

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
LA MOLINA**

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS



**“EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO
(*Physalis peruviana*) CON PRENSA-EXPELLER,
CARACTERIZACIÓN Y PREDICCIÓN DE SU VIDA EN ANAQUEL”**

PEDRO PABLO UGARTE ESPINOZA

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

Lima - Perú

2021

**La UNALM es la titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación
(Art. 24. Reglamento de Propiedad Intelectual de la UNALM)**

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

“EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO (*Physalis peruviana*) CON PRENSA-EXPELLER, CARACTERIZACIÓN Y PREDICCIÓN DE SU VIDA EN ANAQUEL”

Presentado por:

PEDRO PABLO UGARTE ESPINOZA

TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS

Sustentado y aprobado ante el siguiente jurado:

Dr. Américo Guevara Pérez

PRESIDENTE

Dra. Rosana S. Chirinos Gallardo

MIEMBRO

Dr. Milber O. Ureña Peralta

MIEMBRO

Mg. Sc. Gloria J. Pascual Chagman

ASESORA

Mg. Sc. Víctor D. Delgado Soriano

CO-ASESOR

Lima - Perú

2021

DEDICATORIA

A mis padres, Ana y Jorge; por su apoyo incondicional, por su comprensión, por sus consejos, por su cariño y por darme su confianza en todo momento.

A mi hermana, Katerine; por su apoyo y por darme la seguridad de saber que siempre estará allí para cuando la necesite.

A mi sobrino, Thiago; por darme muchas alegrías y, sobre todo, por ser mi motivación para ser una mejor persona.

A mis tías, Teresa y Ada; por su apoyo, por sus cuidados y por considerarme un hijo.

A todas aquellas personas que confiaron y siguen confiando en mí.

AGRADECIMIENTOS

A mi asesora, la Mg. Sc. Gloria Pascual Chagman, por brindarme su apoyo, incluso más allá de lo académico, durante la elaboración de esta tesis.

A mi coasesor, el Mg. Sc. Víctor Delgado Soriano, por sus palabras de aliento en momentos difíciles, por sus consejos y enseñanzas durante todo este tiempo, por inculcarme el cariño por la investigación y por ser un amigo más que un profesor.

A los miembros del jurado por sus valiosos aportes y sugerencias en la mejora de esta investigación.

A los técnicos de los laboratorios de la Facultad de industrias alimentarias de la UNALM; Liz Ávila, Máximo Zúñiga (Don Max.) y Zahara Prudencio, por la confianza y las facilidades brindadas durante la realización de la parte experimental de esta investigación.

A Miguel Varas Condori, por sus consejos y enseñanzas en la realización de algunos análisis y por su gran disposición a ayudarme en todo momento.

Al Instituto de Desarrollo Agroindustrial (INDDA-UNALM) por proporcionarme las semillas de aguaymanto.

ÍNDICE GENERAL

RESUMEN

ABSTRACT

I. INTRODUCCIÓN	2
II. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1 AGUAYMANTO	3
2.1.1 ORÍGEN	3
2.1.2 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	4
2.1.3 CÁLIZ	4
2.1.4 FRUTO	5
2.1.5 SEMILLAS	6
2.2 ACEITE DE AGUAYMANTO	6
2.3 EXTRACCIÓN DE ACEITE	11
2.3.1 EXTRACCIÓN MECÁNICA (PRENSADO)	11
2.4 ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICOS DE LOS ACEITES	15
2.4.1 HUMEDAD	15
2.4.2 ÍNDICE DE ACIDEZ	16
2.4.3 ÍNDICE DE PERÓXIDO	17
2.4.4 ÍNDICE DE <i>p</i> -ANISIDINA	19
2.4.5 ABSORCIÓN EN EL UV	21
2.4.6 ÍNDICE DE REFRACCIÓN	22
2.4.7 ÍNDICE DE YODO	23
2.4.8 ÍNDICE DE SAPONIFICACIÓN	24
2.4.9 COLOR	25
2.5 VIDA EN ANAQUEL DE LOS ALIMENTOS	26
2.6 EVALUACIÓN DE LA VIDA EN ANAQUEL DE UN ALIMENTO	28
2.6.1 PRUEBAS ACELERADAS PARA DETERMINACIÓN DE LA VIDA EN ANAQUEL DE ALIMENTOS	30
2.6.2 PRUEBA RANCIMAT	32
III. METODOLOGÍA	36
3.1 LUGAR DE EJECUCIÓN	36
3.2 MATERIA PRIMA	36
3.3 MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS	36

3.3.1 MATERIALES	36
3.3.2 EQUIPOS.....	38
3.3.3 REACTIVOS	39
3.4 MÉTODOS.....	40
3.5 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO	51
3.6 METODOLOGÍA EXPERIMENTAL.....	52
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	59
4.1 ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL	59
4.2 RENDIMIENTO	61
4.3 PARÁMETROS DE CALIDAD.....	67
4.3.1. HUMEDAD Y MATERIA VOLÁTIL.....	67
4.3.2. ÍNDICE DE ACIDEZ	69
4.3.3. ÍNDICE DE PERÓXIDO.....	70
4.3.4. ÍNDICE DE <i>p</i> -ANISIDINA.....	70
4.3.5. ABSORCIÓN EN EL UV (Extinción específica K_{232} y K_{268}).....	71
4.4 CARACTERIZACIÓN FÍSICOQUÍMICA	73
4.4.1. ÍNDICE DE YODO	73
4.4.2. ÍNDICE DE SAPONIFICACIÓN.....	74
4.4.3. ÍNDICE DE REFRACCIÓN.....	75
4.4.4. MATERIA INSAPONIFICABLE	75
4.4.5. COLOR	75
4.4.6. PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS	76
4.5 PREDICCIÓN DE LA VIDA EN ANAQUEL DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	79
V. CONCLUSIONES	85
VI. RECOMENDACIONES	86
VII. BIBLIOGRAFÍA	87
VIII. ANEXOS.....	108

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Clasificación taxonómica del aguaymanto.....	4
Tabla 2: Tipos de ácidos grasos (%) en el aceite de aguaymanto	7
Tabla 3: Tipos de lípidos (%) en el aceite de aguaymanto.....	7
Tabla 4: Composición de ácidos grasos (%) en el aceite de aguaymanto	9
Tabla 5: Composición de tocoferoles y esteroles (g / kg total de aceite) en el aceite de aguaymanto.....	10
Tabla 6: Composición química proximal (% base seca) de las semillas de aguaymanto....	59
Tabla 7: Rendimiento del aceite de semillas de aguaymanto prensadas bajo diferentes condiciones temperatura y humedad	62
Tabla 8: Parámetros de calidad del aceite de semillas de aguaymanto prensadas bajo diferentes condiciones de humedad y temperatura.....	68
Tabla 9: Características fisicoquímicas del aceite de semillas de aguaymanto correspondiente al mejor tratamiento (T1)	74
Tabla 10: Composición de ácidos grasos (% del total EMAG) del aceite de semillas de aguaymanto correspondiente al mejor tratamiento (T1).....	77
Tabla 11: Índice de estabilidad oxidativa (IEO) a diferentes temperaturas y vida en anaquel a 25 °C del aceite de semillas de aguaymanto correspondiente al mejor tratamiento (T1).	80
Tabla 12: Constantes de velocidad de reacción (k_{IEO}) a diferentes temperaturas y Energía de activación (E_a) del aceite de semillas de aguaymanto.	83

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Tipos de prensa de tornillo según el diseño del tornillo. (a) De vuelo constante y diámetro constante y (b) de vuelo variable y diámetro variable.	13
Figura 2: Mecanismo de determinación yodométrica del índice de peróxido.....	18
Figura 3: Reacción de los compuestos aldehídicos con el reactivo <i>p</i> -Anisidina.....	20
Figura 4: Reacciones involucradas en la determinación del índice de yodo.....	24
Figura 5: Reacción de saponificación de una grasa o aceite	25
Figura 6: Variación de la calidad de los alimentos durante el almacenamiento	27
Figura 7: Pasos fundamentales en las estrategias de evaluación de la vida en anaquel	29
Figura 8: Gráfica esquemática de vida en anaquel basada en la extrapolación de un extremo final adecuado a la temperatura ambiente	31
Figura 9: Esquema de funcionamiento del equipo Rancimat	33
Figura 10: Curva que describe el comportamiento del proceso de oxidación en el Rancimat y determinación del tiempo de inducción.....	34
Figura 11: Flujo de operaciones para la extracción de aceite crudo de semillas de aguaymanto con prensa-expeller	53
Figura 12: Esquema experimental de la investigación	58
Figura 13: Efecto de la humedad (a) y la temperatura (b) sobre la recuperación de aceite del prensado de semillas de aguaymanto.....	64
Figura 14: Efecto de la humedad (a) y temperatura (b) en el aceite residual de las tortas obtenidas en el prensado de semillas de aguaymanto	65
Figura 15: Relación entre Log (IEO) y la temperatura de calentamiento en el método Rancimat.....	82
Figura 16: Relación entre ln (k_{IEO}) y la inversa de la temperatura	84

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXO 1: ELEMENTOS DE LA PRENSA DE TORNILLO "KOMET CA 59G"	108
ANEXO 2: ELEMENTOS DEL "RANCIMAT 743"	109
ANEXO 3: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA RECUPERACIÓN DE ACEITE EN LA EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	110
ANEXO 4: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA EL ACEITE RESIDUAL DE LA EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	111
ANEXO 5: TORTAS DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO OBTENIDAS EN LOS DIFERENTES TRATAMIENTOS DE PRENSADO	112
ANEXO 6: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA HUMEDAD Y MATERIA VOLÁTIL DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	113
ANEXO 7: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA EL ÍNDICE DE ACIDEZ DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	114
ANEXO 8: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA EL ÍNDICE DE <i>p</i> -ANISIDINA DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	115
ANEXO 9: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA La EXTINCIÓN ESPECÍFICA (K_{232}) DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO.....	116
ANEXO 10: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA EXTINCIÓN ESPECÍFICA (K_{268}) DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO	117
ANEXO 11: ACEITE CRUDO DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO CORRESPONDIENTE AL MEJOR TRATAMIENTO (T1).....	118
ANEXO 12: CROMATOGRAMA DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO CORRESPONDIENTE AL MEJOR TRATAMIENTO (T1).....	119

RESUMEN

Este trabajo tuvo como objetivos evaluar la influencia del contenido de humedad de la semilla y la temperatura de prensado en el rendimiento y calidad del aceite de semillas de aguaymanto (ASA), caracterizarlo y predecir su vida en anaquel. Se aplicó un Diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial para estudiar los efectos del contenido de humedad de la semilla (8, 10 y 12 %) y la temperatura de prensado (60, 80 y 100 °C) en el rendimiento de aceite y parámetros fisicoquímicos de calidad. El ASA se caracterizó en base a su perfil de ácidos grasos, color, índice de yodo, índice de saponificación, índice de refracción y materia insaponificable. Para predecir la vida en anaquel, se determinó el índice de estabilidad oxidativa (IEO) a tres temperaturas (100, 110 y 120 °C) bajo las condiciones del Rancimat. Ambas variables se relacionaron mediante una ecuación semilogarítmica, a partir de la cual se predijo, por extrapolación, la vida en anaquel a 25 °C. El rendimiento de aceite disminuyó significativamente a medida que aumentó el contenido de humedad y la temperatura de prensado. El mayor rendimiento de aceite (86.43 %) y la mejor calidad se obtuvo con un contenido de humedad de semillas del 8 % y una temperatura de prensado de 60 °C. Bajo estas condiciones de extracción, el ASA presentó un alto contenido de ácidos grasos insaturados, principalmente de ácido linoleico (75.99 %) que se tradujo en un alto contenido de índice de yodo (140 mg I₂/g) e índice de refracción (1.4769). El índice de saponificación y la materia insaponificable fueron de 188.10 mg KOH/g y 1.67 %, respectivamente. El color presentó valores de 30.21, -2.13 y 10.03 para las coordenadas L*, a* y b*, respectivamente. La vida en anaquel predicha a 25 °C fue 120.44 días.

Palabras claves: *Physalis peruviana*, aceite, rendimiento, prensa de tornillo, Rancimat, vida en anaquel

ABSTRACT

The objectives of this research were to evaluate the influence of the moisture content of the seed and the pressing temperature on the yield and quality of goldenberry seed oil (GSO), characterize it and predict its shelf life. A Completely randomized design (CRD) with factorial arrangement was applied to study the effects of the moisture content of the seed (8, 10 and 12 %) and the pressing temperature (60, 80 and 100 °C) on the oil yield and physicochemical parameters of quality. The GSO was characterized based on its fatty acid profile, color, iodine value, saponification value, refractive index and unsaponifiable matter. To predict shelf life, the oxidative stability index (OSI) at three temperatures (100, 110 and 120 °C) was determined under Rancimat conditions. Both variables were related by means of a semi-logarithmic equation, from which the shelf life at 25 °C was predicted by extrapolation. The oil yield decreased significantly as the moisture content and pressing temperature increased. The highest oil yield (86.43 %) and the best quality was obtained with a seed moisture content of 8 % and a pressing temperature of 60 °C. Under these extraction conditions, the GSO had a high content of unsaturated fatty acids, mainly linoleic acid (75.99 %) which resulted in a high content of iodine value (140 mg I₂ / g) and refractive index (1.4769). The saponification value and the unsaponifiable matter were 188.10 mg KOH/g and 1.67 % respectively. The color presented values of 30.21, -2.13 and 10.03 for the coordinates L*, a* and b* respectively. The shelf life predicted at 25 °C was 120.44 days.

Keywords: *Physalis peruviana*, oil, yield, screw press, Rancimat, shelf-life

I. INTRODUCCIÓN

La producción y el consumo de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) en el Perú han ido en aumento en los últimos años, pasando de ser una fruta silvestre y sin mucha importancia a una de las frutas promisorias para el desarrollo económico de diversas comunidades. Sus agradables características sensoriales, su alto valor nutricional y las diversas actividades biológicas que numerosos estudios le vienen atribuyendo (Rodríguez y Rodríguez, 2007; Ramadán *et al.*, 2013; Reyes-Beltrán *et al.*, 2015, Dewi *et al.*, 2018), han contribuido con este aumento. Son estos mismos factores los que han permitido su industrialización y diversificación; haciéndolo más atractivo tanto para el mercado nacional como internacional.

El fruto puede ser consumido fresco o procesado. En su forma fresca se agrega como decoración a comidas, ensaladas, postres y pasteles. Procesados se pueden consumir en mermeladas, almíbares, jaleas, yogures, deshidratados, cubiertos con chocolate, licores y macerados (Ramadán y Mörsel, 2003; Puente *et al.*, 2011; Chasquibol y Yácono, 2015). Existen algunas aplicaciones industriales en donde se utiliza principalmente la pulpa, tales como la elaboración de néctares y pulpas congeladas y/o pasteurizadas, obteniéndose como residuo las semillas y la piel, que representan el 17 y 10 % del peso del fruto fresco, respectivamente (Ramadán y Mörsel, 2003; Ramadán y Moersel, 2009).

Actualmente no existe un aprovechamiento de los residuos generados en el procesamiento de aguaymanto, ya sea por una falta de alternativas o por el desconocimiento de estas; lo que representa un gran problema económico y ambiental para las empresas que tienen que asumir el costo de su gestión.

En el año 2018, la agroindustria en el Perú generó, aproximadamente, 20 toneladas de semillas de aguaymanto procedentes de la producción de pulpa destinada exclusivamente a la exportación, que para ese año alcanzó una cifra de 69 428 kg (AgrodataPerú, 2019). Si a eso le sumamos la producción de pulpa destinada al mercado local, la cantidad de semillas obtenidas como residuo resulta aún mayor. Tomando en cuenta que las semillas generadas

representan una cantidad significativa de desecho y que estas presentan un alto contenido en aceite, que oscila entre 18 a 20 % (Badani y Patil, 1975; Aslanov *et al.*, 1995); así como un elevado valor nutricional (Aslanov *et al.*, 1995; Ramadán y Mörsel, 2003; Chasquibol y Yácono, 2015; las semillas de aguaymanto presentan un gran potencial como materia prima para la obtención de aceite vegetal con fines comerciales.

El prensado, a través del uso de una prensa de tornillo, resulta una opción viable para la extracción de aceite de semillas de aguaymanto, ya que no representa una tecnología muy sofisticada y por lo tanto resulta económica y fácilmente implementada, de esta manera se evita el uso de disolventes orgánicos que son potencialmente peligrosos (Deli *et al.*, 2011). Si bien ya se ha extraído aceite de semillas de aguaymanto empleando una prensa de tornillo (Chasquibol y Yácono, 2015), no se ha evaluado ningún factor que pueda afectar el proceso de extracción y; por lo tanto, su rendimiento y su calidad. Así mismo, de acuerdo a la búsqueda de literatura realizada, tampoco existen estudios sobre la vida en anaquel del aceite de semillas de aguaymanto, ni bajo condiciones de almacenamiento a tiempo real ni empleando métodos acelerados; por lo que esta investigación es el primer intento para predecir su vida en anaquel mediante el uso del Rancimat.

Las conclusiones y recomendaciones finales obtenidas en esta investigación podrían aportar datos importantes para dar origen a estudios de prefactibilidad que permitan la generación de nuevos proyectos o para que las mismas empresas procesadoras de este fruto evalúen la posibilidad de incorporar la tecnología necesaria para la utilización de las semillas dándole un valor agregado, diversificando de esta manera su producción y mejorando su competitividad; y mejorando también su imagen frente a los consumidores quienes cada vez están más preocupados por la protección del medio ambiente y valoran más a las empresas que dedican esfuerzos para evitar su contaminación.

Por todo lo mencionado anteriormente, esta investigación propone como alternativa de aprovechamiento de los residuos del procesamiento de aguaymanto: extraer el aceite de las semillas con prensa-expeller, caracterizarlo y predecir su vida en anaquel; teniendo como objetivos específicos: (1) Evaluar la influencia de la temperatura de prensado y de la humedad de las semillas en el rendimiento y la calidad fisicoquímica del aceite crudo, (2) Caracterizar fisicoquímicamente el aceite crudo y (3) Predecir la vida en anaquel (25 °C) del aceite crudo mediante la prueba Rancimat.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 AGUAYMANTO

2.1.1 ORIGEN

El aguaymanto fue descubierto por el científico sueco Carlos Linneo, quien viajaba por todo el mundo obsesionado en descubrir nuevas especies; al encontrar este fruto en el Perú en 1753, lo clasificó para la eternidad científica como *Physalis peruviana* L. (Véliz, 2012). El aguaymanto, bien conocido por los incas, es originario del Perú, aunque algunas evidencias indican que proviene del Brasil y posteriormente se aclimató en los altiplanos de Chile y Perú (CRFG, citado por Fischer *et al.*, 2014). En la época precolombina crecía de manera silvestre en la zona andina donde era un alimento tradicional.

Fue introducida por los españoles en Sudáfrica hace más de 200 años como fruto antiescorbuto. De allí, el aguaymanto ha sido distribuido a Kenia, Zimbabwe, Australia, Nueva Zelanda, Hawái y la India, donde se está cultivando comercialmente. Sin embargo, hoy se concentra en casi todos los altiplanos de los trópicos y en varias partes de los subtropicos, incluyendo Malasia, China y el Caribe, entre otros (Fischer, 2000).

El género *Physalis* proviene de la palabra griega “*physis*” que significa vejiga o ampolla (Fischer *et al.*, 2014). Pertenecce a la familia *Solanaceae* e incluye unas 100 especies herbáceas perennes y anuales cuyos frutos se forman y permanecen dentro del cáliz; casi todas en estado silvestre y muy pocas en estado semisilvestre, siendo la *Physalis peruviana* la más utilizada por su fruto azucarado. También, las frutas de las especies *Physalis angulata* y *Physalis mínima*, que crecen al Sureste de Asia como malezas, son comestibles; de igual manera los frutos de la *Physalis ixocarpa* y la *Physalis pruinosa* (Fischer, 2000).

En Ecuador se le conoce con el nombre de uvilla, tepareey makowi en la India, chuchuva en Venezuela, groselha do Perú en Portugal, uchuva en Colombia, *Fisalis* en Italia y cape gooseberry (por Ciudad del Cabo) en los países de lengua inglesa (Fischer *et al.*, 2014).

2.1.2 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

El aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) es una planta perteneciente a la familia de las solanáceas, su clasificación taxonómica completa se muestra en el Tabla 1.

Tabla 1: Clasificación taxonómica del aguaymanto

JERARQUÍA	DESCRIPCIÓN
Reino	Plantae
División	Magnoliophyta
Clase	Magnoliopsida
Subclase	Asteridae
Orden	Solanale
Familia	Solanaceae
Género	Physalis
Especie	Peruviana
Nombre científico	<i>Physalis peruviana</i>

FUENTE: USDA citado por Aristizábal (2013)

2.1.3 CÁLIZ

El cáliz, llamado también capacho, tiene una estructura similar a una vejiga con una longitud de 4 a 5 cm. Está formado por cinco sépalos persistentes, es veloso con venas salientes. Su función es proteger al fruto contra insectos, pájaros, patógenos y condiciones extremas; razón por la cual, lo mantiene envuelto completamente hasta su madurez. Inicialmente es de color verde, debido a la presencia de clorofila; sin embargo, a partir de los 40-45 días de su desarrollo va perdiendo color, volviéndose de color pergamino (Criollo y Upegui, 2005; Fischer *et al.*, 2014).

Durante la poscosecha del fruto, el cáliz cumple un papel muy importante, ya que retrasa la

producción de etileno y, en consecuencia, el proceso de maduración. Disminuye la pérdida de peso y firmeza, el cambio de color y la acumulación de sólidos solubles totales; de esta manera se garantiza la calidad del fruto hasta llegar al consumidor final (Balaguera-López *et al.*, 2014).

2.1.4 FRUTO

Las bayas maduras exhiben una coloración que va de amarillo a anaranjado. Tienen 1-2 cm de longitud y 1-1.5 cm de ancho (diámetro) y pesan 4 - 10 g. Los frutos contienen 100 a 200 semillas amarillas, de 1.25 - 2.5 mm de diámetro (Dostert *et al.*, 2012).

La estructura interior del fruto parece ser de un tomate en miniatura; sin embargo, la pulpa está formada por tejido procedente tanto del pericarpio como de la placenta, contrariamente a lo que ocurre con el tomate, donde la pulpa procede mayormente de la placenta. El parénquima del fruto no es compacto y presenta numerosas lagunas (vacíos) de más de 4 mm de longitud, cuyo número y tamaño aumenta cuando el fruto madura (Fischer, 2000)

El fruto se desarrolla durante unos 60 a 80 días, según las condiciones agroecológicas del sitio. Aumenta en tamaño y peso rápidamente durante los primeros 10 días, de la misma manera que el cáliz, el cual tiene al final el doble del tamaño del fruto. Mientras el fruto aumenta su tamaño hasta el día 60 de su desarrollo constantemente, el cáliz termina su expansión después de 20 a 25 días y siempre es más largo que ancho; el fruto tiende a crecer más en longitud entre el día 10 y 25, contrario a lo que sucede durante su madurez, cuando crece más en diámetro (Fischer, 2000).

El fruto tiene extraordinarias propiedades nutricionales y medicinales y su exquisito sabor y aroma atraen a los consumidores favoreciendo la conquista de nuevos mercados, especialmente su alto contenido de provitamina A (1.000-5.000 U.I., principalmente beta-caroteno) y ácido ascórbico (11-42 mg/100 g peso fresco), y algunas vitaminas del complejo B (tiamina, niacina y vitamina B12); además se destaca por sus altos contenidos de proteína cruda (2.2 g), fósforo (39 mg) y hierro (1.1 mg), pero con un bajo nivel de calcio (14 mg/100 g de fruto fresco). Además, el fruto se destaca por su alto contenido de antioxidantes, ácidos grasos poliinsaturados y fitoesteroles (Fischer *et al.*, 2014). No se recomienda el consumo

de frutos verdes e inmaduros por su contenido de glucósidos tóxicos (National Research Council, citado por Fischer, 2000).

2.1.5 SEMILLAS

Las semillas de aguaymanto son pequeñas, de forma lenticular y están desprovistas de hilos placentarios (Fischer, 2000). Miden de 1.5 - 3.0 mm de largo y 1.0 mm de ancho. El número es variable en cada fruto y entre ecotipos que van de 150 a 320 semillas por baya (Araujo, citado por Véliz, 2012). El peso promedio de 1000 semillas es de 1 g (Almanza, 2000). La semilla representa en promedio el 5.4 % del peso total del fruto de aguaymanto (Villamizar *et al.*, citados por Criollo y Upegui, 2005; Peña *et al.*, 2010).

Las semillas de uchuva pasan de un color blanquecino a pardo claro cuando están aptas para germinar y el fruto alcanza su madurez fisiológica (Almanza y Espinosa, citados por Peña *et al.*, 2010). Pueden conservar su capacidad de germinación por varios años (2 a 3 años). En semillas frescas se obtiene un porcentaje de germinación mayor al 90 % (Araujo, citado por Véliz, 2012).

Las hormonas sintetizadas en las semillas juegan un papel importante en el crecimiento del fruto, debido a que la actividad hormonal influye la extracción de la información genética, la actividad enzimática y la funcionalidad de las membranas. La mayor parte de las hormonas producidas en el fruto, con algunas excepciones, se sintetizan en las semillas y ejercen su acción a través de su desarrollo (Agustí, citado por Peña *et al.*, 2010).

2.2 ACEITE DE AGUAYMANTO

El contenido de aceite en los frutos de aguaymanto es de 2 %, de los cuales 0.2 % corresponde a la pulpa y piel, y 1.8 % corresponde a las semillas (Ramadan y Mörsel, 2003). Por lo tanto, el aceite de las semillas representa el 90 % del contenido total de aceite, mientras que el aceite de la pulpa y piel solo el 10 % (Ramadan, 2011).

El aceite crudo de semillas de aguaymanto está compuesto principalmente por dienos (ácidos grasos con dos insaturaciones), los cuales representan entre el 65 - 77 % del total de aceite. Muy por debajo, los ácidos grasos monoinsaturados son los segundos de mayor importancia con una participación del 12 - 21 %; seguidos por los ácidos grasos saturados con 11 %

aproximadamente. La presencia de trienos es insignificante, alcanzando hasta un máximo de 2.3 %. A diferencia de lo mencionado anteriormente, en el aceite proveniente de la pulpa, los ácidos grasos monoinsaturados son los ácidos predominantes, mientras que los ácidos saturados, dienos y trienos totales se encuentran en proporciones significativamente iguales, alrededor del 22 % (Tabla 2).

Tabla 2: Tipos de ácidos grasos (%) en el aceite de aguaymanto

Parte del fruto		Ácidos grasos			
		Saturados	Monoenos	Dienos	Trienos
Fruto entero	[1]	18.4	28.7	51.5	1.4
	[2]	13.1	14.2	70.5	21.2
Pulpa	[3]	22.7	31.9	22.7	21.7
Pulpa y piel	[2]	16.3	27.3	44.4	11.7
Semilla	[1]	11.3	21.3	65.1	2.3
	[2]	11.3	12.2	76.1	0.33
	[4]	10.5	12.5	76.7	0.3
Bagazo	[5]	11.4	11.0	77.1	0.06
	[6]	10.9	11.3	77.8	nd ^a

^a nd: No detectado

FUENTE: [1] Aslanov *et al.* (1995); [2] Ramadan y Mörsel (2003); [3] Ramadan y Moersel (2007); [4] Chasquibol y Yácono (2015); [5] Ramadan *et al.* (2008); [6] Mokhtar *et al.* (2018)

Los lípidos neutros son las formas predominantes de lípidos en el aceite de aguaymanto; entre ellos, los triglicéridos son los más abundantes (Ramadan y Mörsel, 2003), encontrándose en una mayor proporción en el aceite de las semillas (84 %) y en menor proporción en el aceite de la pulpa y piel (60 %). Debido a esto las semillas de aguaymanto presentan el menor contenido de lípidos polares (Tabla 3).

Tabla 3: Tipos de lípidos (%) en el aceite de aguaymanto

Parte del fruto	Lípido					
	MAG ^a	DAG ^b	TAG ^c	EST ^d	AGL ^e	LP ^f
Fruto entero	1.23	1.65	78.2	0.49	3.13	4.15
Pulpa y piel	2.76	2.46	60.3	0.65	5.16	7.34
Semilla	1.04	1.36	84	0.34	2.12	2.99

^aMonoacilglicéridos, ^bDiacilglicéridos, ^cTriacilglicéridos, ^dEsteroles, ^eÁcidos grasos libres, ^fLípidos polares

FUENTE: Ramadan y Mörsel (2003)

En el fruto entero de aguaymanto se han identificado 15 ácidos grasos, de los cuales, solamente 10 se encuentran en las semillas (Ramadan y Mörsel, 2003), sin embargo, otros autores han identificado 14 ácidos grasos en el aceite de las semillas de aguaymanto (Chasquibol y Yácono, 2015) (Tabla 4).

El ácido graso predominante, tanto del aceite del fruto entero como de las semillas, es el ácido linoleico, seguido del ácido oleico; y este, a su vez, de los ácidos saturados palmítico y esteárico. El ácido linoleico también es el ácido predominante junto con el ácido oleico en el aceite de pulpa, aunque se encuentra en cantidades muchos menores. Después le siguen el ácido graso saturado palmítico y el gamma-linoleico. El ácido linoleico es considerado un ácido graso esencial muy importante para prevenir enfermedades cardiovasculares, arterioesclerosis e hipertensión. Los ácidos grasos poliinsaturados también son importantes en el mantenimiento de la membrana celular, en la producción de prostaglandinas, entre otros. Por lo que el consumo de estos aceites es importante porque también sirven como medio de transporte de las vitaminas liposolubles (A, D, E y K) y porque regulan el metabolismo del colesterol (Puente *et al.*, 2011).

Otros compuestos importantes presentes en el aceite de aguaymanto son los tocoferoles y los esteroides (Tabla 5). En cuanto a los tocoferoles se han identificado cuatro tipos (α , β , γ y δ). Los tocoferoles β y γ son los más abundantes en el aceite de las semillas de aguaymanto y del fruto entero (Ramadan y Mörsel, 2003), mientras que los tocoferoles α y γ son los más abundantes en el aceite de la pulpa (Ramadan *et al.*, 2013) y en el aceite de pulpa y piel (Ramadan y Mörsel, 2003). Los tocoferoles son nutrientes esenciales; no son metabolizados por el cuerpo humano y por consiguiente deben ser incluidos en la dieta (Chasquibol y Yácono, 2015). El α -tocoferol es un antioxidante natural que puede eliminar especies reactivas del oxígeno. Se encuentra dentro de la bicapa de fosfolípidos de las membranas celulares para proteger contra la peroxidación de lípidos. El β -tocoferol está entre 25 y 50 % de la actividad antioxidante del α -tocoferol y γ -tocoferol entre el 10 y el 35 % (Puente *et al.*, 2011). Se han realizado muchos estudios para demostrar la importancia del α -tocoferol en la protección de aceites de la peroxidación lipídica, en el daño del ADN, en la disfunción mitocondrial y en la disminución de la memoria y el aprendizaje.

Tabla 4: Composición de ácidos grasos (%) en el aceite de aguaymanto

Ácidos grasos	Partes del fruto										
	Fruto entero			Pulpa	Pulpa y Piel	Semilla				Bagazo	
	[1]	[2]	[3]	[4]	[2]	[1]	[2]	[5]	[6]	[7]	[8]
C12:0	-	0.49	-	0.25	0.91	-	0.35	-	-	-	-
C14:0	-	1.00	-	1.09	0.50	-	1.00	1.4	Tr	-	-
C16:0	15.7	8.62	9.38	19.3	9.58	8.2	7.29	8.6	6.5	7.95	7.39
C16:1 (ω -7)	14.4	0.63	0.71	7.52	1.06	1.1	0.52	-	0.5	0.62	-
C17:0	-	-	-	-	-	-	-	-	0.1	-	-
C17:1	-	-	-	-	-	-	-	-	Tr	-	-
C18:0	1.6	2.57	2.67	1.87	2.92	3.1	2.51	5.5	3.1	2.61	3.51
C18:1 (ω -9)	14.3	13.0	10.03	22.2	20.1	20.2	11.7	12.8	11.3	10.3	11.3
C18:1 (ω -7)	-	-	-	-	-	-	-	-	0.6	-	-
C18:2 (ω -6)	51.5	70.5	72.4	22.7	44.4	65.1	76.1	66.4	76.7	77.1	77.8
C18:3 (ω -3)	-	0.11	0.32	0.63	1.09	-	0.02	-	0.3	0.06	-
C18:3 (ω -6)	1.4	1.79	-	18.8	8.66	2.3	0.31	-	-	-	-
C20:0	1.1	0.28	1.36	0.21	0.40	Tr ^a	0.2	2.9	0.4	-	-
C20:1 (ω -9)	-	0.01	-	0.15	0.22	-	nd ^b	-	0.1	-	-
C20:3 (ω -6)	-	0.22	-	2.31	1.95	-	nd	-	-	-	-
C22:0	-	-	0.26	-	-	-	-	2.4	0.2	-	-
C22:1 (ω -9)	-	0.26	-	0.91	2.70	-	nd	-	-	0.16	1.16
C24:0	-	0.22	0.24	0.65	1.85	-	nd	-	0.2	-	-
C24:1 (ω -9)	-	0.30	-	1.12	3.66	-	nd	-	-	-	-

^aTr: Trazas, ^bnd: no detectado

FUENTE: [1] Aslanov *et al.* (1995); [2] Ramadan y Mörsel (2003); [3] Rodrigues *et al.* (2009); [4] Ramadan y Moersel (2007); [5] Badami y Patil (1975); [6] Chasquibol y Yácono (2015); [7] Ramadan *et al.* (2008); [8] Mokhtar *et al.* (2018)

El aceite de la pulpa y el aceite de la pulpa y piel poseen cantidades similares de fitoesteroles, siendo éstas mucho mayores a la cantidad presente en el aceite de la semilla. Los principales fitoesteroles identificados son el δ -5-avenasterol y campesterol, tanto en el aceite de la pulpa (Ramadan *et al.*, 2013) como en el aceite de pulpa y piel (Radaman y Mörsel, 2003). En el aceite de las semillas los fitoesteroles campesterol, β -sitosterol y δ -5-avenasterol son los componentes mayoritarios (Ramadan y Mörsel, 2003), mientras que otros autores han identificado como mayoritarios a δ -5-avenasterol, β -sitosterol, estigmasterol y campesterol (Chasquibol y Yácono, 2015). Los fitoesteroles son de gran interés debido a su capacidad antioxidante e impacto en la salud (Ramadan y Mörsel, 2003). La importancia del consumo de alimentos con alto contenido de esteroides está basada en evidencias científicas respecto al efecto hipocolesterolémico, por lo que el consumo de esta fruta podría reducir los niveles de colesterol y prevenir enfermedades cardiovasculares, entre otros (Chasquibol y Yácono, 2015).

Tabla 5: Composición de tocoferoles y esteroides (g / kg total de aceite) en el aceite de aguaymanto

Compuesto	Fruto entero [1]	Pulpa [2]	Pulpa y piel [1]	Semilla [1]	Bagazo [3]
Tocoferoles					
α -Tocoferol	2.38	28.3	22.5	0.88	0.34
β -Tocoferol	11.7	15.2	13.1	11.3	2.10
γ -Tocoferol	10.4	45.5	50.4	9.08	1.08
δ -Tocoferol	8.22	1.5	0.3	8.44	0.85
Total	32.7	90.5	86.3	29.7	4.37
Esteroides					
Campesterol	6.7	12.2	11.5	6.48	4.7
β -sitosterol	5.73	5.23	4.99	5.71	1.04
δ -5-avenasterol	4.70	12.5	11.8	4.57	2.63
Lanosterol	2.51	6.55	7.44	2.27	1.60
Stigmasterol	1.69	6.23	6.17	1.32	0.28
δ -7-avenasterol	1.21	3.71	2.68	1.11	0.56
Ergosterol	1.16	9.23	8.62	1.04	0.15
Total	23.7	55.6	53.2	22.5	10.96

FUENTE: [1] Ramadan y Mörsel (2003); [2] Ramadan y Moersel (2007); [3] Ramadan *et al.* (2008)

2.3 EXTRACCIÓN DE ACEITE

A menudo se usan dos términos generales "expresión" y "extracción" cuando se discute sobre la separación de aceites vegetales. La expresión es el proceso de extraer líquidos de sólidos que contienen líquidos. La extracción es el proceso de separar un líquido de un sistema líquido-sólido con el uso de un solvente. Ha habido cierta confusión en la literatura entre las operaciones de "expresión" y "extracción". La última palabra se ha utilizado para designar cualquier operación. Esta tendencia ha sido tan extensa que la distinción entre los dos términos parece estar desapareciendo de la literatura. Tanto es así, que el término "extracción" se usa así para la expresión mecánica del aceite (Ionescu *et al.*, 2014).

En la actualidad, en todo el mundo existen 3 métodos básicos para obtener aceite vegetal: extracción química (con disolvente o enzimas), extracción de fluido supercrítico y extracción mecánica (expresión). La extracción mecánica y la extracción con disolventes son los métodos más utilizados para la extracción comercial de aceite (Ionescu *et al.*, 2014).

En las semillas oleaginosas el aceite se encuentra contenido en vacuolas intracelulares cuyas paredes están formadas por polisacáridos del tipo celulósico. En el tejido celular también se encuentra presente la pectina, responsable de la coherencia e integridad de la estructura, además de otras proteínas, siendo la presencia de estas sustancias variable al depender del tipo de planta de que se trate (Alba, 2015).

La diversidad de características de los distintos productos grasos da lugar también a distintos procedimientos de extracción, tales como el prensado y la extracción con disolventes. Sin embargo, todos esos procedimientos tienden a los mismos fines, que son: primero, obtener el aceite sin alteraciones y desprovisto de impurezas; segundo, máximo rendimiento, de acuerdo a la economía del proceso; y tercero, conseguir un residuo o torta de máxima calidad (Bailey, 1984).

2.3.1 EXTRACCIÓN MECÁNICA (PRENSADO)

La operación de prensado se puede realizar usando prensas hidráulicas, que son accionadas por presión de fluido o prensas de tornillo, donde la fuerza de prensado es creada por un cuerpo helicoidal (tornillo sin fin) que gira en un espacio cerrado (cámara de prensas). Las

prensas hidráulicas fueron reemplazadas por prensas de tornillo continuas y plantas de extracción continua de solventes, que requieren menos laboratorio. La industria del aceite de oliva todavía utiliza prensa hidráulica en el presente (Ionescu *et al.*, 2014).

El principio de la extracción mecánica o por prensado se basa en que cada partícula retiene el aceite en su interior y el objetivo del prensado es lograr que el mismo salga del sistema hacia el exterior. La aplicación de fuerza externa durante el prensado, produce una serie de alteraciones (deformaciones) tanto a nivel microscópico (células) como macroscópico. Se comprime cada partícula y se reacomodan en el conjunto. Las paredes celulares se destruyen permitiendo que el aceite exude por efecto de la presión y fluya hacia el exterior (Martínez y Maestri, 2015).

La extracción por prensado puede ser en frío o en caliente. El calentamiento de las semillas se realiza con el objeto de tornar las membranas celulares más permeables al paso de las grasas (Brossard-González *et al.*, 2010).

El rendimiento en la obtención de aceite, por prensado mecánico, depende de una serie de factores relacionados con la afinidad del aceite por los sólidos de las semillas. Entre estos factores se encuentra el grado de humedad, método de cocción y composición química de la semilla; las semillas alteradas retienen, generalmente más aceite que las sanas. Para una carga determinada y lista para el prensado, el rendimiento en aceite depende de la velocidad a la que se aplica la presión, el máximo de esta alcanzado, tiempo de drenaje del aceite a la presión total y temperatura o viscosidad del aceite (Bailey, 1984). Existen otros factores relacionados que afectan de manera directa el porcentaje de extracción de aceite, como los parámetros de operación, el diseño del equipo, y los pretratamientos que se le efectúan a las semillas (Beerens y Van Eijck, 2010).

A pesar que los rendimientos en aceites obtenidos mediante esta tecnología son menores que en la extracción por disolvente, resulta apropiado para materiales con alto contenido de aceite, requiere instalaciones menos costosas e implica operaciones más seguras y de menor riesgo para el ambiente (Martínez y Maestri, 2015).

2.3.2 PRENSADO CONTINUO

La primera prensa de tornillo continua se llamó “expeller” y fue producida por V.D. Anderson en 1902 en Estados Unidos (Savoire *et al.*, 2012; Ionescu *et al.*, 2014; Türkay y Şahil-Yeşilcubuk, 2017). La prensa de tornillo fue un cambio radical y un avance tecnológico significativo sobre las prensas hidráulicas que se usaban en ese momento (Kemper, 2005).

Existen diferentes fabricantes de prensas de aceite en el mercado y el diseño y la funcionalidad varían de un fabricante a otro, pero, en general, el principio es casi el mismo para todas las prensas (Matthäus, 2012). Básicamente, consisten en un tornillo sin fin dispuesto horizontalmente que gira dentro de un barril con ranuras a lo largo de su longitud por donde se drena el aceite.

Dependiendo del diseño del tornillo se pueden distinguir dos tipos de prensas. Aquellas que tienen tornillos con vuelo constante y diámetro constante (utilizados principalmente en pequeñas granjas) (Figura 1a), y otras que tienen un vuelo variable y diámetro variable (a menudo utilizados en almazaras industriales) (Figura 1b). Estas prensas pueden equiparse con un sistema de calefacción para realizar un prensado en frío o en caliente (Savoire *et al.*, 2012). Asimismo, dependiendo de las necesidades del material de semilla, es posible variar la pendiente del tornillo, lo que resulta en una variación del aumento de presión dentro de la prensa de tornillo (Matthäus, 2012).

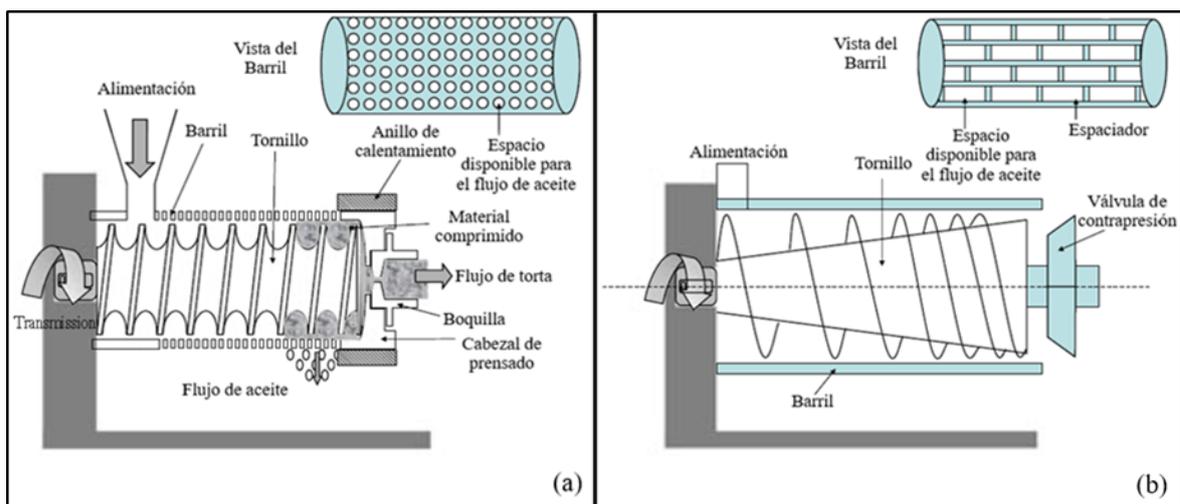


Figura 1: Tipos de prensa de tornillo según el diseño del tornillo. (a) De vuelo constante y diámetro constante y (b) de vuelo variable y diámetro variable.

FUENTE: Adaptado de Savoire *et al.* (2012)

La diferencia entre prensas de tornillo se produce también en el tipo de salida de aceite. A su vez, esta diferencia tiene un efecto en el tipo de tornillo y la salida de la torta de prensado del expeller (Jariéné *et al.*, 2008).

La salida se puede construir como un colador, lo que significa que el cilindro de la prensa se crea mediante barras de metal que se encuentran cerca una de la otra. Los espacios entre las barras forman la salida de aceite, que puede variar según el tipo de semilla oleaginosa (Jariéné *et al.*, 2008). Las barras están regularmente espaciadas (este espacio puede variar de 0.5 a 0.1 mm). Si el espacio entre las barras es demasiado pequeño o la compactación de la torta de la prensa es demasiado alta, el aceite sube a lo largo del tornillo hacia la alimentación. Esto provoca un fenómeno de lubricación que reduce la fricción entre la torta y las barras y, por lo tanto, disminuye la efectividad de la prensa (Savoire *et al.*, 2012). Al cambiar el espacio entre las barras, es posible cambiar y ajustar la presión dentro del barril (Matthäus, 2012). En este tipo de prensa el diámetro del tornillo aumenta a lo largo del cilindro para obtener un aumento de la compresión de la semilla. Durante el flujo de la semilla a través de la prensa, el aceite se drena a través del colador. La torta sale del estrangulador formada como platos planos. El tamaño del estrangulador se puede ajustar para presionar la semilla con más fuerza (Jariéné *et al.*, 2008).

La salida de aceite del otro tipo de prensas de aceite consiste en agujeros perforados en una parte especial del tubo del cilindro. La semilla obtiene una compresión creciente en la dirección del cabezal de la prensa. El aceite se extrae de las semillas cerca de los agujeros de salida y se drena hacia ellas. La torta de prensa se expulsa en forma de pelets a través de una boquilla intercambiable en el extremo del cilindro (Jariéné *et al.*, 2008)

Antes del proceso de prensado, los materiales de semillas oleaginosas se someten a diversos pretratamientos, como limpieza, acondicionamiento, calentamiento, descamación, descascarado, para mejorar la cantidad y la calidad del aceite obtenido de la materia prima. En el pasado se han realizado esfuerzos considerables para mejorar la eficiencia de extracción de aceite de las prensas de tornillo. La mayoría de ellos se han centrado en la optimización de las variables del proceso, como la presión aplicada, la temperatura de prensado y el acondicionamiento de la humedad de las muestras alimentadas (Ionescu *et al.*, 2014).

Los parámetros principales que juegan en el rendimiento de una prensa continua son la velocidad de rotación del tornillo, la contrapresión aplicada en el área de descarga y, por supuesto, para las prensas de tornillo modulares, la configuración del tornillo. La contrapresión se caracteriza con mayor frecuencia por el diámetro: la distancia entre la válvula de disco y el cilindro para prensas equipadas con una placa frontal (tipo *Mecanique Moderne*) o el diámetro del estrangulador para otros modelos (tipo *Komet*) (Savoire *et al.*, 2012).

La principal ventaja de la prensa de tornillo es que permite la extracción continua de aceite y puede procesar grandes cantidades de materiales oleaginosos con un trabajo mínimo (Kemper, 2005; Ionescu *et al.*, 2014). También ofrece otras ventajas como el ahorro de mano de obra respecto de las prensas hidráulicas y eliminan por completo el uso de las telas filtrantes; se adaptan a una amplia gama de materiales y en la mayoría de los casos dan un rendimiento en aceite algo superior a las prensas hidráulicas. Su mayor inconveniente estriba en el gasto de energía, relativamente alto, y en consecuencia los costos de puesta en marcha y parada son elevados, factor que afecta los costos de producción de los aceites vegetales, a la vez que requieren una buena práctica de operación y conservación y no se adaptan bien a procesos intermitentes. En cuanto al aceite obtenido, éste presenta una mayor cantidad de sólidos que el procedente de prensa hidráulicas (Bailey, 1984).

2.4 ANÁLISIS FÍSICO-QUÍMICOS DE LOS ACEITES

2.4.1 HUMEDAD

El agua es solo muy ligeramente soluble en las grasas, y por lo tanto, su presencia, no es común excepto en pequeñas cantidades. Los productos desodorizados, tales como los aceites de mesa, de cocina y raramente las mantecas, contienen algo de humedad o solamente trazas. Frecuentemente se advierte su presencia en grasas crudas y no comestibles, aunque, por lo general, sin exceder del 1 o 2 %, y en ese caso como fase suspendida o depositada (Melenbacher, 1979).

La humedad de los frutos y semillas que se destinan a la extracción de aceites influye en gran medida sobre la calidad de estos últimos (Martínez y Maestri, 2015); un alto contenido de humedad de los granos provoca un aumento en la formación de ácidos grasos libres

(Beerens y Van Eijck, 2010). Es por ello que, en las instalaciones modernas, existen dispositivos para el secado que permiten lograr niveles de humedad muy bajos (Martínez y Maestri, 2015).

2.4.2 ÍNDICE DE ACIDEZ

El índice de acidez se define como el número de miligramos de hidróxido de potasio que se requieren para neutralizar los ácidos grasos libres contenidos en un gramo de aceite o grasa (Zamora y Hidalgo, 2004; Badui, 2006; O'Brien, 2009; Graciani *et al.*, 2012, Pike y O'Keefe, 2017). Es un indicador de la calidad y de la frescura del aceite, y es la mejor medida de la alteración por hidrólisis (lipólisis).

Todos los aceites y las grasas tienen ácidos grasos libres y algunos los tienen en grandes cantidades, como el aceite de arroz y el de palma. La presencia natural de acidez libre en las grasas, es decir de ácidos grasos no combinados, es el resultado de la hidrólisis de algunos triglicéridos (Melenbacher, 1979), causada por la actividad enzimática de las lipasas (McClements y Decker, 2017). En los granos crudos existe una fuerte actividad lipásica, cuya función biológica es aprovechar los lípidos para suministrar nutrientes y fortalecer la germinación (Badui, 2006).

Las causas más comunes de la acidez libre de un aceite o grasa pueden ser varias (Graciani *et al.*, 2012):

- En el momento de obtener una grasa cruda se interrumpe el mecanismo biosintético de formación de fosfolípidos y de triglicéridos y, por consiguiente, en el material oleoso hay una pequeña cantidad de ácidos grasos libres que todavía no han sido esterificados y que, al ser extraído el material oleoso correspondiente, queda como ácidos grasos libres en el aceite crudo. Su contribución a la acidez es muy pequeña.
- Durante el proceso de extracción del material oleoso se liberan una serie de enzimas lipolíticas nativas (presentes en las semillas) que actúan sobre los acilglicéridos del aceite, liberando ácidos grasos en mayor o menor cantidad.
- Las condiciones ambientales de humedad y temperatura pueden ser favorables para que

tenga lugar la hidrólisis de los triacilglicéridos durante su almacenamiento. Los aceites almacenados durante mucho tiempo tienen una acidez alta.

- Las condiciones ambientales en las que tiene lugar el almacenamiento pueden ser propicias para el desarrollo de distintos microorganismos cuyas lipasas actúan provocando el incremento de la acidez.

Los ácidos libres incrementan la velocidad de autooxidación a medida que aumenta su instauración y, por lo tanto, contribuyen a dar al aceite las características correspondientes a la rancidez (Graciani *et al.*, 2012).

2.4.3 ÍNDICE DE PERÓXIDO

Las reacciones de oxidación de los lípidos constituyen una de las causas de mayor importancia comercial por la pérdida que producen en grasas, aceites y alimentos que contienen lípidos. Los sustratos de estas reacciones son, fundamentalmente, los ácidos grasos insaturados que, cuando están libres, se oxidan por lo general más rápidamente que cuando son parte de moléculas de triglicéridos o fosfolípidos. Pero es sobre todo el grado de instauración el que influye en la velocidad de oxidación (Martínez y Maestri, 2015). A medida que aumenta la instauración la velocidad de oxidación es mayor.

Uno de los parámetros más antiguo y más comúnmente utilizado en la determinación del grado de oxidación de grasas y aceites; y, por ende, de su calidad, es el índice de peróxido (O'Brien, 2009; Talbot, 2011; Frankel, 2012). Este índice mide los productos primarios de la degradación oxidativa, esencialmente el nivel de hidroperóxidos (O'Brien, 2009; Talbot, 2011).

El método estándar para determinar el índice de peróxido se basa en el método descrito originalmente por Lea (1931) y Wheeler (1932) que utiliza la valoración yodométrica del yodo liberado con solución estándar de tiosulfato de sodio a un punto final de almidón después de la reacción de yoduro de potasio con el oxígeno ligado de los hidroperóxidos. La cantidad de yodo liberado es proporcional a la concentración de peróxidos en el aceite (Figura 2) (Matthäus, 2010).

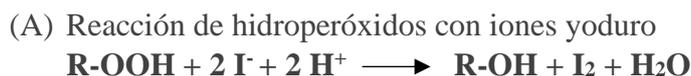


Figura 2: Mecanismo de determinación yodométrica del índice de peróxido

FUENTE: Adaptado de Pokorný (2005)

De acuerdo con este método, el índice del peróxido proporciona la concentración de peróxidos en mmol / kg de aceite, o mide la cantidad de oxígeno unido en las moléculas de ácidos grasos insaturados en meq O₂ / kg de aceite (Matthäus, 2010). El índice de peróxido expresado como meq O₂/kg es igual a dos veces el índice de peróxido expresado en mmol/kg (Frankel, 2012).

La tasa de formación de hidroperóxidos supera su velocidad de descomposición durante la etapa inicial de oxidación, y esto se revierte en etapas posteriores (Shahidi y Zhong, 2005), por lo tanto, el índice de peróxido, como indicador de calidad, solo se limita a las primeras etapas de oxidación. (Shahidi *et al.*, 2017).

Debido a que los hidroperóxidos son intermediarios inestables que se descomponen en reacciones de oxidación posteriores, no sería adecuado utilizar el índice de peróxido como único parámetro para evaluar la calidad de los aceites comestibles. Esto debido a que, en etapas avanzadas de oxidación, la velocidad de descomposición de los hidroperóxidos supera la velocidad de formación de nuevos hidroperóxidos; y en consecuencia puede dar lugar a niveles falsamente bajos de estos compuestos (Matthäus, 2010). Así, es posible tener un bajo índice de peróxido en un aceite oxidado o rancio (Talbot, 2011). Para evitar interpretar equivocadamente el índice de peróxido, es necesario conocer el historial del aceite (Matthäus, 2010; Talbot, 2011; Frankel, 2012).

Por otro lado, el índice del peróxido es un parámetro adecuado para medir el deterioro de la calidad a lo largo del tiempo (Matthäus, 2010). Se recomienda medir la tendencia del índice de peróxido en función del tiempo para así obtener una imagen completa del estado de oxidación de los lípidos (Schaich, 2016).

En general, el objetivo de la producción de aceites debe ser producir aceites con índices de peróxido tan bajos como sea posible, sin la formación de productos de reacción secundarios. Un índice de peróxido más alto al comienzo del período de almacenamiento tiene un efecto negativo en la estabilidad de almacenamiento del aceite (Matthäus, 2010).

2.4.4 ÍNDICE DE *p*-ANISIDINA

Los peróxidos ($R \pm OOH$) son productos de reacción primarios formados durante las etapas iniciales de oxidación. Se descomponen fácilmente en los productos secundarios, la mayoría de los cuales, especialmente los aldehídos, tienen fuertes sabores desagradables (Kong y Singh, 2011)

Es posible medir algunos de los productos de degradación secundarios mediante la absorción ultravioleta de dinitrofenilhidrazonas (reacción DNPH), por reacción con malonaldehído. (Número de TBA), o mediante el uso de anisidina (valor de anisidina). La determinación del valor de anisidina es el método más popular y se basa en un método desarrollado en 1957 por Holm *et al.* aplicando acetato de benzidina. Sin embargo, el acetato de benzidina fue criticado como agente reactivo debido a sus propiedades carcinogénicas, y fue reemplazado por anisidina algunos años después (Matthäus, 2010).

El índice de *p*-anisidina se define como 100 veces la absorbancia de una solución resultante de la reacción de 1 g de aceite en 100 ml de una mezcla de isooctano y *p*-anisidina (0.25 % en ácido acético glacial), medida a 350 nm en una celda de 10 mm en las condiciones descritas en el método (Matthäus, 2010, Talbot, 2011, Shahidi *et al.*, 2017)

Este método determina la cantidad de aldehídos presentes en grasas animales y aceites vegetales (Shahidi, 2005; Shahidi *et al.*, 2017). Se basa en el hecho de que, en presencia de ácido acético, la *p*-anisidina reacciona con los compuestos aldehídicos, formando productos amarillentos que se cuantifican espectrofotométricamente a 350 nm (Figura 3) (O'Brien, 2009; Shahidi *et al.*, 2017). La intensidad del color depende no solo de la cantidad de compuestos aldehídicos presentes, sino también de su estructura (Shahidi, 2005; O'Brien, 2009).

La sensibilidad del método no es la misma para todos los tipos de aldehídos debido a que su

respuesta a la absorción ultravioleta es diferente (Matthäus, 2010), siendo menos sensible a los aldehídos saturados que a los aldehídos insaturados porque los productos coloreados de estos últimos absorben más fuertemente en esta longitud de onda (Gordon, 2004; Shahidi y Zhong, 2005; Schaich, 2016; Shahidi *et al.*, 2017), por lo tanto, el valor de anisidina no proporciona la concentración real de los aldehídos (Pokorný *et al.*, 2005). La absorbancia molar aumenta en un factor de 4 a 5 si un doble enlace en la cadena de carbono se conjuga con el doble enlace carbonilo (O'Brien, 2009; Matthäus, 2010). Los productos de reacción de anisidina con 2-alquenes y 2,4-dienales demuestran una mayor absorción que los compuestos comparables con aldehídos saturados (Matthäus, 2010), es por ello que son estos los compuestos que principalmente se miden en esta prueba (Schaich, 2016).

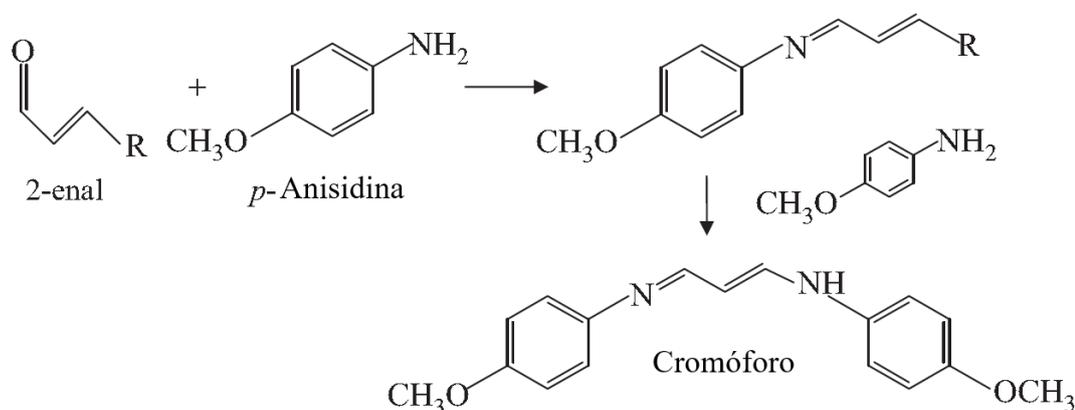


Figura 3: Reacción de los compuestos aldehídicos con el reactivo *p*-Anisidina

FUENTE: Adaptado de Schaich (2016)

La anisidina también reacciona lentamente con hidroperóxidos (Pokorný *et al.*, 2005; Schaich, 2016), por lo que no distingue claramente los productos primarios de los secundarios y no debe utilizarse para analizar aceites con índice de peróxido > 5 (aunque esta parece ser una práctica común) (Schaich, 2016).

Teniendo en cuenta la reacción de autooxidación como un todo será obvio que en las primeras etapas de la autooxidación el índice de peróxido aumentará, pero, a medida que los peróxidos se degradan en aldehídos y cetonas, el índice de anisidina aumentará y, eventualmente, el índice de peróxido comenzará a disminuir. Es por eso que es tan importante saber algo sobre la historia del aceite antes de sacar conclusiones basadas solamente en índice de peróxido (Talbot, 2011).

2.4.5 ABSORCIÓN EN EL UV

La oxidación de los ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs) como los ácidos linoleico y linolénico produce, además de la formación de hidroperóxidos, la generación de dienos conjugados como resultado de un reordenamiento de los enlaces dobles del sistema cis-cis-1,4-pentadieno (Gordon, 2004; Shahidi y Zhong, 2005; Hu y Jacobsen, 2016). Estos compuestos tienen un máximo de absorción a 230-235 nm en la región ultravioleta, característica que fue descubierta en el año 1993; sin embargo, no fue sino hasta la década de 1960 en que el monitoreo de la conjugación de dienos surgió como una técnica para el estudio de la oxidación de lípidos (Shahidi y Zhong, 2005). De forma similar los trienos conjugados absorben a 268 nm.

El método UV se basa en mediciones de extinción o densidad óptica en las regiones de 232 nm y 270 nm en las que se sabe que los sistemas conjugados con dieno y trieno absorben la radiación UV. Debido a la gran cantidad de componentes de aceite absorbente de peso molecular desconocido, se acostumbra expresar la absorción espectral, E como extinción, uno %, un centímetro como (Bianchi, 2002):

$$K = E_{1\text{ cm}}^{1\%} = \frac{A}{cl}$$

Donde c es la concentración de aceite en g por 100 ml de solvente y l es en cm. En esta fórmula K, que reemplaza a E (extinción), deriva de la palabra alemana Konjugation.

Este método mide productos de oxidación primaria; por lo tanto, solo es útil para monitorear las primeras etapas de la oxidación de lípidos. Junto con la formación de peróxidos, se forman dienos conjugados que contienen dobles enlaces conjugados (C = C - C = C) en base a los dobles enlaces no conjugados (C = C - C - C = C) que están presentes en el insaturado natural. Los dienos conjugados se descomponen en productos secundarios en las últimas etapas de la oxidación de los lípidos, lo que lleva a una disminución de la absorbancia (Bianchi, 2002).

En comparación con el índice de peróxido, este método presenta algunas ventajas: es más simple, más rápido, no depende de reacciones químicas o de desarrollo de color y requiere de muestras más pequeñas (Shahidi y Zhong, 2005; Shahidi *et al.*, 2017). Sin embargo, la

presencia de compuestos que absorben en la misma región puede interferir con la determinación, tales como los carotenoides (Shahidi y Zhong, 2005; Lalas, 2009) y algunos productos de oxidación secundaria como el ácido 9 hidroxi octadeca-10,12-dienoico y el ácido 13-hidroxi octadeca-9,11-dienoico (Gordon, 2004); que tienen una estructura conjugada y contribuirán a la absorbancia, dando valores más altos. Esto hace que este método sea menos específico que la medición del índice de peróxido (Gordon, 2004; Lalas, 2009; Kong y Singh, 2011).

El valor del dieno conjugado se puede usar como método comparativo solo cuando los aceites tienen la misma composición inicial de ácidos grasos, ya que cuanto mayor sea la cantidad de polienos en un aceite, mayor será el aumento potencial del valor del dieno conjugado. Como resultado, este método debe usarse como una medida relativa de la oxidación en un aceite solo si se conoce la composición de ácidos grasos (Hammond, 2005)

2.4.6 ÍNDICE DE REFRACCIÓN

El índice de refracción de un aceite se define como la relación de la velocidad de la luz en el aire (técnicamente, un vacío) a la velocidad de la luz en el aceite. Cuando un rayo de luz brilla oblicuamente en una interfaz que separa dos materiales, como el aire y el aceite, el rayo de luz se refracta de la manera definida por la ley de Snell, como se muestra en la ecuación (Pike y O'Keefe, 2017):

$$\theta_1 n_1 = \theta_2 n_2$$

Donde: θ_1 = ángulo de la luz incidente, n_1 = índice de refracción del material 1, θ_2 = ángulo de la luz refractada, n_2 = índice de refracción del material 2.

El índice de refracción es un valor básico que se relaciona con el peso molecular, el ácido graso, la longitud de la cadena, el grado de insaturación y el grado de conjugación (Shahidi, 2005; O'Brien, 2009). Aumenta con la longitud de las cadenas de carbono y con el número de enlaces dobles presentes en los ácidos grasos (O'Brien, 2009). La presencia de enlaces dobles conjugados produce una marcada exaltación del índice de refracción. El mismo efecto, pero en un grado menos pronunciado, es producido por la presencia del grupo -OH, como en el caso del ácido ricinoleico (Bailey, 1984).

El índice de refracción varía con la longitud de onda de la luz empleada y con la temperatura a la que se realizan las mediciones, en general, disminuye cuando aumenta la temperatura y cuando aumenta la longitud de onda. Es por ello que, para la uniformidad de los resultados, ambos factores deben normalizarse. Es así que el índice de refracción de la mayor parte de los aceites se determina a 20°C empleándose como foco de luz monocromática la línea D del sodio (5893 Å) (Mehlenbecher, 1979).

El índice de refracción se usa como un control rápido para la determinación del punto final del producto para las reacciones de hidrogenación. Una fuente de error en el cálculo del valor de yodo para las bases hidrogenadas es que los ácidos grasos trans formados durante la hidrogenación afectan el índice de refracción, pero no el valor de yodo (O'Brien, 2009)

2.4.7 ÍNDICE DE YODO

El índice de yodo se define como el número de gramos de yodo absorbido por 100 gramos de grasa o aceite. Es una medida del grado de insaturación de aceites y grasas (Shahidi, 2005; Badui, 2006; O'Brien, 2009; Pike y O'Keefe, 2017); cuanto mayor es la cantidad de insaturación, más yodo se absorbe y mayor es el índice de yodo (Pike y O'Keefe, 2017). No define los ácidos grasos específicos (O'Brien, 2009), por lo que no ofrece información acerca de la distribución y localización de los enlaces dobles (Badui, 2006).

Un bajo índice de yodo implica la presencia de pocos enlaces insaturados y, por lo tanto, una baja susceptibilidad a la ranciedad oxidativa. Por lo tanto, cuanto menor es el índice de yodo, menor es el grado de insaturación y, por lo tanto, menor es la tendencia del aceite a sufrir ranciedad oxidativa (Orhevba *et al.*, 2013). El índice de yodo oscila entre 0 (ácidos grasos saturados) a 350 (Guarnizo y Martínez, 2009).

El valor de yodo es una herramienta útil para el control de procesos y la especificación de productos (O'Brien, 2009). Se usa para caracterizar aceites, para seguir el proceso de hidrogenación en el refinado y como una indicación de oxidación de lípidos, ya que hay una disminución de la insaturación durante la oxidación (Pike y O'Keefe, 2017).

El procedimiento general implica la adición de un exceso de halógeno a una muestra de triacilglicerol, exactamente pesada y disuelta en disolvente orgánico (cloroformo o

tetracloruro de carbono), la posterior reacción de reducción del exceso de halógeno con yoduro de potasio y, por último, la valoración con una disolución de tiosulfato de sodio, empleando una disolución de almidón como indicador (Figura 4). De los muchos procedimientos que se han propuesto para la determinación del índice de yodo, los mejor conocidos son los métodos de Wijs y de Hanus (Herrera *et al.*, 2003). El yodo por sí mismo no reacciona con los enlaces dobles, es por ello que en su lugar se utilizan halogenados mixtos como yoduro de cloro (reactivo de Wijs) o yoduro de bromo (reactivo de Hanus). La reacción se conduce en la oscuridad para evitar la producción de radicales libres inducidos por la luz lo que provocaría un gasto aparente mayor de halógeno, falseando los resultados (Guarnizo y Martínez, 2009).

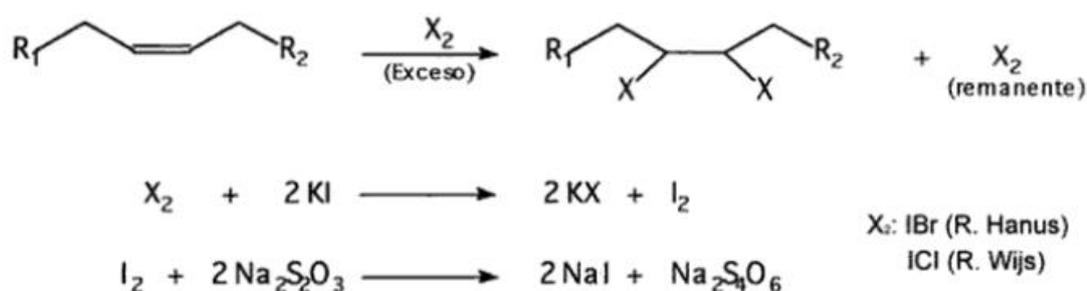


Figura 4: Reacciones involucradas en la determinación del índice de yodo

FUENTE: Herrera *et al.* (2003)

2.4.8 ÍNDICE DE SAPONIFICACIÓN

El índice de saponificación se define como la cantidad de álcali necesaria para saponificar una cantidad dada de grasa o aceite. Se expresa como los miligramos de KOH necesarios para saponificar 1 g de la muestra (Herrera *et al.*, 2003; Pike y O'Keefe, 2017).

El índice de saponificación está relacionado de forma inversa con el peso molecular medio del aceite o de la grasa (Hernández *et al.*, 2003; Badui, 2006). Los ácidos grasos de bajo peso molecular (cadena corta a media) tienen más moléculas de glicéridos por gramo de grasa que los ácidos de alto peso molecular. Cada molécula de glicérido requiere tres moléculas de KOH para la saponificación, por lo tanto, cuanto más son las moléculas de glicérido, mayor es el valor de saponificación (Orhevba *et al.*, 2013). Los ácidos grasos de

cadena más corta dan valores de saponificación más altos que los ácidos grasos de cadena más larga (Shahidi, 2005; O'Brien, 2009).

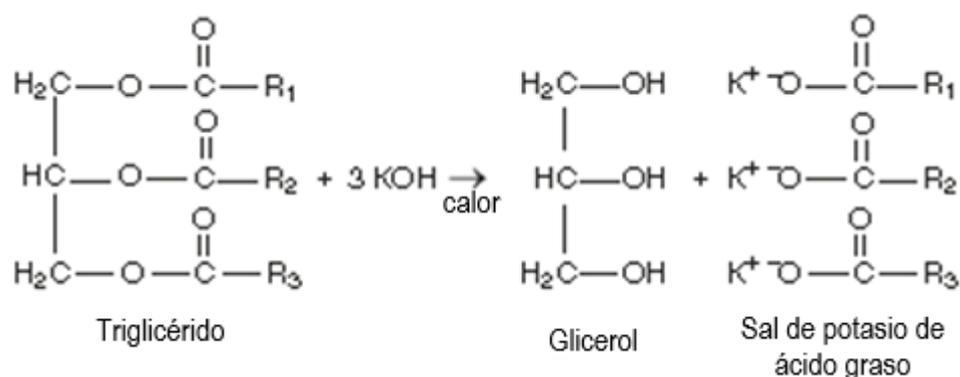


Figura 5: Reacción de saponificación de una grasa o aceite

FUENTE: Adaptado de Pike y O'Keefe (2017)

2.4.9 COLOR

El color juega un papel importante en las especificaciones de los aceites comerciales, incluso las expectativas pueden ser muy diferentes. Para los aceites de semillas en general, se desea un producto claro, casi incoloro, mientras que, para el olivo y otros aceites vegetales comunes, los matices más intensos son bien aceptados. El color está profundamente afectado por la fuente vegetal (por ejemplo, la madurez del fruto), así como por los procesos de extracción y regeneración, que pueden, en general, reducir las sustancias colorantes presentes originalmente (Piergiovanni y Limbo, 2010).

El color característico de la mayor parte de las grasas y los aceites es, predominantemente, una mezcla de amarillo y rojo, y se debe en primer lugar, a la presencia de pigmentos del tipo carotenoide. No obstante, son frecuentes otras tonalidades, verde y castaño. Este último color se atribuye a la descomposición de constituyentes no grasos, particularmente proteínas. El color verde proviene de la clorofila o compuestos similares (Mehlenbacher, 1979).

Sin ninguna duda, el medio más racional de describir el color es según el clásico procedimiento de la C.I.E, en el que los índices de color se designan en términos de coordenadas de rojo, azul y verde del triángulo de colores. (Mehlenbacher, 1979).

2.5 VIDA EN ANAQUEL DE LOS ALIMENTOS

Debido a la naturaleza de los alimentos como sistemas biológicos y físico-químicamente activos, su calidad es un estado dinámico continuo hacia menores niveles. Por lo tanto, para cada alimento existe un tiempo finito, después de su producción, durante el cual el producto mantendrá el nivel requerido de calidad y de seguridad, bajo determinadas condiciones de almacenamiento, este periodo se define como vida anaquel (Salinas-Hernández *et al.*, 2007).

El Instituto de Tecnólogos de Alimentos (IFT) ha definido el tiempo de vida en anaquel como “El período entre la fabricación y la venta al por menor de un producto alimenticio, durante el cual el producto es de calidad satisfactoria en términos de valor nutricional, sabor, textura, y apariencia” (Robertson, 2010, Nicoli, 2012). Una definición más completa fue dada por el Instituto de Ciencia y Tecnología de Alimentos (IFST), quienes definieron la vida en anaquel como “El período de tiempo durante el cual el producto alimenticio: i) permanecerá seguro; ii) conservará sus características sensoriales, químicas, físicas, microbiológicas y funcionales deseadas; iii) cuando sea apropiado, cumplirá con cualquier declaración de etiqueta de datos nutricionales, cuando se almacene en las condiciones recomendadas” (Nicoli, 2012). Por su parte, Hough y Witting (2005) indicaron que la vida útil de un alimento representa aquel período de tiempo durante el cual el alimento se conserva apto para el consumo desde el punto de vista sanitario, manteniendo las características sensoriales, funcionales y nutricionales por encima de los límites de calidad previamente establecidos como aceptables.

Cualquier producto alimenticio está condenado a fallar después de una cierta cantidad de tiempo de almacenamiento por una variedad de razones. Esto implica que para cualquier tipo de producto debe haber un nivel de calidad definido, el cual discrimina productos que sean aún aceptables para el consumo de aquellos que ya no lo son. Este nivel de calidad se define generalmente como el límite de aceptabilidad, el tiempo necesario para alcanzar el nivel de calidad correspondiente al límite de aceptabilidad es la vida en anaquel, es decir, la vida en anaquel primaria. El término vida en anaquel secundaria se define como el período después de la apertura del envase durante el cual un producto alimenticio mantiene un nivel de calidad aceptable (Figura 6) (Nicoli, 2012).

Al abordar la definición del límite de aceptabilidad para la evaluación de la vida en anaquel

de los alimentos no deberían considerarse los valores límite para el consumo seguro de alimentos indicado por los organismos reguladores. Durante el almacenamiento, cualquier producto que supere los valores límites de seguridad informados por la regulación ha llegado al final de su "vida segura". Durante el almacenamiento de un alimento se presentan dos períodos: un período durante el cual el producto es seguro; y un período donde no lo es. Sería un error considerar el límite que discrimina la condición segura de la no segura como límite de aceptabilidad. La vida útil es un problema de calidad no relacionado con la seguridad, por lo que es un período incluido en el tiempo de seguridad en el cual el producto conserva características de calidad aceptables. La vida en anaquel del producto debe terminar ampliamente antes de que surja cualquier riesgo para la salud del consumidor, siendo la vida en anaquel mucho más corta que la vida segura en los alimentos (Manzocco, 2012).

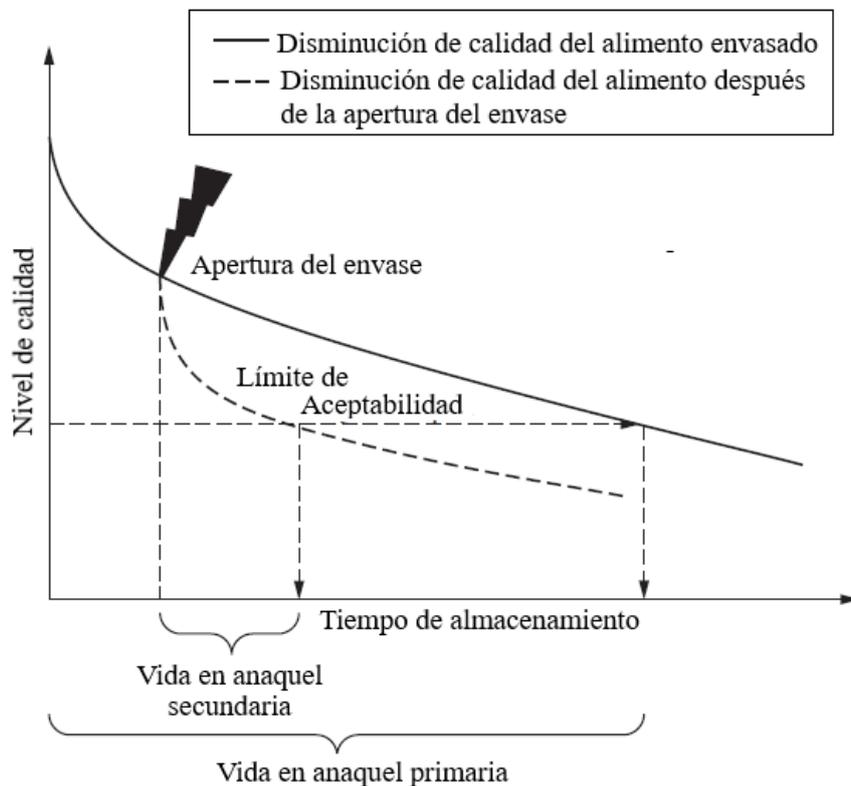


Figura 6: Variación de la calidad de los alimentos durante el almacenamiento

FUENTE: Adaptado de Nicoli (2012)

Es importante identificar los factores específicos que afectan la vida útil y evaluar sus efectos individualmente y en combinación. Estos se pueden dividir en: a) factores intrínsecos: materia prima (composición, estructura, naturaleza), actividad de agua, pH, acidez, disponibilidad de oxígeno y potencial redox (Eh); y b) factores extrínsecos: procesamiento,

higiene y manipulación, materiales y sistemas de empaque, almacenamiento, distribución y lugares de venta (Man, 2002).

Los principales mecanismos de degradación de los alimentos que disminuyen la vida en anaquel de los mismos son los siguientes: (a) cambios físicos, los cuales son acusados por la manipulación, almacenamiento y transporte de los alimentos; (b) cambios químicos, los cambios que ocurren en los componentes internos de los alimentos tanto por las sustancias aplicadas al momento de su procesamiento como del medio externo al que está sometido el alimento. Dentro de los cambios químicos que más problemas presentan son la presencia de actividad enzimática y rancidez de los lípidos por presencia de oxígeno y (c) cambios microbiológicos; los microorganismos tienen la habilidad de multiplicarse a tasas muy altas. Los alimentos tienen los nutrientes necesarios para su crecimiento. Otro problema, es que los microorganismos son los responsables de las propiedades sensoriales no deseables en los alimentos como hongos generadores de sustancias que alteran el sabor de los alimentos (Singh, citado por Pacheco, 2016).

2.6 EVALUACIÓN DE LA VIDA EN ANAQUEL DE UN ALIMENTO

Los estudios de vida en anaquel son importantes para definir la duración de los alimentos, siendo necesario para no sub o sobre dimensionar el tiempo que realmente dura el producto (Valencia *et al.*, 2008).

La determinación incorrecta de la vida en anaquel a menudo conduce a reclamos e insatisfacción del consumidor. En el mejor de los casos, tal insatisfacción eventualmente afectará la aceptación y venta del producto, mientras que, en el peor de los casos, puede conducir a desnutrición o incluso a enfermedades. Por lo tanto, los procesadores de alimentos prestan considerable atención a la determinación de la vida útil de sus productos (Robertson, 2010).

Un estudio de vida en anaquel de los alimentos se articula en tres pasos fundamentales. De manera preliminar, se debe identificar el evento crítico más importante que lleva a la disminución de la calidad del producto, y un límite de aceptabilidad relevante. A continuación, es necesario evaluar los cambios en el indicador de calidad seleccionado como una función del tiempo en condiciones que imitan las condiciones esperadas de

almacenamiento (en tiempo real) o en condiciones ambientales capaces de acelerar la disminución de la calidad (pruebas aceleradas de vida útil (ASLT)). Finalmente, los datos se modelan para obtener una estimación o predicción de la vida útil, respectivamente (Manzocco *et al.*, 2016).

La Figura 7 muestra las estrategias de evaluación de vida útil que pueden ser aplicados a aceites/grasas y alimentos a base a estos.

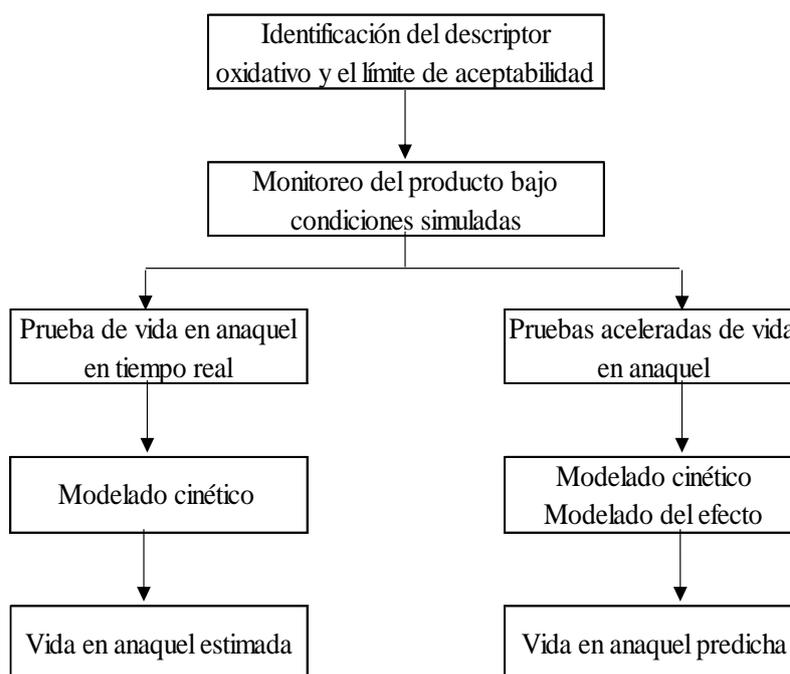


Figura 7: Pasos fundamentales en las estrategias de evaluación de la vida en anaquel

FUENTE: Adaptado de Manzocco *et al.* (2016)

Una vez identificado el indicador de oxidación apropiado, es necesario estimar el tiempo necesario para alcanzar un valor crítico. Este paso, generalmente definido como prueba de vida útil, implica el monitoreo continuo de los cambios del indicador oxidativo durante el almacenamiento de los alimentos bajo condiciones controladas (Lanzocco *et al.*, 2010). Los datos obtenidos se modelan para obtener los parámetros que describen/predicen la cinética de oxidación (Manzocco *et al.*, 2016).

2.6.1 PRUEBAS ACELERADAS PARA DETERMINACIÓN DE LA VIDA EN ANAQUEL DE ALIMENTOS

Para la determinación de la estabilidad oxidativa o para calcular la vida de almacenamiento, los aceites se almacenan durante un cierto período de tiempo en condiciones definidas. Sin embargo, las pruebas de almacenamiento bajo condiciones de tiempo real son tediosas y lentas. Por lo tanto, estas pruebas se llevan a cabo a temperaturas elevadas para acelerar la oxidación a pesar de que, a temperaturas superiores a 60 °C, no es posible hacer una declaración fiable sobre la estabilidad oxidativa del aceite. La oxidación del aceite normalmente procede muy lentamente a temperatura ambiente, pero se acelera durante el calentamiento o la luz (Gertz *et al.*, 2014).

Se pueden utilizar varios parámetros físicos o químicos para aumentar la velocidad de la reacción y, en consecuencia, el desarrollo de la rancidez en los aceites, tales como temperaturas más altas (60-140 °C), catalizadores metálicos (5-10 ppm), presión (3-165 psi), o agitación para aumentar el contacto de los reactantes. Sin embargo, dado que la velocidad de la reacción aumenta exponencialmente con la temperatura, la vida útil de las grasas y aceites comestibles se impone normalmente a partir de ensayos de almacenamiento acelerado realizados a temperaturas más altas. Los tiempos de conservación de los aceites comestibles adecuadamente refinados son típicamente de 12-18 meses a temperatura ambiente, pero estos pueden predecirse dentro de días u horas en ensayos realizados a temperaturas elevadas. Debido a que la velocidad de oxidación está exponencialmente relacionada con la temperatura, la vida útil de un aceite comestible disminuye logarítmicamente con el aumento de la temperatura (Figura 8). Por lo tanto, la vida útil del producto a temperatura ambiente puede estimarse trazando el logaritmo de un punto final adecuado de estabilidad frente a temperaturas elevadas y extrapolando a la temperatura ambiente (Farhoosh, 2007).

Labuza y Schmidl citados por Pacheco (2016) señalan que una evaluación acelerada de vida en anaquel tiene sus limitaciones. Condiciones extremas aplicadas para acelerar la degeneración puede crear efectos que bajo condiciones normales no sucedan:

- Los cambios de temperatura pueden generar cambios de fase, los cuales pueden acelerar ciertas reacciones, haciendo que la vida de anaquel predicha a temperaturas menores sea

más corta que la real.

- La actividad del agua, A_w , en alimentos secos puede incrementar con la temperatura. Esto puede causar un incremento en la velocidad de reacción para productos de baja A_w en empaques sellados y resultar en una sobre estimación de la verdadera vida de anaquel a bajas temperaturas.
- La solubilidad de gases, especialmente el Oxígeno decrece al menos en un 25 % por cada aumento en 10 °C en la temperatura, así la velocidad de una reacción oxidativa (pérdida de vitamina E, A, C o ácido linoleico), puede ser disminuida si el Oxígeno disponible es el factor limitante. Por lo tanto, a altas temperaturas, la velocidad puede ser más baja que la velocidad teórica, y esto puede a su vez resultar en una predicción de la vida de anaquel por debajo de la real a temperaturas normales de almacenamiento.
- Si altas temperaturas son usadas, una desnaturalización de las proteínas puede darse en el alimento. Esto puede resultar en un incremento o decremento en la velocidad de reacción de ciertas cadenas laterales de aminoácidos, provocando errores en la predicción de la vida de anaquel a temperaturas moderadas.

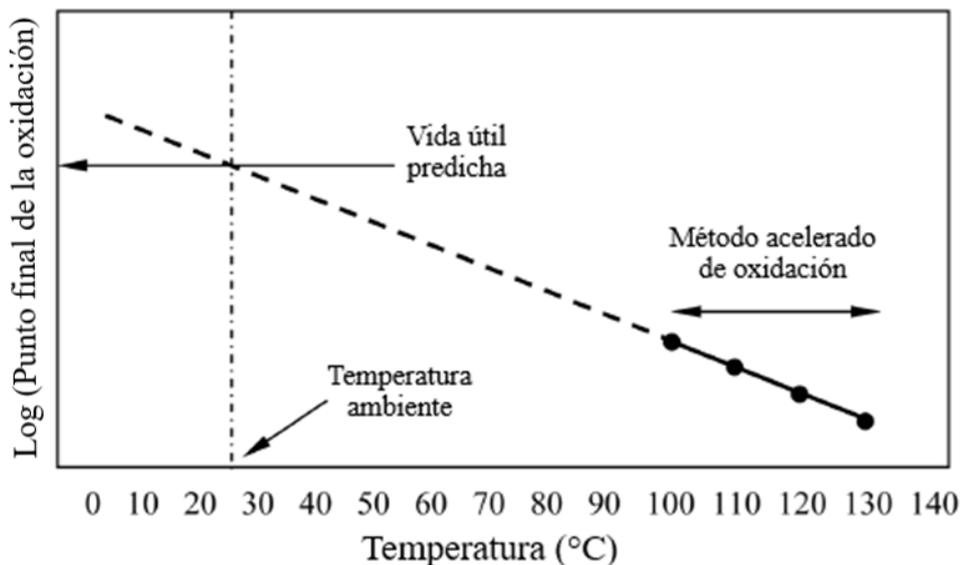


Figura 8: Gráfica esquemática de vida en anaquel basada en la extrapolación de un extremo final adecuado a la temperatura ambiente

FUENTE: Adaptado de Farhoosh (2007)

Para las pruebas de vida útil acelerada se deben tomar en cuenta no solamente la selección de las temperaturas para realizar las pruebas, sino que debe establecerse el diseño estadístico experimental, realizar las respectivas mediciones por duplicado o triplicado para evaluar las desviaciones de las muestras, y así, evaluar de manera más apropiada la vida útil. Esto sin dejar de lado el hecho de que existe siempre un error asociado con la naturaleza del sistema biológico que generalmente es complejo (García y Molina, 2008).

Las pruebas de laboratorio simulan las condiciones reales, pero existen variables como las condiciones de transporte, cambios de presión, fluctuaciones de temperatura, entre otras, que son difíciles de duplicar. Por lo tanto, los resultados obtenidos son estimaciones de la vida útil del alimento (García y Molina, 2008).

Se han descrito métodos acelerados para evaluar la estabilidad oxidativa de las grasas y aceites comestibles en tiempos más cortos. La prueba de Schaal oven, el método del oxígeno activo (AOM) y Rancimat son los métodos acelerados más utilizados. La prueba del horno de Schaal oven, también conocida como la prueba de La estufa, funciona a 60 °C hasta que el aceite se vuelve ácido o alcanza un punto final definido medido como valor de peróxido, dienos conjugados, valor de carbonilo o hexanal. Debido a una resistencia relativamente alta a la oxidación de algunos aceites vegetales, este último es laborioso y necesita un largo período de tiempo para determinar la estabilidad oxidativa. AOM es un método no reproducible y que consume mucho tiempo, que implica análisis de los valores de peróxido. Rancimat, que se considera un reemplazo automatizado de la AOM y está de acuerdo con ella, ha ganado aceptación debido a su facilidad de uso y reproducibilidad (Farhoosh, 2007).

2.6.2 PRUEBA RANCIMAT

La prueba Rancimat mide indirectamente los compuestos volátiles producidos durante la oxidación acelerada de muestras de aceite o grasa.

En gran medida, la prueba Rancimat es un desarrollo de la prueba Swift (método del oxígeno activo), ya que también implica burbujear aire a través de una muestra de aceite a una temperatura elevada. La diferencia con la prueba Swift es que proporciona una medición continua. No hay necesidad de tomar muestras periódicas para mediciones del índice de peróxido (Talbot, 2011). En el aparato Rancimat los compuestos volátiles (principalmente

ácido fórmico), que se forman durante la oxidación de las muestras de aceite, son arrastrados por la corriente de aire hacia un recipiente que contiene agua destilada. Muchos de los compuestos volátiles se disuelven en el agua y cambian su conductividad (Figura 9). La conductividad se mide continuamente y se determina un período de inducción en el punto de tiempo en el que la conductividad aumenta exponencialmente (Kritott, 2000). Algunos volátiles no oxidados, como el ácido graso libre, también pueden pasar por la corriente de aire al agua destilada y causar un aumento en la conductividad, pero este es un aumento leve y gradual en comparación con el aumento más agudo causado por los productos de oxidación (Talbot, 2011)

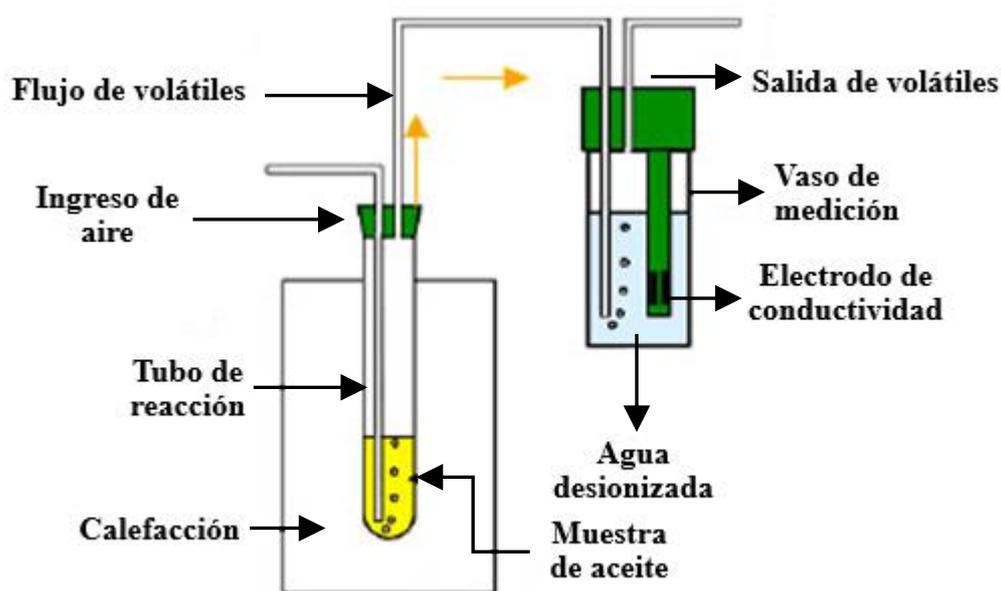


Figura 9: Esquema de funcionamiento del equipo Rancimat

FUENTE: Rodríguez *et al.* (2015)

Los ácidos orgánicos volátiles son productos estables de oxidación que se producen lentamente durante el período de inducción. El punto final se selecciona donde comienza el rápido aumento de la conductividad (Shahidi *et al.*, 2017). El tiempo o periodo de inducción se define como el tiempo necesario para llegar al punto de inflexión de la gráfica que representa la conductividad en función del tiempo (Navas, 2010). Se mide a partir del gráfico registrado por el equipo, trazando una recta tangente a las dos ramas de la curva y dejando caer una línea vertical desde el punto de intersección de las tangentes hasta el eje de tiempo (Figura 10) (Talbot, 2011)

Los tiempos de inducción, se miden generalmente desde 80 a 130 °C (Kritott, 2000; Farhoosh, 2007; Talbot, 2011; Shahidi *et al.*, 2017). Las temperaturas más altas se usan para aceites más estables, las más bajas para aceites menos estables para que las mediciones se puedan completar en un período de tiempo razonable (Talbot, 2011).

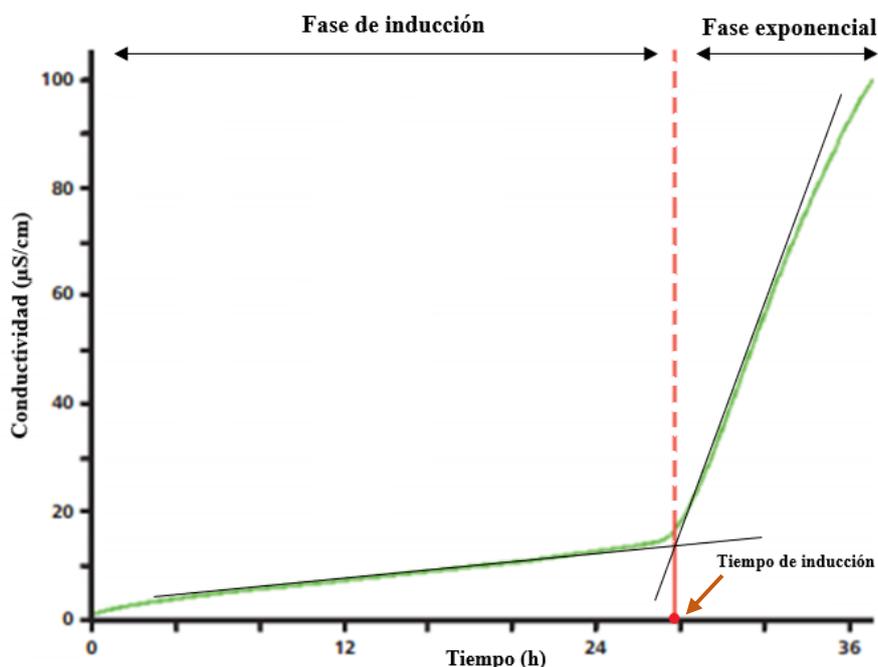


Figura 10: Curva que describe el comportamiento del proceso de oxidación en el Rancimat y determinación del tiempo de inducción

FUENTE: Adaptado de METROHM INTERNATIONAL (2015)

La prueba Rancimat es ampliamente utilizada por ser confiable, reproducible, no demanda consumo de reactivos y las medidas pueden ser monitoreadas automáticamente a través del tiempo (Farhoosh, 2007; Rodríguez *et al.*, 2015); así mismo permite un ahorro de mano de obra y el equipo no requiere supervisión durante el curso del experimento (Jannat *et al.*, 2008). Se ha utilizado como práctica industrial estándar para evaluar la estabilidad oxidativa de los aceites, así como la efectividad de la inhibición de la oxidación de los lípidos de los antioxidantes. Sin embargo, puede no ser adecuado para aceites que contienen antioxidantes térmicamente sensibles y cuando se usan antioxidantes volátiles (Shahidi *et al.*, 2017).

Al trazar los logaritmos de las OSI versus las temperaturas aceleradas y extrapolar a temperatura ambiente, se ha predicho la vida útil de la muestra en condiciones ambientales. La pendiente de las curvas representa los coeficientes de temperatura para muestras de

aceite. Además, a partir de estas curvas se puede calcular un factor de aceleración de la temperatura bien reconocido, conocido como número Q_{10} , que se basa en el aumento de la tasa de oxidación por un aumento de $10\text{ }^{\circ}\text{C}$ en la temperatura (Farhoosh, 2007)

La regla general que dice que la oxidación se duplica con cada aumento de temperatura de $10\text{ }^{\circ}\text{C}$ también se mantiene con los tiempos de Rancimat. Los tiempos inducción medidos a $100\text{ }^{\circ}\text{C}$ son aproximadamente 4 veces más largos que los tiempos medidos a $20\text{ }^{\circ}\text{C}$. Esto genera una gran tentación de extrapolar a $20\text{ }^{\circ}\text{C}$ para tratar de estimar la vida útil a temperatura ambiente. Esto es algo peligroso y se debe resistir la tentación de hacerlo, ya que entre $120\text{ }^{\circ}\text{C}$ y $20\text{ }^{\circ}\text{C}$ hay diferencias en las formas en que los aceites se oxidan y afectan la extrapolación (Talbot, 2011). Rancimat difiere de las condiciones de almacenamiento ambiental al usar un flujo de aire y altas temperaturas para acelerar la oxidación. Los resultados obtenidos en estas condiciones deben interpretarse con cuidado al usarlos para predecir la vida útil ya que los mecanismos de oxidación cambian con la temperatura y las muestras desarrollan niveles excesivos de ranciedad, que no son relevantes para las condiciones normales de almacenamiento. Dependiendo del tipo de aceite, estas predicciones pueden dar como resultado una sobreestimación o subestimación de la vida útil real, pero a veces resultados razonablemente aceptables (Farhoosh, 2007).

III. METODOLOGÍA

3.1 LUGAR DE EJECUCIÓN

El presente trabajo de investigación se llevó a cabo en las siguientes instalaciones:

- Laboratorio de Análisis Físicoquímico de alimentos, laboratorio de Biotecnología de alimentos y Planta Piloto de Alimentos (PPA) pertenecientes a la Facultad de Industrias Alimentarias de la Universidad Nacional Agraria La Molina.
- Instituto de Investigación Tecnológica Agroindustrial (IITA) perteneciente a la Facultad de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional del Santa.

3.2 MATERIA PRIMA

Semillas de aguaymanto (*Physalis peruviana* L.) cultivado en Perú, que fueron obtenidas como residuo durante el proceso de elaboración de pulpa pasteurizada y congelada en el Instituto de Desarrollo Agroindustrial (INDDA-UNALM).

3.3 MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

3.3.1 MATERIALES

- Aro metálico para soporte universal
- Bagueta de vidrio
- Balón de digestión Kjeldahl
- Balón de fondo plano – 250 ml
- Barra magnética
- Bolsa de plástico con cierre hermético
- Botella de plástico con tapa spray
- Botella de vidrio ámbar – 5, 10, 15 y 100 ml

- Bureta – 25 y 50 ml
- Crisol
- Cronómetro
- Cubeta de cuarzo – 1cm de paso óptico
- Desecador
- Embudo Büchner
- Embudo de separación – 500 ml
- Envases de plástico con cierre hermético
- Espátula
- Fiola – 10, 25 y 500 ml
- Frascos ámbar – 5, 10, 15, 30, 250 y 1000 ml
- Gradilla para tubos de ensayo
- Gradilla para tubos de centrifuga
- Luna de reloj
- Matraces Erlenmeyer – 125 y 250 ml
- Matraces Erlenmeyer con tapa esmerilada – 250 ml
- Matraz Kitasato – 1000 ml
- Microbureta – 10 ml
- Micropipeta 100-1000 y 1000-5000 μ l
- Papel aluminio
- Papel filtro N°4 (Whatman®)
- Pinza para crisol
- Pinza para matraz
- Pinza mariposa
- Pipeta graduada – 5 y 25 ml
- Pipeta Pasteur de plástico – 3ml
- Pipeta volumétrica – 15, 20 y 25 ml
- Placa de metal con tapa
- Placa Petri
- Probeta graduada – 50, 100 y 500 ml
- Propipeta de goma
- Refrigerante de bolas

- Sílica gel con indicador de humedad
- Soporte para embudo de separación
- Soporte universal
- Termómetro de varilla
- Tubo de ensayo con tapa rosca
- Tubo para centrífuga – 50 ml
- Vaso de precipitado – 5, 50, 100, 150, 250 y 1000 ml

3.3.2 EQUIPOS

- Agitador magnético con calefacción (VELP® Scientifica, ARE, Europa)
- Balanza analítica (A&D Weighing, HR-250AZ, Korea)
- Balanza de precisión (KAMBOR®, Electronic Scale, Perú)
- Baño termostático (LAUDA, Alpha RA 8, Alemania)
- Bomba de vacío (PALL®Life Sciences, DOA-P730-BN, Estados Unidos)
- Cabina extractora de gases y humos (C4®, CEX 150, Colombia)
- Centrífuga (Hettich, ROTOFIX 32, Alemania)
- Cocina eléctrica (Imaco®, HP 1000, China)
- Colorímetro de mano (Konica Minolta, CR-400, Japón)
- Destilador de nitrógeno (VELP®Scientifica, UDK 129, Europa)
- Digestor de proteínas (Electrothermal, modelo, Inglaterra)
- Espectrofotómetro UV-Vis (Thermo Fischer Scientific, Genesys 6, Estados Unidos)
- Estufa (Mettler, SN30, Alemania)
- Estufa de vacío (VacuCell, VU 55, Alemania)
- Molino de rotor (Retsch, SR 300, Alemania)
- Mufla
- Prensa-expeller (KOMET, CA 59 G, Alemania)
- Rancimat (Metrohm, 743, Suiza)
- Refractómetro ABBE (ausJENA, Modelo I, Alemania)
- Refrigeradora (FRIGIDAIRE®, FRT112AW, México)
- Secador de bandejas (SM, SM, Perú)
- Sistema de extracción Soxhlet (bethrotest®, R 108 S-SK, Alemania)
- Sistema de hidrólisis (Gerhart, HY 16/6, Alemania)

- Tamices (Endecotts, Inglaterra)
- Vortex (ISOLAB®, LED display, Alemania)

3.3.3 REACTIVOS

- Ácido acético glacial 100 % anidro (p.a., ENSURE®, Alemania)
- Ácido bórico (p.a., ENSURE®, Alemania)
- Ácido clorhídrico 36.5 – 38 % (p.a., J.T.Baker, México)
- Ácido sulfúrico (p.a., J.T.Baker, México)
- Almidón para yodometría (Fermont, México)
- Agua destilada (ADESCO, Perú)
- Agua desionizada (ADESCO, Perú)
- p-Anisidina (para síntesis, Merck®, China)
- Carbón activado
- Carbonato de sodio anhidro granular (ACS, J.T.Baker, USA)
- Ciclohexano (p.a., MACRON, Suecia)
- Cloroformo (p.a., ENSURE®, Alemania)
- Dicromato de potasio
- Etanol (p.a., ENSURE®, Alemania)
- Éter de petróleo (p.a., TEDIA®, Estados Unidos)
- Fenolftaleína (ACS, Fermont, México)
- Ftalato ácido de potasio (p.a., Scharlau, España)
- Hidróxido de potasio (ACS, MACRON, Suecia)
- Hidróxido de sodio (p.a., ENSURE®, Alemania)
- Isooctano (para espectroscopía, Uvasol®, Alemania)
- Reactivo de Wijs 0.2 N (p.a., Panreac®, España)
- Solución etanólica de rojo de metilo (MOVILAB®, Perú)
- Solución etanólica de verde de bromocresol (MOVILAB®, Perú)
- Sulfito de sodio anhidro
- Tabletas para Kjeldahl (FOSS, Suecia)
- Tiosulfato de sodio pentahidratado (p.a., ENSURE®, Alemania)
- Yoduro de potasio granular (p.a., J.T.Baker, USA)

3.4 MÉTODOS

3.4.1. ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS

a. Humedad

La determinación de humedad en las semillas de aguaymanto se realizó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOAC 935.29 – Método de la estufa de aire (AOAC, 2016). Se pesó 5 g de semillas molidas en una placa de metal seca y tarada; la cual se colocó dentro una estufa, donde la porción de ensayo se secó a 104 °C durante 3 h. Luego, la placa se enfrió en un desecador por 30 min y se pesó. A partir de allí se hicieron secados sucesivos de 30 minutos hasta alcanzar un peso constante.

La humedad del aceite de semilla de aguaymanto se determinó mediante el método AOCS Ca 2d-25 – Método de la estufa al vacío (AOCS, 2009). Se pesó 5 g de aceite en una placa de metal seca y tarada; la cual se colocó dentro de una estufa al vacío, donde la porción de ensayo se secó a una temperatura de 60 °C y una presión de 100 mmHg. durante 3h. Luego, la placa se enfrió en un desecador por 30 min y se pesó. A partir de allí se hicieron secados sucesivos de 1 h hasta alcanzar un peso constante.

En ambos casos la humedad se expresó como el porcentaje de pérdida en peso y se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Humedad(\%)} = \frac{A - B}{W} \times 100$$

Donde:

A = Masa de la placa seca más la masa de la porción de ensayo.

B = Masa de la placa con la porción de ensayo después del secado.

W= Masa de la porción de ensayo.

b. Grasa cruda

El aceite de las semillas de aguaymanto y de las tortas de extracción se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOAC 945.16 – Método de extracción con éter de petróleo (AOAC, 2016). Se pesó 5 g de semillas o tortas molidas secas en un cartucho

de papel filtro; el cual se introdujo en el extractor Soxhlet. A este último se le acopló un balón de extracción seco y tarado. Luego, se vertió 250 ml aproximadamente de éter de petróleo al interior de extractor y se encendió el equipo. La extracción se llevó a cabo por 6 h, tras la cual, el balón se colocó dentro de una estufa a 100 °C durante una hora y se pesó.

El aceite, expresado como grasa cruda, se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Grasa cruda (\%)} = \frac{A - B}{W} \times 100$$

Donde:

A= Masa del balón con aceite después del secado.

B= Masa del balón seco.

W= Masa de la porción de ensayo.

c. Cenizas

La determinación de las cenizas presentes en las semillas de aguaymanto se realizó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOAC 950.49 – Método gravimétrico (AOAC, 2016) con algunas modificaciones. Se pesó 5 g de semillas molidas en un crisol de porcelana seco y tarado, el cual se colocó en una hornilla eléctrica, donde la porción de ensayo se calentó gradualmente hasta quedar completamente carbonizada (contenido negro y ausencia de humo). Luego, el crisol se transfirió a una mufla y allí la porción de ensayo carbonizada se incineró a 525 °C por 10 horas. Finalmente, el crisol se enfrió en un desecador durante 30 minutos y se pesó

Las cenizas se calcularon aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Cenizas (\%)} = \frac{A - B}{W} \times 100$$

Donde:

A= Masa del crisol con el residuo después de la incineración.

B= Masa del crisol seco.

W= Masa de la porción de ensayo.

d. Fibra cruda

La fibra cruda en las semillas de aguaymanto se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOAC 962.09 (AOAC, 2016) con algunas modificaciones. Se pesó 2 g de semillas molidas desengrasadas y secas, que luego se transfirió a un vaso de precipitado de 500 ml, al cual se agregó 200 ml de ácido sulfúrico al 1.25 %. El vaso se ubicó sobre la unidad de calefacción y se le colocó el condensador esférico. La solución ácida se llevó a ebullición y se hirvió durante 30 minutos, manteniendo constante el volumen con agua destilada y moviendo periódicamente el vaso para remover las partículas adheridas a las paredes. Transcurrido dicho tiempo, el vaso se retiró de la fuente de calor y se dejó reposar por un minuto. Luego, la solución ácida se filtró al vacío. El papel filtro se lavó 3 veces con 50 ml de agua destilada caliente cada vez.

El residuo contenido en el papel filtro se transfirió a un vaso de precipitado aplicando un lavado con 200 ml de hidróxido de sodio al 1.25%. La solución alcalina se llevó a ebullición y se hirvió durante 30 minutos, tras los cuales, se filtró al vacío. El papel filtro se lavó con 25 ml de ácido sulfúrico al 1.25% caliente, tres porciones de 50 ml de agua caliente y, por último, con 25 ml de alcohol.

El residuo contenido en el papel filtro se colocó en un crisol y ambos se secaron en una estufa a 130 °C por dos horas. Luego, el crisol se enfrió en un desecador y se pesó, y después se transfirió a una mufla, donde el residuo se incineró a 600 °C por 30 min. Transcurrido dicho tiempo, el crisol se enfrió en un desecador por 30 minutos y se pesó.

El cálculo para la determinación de fibra cruda es el siguiente:

$$\text{Fibra cruda (\%)} = \frac{A - B}{W} \times 100$$

Donde:

A= Masa del crisol con el residuo después del secado.

B= Masa del crisol con el residuo después de la incineración.

W= Masa de la porción de ensayo.

e. Proteína cruda

La proteína cruda en las semillas de aguaymanto se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOAC 950.48 (AOAC, 2016) con algunas modificaciones. Se pesó 0.3 g de semillas molidas de aguaymanto en un tubo de digestión Kjeldahl, se le añadió 0.5 g de catalizador (sulfato de potasio y sulfato de cobre) y 3 ml de ácido sulfúrico concentrado. El tubo se colocó en un digestor y la solución se hirvió durante 3h, tiempo en el cual se obtuvo una coloración verde esmeralda. Transcurrido ese tiempo, se apagó el digestor y la solución se dejó enfriar a temperatura ambiente.

La destilación se realizó en un destilador semiautomático de nitrógeno, para ello, se transfirió la solución de digestión al tubo de destilación del equipo haciendo lavados sucesivos con agua destilada (50 ml en total). Se añadió unas gotas de fenolftaleína y se acopló al equipo. El destilado fue recepcionado en un matraz Erlenmeyer de 250 ml, que contenía 5 ml de ácido bórico al 4% con indicador (rojo de metilo/verde de bromocresol).

La solución destilada se tituló con ácido clorhídrico 1 N hasta viraje de color (de verde esmeralda a rojo). Se realizó un blanco que contenía ácido clorhídrico y catalizador, pero no la muestra.

La proteína cruda se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Proteína cruda(\%)} = \frac{(A - B) \times N \times 0.014}{W} \times 100$$

Donde:

A= Volumen de HCl empleado en la titulación de la muestra.

B= Volumen de HCl empleado en la titulación del blanco.

N= Normalidad de HCl.

0.014= Peso equivalente del nitrógeno (g/meq)

W= Masa de la porción de ensayo.

Fc= Factor de conversión de nitrógeno a proteína (6.25 g proteína/g N)

f. Carbohidratos totales

Los carbohidratos totales se determinaron por el método de la diferencia, empleando la siguiente fórmula:

$$\text{Carbohidrato total (\%)} = 100 - \text{Grasa cruda} - \text{Ceniza total} - \text{Proteína cruda}$$

g. Extinción específica K232 y K268

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Ch 5-91 (AOCS, 2009) con algunas modificaciones. Se pesó 0.1 g de aceite en una fiola de 10 ml, se agregó isooctano grado espectrofotométrico hasta el enrase y se agitó para homogenizar la solución. Luego, se midió la absorbancia de dicha solución en una cubeta de cuarzo de 10 mm de paso óptico a 232 y 270 nm, teniendo como blanco el isooctano.

La extinción específica se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$K = \frac{A}{C \times L}$$

Donde:

A=Absorbancia (nm)

C=Concentración de la porción de aceite en la solución (g/100ml)

L= Longitud de la cubeta de cuarzo (cm)

h. Color

El color se cuantificó mediante el método CIELab, empleando un colorímetro de mano Konica Minolta (CR-400). El aceite se vertió en una cubeta de vidrio de 10 mm de paso de luz, la cual se puso en contacto con el visor del colorímetro y se realizó la lectura, obteniéndose los valores L* (Luminosidad), a* (rojo – verde) y b* (amarillo – azul). La cubeta y el visor del colorímetro se mantuvieron en contacto mediante el acoplamiento del porta-cubetas y el soporte donde reposaba el colorímetro. Antes de iniciar las lecturas el colorímetro se calibró usando la placa de calibración blanca. El interior de la cubeta se lavó con éter de petróleo entre repeticiones.

i. Índice de acidez

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método AOCS Ca 5a-40 (AOCS, 2009) con algunas modificaciones. Se pesó 5.00 g de aceite en un matraz de 250 ml. Luego, se agregó 75 ml de etanol al 95 % neutralizado y se agitó hasta la completa disolución del aceite. Finalmente, la mezcla se tituló con una solución estandarizada de KOH 0.1 N hasta una ligera coloración rosa permanente.

El índice de acidez se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de acidez} \left(\frac{\text{mg KOH}}{\text{g aceite}} \right) = \frac{V \times N \times 56.1}{W}$$

Donde:

V= Volumen de KOH 0.02N utilizado en la titulación (ml)

N= Normalidad de KOH

W= Masa de la porción de ensayo (g).

56.1= Peso equivalente de KOH (g/eq.)

j. Índice de p-Anisidina

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Cd 18-90 (AOCS, 2009) con algunas modificaciones. Se pesó 1.8 g de aceite en una fiola de 10 ml. Luego, se agregó una pequeña cantidad de isooctano grado espectrofotométrico y se agitó hasta disolver la porción de ensayo. Se continuó agregando el disolvente hasta el enrase y se agitó para homogenizar la solución. Después se midió la absorbancia (Ab) de dicha solución a 350 nm en una cubeta de cuarzo de 10 mm de paso óptico usando como blanco al isooctano. Posteriormente, se añadió 5 ml de la solución de grasa en un tubo de ensayo de 10 ml y 5 ml de isooctano en un segundo tubo de ensayo de 10 ml, luego se agregó 1 ml de la solución de *p*-anisidina en ambos tubos, se agitaron en un vortex y se dejaron en reposo durante 10 minutos en oscuridad. Inmediatamente transcurrido dicho tiempo, se midió la absorbancia de la solución del primer tubo de ensayo a 350 nm en una cubeta de cuarzo de 10 mm usando la solución del segundo tubo como blanco.

El índice de *p*-anisidina se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de } p\text{-Anisidina} = \frac{10(1.2 \times A_s - A_b)}{W}$$

Donde:

A_s =Absorbancia de la solución después de reaccionar con la *p*-anisidina.

A_b =Absorbancia de la solución de grasa.

W =Masa de la porción de ensayo (g).

k. Índice de estabilidad oxidativa

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Cd 12b-12 (AOCS, 2009). Los recipientes de medición del equipo Rancimat se llenaron con 50 ml de agua desionizada, se conectaron las sondas para la medición de su conductividad y se acoplaron al equipo. Se verificó que la conductividad del agua sea constante y menor o igual a 25 $\mu\text{S} \times \text{cm}^{-1}$.

Se pesó 3 g de aceite en el recipiente de reacción, se tapó y se colocó en el bloque de calefacción. Se conectaron los tubos de aireación, el de la entrada de aire y el de la salida de compuestos volátiles. Este último conecta el recipiente de reacción con el recipiente de medición. En ambos casos los tubos de aireación se ubicaron a 5 mm del fondo de los recipientes respectivos.

Se encendió el bloque calefactor y se esperó 15 minutos hasta que la temperatura se estabilizó. Una vez terminado dicho tiempo se encendió el flujo de aire a un caudal de 20 L/h, iniciándose así el análisis. El valor de IEO fue determinado automáticamente y reportado en horas por el software StabNet.

l. Índice de peróxido

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Cd 8-53 – Método ácido acético:cloroformo (AOCS, 2009). Se pesó 5.00 g de aceite en un matraz Erlenmeyer de 250 ml con tapón de vidrio. Se añadió 30 ml de una solución de ácido acético glacial:cloroformo (3:2) y se agitó hasta disolver completamente la porción de ensayo. Luego, se agregó 0.5 ml de solución saturada de yoduro de potasio (KI) y se dejó reposar durante 1 minuto en oscuridad. Inmediatamente después de transcurrido dicho tiempo, se agregó 30 ml de agua destilada. Por último, se agregó 0.5 ml de solución indicadora de

almidón al 1 % y se tituló lentamente con una solución estándar de tiosulfato de sodio pentahidratado ($\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$) 0.01N, agitando vigorosamente el matraz para liberar todo el yodo de la capa de cloroformo, hasta que la fase superior quedó incolora. Se realizó una determinación en blanco en la que se siguió el mismo procedimiento, pero sin la muestra de aceite.

El índice de peróxido se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de peróxido} \left(\frac{\text{meq. O}_2}{1000 \text{ g de aceite}} \right) = \frac{(S - B) \times N \times 1000}{W}$$

Donde:

S: Volumen de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ utilizado en la titulación de la muestra (ml)

B: Volumen de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$ utilizado en la titulación del blanco (ml)

N: Normalidad de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3$

W: Masa de la porción de ensayo (g)

1000: Factor de conversión de g a kg

m. Índice de refracción

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Cc 7-25 (AOCS, 2009) utilizando un refractómetro ABBE. En primer lugar, se hizo circular agua a través del refractómetro mediante un sistema de enfriamiento/calentamiento, de manera que el prisma adquiriera la temperatura de trabajo (20 y 40 °C). Se colocaron tres gotas de aceite en el prisma, se dejó reposar 1 min para que la temperatura del aceite sea la misma que del prisma y se leyó el índice de refracción directamente. Los prismas se limpiaron con éter de petróleo entre repeticiones.

n. Índice de saponificación

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Cd 3-25 (AOCS, 2009). Se pesó 2.0 g de aceite en un balón de 250 ml. Se agregó 25 ml de solución alcohólica de hidróxido de potasio (KOH) y se agitó hasta disolver el aceite. La solución se calentó suavemente a reflujo durante 30 minutos, tiempo tras el cual se apagó la fuente de calor y se dejó enfriar ligeramente. A la solución saponificada, aún caliente, se le agregó 1 ml de fenolftaleína al 1 % como indicador y se tituló con una solución estándar de ácido

clorhídrico (HCl) 0.5 N hasta la desaparición del color rosa. Se realizó la determinación del blanco junto con la porción de ensayo.

El índice de saponificación se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de saponificación} \left(\frac{\text{mg KOH}}{\text{g de aceite}} \right) = \frac{(B - S) \times N \times 56.1}{W}$$

Donde:

S: Volumen de HCl utilizado en la titulación de la muestra (ml)

B: Volumen de HCl utilizado en la titulación del blanco (ml)

N: Normalidad de HCl

W: Masa de la porción de ensayo (g)

56.1: Peso equivalente de KOH (g/eq.)

o. Índice de yodo

Se determinó siguiendo el procedimiento descrito en el método oficial AOCS Cd 1b-87 – Método ácido ciclohexano:ácido acético (AOCS, 2009). Se pesó 0.13 g de aceite en un matraz Erlenmeyer de 250 ml con tapón de vidrio esmerilado. Se agregó 15 ml de una solución de ciclohexano:ácido acético (1:1) y se agitó hasta que la porción de ensayo estuvo completamente disuelta. Luego se añadió 25 ml de la solución de Wijs y se agitó hasta mezclarla, e inmediatamente se dejó reposar durante 1 hora en oscuridad. Finalizado ese tiempo, se agregó 20 ml de solución de yoduro de potasio (KI) al 10 % seguido de 100 ml de agua destilada. Finalmente se tituló con una solución estándar de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ 0.1 N, con agitación constante y vigorosa hasta un color amarillo muy tenue. En ese momento se agregó 1 ml de solución de almidón al 1 % como indicador y se continuó titulando hasta que el color azul desapareció.

El índice de yodo se calculó siguiendo la siguiente fórmula:

$$\text{Índice de yodo} \left(\frac{\text{g I}_2}{100 \text{ g aceite}} \right) = \frac{(B - S) \times N \times 12.69}{W}$$

Donde:

S: Volumen de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ utilizado en la titulación de la muestra (ml)

B: Volumen de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$ utilizado en la titulación del blanco (ml)

N: Normalidad de $\text{Na}_2\text{S}_2\text{O}_3 \cdot 5\text{H}_2\text{O}$

W: Masa de la porción de ensayo (g)

12.69: Peso equivalente de I (g/meq.) x 100 (factor de conversión)

p. Materia insaponificable

Se realizó aplicando el método oficial AOCS Ca 6a-40 (AOCS, 2009) con algunas modificaciones. Se pesó 5 g de aceite en un balón de 250 ml y se agregó 30 ml de solución alcohólica de hidróxido de potasio (KOH) al 50 %, y se agitó hasta disolver la porción de ensayo. La solución se calentó suavemente a reflujo durante 1 hora, tiempo tras el cual se apagó la fuente de calor y se dejó enfriar ligeramente. La solución saponificada, aún caliente, se transfirió a un embudo de separación de 500 ml, al que se le agregó, primero, etanol al 95 % hasta alcanzar un volumen de 40 ml y, luego, agua destilada hasta alcanzar un volumen de 80 ml. El balón se lavó con 5 ml de éter de petróleo, que luego se transfirió al embudo de separación. La mezcla se dejó enfriar hasta temperatura ambiente y luego se añadió 50 ml de éter de petróleo. El embudo se tapó y se agitó vigorosamente durante 1 min, luego se dejó reposar (sin tapa) hasta que se observó dos fases completamente diferenciadas. Con una pipeta graduada se retiró cuidadosamente la fase superior (fase éter) y se transfirió a un segundo embudo de separación de 500 ml. La extracción se repitió 6 veces usando 50 ml de éter de petróleo cada vez y agitando vigorosamente en cada una. Las fases de éter obtenidas en cada extracción se combinaron en un mismo embudo y se lavaron tres veces usando porciones de 25 ml de etanol al 10 %, agitando vigorosamente y eliminando la fase hidroalcohólica después de cada lavado (fase inferior). El extracto de éter de petróleo fue transferido a un vaso de precipitado seco y pesado, y se evaporó hasta sequedad en una hornilla eléctrica. Después que todo el disolvente se evaporó, el vaso se secó hasta peso constante en una estufa a 100 °C. El resultado de la diferencia entre el peso inicial y el final es la masa del residuo y se le llamó "A".

Luego del pesado se agregó al residuo 50 ml de etanol al 95 % neutralizado tibio (50°C) y se agitó hasta que se disolvió completamente. Después se agregaron unas gotas de fenolftaleína al 1% como indicador. Finalmente se tituló con una solución estándar de KOH 0.02 N hasta una coloración rosa tenue. Se corrigió el peso del residuo para evitar cuantificar

los ácidos grasos libres presentes en él usando la siguiente relación: 1 ml de KOH es equivalente a 0.0056 g de ácido oleico. Los gramos de ácidos grasos determinados por esta titulación se llamaron “B”. Se realizó un blanco bajo las mismas condiciones, pero sin la porción de ensayo.

La materia insaponificable se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Materia insaponificable} = \frac{A - (B + C)}{W} \times 100$$

Donde:

A= Masa del residuo de la porción de ensayo (g)

B= Masa de los ácidos grasos libres (g)

C= Masa del residuo del blanco (g)

W= Masa de la porción de ensayo (g)

q. Perfil de ácidos grasos

Se siguió la metodología LABS-ITP-FQ-002-98 (ITP, 1998). En un tubo de ensayo de vidrio de 10 ml se colocó 50 mg de aceite, se agregó 3 ml de éter de petróleo (35 - 60 °C), y se llevó a agitación en un agitador vortex hasta disolver. Se agregó 250 µL de KOH 2 N en metanol y se agitó por 1 min en agitador vortex. Se llevó a un baño de agua a 50 °C por 20 s. Se agregó 350 µL de HCl 2 N en metanol y se agitó por 1 min en agitador vortex.

Se centrifugó a 3000 RPM (1421 g) por 8 min. El sobrenadante fue recolectado con ayuda de una pipeta pasteur de vidrio y llevado a un vial ámbar de cromatografía. Los viales con las muestras se colocaron en el autosampler del cromatógrafo de gases. Se inyectó 2 µL de las muestras, con un Split de 99:1, es decir que el 1 por ciento de lo inyectado va a la columna. La temperatura del inyector fue de 250 °C, y la del detector de ionización de llama (FID) fue de 270 °C. Se utilizó una columna Supelcowax 10 de sílice fundida de 30 m de longitud, 0.25 µm de espesor y 0.25 mm de diámetro interno. Se utilizó gas hidrógeno como gas de arrastre y una presión de 10 psi.

El horno del cromatógrafo de gases empezó con una temperatura de 90 °C, la cual se mantuvo por 2 min, para posteriormente seguir la siguiente rampa de temperatura: se incrementó la temperatura hasta 180 °C a razón de 30 °C/min y se mantuvo esta temperatura

por 10 min, pasado este tiempo se incrementó la temperatura hasta 220 °C a razón de 1 °C/min, y finalmente, se incrementó la temperatura hasta 230 a razón de 2 °C/min. Se utilizó una mezcla de ésteres metílicos de ácidos grasos (EMAG) con la cual se identificaron los diferentes ácidos grasos por comparación de los tiempos de retención del estándar con los tiempos de retención de la muestra, y los resultados fueron expresados en porcentaje de cada ácido graso.

3.4.2. RENDIMIENTO DE LA EXTRACCIÓN

El rendimiento de la extracción se expresó de dos formas, las cuales se indican a continuación:

a. Recuperación de aceite

Es el porcentaje de aceite obtenido respecto de la masa total de aceite presente inicialmente en las semillas de aguaymanto. Se calculó aplicando la siguiente fórmula:

$$\text{Recuperación de aceite (\%)} = 1 - \frac{\text{Aceite en la torta (g)}}{\text{Aceite en las semillas prensadas (g)}} \times 100$$

b. Aceite residual

Es el porcentaje de aceite que quedó como residuo o remanente en la torta luego del prensado. Se calculó aplicando la siguiente fórmula.

$$\text{Aceite residual (\% BS)} = \frac{\text{Aceite en la torta (g)}}{\text{Materia seca de la torta (g)}} \times 100$$

3.5 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para evaluar el efecto de la temperatura y la humedad sobre el rendimiento de la extracción y la calidad del aceite crudo de semillas de aguaymanto se empleó un diseño completamente al azar (DCA) con arreglo factorial 3x3. Los factores estudiados fueron la temperatura de prensado con tres niveles: 60, 80 y 100 °C y la humedad de las semillas con tres niveles: 7.9, 10.1 y 11.9 %, obteniéndose un total de 9 tratamientos con 3 réplicas cada uno.

Los resultados fueron expresados en términos de medias y desviaciones estándar, y cuando fue necesario fueron sometidos a un análisis de varianza (ANOVA) de dos vías y a la prueba de comparación múltiple de Tukey para determinar diferencias significativas ($p \leq 0.05$) entre los tratamientos. Los datos fueron procesados en el software Minitab versión 17.

El rendimiento y las características de calidad se relacionan con las variables humedad y temperatura de acuerdo con el modelo aditivo lineal que se presenta a continuación:

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

$$i=1,2,3; j=1,2,3; k=1,2,3$$

Donde:

Y_{ijk} = Rendimiento o parámetro de calidad del aceite de semillas de aguaymanto obtenido con la humedad i , aplicando una temperatura j y en la repetición k .

μ = Es el efecto de la cantidad de aceite medio general

α_i = Es el efecto de la humedad de la semilla i .

β_j = Es el efecto de la temperatura de prensado j .

$(\alpha\beta)_{ij}$ = Es el efecto de la interacción de la humedad de la semilla i con la temperatura de prensado j .

ε_{ijk} = Es el efecto del error experimental obtenido con la humedad de la semilla i , temperatura de prensado j y repetición k .

3.6 METODOLOGÍA EXPERIMENTAL

3.6.1 Flujo de operaciones

La extracción de aceite de semillas de aguaymanto se realizó de acuerdo al flujo de operaciones mostrado en la Figura 11.

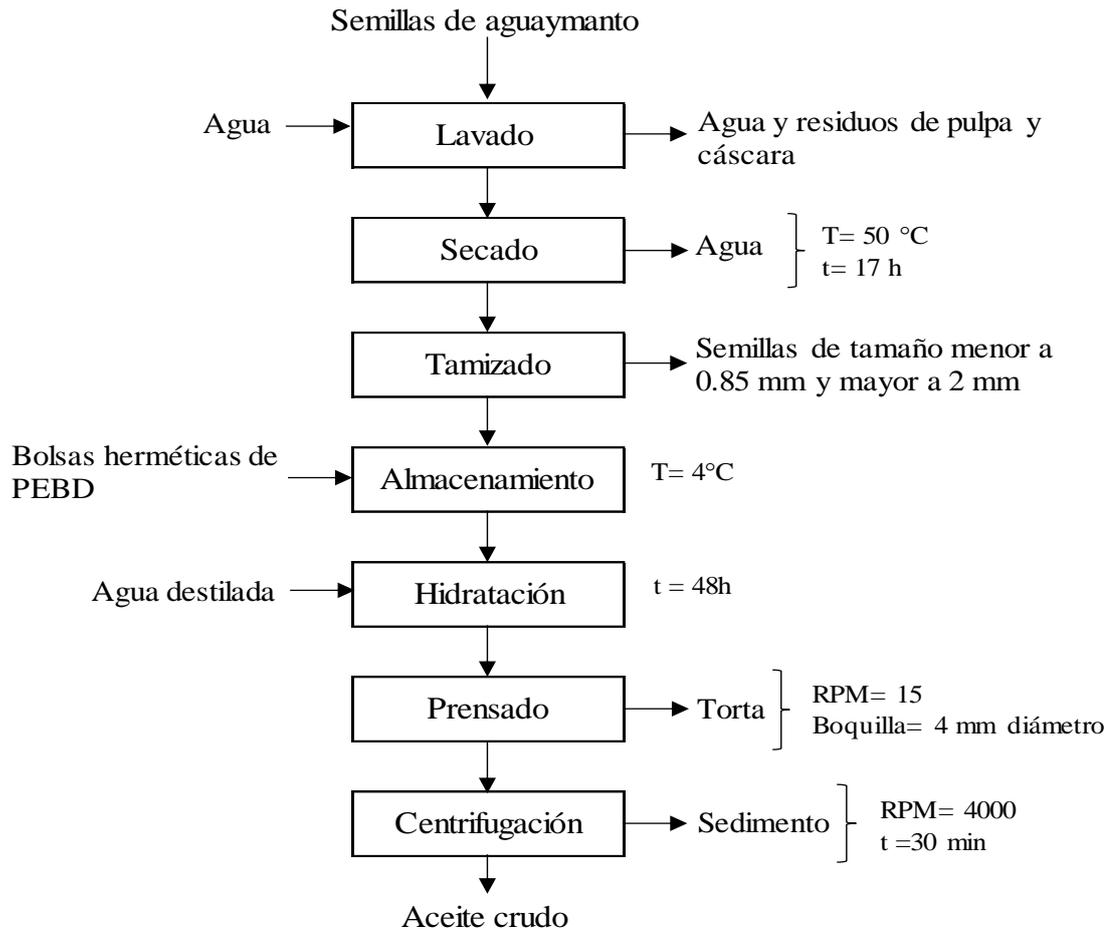


Figura 11: Flujo de operaciones para la extracción de aceite crudo de semillas de aguaymanto con prensa-expeller

Las operaciones unitarias se describen a continuación:

a. Lavado

Las semillas fueron sometidas a lavados continuos con agua potable con la finalidad de remover los restos de pulpa y cáscaras presentes en ellas.

b. Secado

Esta operación se realizó en un secador de bandejas por convección a una temperatura de 50 °C durante aproximadamente 17 horas. Tuvo como finalidad disminuir el contenido de humedad de las semillas lavadas, y así evitar su deterioro durante el almacenamiento.

c. Tamizado

Esta operación se realizó de forma manual, para lo cual se emplearon 2 tamices ASTM (N°10 y N°20) dispuestos en paralelo a los que se les aplicaron movimientos vibratorios durante 2 minutos. Esta operación tuvo como finalidad uniformizar el tamaño de las semillas, eliminando aquellas muy pequeñas, así como aquellas semillas adheridas a los remanentes de pulpa y cáscara.

d. Almacenamiento

Las semillas se colocaron en bolsas herméticas de polietileno de baja densidad (PEBD) y fueron almacenadas en refrigeración a 4°C hasta el momento de su utilización. Cada bolsa contuvo aproximadamente 510 g de semilla.

e. Hidratación

Las semillas se hidrataron por aspersion con agua destilada según la metodología indicada por Singh y Bargale (2000), para lo cual se empleó una botella de plástico con tapa tipo spray. Las semillas fueron rociadas dentro del recipiente de plástico y se almacenaron a temperatura ambiente durante 48 h aproximadamente para alcanzar el equilibrio. Los recipientes se agitaron a intervalos regulares para distribuir la humedad uniformemente a través de las semillas.

f. Prensado

Se realizó en una prensa de tornillo (expeller) (ver Anexo 1) a la temperatura seleccionada, a una velocidad de tornillo de 15 RPM y un diámetro de boquilla de 4 mm. Antes de introducir las semillas en la tolva de alimentación, la prensa de tornillo se hizo funcionar durante 15 minutos con calentamiento a través del anillo de resistencia eléctrica fijado alrededor del cabezal de prensado para elevar la temperatura del cilindro a la temperatura seleccionada.

Las extracciones se llevaron a cabo por triplicado para cada tratamiento y se emplearon 500 g de semilla por cada extracción. Las tortas obtenidas se almacenaron en refrigeración dentro de bolsas herméticas de PEBD hasta su análisis.

g. Centrifugación

La operación de centrifugación permitió separar el aceite crudo de las partículas sólidas (sedimento) presentes en él. Se realizó a una velocidad de 4000 rpm y un tiempo de 30 minutos. El aceite centrifugado se almacenó en un frasco ámbar y en refrigeración (4 °C) hasta su análisis.

3.6.2 Etapas de la investigación

En la Figura 12 se presenta el esquema experimental que se llevó a cabo en la siguiente investigación. A continuación, se detallan las etapas que se realizaron.

a. Etapa I: Caracterización de las semillas de aguaymanto

Las semillas de aguaymanto acondicionadas (lavadas, secadas y tamizadas) fueron caracterizadas en base a un análisis químico proximal, que incluyó: humedad, grasa cruda, proteína cruda, cenizas, fibra cruda y carbohidratos totales.

b. ETAPA II: Evaluación del proceso de extracción de aceite

Las semillas se hidrataron a 8.0 ± 0.2 , 10.0 ± 0.2 y 12.0 ± 0.1 %; según lo indicado en el ítem 3.7.1 (e), en función al orden de extracción que fue determinado aleatoriamente. La cantidad de agua destilada que se agregó se calculó utilizando la siguiente fórmula:

$$M_A = M_S \frac{(H_1 - H_0)}{100 - H_1}$$

Donde: M_A es la masa de agua que se debe agregar (g), M_S es la masa de semillas que se va a hidratar (g), H_0 es la humedad inicial de las semillas (en base húmeda) y H_1 es la humedad final deseada (en base húmeda).

Después de haber transcurrido el tiempo establecido de hidratación (48 h aprox.), las semillas se prensaron a 60, 80 y 100 °C, de acuerdo a lo señalado en el ítem 3.7.1. Se tomó una muestra de las semillas hidratadas y se determinó su humedad (ítem 3.4) con la finalidad de

determinar la humedad real alcanzada al final de la hidratación ya que esta sería utilizada en los cálculos posteriores. Esta determinación se realizó el mismo día de la extracción.

Una vez obtenido el aceite crudo de las semillas de aguaymanto en cada uno de los tratamientos, se determinó el rendimiento de la extracción según lo indicado en el ítem 3.5 y se procedió a evaluar su calidad en base a 5 parámetros fisicoquímicos: la humedad y material volátil, el índice de acidez, el índice de peróxido, el índice de *p*-anisidina y la extinción específica a 232 nm y 268 nm según las metodologías señaladas en el ítem 3.4

Se consideró como mejor tratamiento al aceite que presentó la mayor recuperación de aceite y los valores más bajos en los parámetros fisicoquímicos de calidad analizados.

c. Etapa III: Caracterización del aceite crudo

El aceite crudo obtenido con el mejor tratamiento se caracterizó a través de 6 análisis fisicoquímicos: Índice de yodo, índice de refracción, índice de saponificación, materia insaponificable, color y perfil de ácidos grasos según las metodologías señaladas en el ítem 3.4.

d. Etapa IV: Predicción de la vida en anaquel del aceite crudo

Al igual que en la caracterización, la predicción de la vida en anaquel se realizó sobre el aceite crudo obtenido con el mejor tratamiento usando el equipo Rancimat (ver Anexo 2)

El primer paso para la predicción de la vida en anaquel fue determinar el Índice de estabilidad oxidativa (IEO) del aceite, según la metodología del ítem 3.4. Este índice se determinó para tres temperaturas 100, 110 y 120 °C manteniendo constante los otros parámetros señalados en dicha metodología (masa de aceite 3 g y flujo de aire 15 L/h).

Se estableció una relación matemática entre los valores de IEO y las temperaturas utilizadas en el equipo Rancimat y luego mediante extrapolación a la temperatura usual de almacenamiento (25 °C) se predijo la vida en anaquel (en horas) del aceite de semillas de aguaymanto, empleando la siguiente relación matemática (Farhoosh, 2007, Navas, 2010, Villanueva *et al.*, 2013 y Rodríguez *et al.*, 2015):

$$\text{Log (IEO}_T) = AT + B$$

Donde:

IEO_T=Representa la vida en anaquel (h) a la temperatura de predicción

T=Temperatura de predicción (C)

A= Coeficiente de temperatura, que indica que tan susceptible es el aceite virgen al aumento de la temperatura durante el ensayo de oxidación acelerada.

B= Valor empírico sin significación física.

Los valores de IEO se utilizaron para la determinación la constante de velocidad de formación de compuestos de oxidación secundarios (*k*). De esta manera, *k* quedó definida como el recíproco de IEO, según lo indicado por Symoniuk *et al.* (2017) y Aktar y Adal (2019).

$$k = k_{IEO} = \text{IEO}^{-1}$$

A partir de *k*_{IEO} en cada temperatura evaluada, se determinó el coeficiente de temperatura *Q*₁₀ utilizando la siguiente ecuación indicada por Symoniuk *et al.* (2017).

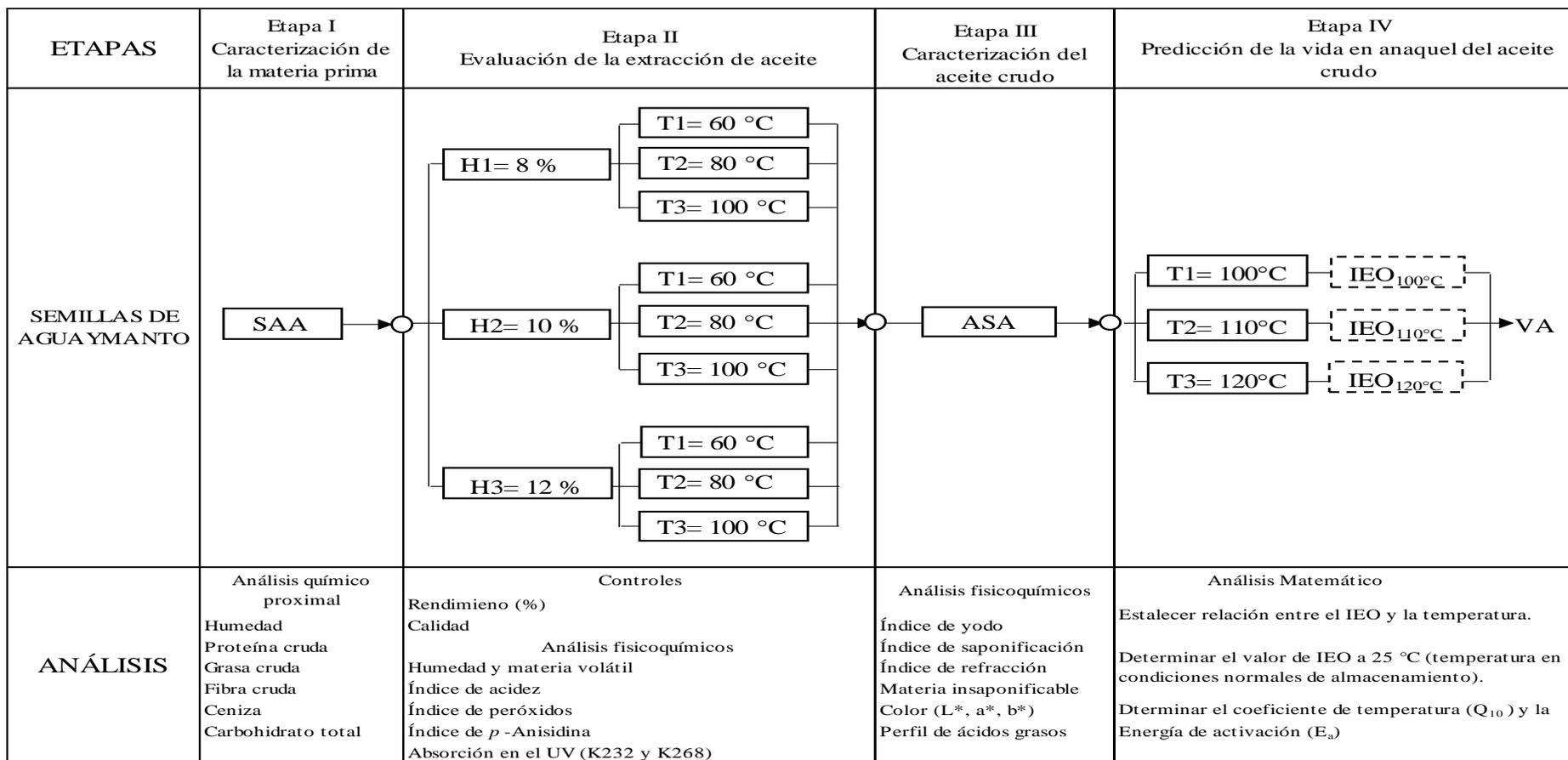
$$Q_{10} = (k_2/k_1)^{10/(T_2-T_1)}$$

La relación entre la constante de velocidad de reacción y la temperatura quedó definida mediante la ecuación de Arrhenius, expresada en su forma logarítmica, tal como se muestra a continuación:

$$K = Ae^{-\frac{E_a}{RT}}$$

$$\ln k = \ln A - \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Donde *k*_{IEO} es la velocidad de reacción (h⁻¹), A es el factor preexponencial o factor de frecuencia, *E*_a es la energía de activación (kJ mol⁻¹), R es la constante universal de los gases (8.314510 J K⁻¹ mol⁻¹) y T es la temperatura absoluta (K).



Donde: SAA= Semillas de aguaymanto acondicionadas; ASA= Aceite de semillas de aguaymanto; VA= Vida en anaquel

Figura 12: Esquema experimental de la investigación

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 ANÁLISIS QUÍMICO PROXIMAL

En la Tabla 6 se muestra la composición química proximal de las semillas de aguaymanto.

Tabla 6: Composición química proximal (% base seca) de las semillas de aguaymanto

COMPONENTE	VALOR ^a
Grasa cruda	33.63 ± 0.03
Proteína cruda (N x 6.25)	14.46 ± 0.05
Ceniza	2.45 ± 0.01
Fibra cruda	32.48 ± 0.40
Carbohidratos totales	49.46 ± 0.04

^aMedia ± Desviación estándar (n = 3)

Los resultados reportados en la Tabla 6 muestran que las semillas de aguaymanto presentaron un contenido de aceite (expresado como grasa cruda) de 33.63 %. Este valor fue superior a los valores de 6.3, 18 y 20 % reportados por Gupta y Lal (1938), Aslanov *et al.* (1995) y Badami y Patil (1975) en semillas procedentes de Rusia, Azerbaiyán e India, respectivamente. Estas diferencias podrían explicarse por la influencia de diversos factores, tales como la variedad o el cultivar empleado, las condiciones geográficas y/o ambientales del lugar de crecimiento, las prácticas agronómicas empleadas para su cultivo, las condiciones de almacenamiento y la etapa de madurez (O'Brien *et al.*; 2005, Hammond *et al.*; 2005; Bekhit *et al.*, 2018; Mariod *et al.*, 2017; Ebrahimian *et al.*, 2019).

El contenido de aceite obtenido fue menor que el de semillas oleaginosas comerciales, como las de girasol, canola y sésamo, que presentan contenidos de aceite que se encuentran entre 39 – 47 % (Rosa *et al.*, 2009; Chung *et al.*, 2013), 42 – 48 % (Prybylski *et al.*, 2005) y 47 - 56 % (Khier *et al.*, 2008; Gharby *et al.*, 2017; Ji *et al.*, 2019), respectivamente; pero mayor

que el de la soya y el algodón, que tienen entre 14 - 21 % (Brumm y Hurburgh, citados por Hammond *et al.*, 2005; Sharma *et al.*, 2014; Ciabotti *et al.*, 2016) y 12 - 15 % (Shah *et al.*, 2017), respectivamente.

Asimismo, el contenido de aceite en las semillas de aguaymanto fue inferior al de otras semillas oleaginosas no tradicionales, tales como la nigella, la almendra y el pistacho, que presentan contenidos de aceite que oscilan entre 37 - 39 % (Salem *et al.*, 2001; Khoddami *et al.*, 2011), 45 - 56 % (Özcan *et al.*, 2011; Martínez *et al.*, 2013; Chung *et al.*, 2013) y 47 - 52 % (Chung *et al.*, 2013; Ling *et al.*, 2016), respectivamente. Sin embargo, su contenido de aceite se encontró dentro del rango de semillas como la moringa y la chía cuya concentración está entre 28 - 44 % (Anwar *et al.*, 2005; Barakat y Ghazal, 2016; Stadlander y Becker, 2017) y 27 - 34 % (Ixtaina *et al.*, 2011; Marineli *et al.*, 2014), respectivamente.

Por otro lado, la concentración de aceite obtenida fue superior a la de varias semillas procedentes de frutos comestibles que han sido estudiadas como fuentes potenciales de aceite con el fin de aprovecharlas. Dentro de estas semillas se encuentran las de maracuyá, granada, uva, papaya y guayaba; quienes presentan contenidos de aceite que oscilan entre 25 - 31 % (Chau y Huang, 2004; Malacrida y Jorge, 2012; Pantoja-Chamorro *et al.*, 2017), 11 - 24 % (Kýralan *et al.*, 2009; Khoddami *et al.*, 2014; Dadashi *et al.*, 2016; Juhaimi *et al.*, 2017), 8 - 21 % (Demirtas *et al.*, 2013; Santi *et al.*, 2015; Bada *et al.*, 2015; Yalcin *et al.*, 2017), 28 - 31 % (Malacrida *et al.*, 2011; Yanty *et al.*, 2014) y 10 - 15 % (Opote, 1978; Malacrida y Jorge *et al.*, 2013; Uchôa-Thomas *et al.*, 2018), respectivamente. En cambio, el contenido de aceite obtenido se encontró dentro del rango de concentraciones reportados para las semillas de kiwi y sandía, que son de 33 - 38 % (Deng *et al.*, 2014; Coelho *et al.*, 2015) y 24 - 36 % (Raziq *et al.*, 2012; Gabriel *et al.*, 2018), respectivamente.

Todo lo mencionado anteriormente convierte a las semillas de aguaymanto en una fuente potencialmente importante de aceite, al menos, desde el punto de vista cuantitativo.

Respecto a las proteínas, las semillas de aguaymanto presentaron un contenido similar al valor de 14.51 % reportado por Badami y Patil (1975). Por otra parte, tuvieron un bajo contenido de este macronutriente en comparación con algunas semillas oleaginosas tradicionales como las de girasol (Rosa *et al.*, 2009; Chung *et al.*, 2013), soya (Brumm y Hurburgh, citados por Hammond *et al.*, 2005; Sharma *et al.*, 2014; Ciabotti *et al.*, 2016) y

sésamo (Khier *et al.*, 2008; Gharby *et al.*, 2017). No obstante, el valor obtenido fue mayor que el de las semillas de granada (Dadashi *et al.*, 2016; Juhaimi *et al.*, 2017), uva (Santi *et al.*, 2015; Bada *et al.*, 2015; Yalcin *et al.*, 2017) y guayaba (Malacrida y Jorge *et al.*, 2013; Uchôa-Thomas *et al.*, 2018), y similar a las de maracuyá (Malacrida y Jorge, 2012; Pantoja-Chamorro *et al.*, 2017).

En cuanto a las cenizas, su contenido en las semillas de aguaymanto (2.45 %), fue superior al de las semillas de maracuyá (Malacrida y Jorge, 2012 ; Pantoja-Chamorro *et al.*, 2017), uva (Santi *et al.*, 2015; Yalcin *et al.*, 2017), granada (Dadashi *et al.*, 2016; Juhaimi *et al.*, 2017) y guayaba (Malacrida y Jorge *et al.*, 2013; Uchôa-Thomas *et al.*, 2018), pero inferior al de semillas de girasol (Rosa *et al.*, 2009; Chung *et al.*, 2013), soya (Sharma *et al.*, 2011; Ciabotti *et al.*, 2016) y sésamo (Khier *et al.*, 2008; Gharby *et al.*, 2017).

Las semillas de aguaymanto presentaron un contenido de fibra cruda de 32.48 %. Este valor fue muy superior al contenido de fibra cruda de semillas como las de sésamo (Khier *et al.*, 2008; Gharby *et al.*, 2017), soya (Ciabotti *et al.*, 2016) y girasol (Rosa *et al.*, 2009) papaya (Yanty *et al.*, 2014) pero fue superada por las semillas de maracuyá (Pantoja-Chamorro *et al.*, 2017) y granada (Juhaimi *et al.*, 2017).

4.2 RENDIMIENTO

El rendimiento de la extracción de aceite de semillas de aguaymanto mediante prensado bajo diferentes condiciones de humedad y temperatura se muestra en la Tabla 7.

Para los niveles analizados de estos factores, el análisis de varianza (ANOVA) de dos vías indicó que la humedad de las semillas y la temperatura de prensado, así como su interacción fueron fuentes de variabilidad ($p \leq 0.05$) para las variables respuestas estudiadas (recuperación de aceite y aceite residual) (ver Anexos 3 y 4).

En la Tabla 7 se observa que la recuperación de aceite disminuyó significativamente conforme el contenido de humedad de las semillas aumentó de 8 a 12 % en cada temperatura de prensado evaluada. Este mismo comportamiento se observó para la temperatura, es decir, cuando esta aumentó de 60 a 100 °C en cada una de las humedades evaluadas, la recuperación de aceite disminuyó significativamente. Un comportamiento diferente mostró

el aceite residual. A medida que la humedad o la temperatura aumentaron, el contenido de aceite en las tortas también aumentó; de tal manera que un aumento en la recuperación de aceite implicó, en todos los casos, una disminución del aceite residual.

Tabla 7: Rendimiento del aceite de semillas de aguaymanto prensadas bajo diferentes condiciones temperatura y humedad

FACTORES			RENDIMIENTO	
Tratamiento	Temperatura	Humedad	Recuperación de aceite (%)	Aceite residual (%BS)
T1	60 °C	8 %	86.43 ± 0.51 ^a	6.62 ± 0.21 ^h
T2		10 %	78.27 ± 0.36 ^b	10.01 ± 0.12 ^g
T3		12 %	56.15 ± 0.26 ^e	18.57 ± 0.13 ^d
T4	80 °C	8 %	73.03 ± 0.43 ^c	13.13 ± 0.63 ^f
T5		10 %	56.87 ± 0.47 ^e	18.69 ± 0.20 ^d
T6		12 %	43.51 ± 0.47 ^g	22.45 ± 0.34 ^b
T7	100 °C	8 %	65.46 ± 0.55 ^d	15.66 ± 0.22 ^e
T8		10 %	48.95 ± 0.57 ^f	21.01 ± 0.33 ^c
T9		12 %	34.98 ± 0.53 ^h	25.26 ± 0.34 ^a
<i>p</i> (Temperatura*Humedad)			0.000	0.000
Efecto de la Temperatura		60 °C	73.62 ^a	11.73 ^c
		80 °C	57.80 ^b	18.08 ^b
		100 °C	49.80 ^c	20.64 ^a
<i>p</i> (Temperatura)			0.000	0.000
Efecto de la Humedad		8 %	74.97 ^a	11.79 ^a
		10 %	61.37 ^b	16.57 ^b
		12 %	44.88 ^c	22.09 ^c
<i>p</i> (Humedad)			0.000	0.000

Los valores son expresados como media ± desviación estándar (n=3). Letras diferentes en una misma columna indican diferencias significativas ($p \leq 0.05$)

Estos resultados concuerdan con los reportados por Singh *et al.* (2002) y Mridula *et al.* (2015); quienes al evaluar el efecto de la humedad sobre la recuperación de aceite en la extracción de aceite de semillas de crambe (cocidas y sin cocer con 3.6, 4.7, 5.4, 6.3 y 7.5 % de humedad) y linaza (con cáscara y descascaradas con 6.4, 8.7 y 11.1 % de humedad) prensadas a 120 y 80 °C, respectivamente; encontraron que a medida que el contenido de

humedad de las semillas aumentaba, la recuperación de aceite disminuía. Además, Mridula *et al.* (2015) reportaron una tendencia a la reducción en la recuperación de aceite al aumentar la temperatura de prensado (80, 100 y 120 °C) de las semillas de crambe con 6.4 % de humedad. Asimismo, Silvia *et al.* (2012) reportaron que el aumento de temperatura (50, 60, 70, 80, 100 °C) en el prensado de las semillas de nigella con una humedad de 6 %, provocó una disminución en la recuperación de aceite. En todos los casos el contenido de aceite residual aumentó conforme disminuyó la recuperación de aceite.

Sin embargo, los resultados obtenidos difieren de lo reportado por Muangrat *et al.* (2018). Estos autores encontraron un aumento en la recuperación de aceite de semillas de sachu inchi (con 1.77 y 4.67 % de humedad) a medida que aumentaba la temperatura de prensado en el rango de 60 a 90 °C. Por su parte, Martínez *et al.* (2008) reportaron que al prensar semillas de nuez a 25 y 50 °C, la recuperación de aceite aumentaba a medida que aumentaba la humedad de las semillas (2.5, 4.5 y 7.5 %); sin embargo, cuando se prensaron a 70 °C la recuperación de aceite alcanzó un valor máximo a 4.5 % y luego disminuyó. Estos autores también reportaron un aumento en la recuperación de aceite al aumentar la temperatura de prensado cuando las semillas se mantuvieron a 2.5 % de humedad. Asimismo, Martínez *et al.* (2013), al evaluar la influencia de la temperatura de prensado (20, 40 y 60°C) y la humedad de las semillas (4, 6, 8, 10 y 12 %) en la recuperación de aceite de almendra, encontraron que, para una misma temperatura, a medida que la humedad aumentaba de 4 a 8 % la recuperación de aceite también aumentaba; sin embargo, disminuía cuando se aumentaba la humedad de 8 a 12 %. Con respecto a la temperatura, a medida que esta aumentaba, también aumentaba la recuperación de aceite, pero solo para las humedades de 4 y 6 %. Para las humedades de 8 a 12 % la recuperación de aceite aumentaba de 20 a 40 °C, pero disminuía de 40 a 60 °C.

Cuando la temperatura de prensado aumentó de 60 a 80 °C en cada una de las tres humedades evaluadas, la recuperación de aceite disminuyó en mayor magnitud que cuando la temperatura aumentó de 80 a 100 °C (Figura 13a). Del mismo modo, el aumento de humedad de 8 a 10 % en las temperaturas de 80 y 100 °C provocó que la recuperación de aceite disminuyera en mayor magnitud que cuando la humedad aumentó de 10 a 12 %. Caso contrario se observó a 60 °C, donde el aumento de humedad de 8 a 10 % generó una menor pérdida en la recuperación de aceite que el aumento de 10 a 12 % (Figura 13b). El aceite residual mostró un comportamiento inverso en todos los casos (Figura 14).

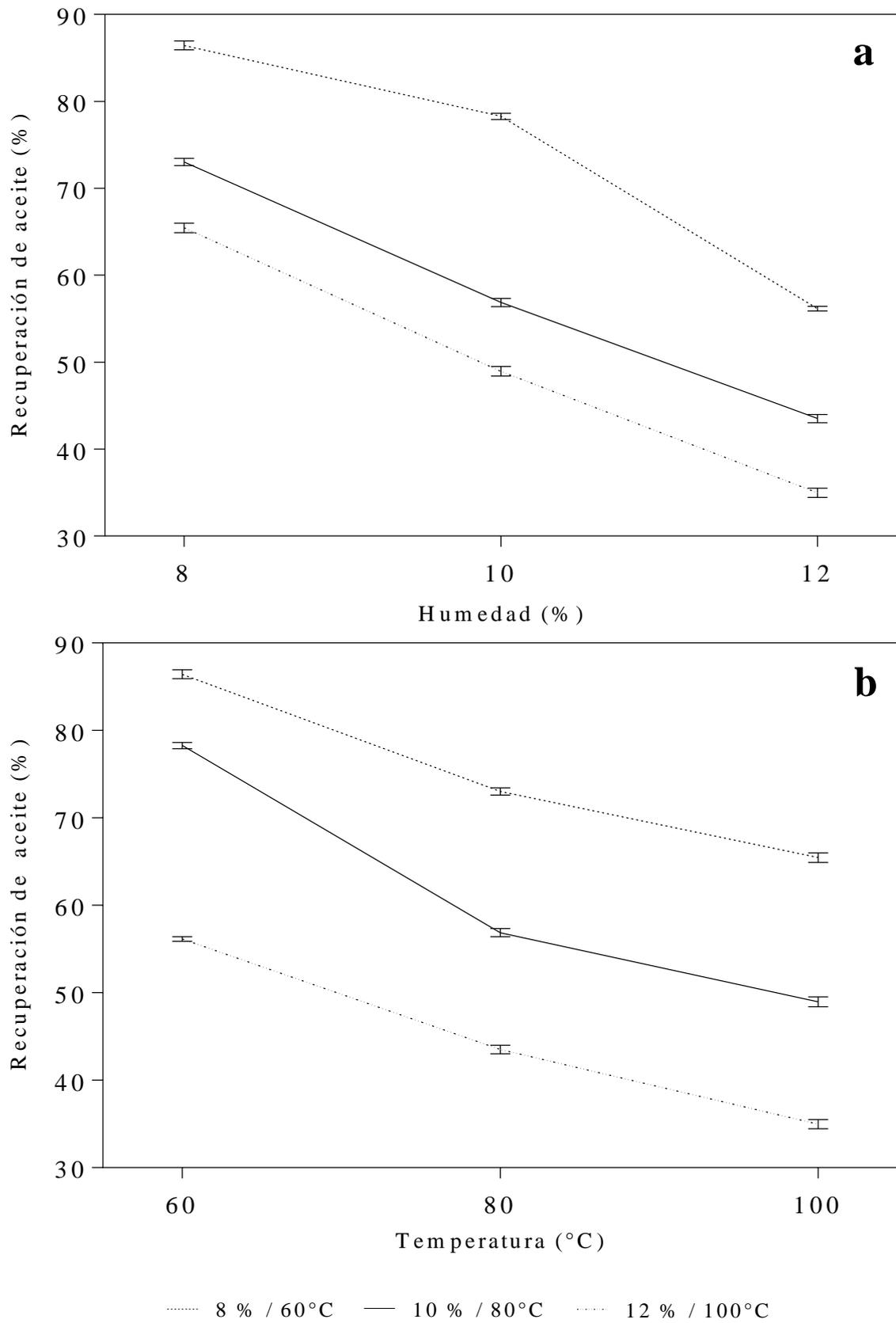


Figura 13: Efecto de la humedad (a) y la temperatura (b) sobre la recuperación de aceite del prensado de semillas de aguaymanto.

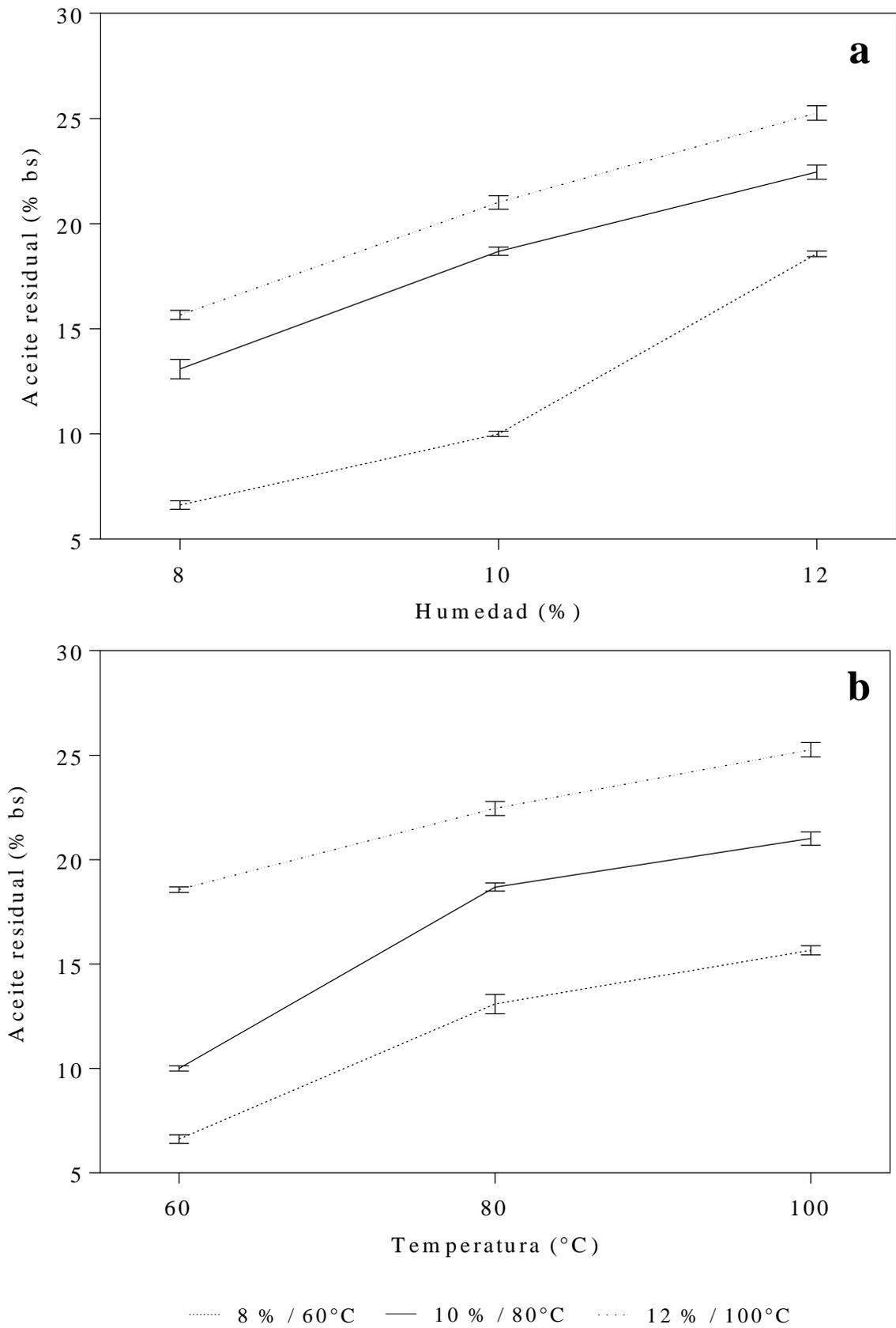


Figura 14: Efecto de la humedad (a) y temperatura (b) en el aceite residual de las tortas obtenidas en el prensado de semillas de aguaymanto

Al analizar el efecto de la interacción, se puede observar (Tabla 7) que estadísticamente existen diferencias significativas en la recuperación de aceite para los 9 tratamientos evaluados, salvo T3 (60 °C - 12 % humedad) con T5 (80 °C - 10 % de humedad) en donde no existe ninguna diferencia. El porcentaje máximo de recuperación de aceite (86.43 %) se logró mediante la interacción de los niveles más bajos de cada factor; es decir a una temperatura de 60 °C y una humedad de 8 %, con los que a su vez se obtuvo el contenido más bajo de aceite residual (6.62 %). Bajo estas condiciones, la torta que se obtuvo presentó una textura lisa, compacta y uniforme (ver Anexo5). Por otro lado, en la recuperación de aceite más baja (34.98 %) y, en consecuencia, el contenido más alto de aceite residual (25.36 %) se consiguió a 100 °C y 12 % de humedad; obteniéndose una torta desmenuzada en la que se pudo observar la presencia de semillas sin presionar (ver Anexo 5).

El prensado de las semillas de aguaymanto para la obtención de aceite permitió obtener una alta recuperación de aceite y un bajo contenido de aceite residual en comparación a otras semillas prensadas bajo diferentes condiciones de humedad y temperatura de prensado. Martínez *et al.* (2013) y Mridula *et al.* (2015) en la extracción de aceite de almendra y linaza, reportaron recuperaciones de aceite para su mejor tratamiento de 79.6 y 82.91 % que condujeron a contenidos de aceite residual de 17.6 y 17.48 %, respectivamente. Asimismo, la recuperación de aceite obtenida fue mayor que el valor de 74.2 % reportado por Martínez *et al.* (2017) para su mejor tratamiento en la extracción de aceite de sésamo. No obstante, Singh y Bargale (2000) reportaron un mayor valor de recuperación de aceite para su mejor tratamiento que fue de 90.2 % con un contenido de aceite en la torta de 5.74 %.

La humedad es un factor clave en el prensado de semillas oleaginosas que, dependiendo del tipo de semillas, afecta de manera diferente el rendimiento de aceite (Savoire *et al.*, 2012). Niveles muy bajos o muy altos de humedad influyen negativamente en el rendimiento de la extracción, esto se debe a que las propiedades mecánicas de las semillas cambian con el contenido de humedad, debido a un cambio en la estructura de sus tejidos (Li *et al.*,1999).

Un aumento del contenido de humedad de las semillas, puede provocar un aumento de su plasticidad y actuar como lubricante del barril, efectos que en su conjunto reducen la fricción y facilitan el flujo de semillas en la cámara de prensado, favoreciendo el rendimiento (Martínez *et al.*, 2012; Martínez *et al.*, 2017). Este beneficio se conseguirá solo hasta que las semillas alcancen una humedad máxima, a partir de la cual, cualquier aumento en la

humedad empezará a provocar una disminución del rendimiento que se intensificará conforme se siga aumentando, esto debido a que altos contenidos de humedad provocan una fricción insuficiente durante el prensado (Martínez *et al.*, 2012; Martínez *et al.*, 2017). Esto último explicaría la disminución del rendimiento a medida que la humedad de las semillas de aguaymanto aumentaba.

Al igual que la humedad, la temperatura de prensado puede tener diferentes efectos sobre el rendimiento. El aumento de temperatura mejora la recuperación de aceite durante la extracción, ya que provoca una disminución de la viscosidad del aceite, favoreciendo su flujo (Savoire *et al.*, 2012). Sin embargo, en este caso, a medida que la temperatura de prensado aumentó el rendimiento disminuyó. Esto puede deberse a que el aumento de temperatura provocó un ablandamiento excesivo de los tejidos que trajo consigo la compactación de las semillas, que bajo esas condiciones tiende a retener aceite y disminuir la fricción, lo cual disminuye la efectividad de la prensa y, en consecuencia, el rendimiento (Savoire *et al.*, 2012).

4.3 PARÁMETROS DE CALIDAD

Los parámetros de calidad del aceite de semillas de aguaymanto obtenido mediante prensado bajo diferentes condiciones de humedad y temperatura se muestran en la Tabla 8.

4.3.1. HUMEDAD Y MATERIA VOLÁTIL

El análisis de varianza ANOVA (ver Anexo 6) indicó que la humedad del aceite de semillas de aguaymanto estuvo influenciada únicamente por la humedad de las semillas ($p \leq 0.05$). Ni la temperatura ni la interacción entre ambos factores tuvieron efectos significativos sobre esta variable ($p > 0.05$).

El aumento en la humedad de las semillas de 8 a 12 %, independientemente de la temperatura de prensado, provocó también un aumento en la humedad del aceite. Los valores máximo y mínimo de humedad obtenidos fueron 0.072 y 0.097 % correspondientes a T1 (80 °C - 8 %) y T9 (100 °C - 12 %), respectivamente. Estos valores están por debajo del valor máximo (0.2 %) establecido por la norma del Codex Alimentarius (2015) para aceites vegetales

Tabla 8: Parámetros de calidad del aceite de semillas de aguaymanto prensadas bajo diferentes condiciones de humedad y temperatura

FACTORES			PARÁMETROS DE CALIDAD					
Tratamiento	Temperatura	Humedad	Humedad y materia volátil (%)	Índice de acidez (mg KOH/g aceite)	Índice de peróxido (miliequivalentes O ₂ /kg aceite)	Índice de <i>p</i> -Anisidina	K ₂₃₂	K ₂₆₈
T1	60 °C	8 %	0.072 ± 0.00 ^c	0.24 ± 0.03 ^b	ND ^l	0.72 ± 0.01 ^d	1.33 ± 0.02 ^d	0.17 ± 0.01 ^e
T2		10 %	0.087 ± 0.00 ^b	0.35 ± 0.02 ^a	ND	0.83 ± 0.01 ^c	1.40 ± 0.01 ^{bc}	0.21 ± 0.01 ^{cd}
T3		12 %	0.097 ± 0.00 ^a	0.36 ± 0.02 ^a	ND	1.00 ± 0.01 ^b	1.49 ± 0.01 ^a	0.25 ± 0.01 ^{ab}
T4	80 °C	8 %	0.075 ± 0.00 ^c	0.24 ± 0.03 ^b	ND	0.73 ± 0.01 ^d	1.34 ± 0.02 ^d	0.19 ± 0.01 ^{de}
T5		10 %	0.086 ± 0.00 ^b	0.36 ± 0.02 ^a	ND	0.84 ± 0.00 ^c	1.39 ± 0.01 ^{bc}	0.20 ± 0.00 ^{cd}
T6		12 %	0.097 ± 0.00 ^a	0.36 ± 0.02 ^a	ND	0.99 ± 0.01 ^b	1.49 ± 0.01 ^a	0.26 ± 0.01 ^a
T7	100 °C	8 %	0.075 ± 0.00 ^c	0.23 ± 0.03 ^b	ND	0.73 ± 0.03 ^d	1.36 ± 0.03 ^{cd}	0.19 ± 0.01 ^{de}
T8		10 %	0.087 ± 0.00 ^b	0.37 ± 0.00 ^a	ND	0.84 ± 0.02 ^c	1.42 ± 0.02 ^b	0.22 ± 0.01 ^{bc}
T9		12 %	0.097 ± 0.00 ^a	0.38 ± 0.02 ^a	ND	1.04 ± 0.01 ^a	1.50 ± 0.02 ^a	0.26 ± 0.01 ^a
<i>p</i> (Temperatura x Humedad)			0.352	0.808	-	0.101	0.937	0.434
Efecto de la Temperatura		60 °C	0.086 ^a	0.32 ^a	-	0.85 ^b	1.41 ^a	0.21 ^b
		80 °C	0.086 ^a	0.32 ^a	-	0.85 ^{ab}	1.41 ^a	0.22 ^{ab}
		100 °C	0.087 ^a	0.33 ^a	-	0.87 ^a	1.43 ^a	0.22 ^a
<i>p</i> (Temperatura)			0.461	0.384	-	0.025	0.090	0.040
Efecto de la Humedad		8 %	0.074 ^c	0.24 ^b	-	0.72 ^c	1.34 ^c	0.18 ^c
		10 %	0.087 ^b	0.36 ^a	-	0.84 ^b	1.41 ^b	0.21 ^b
		12 %	0.097 ^a	0.37 ^a	-	1.01 ^a	1.49 ^a	0.25 ^a
<i>p</i> (Humedad)			0.000	0.000	-	0.000	0.000	0.000

Los valores son expresados como media ± desviación estándar (n=3). Letras diferentes en una misma columna indican diferencia significativa ($p \leq 0.05$). ^l ND: No detectado

Los bajos valores de humedad son adecuados para evitar el desarrollo de rancidez hidrolítica, ya que la humedad contribuye a la hidrólisis de los ácidos grasos durante la manipulación y el procesamiento (Choo *et al.*, 2007).

4.3.2. ÍNDICE DE ACIDEZ

El análisis de varianza ANOVA (ver Anexo 7) indicó que solamente el factor humedad de las semillas tuvo un efecto significativo sobre el índice de acidez ($p \leq 0.05$). Tanto el factor temperatura como la interacción de ambos factores no influyeron significativamente en esta variable ($p > 0.05$).

El índice de acidez de las semillas prensadas a 10 y 12 % de humedad, en cada una de las temperaturas evaluadas, fue estadísticamente similar, y significativamente más alto que el de las semillas prensadas a 8 %. Asimismo, cuando las semillas se prensaron desde 60 a 100 °C, manteniendo una humedad constante, el índice de acidez no mostró cambios significativos. Los valores de índice de acidez mínimo y máximo fueron de 0.23 y 0.38 mg KOH/g, respectivamente, valores muy inferiores al límite máximo establecido por la norma del Codex Alimentarius (2015) para aceites prensados en frío y vírgenes (4 mg KOH/g), e incluso son menores que el límite máximo permitido para aceites refinados (0.6 mg KOH/g).

Aslanov *et al.* (1995) reportó un índice de acidez de 2.9 mg KOH/g para el aceite de semillas de aguaymanto extraído mediante el sistema soxhlet, el cual es mayor a todos los valores obtenidos bajo las diferentes condiciones de prensado. Esto puede deberse a que la humedad de la semilla es arrastrada por el solvente entrando en contacto continuo con el aceite, lo cual, sumado a la temperatura aplicada propician la hidrólisis de los triglicéridos (Lafont *et al.*, 2011).

Comportamientos similares respecto al índice de acidez han sido reportados por algunos autores en la extracción de aceite por prensa de tornillo en otras semillas. Martínez *et al.* (2013), evaluaron el efecto de la temperatura y la humedad sobre la calidad del aceite de almendras, e indicaron que solo la humedad ejerció un efecto significativo sobre este índice. Estos autores reportaron que el índice de acidez se mantuvo constante a 4 y 6 % de humedad. Sin embargo, cuando la humedad aumentó a 8 %, el índice de acidez también aumentó significativamente, manteniéndose, a partir de allí, sin cambios significativos a 10 y 12 % de humedad. Asimismo, Muangrat *et al.* (2018) reportaron que la temperatura de prensado no tuvo ninguna influencia

sobre los valores de índice de acidez en el aceite de semillas de sachá inchi, de manera que al aumentarla de 60 a 90 °C los valores de índice de acidez no se vieron afectados. En cambio, Martínez *et al.* (2008) encontraron que tanto la humedad como la temperatura, así como su interacción ejercieron una influencia significativa sobre el índice de acidez del aceite de nuez; reportando un aumento significativo del índice de acidez a medida que la humedad o la temperatura aumentaban.

Los bajos índices de acidez obtenidos contribuyen a una buena estabilidad oxidativa, ya que los ácidos grasos libres aumentan la velocidad de oxidación, contribuyendo a la aparición de características correspondientes a la rancidez (Graciani *et al.*, 2012),

4.3.3. ÍNDICE DE PERÓXIDO

El índice de peróxido no fue sometido a ningún análisis estadístico debido a que, como se puede observar en la Tabla 8, no se detectó la presencia de hidroperóxidos en los aceites analizados correspondientes a los 9 tratamientos. Frankel (2012) ha indicado que la sensibilidad del método yodométrico para la determinación del índice de peróxido es de aproximadamente 0.5 meqO₂/kg, por lo que, posiblemente, los aceites obtenidos tienen concentraciones de hidroperóxidos menores o iguales al valor indicado. Este mismo resultado ha sido reportado por Martínez *et al.* (2013) y Martínez *et al.* (2017), quienes tampoco detectaron presencia de hidroperóxidos en aceites de semillas de almendra y sésamo, respectivamente, sometidas a diferentes condiciones de prensado. La baja concentración de estos compuestos podría indicar un bajo deterioro oxidativo del aceite de las semillas de aguaymanto o, por el contrario, que este se encuentra en etapas avanzadas de oxidación, donde su concentración tiende a disminuir a expensas del incremento de compuestos secundarios de oxidación (Matthäus, 2010).

4.3.4. ÍNDICE DE *p*-ANISIDINA

El análisis de varianza ANOVA (ver Anexo 8) indicó que tanto el factor temperatura de prensado como el factor humedad de las semillas tuvieron un efecto significativo ($p \leq 0.05$) sobre el índice de *p*-anisidina. La interacción de ambos factores no influyó significativamente en esta variable ($p > 0.05$). De estos dos factores, la humedad de las semillas es la que tuvo una mayor influencia.

La Tabla 8 muestra un aumento significativo en los valores del índice de *p*-anisidina a medida que la humedad aumenta gradualmente para cada temperatura evaluada. Cuando las semillas se prensaron a 8 y 10 % de humedad, el aumento de temperatura no provocó cambios significativos en el índice de *p*-anisidina; sin embargo, cuando las semillas se prensaron a 12 % el valor de este índice se mantuvo constante para las temperaturas de 60 y 80 °C, aumentando significativamente a 100 °C.

El mínimo valor de *p*-anisidina encontrado se obtuvo a 60 °C y 8 % de humedad (0.72), mientras que el máximo se consiguió a 100 °C y 12 % (1.04). Actualmente, no existen normas que establezcan un límite máximo permitido para este índice en aceites vegetales que garantice su calidad; sin embargo, Matthäus (2010) ha indicado que, como regla general, en la industria se usa un límite de 10 para el valor de *p*-anisidina para los buenos aceites refinados. Los valores obtenidos en los diferentes tratamientos están por debajo de dicho límite.

Debido a que el índice de *p*-anisidina mide la formación de compuestos de oxidación secundarios (Matthäus, 2010), su bajo valor permite indicar que la baja concentración de hidroperóxidos en los aceites de semillas de aguaymanto obtenidos es consecuencia de una baja oxidación.

4.3.5. ABSORCIÓN EN EL UV (Extinción específica K_{232} y K_{268})

El análisis de varianza ANOVA realizado al coeficiente de extensión K_{232} (ver Anexo 9), mostró que esta variable está influenciada únicamente por la humedad de las semillas ($p \leq 0.05$)

La extinción específica K_{232} mostró aumentos significativos a medida que aumentaba la humedad de las semillas para cada temperatura de prensado evaluada; sin embargo, cuando la humedad se mantuvo fija, su valor no se vio afectado por el aumento de la temperatura. El valor mínimo y máximo de la extinción específica K_{232} fue 1.33 y 1.50 correspondientes al tratamiento 1 (60 °C – 8 % de humedad) y tratamiento 9 (100 °C – 12 % de humedad), respectivamente.

Estos resultados difieren con lo obtenido por otros estudios. Martínez *et al.* (2008) han reportado que únicamente la temperatura fue el factor que influyó significativamente en la extinción específica K_{232} del aceite de semilla de nuez; indicando un aumento a medida que

aumentaba la temperatura. Por otro lado, Martínez *et al.* (2013) no encontró influencia de ninguno de los dos factores ni de su interacción sobre el K_{232} del aceite de almendra; de manera que los valores se mantuvieron estadísticamente similares.

No existen normas (ni nacionales ni internacionales) que establezcan límites máximos permitidos en aceites vegetales para esta variable, salvo para el aceite de olivo, cuyo coeficiente no puede ser mayor a 2.50 en aceites extra vírgenes y de 2.60 en aceites vírgenes (Codex Alimentarius, 2015). El valor obtenido se encuentra por debajo de dichos límites.

Para el caso de la extinción específica K_{268} , el análisis de varianza ANOVA (ver Anexo 10) mostró que tanto la temperatura de prensado como la humedad de las semillas afectaron significativamente el valor de esta variable ($p \leq 0.05$), siendo mucho mayor el efecto de esta última.

El coeficiente extinción K_{268} tuvo un comportamiento muy similar al K_{232} . Al igual que este, mostró aumentos significativos conforme aumentó la humedad de las semillas para cada una de las temperaturas de evaluadas. Sin embargo, a diferencia del K_{232} , esta variable además mostró una ligera tendencia a aumentar con el aumento de temperatura.

El menor valor se obtuvo con el tratamiento T1 (60 °C - 8 % de humedad), mientras que el mayor valor se obtuvo con el tratamiento T12 (100 °C - 12 % de humedad). Al igual que con el K_{232} , solo existe normativa de este límite máximo permitido para el aceite de oliva, cuyo valor no debe ser mayor a 0.22 en aceites de oliva extra vírgenes y 0.20 en aceites de oliva vírgenes (Codex Alimentarius, 2015).

La trienos conjugados, compuestos medidos mediante la extensión específica K_{268} , se forman en etapas más avanzadas de oxidación (Frankel, 2012), por lo que el bajo valor de este índice indica una baja oxidación del aceite de semillas de aguaymanto. Todo esto concuerda con los índices anteriormente discutidos.

Como se ha indicado a lo largo de la discusión, la temperatura fue un factor que tuvo una baja influencia en los parámetros de calidad e incluso, en algunos casos no influencia alguna. Esto puede deberse a que el aceite durante el prensado de las semillas no alcanzó la temperatura de prensado, de manera que no se vio drásticamente afectado por este factor. Algunos estudios

han encontrado que la temperatura de prensado difiere mucho de la temperatura que alcanza el aceite durante la extracción. Mridula *et al.* (2019) ha reportado que la temperatura del aceite de semillas de girasol con 8 % de humedad prensadas en el rango de 50 a 90 °C alcanzaron valores de 42.2 y 47.4 °C, respectivamente. Así mismo reportaron que la humedad no tuvo influencia sobre la temperatura del aceite, la cual se mantuvo constante cuando las semillas fueron prensadas a 70 °C en el rango de humedad de 6 a 10 %. Asimismo, Rabadán *et al.* (2018) reportó que al prensar semillas de almendras, nueces y pistachos a 50, 100, 150 y 200 °C, las temperaturas oscilaron entre 39.59 a 48.20; 45.38-59.21 °C, 61.79-72.80 °C y 75.60 a 83.90 °C, respectivamente.

Todo lo mencionado anteriormente, permite indicar que los diferentes tratamientos empleados para la extracción de aceite de semillas de aguaymanto tuvieron poco efecto sobre su proceso de deterioro hidrolítico y oxidativo, que se vio reflejado en los bajos valores en los parámetros fisicoquímicos de calidad analizados.

4.4 CARACTERIZACIÓN FISICOQUÍMICA

En la Tabla 9 se presentan las características fisicoquímicas del aceite obtenido con el tratamiento T1, mediante el cual se obtuvo el mayor rendimiento y la mejor calidad.

4.4.1. ÍNDICE DE YODO

El aceite de semillas de aguaymanto presentó un índice de yodo igual a 140.5 g I₂/100 g de aceite, que fue superior a los valores de 116.3 y 120.5 g I₂/100 g de aceite reportados por Aslanov *et al.* (1995) y Gupta y Lal (1938), respectivamente, esto posiblemente se deba a un menor grado de insaturación en los aceites analizados por estos autores, ya que el índice de yodo aumenta a medida que aumenta el nivel de insaturación (Pike y O'Keefe, 2017).

El valor obtenido se encontró dentro del rango de índices de yodo de aceites de semillas de cártamo, maracuyá, guayaba y uva; cuyos valores oscilan entre 135 - 147 g I₂/100 g (Mihaela *et al.*, 2013; Al Surmi *et al.*, 2015; Khalid *et al.*, 2017; Katkade *et al.*, 2018), 128 - 141 g I₂/100 g (Ferrari *et al.*, 2004; Nyanzi *et al.*, 2005; Liu *et al.*, 2009; Malacrida y Jorge, 2012; Santana *et al.*, 2015), 120 - 143 g I₂/100 g (Malacrida y Jorge *et al.*, 2013; Arian *et al.*, 2017) y 136 - 148 g I₂/100 g (Codex Alimentarius, 2017), respectivamente. Sin embargo, se encontró por debajo del rango de índices de yodo de aceites de semillas de linaza (182 - 203), chía (190 -

199) y perilla (188 - 197) (Przybylski, 2005), que presentan altos valores debido a su alta concentración de ácidos linolénicos (mayores a 60 %), y del aceite de semillas de granada que debido a la alta concentración de ácido púnic (71 - 78 %) presenta altos índices de yodo (214-228) (Khoddami *et al.*, 2014; Juhaimi *et al.*, 2017).

Tabla 9: Características fisicoquímicas del aceite de semillas de aguaymanto correspondiente al mejor tratamiento (T1)

PARÁMETRO	UNIDAD	VALOR ^a
Índice de yodo	g I ₂ / 100 g aceite	140.50 ± 0.24
Índice de refracción (n ²⁰)		1.4769 ± 0.00
Índice de refracción (n ⁴⁰)		1.4700 ± 0.00
Índice de saponificación	mg KOH / g aceite	188.10 ± 0.20
Materia insaponificable	g / 100 g aceite	1.67 ± 0.02
Color		
<i>L</i> *		30.21 ± 0.08
<i>a</i> *		-2.13 ± 0.01
<i>b</i> *		10.03 ± 0.11

^a Media ± Desviación estándar (n = 3)

4.4.2. ÍNDICE DE SAPONIFICACIÓN

El índice de saponificación del aceite de semillas de aguaymanto (188.10 mg KOH/g) fue mayor al valor de 177.6 mg KOH/g reportado Gupta y Lal (1938). Asimismo, fue ligeramente superior al valor de 186.2 mg KOH/g reportado por Mokhtar *et al.* (2018) para el aceite obtenido a partir del bagazo (semillas, cáscara y restos de pulpa) del fruto de aguaymanto.

El índice de saponificación obtenido se encontró dentro del rango de aceites como el de uva (188-194), maíz (187-193), cártamo (186-194), sésamo (186-199), maní (187-196), girasol (188-194), salvado de arroz (180-195) y oliva (188-196) indicados por el Codex Alimentarius (2017). Este índice disminuye con el aumento de la longitud de las cadenas de los ácidos grasos (Shahidi, 2005; O'Brien, 2009), por lo que el valor obtenido indicó que en el aceite de semillas de aguaymanto predominaron los ácidos grasos de cadena larga, que fueron los responsables de

que este aceite tenga un índice de saponificación muy inferior al de aceites como los de coco (248-265), babasú (245-256) y almendra de palma (230-254); en los cuales predominan los ácidos grasos de cadena media (principalmente láurico y mirístico) (Codex Alimentarius, 2017)

4.4.3. ÍNDICE DE REFRACCIÓN

El índice de refracción del aceite de semillas de aguaymanto a 20 °C fue 1.4769, siendo mayor al valor de 1.4481 reportado por Aslanov *et al.* (1995), esto posiblemente se deba a un menor grado de insaturación en los aceites analizados por estos autores, ya que el índice de refracción aumenta con la longitud de las cadenas y con la insaturación (McClements y Decker, 2017).

Con fines de comparación, el índice de refracción del aceite de semillas de aguaymanto se determinó a 40 °C. Debido a que un aumento de temperatura provoca una disminución del índice de refracción (O'Brien, 200); a esta temperatura el índice fue 1.4700. Este valor se encuentra dentro del rango de diversos aceites como el de uva (1.467-1.477), cártamo (1.467-1.470), soya (1.466-1.470) y salvado de arroz (1.460-1.473) indicados por el Codex Alimentarius (2017).

4.4.4. MATERIA INSAPONIFICABLE

El contenido de materia insaponificable en el aceite de semillas de aguaymanto (1.67 g/100 g) fue mayor que el valor de 1.4 g/100 g reportado por Badami y Patil (1975). Este valor estuvo por debajo del límite máximo establecido por el Codex Alimentarius (2017) para aceites de uva (< 2.0 g/100 g aceite), colza (< 2.0 g/100 g aceite), sésamo (< 2.0 g/100 g aceite) y maíz (< 2.8 g/100 g aceite).

4.4.5. COLOR

El color del aceite de semillas de aguaymanto, expresado a través de las coordenadas del espacio de color CIELab, se muestra en la Tabla 9. Los valores L*, a* y b* fueron 30.21, -2.13 y 10.03, respectivamente; lo que indicó que el aceite analizado fue ligeramente oscuro con presencias de compuestos verde y amarillo, correspondientes posiblemente a pigmentos como xantófilas y clorofilas, respectivamente (Shahidi, 2005); de los cuales solamente el amarillo fue perceptible a simple vista (ver Anexo 11). Mokhtar *et al.* (2018), en un estudio realizado sobre

el bagazo (semillas, cáscara y restos de pulpa) obtenido después del pulpeado del fruto de aguaymanto, reportaron que el aceite extraído presentó valores más altos para las coordenadas L^* y b^* , y un valor más bajo para la coordenada a^* ($L^*=21.7$ y $a^*= 1.0$, $b^*=1.8$). Además, las coordenadas del sistema CIELab del aceite de semillas de aguaymanto fueron más bajas que las reportadas para otros aceites como el de pistacho (Ling *et al.*, 2016), chía (Ixtaina *et al.*, 2011), linaza (Choo *et al.*, 2007; Varas *et al.*, 2020), sachá inchi y oliva (Paúcar-Menacho *et al.*, 2015).

4.4.6. PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS

La Tabla 10 muestra el contenido de ácidos grasos identificados en el aceite de semillas de aguaymanto obtenido con el mejor tratamiento (60 °C y 8 % de humedad) (ver Anexo 12).

El aceite de semillas de aguaymanto presentó un alto porcentaje de ácidos grasos insaturados (89.25 %), destacando entre ellos el ácido linoleico (ω -6), quién con una concentración de 75.99 % es el ácido graso más abundante. Este valor es similar al obtenido por Ramadán y Mörsel (2003), quienes reportaron un valor de 76.10 % para el aceite extraído en frío con cloroformo: metanol (2:1) a partir de semillas de frutos procedentes de Colombia. Asimismo, es similar al valor de 76.7 % reportado por Chasquibol y Yácono (2015) para el aceite extraído mecánicamente con una prensa de tornillo a partir de frutos procedentes de Perú. Sin embargo, otras investigaciones han reportado valores más bajos para este ácido. Así, Badami y Patil (1975), al analizar el perfil de ácidos grasos del aceite extraído mediante Soxhlet usando éter de petróleo como solvente a partir de semillas de frutos procedentes de la India reportó un contenido de 66.4 %. Por su parte, Aslanov *et al.* (1995) reportaron un valor de 65.1 % para el aceite extraído a partir de semillas de aguaymanto procedentes de Azerbaiyán.

El segundo ácido graso predominante fue el ácido oleico que se encuentra en una concentración de 10.97 % la cual también es cercana a los valores de 11.7 y 11.3 % reportados por Ramadan y Mörsel (2003) y Chasquibol y Yácono (2015), respectivamente; pero menor a los valores de 12.8 y 20. 2 % reportados por Badami y Patil (1975) y Aslanov *et al.* (1995), respectivamente.

El ácido palmítico fue el tercer ácido graso predominante; pero el primer ácido graso saturado más abundante con un valor de 6.43 %, seguido por el ácido esteárico con 3.23 %. Estos ácidos en conjunto constituyen casi el 93 % del total de ácidos grasos saturados (10.37 %), el

porcentaje restante lo aportan los ácidos grasos de cadena larga como el araquídico (C20), behénico (C22) y lignocérico (C24), cuyas concentraciones fueron 0.40, 0.16 y 0.16 %, respectivamente. Valores similares para estos ácidos grasos saturados fueron reportados por Chasquibol y Yácono (2015). Por otro lado, Badami y Patil (1975) reportaron mayores valores tanto para el ácido palmítico como el ácido esteárico, que fueron 8.76 y 5.5 %, respectivamente.

Tabla 10: Composición de ácidos grasos (% del total EMAG) del aceite de semillas de aguaymanto correspondiente al mejor tratamiento (T1)

ÁCIDO GRASO	VALOR ^a
Ácido Palmítico (C16:0)	6.43 ± 0.01
Ácido Palmitoleico (C16:1 ω-7)	0.40 ± 0.02
Ácido Esteárico (C18:0)	3.23 ± 0.01
Ácido Oleico (C18:1 ω-9)	10.97 ± 0.06
Ácido Vaccénico (C18:1 ω-7)	1.67 ± 0.01
Ácido Linoleico (C18:2 ω-6)	75.99 ± 0.02
Ácido α-Linolénico (C18:3 ω-3)	0.23 ± 0.00
Ácido Araquídico (C20:0)	0.40 ± 0.01
Ácido Behénico (C22:0)	0.16 ± 0.01
Ácido Lignocérico (C24:0)	0.16 ± 0.00
Ácidos grasos saturados	10.37 ± 0.01
Ácidos grasos insaturados	89.25 ± 0.11
Monoinsaturados	13.03 ± 0.04
Poliinsaturados	76.22 ± 0.02
I / S ^b	8.61 ± 0.01
ω-6 / ω-3	330.37 ± 0.09

^a Media ± Desviación estándar (n=2), ^b I/S: Relación entre ácidos grasos insaturados y ácidos grasos saturados

Asimismo, Aslanov *et al.* (1995) y Ramadán y Mörsel (2003) reportaron mayores valores para el ácido palmítico (8.25 y 7.29 %, respectivamente), pero un menor valor para el ácido esteárico

(3.1 y 2.51 %, respectivamente). Además, Ramadan y Mörsel (2003) reportaron un valor de 0.2 % para el ácido araquídico, el cual es aproximadamente la mitad del valor obtenido, mientras que no detectaron la presencia de los ácidos behénico y lignocérico. De igual forma, Aslanov *et al.* (1995) tampoco detectaron la presencia los ácidos grasos saturados de cadena larga (araquídico, behénico y lignocérico).

Dentro de la familia omega 7, el ácido vaccénico y el ácido palmitoleico, se encontraron presentes en el aceite de semillas de aguaymanto, siendo el quinto y séptimo en abundancia, aunque en cantidades poco significativas (1.33 % y 0.37 %, respectivamente). Chasquibol y Yácono (2015) ha reportado un menor valor de ácido vaccénico, pero un mayor valor de ácido palmitoleico. Aslanov *et al.* (1995) y Ramadan y Mörsel (2003) también han reportado mayores valores para este último ácido, mas no han detectado la presencia de ácido vaccénico.

El ácido alfa linolénico (omega 3) que, junto al ácido linoleico (ω -6), es considerado un ácido graso esencial debido a la incapacidad del organismo de poder sintetizarlo (McClements y Decker, 2017), se encontró en muy baja concentración (0.23 %) en el aceite. Aslanov *et al.* (1995) y Chasquibol y Yácono (2015) reportaron valores más altos para este ácido (2.3 y 0.3 %, respectivamente); mientras que Ramadán y Mörsel (2003) reportaron un valor de 0.02 %, el cual es muy inferior al obtenido en esta investigación.

La relación entre ácidos grasos insaturados y saturados fue 8.6, que es similar al valor de 8.5 indicado por Chasquibol y Yácono (2015), pero mayor que los valores de 7.9 y 7.8 obtenidos por Aslanov (1995) y Ramadán y Mörsel (2003), respectivamente. Esto último se debe al efecto combinado de una menor concentración de ácidos grasos insaturados y una mayor concentración de ácidos grasos saturados obtenidos por estos autores. Respecto a los omegas 6 y 3, se encontró que estos ácidos grasos tuvieron una relación de 330.39, siendo mayor a la relación de 225.67 obtenida por Chasquibol y Yácono (2015) y mucho menor que la obtenida Ramadán y Mörsel (2003), quienes reportaron una relación de 3820.5.

Las diferencias en la composición de los ácidos grasos pueden deberse a un factor genético (cultivo de plantas, variedad cultivada), calidad de semilla (madurez, daño causado por la cosecha y condiciones de manejo / almacenamiento), variables de procesamiento de aceite o precisión de detección, método de extracción de lípidos y técnicas cuantitativas (Mariod *et al.*, 2017).

La alta concentración de ácido linoleico (omega 6) convierte al aceite de semillas de aguaymanto en una de las fuentes más significativas de este ácido graso, solo comparables con los aceites de semillas de cártamo, maracuyá, uva y guayaba, quienes poseen concentraciones de este ácido en el rango de 60 - 84 % (Lee *et al.*; 2004; Smith, 2005; Sabzalian *et al.*, 2008; Mailer *et al.*, 2008; Kostik *et al.*, 2013; Al Surmi *et al.*, 2015; Katkade *et al.*, 2018), 67 - 73 % (Piombo *et al.*, 2006; Lopes *et al.*, 2010; Liu *et al.*, 2009; Malacrida y Jorge, 2012; Santana *et al.*, 2015; Rana y Blazquez *et al.*, 2018; Delvar *et al.*, 2019) y 60 - 78 % (Pardo *et al.*, 2009; Bada *et al.*, 2015; Yalcín *et al.*, 2017), respectivamente.

La presencia de omega 6 en cantidades significativas en el aceite de semillas de aguaymanto aumenta su valor nutricional; ya que estudios sugieren que la ingesta de ácido linoleico se correlaciona inversamente con el riesgo de enfermedades cardiovasculares, además, los derivados del ácido linoleico sirven como componentes estructurales de la membrana plasmática y como precursores de algunos compuestos reguladores metabólicos (Marangoni *et al.*, 2019); sin embargo, a su vez, lo vuelve más susceptible a la oxidación, lo que resulta en un inconveniente para la vida en anaquel del aceite (Santana *et al.*, 2015; Sharma *et al.*, 2019). Esto se debe a que los ácidos grasos poliinsaturados pueden oxidarse relativamente más fácil que los monoinsaturados, produciendo hidroperóxidos mediante reacciones de oxigenación catalizadas por enzimas, por fotooxidación o por autooxidación química (Navas, 2010).

4.5 PREDICCIÓN DE LA VIDA EN ANAQUEL DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

En la Tabla 11 se muestran los índices de estabilidad oxidativa (IEO) obtenidos a diferentes temperaturas, los parámetros de la ecuación que relaciona el IEO con la temperatura y la vida en anaquel del aceite de semillas de aguaymanto a 25 °C (temperatura ambiente) obtenido por extrapolación a partir de dicha ecuación.

El aumento de temperatura provocó una disminución en el valor del IEO de aproximadamente la mitad, lo cual concuerda con la regla general que establece que la velocidad de oxidación tiende a duplicarse por cada 10 °C de aumento en la temperatura; demostrándose que también se cumple en la prueba Rancimat (Talbot, 2011).

En la literatura, según la búsqueda realizada; no se encontraron estudios en los que se evaluara la estabilidad oxidativa ni la vida en anaquel del aceite de semillas de aguaymanto mediante la

prueba Rancimat, por lo cual, los valores de IEO obtenidos fueron comparados con los IEO de otros aceites vegetales, para los cuales la literatura es mucho más extensa.

Tabla 11: Índice de estabilidad oxidativa (IEO) a diferentes temperaturas y vida en anaquel a 25 °C del aceite de semillas de aguaymanto correspondiente al mejor tratamiento (T1)

Temperatura [°C]	IEO ± DE [h]	Log (IEO) = A(T) + B			Vida en anaquel
		A ± DE	B ± DE	R ²	IEO ₂₅ [días]
100	14.87 ± 008				
110	7.52 ± 0.11	-0.0305 ± 0.0003	4.223 ± 0.0324	0.9994	120.44
120	3.65 ± 0.06				

DE: Desviación estándar (n=3); IEO₂₅: IEO extrapolado a 25°C

Tal como se observa en la Tabla 11, el IEO a 100 °C del aceite de semillas de aguaymanto fue 14.87 h. Este valor es mayor que el IEO de aceites crudos como el de uva (7.10 h), camelina (5.21 h), linaza (4.07 h), chía (3.03 h) y sachá inchi (1.59 h) reportados por Navas (2010), Ratusz *et al.* (2016), Varas *et al.* (2020), Villanueva *et al.* (2017) y Rodríguez *et al.* (2015), respectivamente. Sin embargo, el IEO obtenido resultó ser menor que el de los aceites crudos de girasol alto oleico (60.0 h) y sésamo (21.4 h) reportados por Navas (2010); así mismo, fue menor que el IEO del aceite crudo de calabaza (18.2 h) reportado por Vujasinovic *et al.* (2010). Por otra parte, Redondo-Cuevas *et al.* (2018) determinaron el IEO a 120 °C de diversos aceites vírgenes comerciales, reportando valores más altos que el obtenido en la presente investigación (3.65 h) en los aceites de oliva (12.23 h) y sésamo (4.68 h), así como valores más bajos como en el aceite de girasol (1.23 h), y valores similares como en el aceite de canola (3.29 h). Las diferencias entre los IEO de los distintos aceites mencionados y el aceite de semillas de aguaymanto obtenidos mediante la prueba Rancimat, se pueden deber principalmente a la composición de ácidos grasos, más específicamente al grado de insaturación (Martín-Polvillo *et al.*, 2004; Bozan y Temelli, 2008; Navas, 2010, Shadyro *et al.*, 2017). Asimismo, el estado oxidativo del aceite en el momento de su análisis también puede influir, obteniéndose valores de IEO menores cuando el aceite parte con un mayor grado de oxidación (Ciemniewska-Zytkiewicz *et al.*, 2014).

La relación semi-logarítmica entre el IEO y la temperatura mostró una dependencia lineal (Figura 15) con un alto coeficiente de determinación ($R^2 = 0.9994$), lo que demuestra que el

modelo matemático empleado explica bastante bien el comportamiento del IEO en función de la temperatura.

La vida en anaquel predicha para el aceite de semillas de aguaymanto a 25 °C usando la prueba Rancimat fue 120.44 días (4 meses aproximadamente). Este valor es superior a los tiempos de 46, 80 y 91 días reportados por Alarcón *et al.* (2019), Navas (2010) y Varas *et al.* (2020) para aceites crudos de sachá inchi, uva y linaza, respectivamente. Sin embargo, es inferior a la vida en anaquel de aceites crudos como los de sésamo (182 días), girasol alto oleico (615 días), pistacho (386 días) y palta (211 días) reportados por Navas (2010), Dini *et al.* (2016) y Aktar y Adal (2019), respectivamente. Debido a que la vida en anaquel mediante la prueba Rancimat depende de los valores de IEO, entonces, también dependerá de los factores que afecten dicho índice: grado de insaturación del aceite y estado de oxidación inicial. Asimismo, el rango de temperaturas empleado también puede ser un factor que influya en la predicción de la vida en anaquel. Las temperaturas se establecen tomando como base las características del aceite (principalmente su composición en ácidos grasos); en aceites saturados se usarán temperaturas más altas, mientras que, en aceites más insaturados, temperaturas más bajas (Schaich, 2016). Sin embargo, es necesario que IEO no sean ni muy prolongados ni muy cortos ya que esto puede derivar en errores de medición. Verleyen *et al.* (2005) han señalado que a altas temperaturas el tiempo de inducción será demasiado bajo para una medición precisa, por lo que, los tiempos de oxidación no deben ser inferiores a 0.5 h e idealmente, debería ser de al menos 2 h para minimizar la desviación entre los análisis. Asimismo, tampoco es adecuado que el aceite este sometido a la prueba por mucho tiempo, lo que ocurriría como consecuencia del empleo de temperaturas muy bajas, debido a que, según Symoniuk *et al.* (2016), se puede producir la evaporación del agua en el recipiente de reacción lo que generaría mediciones incorrectas de la conductividad eléctrica. Asimismo, indican que, a temperaturas muy altas el IEO pierde su respuesta lineal a la temperatura.

La vida en anaquel predicha (120.44 días - 4 meses aproximadamente) resulta un valor muy bajo considerando que, usualmente, los aceites comerciales tienen una fecha de caducidad entre 12 y 15 meses en condiciones normales de almacenamiento (Kochhar y Henry, 2009). Tomando en cuenta que el aceite de semillas de aguaymanto partió con niveles muy bajos de deterioro (ver Tabla 8), el poco tiempo obtenido puede ser atribuido a la alta concentración de ácido linoleico (ver Tabla 10) presente en el aceite, el cual, según Symoniuk *et al.* (2016), se oxida entre 10 a 40 veces más rápido que el ácido oleico.

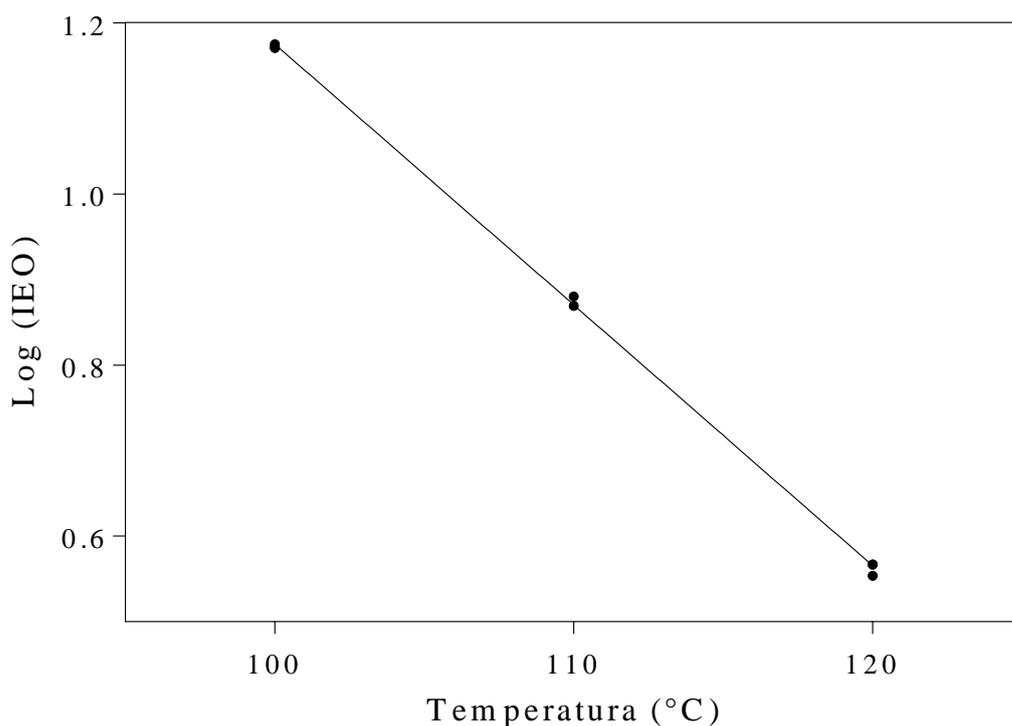


Figura 15: Relación entre Log (IEO) y la temperatura de calentamiento en el método Rancimat

Sin embargo, es necesario indicar que este tiempo debe tomarse solamente como un valor aproximado, ya que la predicción de la vida en anaquel mediante pruebas aceleradas usando Rancimat puede generar errores, debido a que el mecanismo de oxidación bajo las condiciones de almacenamiento acelerado de la prueba (flujo de aire constante y altas temperaturas) no es directamente comparable al mecanismo de oxidación en las condiciones normales de almacenamiento (Farhoosh, 2007; Farhoosh *et al.*, 2008). Es por ello que, dependiendo del tipo de aceite, las predicciones realizadas con Rancimat pueden dar como resultado una sobrepredicción o subpredicción de vida en anaquel real (Farhossh, 2007).

Las constantes de velocidad de reacción de formación de compuestos secundarios de oxidación (k_{IEO}) para cada temperatura evaluada se muestran en la Tabla 12. La k_{IEO} que, como se ha mencionado anteriormente, es el recíproco del IEO, mostró un incremento en su valor a medida que la temperatura fue aumentando, lo que significa que la oxidación se produjo más rápidamente a altas temperaturas. La magnitud del efecto de la temperatura sobre la k_{IEO} del aceite de semillas de aguaymanto fue evidenciada por el Q_{10} , el coeficiente de temperatura de reacción, que especifica cómo la velocidad de reacción cambia con un aumento de la

temperatura de 10 °C (Farhoosh *et al.*, 2008; Symoniuk *et al.*, 2016). El Q_{10} para el aceite analizado usando la prueba Rancimat fue 2.02, esto significa que el incremento de temperatura de 10 °C duplicó la velocidad de reacción. Valores de Q_{10} similares fueron reportados por Farhoosh (2007) y Symoniuk *et al.* (2017) para aceites refinados de soja (1.99 - 2.08) y aceites crudos de linaza (1.99 - 2.05), respectivamente. Sin embargo, Symoniuk *et al.* (2016) reportaron valores para Q_{10} inferiores al reportado en este estudio en aceites crudos de canola (1.84 - 1.86). Farhoosh *et al.* (2008) y Symoniuk *et al.* (2016) han indicado que un alto número de Q_{10} implica que cambios menores en la temperatura inducen un cierto cambio en la velocidad de reacción, es decir, un mayor Q_{10} indica una mayor dependencia de la temperatura.

Tabla 12: Constantes de velocidad de reacción (k_{IEO}) a diferentes temperaturas y Energía de activación (E_a) del aceite de semillas de aguaymanto.

Temperatura [K]	$k_{IEO} \pm DE$ (x 10 ³) [h ⁻¹]	$\ln(k_{IEO}) = b + a(1/T)$			Q_{10}	E_a [kJ/mol]
		$b \pm DE$	$a \pm DE$	R^2		
373.15	67.27 + 0.35					
383.15	132.94 + 1.90	24.87 ± 0.38	-10290 ± 145	0.9986	2.02	85.55
393.15	273.78 + 4.81					

DE: Desviación estándar (n=3)

La cinética de oxidación del aceite de semillas de aguaymanto bajo las condiciones de Rancimat obedeció a la ecuación de Arrhenius en el rango de temperaturas analizado 100 a 120 °C ($R^2 = 0.9988$). La dependencia lineal entre k_{IEO} y la temperatura se muestra en la Figura 16. Los parámetros de la ecuación de Arrhenius se muestran en la Tabla 12. A partir de ellos se calculó la energía de activación (E_a).

La E_a es la cantidad mínima de energía requerida para iniciar una reacción (Kurtulbaş *et al.*, 2018; Gülmez y Şahin, 2019). Es un valor de interés en la caracterización de aceites ya que indica la demora del proceso de oxidación (Rodríguez *et al.*, 2015). La E_a obtenida para el aceite de semillas de aguaymanto bajo las condiciones de operación en el equipo Rancimat fue 85.56 kJ mol⁻¹. Este valor se encuentra por encima de los rangos de 70.39 – 79.08, 74.03 – 77.76 y 75.73 – 77.64 kJ mol⁻¹ reportados por Ratusz *et al.* (2016), Symoniuk *et al.* (2016) y Symoniuk *et al.* (2017) correspondientes a aceites crudos de semillas de camelina, linaza y canola, respectivamente. Por otro lado, es similar a la E_a del aceite crudo de uva (84.5 kJ mol⁻¹), pero inferior a los valores de 99.2 y 96.2 kJ mol⁻¹ reportados por Navas (2010) para los aceites crudos

de girasol alto oleico y sésamo, respectivamente; así mismo, es inferior a los valores de 94.75 y 99.6 kJ mol⁻¹ reportados por Gülmez y Şahin (2019) y Aktar y Adal *et al.* (2019) para aceites crudos de avellana y palta, respectivamente. Estas diferencias pueden deberse a varios factores como el grado de insaturación y la presencia de antioxidantes y prooxidantes endógenos (Symoniuk *et al.*, 2017), que difieren entre los diferentes tipos de aceites mencionados.

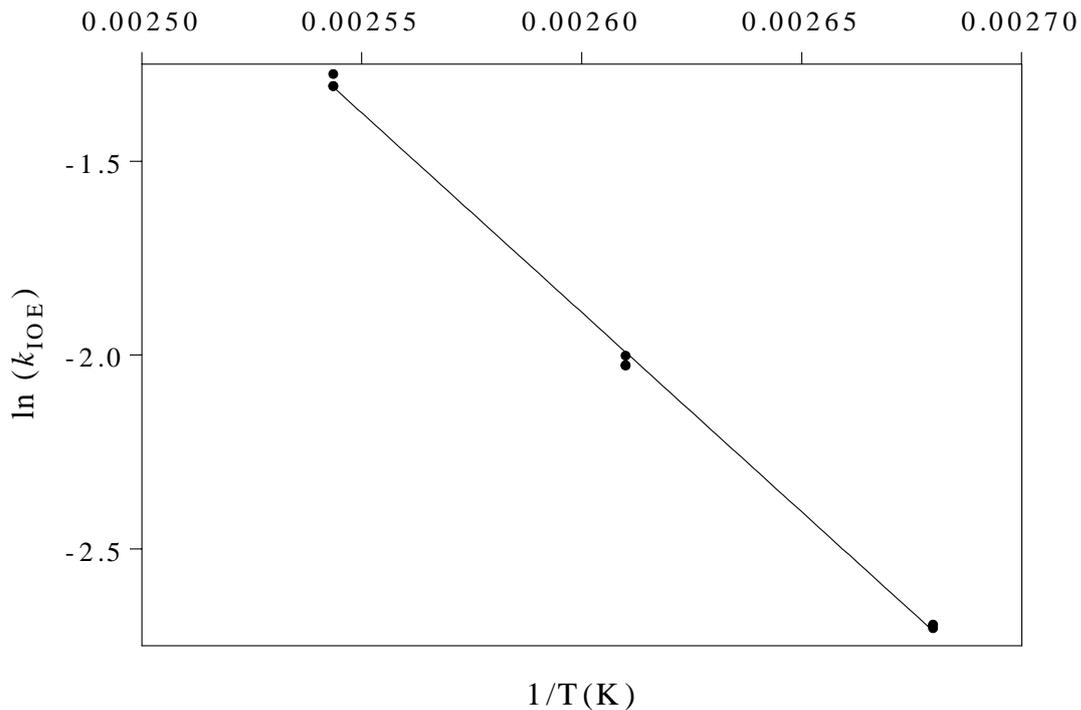


Figura 16: Relación entre $\ln(k_{IEO})$ y la inversa de la temperatura

Los aceites que poseen E_a más alta tienen una mayor estabilidad oxidativa, debido a que necesitan temperaturas más altas para favorecer la oxidación (Kurtulbaş *et al.*, 2018; Gülmez y Sahin, 2019). De acuerdo a esto último, el aceite de semillas de aguaymanto es más estable que los aceites de linaza, camelina y canola anteriormente mencionados, todos ellos con una menor E_a ; sin embargo, los aceites de girasol alto oleico, sésamo, avellana y palta tiene una mayor estabilidad, debido a que presentan una mayor E_a .

V. CONCLUSIONES

1. La temperatura de prensado y la humedad de las semillas influyeron significativamente en el rendimiento y la calidad fisicoquímica del aceite crudo de semillas de aguaymanto, mostrando una relación inversa.
2. El aceite crudo de semillas de aguaymanto obtenido con el mejor tratamiento (T1) presentó las siguientes características fisicoquímicas: Índice yodo = 140.50 I₂/100 g aceite, Índice de refracción = 1.4769 (a 20 °C) y 1.4700 (a 40°C), Índice de saponificación = 188.10 mg KOH/g aceite, Color: L* = 30.20, a* = -2.13, b* = 10.03. Asimismo, presentó un alto contenido de ácido linoleico (75.99 %), seguido por los ácidos oleico (10.97 %), palmítico (6.43 %) y esteárico (3.23 %).
3. El aceite crudo de semillas de aguaymanto obtenido con el mejor tratamiento (T1) presentó una vida en anaquel de 120.44 días mediante la prueba Rancimat.

VI. RECOMENDACIONES

- Determinar los compuestos minoritarios (vitaminas, minerales, polifenoles, entre otros) presentes en el aceite crudo de semillas de aguaymanto con el fin de conocer su valor nutricional y funcional.
- Realizar trabajos de investigación que busquen el aprovechamiento de la torta de semillas de aguaymanto para fines de consumo humano.
- Evaluar el efecto de diferentes antioxidantes naturales con el fin de prolongar la vida en anaquel del aceite crudo de semillas de aguaymanto.
- Evaluar los efectos toxicológicos del aceite crudo de semillas de aguaymanto mediante pruebas *in vivo*.

VII. BIBLIOGRAFÍA

- AgrodataPerú. (2019). Frutas Pulpas, Paltas Aguacate, Arándanos Perú Exportación 2019 Julio. Recuperado de <https://www.agrodataperu.com/2019/08/frutas-pulpas-paltas-aguacate-arandanos-peru-exportacion-2019-julio.html>
- Aktar, T.& Adal, E. (2019). Determining the Arrhenius kinetics of avocado oil: Oxidative Stability under Rancimat test conditions. *Foods*, 8(7): E236. doi: 10.3390/foods8070236
- Al Surmi, N.Y.; El Dengawi; R.A.H.; Khalefa, A.H.; Nageeb, Y. (2015). Characteristics and oxidative stability of some safflower. *Journal of Nutrition & Food Sciences*, S14: 001. doi: 10.4172/2155-9600.S14-001
- Alarcón, R.; Pérez, M.C.; Chasquibol, N. (2019). Evaluación de la vida útil de los aceites de sacha inchi (*Plukenetia huayllabambana* y *Plukenetia volubilis*) microencapsulados. *Revista Sociedad Química Peruana*, 85(3):327-337. Disponible en <http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1810-634X2019000300005&lng=es&nrm=iso>.
- Alba, G. (2015). Aceites vegetales, hacia una producción sostenible. *El hombre y la máquina*, (46): 9-19. Recuperado de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=47843368002>
- Almanza, P.J. (2000). Propagación. En V.J. Flores; G. Fischer; A.D. Sora (Eds.). *Producción, Poscosecha y Exportación de la Uchuva (Physalis peruviana L.)* (p. 27-40). Santa Fe de Bogotá, Colombia: UNIBIBLIO.
- Anwar, F.; Ashraf, M.; Bhangar, M. I. (2005). Interprovenance variation in the composition of *Moringa oleifera* oilseeds from Pakistan. *JAOCS, Journal of the American Oil Chemists' Society*, 82(1): 45–51. doi: 10.1007/s11746-005-1041-1

- AOAC International. (2016). Official Methods of Analysis of AOAC International (20° ed.). Maryland, Estados Unidos: AOAC international.
- AOCS. (2009). Official Methods and Recommended Practices. (6 ed.) Illinois, Estados Unidos: American Oil Chemists's Society.
- Arain, A., Syed Tufail Hussain Sherazi, Sarfaraz Ahmed Mahesar & Sirajuddin (2017) Spectroscopic and chromatographic evaluation of solvent extracted guava seed oil, International Journal of Food Properties, 20:sup1, S556-S563, DOI: 10.1080/10942912.2017.1301953
- Aristizábal, A.M. 2013. Uchuva (*Physalis peruviana* L.): estudio de su potencial aplicación en el desarrollo de alimentos con características funcionales (Tesis pregrado). Corporación Universitaria Lasallista, Caldas, Colombia.
- Aslanov, S. M.; Mamedova, M.E; Bairamova, S.A. (1995). Oil from the fruit and seeds of *Physalis peruviana*. Chemistry of Natural Compounds, 31(3): 410–411. doi:10.1007/BF01165216
- Bada, J. C., León-Camacho, M., Copovi, P., Alonso, L. (2015). Characterization of grape seed oil from wines with protected denomination of origin (PDO) from Spain. Grasas y Aceites, 66(3), 1–6. doi: 10.3989/gya.1063142
- Badami, R.C. & Patil, K.B. (1975). Minor seed oils. X. Physicochemical characteristics and fatty acid composition of seven minor oils. J. Oil Technol Assoc India, 7: 82-84
- Badui S. (2006). Lípidos. En S. Badui (Ed.), Química de los Alimentos (p. 245-300). Estado de México, México: Pearson Educación.
- Balaguera-López, H.E.; Martínez, C.A.; Herrera-Arévalo, A. (2014). Papel del cáliz en el comportamiento poscosecha de frutos de uchuva (*Physalis peruviana* L.) ecotipo Colombia. Revista Colombiana De Ciencias Hortícolas, 8(2):181-191. doi: 10.17584/rcch.2014v8i2.3212
- Barakat, H. & Ghazal, G. A. (2016). Physicochemical Properties of Moringa oleifera Seeds and

Their Edible Oil Cultivated at Different Regions in Egypt. *Food and Nutrition Sciences*, 7(6): 472–484. doi: 10.4236/fns.2016.76049

Bayley, A.E. (1984). *Aceites y grasas industriales*. Barcelona, España: Reverté.

Bekhit, E. D. A.; Shavandi, A.; Jodjaja, T.; Birch, J.; Teh, S.; Ahmed, I. A. M.; ... Bekhit, A. A. (2018). Flaxseed: Composition, detoxification, utilization, and opportunities. *Biocatalysis & Agricultural Biotechnology*, 13: 129–152. doi: 10.1016/j.bcab.2017.11.017

Beerens, P. & Eijck, J van. (2010). Oil pressing and purification. En J. De Jongh (Ed.), *The Jatropha Handbook: From Cultivation to Application* (p. 39-57). Recuperado de <http://hubenergetico.com/ciner/the-jatropha-handbook-from-cultivation-to-application/#>

Bianchi, G. (2002). Authentication of olive oil. En M. Jee (Ed.), *Oils and fats authentication* (p. 25-65). Oxford, Reino Unido: Blackwell Publishing.

Bozan, B. & Temelli, F. (2008). Chemical composition and oxidative stability of flax, safflower and poppy seed and seed oils. *Bioresource Technology*, 99: 6354-6359. doi: 10.1016/j.biortech.2007.12.009

Brossard-Gonzalez, C.O.; Ferrari, R.A.; Pighinelli, A.L.; Park, K.J. (2010). Evaluación preliminar del etanol anhidro como solvente en la extracción de aceite de semillas de jatrofa (*Jatropha curcas* L.). *Grasas y aceites*, 61(3): 295-301. doi: 10.3989/gya.087209

Chasquibol, N. & Yácono, J.C. (2015). Composición fitoquímica del aceite de las semillas del fruto del “Aguaymanto”, *Physalis peruviana* L. *Revista Sociedad Química Peruana*, 81(4):311-318. Recuperado de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1810634X20150004003

Choo, W.S.; Birch, J.; Dufour, J.P. (2007). Physicochemical and quality characteristics of cold-pressed flaxseed oils. *Journal of Food Composition and Analysis*, 20(3-4): 202–211. doi: 10.1016/j.jfca.2006.12.002

Chau, C. F. & Huang, Y. L. (2004). Characterization of passion fruit seed fibres - a potential fibre source. *Food Chemistry*, 85(2): 189–194. doi:10.1016/j.foodchem.2003.05.009

- Chung, K. H.; Shin, K. O.; Hwang, H. J.; Choi, K. S. (2013). Chemical composition of nuts and seeds sold in Korea. *Nutrition Research and Practice*, 7(2): 82–88. doi: 10.4162/nrp.2013.7.2.82
- Ciabotti, S.; Silva, A. C. B. B.; Juhasz, A. C. P.; Mendonça, C. D.; Tavano, O. L.; Mandarino, J. M. G.; Gonçalves, C. A. A. (2016). Chemical composition, protein profile, and isoflavones content in soybean genotypes with different seed coat colors. *International Food Research Journal*, 23(2): 621–629. Recuperado de [http://www.ifrj.upm.edu.my/23%20\(02\)%202016/\(23\).pdf](http://www.ifrj.upm.edu.my/23%20(02)%202016/(23).pdf)
- Ciemniewska-Zytkiewicz, H.; Ratusz, K.; Brys, J.; Reder, M.; Koczon P. (2014). Determination of the oxidative stability of hazelnut oils by PDSC and Rancimat methods. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*, 18(2):875-881. doi: 10.1007/s10973-014-3861-9
- Codex Alimentarius (2015). Norma para grasas y aceites comestibles no regulados por normas individuales: CODEX STAN 19-1981.
- Codex Alimentarius (2017). Norma para aceites vegetales especificados: CODEX STAN 210-1999.
- Coelho, R.; Kanda, L.R.S.; Hamerski, F.; Masson, M.L.; Corazza, M.L. (2015). Extraction of Kiwifruit seed (*Actinidia Deliciosa*) oil using compressed propane. *Journal of Food process Engineering*, 39(4): 335-344. doi: 10.1111/jfpe.12225
- Criollo E., H. & Upegui, PA. (2005.) Determinación de la madurez fisiológica de semillas de uvilla (*Physalis peruviana* L.). *Revista Ciencias Agrícolas*, 22(1): 56 - 69. Recuperado de <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6191424>
- Dadashi, S.; Mousazadeh, M.; Emam-Djomeh, Z.; Mousavi, S.M. (2016). Pomagrate (*Punica granatum* L.) seed: A comparative study on biochemical composition and oil physicochemical and Biomedical Research, 4(4): 34 – 42. doi: 10.26655/IJABBR.2016.12.3
- Deli, S.; Farah Masturah, M.; Tajul Aris, Y.; Wan Nadiah, W.L. (2011). The effects of parameters of the screw press oil expeller on oil yield from *Nigella sativa* L seeds.

International Food Research Journal, 18(4):1367 - 1373. Recuperado de [http://www.ifrj.upm.edu.my/18%20\(04\)%202011/\(23\)IFRJ-2011-269.pdf](http://www.ifrj.upm.edu.my/18%20(04)%202011/(23)IFRJ-2011-269.pdf)

Delvar, A.; Caro, P.; Caro, Y.; Shum, A.; Thomas, R.; Raynaud, C. (2019). Semi-siccative oils and bioactive fractions isolated from reunion island fruit co-product: two case studies. European Journal of Lipid Science and Technology, 121: 1800391. doi: 10.1002/ejlt.201800391

Demirtas, I.; Pelvan, E.; Özdemir, I.S.; Alasalvar, C.; Ertas, E. (2013). Lipid characteristics and phenolics of native grape seed oils grown in turkey. European Journal of Lipid Science and Technology, 115(6): 641-647. doi: 10.1002/ejlt.201200159

Deng, J.; Sun, T.; Cao, W.; Fan, D.; Cheng, N.; Wang, B.; Gao, H.; Yang, H. (2014). Extraction optimization and functional properties of proteins from Kiwi fruit (*Actinidia chinensis* Planch.) seeds. International Journal of Food Properties, 17(7): 1612-1625. doi: 10.1080/10942912.2013.772197

Dewi, L.; Sulcham, M.; Kisdjamiatun. (2018). Potency of cape gooseberry (*Physalis peruviana*) juice in improving antioxidant and adiponectin level of high fat diet streptozotocin rat model. Romanian Journal Diabetes Nutrition and Metabolic Diseases, 25(3): 253-260. doi: 0.2478/rjdnmd-2018-0029

Dini, A.; Farrokhi, H.; Sedaghat, N.; Bagheri, M.; Mohammadkhani, N. (2016). Evaluation of oxidative stability and shelf-life prediction of pistachio oil using Rancimat. Journal of Rafsanjan University of Medical Sciences, 15(5): 399-412. Recuperado de: http://journal.rums.ac.ir/browse.php?a_id=3011&sid=1&slc_lang=en

Dostert, N.; Roque, J.; Cano, A.; La Torre, M.; Weigend, M. (2012). Hoja Botánica: Aguaymanto- Botconsult GmbH. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/321796669_Hoja_botanica_Aguaymanto_-_Physalis_peruviana_L

Ebrahimian, E.; Seyyedi, S.M.; Byborde, A.; Damalas, C.A. (2019). Seed yield and oil quality of sunflower, safflower, and sesame under different levels of irrigation water availability. Agricultural Water Management, 218: 149-157. doi: 10.1016/j.agwat.2019.03.031

- Farhoosh, R. (2007). Shelf-life prediction of edible fats and oils using Rancimat. *Lipid Technology*, 19(10): 232-234. doi: 10.1002/lite.200700073
- Farhoosh, R.; Niazmand, R.; Rezaei, M.; Sarabi, M. (2008). Kinetic parameter determination of vegetable oil oxidation under Rancimat test conditions. *European Journal of Lipid Sciences and Technology*. doi:10.1002/ejlt.200800004
- Ferrari, R.A.; Colussi, F.; Ayub, R.A. (2004). Caracterização de subprodutos da industrialização do maracujá- aproveitamento das sementes. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 26(1): 101-102. doi: 10.1590/S0100-29452004000100027
- Fischer, G. (2000). Crecimiento y desarrollo. En V.J. Flores; Fischer, G. Fischer; A.D. Sora, (Eds.), *Producción, Poscosecha y Exportación de la Uchuva (Physalis peruviana L.)* (p. 9-26). Santa Fe de Bogotá, Colombia: UNIBIBLIO.
- Fischer, G.; Almanza-Merchán, P.J.; Miranda, D. (2014). Importancia del cultivo de la Uchuva (*Physalis peruviana L.*). *Revista Brasileira de Fruticultura*, 36(1): 1-15. doi:10.1590/0100-2945-441/13
- Frankel, E.N. (2012). *Lipid oxidation* (2° ed.). Pensilvania, EEUU: Woodhead publishing.
- Gabriel, A.F.; Igwemmar, N.C.; Sadam, A.A.; Babalosa, S.A. (2018). Characterization of seed oil from *Citrullus lanatus* (Watermelon). *Direct Research Journal of Public Health and Environmental Technology*, 3(2): 34-40. doi: 10.3989/gya.022212
- García, C. & Molina, M.E. (2008). Estimación de la vida útil de una mayonesa mediante pruebas aceleradas. *Ingeniería*, 18(1,2): 57-64. Recuperado de <https://revistas.ucr.ac.cr/index.php/ingenieria/article/view/653/714>
- Gharby, S.; Harhar, H.; Bouzoubaa, Z.; Asdadi, A.; El Yadini A.; Charrouf, Z. (2017). Chemical characterization and oxidative stability of seeds and oil of sesame grown in Morocco. *Journal of the Saudi Society of Agricultural Sciences*, 16(2): 105–111. doi: 10.1016/j.jssas.2015.03.004
- Gertz, C.; Aladedunye, F.; Matthäus, B. (2014). Oxidation and structural decomposition of fats

- and oils at elevated temperatures. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 116(11): 1457-1466. doi: 10.1002/ejlt.201400099
- Gordon, M.H. (2004). Factors affecting lipid oxidation. En R. Steele (Ed.), *Understanding and measuring the shelf-life of food* (p. 28-141). Florida, US: CRC Press.
- Graciani, E.; Pérez, M.P. Ruiz-Méndez, M.V. (2012). Neutralización química, lavado y secado. En E. Graciani; M.P. Pérez; M.V. Ruiz-Méndez (Eds.), *Los aceites y grasas: refinación y otros procesos de transformación industrial*. Sevilla, España: AMV Ediciones.
- Guarnizo, A. & Martínez, P.N. (2009). *Experimentos en química orgánica: Con enfoque en ciencias de la vida*. Quindío, Colombia: ELIZCOM.
- Gülmez, Ö & Şahin, S. (2019). Evaluation of oxidative stability in hazelnut oil treated with several antioxidants: Kinetics and thermodynamics studies. *Food Science and Technology*, 111: 478-483. doi: 10.1016/j.lwt.2019.05.077
- Gupta, M. & Lal. J.B. (1938). Seeds of *Physalis peruviana* “cape gooseberry”. *Proc. Nat. Acad. Sci. India*, 7: 131-136.
- Hammond, E.G.; Johnson, L.A.; Su, C.; Wang, T.; White, P.J. (2005). Soybean oil. En F. Shahidi (Ed.), *Bayle's Industrial Oil and Fat Products* (p. 577-653). doi: 10.1002/047167849X
- Herrera, C.H.; Bolaños V.N.; Lutz, G. (2003). *Química de los alimentos: Manual de Laboratorio*. San José, Costa Rica: Editorial de la Universidad de Costa Rica.
- Hough, G. & Witting, E. (2005). Introducción al análisis sensorial. En G. HoHough & S. Fiszman (Eds.), *Vida útil sensorial de los alimentos* (p. 13-16).
- Ionescu, M.; Voicu, G.; Biris, S.S.; Covaliu, C.; Dincă, M.; Ungureanu, N. (junio, 2014). Parameters influencing the screw pressing process of oilseed materials. En Mihaescu, L. (Presidencia), *Biotechnical systems, renewable energy and rural development*. Simposio llevado a cabo en la 3rd International Conference of Thermal Equipment, Renewable Energy and Rural Development, Mamaia, Romania.

- Ixtaina, V. Y.; Martínez, M. L.; Spotorno, V.; Mateo, C. M.; Maestri, D. M.; Diehl, B. W. K.; ... Tomás, M. C. (2011). Characterization of chia seed oils obtained by pressing and solvent extraction. *Journal of Food Composition and Analysis*, 24(2): 166-174. doi:10.1016/j.jfca.2010.08.006
- Jannat, B.; Reza, M.; Sadeghi, N.; Behfar, A.; Hajimahmoodi, M.; Jannat, F.; Fhloshnamfar, S. (2008). Shelf life prediction of infant formula by using rancidity test. *Iranian Journal of Pharmaceutical Research*, 7(4): 269-273. doi: 10.1021/jf00059a020
- Jariéné, E.; M., Danilčenko, H.; Aleknvičien, P.; Kulaitien, J. (2008). En Viera & P. Ho (Ed.), *Experiments in unit operations and processing of foods* (p. 53-62). doi: 10.1007/978-0-387-33513-1
- Ji, J.; Liu, Y.; Shi, L.; Wang, N.; Wang, X. (2019). Effect of roasting treatment on the chemical composition of sesame oil. *LWT*, 101: 191-200. doi: 10.1016/j.lwt.2018.11.008
- Juhaimi, F.A.; Özcan, M.M.; Ghafoor, K. (2017). Characterization of pomegranate (*Punica granatum* L.) seed and oils. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 119(10): 1700074. doi:10.1002/ejlt.201700074
- Katkade, M.B.; Syed, H.M.; Andhale, R.R.; Sontakke, M.D. (2018). Fatty acid profile and quality assessment of safflower (*Cartamus tinctorius*) oil. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 7(2): 3581-3585. Recuperado de [https://www.semanticscholar.org/paper/Fatty-acid-profile-and-quality-assessment-of\(-\)-Katkade-Syed/b0f9e34084dd5b4b010fd233c6f459e1548d66c8](https://www.semanticscholar.org/paper/Fatty-acid-profile-and-quality-assessment-of(-)-Katkade-Syed/b0f9e34084dd5b4b010fd233c6f459e1548d66c8)
- Kemper, T.G. (2005). Oil Extraction. En F. Shahidi (Ed.), *Bailey's Industrial Oil and Fat Products* (p. 57- 98). doi: 10.1002/047167849X
- Khalid, N.; Khan, R.S.; Hussain, M.I.; Farooq, M.; Ahmad, A.; Ahmed, I. (2017). A comprehensive characterization of safflower oil for its potential applications as a bioactive food ingredient- A review. *Trends in Food Science and Technology*, 66: 176-186. doi: 10.1016/j.tifs.2017.06.009
- Khier, M. K. S. El; Ishag, K. E. A.; Yagoub, A. E. A. (2008). Chemical composition and oil

- characteristics of sesame seed cultivars grown in Sudan. *Research Journal of Agriculture and Biological Sciences*, 4(6): 761-766. Recuperado de <https://www.semanticscholar.org/paper/Chemical-Composition-and-Oil-Characteristics-of-in-Khalid-Elnur/1e29ca4c2d6d04ff5b5f233fd8d1730e42c8c902>
- Khoddami, A.; Ghazali, H. M.; Yassoralipour, A.; Ramakrishnan, Y.; Ganjloo, A. (2011). Physicochemical characteristics of *Nigella* seed (*Nigella sativa* L.) oil as affected by different extraction methods. *JAOCS, Journal of the American Oil Chemists' Society*, 88(4): 533-540. doi: 10.1007/s11746-010-1687-6
- Kochhar, P. & Henry J.K. (2009). Oxidative stability and shelf-life evaluation of selected culinary oils. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*, 60(S7): 289-296. doi: 10.1080/09632480903103774
- Kong, F. & Singh, R.P. (2011). Advances in instrumental methods to determine food quality deterioration. En D. Kilcast. & P. Subramaniam (Eds.), *Food and beverage stability and shelf life* (p. 381-404). Cambridge, Inglaterra: Woodhead publishing.
- Kostik, V.; Memeti, S.; Bauer, B. (2013). Fatty acid composition of edible oils and fats. *Journal of Hygienic Engineering and Design*, 4: 112-116. Recuperado de <https://www.semanticscholar.org/paper/Fatty-acid-composition-of-edible-oils-and-fats.-Kostik-Memeti/20538a0338a9f86328db1da3ffb02a2901278311>
- Kritott, J. (2000). Fats and Oil. En D. Kilcast & P. Subramaniam (Eds.), *The stability and shelf-life of food* (p. 274-304). Cambridge, Inglaterra: Woodhead publishing.
- Kurtulbaş, E.; Bilgin, M.; Şahin, S. (2018). Assessment of lipid oxidation in cottonseed oil treated with phytonutrients: Kinetic and thermodynamic studies. *Industrial Crops & Products*, 12: 593-599. doi:10.1016/j.indcrop.2018.08.039
- Kýralan, M.; Gölükcü, M.; Tokgöz, H. (2009). Oil and conjugated linolenic acid contents of seeds from important pomegranate cultivars (*Punica granatum* L.) Grown in Turkey. *JAOCS, Journal of the American Oil Chemists' Society*, 86(10): 985-990. doi:10.1007/s11746-009-1436-x

- Lafont, J.J.; Páez, M.S.; Portacio, A.A. (2011). Extracción y Caracterización Fisicoquímica del Aceite de la Semilla (Almendra) del Marañón (*Anacardium occidentale* L.). *Información Tecnológica*, 22(1): 51-58. doi:10.4067/S0718-07642011000100007
- Lalas, S. (2009). Quality of Frying oil. En S. Sahin & S. Gülüm (Eds.), *Advances in deep-fat frying of foods* (p. 57-80). Florida, EEUU: CR Press.
- Lee, Y.C.; Oh, S.W.; Chang, J.; Kim, I.H. (2004). Chemical composition and oxidative stability of safflower oil prepared from safflower seed roasted with different temperatures. *Food Chemistry*, 84(1): 1-6. doi: 10.1016/S0308-8146(03)00158-4
- Li, M.; Bellmer, D.D.; Brusewitz, G.H. (1999). Pecan Kernel Breakage and Oil Extracted by Supercritical CO₂ as Affected by Moisture Content. *Journal of Food Science*, 64(6): 1084-1088. doi: 10.1111/j.1365-2621.1999.tb12287.x
- Ling, B.; Yang, X.; Li, R.; Wang, S. (2016). Physicochemical properties, volatile compounds, and oxidative stability of cold pressed kernel oils from raw and roasted pistachio (*Pistacia vera* L. Var Kerman). *European Journal of Lipid Science and Technology*, 118: 1368–1379. doi: 10.1002/ejlt.201500336
- Liu, S.; Yang, F.; Zhang, C.; Ji, H.; Hong, P.; Deng, C. (2009). Optimization of process parameters for supercritical carbon dioxide extraction of *Passiflora* seed oil by response surface methodology. *Journal of Supercritical Fluids*, 48: 9-14. doi 10.1016/j.supflu.2008.09.013
- Lopes, R.M.; Sevilha, A.C.; Faleiro, F.G.; Da Silva, D.B.; Vieira, R.F.; Agostini-Costa, T.S. (2010). Estudo comparativo do perfil de ácidos graxos em semente de Passifloras nativas do cerrado brasileiro. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 32(2): 498-506. doi: 10.1590/s0100-29452010005000065
- Mailer, R.J.; Potter, T.D.; Redden, R.; Ayton, J. (noviembre, 2008). Quality evaluation of safflower (*Carthamus tinctorius* L.) cultivars. En Knights, S. (Presidencia), *Safflower: Unexploited potential and world adaptability*. Simposio llevado a cabo en la 7th International Safflower Conference, Waga Waga, New South Wales, Australia.

- Malacrida, C. R., & Jorge, N. (2012). Yellow passion fruit seed oil (*Passiflora edulis* f. flavicarpa): Physical and chemical characteristics. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 55(1): 127–134. doi: 10.1590/S1516-89132012000100016
- Malacrida, C. R., & Jorge, N. (2013). Fatty acids and some antioxidants compounds of *Psidium guajava* seed oil. *Acta Alimentaria*, 42(3): 371-378. doi: 10.1556/AAlim.2012.0010
- Malacrida, C.R.; Kimura, M.; Jorge, N. (2011). Characterization of a high oleic oil extracted from papaya (*Carica papaya* L.) seeds. *Ciência e Tecnologia de Alimentos*, 31(4): 929-934. doi: 10.1590/S0101-20612011000400016
- Man, D. (2002). Shelf life: Food Industry Briefing series. London, Reino Unido: Offices
- Manzocco, L. (2012). The Acceptability Limit. En M.C. Nicoli (Ed.). Shelf life assessment of food (p. 37-60). Florida, Estados Unidos de América: Taylor & Francis.
- Manzocco, L; Calligaris, S; Anese, M; Nicoli, M.C. (2016). Determination and prediction of shelf life of oils/fats and oil/fat-based foods. En M. Hu & C. Jacobsen (Eds.). Oxidative stability and shelf life of foods containing oils and fats (p.133-156). London, Reino Unido: Elsevier Inc.
- Marangoni, F.; Agostini, C.; Borghi, C.; Catapano, A.L.; Cena, H.; Ghiselli, A.; ... Poli, A. (2019). Dietary linoleic acid and human health: Focus on cardiovascular and cardiometabolic effects. *Atherosclerosis* 292:90-98. doi: 10.1016/j.atherosclerosis.2019.11.018
- Marineli, R.S.; Moraes, É. A.; Lenquist, S. A.; Godoy, A. T.; Eberlin, M. N.; Maróstica Jr, M. R. (2014). Chemical characterization and antioxidant potential of Chilean chia seeds and oil (*Salvia hispanica* L.). *LWT - Food Science and Technology*, 59(2): 1304–1310. doi: 10.1016/j.lwt.2014.04.014
- Mariod, A.A.; Saeed, M.E.; Hussein, I. (2017). Unconventional oilseeds and oil sources. London, Reino Unido: Academic Press.
- Martín-Polvillo, M.; Máquez-Ruiz, G.; Dobarganes. (2004). Oxidative stability of sunflower

- oils differing in unsaturation degree during long-term storage at room temperature. *Journal of American Oil Chemistry Society*, 82(6): 577-583. doi: 10.1007/s11746-006-0944-1
- Martínez, M. & Maestri, D. (2015). Aceites vegetales no tradicionales: Guía para la producción y evaluación de la calidad. Córdoba, Argentina: Encuentro Grupo Editor.
- Martínez, M.L.; Mattea, M.A.; Maestri, D.M. (2008). Pressing and supercritical carbon dioxide extraction of walnut oil. *Journal of Food Engineering*, 88(3): 399-404. doi: 10.1016/j.jfoodeng.2008.02.026
- Martínez, M. L.; Penci, M. C.; Marin, M. A.; Ribotta, P. D.; Maestri, D. M. (2013). Screw press extraction of almond (*Prunus Dulcis* (Miller) D.A. Webb): Oil recovery and oxidative stability. *Journal of Food Engineering*, 119(1): 40-45. doi: 10.1016/j.jfoodeng.2013.05.010
- Martínez, M.L.; Bordón, M.G.; Bordón, G.; Lallanas, R.L.; Ribotta, P.D.; Maestri, D.M. (2017). Optimization of Sesame Oil Extraction by Screw-Pressing at Low Temperature. *Food Bioprocess and Technology*, 10(6): 1113-1121. doi: 10.1007/s11947-017-1885-4
- Matthäus, B. (2010). Oxidation of edible oils. En E.A Decker; R.J Elias; D.J. McClements. *Oxidation in foods and beverages and antioxidant applications* (p. 183-238). Cambridge, Reino Unido: Woodhead publishing.
- Matthäus, B. (2012). Oil Technology. En S.K. Gupta (Ed.), *Technological innovations in major world oil crops: Perspectives* (p. 23-92). doi: 10.1007/978-1-4614-0827-7
- McClements, D.J. & Decker, E.D. (2017). Lipids. En S. Damoradan. & K.L. Parkin (Eds.), *Fennema's Food Chemistry* (p.173-236). Florida, EEUU: CRC Press.
- Mehlenbacher, V.C. (1979). *Análisis de grasas y aceites*. Bilbao, España: URMO.
- METHROM INTERNATIONAL. (2015). Determining the oxidation stability of fats and oils using the Rancimat method. *INFORMATION* (10):26-29.

- Mihaela, P.; Josef, R.; Monica, N.; Rudolf, Z. (2013). Perspectives of safflower oil as biodiesel source for South Eastern Europe (comparative study: Safflower, soybean and rapeseed). *Fuel*, 111: 114-119. doi: 10.1016/j.fuel.2013.04.012
- Mokhtar, S.M.; Swailam, H.M.; Embaby, H.E.S. (2018). Physicochemical properties, nutritional value and techno-functional properties of goldenberry (*Physalis peruviana*) waste powder concise title: Composition of goldenberry juice waste. *Food Chemistry*, 248: 1-7. doi: 10.1016/j.foodchem.2017.11.117
- Mridula, D.; Barnwal, P.; Singh, K. K. (2015). Screw pressing performance of whole and dehulled flaxseed and some physico-chemical characteristics of flaxseed oil. *Journal of Food Science and Technology*, 52(3), 1498-1506. doi:10.1007/s13197-013-1132-6
- Mridula, D.; Saha, D.; Gupta, R.K.; Bhadwal, S. (2019). Oil expelling of dehulled sunflower: Optimization of screw pressing parameters. *Journal of Food Processing and Preservation*, 43(1): e13852. doi: 10.1111/jfpp.13852
- Muangrat, R.; Veeraphong, P.; Chantee, N. (2018). Screw press extraction of Sacha inchi seeds: Oil yield and its chemical composition and antioxidant properties. *Journal of Food Processing and Preservation*, 42(6): e13635. doi: 10.1111/jfpp.13635
- Navas, P. (2010). Componentes minoritarios y propiedades antioxidantes de aceites vírgenes y tortas residuales obtenidos por prensado en frío a partir de fuentes vegetales convencionales y no convencionales (Tesis doctoral). Universidad de Castilla -La Mancha, España.
- Nicoli, M.C. (2012). An introduction to food shelf life: Definitions, basic concepts, and regulatory aspects. En M.C. Nicoli (Ed.), *Shelf life assessment of food* (p 1-15). Florida, Estados Unidos de América: Taylor & Francis.
- Nyanzi, S.A.; Cartensen, B.; Schwack, W. (2005). A comparative study of fatty acid profile of *Passiflora* seed oils from Uganda. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 82: 41-44. doi: 10.1007/s11746-005-1040-2
- O'Brien, R.D. (2009). *Fats and oils: Formulating and processing for applications* (3^o ed.).

Florida, EEUU: CRC Press.

O'Brien, R.D.; Jones, L.A.; King, C.C.; Wakelyn, P.J.; Wan, P.J. (2005). Cottonseed oil. En F. Shahidi (Ed.), *Bayle's Industrial Oil and Fat Products* (p. 173-279). doi: 10.1002/047167849X

Opute, F.I. (1978). The Component Fatty Acids of *Psidium guajava* Seed Fats. *Journal Science of Food Agriculture*, 29: 737-738. doi: 10.1002/jsfa.2740290812

Orhevba, B.A.; Chukwu, O.; Oguagwu, V.; Osunde, Z.D. (2013). Effect of moisture content on some quality parameters of mechanically expressed Neem seed kernel Oil. *The International Journal of Engineering and Science*, 8(2): 2319 – 1805. Recuperado de <https://www.semanticscholar.org/paper/INFLUENCE-OF-MOISTURE-CONTENT-ON-THE-YIELD-OF-NEEM-Orhevba-Chukwu/53e36772df8a27da6e386cf3d364ff1f9d49c338>

Özcan, M. M.; Ünver, A.; Erkan, E.; Arslan, D. (2011). Characteristics of some almond kernel and oils. *Scientia Horticulturae*, 127(3): 330–333. doi: 10.1016/j.scienta.2010.10.027

Pacheco, V.R. (2016). Estimación del tiempo de vida útil del café tostado tipo Premium (*Coffea arabica*) en diferentes empaques mediante pruebas aceleradas (Tesis pregrado). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.

Pantoja-Chamorro, A.L.; Hurtado-Benavides, A.M.; Martinez-Correa, H.A. (2017). Caracterización de aceite de semillas de maracuyá (*Passiflora edulis* Sims.) procedentes de residuos agroindustriales obtenido con CO₂ supercrítico. *Acta Agronómica*, 66(2): 178-185. doi: 10.15446/acag.v66n2.57786

Pardo, J.E.; Fernández, E.; Rubio, M.; Alvarruiz, A.; Alonso, G.L. (2009). Characterization of grape seed oil from different grape varieties (*Vitis vinifera*). *European Journal of Lipid Science and Technology* 111: 188-193. doi:10.1002/ejlt.200800052

Paúcar-Menacho, L.M.; Salvador-Reyes, R.; Guillén-Sánchez, J.; Capa-Robles, J.; Moreno-Rojo, C. (2015). Estudio comparativo de las características físico-químicas del aceite de sachá inchi (*Plukenetia volubilis* L.), aceite de oliva (*Olea europaea*) y aceite crudo de

- pescado. *Scientia Agropecuaria*, 6(4): 279-290. doi: 10.17268/sci.agropecu.2015.04.05
- Peña, J.F.; Ayara, J.D.; Fischer, G.; Almanza-Merchán, P.J. (2010). Relaciones semilla fruto en tres ecotipos de uchuva (*Physalis peruviana* L.). *Revista colombiana de ciencias hortícolas*, 4(1): 43-54. doi: 10.17584/rcch.2010v4i1.1224
- Piergiovanni, L. & Limbo, S. (2010). Packaging and the shelf life of vegetable oils. En G.L. Robertson (Ed.), *Food packing and shelf life: A practical guide* (p. 327-338). doi: 10.1201/9781420078459
- Pike, O.A. & O'Keefe, S. (2017). Fat Characterization. En S.S. Nielsen (Ed.), *Food Analysis* (p. 408-429). doi 10.1007/978-3-319-45776-5
- Piombo, G.; Barouh, N.; Barea, B.; Boulanger, R.; Brat, P.; Pina, M.; Villeneuve, P. (2006). Characterization of the seed oils from kiwi (*Actinidia chinensis*), passion fruit (*Passiflora eduli*) and guava (*Psidium guajava*). *OCL*, 13(2-3): 195-199. doi: 10.1051/ocl.2006.0026
- Pokorný, J. (2005). Volumetric analysis of oxidized lipids. En A. Kamal-Eldin & J. Pokorný (Eds.), *Analysis of lipid oxidation* (p. 8-16). Illinois, EEUU, AOCS Press.
- Pokorný, J.; Schmidt, S.; Parkányiová, J. (2005). Ultraviolet-Visible spectrophotometry. En A. Kamal-Eldin & J. Pokorný (Eds.), *Analysis of lipid oxidation* (p.17-39). Illinois, EEUU, AOCS Press
- Przybylski, R.; Mag, T.; Eskin, N.A.M.; McDonald, B.E. (2005). Canola oil. En F. Shahidi (Ed.), *Bayle's Industrial Oil and Fat Products* (p. 61-121). doi: 10.1002/047167849X
- Puente, L.A.; Pinto-Muñoz, C.A.; Castro, E.S.; Cortés, M. (2011). *Physalis peruviana* Linnaeus, the multiple properties of a highly functional fruit: A review. *Food Research International*, 44: 1733-1740. doi:10.1016/j.foodres.2010.09.034
- Ramadan, M.F. (2011). Bioactive phytochemicals, nutrition value and functional properties of cape gooseberry (*Physalis peruviana* L.): An On overview. *Food Research International*, 44(7): 1830-1836. doi:10.1016/j.foodres.2010.12.042

- Ramadan, M.F. & Mörsel, J.T. (2003). Oil goldenberry (*Physalis peruviana* L.). Journal of Agricultural and Food Chemistry, 51(4): 435-444. doi: 10.1021/jf020778z
- Ramadan, M.F. & Moersel, J.T. (2007). Impact of enzymatic treatment on chemical composition, physicochemical properties and radical scavenging activity of goldenberry (*Physalis peruviana* L.) juice. Journal of the Science of Food and Agriculture, 87(3): 452-160. doi: 10.1002/jsfa.2728
- Ramadan, M.F. & Moersel, J.T. (2009). Oil extractability from enzymatically treated goldenberry (*Physalis peruviana* L.) pomace: range of operational variables. International Journal of Food Science and Technology, 44(3): 435-444. doi: 10.1111/j.1365-2621.2006.01511.x
- Ramadan, M.F.; Sitohy, M.Z.; Moersel, J.T. (2008). Solvent enzyme-aided aqueous extraction of goldenberry (*Physalis peruviana* L.) pomace oil: impact processing on composition and quality of oil and meal. European Food Research Technology, 226(6): 1445-1458. doi: 10.1007/s00217-007-0676-y
- Ramadan, M.F., Elsanhoty, R.M.; Sitohy, M. (2013). Goldenberry (*Physalis peruviana*) juice rich in Health-beneficial compounds suppresses high-cholesterol diet-induced hypercholesterolemia in rats. Journal of Food Biochemistry, 37(6): 708-722. doi: 10.1111/j.1745-4514.2012.00669.x
- Rana, V.S. & Blazquez, A.M. (2008). Fatty Acid Composition of *Passiflora edulis* Sims. Seed Oil. JLST 40(2): 65-66. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/233780556_Fatty_Acid_Composition_of_Passiflora_edulis_Sims_Seed_Oil
- Ratusz, K.; Popis, E.; Ciemniewska-Zytkiewicz, H.; Wroniak, M. (2016). Oxidative stability of camelina (*Camelina sativa* L.) oil using pressure differential scanning calorimetry and Rancimat method. Journal of Thermal Analysis and Calorimetry, 126(1): 343-351. doi: 10.1007/s10973-016-5642-0
- Raziq, S.; Anwar, F.; Mahmood, Z.; Shahidi, S.A.; Nadeem, R. (2012). Characterization of seed oils from different varieties of watermelon [*Citrullus lanatus* (Thunb.)] from Pakistan.

- Redondo-Cuevas, L.; Castellano, G.; Torrens, F.; Raikos, V. (2018). Revealing the relationship between vegetable oil composition and oxidative stability: a multifactorial approach. *Journal of Food Composition and Analysis*, 86: 221-229. doi: 10.1016/j.jfca.2017.12.027
- Reyes-Beltrán, M.E.; Guanilo-Reyes, C.K.; Ibañez-Cárdenas, M.W.; García-Collao, C.E.; Idrogo-Alfaro, J.J.; Huamán-Saavedra, J.J. (2015). Efecto del consumo de *Physalis peruviana* L. (aguaymanto) sobre el perfil lipídico de pacientes con hipercolesterolemia. *Acta médica peruana*, 32(4): 195-201. Recuperado de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1728-59172015000400002
- Robertson, G.L. (2010). Food packaging and shelf life. En G.L. Robertson (Ed.), *Food packaging and shelf life* (p. 1-16). doi: 10.1201/9781420078459
- Rodrigues, E.; Rockenbach, I.V.; Cataneo, C.; Gonzaga, L.V.; Chaves, E.S.; Fett, R. (2009). Minerals and essential fatty acids of the exotic fruit *Physalis peruviana* L. *Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 29 (3), 642-645. doi: 10.1590/S0101-20612009000300029
- Rodríguez, G.; Villanueva, E.; Glorio, P.; Baquerizo, M. (2015). Estabilidad oxidativa y estimación de la vida útil del aceite de sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.). *Scientia Agropecuaria*, 6(5): 155-163. doi: 10.17268/sci.agropecu.2015.03.02
- Rodríguez, S.L. & Rodríguez, E.M. (2007). Efecto de la ingesta de *Physalis peruviana* (aguaymanto) sobre la glicemia postprandial en adultos jóvenes. *Revista Médica Vallejana*, 4(1): 43-52. Recuperado de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1728-59172015000400002
- Rosa, P. M.; Antoniassi, R.; Freitas, S. C.; Bizzo, H. R.; Zanotto, D. L.; Oliveira, M. F.; Castiglioni, V. B. R. (2009). Chemical composition of Brazilian sunflower varieties. *Helia*, 32(50): 45–155. doi: 10.2298/HEL0950145R
- Sabzalian, M.R.; Saeidi, G.; Mirlohi, A. (2008). Oil Content and fatty acid composition in Seeds of three safflower species. *JAOCS, Journal Oil Chemist's Society*, 85(8): 717-721. doi:

10.1007/s11746-008-1254-6

- Salinas-Hernández, R.M.; González-Aguilar, G.A.; Pirovani, M.E.; Ulín-Montejo, F. (2007). Modelación del deterioro de productos vegetales frescos cortados. *Universidad y Ciencia* 23(2): 183-196. Recuperado de <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=15423209>
- Salem, M.A (2001). Effect of some heat treatment on nigella seeds characteristics. 1-Some physical and chemical properties of nigella seed oil. *Journal Agriculture Research of Tanta University*, 27: 471–486.
- Santana, F.C.; Shinagawa, F.B.; Araujo, E.D.S.; Costa, A.M.; Mancini-Filho, J. (2015). Chemical composition and antioxidant capacity of Brazilian *Passiflora* seed oils. *Journal of Food Science*, 80(12): C2647-C2654. doi: 10.1111/17503841.13102.
- Santi, A. C.; Simon, K. M.; Silva, A. J. M.; Balbi, M. E.; Monteito, C. S. (2015). Caracterização da composição química e nutricional de sementes de uva (*Vitis vinifera*, Vitaceae) cv. Cabernet sauvignon. *Visão Acadêmica*, 16(2): 98–107. doi: 10.5380/acd.v16i2.40098
- Savoire, R; Lanoisellé, J.L.; Vorobiev, E. (2012). Mechanical continuous oil expression from oilseeds: A Review. *Food Bioprocess Technology*, 6(1): 1-6. doi: 10.1007/s11947-012-0947-x
- Schaich, K.M. (2016). Analysis of lipid and protein: Oxidation in fats, oils, and foods. En M. Hu. y C. Jacobsen (Eds.), *Oxidative stability and shelf life of foods containing oils and fats* (p. 1-131). doi: 10.1016/C2015-0-00077-6
- Shadyro, O.I.; Sosnovskaya, A.A.; Edimecheva, P. (2017). Flaxseed oil stabilization using natural and synthetic antioxidants. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 119: 1700029. doi: 10.1002/ejlt.201700079
- Shah, S. N., Mahesar, S. A., Abro, K. A., Sherazi, S. T. H., Nizamani, S. M., Panhwar, T., ... Mugheri, G. A. (2017). FTIR characterization and physicochemical evaluation of cottonseed oil. *Pakistan Journal of Analytical & Environmental Chemistry*, 18(1): 46–53. doi: 10.21743/pjaec/2017.06.04

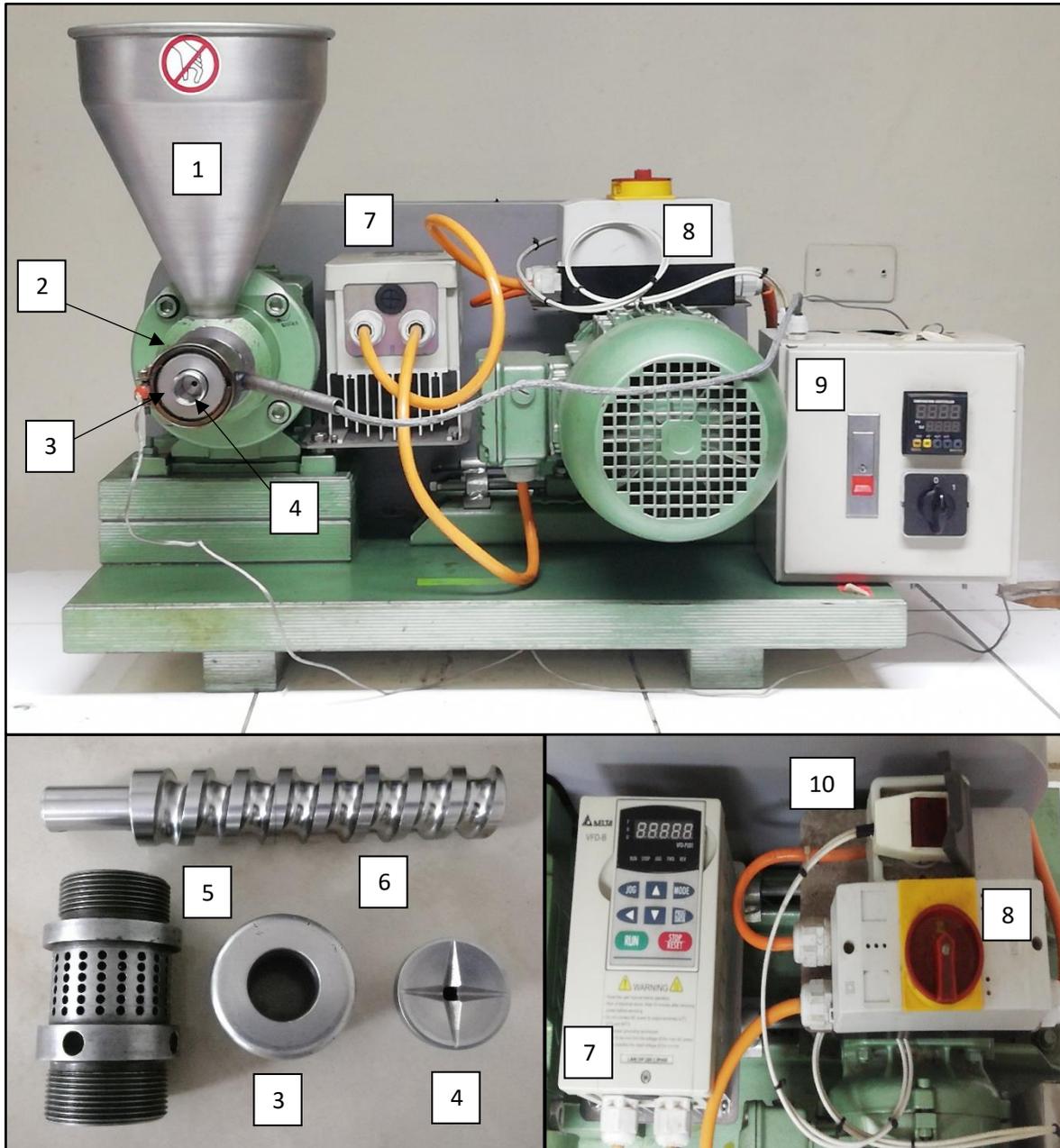
- Shahidi, F. (2005). Quality assurance of fats and oils. En F. Shahidi (Ed.), *Bailey's Industrial Oil and Fat Products* is available (p. 565-576). doi: 10.1002/047167849X
- Shahidi, F. & Zhong, Y. (2005). Lipid oxidation: Measurement methods. En F. Shahidi (Ed.) *Bayle's Industrial Oil and Fat Products* (p. 357-386). doi: 10.1002/047167849X
- Shahidi, F.; Ambigaipalan, P.; Wanasundara P.K.J.P.D. (2017). Extraction and Analysis of Lipids. En C.C. Akoh (Ed.), *Food Lipids: Chemistry, Nutrition, and Biotechnology* (p. 297-326). doi: 10.1201/9781315151854
- Sharma, M.; Dadhwal, K.; Gat, Y.; Kumar, V.; Panghak, A.; Prasad, R. (2019). A review on newer techniques in extraction of oleaginous flaxseed constituents. *OCL*, 26(14): 1-7. doi: 10.1051/ocl/2019006
- Sharma, S.; Kaur, M.; Goyal, R.; Gill, B. S. (2014). Physical characteristics and nutritional composition of some new soybean (*Glycine max* (L.) Merrill) genotypes. *Journal of Food Science and Technology*, 51(3): 551–557. doi: 10.1007/s13197-011-0517-7
- Silvia, D.; Masturah, M.F.; Bhat, R. (2012). The effects of different extraction temperatures of the screw press on proximate compositions, amino acid contents and mineral contents of *Nigella sativa* meal. *American Journal of Food Technology*, 7(4): 180-191. doi: 10.3923/ajft.2012.180.191
- Singh, J. & Bargale, P.C. (2000). Development of a small capacity double stage compression screw press for oil expression. *Journal of Food Engineering*, 4(2): 75-82. doi: 10.1016/S0260-8774(99)00134-X
- Singh, K. K.; Wiesenborn, D. P.; Tostenson, K.; Kangas, N. (2002). Influence of moisture content and cooking on screw pressing of crambe seed. *JAOCS, Journal of the American Oil Chemists' Society*, 79(2): 165-170. doi: 10.1007/s11746-002-0452-3
- Smith, J. (2005). Sunflower oil. En F. Shahidi (Ed.), *Bailey's Industrial Oil and Fat Products* is available (p. 491-536). doi: 10.1002/047167849X
- Stadtlander, T. & Becker, K. (2017). Proximate composition, amino and fatty acid profiles and

- element compositions of four different Moringa species. *Journal of Agricultural Science*, 9(7): 46-57. doi:10.5539/jas.v9n7p46
- Symoniuk, E.; Ratusz, K.; Krygier, K. (2016). Comparison of the oxidative stability of linseed (*Linum usitatissimum* L.) oil by pressure differential scanning calorimetry and Rancimat measurements. *Journal of Food Science and Technology* 53(11): 3986-3995. doi: 10.1007/s13197-016-2398-2
- Symoniuk, E.; Ratusz, K.; Krygier, K. (2017). Comparison of the oxidative stability of cold-pressed rapeseed oil using Pressure Differential Scanning Calorimetry and Rancimat methods. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 119: 1600182. doi:10.1002/ejlt.201600182
- Talbot, G. (2011). The stability and shelf life of fats and oils. En D. Kilcast; P. Subramaniam, (Eds.), *Food and beverage stability and shelf life* (683-715 p.). Cambridge, Reino Unido: Woodhead publishing.
- Türkay, S. & Şahin-Yeşibubuk, N. (2017). Processing and modification technologies for edible oils and fats. En C.C. Akoh (Eds.), *Food Lipids: Chemistry, Nutrition, and Biotechnology* (p. 297-326). doi: 10.1201/9781315151854
- Uchôa-Thomas, A.M.A.; Sousa, E.C.; Carioca, O.J.B.; Morais, S.M.; Lima, A.; Martins, C.G.; Alexandrino, C.D.; Ferreira, P.A.T.; ...; Rodrigues, L.L. (2014). Chemical composition, fatty acid profile and bioactive compounds of guava seeds (*Psidium guajava* L.). *Food Science and Technology, Campinas*, 34(3): 485-492. doi: 10.1590/1678-457X.6339
- Varas, M.A.; Pascual, G.J.; Barriga-Sánchez, M.; Villegas, L.F.; Ursetta, S.; Guevara, A.; Hidalgo, A. (2020). Effect of tomato (*Solanum lycopersicum* L.) lycopene-rich extract on the kinetics of rancidity and shelf-life of linseed (*Linum usitatissimum* L.) oil. *Food Chemistry*, 302: 125327. doi: 10.1016/j.foodchem.2019.125327
- Véliz, NM. (2012). *El Aguaymanto (Physalis peruviana)*. Huancayo, Perú: CONCYTEC.
- Verleyen, T; Van Dyck, S; Adams, CA. (2005). Accelerated stability tests. En A. Kamal-Eldin;

- J. Pokorný. Analysis of lipid oxidation. Illinois, Estados Unidos de América, AOCS Press.
- Villanueva, E.; Castillo, D.; Rodríguez, G. (2013). Influencia de los parámetros Rancimat sobre la determinación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de *Sesamum indicum* L. *Scientia Agropecuaria*, 4(2013): 173-180. doi:10.7268/sciagropecu.2013.03.03
- Villanueva, E.; Rodríguez, G.; Aguirre, E.; Castro, V. (2017). Influencia de antioxidantes en la estabilidad oxidativa del aceite de chía (*Salvia Hispanica* L.) por rancimat. *Scientia Agropecuaria*, 8(1): 19-27. doi: 10.17268/sci.agropecu.2017.01.02
- Valencia, F.E.; Millán, L.J.; Jaramillo, Y. (2007). Estimación de la vida útil fisicoquímica, sensorial e instrumental de queso crema bajo en calorías. *Revista Lasallista de Investigación*, 5(1): 28-33
- Vujasinovic, V.; Djilas, S.; Dimic, E.; Romanic, R.; Takaci, A. (2010). Shelf Life of cold-pressed pumpkin (*Cucurbita pepo* L.) seed oil obtained with a screw press. *Journal of American Oil Chemistry Society*, 87(12): 1497–1505. doi: 10.1007/s11746-010-1630-x
- Yalcin, H.; Kavuncuoglu, H.; Ekici; Sagdid, O. (2017). Determination of fatty acid composition, volatile components, physico-chemical and bioactive properties of grape (*Vitis vinifera*) seed and seed oil. *Journal of Food Processing and Preservation*, 41: e12854. doi:10.1111/jfpp.12854
- Yanty, N.A.; Marikkar, J.M.; Nusantoro, B.P.; Longo, K.; Ghazali, H.M. (2014). Physico-chemical characteristics of papaya (*Carica papaya* L.) Seed Oil of the Hong Kong/Sekaki Variety. *Journal of Oleo Science*, 63(9): 885-892. doi: 10.5650/jos.ess13221
- Zamora, R. & Hidalgo, F.J. (2004). Fatty acids. En LM. Nollet (Ed.), *Handbook of food analysis* (p. 221-274). Nueva York, EEUU: Marcel Decker.

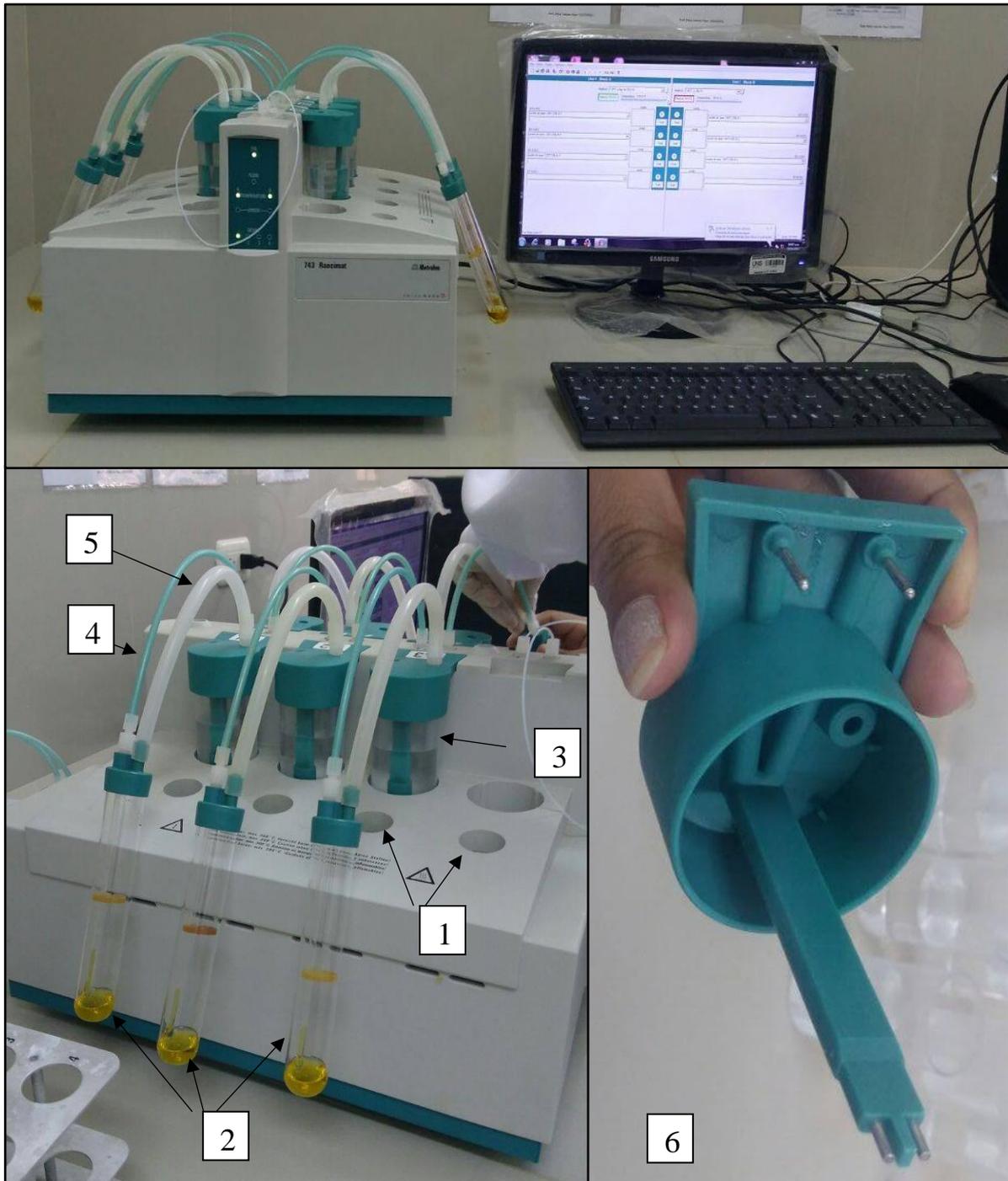
VIII. ANEXOS

ANEXO 1: ELEMENTOS DE LA PRESA DE TORNILLO "KOMET CA 59G"



Tolva de alimentación, [2] Anillo de calefacción, [3] Cabezal de prensado, [4] Boquilla, [5] Cilindro de prensado, [6] Tornillo sinfín, [7] Controlador de la velocidad del tornillo, [8] Interruptor de encendido/apagado del tornillo, [9] Controlador de temperatura, [10] Interruptor apagado/encendido de la prensa.

ANEXO 2: ELEMENTOS DEL "RANCIMAT 743"



[1] Bloque de calentamiento (8 en total), [2] Recipiente de reacción, [3] Recipiente de medición, [4] Tubo de entrada de aire, [5] Tubo de salida de compuestos volátiles, [6] Medidor de conductividad

ANEXO 3: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA RECUPERACIÓN DE ACEITE EN LA EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANALISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	Fcal	Signif.
TEMPERATURA	2	2645.19	1322.590	6000.84	0.000
HUMEDAD	2	4085.9	2042.95	9269.22	0.000
TEMP*HUME	4	93.020	23.26	105.51	0.000
ERROR	18	3.97	0.220		
TOTAL	26	6828.08			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	N	PROMEDIO	AGRUPACION
60	9	73.6186	A
80	9	57.8027	B
100	9	49.7966	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA HUMEDAD

HUMEDAD	N	PROMEDIO	AGRUPACION
8	9	74.9698	A
10	9	61.3651	B
12	9	44.8830	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	N	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
T1	3	86.4286	A
T2	3	78.2742	B
T4	3	73.0251	C
T7	3	65.4557	D
T5	3	56.8692	E
T3	3	56.1530	E
T8	3	48.9520	F
T6	3	43.5139	G
T9	3	34.9821	H

ANEXO 4: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA EL ACEITE RESIDUAL DE LA EXTRACCIÓN DE ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANALISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	Fcal	Signif.
TEMPERATURA	2	378.698	189.349	2407.78	0.000
HUMEDAD	2	478.958	239.479	3045.24	0.000
TEMP*HUME	4	20.898	5.224	66.43	0.000
ERROR	18	1.416	0.079		
TOTAL	26	879.968			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	N	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
100	9	20.6433	A
80	9	18.0752	B
60	9	11.7324	C

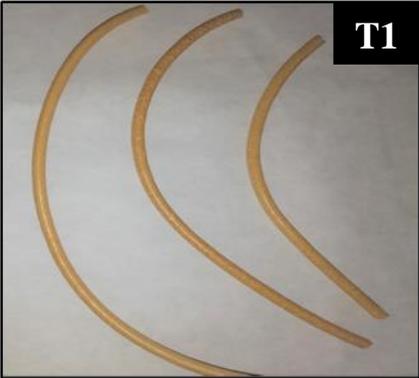
PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA HUMEDAD

HUMEDAD	N	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
12	9	22.0943	A
10	9	16.5701	B
8	9	11.7865	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	N	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
T9	3	25.3633	A
T6	3	22.4530	B
T8	3	21.0097	C
T5	3	18.6893	D
T3	3	18.5667	D
T7	3	15.657	E
T4	3	13.0833	F
T2	3	10.0114	G
T1	3	6.61900	H

ANEXO 5: TORTAS DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO OBTENIDAS EN LOS DIFERENTES TRATAMIENTOS DE PRENSADO



ANEXO 6: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA HUMEDAD Y MATERIA VOLÁTIL DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANÁLISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	F _{cal}	Signif.
TEMPERATURA	2	0.000006	0.000003	0.81	0.461
HUMEDAD	2	0.002286	0.001143	315.82	0.000
TEMP*HUME	4	0.000017	0.000004	1.18	0.352
ERROR	18	0.000065	0.000004		
TOTAL	26	0.002374			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
100	0.0866025	A
80	0.0856299	A
60	0.0855999	A

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA HUMEDAD

HUMEDAD	PROMEDIO	AGRUPACION
12	0.0967404	A
10	0.0868352	B
8	0.074250	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	PROMEDIO	AGRUPACION
T9	0.0972750	A
T3	0.0972475	A
T6	0.0956986	A
T8	0.0873731	B
T2	0.0871809	B
T5	0.0859515	B
T7	0.0751594	C
T4	0.0751495	C
T1	0.0724614	C

ANEXO 7: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA EL ÍNDICE DE ACIDEZ DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANÁLISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	Fcal	Signif.
TEMPERATURA	2	0.000961	0.000480	1.01	0.384
HUMEDAD	2	0.098877	0.049439	103.96	0.000
TEMP*HUME	4	0.000756	0.000189	0.40	0.808
ERROR	18	0.008560	0.000476		
TOTAL	26	0.109154			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
100	0.329598	A
80	0.318602	A
60	0.315765	A

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

HUMEDAD	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
12	0.367461	A
10	0.360675	A
8	0.235830	B

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	PROMEDIO	AGRUPACION
T9	0.0972750	A
T3	0.0972475	A
T6	0.0956986	A
T8	0.0873731	B
T2	0.0871809	B
T5	0.0859515	B
T7	0.0751594	C
T4	0.0751495	C
T1	0.0724614	C

ANEXO 8: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA EL ÍNDICE DE P-ANISIDINA DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANÁLISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	Fcal	Signif.
TEMPERATURA	2	0.001982	0.000991	4.57	0.025
HUMEDAD	2	0.37491	0.187455	863.97	0.000
TEMP*HUME	4	0.001979	0.000495	2.28	0.101
ERROR	18	0.003905	0.000217		
TOTAL	26	0.382777			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
100	0.868255	A
80	0.852428	A B
60	0.848403	B

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA HUMEDAD

HUMEDAD	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
12	1.00950	A
10	0.83671	B
8	0.72287	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
T9	1.03800	A
T3	0.99552	A
T6	0.99499	A
T8	0.83953	B
T5	0.83611	B C
T2	0.8345	B C
T7	0.72724	C D
T4	0.72619	D
T1	0.71519	D

ANEXO 9: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA EXTINCIÓN ESPECÍFICA (K₂₃₂) DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANÁLISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	Fcal	Signif.
TEMPERATURA	2	0.001761	0.000880	2.76	0.090
HUMEDAD	2	0.105683	0.052841	165.61	0.000
TEMP*HUME	4	0.000251	0.000063	0.20	0.937
ERROR	18	0.005743	0.000319		
TOTAL	26	0.113438			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
100	1.42559	A
60	1.40924	A
80	1.40777	A

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA HUMEDAD

HUMEDAD	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
12	1.49437	A
10	1.40652	B
8	1.34170	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
T9	1.50075	A
T6	1.49187	A
T3	1.49050	A
T8	1.42063	B
T2	1.40321	B C
T5	1.39573	B C
T7	1.35539	C D
T4	1.33570	D
T1	1.33403	D

ANEXO 10: ANÁLISIS DE VARIANZA Y PRUEBA DE TUKEY PARA LA EXTINCIÓN ESPECÍFICA (K₂₆₈) DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO

ANÁLISIS DE VARIANZA

FUENTE DE VARIACIÓN	GL	SUMA DE CUADRADOS	CUADRADOS MEDIOS	Fcal	Signif.
TEMPERATURA	2	0.000699	0.00035	3.86	0.040
HUEMDAD	2	0.022340	0.011170	123.21	0.000
TEMP*HUME	4	0.000362	0.000091	1.00	0.434
ERROR	18	0.001632	0.000091		
TOTAL	26	0.025033			

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA TEMPERATURA

TEMPERATURA	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
100	0.221542	A
80	0.215877	A B
60	0.209094	B

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA HUMEDAD

HUEMEDAD	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
12	0.252671	A
10	0.211242	B
8	0.182601	C

PRUEBA DE TUKEY ($p \leq 0.05$) PARA LA INTERACCIÓN

TRATAMIENTO	PROMEDIO	AGRUPACIÓN
T9	0.256924	A
T6	0.255852	A
T3	0.245239	A B
T8	0.221411	B C
T2	0.207938	C D
T5	0.204376	C D
T4	0.187405	D E
T7	0.186291	D E
T1	0.174107	E

**ANEXO 11: ACEITE CRUDO DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO
CORRESPONDIENTE AL MEJOR TRATAMIENTO (T1)**



**ANEXO 12: CROMATOGRAMA DEL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS DEL ACEITE DE SEMILLAS DE AGUAYMANTO
CORRESPONDIENTE AL MEJOR TRATAMIENTO (T1)**

