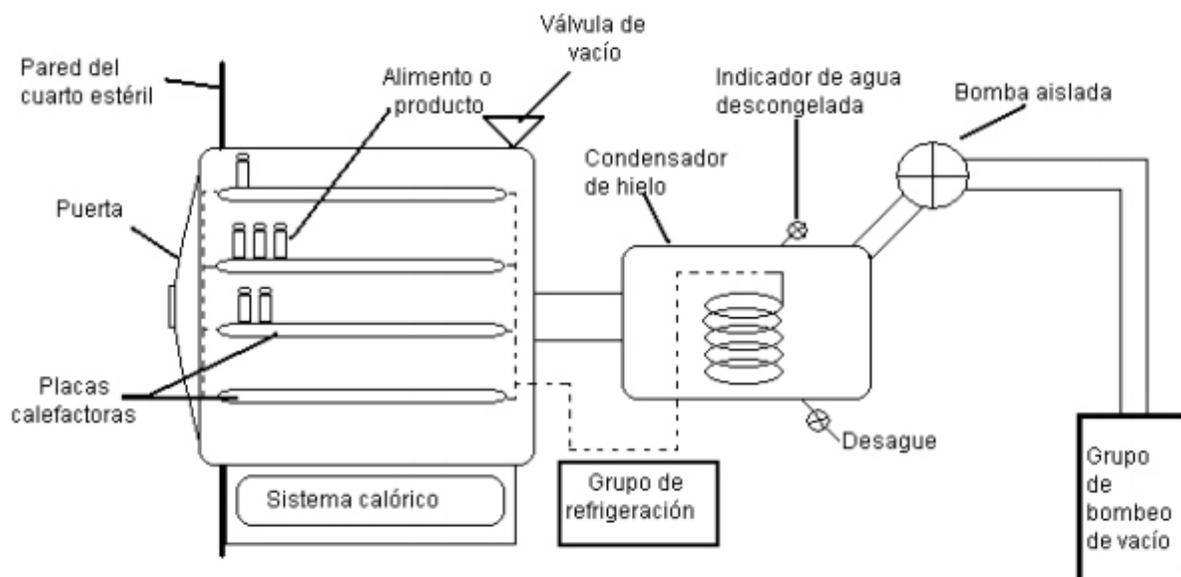


Figura 30. Diagrama de un equipo de liofilización.

5.2 Métodos de extracción de antioxidantes

Un punto clave en la obtención de biomoléculas a partir de residuos agroalimentarios es la selección de la tecnología adecuada para su extracción, que debe ser eficiente, preservar las bioactividades y garantizar su funcionalidad al incorporarse a una matriz alimentaria (Gullón, Astray, Gullón, Tomasevic & Lorenzo, 2020). Los métodos convencionales, extracción por agitación simple, y de extracción sólido-líquido, que emplean disolventes orgánicos y sus mezclas acuosas, han sido ampliamente utilizados en la recuperación de fitoquímicos de fuentes agroalimentarias. Sin embargo, debido a sus desventajas, en los últimos años se han desarrollado y aplicado tecnologías de vanguardia, sustentables y amigables con el ambiente. Por ejemplo, la extracción asistida por microondas, aquella que conlleva ultrasonido, y las que utilizan líquidos a presión o fluidos supercríticos (ver Tabla 9).

5.2.1 Extracción por agitación simple

Los disolventes habitualmente utilizados en la extracción de los antioxidantes de la granada son metanol, etanol, acetona y agua. Sin embargo, éstos suelen producir una coextracción significativa de sustancias concomitantes, disminuyendo así el rendimiento de los antioxidantes-objetivo (Pekić, Kovač, Alonso & Revilla, 1998).

En un estudio realizado por Pan, Qu, Ma, Atungulu y McHugh (2011), se extrajeron compuestos fenólicos de la granada (1 g) con una velocidad de agitación de 1200 rpm a 25 °C, utilizando 50 mL de agua, por un tiempo total de 60 min. El rendimiento de la extracción fue del 11.9%, en tanto que la extracción por el mismo método cuando se usó metanol a 40 °C rindió 8.26%, según lo informado en otro estudio por Wang, Pan, Ma y Atungulu (2011). A su vez, en otra investigación se demostró que el agua era un disolvente "verde" eficiente para la extracción de antioxidantes del orujo de la granada, logrando un alto rendimiento de compuestos fenólicos (229 mg extracto de ácido tánico/g) y una elevada actividad depuradora o captadora de DPPH* (6.2 g/g) en 2 min de extracción Qu, Pan & Ma (2010). En la Fig. 30 se muestra un equipo de agitación magnética con calefacción (Cienytech, 2016).



Figura 31. Equipo de agitación magnética con calefacción (Cienytech, 2016).

5.2.2 Extracción asistida por microondas (MAE)

Los métodos de extracción asistida por microondas (MAE, por sus siglas en inglés) ofrecen un rendimiento mejorado, bajo consumo de disolventes y un ahorro de energía combinado con una alta automatización, comparado con la extracción Soxhlet (Huang, He, Yan, Du & Shi, 2017).

El proceso MAE se basa en la formación de ondas electromagnéticas de alta energía que pueden cambiar la rotación molecular y la movilidad iónica del disolvente sin alterar la estabilidad química de la muestra. Lo anterior es el resultado de la fricción producida por la acumulación de calor y el daño a las estructuras celulares, lo que conduce a la rápida migración de todos los compuestos activos desde la fase sólida al disolvente (Chemat *et al.*, 2019).

Para la extracción de antioxidantes de la PP, Kaderides, Papaoikonomou, Serafim y Goula (2019) mezclaron 5 g de muestra en polvo con 20 mL de etanol/agua (70:30 v/v) para producir diferentes proporciones de disolvente/cáscara. A continuación, recogieron los extractos a diferentes tiempos y los evaporaron usando un evaporador rotatorio. En la Figura 31 se esquematiza la técnica de extracción asistida por microondas.

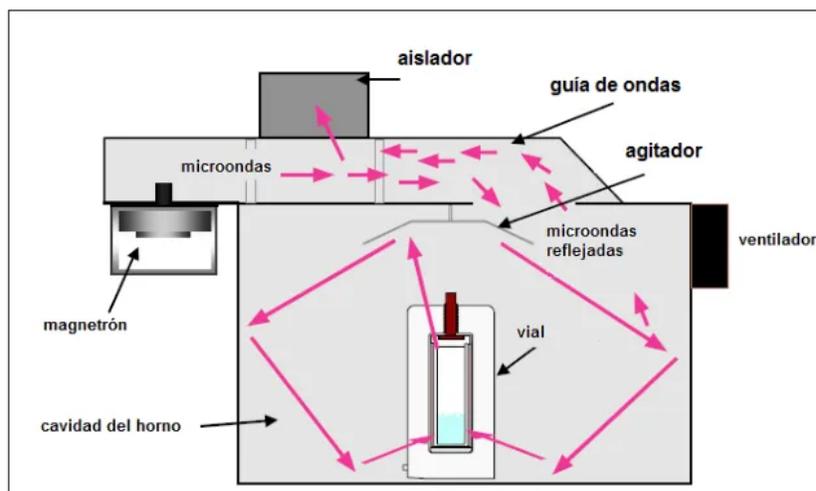


Figura 32. Técnica de extracción asistida por microondas (Cienytech, 2016).

5.2.3 Extracción asistida por ultrasonido (UAE)

Aunque la extracción asistida por ultrasonido (UAE, por sus siglas en inglés) utiliza menos energía y consumo de disolvente en comparación con los métodos convencionales, el proceso se ve afectado por diversas variables, incluyendo parámetros como la frecuencia, la distribución de ondas ultrasónicas, la potencia de sonicación y el tiempo. Este método fue empleado por Sharayei, Azarpazhooh, Zomorodi y Ramaswamy (2019) para la extracción de compuestos fenólicos de la PP. En este caso la metodología implicó el uso de diferentes tiempos y amplitudes, y la filtración, así como la concentración de la mezcla obtenida en un rotavapor en condiciones de vacío. Las condiciones óptimas del proceso, corroboradas en otro estudio, fueron las siguientes: tiempo de extracción de 25 min, concentración de etanol de 59%, relación 1:44 sólido: disolvente, y temperatura de extracción de 80°C. Los valores de TPC en los extractos variaron entre 81.61 y 190.94 mg ácido gálico equivalente (GAE, por sus siglas en inglés) /g (Živković, Šavikin, Janković, Čujić & Menković, 2018). En la Figura 32 se muestra un equipo de extracción ultrasónica.



Figura 33. Extracción ultrasónica (Cienytech, 2016).

5.2.4 Extracción a alta presión

Las ventajas de utilizar disolventes a temperaturas superiores a su punto de ebullición son que permiten una mayor solubilidad y mejores propiedades de transferencia de masa (Alvarez-Rivera, Bueno, Ballesteros-Vivas, Mendiola & Ibañez, 2020). En la Figura 33 se muestra el diagrama de un equipo de extracción a alta presión.

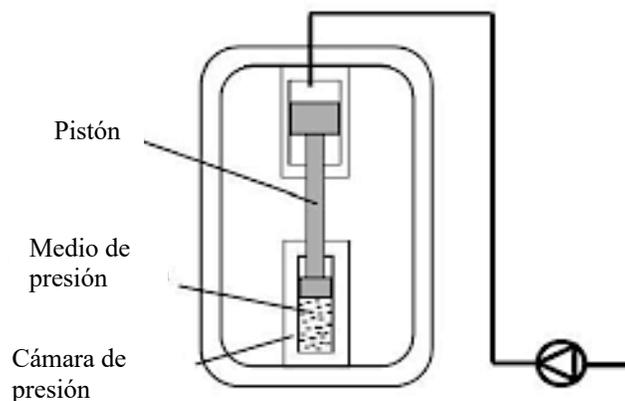


Figura 34. Diagrama de equipo de extracción a alta presión (Cienytech, 2016).

Existen varios estudios que han usado la alta presión para la extracción de compuestos fenólicos a partir de la PP. Las condiciones óptimas oscilan entre 356 y 600 MPa, 32 y 56% de etanol y 30 min de extracción. Según el estudio de Çam y Hisil (2010), los factores críticos que afectan los resultados en este tipo de extracción son el tamaño de partícula, la temperatura de extracción y el tiempo estático. En dicho trabajo, los taninos hidrolizables fueron los polifenoles predominantes del PP, correspondientes a 262.7 mg/g de equivalentes de ácido tánico, mientras que el contenido de punicalagina fue de 116.6 mg/g en base seca.

5.2.5 Extracción por maceración

La extracción por maceración consiste en poner en contacto una matriz sólida en polvo con un disolvente durante un tiempo determinado. El disolvente puede ser agua, etanol o la mezcla de ambos. La maceración es un método que, pese a ser sencillo, inocuo y de bajo costo, presenta baja eficiencia (Azmir *et al.*, 2013), siendo esta última un parámetro que depende de factores como la naturaleza de la matriz sólida, así como de la química de los compuestos bioactivos de interés.

Algunos autores han evaluado la influencia del tamaño de partícula, el tiempo de maceración y la frecuencia de agitación, encontrando que este último es el único factor que influye significativamente sobre la eficiencia de extracción. A este respecto, la mayor eficiencia se ha obtenido con una frecuencia de agitación de 160 rpm (Duarte-Trujillo & Pineda-Insuasti, 2018). La temperatura es un parámetro que favorece la extracción, sin embargo, se ha comprobado que el calentamiento afecta la bioactividad de las sustancias, por lo que se ha optado por el uso de temperatura ambiente (Gil-Ramírez *et al.*, 2013; Szwengiel & Stachowiak, 2016).



Figura 35. Extracción por maceración (Cienytech, 2016).

5.2.6 Extracción por fluidos supercríticos

Los fluidos supercríticos, se definen como cualquier sustancia que se encuentra en condiciones de presión y temperatura superiores a su punto crítico, comportándose, así como un híbrido, pudiéndose disolver como un líquido y dispersándose como un gas. Las tecnologías de extracción supercrítica se han usado ampliamente con fines de cuantificación, a menudo para la recuperación de los analitos de interés, y pueden proporcionar a la extracción comercial las condiciones óptimas de la recuperación de compuestos bioactivos. Dentro de la industria alimentaria se utiliza esta metodología por la capacidad de disolver o extraer un elevado número de componentes mediante un proceso muy eficaz. Uno ejemplo de ello, se tiene en la extracción de aceites esenciales. Los extractos obtenidos mediante esta tecnología se caracterizan por no contener residuos ni contaminantes (Esquivel & Vargas-Aguilar, 2007).

Para la extracción del jugo de granada, se ha empleado etanol al 60% y CO₂ como medio de arrastre. En este caso, el CO₂ se calienta hasta la temperatura crítica, de 31°C, y finalmente se obtiene un extracto precipitado (Mushtaq, Sultana, Anwar, Adnan & Rizvi, 2015). El CO₂ de calidad alimentaria es un producto seguro que está ampliamente distribuido y disponible a un costo relativamente bajo y con alta pureza. Sin embargo, la desventaja es que es relativamente apolar, lo que requiere la adición de un codisolvente como metanol o etanol para la extracción de analitos polares (Yasoubi, Barzegar, Sahari y Azizi, 2007).

La extracción optimizada de compuestos fenólicos de la granada se ha realizado mediante un proceso de extracción de CO₂ supercrítico, que da un alto contenido de punicalagina, así como un TPC de 9.7% y una actividad antioxidante de 10.01 mg de GAE/g. La extracción con fluido supercrítico asistida por enzimas (EASCFE) duplica la recuperación de extractos crudos, obteniéndose niveles más altos del TPC (301.53 mg GAE/g) (Bustamante, Hinojosa, Robert & Escalona, 2017).

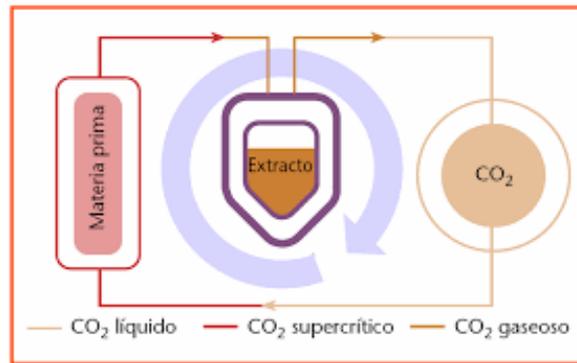


Figura 36. Proceso de fluidos supercríticos.

5.2.7 Extracción por campo de pulso eléctrico (HVED)

La extracción por campo de pulso eléctrico (HVED, por sus siglas en inglés) se produce directamente en el agua mediante una descarga electrohidráulica, y es un pulso eléctrico el que inicia tanto las reacciones químicas como los procesos físicos. Transmite energía directamente a un canal de plasma creado por una descarga eléctrica de alto voltaje entre dos electrodos sumergidos en una solución acuosa, y se ha demostrado su capacidad para aumentar significativamente el rendimiento de extracción de compuestos polifenólicos a partir de subproductos vegetales (Li, Fan & Xi, 2019). En la HVED se utiliza una relación sólido-líquido del 15% con 42% de etanol, se mezclan las muestras cubiertas con papel aluminio en un agitador magnético y, a continuación, se exponen a una máquina generadora de campos eléctricos pulsantes. Finalmente, se incuban, se centrifugan y se dejan en reposo en la oscuridad (Kazemi, Karim, Mirhosseini & Hamid, 2016).

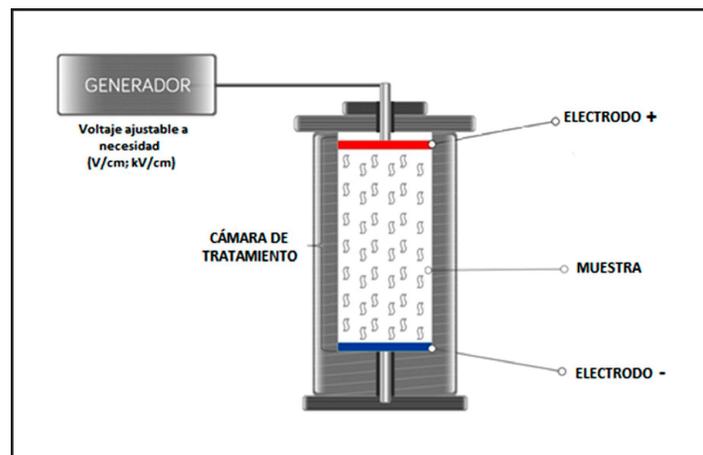


Figura 37. Extracción por campo de pulso eléctrico (Cienytech, 2016).

5.2.8 Extracción por medio de disolventes

El agua, el etanol y sus combinaciones son las opciones más adecuadas para la extracción de los productos destinados al consumo humano y representan los mejores disolventes de calidad alimentaria posibles para la extracción comercial de compuestos fenólicos en la cáscara de la granada (Kumar *et al.*, 2017). En este tipo de extracción se emplean soluciones acuosas de etanol o metanol a concentraciones de 20, 50 y 80%, posteriormente, se filtran los extractos con papel Whatman No. 4, y se concentra en rotavapor a 40 °C aplicando vacío (Gullón *et al.*, 2020).

Mediante este método, el extracto acuoso de la PP genera un TPC y mayor rendimiento que los extractos de la PP en metanol y etanol como disolventes individuales, con los respectivos valores de 8460, 5990 y 4530 mg equivalentes de GAE/100 g de sólidos secos de cáscara para agua, metanol y etanol. Sin embargo, el TPC más alto se ha identificado a partir del plantar Ganesh, con 295.5 mg/g de extracto seco, donde se enfatizó la superioridad de los extractos de metanol, ya que sobresalieron muy por encima de los otros disolventes probados. El rendimiento más alto fue de 37.85%, para el extracto de metanol, mientras que el *n*-hexano dio el rendimiento más bajo de extracto, siendo éste de 2.1% (Kaur, Kaushal & Sharma, 2018). Al respecto, investigadores como Gullón *et al.* (2020), y Kumar *et al.* (2017) han sugerido que el empleo de una mezcla de disolventes para la extracción de la PP es más beneficioso que el uso de disolventes a nivel individual.

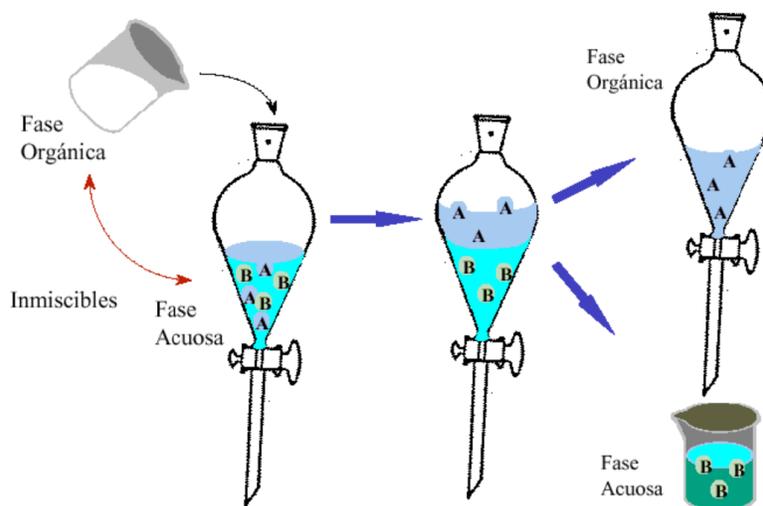


Figura 38. Extracción con disolventes.

Tabla 9. Tecnologías de extracción para la obtención de compuestos bioactivos, así como el método de identificación utilizado.

*GAE= Extracto de ácido gálico/ DM= Materia Seca/ CE= Equivalentes de catequina/ RE= Eq. Rutina/ TAE= Eq. Ácido Tánico

Método de extracción	Condiciones	Método de separación y detección	Compuestos extraídos	Referencias
Agitación simple	Disolventes: metanol, agua, acetona; 1200 rpm, 25 °C	*Detector acoplado a HPLC	Fenoles totales 249.4±17.2 mg GAE/g DM Flavonoides 59.1±4.8 mg/g Taninos 10.9±0.5 mg/g	Pan <i>et al.</i> (2011); Li, Guo, Yang, Wei, Xu y Cheng (2006)
Maceración; Soxhlet	Agua, etanol; 160 rpm; temperatura ambiente	UV-VIS	Flavonoides 462 mg CE/g DM	Eikani, Golmohammad y Rowshanzamir (2007)
Sólido-líquido	Metanol: agua (4:1 v/v); Evaporación a vacío ≈ 40°C, 3 días	HPLC-PDA	Fenoles totales 249.4±17.2 mg GAE/g DM	Yasoubi <i>et al.</i> (2007); Gullón <i>et al.</i> (2020)
Asistida por microondas	Etanol: agua (70:30 v/v); evaporador rotatorio, 40°C	HPLC-UV-VIS	Fenoles totales 202.8-214.5 mg GAE/g DM	Kaderides <i>et al.</i> (2019); Chemat <i>et al.</i> (2019)
Asistida por ultrasonido	Potencia ultrasónica 148 W; tiempo de extracción 63 min; 55 °C	No indicado	Fenoles totales 81-191 mg GAE/g DM Flavonoides 62.6 mg RE/g DM Taninos 23.2 mg CE/g DM	Sharayei <i>et al.</i> (2019); Tian, Xu, Zheng y Lo (2013)

Alta presión	Presión 492 MPa; etanol al 37%; 30 min	UHPLC–DAD LC–DAD ESI-MS	Fenoles totales 116.6 mg GAE/g DM Flavonoides 13 mg RE/g DM Taninos hidrolizados 262 mg TAE/g Taninos condensados 9.5 mg CE/g	Çam <i>et al.</i> (2010)
Maceración	Etanol: agua (70:30 v/v) Evaporación a 40 °C	*	Fenoles totales 202.8-214.5 mg GAE/g DM	Duarte-Trujillo y Pineda- Insuasti (2018)
Fluido supercrítico	Campo 1.18% v/w; etanol 2 g/min	*	Fenoles totales 10.01 mg GAE/g DM	Mushtaq <i>et al.</i> (2015)
Campo de pulso eléctrico	Nivel de intensidad 59.2 W/cm ² , duración del pulso 5 min (intervalos de 5 s)	*	Fenoles totales 301.53 mg GAE/g	Kazemi <i>et al.</i> (2016); Li <i>et al.</i> (2019)
Disolventes	Agua, metanol, etanol; rotavapor ≈ 40°C	*	Fenoles totales 295.5 mg GAE/g DM Flavonoides 59.1±4.8 mg/g Taninos 10.9±0.5 mg/g	Kumar <i>et al.</i> (2017); Kaur <i>et al.</i> (2018)

5.3 Cuantificación total de compuestos antioxidantes

El ensayo Folin-Ciocalteu se utiliza como una medida del contenido de compuestos fenólicos totales en productos vegetales. Se basa en que los compuestos fenólicos reaccionan con el reactivo denominado de Folin-Ciocalteu a pH básico, produciendo una coloración azul susceptible de ser determinada espectrofotométricamente a $\lambda_{\text{máx}}$ 765 nm. El mecanismo implica una reacción redox, por lo que también puede considerarse como un método de medida de la actividad antioxidante total (Ferreira, Baptista, Vilas-Boas & Barros, 2007).

El TPC se determina utilizando ácido gálico (Fig. 40) como estándar para la curva de calibración con base en los procedimientos descritos por Ferreira *et al.* (2007), donde se mezcla ~ 1 mL de muestra con 1 mL del reactivo fenólico de Folin-Ciocalteu y, después de 3 min, se añade 1 mL de solución saturada de carbonato de sodio (Na_2CO_3) al 20% a la mezcla, para finalmente ajustar el volumen a 10 mL con agua destilada. La reacción se mantiene en la oscuridad por 90 min y se mide la absorbancia a 725 nm.

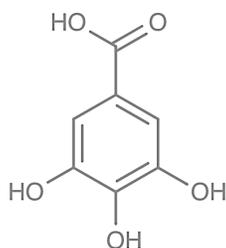


Figura 39. Estructura del ácido gálico.

5.4 Método de cuantificación de fenoles totales

El TPC se evalúa por lo general mediante el método de Folin-Ciocalteu. Para ello se preparan sendas soluciones de etanol, metanol y acetona a partir de un extracto de muestras con concentración de 10 mg/mL, las cuales se mezclan con 0.5 mL de cada solución de los disolventes mencionados y con 2.5 mL de reactivo de Folin-Ciocalteu al 10% disuelto en agua y 2.5 mL de Na_2CO_3 al 7.5%. El blanco se prepara concomitantemente. Luego, estas muestras se incuban a 25 °C por 30 min para el desarrollo de color azul. La absorbancia se determina a 765 nm. La solución estándar de ácido gálico y la curva de calibración (Fig. 41) se preparan a partir de varias concentraciones (12.5, 25, 50, 100, 200 y 400 $\mu\text{g/mL}$) de dicho ácido. El contenido de fenoles totales, TPC por sus siglas en inglés, se representa como mg de GAE/g extracto (Ranjha *et al.*, 2020).

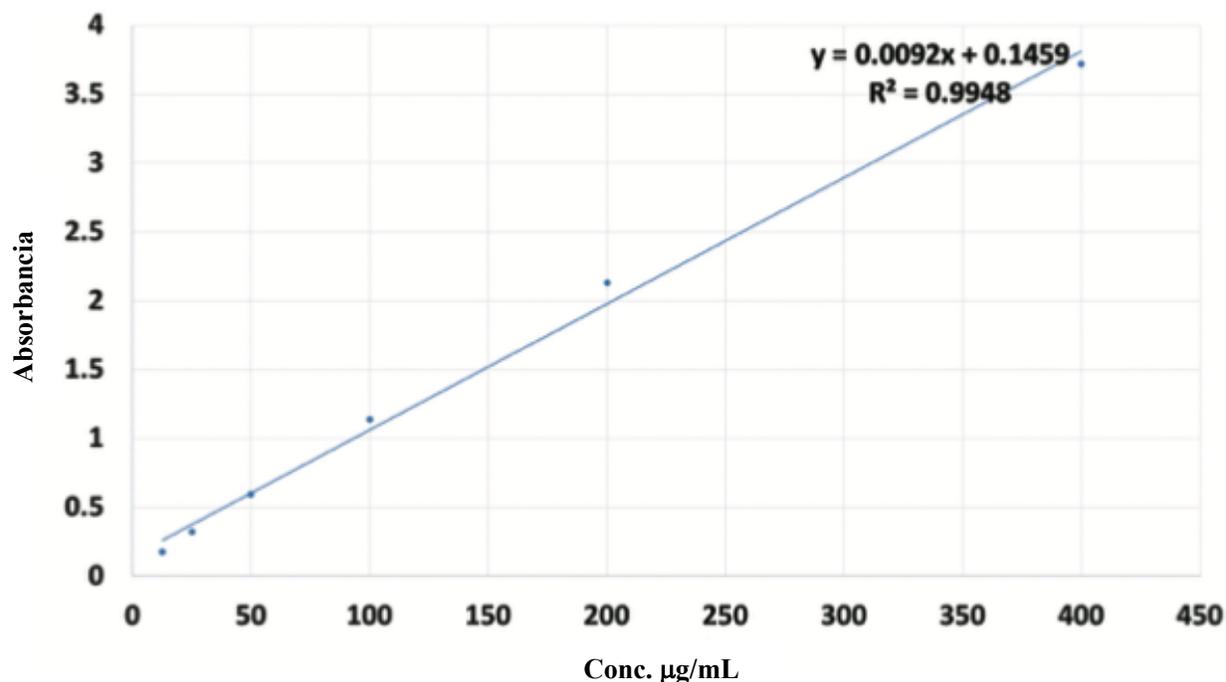


Figura 40. Curva de calibración de ácido gálico (Ranjha *et al.*, 2020).

5.5 Métodos para la determinación de la actividad antioxidante presente en la cáscara de granada

Los métodos más comunes para determinar la capacidad antioxidante son aquellos que miden la propiedad que tienen los polifenoles para reducir el Mo(VI) a Mo(V), presente en el complejo molibdotungstato que caracteriza al reactivo de Folin-Ciocalteu. Como resultado, el reactivo, de color amarillo, adquiere un intenso color azul, que se mide a $\lambda_{\text{máx}}$ 765 nm (Ranjha *et al.*, 2020).

5.5.1 Método DPPH

El método del 2,2'-difeníl-1-picrilhidrazilo (DPPH[•]), propuesto por Gemede, Haki, Beyene, Woldegiorgis y Rakshit (2019), se fundamenta en una reacción redox en la que la molécula 1,1-difeníl-2-picrilhidrazina acepta un electrón o un átomo de hidrógeno. La solución metanólica de la picrilhidrazina es de color violeta intenso, y al reducirse con un antioxidante disminuye su absorción, ya que se genera su forma reducida no radicalaria (DPPH-H) (Smaoui *et al.*, 2019). Así, cuando una disolución de DPPH[•] entra en contacto con una sustancia que le puede donar un átomo de hidrógeno, o con otra especie radicalaria (R[•]), se produce la forma reducida DPPH-H ó DPPH-R, con la consecuente pérdida del color (Fig. 42) y, por lo tanto, de la absorbancia (ver Tabla 10). La ecuación utilizada para determinar el porcentaje de captación del DPPH es la siguiente:

$$\% \text{ de Captación DPPH} = \frac{A \text{ Inicial} - A \text{ final}}{A \text{ inicial}} \times 100$$

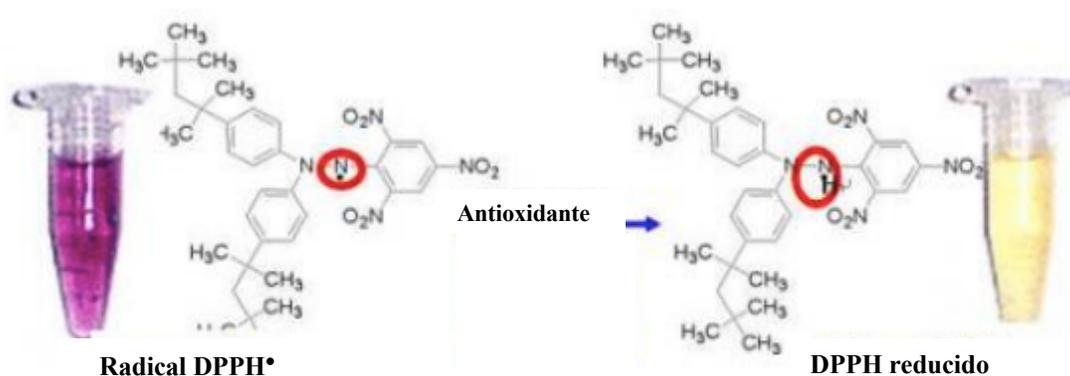


Figura 41. Reducción del radical DPPH (Ruiz-Benitez, 2020).

5.5.2 Método ABTS

Este método implica la oxidación del ácido 2,2-azinobis-(3-etilbenzotiazolin-6-sulfónico) (ABTS, por sus siglas en inglés), cuya solución acuosa es incolora, al radical catiónico $ABTS^{+\bullet}$ que presenta una coloración verde azulada que disminuye debido a la reducción en presencia de un antioxidante; este cambio se cuantifica a $\lambda_{\text{máx}}$ 734 y 815 nm (Kuskoski, Asuero, García-Parilla, Troncoso & Fett, 2004). Existe cierta interferencia en la determinación de la actividad captadora de radicales de $ABTS^{+\bullet}$. El porcentaje de inhibición de dicho radical se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\% ABTS^{+\bullet} = \frac{A_0 - A_1}{A_0} \times 100$$

donde:

A_0 = Absorbancia control

A_1 = Absorbancia muestra

El contenido fenólico total (TPC) (mg de GAE/g extracto), se calcula como sigue:

$$TPC \left(\frac{mg}{g} \right) = \frac{cXv}{m}$$

donde:

c = Co de ácido gálico, obtenida de la n de la curva de calibración

v = Volumen del extracto muestra (L)

m = Peso del extracto muestra (g)

La especie $ABTS^{+\bullet}$ se genera por oxidación de ABTS (Fig. 43), por ejemplo, con $K_2S_2O_8$; el grado de decoloración y el % de inhibición de $ABTS^{+\bullet}$ dependen de la concentración (Tabla 10).

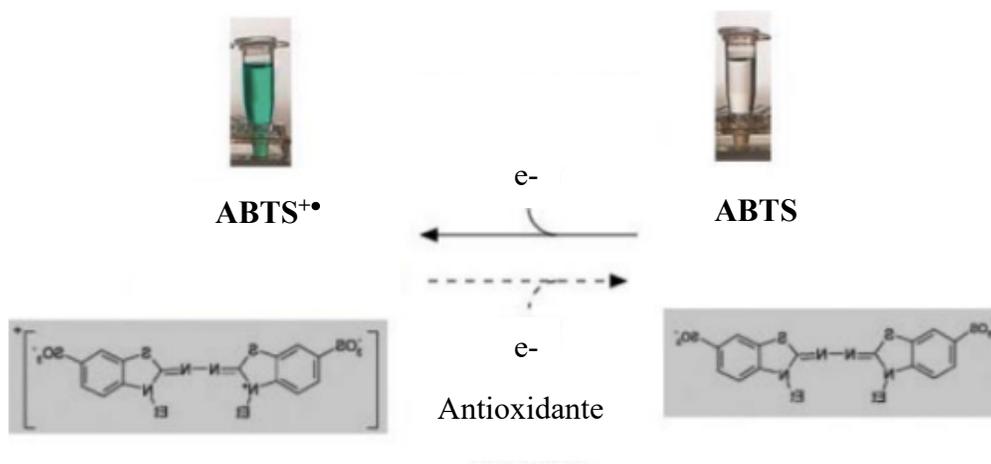


Figura 42. Oxidación del catión $ABTS^{+\bullet}$ (Ruiz-Benitez, 2020).

5.5.3 Método ORAC

La medición de la capacidad de absorción de radicales de oxígeno (método ORAC, por sus siglas en inglés) implica la transferencia de un átomo de hidrógeno de un antioxidante al radical peróxido (ROO^{\bullet}) formando un hidroperóxido estable ($ROOH$), deteniéndose así reacciones en cadena (García *et al.*, 2011). A la par se da la pérdida de fluorescencia del compuesto diazo dihidrocloruro de 2,2'-azobis(2-amidinopropano) (AAPH) por la oxidación de los radicales ROO^{\bullet} (Tabla 10).

5.5.4 Método FRAP

El método del poder antioxidante de la reducción férrica (FRAP, por sus siglas en inglés) se basa en la reacción de transferencia de un electrón de un reductor al Fe^{3+} , y consiste en medir el incremento en la absorbancia a $\lambda_{m\acute{a}x}$ 593 nm (coloración azul) que se desarrolla al reducirse el complejo tripiridiltriazina ($TPTZ-Fe^{3+}$) a su forma ferrosa ($TPTZ-Fe^{2+}$) (Tabla 10) (García *et al.*, 2011).

5.5.5 Método TRAP

En el poder de captación de radicales totales (TRAP, por sus siglas en inglés), al igual que en el método ORAC, se utiliza un azo-iniciador, como es el caso de AAPH o ABAP, para generar los radicales de peróxido, sólo que, en vez de medir la pérdida de fluorescencia, se mide el oxígeno consumido durante la reacción (Tabla 10). El periodo en el que la oxidación se inhibe por el antioxidante se compara con un antioxidante de referencia y los resultados se expresan en Equivalentes de Trolox (TEAC, por sus siglas en inglés), en este caso mmoles de peróxido capturado/ molécula de Trolox/L plasma (Ugartondo, 2009).

Tabla 10. Métodos estandarizados de actividad antioxidante.
 *AAPH= Dihidrocloruro de 2,2'-azobis(2-amidinopropano); FL= fluoresceína

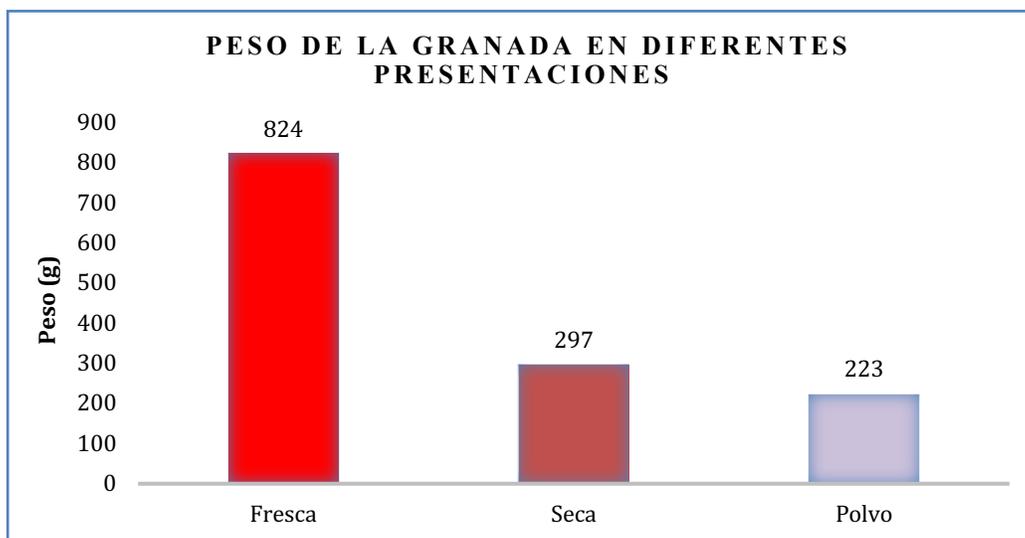
Método	Técnica		Reacción	Referencias
DPPH	Transferencia de electrones (e-)	Espectrofotométrica	$[DPPH^*] + [AOH] \longrightarrow [DPPH-H] + [AO^*]$	Smaoui <i>et al.</i> (2019)
	Especie indicadora	DPPH•		
ABTS	Transferencia de electrones (e-)	Espectrofotométrica	$ \begin{array}{c} + O_2 \quad \rightleftharpoons \quad ABTS^{*\bullet} \quad \rightleftharpoons \quad \text{Compuesto oxidado} \\ + H_2O \quad \rightleftharpoons \quad ABTS \quad \rightleftharpoons \quad \text{Compuesto} \end{array} $	Kuskoski <i>et al.</i> (2004)
	Especie indicadora	ABTS ^{•+}		
ORAC-PE	Transferencia de H	Fluorimetría	$ \begin{array}{l} S^* + O_2 \rightarrow S^{*\bullet} + O_2 \rightarrow S^* + O_2 \rightarrow S + {}^1O_2. \\ LH - + h\nu_1 \rightarrow L\bullet + O_2\bullet \rightarrow N_2 + AP_2 - + h\nu_2. \end{array} $	Popov, I <i>et al.</i> (2005)
	Especie indicadora	AAPH/H ₂ O ₂ -Cu ²⁺ /CuSO ₄		
FRAP	Transferencia de electrones (e-)	Espectrofotométrica	$ \text{Almidón} + H_2O \xrightarrow{\alpha - \text{amilasa}} > \text{Grupos reductores (Maltosa)} $	García <i>et al.</i> (2011)
	Especie indicadora	Fe ²⁺		
TRAP	Transferencia de H	Electrodo de oxígeno	$ \begin{array}{l} AAPH \xrightarrow{O_2/37^\circ C} 2 ROO\bullet + N_2 \\ ROO\bullet + FL - H \xrightarrow{k_{FL}} ROOH + FL\bullet \\ ROO\bullet + A - H \xrightarrow{k_{AH}} ROOH + A\bullet \\ 2 ROO\bullet \rightarrow \text{productos no radicalarios} \end{array} $	Ugartondo (2009)
	Especie indicadora	Radical peróxido AAPH Se emplea fluorescencia		

6 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados del procesamiento de la cáscara de granada (PP) se desglosan por subtemas.

6.1 Biodiversidad (características composicionales, región de cultivo, clima, madurez del fruto, suelo, características sensoriales)

La granada se cultiva en diferentes regiones geográficas de diversos países y, en todos los casos, se ha observado que existe una variación en las características tanto organolépticas como composicionales, principalmente en el contenido de compuestos fenólicos antioxidantes. En el estudio de Goula y Lazarides (2015) se analiza y describe la influencia de las características de acuerdo con el entorno en que se cultivan. En particular, Karatas, Cakir, y Ustun (2021) estudiaron granadas de la variedad wonderful procedentes de Coyame y Cuauhtémoc, Chihuahua, México, cosechadas en el ciclo productivo 2016; el peso de la materia prima se registró para diferentes presentaciones del fruto, fresco, seco, y triturado (Gráfico 5).



Gráfica 5. Peso de la granada en diferentes presentaciones (Karatas *et al.*, 2021).

De acuerdo con los datos del Gráfico 5, el peso acumulado de los frutos, que constituye el 50-60% del total, presenta una relación directa con las condiciones edafoclimáticas. Al respecto, la región de Coyame presentó el mayor valor en el peso del fruto (23%), arilos (37%) y el pH (13%). El peso de la cáscara fue de 63.61-166.59 g, el del arilo de 91.85-170.43 g, y los valores de volumen del jugo de 65.53-112.92 mL. El pH de las granadas de la región de Cuauhtémoc fue 13% más ácido que el de los frutos de la región de Coyame (Hernández-Escárcega *et al.*, 2020).

Por otro lado, Pranav, Sachin & Bhaskar (2017) informaron la composición proximal de la cáscara de la granada en polvo (Tabla 11), así como su contenido mineral (Tabla 12).

Tabla 11. Análisis Químico proximal de la cáscara de granada (PP).

Parámetro	Valor (%) en base seca Granada promedio	Valor (%) en base seca Granada mexicana
Humedad	14±0.7	-
Ceniza	6.8±0.3	-
Materia volátil	68±1	10-45
Carbono	25.20	-
C	42.19	130-170
H	5.11	19-23
N	0.69	6-11
S	0.33	-
O	51.68	-

- No determinado.

Tabla 12. Contenido mineral de la PP mexicana.

Mineral (mg/kg), (µg/g)*	Granada mexicana, valor promedio
Na	0.01-0.02
K	0.2-0.3
Ca	0.07-0.1
Mg	0.005-0.05
P	0.01-0.04
Fe*	20-70
Cu*	0.3-5.0
Zn*	6-13

Según Hernández-Escarcega *et al.* (2020), quienes realizaron un análisis composicional de la PP (Tabla 13), las características proximales de los componentes de la PP se ven afectadas por la localización geográfica de los cultivos. Entre los parámetros fisicoquímicos, la acidez titulable es una cualidad que define el sabor de la fruta, mientras que el valor de los sólidos solubles (°Bx), corresponde a la categoría del gusto presentado. Además, el color de las cáscaras refleja las concentraciones de sustancias con importantes propiedades antioxidantes. Asimismo, los fenoles son contribuyentes clave a las propiedades organolépticas, como el sabor y el color (Amir *et al.*, 2019). Y la variación en diversos parámetros puede deberse a factores climáticos propios de cada región: las precipitaciones, la intensidad del viento, la temperatura, la humedad y la nubosidad.

Tabla 13. Análisis composicional de la PP (Hernández-Escarcega *et al.*, 2020).

Contenido	Valor
Lignina total ^a	29.4
Aceite total ^a	1.5
Proteína total ^a	5.1
Carbohidratos totales ^a	30.5
Taninos ^a	26
Azúcares libres ^b	39.484±2.390
Fibra insoluble ^b	30.003±1.788
Fibra cruda ^c	12.61±0.23
Fibra detergente neutra ^c	17.83±0.15
Fibra detergente ácida ^c	14.55±0.07
Extracto éter (fibra cruda) ^c	2.4±.15
Extracto libre de N ^c	75.54±0.32
Total de polifenoles ^c	40.53±0.2
Vitamina A	14.06±0.08

a Valores mostrados en %

b Composición química (g/100) materia seca

c Composición química en % (p/p)

El color de la piel de la cáscara es el primer rasgo que influye en la elección del consumidor. Se ha encontrado que el color de la piel de la fruta es similar al del arilo en la mayoría de los cultivares. El color varía significativamente entre cultivares, desde blanco-amarillo, naranja-rosa, hasta rojo intenso y violeta (Fig. 44). Diferentes estudios sugieren que la mayoría de los compuestos que contribuyen al color son las antocianinas, cuyos niveles totales variaron significativamente en los homogeneizados de la cáscara de 29 cultivares asiáticos diferentes, de 40 a 430 mg de cy-3-glu/L (3-O-glucósido de cianidina) (10.75 veces). Por otro lado, el análisis de cuatro cultivares europeos reveló un intervalo significativamente más bajo, de 0.058-0.293 g/mg. Los diferentes parámetros de color dependen tanto del genotipo como de las condiciones ambientales. El análisis de frutos de 11 cultivares en dos climas diferentes mostró que dichos parámetros en la cáscara difieren significativamente entre los frutos de los dos lugares (Amir *et al.*, 2019).



Figura 43. Biodiversidad en cultivos diferentes de granada (Magangana *et al.*, 2020).

La concentración de antocianinas correlaciona con las mediciones de color, ya que las altas temperaturas reducen los niveles totales de antocianinas en las cáscaras. Este hallazgo puede atribuirse a la degradación térmica de dichas moléculas. De hecho, la intensidad del color rojo está inversamente relacionada con la suma de unidades de calor acumuladas durante el desarrollo y la maduración de la fruta. La intensidad de la luz puede también tener un efecto sobre los niveles de antocianinas en las cáscaras de granada, ya que las frutas orientadas directamente a la luz del sol acumulan más antocianinas en la cáscara en comparación con aquellas ubicadas en las ramas internas (Amir *et al.*, 2019).

Por otro lado, se detectaron 42 compuestos de diferentes grupos funcionales, principalmente ésteres, alcoholes, aldehídos, éteres, aminas, fenoles y terpenos. Los compuestos más abundantes fueron 1-hexanol, (*Z*)-3-hexen-1-ol, etanol, butanoato de etilo, acetato de butilo y 2-metil-1-butanol (Hernández-Escarcega *et al.*, 2020). Además, existen 21 compuestos de impacto e importancia en el sabor y el aroma de la granada, entre los cuales se encuentran 4-terpineol, α -terpineol y 2-etil-1-hexanol, el aldehído hexanal y los alcoholes ya mencionados 1-hexanol y (*Z*)-3-hexen-1-ol. Al respecto, un análisis olfativo de los compuestos volátiles que influyen en el aroma de las frutas registró la presencia de α -terpineol, compuesto que genera un aroma floral. Del mismo modo, se ha establecido el papel del acetato de 3-octen-1-ilo como el compuesto aromático clave en la granada, un atributo que surge de la combinación de dicho éster con α -terpineol, 1-hexanol, acetato de etilo, *trans*-3-hexen-1-ol y acetoína, para finalmente generar las características aromáticas de la fruta. Por otro lado, se ha informado sobre valores estadísticamente iguales ($p < 0.05$) de aldehídos y alcoholes en granadas de diferentes regiones, indicando su similitud o diferencia en términos de madurez, ya que a medida que la fruta madura, la concentración de aldehídos y alcoholes comienza a disminuir (Hernández-Escarcega *et al.* 2020).

Finalmente, según Zambrano *et al.* (2017), el metabolismo de los aminoácidos en algunas frutas da lugar a compuestos precursores de ésteres. Los árboles de granada en algunas regiones podrían estar sujetos a un mayor estrés ambiental, lo que promovería la producción de polifenoles.

Cabe recordar que los atributos de olor, color y sabor se definen como aromas amargos, dulces y afrutados que pueden ser levemente oscuros, mohosos y/o terrosos con una sensación astringente en la boca (Hernández-Escarcega *et al.* 2020).

6.2 Discusión sobre los métodos de secado

A continuación, se discutirán algunos estudios recientes relacionados con el tratamiento de la PP para su secado.

El proceso de secado de la PP se documentó a través de la investigación de seis métodos diferentes. Cada uno de ellos asegura la completa eliminación del agua contenida en la cáscara, facilitando así su molienda y posterior tamizado. La PP tiene un alto contenido de humedad y no se puede almacenar para su posterior uso sin la aplicación de un método de conservación (Magangana *et al.*, 2020); sin embargo, es importante considerar que el método de secado puede afectar la calidad de los polifenoles en la etapa de extracción, por lo tanto, es necesario elegir la técnica adecuada para que el procesamiento no comprometa la integridad del producto (parámetros de calidad físicos, nutrimentales, químicos y biológicos).

La selección del método de secado adecuado puede verse influenciada por varios factores, entre ellos, el tipo de producto, la disponibilidad del equipo, las condiciones, el costo y la eficiencia del proceso (Gráfico 6).

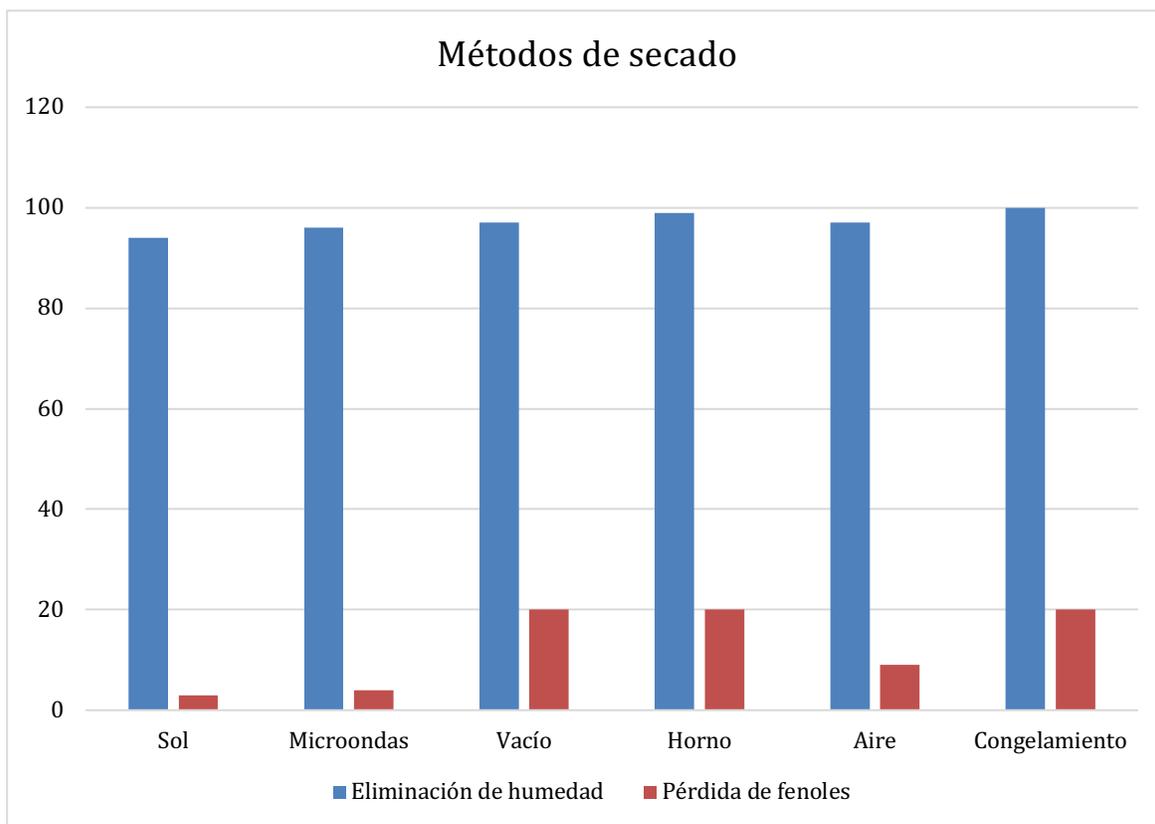
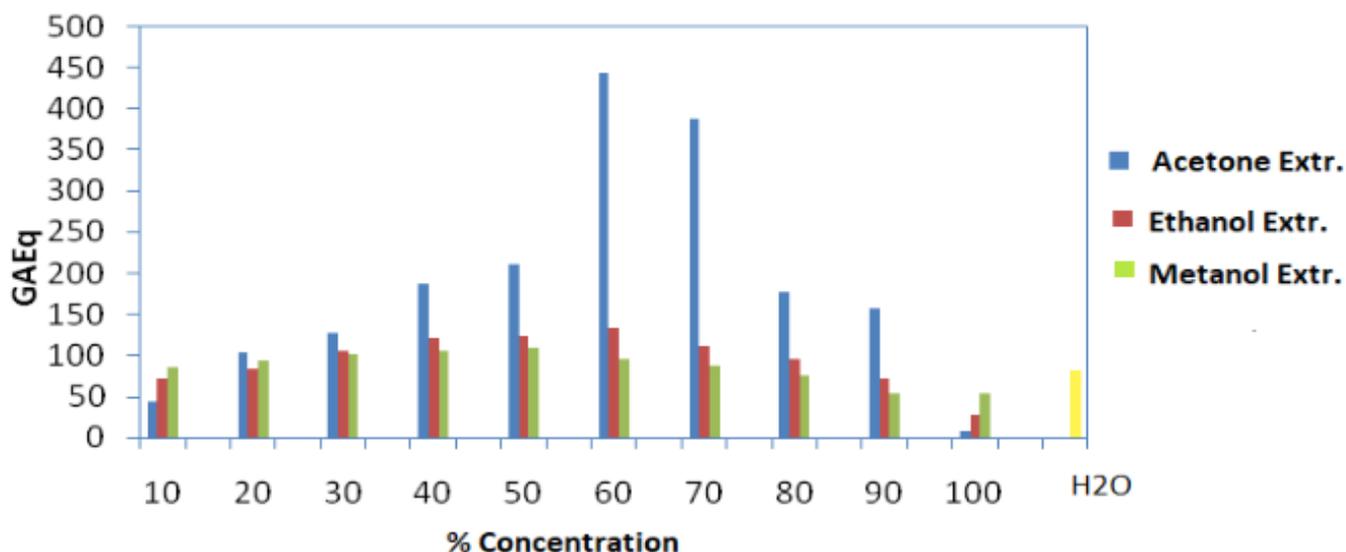


Gráfico 6. Eliminación de humedad y pérdida de fenoles en los métodos de secado.

6.3 Discusión sobre los métodos de extracción

Es necesario seleccionar y encontrar formas novedosas de optimizar la extracción de los fitoquímicos de interés, así como desarrollar técnicas de pretratamiento para reducir la pérdida de algunos compuestos sensibles al calor y, finalmente, llevar a cabo la selección adecuada del método de extracción. Al respecto, Magangana *et al.* (2020) informaron sobre diferentes métodos de pretratamiento de la PP y de los componentes químicos afectados por diferentes condiciones, lo cual se muestra en la Tabla 14. Entre los resultados de esa investigación se encontró que la acetona en concentración del 60% permite la mayor extracción de polifenoles con actividad antioxidante. En el gráfico 7 se puede observar el método más eficiente en virtud de que permite obtener la concentración más elevada de equivalentes de ácido gálico GAEq (mg/g). El gráfico 8 reporta el rendimiento de extracción de cada método descrito, empleado en sus óptimas condiciones.



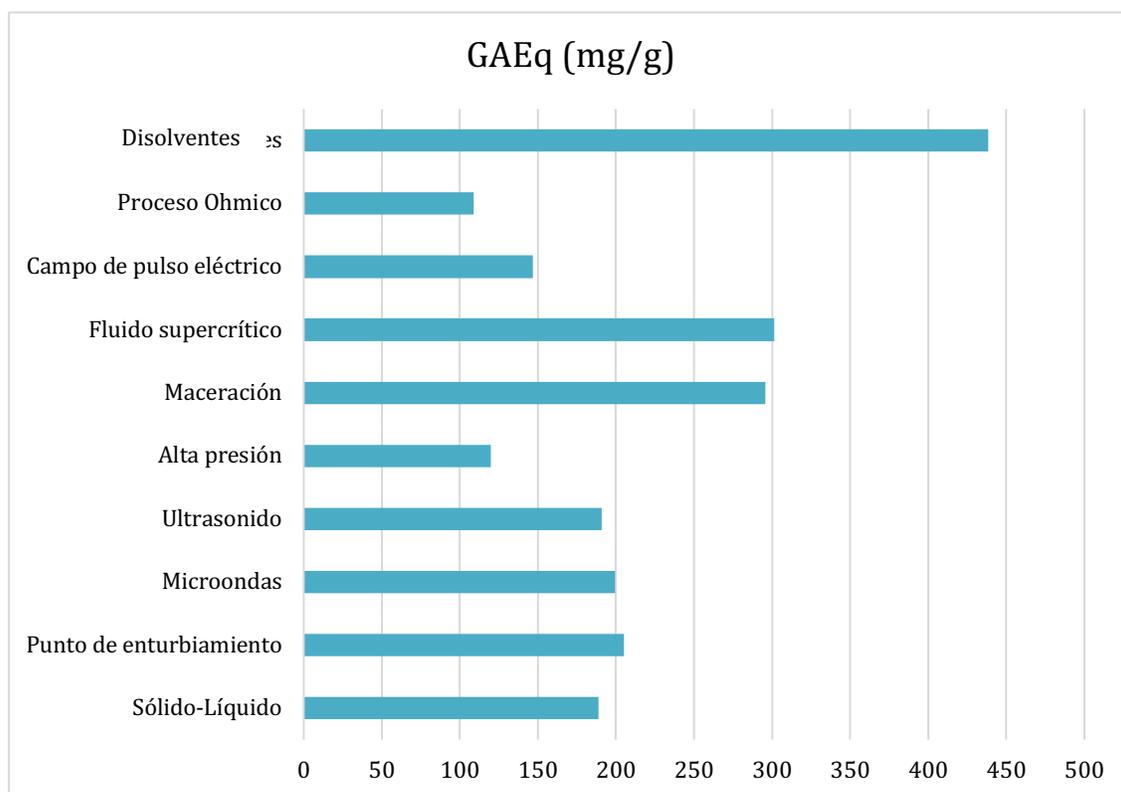
Gráfica 7. Contenido de fenol total en GAEq (mg/g) (Magangana *et al.*, 2020).

El proceso integrado, es decir, aquel emplea varias metodologías en conjunto, ha mostrado ser muy eficaz para recuperar los antioxidantes de la PP y se puede aplicar para extraer otros compuestos bioactivos (Samsuri *et al.*, 2020). El uso de pretratamientos puede mejorar la recuperación de fitoquímicos y minimizar aún más el tiempo de secado, reduciendo paralelamente la pérdida de moléculas sensibles al calor, como son algunos nutrientes, en la PP durante el procesamiento. Actualmente, no hay estudios disponibles en los que se comparen diferentes pretratamientos, a pesar de que existe la disponibilidad de varios de éstos, como son el escaldado en húmedo o en seco o pretratamientos mecánicos (físicos), enzimáticos o químicos.

Tabla 14. Métodos de extracción de compuestos fenólicos y propiedades nutrimentales afectadas en la calidad de la PP.

Método de extracción	Reactivos utilizados	Propiedades fitoquímicas y nutrimentales afectadas	Compuestos fenólicos de importancia extraídos	Referencias
Agitación simple	Metanol Agua Acetona	Contenido fenólico total (TPC)	Catequina Epicatequina Ácidos elágico y gálico	Pan, Qu, Ma, Atungulu y McHugh (2011); Li <i>et al.</i> (2006)
Maceración; Soxhlet	Agua Etanol	Ácido ascórbico	Ácido gálico	Eikani <i>et al.</i> (2007)
Asistida por microondas	Etanol: agua 70: 30	TPC; contenido de flavonoides; ácido ascórbico	Ácidos gálico y elágico	Kaderides <i>et al.</i> (2019); Pan <i>et al.</i> (2011); Chemat <i>et al.</i> (2019)
Asistida por ultrasonido	Acetona Metanol Etanol Agua Acetato de etilo	Contenido de humedad; ácido oleico y palmítico	Punicalagina Ácidos elágico y gálico	Sharayei <i>et al.</i> (2019); Tian <i>et al.</i> (2013)
Alta presión	Etanol al 30%	TPC; taninos y antocianinas individuales	Ácidos gálico y elágico	Çam <i>et al.</i> (2010)
Maceración	Etanol: agua 70:30	TPC; contenido de flavonoides	Ácidos gálico y elágico	Duarte-Trujillo y Pineda-Insuasti (2018)
Fluido supercrítico	Etanol	TPC; ácido gálico	Ácidos gálico y elágico	Mushtaq <i>et al.</i> (2015)

	CO ₂		Punicalagina	
Campo de pulso eléctrico	Agua Etanol	TPC; punicalagina	Ácido gálico	Kazemi, Karim, Mirhosseini y Hamid (2016); Li <i>et al.</i> (2019)
Disolventes	Agua Metanol Etanol	TPC; proantocianidinas y contenido total de flavonoides; ácido ascórbico	Ácidos gálico y elágico Rutina	Kumar <i>et al.</i> (2017); Kaur <i>et al.</i> (2018)



Gráfica 8. Extracción de GAEq (mg/g) por diferentes métodos (Magangana *et al.*, 2020).

Tabla 15. Concentración de compuestos fenólicos extraídos de la PP.

Compuesto fenólico	Concentración (mg/g)
Ácido gálico	445.012±0.07
Punicalagina <i>b</i>	106.93±0.02
Punicalagina <i>a</i>	86.85±0.02
HHDP-hexósido	45.86±0.01
3-O-glucósido de cianidina	70.3±0.1*
Glucósido de ácido elágico	37.8±0.2*
Hexaóxido de ácido elágico	13.4±0.5*
Desoxihexósido de ácido elágico	11.1±0.3*
Punicalina	12.7±0.4*
Ácido elágico	12.5±0.8*

*µg/g

6.4 Cuantificación de fenoles totales en la cáscara de granada

Los compuestos fenólicos de la PP son en su mayoría elagitaninos, ácido gálico y flavonoles. Ranjha *et al.* (2020) determinaron las concentraciones de los compuestos fenólicos presentes en la PP (Tabla 15), obteniendo parámetros mayores para el ácido gálico y la punicalagina a y b. La cuantificación la realizaron mediante un equipo de Cromatografía Líquida de Alta Eficiencia acoplado a un detector de arreglo de diodos (HPLC-DAD) (Fig. 42).

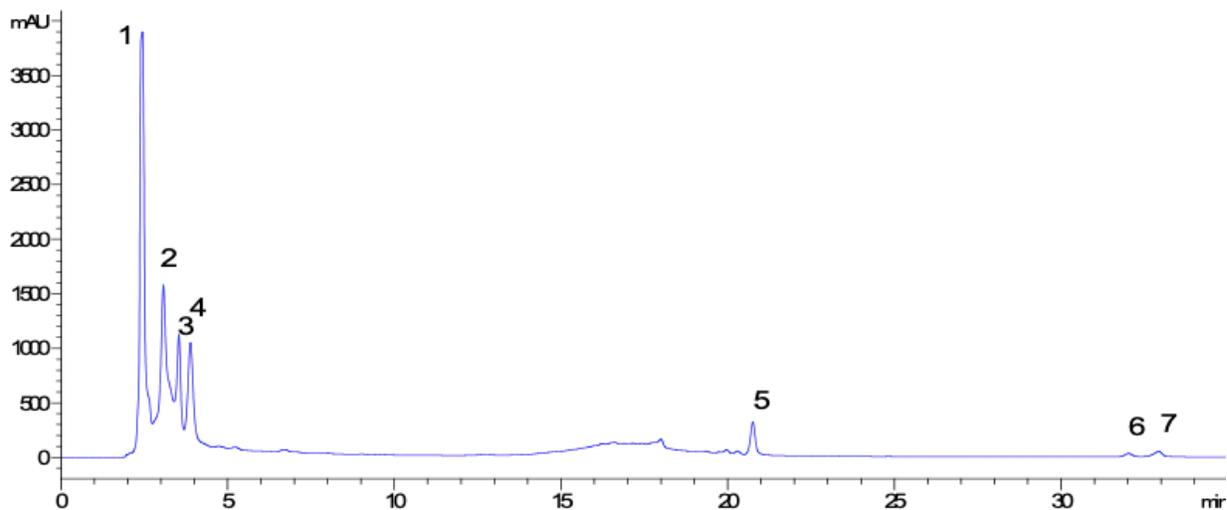


Figura 44. Cromatograma HPLC-DAD de componentes fenólicos en la piel de granada. Los picos cromatográficos corresponden a los derivados de punicalagina (1 y 2), ácido gálico (3), punicalina *a* (4), derivados del ácido elágico (5), y punicalagina *b* (6 y 7). (Ranjha *et al.*, 2020).

6.5 Determinación de la capacidad antioxidante de la granada

La determinación de la capacidad antioxidante es útil para valorar la calidad de un alimento, así como la biodisponibilidad de antioxidantes en el cuerpo humano. La medición de la capacidad antioxidante se ha descrito en bastantes estudios. Entre los métodos disponibles se encuentra el del radical 2,2'-difenil-1-picrilhidrazilo (DPPH[•]), el del FRAP (Ferric-Reducing Antioxidant, por sus siglas en inglés), el de la actividad quelante de metales, el del ABTS, así como los ensayos de poder reductor, del blanqueamiento del β -caroteno, y el de ORAC-PE (capacidad de absorción de radicales de oxígeno) (Benítez-Estrada *et al.*, 2020). Cabe mencionar que los métodos ORAC-PE, FRAP, TRAP, ABTS y DPPH miden la capacidad antioxidante del compartimento hidrofílico o acuoso del plasma, donde se localizan los antioxidantes solubles en el agua (Smaoui *et al.*, 2019).

En la Tabla 16 se muestran los valores de cuantificación de la capacidad antioxidante de los extractos de granada correspondientes a diferentes disolventes de extracción, así como a distintos métodos de determinación.

Tabla 16. Determinación de la capacidad antioxidante extraída de la granada.

Disolvente de extracción	Método de determinación	Cuantificación	Referencias
Agua	DPPH	71.11 – 84.16%	Smaoui <i>et al.</i> (2019), y Kuskoski <i>et al.</i> (2004)
	FRAP	0.18 – 0.32%	
	ABTS	3.80 mM/100 g	
	ORAC	2.21 μ mol TEAC/mg	
Metanol	DPPH	25.2%	Gemedede <i>et al.</i> (2019); Kuskoski <i>et al.</i> (2004), y García <i>et al.</i> (2011)
	FRAP	3401.3 – 4788.4 μ mol Fe ²⁺	
	ABTS	1.49 – 7.94 μ g/ μ L	
	ORAC	19.27 – 23.72 TEAC mmol/100 g	
Metanol: agua	DPPH	66.48 – 78.23%	Smaoui <i>et al.</i> (2019), y García <i>et al.</i> (2011)
	FRAP	80.31 mmol/g	
Etanol	DPPH	71.73 – 96.73%	Gemedede <i>et al.</i> (2019); García <i>et al.</i> (2011)
	FRAP	0.10 – 0.26	
	ABTS	96.6%	
	ORAC	2.980 – 3.145 μ mol TE/mg	
Butanol	DPPH	1166 mmol TEAC/kg	Smaoui <i>et al.</i> (2019)
	ABTS	931 mmol TEAC/kg	
Acetona	DPPH	77.32 – 97.82%	Gemedede <i>et al.</i> (2019)
	FRAP	0.24 – 0.39	
	ABTS	10.32 μ mol/TEAC/g	

La actividad antioxidante determinada por los métodos de DPPH y ABTS del extracto metanólico de la PP varió de 3.2 a 4.30 $\mu\text{g}/\text{mL}$ para el caso del DPPH y de 6.510 a 8.50 mg para el ensayo de capacidad antioxidante equivalente de trolox/100 g (Elfalleh *et al.*, 2009). Los valores más altos corresponden a los extractos metanólicos con 26.80 mmol equivalentes de trolox/100 g, y de 23.2 mmol de TE/100 g para los respectivos ensayos de FRAP y ORAC (Elfalleh *et al.*, 2011).

Elfalleh *et al.* (2012) demostraron que los mayores contenidos de antioxidantes, obtenidos mediante los métodos de DPPH, ABTS y FRAP, tanto de los extractos acuosos como de los metanólicos de la granada fueron los siguientes: cáscara > flor > hoja > semillas. Adicionalmente, se informó que el extracto metanólico presentó mayor actividad que el acuoso, ya que los respectivos valores medios oscilaron entre 1.9 y 4.3 $\mu\text{g}/\text{mL}$, y entre 10.2 y 13.1 $\mu\text{g}/\text{mL}$, indicando una actividad antioxidante superior. Estos valores son comparables con los descritos por Negi y Jayaprakasha (2003), que estudiaron la actividad antioxidante utilizando cuatro distintos disolventes, incluidos acetato de etilo, acetona, metanol y agua, y encontraron que el alcohol proporcionaba el máximo rendimiento antioxidante y el agua el más bajo. De manera adicional, se ha demostrado que la eficacia del extracto de la PP en la eliminación de las especies $\bullet\text{OH}$ y $\text{O}_2\bullet$ es muy alta, debido a su poder reductor y elevada capacidad quelante de hierro. Malviya, Arvind, Jha, y Hettiarachchy (2014) demostraron lo anterior en función de la actividad antioxidante registrada en medio acuoso, etanólico y metanólico usando DPPH y ABTS (%). Asimismo, en el análisis de inhibición de DPPH, ABTS y FRAP, se encontró que el extracto de acetona de la PP presentaba las actividades antioxidantes más altas, de $76.32 \pm 0.27\%$, $10.32 \pm 0.22 \mu\text{mol TEAC}/\text{g}$, y de $12.86 \pm 0.51 \mu\text{mol TEAC}/\text{g}$, de manera respectiva (Harini, Mohan, Ramya, Karthikeyan y Sukumar, 2018). Por su parte, Rosas-Burgos *et al.* (2017) concluyen que el tipo de disolvente (butanol, acetato de etilo y *n*-hexano) tiene una importante influencia en la actividad antioxidante. Y Pande y Akoh (2009) encontraron el mayor potencial antioxidante del extracto de la PP empleando *n*-hexano/acetona al 60%, con un valor de 34 $\mu\text{M TEAC}/\text{g}$. Además, en la investigación de Ismail *et al.* (2016) queda evidenciado que los extractos hidroalcohólicos de la PP paquistaní presentan mayor potencial de reducción de DPPH \bullet en comparación con los extractos obtenidos de la PP con otros disolventes (agua, metanol y acetona) empleados de manera individual. Finalmente, al comparar las técnicas de ensayo, se encuentra que el ensayo FRAP es el más eficaz en los extractos de acetona, mostrando una actividad máxima de eliminación de radicales (91.40 mmol/g).

Los compuestos bioactivos y las actividades antioxidantes del jugo, la cáscara y la semilla de granada fueron comparados por Orak, Yagar e Isbilir (2012). Los valores de actividad depuradora de DPPH• en la cáscara fueron 23.4 veces más altos que los extractos de jugo, mientras que los extractos de semillas tienen una actividad 2.3 veces mayor que aquella de los extractos de jugo. El poder reductor en la cáscara fue 4.7 veces mayor que en la semilla y 10.5 veces mayor que en el jugo de granada. La mayor capacidad quelante de metales se observó en la piel (37.22%) y la más baja en las semillas (7.151%).

Fischer, Carle y Kammerer (2011) observaron que 1 mmol/L de soluciones de punicalagina presentaban una capacidad antioxidante predominante seguida de la correspondiente al ácido gálico, según se deduce de los resultados de las técnicas TEAC y FRAP. Los ácidos elágico, protocatéuico y cumárico mostraron capacidades antioxidantes menores de 0.3, 0.4 y 0.5 mmol/L de equivalentes de trolox (TEAC), de manera respectiva.

6.6 Revalorización de los antioxidantes (usos)

Debido a los múltiples beneficios para la salud establecidos para este tipo de cáscara de fruta, existen muchas oportunidades en las industrias cosmética, farmacéutica y nutracéutica debido a su potencial de valor agregado, lo que podría innovar un desperdicio agrícola (Fazio *et al.*, 2018).

6.6.1 Aplicación como ingrediente antioxidante

Como aplicación, de acuerdo con Drinić *et al.* (2020), el uso de compuestos fenólicos tiene un papel importante en la conservación de la calidad de un aceite, ya que mejora el contenido fenólico del propio aceite, potenciando sus características antioxidantes y bioactivas, aumentando finalmente las posibilidades de efectos beneficiosos en la salud humana. Asimismo, se ha informado que los extractos de la PP estabilizan los sistemas alimentarios contra cambios oxidativos de los lípidos gracias a su alto contenido en taninos hidrolizables, es decir, elagitaninos, ácido elágico, punicalina e isómeros de punicalagina, y de las consiguientes propiedades de eliminación de radicales. De esta manera, los extractos obtenidos de la PP tienen la capacidad de inhibir eficientemente la oxidación de lípidos en los alimentos (Li *et al.*, 2006).

Varios estudios han demostrado que estos extractos aumentan significativamente la estabilidad de los aceites vegetales utilizados en alimentos como empanadas de carne de pollo, vacuno y cabra contra la peroxidación lipídica (Iqbal, Haleem, Akhtar, Zia-ul-Haq & Akbar, 2008).

Es importante destacar que los extractos líquidos obtenidos de la PP son considerados como aditivos naturales. Dichos extractos son bastante resistentes a condiciones como el tratamiento térmico o el almacenamiento a temperaturas de enfriamiento o refrigeración y, por lo tanto, son útiles en varios alimentos perecederos. Qu, Pan y Ma (2010) informaron que, después de 180 días, los extractos de la PP almacenados a 4 °C retuvieron el 67% de los compuestos fenólicos solubles totales iniciales y el 58% de la actividad de barrido original.

El extracto de la PP, así como la combinación de éste en concentración de 0.05% con BHT al 0.01%, manifestaron un mejor efecto sobre la estabilidad de un aceite en comparación con el BHT empleado de manera individual (Gráficas 9 y 10) (Qu *et al.*, 2010).

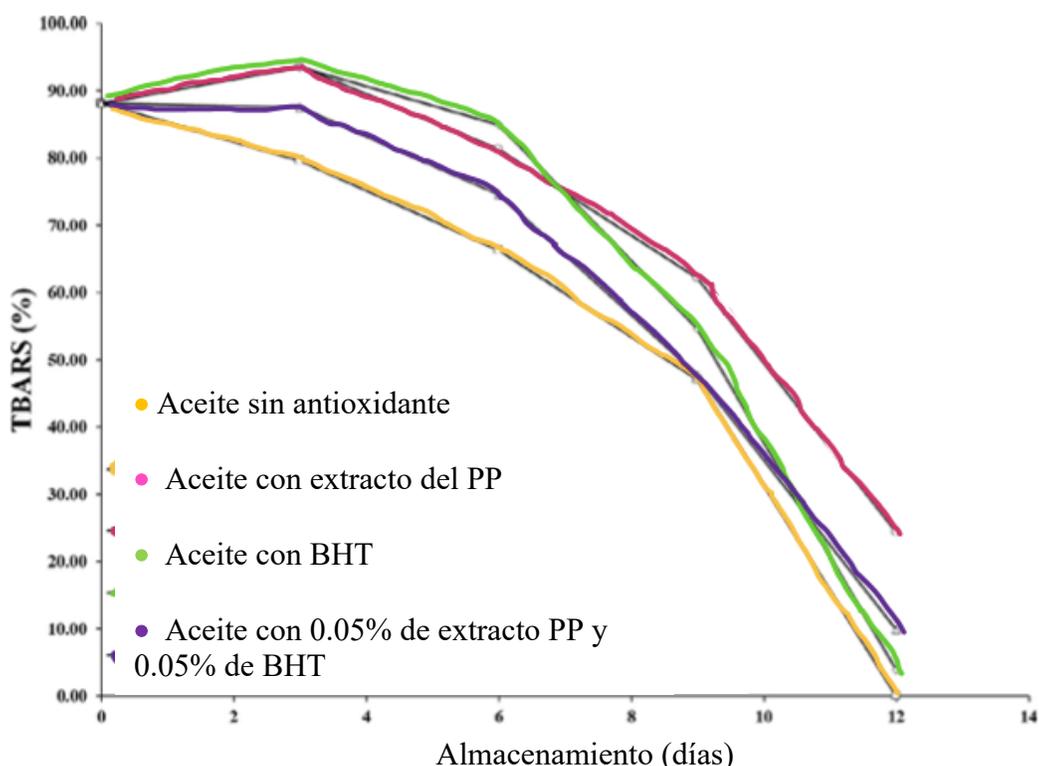


Gráfico 9. Porcentaje de inhibición de la oxidación, sustancias reactivas al ácido 2-tiobarbitúrico (TBARS, por sus siglas en inglés), en muestras de aceite (Drinić *et al.*, 2020).

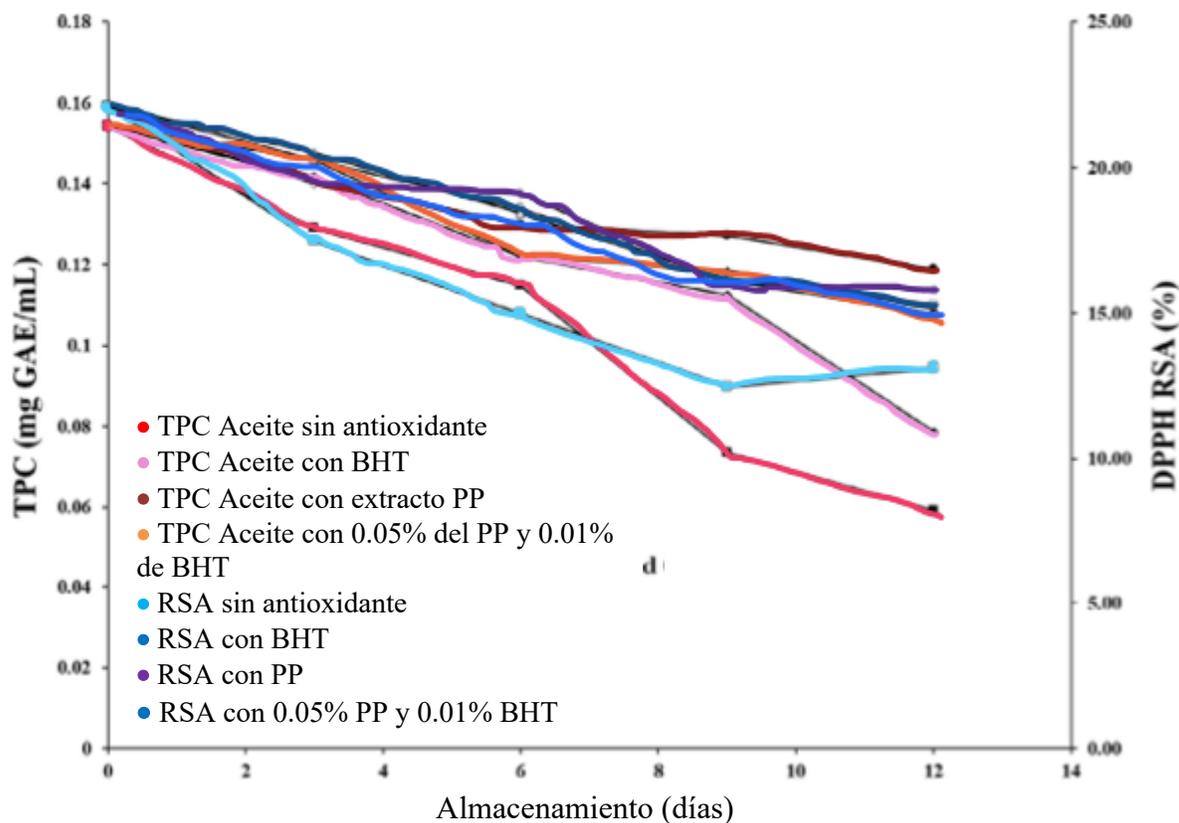


Gráfico 10. Contenido total de polifenoles (TPC) y actividad de eliminación de radicales DPPH (DPPH-RSA, por sus siglas en inglés) en muestras de aceite (Drinić *et al.*, 2020).

6.6.2 Aplicación de los extractos antioxidantes obtenidos de la cáscara de granada (PP) como agente antimicrobiano

La resistencia de muchos microorganismos a los antibióticos disponibles es una preocupación importante en todo el mundo. Se ha informado en varios estudios que la PP es una fuente importante de agentes antimicrobianos que pueden proteger los alimentos contra los microorganismos que los deterioran, así como minimizar la aparición de enfermedades transmitidas por los alimentos (Gullón *et al.*, 2020). Por ejemplo, se ha demostrado que el extracto metanólico en el intervalo de 30–60 mg/mL fue efectivo contra *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes*, *Listeria innocua*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa* y *Salmonella sp.* Este potencial antimicrobiano se atribuye al alto contenido de compuestos fenólicos del PP, especialmente los taninos, que pueden ejercer esa actividad a través de la precipitación de proteínas de membrana, provocando la lisis de las células microbianas (Moreira, Gullón, Gullón, Gomes & Tavaría, 2016).

6.6.3 Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como ingrediente en productos cárnicos

La carne es un sistema complejo que contiene agua, proteínas, lípidos, minerales y una pequeña proporción de carbohidratos. Debido a este rico perfil nutrimental, la carne y los productos cárnicos son fácilmente susceptibles al crecimiento microbiano y a las reacciones de oxidación (degradación de lípidos, proteínas y pigmentos), lo que provoca la pérdida de sus atributos de calidad durante el procesamiento y almacenamiento. Además, el deterioro microbiano de la carne contribuye al desarrollo de olores y sabores poco atractivos, decoloración, formación de gases y la percepción visual de baba (Lorenzo *et al.*, 2018).

La sustitución de aditivos sintéticos por antioxidantes naturales es una estrategia adecuada para mantener la calidad sensorial y microbiológica, y para extender la vida útil de los productos cárnicos. En este contexto, la incorporación de subproductos de la granada, que contienen altas cantidades de fenoles, flavonoides y taninos con excelentes propiedades antioxidantes, podría sustituir aditivos artificiales para la conservación de alimentos perecederos. Además, los subproductos de este fruto son una buena fuente de fibra dietética que, además de mejorar las propiedades fisicoquímicas de los productos cárnicos, también enriquece su valor nutrimental, confiriéndole propiedades funcionales que favorecen la salud (Lorenzo *et al.*, 2018).

Un producto cárnico, que ha sido reformulado con subproductos de granada y estudiado por varios investigadores, lo constituyen las albóndigas. Turgut, Soyer y Işıkçib (2016) evaluaron la adición de extracto de la PP para retrasar la oxidación de lípidos y proteínas en este producto cárnico. Los extractos de granada se incorporaron al 0.5 y al 1%, y los resultados fueron comparables con los obtenidos utilizando el antioxidante sintético BHT al 0.01% y un experimento de control, es decir, sin ningún antioxidante, durante 8 días de almacenamiento en refrigeración. Los autores encontraron que las albóndigas de carne de vacuno elaboradas con la PP exhibieron una mayor estabilidad química de los lípidos y proteínas, así como mejores puntajes sensoriales. En general, los hallazgos descritos muestran que el alto contenido de compuestos fenólicos en los extractos de granada, así como su alta capacidad antioxidante, ejercen un efecto protector contra la oxidación de lípidos y proteínas en productos cárnicos, incluso superiores a los mostrados por el BHT (Turgut *et al.* 2016).

6.6.4 Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como mecanismo anticancerígeno

La fruta de granada, su cáscara y el aceite de su semilla también exhiben actividad anticancerígena y actúan contra la invasión de células cancerosas (Dikmen, Ozturk & Ozturk, 2011). El extracto de la PP tiene efectos anticancerígenos e inhibe el crecimiento en líneas celulares humanas de cáncer de mama y próstata (Lansky *et al.*, 2005).

6.6.5 Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como suplemento dietético

Es probable que la utilización de polifenoles en la dieta por debajo de los límites máximos permisibles genere efectos beneficiosos para la salud. El consumo diario y restringido de frutas y verduras, tanto en los países desarrollados como en los que tienen menos recursos, da como resultado una disminución de la ingesta dietética de polifenoles vegetales. Los extractos de granada, ya sea del jugo o de la cáscara, representan una rica fuente de fitoquímicos, por lo tanto, comercialmente hablando, los subproductos de la granada podrían ganar la aceptabilidad de los consumidores si se comercializan en forma de preparaciones de alimentos funcionales (Shabtay *et al.*, 2008).

6.6.6 Aplicación de los extractos antioxidantes de la PP como prebiótico

Los prebióticos son ingredientes alimentarios no digeribles en el tracto intestinal humano y son capaces de mejorar el crecimiento seleccionado o aleatorizado de la microbiota del colon. La PP contiene una concentración apreciable de elagitaninos que son hidrolizados por la microflora intestinal en punicalaginas y ácido elágico, que actúan como prebióticos inhibiendo a los patógenos y promoviendo el crecimiento de la microbiota benéfica en el intestino humano. Los lactobacilos probióticos no se vieron afectados relativamente por los componentes químicos de la granada (Bialonska, Kasimsetty, Schrader & Ferreira, 2009). Al igual que en el caso de otras plantas, los extractos de la cáscara y la semilla de granada podrían, en principio, generar toxicidad si los niveles de consumo o exposición superan ciertos límites. Debido a que la utilización en productos alimenticios con fines nutraceuticos y funcionales va en aumento, el tema toxicológico merece la mayor consideración.

En los últimos años se han estudiado, por medio de métodos *in vitro* e *in vivo*, las dosis o concentraciones letales de algún componente fraccionado presente en los extractos de la granada. El estudio de Heber *et al.* (2011) demuestra que el extracto hidroalcohólico del fruto entero de la granada administrado por vía intraperitoneal a ratones presentó un buen perfil de seguridad, con un valor de dosis letal media (DL_{50}) agudo de 731.1 mg/kg.

En cuanto a los humanos, Heber *et al.* (2011) demostraron que un extracto seco de granada enriquecido con elagitanina administrado en forma de cápsulas orales era seguro hasta una dosis de 1420 mg/día durante cuatro semanas en personas con sobrepeso. Por lo tanto, se prevé que la incorporación de compuestos bioactivos de la PP a diferentes productos conduzca a su posible comercialización. Este escenario es muy deseable como alternativa económica y respetuosa del ambiente, misma que podría resolver el problema actual de la gestión de residuos de las cáscaras de frutas, así como de tubérculos como las papas, según lo reporta Samotyja (2019). Asimismo, se anticipa que la valorización de la PP será de gran beneficio para las economías de los países en desarrollo donde actualmente se cultivan dichos frutos (Pranav *et al.*, 2017).

A partir de los estudios y discusiones presentados en este documento, las perspectivas de trabajos futuros se orientan en dos direcciones. En un primer plano estarían los trabajos destinados al análisis de tratamiento de muestra antes de la extracción de compuestos de interés. En concreto, se podría comparar la composición química y la calidad de los extractos mediante diferentes técnicas de pretratamiento. Y, en un segundo plano, se encontrarían las investigaciones sobre una posible aplicación industrial, para ello, sería necesario estudiar los alimentos en los que sería aplicado este extracto como antioxidante, así como la optimización del proceso para su adición. Finalmente, el uso de combinaciones de antioxidantes en productos alimenticios (sintéticos con naturales) como potencializadores de la actividad, podría expresar un efecto destacable en su estabilidad oxidativa.

7 CONCLUSIONES

- ✓ El procesamiento mediante técnicas de secado y extracción de la cáscara de granada puede cambiar sus propiedades químicas y nutrimentales y, en consecuencia, alterar la intensidad de la capacidad antioxidante.
- ✓ En general, el horneado como método de secado fue el más adecuado, teniendo o significando poca la afectación de las propiedades antioxidantes.
- ✓ El método de extracción por medio de disolventes, específicamente acetona acuosa concentrada al 60%, proporciona un mayor contenido de fenoles totales
- ✓ En un entorno hidrofílico, el uso de DPPH• y ABTS⁺• como métodos de determinación de capacidad antioxidante, proporcionan valores de cuantificación elevados, sobre otros medios.
- ✓ Las investigaciones futuras deben centrarse en explorar métodos de pretratamiento para preservar las propiedades fitoquímicas y nutrimentales de la cáscara de granada, con el fin de generar productos de alto valor agregado, como alimentos funcionales.

8 REFERENCIAS

1. Acar, S. (2017). *The Curse of Natural Resources: A Developmental Analysis in a Comparative Context*. Nueva York: Palgrave Macmillan.
2. Akhtar, S., Ismail, T., Fraternali, D., & Sestili, P. (2015). Pomegranate peel and peel extracts: Chemistry and food features. *Food Chemistry*, 174, 417–425. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2014.11.035>
3. Alexandre, E. M. C., Silva, S., Santos, S. A. O., Silvestre, A. J. D., Duarte, M. F., Saraiva, J. A., & Pintado, M. (2019). Antimicrobial activity of pomegranate peel extracts performed by high pressure and enzymatic assisted extraction. *Food Research International*, 115, 167–176. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2018.08.044>
4. Al-Gubory, K. H., Blachier, F., Faure, P., & Garrel, C. (2016). Pomegranate peel extract decreases small intestine lipid peroxidation by enhancing activities of major antioxidant enzymes. *Journal of the Science and Food Agriculture*, 96(10), 3462–3468. <https://doi.org/10.1002/jsfa.7529>
5. Alirezalu, K., Pateiro, M., Yaghoubi, M., Alirezalu, A., Peighambaroust, S.H., & Lorenzo, J. M. (2020). Phytochemical constituents, advanced extraction technologies and techno-functional properties of selected Mediterranean plants for use in meat products. A comprehensive review. *Trends Food Science Technology*, 100, 292–306. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2020.04.010>
6. Almestahiri, R., Rundle-Thiele, S., Parkinson, J., & Arli, D. (2017). The Use of the Major Components of Social Marketing: A Systematic Review of Tobacco Cessation Programs. *Social Marketing Quarterly*, 23(3), 232–248. <https://doi.org/10.1177/1524500417704813>.
7. Almosa, Y., Parkinson, J., & Rundle-Thiele, S. (2017). Littering reduction: A systematic review of research 1995–2015. *Social Marketing Quarterly*, 23(3), 203–222. <https://doi.org/10.1177/1524500417697654>
8. Al-Rawahi, A. S., Rahman, M. S., Guizani, N., & Essa, M. M. (2013). Chemical composition, water sorption isotherm, and phenolic contents in fresh and dried pomegranate peels. *Drying Technology*, 31(3), 257–263. <https://doi.org/10.1080/07373937.2012.710695>
9. Alvarez-Rivera, G., Bueno, M., Ballesteros-Vivas, D., Mendiola, J. A., & Ibañez, E. (2020). Pressurized Liquid Extraction. En C. F. Poole (Ed.), *Liquid-Phase Extraction (Handbooks*

- in Separation Science*) (pp. 375–398). Amsterdam, The Netherlands: Elsevier.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-816911-7.00013-X>
10. Amado, A., González, M., Valenzuela, M. I., & Valenzuela, J. (2020). *Trabajo Final-Generación de basura en México*. Recuperado de <https://rpubs.com/Marijose/U4A3>
 11. Amir, R., Borochoy-Neor, H., Tian, L., & Holland, D. (2019). The biodiversity of different traits of pomegranate fruit peels from a broad collection of diverse cultivars. *Scientia Horticulturae*, 246, 842–848. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2018.10.048>
 12. ANIPAC (2015). Asociación Nacional de Industrias del Plástico. Recuperado de <https://anipac.org.mx>
 13. AOAC (2016). Documento de referencia de Métodos de ensayo. Recuperado de https://www.ispch.cl/wp-content/uploads/resoluciones/30979_0178-2021.pdf
 14. Asgary, S., Keshvari, M., Sahebkar, A., & Sarrafzadegan, N. (2017). Pomegranate Consumption and Blood Pressure: A Review. *Current Pharmaceutical Design*, 23(7), 1042-1050. <https://doi.org/10.2174/1381612822666161010103339>
 15. Avello, M., & Suwalsky, M. (2006). Radicales libres, antioxidantes naturales y mecanismos de protección. *Atenea*, (494), 161-172.
 16. Azmir, J., Zaidul, I. S. M., Rahman, M. M., Sharif, K. M., Mohamed, A., Sahena, F., Jahurul, M. H. A., Ghafoor, K., Norulaini, N. A. N., & Omar, A. K. M. (2013). Techniques for extraction of bioactive compounds from plant materials: A review. *Journal of Food Engineering*, 117(4), 426–436. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2013.01.014>
 17. Badui, S. (2013). *Química de los Alimentos* (5ta ed.). México: Pearson Educación.
 18. Banco Mundial (2016). Los desechos: Un análisis actualizado del futuro de la gestión de los desechos sólidos. Recuperado de <https://www.bancomundial.org>
 19. Barr, S., Gilg, A., & Shaw, G. (2011). Helping People Make Better Choices': Exploring the behaviour change agenda for environmental sustainability. *Applied Geography*, 31(2), 712-720. <https://doi.org/10.1016/j.apgeog.2010.12.003>
 20. Benítez-Estrada, A., Villanueva-Sánchez, J., González-Rosendo, G., Alcántar-Rodríguez, V. E., Puga-Díaz, R., & Quintero-Gutiérrez, A. G. (2020). Determinación de la capacidad antioxidante total de alimentos y plasma humano por fotoquimioluminiscencia: Correlación con ensayos fluorométricos (ORAC) y espectrofotométricos (FRAP). *TIP. Revista especializada en ciencias químico-biológicas*, 23, e20200244. <https://doi.org/10.22201/fesz.23958723e.2020.0.244>

21. Bergendi, L., Benes, L., Duracková, Z., & Ferencik, M. (1999). Chemistry, physiology and pathology of free radicals. *Life Science*, 65(18-19), 1865-1874. [https://doi.org/10.1016/s0024-3205\(99\)00439-7](https://doi.org/10.1016/s0024-3205(99)00439-7)
22. Betoret, N., Barrera, C., & Seguí, L. (s.f.). Productos de alto valor añadido a partir de subproductos de frutas y hortalizas. Universitat Politècnica de València, España. http://www.iiad.upv.es/Alto_valor_an%CC%83adido.pdf
23. Bialonska, D., Kasimsetty, S. H., Schrader, K. K., & Ferreira, D. (2009). The effect of pomegranate (*Punica granatum* L.) by products and ellagitannins on the growth of human gut bacteria. *Journal of Agricultural Food Chemistry*, 57(18), 8344–8349. <https://doi.org/10.1021/jf901931b>
24. Biosafety Clearing House (2006). Recuperado de <http://bch.biodiv.org>
25. BTSA. (2021). Clasificación de antioxidantes alimentarios. Recuperado de: <https://www.btsa.com/clasificacion-de-los-antioxidantes-alimentarios-antioxidantes-primarios/> Fecha de último acceso: 03/Sept/22
26. Bustamante, A., Hinojosa A., Robert P., & Escalona V. (2017). Extraction and microencapsulation of bioactive compounds from pomegranate (*Punica granatum* var. Wonderful) residues. *International Journal Food Science + Technology*, 52(6), 1452–1462. <https://doi.org/10.1111/ijfs.13422>
27. Çam, M., & Hisil, Y. (2010). Pressurised water extraction of polyphenols from pomegranate peels. *Food Chemistry*, 123, 878–885. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.05.011>
28. Carins, J. E., & Rundle-Thiele, S. R. (2014). Eating for the better: a social marketing review (2000-2012). *Public Health Nutrition*, 17(7), 1628-1639. <https://doi.org/10.1017/S1368980013001365>
29. Carocho, M., & Ferreira, I. C. F. R. (2013). A Review on Antioxidants, Prooxidants and Related Controversy: Natural and synthetic compounds, screening and analysis methodologies and future perspectives. *Food and Chemical Toxicology*, 51, 15-25. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2012.09.021>
30. CCSAQ (2022). Código de Conducta de la Sociedad Americana de Química. Recuperado de <https://www.ciqa.mx>
31. Charalampia, D., & Koutelidakis, A. E. (2017). From pomegranate processing by-products to innovative value-added functional ingredients and bio-based products with several applications in food sector. *BAOJ Biotech*, 3(1), 025. Recuperado de

- https://www.researchgate.net/publication/316276363_From_Pomegranate_Processing_By-Products_to_Innovative_value_added_Functional_Ingredients_and_BioBased_Products_with_Several_Applications_in_Food_Sector
32. Chemat, F., Abert-Vian, M., Ravi, H. K., Khadhraoui, B., Hilali, S., Perino, S., & Tixier, A. F. (2019). Review of alternative solvents for green extraction of food and natural products: Panorama, principles, applications and prospects. *Molecules*, 24(16), 3007. <https://doi.org/10.3390/molecules24163007>
 33. Cienytech (2016). Instrumentación para la Industria Alimentaria. Recuperado de <http://www.cienytech.com/index.php>
 34. CONABIO (2009). Catálogo taxonómico de especies de México. 1. En Capital Nat. México, CONABIO, Mexico City. Recuperado de <https://www.gob.mx>
 35. CONAGUA (2019). Inventario Nacional de Plantas Municipales de Potabilización y de Tratamiento de Aguas Residuales en Operación. Recuperado de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/611037/Inventario_2019.pdf
 36. CONEVAL (2010). Consejo Nacional de Evaluación de la Política de Desarrollo Social. Dimensiones de la seguridad alimentaria: evaluación estratégica de nutrición y abasto. México, D.F. Recuperado de <https://www.coneval.org.mx>
 37. Conrad, Z., Niles, M.T., Neher, D. A., Roy, E. D., Tichenor, N. E., & Jahns, L. (2018). Relationship between food waste, diet quality, and environmental sustainability. *PLoS One* 13(4), e0195405. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0195405>
 38. Coronado-H., M., Vega y León, S., Gutiérrez-T., R., Vázquez-F., M., & Radilla-V., C. (2015). Antioxidantes: perspectiva actual para la salud humana. *Revista Chilena de Nutrición*, 42(2), 206-212. <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182015000200014>
 39. Defrancesco, E., Gatto, P., Runge, F., & Trestini, S. (2008). Factors Affecting Farmers' Participation in Agri-Environmental Measures: A Northern Italian Perspective. *Journal of Agricultural Economics*, 59(1), 114-131. <https://doi.org/10.1111/j.1477-9552.2007.00134.x>
 40. Derakhshan, Z., Ferrante, M., Tadi, M., Ansari, F., Heydari, A., Hosseini, M. S., Conti, G. O., & Sadrabad, E. K. (2018). Antioxidant activity and total phenolic content of ethanolic extract of pomegranate peels, juice and seeds. *Food Chemical and Toxicology*, 114, 108–111. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2018.02.023>

41. DGEIZUM (2015). Dirección General de Equipamiento e Infraestructura en Zonas Urbano-Marginadas, Sedesol-México. Recuperado de <https://apps1.semarnat.gob.mx>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
42. Dietz, T., Gardner, G. T., Gilligan, J., Stern, P. C., & Vandenberg, M. P. (2009). Household actions can provide a behavioral wedge to rapidly reduce US carbon emissions. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 106(44), 18452-18456. <https://doi.org/10.1073/pnas.0908738106>
43. Dikmen, M., Ozturk, N., & Ozturk, Y. (2011). The antioxidant potency of *Punica granatum* L. Fruit peel reduces cell proliferation and induces apoptosis on breast cancer. *Journal of Medicinal Food*, 14(12), 1638–1646. <https://doi.org/10.1089/jmf.2011.0062>
44. Dimou C., & Koutelidakis, A. E. (2017). Pomegranate processing by-products to innovative value-added functional ingredients and bio-based products with several applications in food sector. *BAOJ Biotechnology*, 3(1), 025. Recuperado de <https://www.researchgate.net/publication/316276363>
45. DOF (2021). Diario Oficial de la Federación. Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los Residuos. Recuperado de <https://www.diputados.gob.mx>
46. Drinić, Z., Mudrić, J., Zdunić, G., Bigović, D., Menković, N., & Šavikin, K. (2020). Effect of pomegranate peel extract on the oxidative stability of pomegranate seed oil. *Food Chemistry*, 333, 127501. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2020.127501>
47. Duarte-Trujillo, A. S., & Pineda-Insuasti, J. A. (2018). Influencia del tamaño de partícula, la agitación y el tiempo en la extracción de sustancias bioactivas de la seta ostra (*Pleurotus ostreatus*). *Rev Biorrefinería*, 1(3), 26–36.
48. EFSA (2018). Aditivos alimentarios. Recuperado de <https://www.efsa.europa.eu/es/topics/topic/food-additives>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
49. Eikani, M. H., Golmohammad, F., & Rowshanzamir, S. (2007). Subcritical water extraction of essential oils from coriander seeds (*Coriandrum sativum* L.). *Journal of Food Engineering*, 80(2), 735-740. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2006.05.015>
50. Elfalleh, W., Hannachi, H., Tlili, N., Yahia, Y., Nasri, N., & Ferchichi, A. (2012). Total phenolic contents and antioxidant activities of pomegranate peel, seed, leaf and flower. *Journal of Medicinal Plants Research*, 6(32), 4724–4730. <https://doi.org/10.5897/JMPR11.995>

51. Elfalleh, W., Nasri, N., Marzougui, N., Thabti, I., M'rabet, A., Yahya, Y., Lachiheb, B., Guasmi, F., & Ferchichi, A. (2009). Physico-chemical properties and DPPH-ABTS scavenging activity of some local pomegranate (*Punica granatum*) ecotypes. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 60(Sup 2), 197–210. <https://doi.org/10.1080/09637480903067037>
52. Elfalleh, W., Tlili, N., Nasri, N., Yahia, Y., Hannachi, H., Chaira, N., Ying, M., & Ferchichi, A. (2011). Antioxidant capacities of phenolic compounds and tocopherols from Tunisian pomegranate (*Punica granatum*) fruits. *Journal of Food Science*, 76(5), C707–C713. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2011.02179.x>
53. Esquivel-F., A., & Vargas-Aguilar, P. (2007). Uso de aceites esenciales extraídos por medio de fluidos supercríticos para la elaboración de alimentos funcionales. *Revista Tecnología En Marcha*, 20(4). Recuperado de https://revistas.tec.ac.cr/index.php/tec_marcha/article/view/450
54. FAO (2013). Recuperado de <https://www.fao.org>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
55. FAO (2015). Panorama de la seguridad alimentaria y nutrimental en México. Recuperado de <https://www.fao.org>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
56. FAO (2020). The State of Food Security & Nutrition in the World. Recuperado de <https://www.fao.org>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
57. Fazio, A., Iacopetta, D., La Torre, C., Ceramella, J., Muià, N., Catalano, A., Carocci, A., & Sinicropi, M. S. (2018). Finding solutions for agricultural wastes: antioxidant and antitumor properties of pomegranate Akko peel extracts and β -glucan recovery. *Food and Function*, 9(12), 6618-6631. <https://doi.org/10.1039/C8FO01394B>
58. Ferreira, I. C. F. R., Baptista, P., Vilas-Boas, M., & Barros, L. (2007). Free-radical scavenging capacity and reducing power of wild edible mushrooms from northeast Portugal: Individual cap and stipe activity. *Food Chemistry*, 100(4), 1511-1516. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.11.043>
59. Fischer, U. A., Carle, R., & Kammerer, D. R. (2011). Identification and quantification of phenolic compounds from pomegranate (*Punica granatum* L.) peel, mesocarp, aril and differently produced juices by HPLC-DAD–ESI/MSⁿ. *Food Chemistry*, 127(2), 807–821. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2010.12.156>

60. Fujihira, H., Kubacki, K., Ronto, R., Pang, B., & Rundle-Thiele, S. (2015). Social marketing physical activity interventions among adults 60 years and older: a systematic review. *Social Marketing Quarterly*, 21(4), 214-229. <https://doi.org/10.1177/1524500415606671>
61. García, J. R., De la Rosa, L. A., González-Barrios, A. G., Herrera-Duenez, B., López-Díaz, J. A., González-Aguilar, G. A., Ruíz-Cruz, S., & Álvarez-Parrilla, E. (2020). Cuantificación de polifenoles y capacidad antioxidante en duraznos comercializados en Ciudad Juárez, México. *Tecnociencia Chihuahua*, 5(2), 67-75. Recuperado a partir de <https://vocero.uach.mx/index.php/tecnociencia/article/view/696>
62. Gemedede, H. F., Haki, G. D., Beyene, F., Woldegiorgis, A. Z., & Rakshit, S. K. (2019). Phenolic profiles and antioxidant activities of Ethiopian indigenous okra (*Abelmoschus Esculentus*) pod and seed accessions: A new source of natural antioxidants. *Annals Food science and technology*, 20(4), 809-819. <https://doi.org/10.1002/fsn3.596>
63. Gil-Ramírez, A., Clavijo, C., Palanisamy, M., Ruiz-Rodríguez, A., Navarro-Rubio, M., Pérez, M., Marín, F. R., Reglero, G., & Soler-Rivas, C. (2013). Screening of edible mushrooms and extraction by pressurized water (PWE) of 3-hydroxy-3-methyl-glutaryl CoA reductase inhibitors. *Journal of Functional Foods*, 5(1), 244-250. <http://dx.doi.org/10.1016/j.jff.2012.10.013>
64. Goula, A. M., & Lazarides, H.N. (2015). Integrated processes can turn industrial food waste into valuable food by-products and/or ingredients: The cases of olive mill and pomegranate wastes. *Journal of Food Engineering*, 167(Part A), 45-50. <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2015.01.003>
65. Gullón, P., Astray, G., Gullón, B., Tomasevic, I., & Lorenzo, J. M. (2020). Pomegranate Peel as Suitable Source of High-Added Value Bioactives: Tailored Functionalized Meat Products. *Molecules*, 25(12):2859. <https://doi.org/10.3390/molecules25122859>
66. Gustavsson, J., Cederberg, C., Sonesson, U., van Otterdijk, R., & Meybeck, A. (2011). *Global Food Losses and Food Waste: Extent, Causes and Prevention*. Rome, Italy: FAO. Recuperado de <https://www.fao.org>
67. Halliwell, B. (2007). Biochemistry of oxidative stress. *Biochemical Society Transactions*, 35(Pt 5), 1147-50. <https://doi.org/10.1042/BST0351147>
68. Halliwell, B., & Gutteridge J. M. (1995). The Definition and Measurement of Antioxidants in Biological Systems. *Free Radical Biology and Medicine*, 18(1), 125-126. [https://doi.org/10.1016/0891-5849\(95\)91457-3](https://doi.org/10.1016/0891-5849(95)91457-3)

69. Harini, K., Mohan, C. C., Ramya, K., Karthikeyan, S., & Sukumar, M. (2018). Effect of *Punica granatum* peel extracts on antimicrobial properties in Walnut shell cellulose reinforced Bio-thermoplastic starch films from cashew nut shells. *Carbohydrate Polymers*, *184*, 231–242. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2017.12.072>
70. Heber, D. (2011). Pomegranate ellagitannins. En I. F. F. Benzie & S. Wachtel-Galor (Eds.), *Herbal medicine: Biomolecular and clinical aspects* (2nd ed.) (Chapter 10). Boca Raton, FL: CRC Press. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK92772/>
71. Hernández-Escarcega, G., Sánchez-Chávez, E., Pérez-Álvarez, S., Soto-Caballero, M., Soto-Parra, J. M., Flores-Córdova, M. A., Salas-Salazar, N. A., & Ojeda-Barrios, D. L. (2020). Determination of antioxidant phenolic, nutritional quality and volatiles in pomegranates (*Punica granatum* L.) cultivated in Mexico. *International Journal of food properties*, *23*(1), 979-991. <https://doi.org/10.1080/10942912.2020.1760879>
72. HLPE (2014). Food losses and waste in the context of sustainable food systems. A report by the High-Level Panel of Experts on Food Security and Nutrition of the Committee on World Food Security. Rome. Recuperado de <https://www.fao.org>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
73. Hofstrand, D. (2008). Domestic perspectives on food versus fuel. Agriculture Marketing Resource Center. Recuperado de <https://agmrc.org>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
74. Hoornweg, D., & Bhada-Tata, P. (2012). What a Waste: A Global Review of Solid Waste Management. *Urban development series; knowledge papers* No. 15. Washington, DC: World Bank Group. <http://documents.worldbank.org/curated/en/302341468126264791/What-a-waste-a-global-review-of-solid-waste-management>.
75. Huang, J., He, W., Yan, C., Du, X., & Shi, X. (2017). Microwave assisted extraction of flavonoids from pomegranate peel and its antioxidant activity. *BIO Web of Conferences*, *8*, 03008. <https://doi.org/10.1051/bioconf/20170803008>
76. INIFAP (2013). Informe de Autoevaluación del director general del INIFAP, ejercicio de 2013. Recuperado de https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/414966/informe_autoevaluacion_dg
77. Iqbal, S., Haleem, S., Akhtar, M., Zia-ul-Haq, M., & Akbar, J. (2008). Efficiency of pomegranate peel extracts in stabilization of sunflower oil under accelerated conditions.

78. Ismail, T., Akhtar, S., Sestili, P., Riaz, M., Ismail, A., & Labbe, R. G. (2016). Antioxidant, antimicrobial and urease inhibitory activities of phenolics-rich pomegranate peel hydro-alcoholic extracts. *Journal of Food Biochemistry*, 40(4), 550–558. <https://doi.org/10.1111/jfbc.12250>
79. Kaderides, K., Papaoikonomou, L., Serafim, M., & Goula, A. M. (2019). Microwave-assisted extraction of phenolics from pomegranate peels: Optimization, kinetics, and comparison with ultrasounds extraction. *Chemical Engineering & Processing-Process Intensification*, 137, 1–11. <https://doi.org/10.1016/j.cep.2019.01.006>
80. Karatas, S., Cakir, E., & Ustun, M. (2021). Antioxidant, antimicrobial activity of pomegranate peel wastes extracted in different solvents and identification of phenolic compounds with HPLC-DAD. *Carpathian Journal of Food Science and Technology*, 13(1), 172–181. <https://doi.org/10.34302/crpjfst/2021.13.1.14>
81. Kaur, R., Kaushal, S., & Sharma, P. (2018). Antimicrobial and antioxidant potential of pomegranate (*Punica granatum* L.) peel. *International Journal of Chemical Studies*, 6(5), 3441–3449.
82. Kazemi, M., Karim, R., Mirhosseini, H., & Hamid, A. A. (2016). Optimization of pulsed ultrasound-assisted technique for extraction of phenolics from pomegranate peel of Malas variety: Punicalagin and hydroxybenzoic acids. *Food Chemistry*, 206, 156–166. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2016.03.017>
83. Kowalska, H., Czajkowska, K., Cichowska, J., & Lenart, A. (2017). What's new in biopotential of fruit and vegetable by-products applied in the food processing industry. *Trends Food Sci Technol*, 67, 150–159. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2017.06.016>
84. Kubacki, K., Rundle-Thiele, S., Pang, B., & Buyucek, N. (2015). Minimizing alcohol harm: A systematic social marketing review. *Journal of Business Research*, 68(10), 2214–2222. <https://doi.org/10.1016/j.jbusres.2015.03.023>
85. Kumar, G. S., Nagaraju, R., Swarajyalakshmi, K., Latha, P., & Balakrishna, M. (2017). Standardization of drying techniques for different fruit peel for making potpourris. *Plant Archives*, 17(2), 1587–1593. [http://plantarchives.org/17-2/1587-1593%20\(3901\).pdf](http://plantarchives.org/17-2/1587-1593%20(3901).pdf)
86. Kummu, M., De Moel, H., Porkka, M., Siebert, S., Varis, O., & Ward, P. J. (2012). Lost food wasted resources: Global food supply chain losses and their impacts on freshwater,

- cropland, and fertiliser use. *Science of the total environment*, 438, 473-481.
<https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2012.08.092>
87. Kuskoski, E. M., Asuero, A., G., García-Parilla, M. C., Troncoso, A. M., & Fett, R. (2004). Actividad antioxidante de pigmentos antociánicos. *Food Science and Technology (Campinas)*, 24(4), 691-693. <https://doi.org/10.1590/S0101-20612004000400036>
 88. Labuza, T. P., & Ragnarsson, J. O. (1985). Kinetic history effect on lipid oxidation of methyl linoleate in a model system. *Journal of Food Science*, 50(1), 145-147. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1985.tb13296.x>
 89. Lampakis D., Skenderidis P., & Leontopoulos, S. (2021). Technologies and Extraction Methods of Polyphenolic Compounds Derived from Pomegranate (*Punica granatum*) Peels. A Mini Review. *Processes* 2021, 9(2). <https://doi.org/10.3390/pr9020236>
 90. Lansky, E. P., Jiang, W., Mo, H., Bravo, L., Froom, P., Yu, W., Harris, N. M., Neeman, I., & Campbell, M. J. (2005). Possible synergistic prostate cancer suppression by anatomically discrete pomegranate fractions. *Investigational New Drugs*, 23(1), 11–20. <https://10.1023/B:DRUG.0000047101.02178.07>
 91. LGPGIR (2016). Programa de Gestión Integral de los Residuos Sólidos. Recuperado de <https://www.diputados.gob.mx>
 92. Li, Y., Guo, C., Yang, J., Wei, J., Xu, J., & Cheng S. (2006). Evaluation of antioxidant properties of pomegranate peel extract in comparison with pomegranate pulp extract. *Food Chemistry*, 96(2), 254–260. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2005.02.033>
 93. Li, Z., Fan, Y., & Xi, J. (2019). Recent advances in high voltage electric discharge extraction of bioactive ingredients from plant materials. *Food Chemistry*, 277(30), 246–260. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.10.119>
 94. Liu, Q., Singh, S., & Green, A. (2000). Genetic modification of cotton oil using inverted-repeat gene-silencing techniques. *Biochemical Society Transactions*, 28(6), 927-929. <https://doi.org/10.1042/bst0280927>
 95. Lorenzo, J. M., Munekata P. E. S., Sant'Ana, A. S., Baptista-Carvalho, R., Barba, F. J., Toldrá, F., Mora, L., & Trindade, M. A. (2018). Main characteristics of peanut skin and its role for the preservation of meat products. *Trends Food Science Technology*, 77, 1–10. <https://doi.org/10.1016/j.tifs.2018.04.007>
 96. Magangana, T., P., Makunga, N. P., Fawole, O. A., & Opara, U. L. (2020). Processing Factors Affecting the Phytochemical and Nutritional Properties of Pomegranate (*Punica*

- granatum* L.) Peel Waste: A Review. *Molecules*, 25(20), 4690. <https://doi.org/10.3390/molecules25204690>
97. Maldonado-S., O., Jiménez-V., E. N., Guapillo-V., M. R. B., Ceballos-R., G. M., & Méndez-B., E. (2010). Radicales libres y su papel en las enfermedades crónico-degenerativas. *Revista Médica Universidad Veracruzana*, 10(2), 32-39.
98. Malviya, S., Arvind, Jha, A., & Hettiarachchy, N. (2014). Antioxidant and antibacterial potential of pomegranate peel extracts. *Journal of Food Science and Technology*, 51(12), 4132–4137. <https://doi.org/10.1007/s13197-013-0956-4>
99. Mansour, E., Abdennaceur, B. K., Lachiheb, B., Abid, M., Bachar, Kh., & Ferchichi, A. (2013). Phenolic compounds, antioxidant, and antibacterial activities of peel extract from Tunisian pomegranate. *Journal of Agricultural Science and Technology*, 15, 1393–1403.
100. McClements, D. J., & Decker, E. A. (2008). Lipids. En S. Damodaran, K. L. Parkin & O. R. Fennema (Eds.), *Fennema's Food Chemistry* (pp. 155-216) (Fourth ed.). Boca Raton, FL: CRC Press.
101. Miafodzyeva, S., & Brandt, N. (2013). Recycling behavior among housholders: Sinthesizing Determinants Via a Meta-Analysis. *Waste and biomass Valorization*, 4(2), 221–235. <https://doi.org/10.1007/s12649-012-9144-4>
102. More, P. R., & Arya, S. S. (2019). A novel, green cloud point extraction and separation of phenols and flavonoids from pomegranate peel: An optimization study using RCCD. *Journal of Environmental Chemical Engineering*, 7(5), 103306. 1-14. <https://doi.org/10.1080/01496395.2020.1746969>
103. Moreira, D., Gullón, B., Gullón, P., Gomes, A., & Tavaría, F. (2016). Bioactive packaging using antioxidant extracts for the prevention of microbial food-spoilage. *Food & Funct*, 7(7), 3273–3282. <https://doi.org/10.1039/C6FO00553E>
104. Mphahlele, R. R., Fawole, O. A., Makunga, N. P., & Opara, U. L. (2016). Effect of drying on the bioactive compounds, antioxidant, antibacterial and antityrosinase activities of pomegranate peel. *BMC Complementary and Alternative Medicine*, 16, 143. <https://doi.org/10.1186/s12906-016-1132-y>
105. Mushtaq, M., Sultana, B., Anwar, F., Adnan, A., & Rizvi S. S. H. (2015). Enzyme-assisted supercritical fluid extraction of phenolic antioxidants from pomegranate peel. *The Journal of Supercritical Fluids*, 104, 122–131. <https://doi.org/10.1007/s00216-017-0309-7>

106. Negi, P. S., & Jayaprakasha, G. K. (2003). Antioxidant and antibacterial activities of *Punica granatum* peel extracts. *Journal of Food Science*, 68(4), 1473–1477. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.2003.tb09669.x>
107. Núñez-Camargo, D. W. (2012). Uso de residuos agrícolas para la producción de biocombustibles en el departamento del Meta. *Tecnura*, 16(34), 142-156. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/pdf/2570/257024712012.pdf>
108. ONU (2021). El estilo de vida de hoy en día es insostenible. Recuperado de <https://www.un.org>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
109. Opara, L.U., Al-Ani M. R., & Al-Shuaibi, Y. S. (2009). Physico-chemical properties, vitamin C content, and antimicrobial properties of pomegranate fruit (*Punica granatum* L.). *Food Bioprocess Technology*, 2, 315–321. <https://doi.org/10.1007/s11947-008-0095-5>
110. Orak, H. H., Yagar, H., & Isbilir, S. S. (2012). Comparison of antioxidant activities of juice, peel, and seed of pomegranate (*Punica granatum* L.) and inter-relationships with total phenolic, Tannin, anthocyanin, and flavonoid contents. *Food Science and Biotechnology*, 21, 373–387. <https://doi.org/10.1007/s10068-012-0049-6>
111. Oroian, M., & Escriche, I. (2015). Antioxidants: Characterization, natural sources, extraction and analysis. *Food Research International*, 74, 10-36. <https://doi.org/10.1016/j.foodres.2015.04.018>
112. Pan, Z., Qu, W., Ma, H., Atungulu, G. G., & McHugh, T. H. (2011). Continuous and pulsed ultrasound-assisted extractions of antioxidants from pomegranate peel. *Ultrasonics Sonochemistry*, 18(5), 1249–1257. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2011.05.015>
113. Pande, G., & Akoh, C. C. (2009). Antioxidant capacity and lipid characterization of six Georgia-grown pomegranate cultivars. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 57(20), 9427–9436. <https://doi.org/10.1021/jf901880p>
114. Pathak, P. D., Mandavgane, S. A. & Kulkarni, B. D. (2017). Valorization of Pomegranate Peels: A Biorefinery Approach. *Waste Biomass Valor*, 8, 1127–1137. <https://doi.org/10.1007/s12649-016-9668-0>
115. Pekić, B., Kovač, V., Alonso, E., & Revilla, E. (1998). Study of the extraction of proanthocyanidins from grape seeds. *Food Chemistry*, 61(1-2), 201–206. [https://doi.org/10.1016/S0308-8146\(97\)00128-3](https://doi.org/10.1016/S0308-8146(97)00128-3)
116. Pielke, R. Jr., Gwyn, P., Rayner, S., & Sarewitz, D. (2007). Climate Change Lifting the taboo on adaption. *Nature*, 445(7128), 597-598. <https://doi.org/10.1038/445597a>

117. Popov, I. & Lewin, G. (2005). Photochemiluminescent detection of antiradical activity.VII. Comparison with a modified method of thermo-initiated free radical generation with chemiluminescent detection. *Luminescence*, 20(4-5), 321-325. <https://doi.org/10.1002/bio.856>
118. Poveda-Arias, J. (2018, enero). Glucosinolatos: ¿defensas vegetales o batallón contra el cáncer? *Naukas. Ciencia, escepticismo y humor*. Recuperado de <https://naukas.com/2018/01/23/glucosinolatos-defensas-vegetales-o-batallon-contra-el-cancer/>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
119. Pranav, P., Sachin, M., & Bhaskar, K. (2017). Valorization of Pomegranate Peels: A Biorefinery Approach. *Waste and Biomass Valorization*, 8. <https://doi.org/10.1007/s12649-016-9668-0>
120. Priefer, C., Jörissen, J., & Bräutigam, K.-R. (2016). Food waste prevention in Europe – A cause-driven approach to identify the most relevant leverage points for action. *Resources, Conservation & Recycling*, 109, 155-165. <https://doi.org/10.1016/j.resconrec.2016.03.004>
121. Priyadarshini, A., & Priyadarshini, A. (2018). Market Dimensions of the Fruit Juice Industry, Chapter 2 (pp. 15-32). In *Fruit Juices Extraction, Composition, Quality and Analysis*, Rajauria, G., Tiwari, B. K. (Eds.). Academic Press: Cambridge, MA, USA. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-802230-6.00002-3>
122. PROFECO (2022). Pérdida de alimento en la cadena de suministros. Recuperado de <https://www.gob.mx>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
123. Qu, W., Pan, Z., & Ma, H. (2010). Extraction modeling and activities of antioxidants from pomegranate marc. *Journal of Food Engineering*, 99, 16–23 <https://doi.org/10.1016/j.jfoodeng.2010.01.020>
124. Quiñones, M., Miguel, M., & Aleixandre, A. (2012). Los polifenoles, compuestos de origen natural con efectos saludables sobre el sistema cardiovascular. *Nutrición Hospitalaria*, 27(1), 76-89.
125. Ranjha, M. M. A. N., Amjad, S., Ashraf, S., Khawar, L., Safdar, M. N., Jabbar, S., Nadeem, M., Mahmood, S., & Murtaza, M. A. (2020). Extraction of Polyphenols from Apple and Pomegranate Peels Employing Different Extraction Techniques for the Development of Functional Date Bars. *International Journal of Fruit Science*, 20(S3), S1201-S1221. <https://doi.org/10.1080/15538362.2020.1782804>

126. Ratti, C. (2001). Hot air and freeze- drying of high value foods: A review. *Journal of Food Engineering*, 49(4), 311–319. [https://doi.org/10.1016/S0260-8774\(00\)00228-4](https://doi.org/10.1016/S0260-8774(00)00228-4)
127. Recytrans (2014). Desperdicio de comida. Recuperado de: <https://www.recytrans.com/blog/desperdicio-de-comida/> Fecha de último acceso: 22/nov/22
128. RedCorn, R., Fatemi S., & Engelberth, A. S. (2018). Comparing end-use potential for industrial food-waste sources. *Engineering*, 4(3), 371–380. <https://doi.org/10.1016/j.eng.2018.05.010>
129. Rivera-Peña, J. C., & Zuluaga-Franco, L. V. (2010). *Diseño de procesos y procedimientos para la recepción y control del flujo de residuos sólidos reciclables, en el centro de acopio Gert SA ESP en la Ciudad de Cali*. Tesis de Ingeniería Industrial. Universidad Autónoma de Occidente. Santiago de Cali, Colombia. Recuperado de <https://red.uao.edu.co>
130. Rojas, M. C., & Brewer, M. S. (2008). Effect of natural antioxidants on oxidative stability of frozen, vacuum-packaged beef and pork. *Journal of Food Quality*, 31,173-188. <https://doi.org/10.1111/j.1750-3841.2007.00335.x>
131. Rosas-Burgos, E. C., Burgos-Hernández, A., Noguera-Artiaga, L., Kačániová, M., Hernández-García, F., Cárdenas-López, J. L., & Carbonell-Barrachina, Á. A. (2017). Antimicrobial activity of pomegranate peel extracts as affected by cultivar. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 97(3), 802–810. <https://doi.org/10.1002/jsfa.7799>
132. Ruiz-Benitez, M. L. (2020). Guía de Laboratorio. Determinación de la actividad antioxidante. Universidad Simón Bolívar. Recuperado de <https://bonga.unisimon.edu.co/bitstream/handle/20.500.12442/7986/Gu%C3%ADa%20de%20Determinaci%C3%B3n%20de%20la%20actividad%20antioxidante.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
133. SADER (2020). Granada, sabor y salud en cada fruta. Recuperado de <https://www.gob.mx>. Fecha de último acceso: 22/Nov/22.
134. SAGARPA (2020). Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. Recuperado de <https://www.gob.mx>.
135. Samotyja, U. (2019). Potato Peel as a Sustainable Resource of Natural Antioxidants for the Food Industry. *Potato Research*, 62, 435–451. <https://doi.org/10.1007/s11540-019-9419-2>.

136. Samsuri, S., Li, T. H., Ruslan, M., S., H., & Amran, N. A. (2020). Antioxidant Recovery from Pomegranate Peel Waste by Integrating Maceration and Freeze Concentration Technology. *International Journal of Food Engineering*, 16(10), 20190232. <https://doi.org/10.1515/ijfe-2019-0232>
137. Savic-Gajic, I., Savic, I., Boskov, I., Žerajić, S., Markovic, I., & Gajic, D. (2019). Optimization of Ultrasound-Assisted Extraction of Phenolic Compounds from Black Locust (*Robinia Pseudoacaciae*) Flowers and Comparison with Conventional Methods. *Antioxidants*, 8(8), 248. <https://doi.org/10.3390/antiox8080248>
138. Schanes, K., Dobernig, K., & Gözet, B. (2018). Food waste matters - A systematic review of household food waste practices and their policy implications. *Journal of Cleaner Production*, 182, 978-991. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2018.02.030>
139. Schmidhuber, J., & Tubiello, F. N. (2007). Global food security under climate change. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 104(50), 19703-19708. <https://doi.org/10.1073/pnas.0701976104>.
140. Scialabba, N. (2015). *Food wastage footprint & Climate*. Agrovoc. Recuperado de <https://www.fao.org>
141. SEDEMA (2022). Residuos sólidos. Recuperado de <https://sedema.cdmx.gob.mx/programas/programa/residuos-solidos> Fecha de último acceso: 21/Oct/22.
142. SEMARNAT (2021). Clasificación de los residuos de acuerdo a la Ley General para la Prevención y Gestión Integral de los residuos. Recuperado de <https://www.gob.mx>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
143. Shabtay, A., Eitam, H., Tadmor, Y., Orlov, A., Meir, A., Weinberg, P., Weinberg, Z. G., Chen, Y., Brosh, A., Izhaki, I., & Kerem, Z. (2008). Nutritive and antioxidative potential of fresh and stored pomegranate industrial byproduct as a novel beef cattle feed. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 56(21), 10063–10070. <https://doi.org/10.1021/jf8016095>
144. Sharayei, P., Azarpazhooh, E., Zomorodi, S., & Ramaswamy, H. S. (2019). Ultrasound assisted extraction of bioactive compounds from pomegranate (*Punica granatum* L.) peel. *LWT Food Science and Technology*, 101, 342–350. <https://doi.org/10.1016/j.lwt.2018.11.031>

145. Singh, B., Singh, J. P., Kaur, A., & Singh, N. (2018). Phenolic compounds as beneficial phytochemicals in pomegranate (*Punica granatum* L.) peel: A review. *Food Chemistry*, *261*, 75–86. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2018.04.039>
146. Smaoui, S., Hlima, H. B., Mtibaa, A. C., Fourati, M., Sellem I., Elhadef, K., Ennouri, K., & Mellouli, L. (2019). Pomegranate peel as phenolic compounds source: Advanced analytical strategies and practical use in meat products. *Meat Science*, *158*, 107914. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2019.107914>
147. Sood, A., & Gupta, M. (2015). Extraction process optimization for bioactive compounds in pomegranate peel. *Food Bioscience*, *12*(1), 100-106. <https://doi.org/10.1016/j.fbio.2015.09.004>
148. Spanevello, R. A., Suárez, A. G., & Sarotti, A. M. (2013). Fuentes alternativas de materia prima. *Educación Química*, *24*(S1), 124-131. [https://doi.org/10.1016/S0187-893X\(13\)72505-9](https://doi.org/10.1016/S0187-893X(13)72505-9)
149. Szwengiel A, & Stachowiak B. (2016). Deproteinization of water-soluble β -glucan during acid extraction from fruiting bodies of *Pleurotus ostreatus* mushrooms. *Carbohydrate Polymers*, *146*, 310–319. <https://doi.org/10.1016/j.carbpol.2016.03.015>
150. Teuber, R., & Jensen, J. D. (2016). *Food Losses and Food Waste - Extent, Underlying Drivers and Impact Assessment: IFRO Report*. Copenhagen: Institute of Food and Resource Economics. Recuperado de <https://ifro.ku.dk>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
151. Tian, Y., Xu, Z., Zheng, B., & Lo, Y. M. (2013). Optimization of ultrasonic-assisted extraction of pomegranate (*Punica granatum* L.) seed oil. *Ultrasonics Sonochemistry*, *20*(1), 202–208. <https://doi.org/10.1016/j.ultsonch.2012.07.010>
152. Turgut, S. S., Soyer, A., & Işıkcıb, F. (2016). Effect of pomegranate peel extract on lipid and protein oxidation in beef meatballs during refrigerated storage. *Meat Science*, *116*, 126–132. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2016.02.011>
153. Turrini, F., Zunin, P., Catena, S., Villa, C., Alfei, S., & Boggia, R. (2019). Traditional or hydro-diffusion and gravity microwave coupled with ultrasound as green technologies for the valorization of pomegranate external peels. *Food and Bioproducts Processing*, *117*, 30–37. <https://doi.org/10.1016/j.fbp.2019.06.014>
154. Ugartondo, V. (2009). Caracterización de derivados polifenólicos obtenidos de fuentes naturales. Citotoxicidad y capacidad antioxidante frente a estrés oxidativo en

- modelos celulares. Universitat de Barcelona. Facultat de farmacia.
<http://hdl.handle.net/10803/1837>
155. UICN (2019). Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza. Recuperado de <https://www.biodiversidad.gob.mx>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
 156. United Nations (2015). Transforming our world: the 2030 Agenda for sustainable development. Resolution adopted by the General Assembly on 25 Sept 2015. Recuperado de <https://sdgs.un.org>
 157. Universidad de Florida (2019). uf/ifas Citrus research and education center Pomegranates for now. Recuperado de <https://crec.ifas.ufl.edu/extension/pomegranates/>
 158. Universidad de Murcia (UMU) (2012). Estructura y Vitaminas. La nutrición es con ciencia. Obtenida de <https://www.um.es>
 159. USDA (2020). US Department of Agriculture. Foreign Agricultural Service. <https://www.fas.usda.gov/>
 160. Wang, Z., Pan, Z., Ma, H., & Atungulu, G. G. (2011). Extract of phenolics from pomegranate peels. *The Open Food Science Journal*, 5, 17–25. <https://doi.org/10.2174/1874256401105010017>
 161. WRAP (2015). Waste and Resources Action Programme, The impact on food waste. Recuperado de <https://wrap.org.uk>. Fecha de último acceso: 20/Sep/2022.
 162. Wu, Raven, P. H., & Hong, D. Y. (2013). Flora of China. Recuperado de <https://www.missouribotanicalgarden.org/media/fact-pages/flora-of-china>
 163. Yasoubi, P., Barzegar, M., Sahari, M. A., & Azizi, M. H. (2007). Total phenolic contents and antioxidant activity of pomegranate (*Punica granatum* L.) peel extracts. *J. Agricultural Science Technology*, 9, 35–42. <https://doi.org/10.1016/j.fct.2018.02.023>
 164. Zambrano, T., Moreno, E., Rodríguez-Burruezo, A., Picazos, P., & Raigón, M. D. (2017). Evaluación de compuestos aromáticos en cervezas de producción ecológica y convencional. *Revista Agroecológica de Divulgación*, 27, 44–45. <http://hdl.handle.net/10251/60755>
 165. Živković, J., Šavikin, K., Janković, T., Čujić, N., & Menković, N. (2018). Optimization of ultrasound-assisted extraction of polyphenolic compounds from pomegranate peel using response surface methodology. *Separation and Purification Technology*, 194, 40–47. <https://doi.org/10.1016/j.seppur.2017.11.032>