



**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE
HIDALGO**

INSTITUTO DE CIENCIAS BÁSICAS E INGENIERÍA

ÁREA ACADÉMICA DE QUÍMICA

**EVALUACIÓN DE PARÁMETROS FISCOQUÍMICOS EN
OLEÍNA DE PALMA SOMETIDA A DIFERENTES
TEMPERATURAS**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE LICENCIADA EN

QUÍMICA EN ALIMENTOS

PRESENTAN:

**ANAID TEMPLOS VARGAS
STHEFANY LETICIA AGUILERA CHÁVEZ**

DIRECTORA DE TESIS

DRA. EVA MARÍA SANTOS LÓPEZ

QA

QUÍMICA EN ALIMENTOS

PACHUCA DE SOTO, HIDALGO

JUNIO, 2016.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO
Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería
Institute of Basic Sciences and Engineering
Área Académica de Química
Chemistry Department

M. en A. JULIO CÉSAR LEINES MEDÉCIGO
DIRECTOR DE CONTROL ESCOLAR
DE LA U.A.E.H.
Presente:

Por este conducto le comunico que el jurado asignado a las pasantes de la Licenciatura de Química en Alimentos **Anaid Templos Vargas** y **Sthefany Leticia Aguilera Chávez**, quienes presentan el trabajo de investigación "**Evaluación de parámetros fisicoquímicos en oleina de palma sometida a diferentes temperaturas**", después de revisar el trabajo en reunión de Sinodales, estos han decidido autorizar la impresión del mismo, hechas las correcciones que fueron acordadas.

A continuación se anotan las firmas de conformidad de los integrantes del Jurado:

Presidente	Dr. Javier Añorve Morgia
Primer vocal	Dra. Eva María Santos López
Segundo vocal	Dr. Carlos Alberto Gómez Aldapa
Tercer vocal	Dr. José Antonio Rodríguez Ávila
Secretario	Dr. Javier Castro Rosas
Primer suplente	Dra. Esmeralda Rangel Vargas
Segundo suplente	Q.A. Andrés García Guerrero

Sin otro particular, le envío un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"Amor, Orden y Progreso"
Mineral de la Reforma, Hidalgo, 30 de mayo de 2016

Dra. Maria Luisa Soares da Silva
Coordinadora Adjunta
Licenciatura en Química de Alimentos

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE HIDALGO

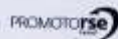


Instituto de Ciencias Básicas e Ingeniería

Área Académica de Química

Ciudad del Conocimiento
 Carretera Pachuca - Tulancingo km. 4.5
 Colonia Carboneras
 Mineral de la Reforma, Hidalgo, México, C.P. 42184
 Tel. +52 771 7172000 exts. 2200 y 2201, Fax 6502
 aaq_icbi@uaeh.edu.mx

www.uaeh.edu.mx





Esta investigación fue apoyada por el Programa de Estímulos a la Investigación, Desarrollo e Innovación Tecnológica del CONACYT, convocatoria 2014, en la modalidad INNOVATEC, Proyecto número 212046, de la Empresa FRITOS TOTIS, S.A. de C.V.



Parte de los resultados se presentaron en el XVII Congreso Nacional de Ciencia y Tecnología de Alimentos y 2do Congreso Internacional Sobre Innovación y Tendencias en Procesamiento de Alimentos llevado a cabo en la Universidad Autónoma de Nuevo León en la ciudad de Monterrey, Nuevo León del 27 al 29 de mayo, 2015.

*“El futuro tiene muchos nombres. Para los débiles es lo inalcanzable.
Para los temerosos, lo desconocido. Para los valientes es la
oportunidad”. -Victor Hugo*

A mi mamá **Maribel**, gracias por tu apoyo, cariño incondicional, por las veces que te tuviste que sacrificar por mí, por tus regaños bien merecidos, por inculcarme valores, por darme ánimos, pero sobre todo depositar toda tu confianza en mí. Eres la persona que más admiro y mi ejemplo a seguir y este logro te lo debo a ti. Te amo mamá.

A mi papá **Ramiro**, este logro también te lo debo a ti al igual que mi mamá, ya que gracias a ustedes pude realizar este sueño. Por mostrar tu interés hacia esta tesis, ya que sabes que es algo importante para mí. Papá eres el hombre que más admiro. Te amo papá.

A mis hermanos **Jeimy** y **César**, gracias por estar en todo momento conmigo y por brindarme su apoyo. Hermanita, siempre estuviste y me aguantaste en mis momentos de estrés. Hermanito no olvidaré que cada fin de semana me preguntabas que si había terminado la tesis. ¡¡¡Te adoro pequeño!!!

A **Lety**, amiga fue genial vivir esta experiencia contigo pasamos de todo, no voy a olvidar las repetidas veces que prendimos la alarma contra incendios, nuestros viajes en especial el de Monterrey (el pánico cuando casi perdíamos el vuelo), son experiencias que llevo en mi corazón. Gracias por aguantar mi mal humor y genio, pero sobre todo por aceptar realizar este trabajo conmigo, amiga te quiero mucho... ¡¡¡Y lo logramos!!!

A **Castell**, por todo el cariño que me demostraste durante esta etapa, por aguantar mis cambios de humor, por escucharme siempre. Agradezco por tu paciencia y comprensión, pero sobre todo por hacer hasta lo imposible por verme feliz. ¡¡¡Te quiero mucho!!!

AGRADECIMIENTOS

A **Bertín**, por tu apoyo y por darme la oportunidad de realizar en un principio el servicio social y luego las prácticas, eres una persona a la que admiro mucho. Agradezco todos los consejos que recibí de tu parte, por jalarme las orejas cuando era necesario, pero sobre todo por creer en mí.

A la **Dra. Eva**. Gracias por darnos la oportunidad y confianza de trabajar con usted, con el paso del tiempo se convirtió en más que nuestra asesora, una amiga, que sin su apoyo no habiéramos logrado esta meta. Gracias Dra. Fue parte importante de este sueño.

A mis amigas de toda la vida **Anilu** y **Rosa**. Gracias por apoyarme durante esta aventura que empezamos juntas en la prepa, son de las personas que están al pendiente siempre de mis logros, aún en la distancia tengo su apoyo incondicional. Las quiero mucho.

A mis amigos incondicionales **Rodolfo** y **Hugo**. **Rodolfo**, agradezco tus sabios y no tan sabios consejos. Gracias por estar siempre que te necesito y por darme ánimos para concluir este ciclo. **Hugo**, gracias por ser mi amigo desde pañalitos I. Tengo muy presentes tus palabras cuando te dije estaba lista la tesis, literal me dijiste: “ya era tiempo, perdiste como mil años de tu vida”.

A mis **compañeros de generación**, fue muy grato compartir el aula con ustedes, sin embargo lo más interesante y por los que los recordare siempre son por las aventuras, logros y retos que enfrentamos como grupo.

A mis **profesores** que fueron parte indispensable para mi formación, pero sobre todo al grupo de sinodales por aceptar ser parte de este proyecto. Gracias por compartir sus conocimientos dentro y fuera del aula, me llevo gratos recuerdos durante mi paso por la universidad.

Con cariño, Anaid.

“El éxito no es un resultado de la combustión espontánea. Debes encenderte en llamas”. -Arnold H. Glasow.

Gracias mamá Lety por tu apoyo incondicional, por esas palabras de aliento cuando más las necesité y por no permitirme claudicar. Cada lágrima, cada desvelada, todo el esfuerzo y tiempo dedicado valió la pena y empezamos a cosechar los frutos de tantos años de lucha y perseverancia. A pesar de todas las cosas que hemos sufrido y vivido, doy gracias por tenerte como madre pero aún más importante, doy gracias por tener en ti a mi más fiel y mejor amiga, ese es el mejor regalo. Hemos cumplido una meta más en esta vida y estoy segura que es el inicio de muchas más.

Papito chulo[†] aunque fue poco el tiempo que estuvimos juntos, sé que desde el lugar donde estás me cuidas y me guías en el camino que he decidido tomar. Así que aunque físicamente no estés con nosotras, todas te llevamos muy dentro de nuestro corazón. Te doy gracias por el regalo más grande que me pudiste dar junto con mi mamá: la vida. Espero ser un gran ejemplo de vida y que estés orgulloso de este nuevo logro.

Hermanita hermosa, sé que sufriste todo este tiempo con mi mal genio y un poco de abandono de mi parte para poder dedicarme a escribir estas páginas. Coshita linda, gracias por tu apoyo pero sobre todo, gracias por tus constantes (e irritantes) preguntas para saber cuándo terminaría de escribir. Estoy segura que esta fue tu inusual forma de ayudar y la que me motivó a terminar este trabajo pero sobretodo esa “presión (y empujón) extra” que a veces necesitaba. Vaya forma de demostrar amor Shirley. Te quiero mucho Shir, mejor hermana no pude tener, de eso estoy completamente segura.

AGRADECIMIENTOS

Ana (Anaid), mi compañera incondicional en esta larga travesía. Gracias por los invaluable momentos de desesperación, estrés pero sobretodo de momentos felices y llenos de risas que pasamos dentro y fuera del laboratorio y de la universidad. Cómo olvidar cuando corríamos a todos con nuestra música y ruidosas carcajadas (sí, hablo de las mías jaja) o de nuestro viaje a Monterrey y esos paseos por el “Parque Fundidora”. Amiga mía, no tengo palabras para agradecerte por aceptar trabajar estos años en este proyecto a mi lado y sinceramente no sé cómo me has soportado tanto jajaja. Mejor compañera no pude haber encontrado. Gracias también por tu *karma* y hacer de mi vida una nueva y loca aventura. ¡Te quiero mucho nena!

A todos los doctores que durante mi estancia en la universidad fueron parte de mi formación profesional como QA. Gracias por compartir sus conocimientos que algunas veces fue difícil asimilar y aprender pero que sin duda me ayudaron a llegar a donde me encuentro el día de hoy. Les agradezco profundamente a los doctores Javier Añorve, José Antonio Rodríguez, Carlos Aldapa, Javier Castro, Esmeralda Rangel y a nuestra asesora, la Dra. Eva Santos por aceptar ser parte de esta meta al leer y corregir este trabajo pero sobre todo por brindarme su amistad que espero conservar durante muchos años.

Finalmente quiero agradecer a todos mis amigos. No fue fácil soportarme en estos meses cuando mi único tema de conversación se redujo a uno solo: *la tesis*. Sólo los verdaderos amigos te pueden soportar en momentos tan estresantes cómo este, les deseo mucho éxito a cada uno de mis amigos y compañeros en el camino que decidan recorrer de ahora en adelante. Nos encontraremos pronto, estoy segura de ello.

Una meta más se ha cumplido, el éxito lo comparto con todos los que me rodean y forman parte de mi familia. Gracias por tanto apoyo y esfuerzo... No fue fácil llegar hasta aquí pero el día de hoy, puedo decirles: ¡Lo logramos!

Con todo mi corazón, Lety

ÍNDICE GENERAL

	Página
ÍNDICE GENERAL	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	x
ÍNDICE DE TABLAS	xii
1 RESUMEN	2
2 ANTECEDENTES	3
2.1 LÍPIDOS	3
2.2 ACEITES	4
2.3 FUENTES DE ACEITES	7
2.3.1 ACEITE DE SOYA	7
2.3.2 ACEITE DE CANOLA	8
2.3.3 ACEITE DE MAÍZ	9
2.3.4 ACEITE DE GIRASOL	9
2.3.5 ACEITE DE CÁRTAMO	10
2.3.6 OLEINA DE PALMA	10
2.4 PRODUCCIÓN DE ACEITE DE PALMA EN MÉXICO	14
2.5 PROBLEMAS DE DETERIORO EN ACEITE	15
2.5.1 LIPÓLISIS O RANCIDEZ HIDROLÍTICA	16
2.5.2 AUTO-OXIDACIÓN	16
2.6 MEDIDAS DE LA CALIDAD DEL ACEITE	21
2.6.1 ÍNDICE DE PERÓXIDOS	22
2.6.2 ÍNDICE DE ACIDEZ	23
2.6.3 ÍNDICE DE P-ANISIDINA	24
2.6.4 ÍNDICE DE TOTOX	24
2.6.5 COMPUESTOS POLARES TOTALES	25
2.6.6 PRUEBA DEL ÁCIDO TIOBARBITÚRICO	26

ÍNDICE GENERAL

2.6.7	CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO EN ACEITES	27
3	JUSTIFICACIÓN	30
4	OBJETIVOS	31
4.1	OBJETIVO GENERAL	31
4.2	OBJETIVOS ESPECÍFICOS	31
5	MATERIALES Y MÉTODOS	32
5.1	MATERIA PRIMA	32
5.2	TRATAMIENTO	32
6	ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE LA OLEÍNA DE PALMA	33
6.1	ÍNDICE DE PERÓXIDOS	33
6.2	ÍNDICE DE ACIDEZ	35
6.3	ÍNDICE DE P-ANISIDINA	36
6.4	COMPUESTOS POLARES TOTALES	37
6.5	MEDICIÓN DE COLOR	38
6.6	CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)	39
7	ANÁLISIS ESTADÍSTICO	40
8	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	41
8.1	ÍNDICE DE ACIDEZ	41
8.2	ÍNDICE DE PERÓXIDOS	44
8.3	ÍNDICE DE P-ANISIDINA	48
8.4	COMPUESTOS POLARES TOTALES	51
8.5	OXIDACIÓN TOTAL (TOTOX)	54
8.6	DETERMINACIÓN DE COLOR	56
8.7	CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO	60
9	CONCLUSIONES	68
10	REFERENCIAS	69

ÍNDICE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Formación de un triacilglicérido	3
Figura 2. Palma africana de aceite (<i>Elaeis guineensis jacquin</i>)	10
Figura 3. Producción de aceite de palma en México	14
Figura 4. Iniciación y formación de dienos conjugados y radicales peroxi (Navarro <i>et al.</i> , 2004)	18
Figura 5. Reacción de propagación y formación de hidroperóxidos y radicales libres (Navarro <i>et al.</i> , 2004)	18
Figura 6. Reacción de terminación de la auto-oxidación (Navarro <i>et al.</i> , 2004)	19
Figura 7. Productos finales de la auto-oxidación lipídica (Mimica <i>et al.</i> , 2012)	20
Figura 8. Reacción de la prueba del ácido tiobarbitúrico	26
Figura 9. Termograma típico de un material amorfo o semicristalino (Universidad de Sonora, 2012)	28
Figura 10. Curva de calibración de Fe ²⁺ utilizada para la determinación del índice de peróxidos	34

Figura 11. Evolución del índice de acidez para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas	43
Figura 12. Evolución del índice de peróxidos para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas	46
Figura 13. Evolución del índice de p-anisidina para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas	49
Figura 14. Porcentaje de compuestos polares totales para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas	52
Figura 15. Índice de TOTOX para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas	55
Figura 16. Parámetro L* para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas	59
Figura 17. Termograma de enfriamiento y calentamiento de la oleína de palma calentada a 160 °C	61
Figura 18. Termograma de cristalización de la oleína de palma calentada a 180 °C para el tiempo inicial de cero (línea azul) y 120 min (línea roja)	63
Figura 19. Termograma de fusión de la oleína de palma calentada a 160 °C a tiempo inicial de cero (línea azul) y después de 120 min de calentamiento (línea roja)	66

ÍNDICE DE TABLAS

	Página
Tabla 1. Ácidos grasos y su punto de fusión (Coultrate, 2002; Mathews <i>et al.</i> , 2002)	6
Tabla 2. Composición de ácidos grasos presentes en aceite de soya, canola, maíz, girasol, cártamo y oleína de palma (FAO, 2001; Gunstone, 2002; Ramírez <i>et al.</i> , 2014)	8
Tabla 3. Composición de ácidos grasos en el aceite de palma y oleína de palma (Gunstone, 2002 y Wahid <i>et al.</i> , 2005)	11
Tabla 4. Resultados del porcentaje de acidez (mL NaOH/100g de oleína de palma) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	42
Tabla 5. Resultados del índice de peróxidos (meq ROOH/Kg oleína de palma) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	45
Tabla 6. Resultados del índice de p-anisidina (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	48
Tabla 7. Resultados de Compuestos Polares Totales (%) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	51
Tabla 8. Resultados de la oxidación total (TOTOX) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	54

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 9. Resultados del parámetro L^* (CIELab) para las muestras de oleína de palma (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	57
Tabla 10. Resultados de los parámetro a^* y b^* (CIELab) para las muestras de oleína de palma (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	58
Tabla 11. Temperatura ($^{\circ}\text{C}$) y entalpía (J/g) del pico exotérmico principal (pico C) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	62
Tabla 12. Temperatura de los picos endotérmicos D y E ($^{\circ}\text{C}$) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)	65

1 RESUMEN

Uno de los problemas que enfrenta la industria de las botanas fritas es la rancidez lipídica de los aceites, dicho fenómeno de deterioro determina la calidad del aceite así como de los productos que son elaborados con él. Sin embargo, no existe un único método que pueda determinar la calidad de aceite, por lo que es necesario evaluar distintos parámetros mediante diferentes métodos, lo que implica tiempos prolongados de análisis así como una mayor utilización de reactivos, elevando los costos. En el presente trabajo se evaluó mediante diferentes parámetros fisicoquímicos la calidad de la oleína de palma a tres temperaturas de calentamiento durante 2h, para determinar el efecto de la temperatura y el tiempo de calentamiento en los parámetros de oxidación así como la posibilidad de utilizar otros parámetros de medida de oxidación. Para ello, se calentó el aceite a 160, 180 y 200 ± 5 °C durante 2 h y se tomaron muestras cada 15 min, evaluando parámetros fisicoquímicos y térmicos mediante los métodos de índice de acidez, índice de peróxidos, índice de p-anisidina, oxidación total (TOTOX), porcentaje de compuestos polares totales, color y se realizó calorimetría diferencial de barrido. De acuerdo a los resultados obtenidos, los parámetros de índice de acidez, p-anisidina, TOTOX y compuestos polares totales, se vieron afectados mostrando un incremento significativo por el aumento del tiempo de calentamiento y la temperatura, mientras que en el índice de peróxidos no se observó una tendencia, por lo tanto no es un parámetro adecuado para predecir el deterioro oxidativo en oleína de palma. En la medición del color se observaron cambios mínimos mientras que ciertas propiedades térmicas de los aceites se vieron significativamente afectadas por la formación de compuestos secundarios de oxidación.

2 ANTECEDENTES

2.1 LÍPIDOS

Los lípidos son macromoléculas importantes en la dieta debido a su alto valor energético, proporcionan 9 cal/g; que junto con las proteínas y carbohidratos constituyen los principales componentes estructurales de las células vivas. Además son el vehículo de las vitaminas liposolubles, contienen ácidos grasos esenciales y mejoran el sabor de los alimentos (Wong, 1995; Fennema, 1996, Murray *et al.*, 2004). Son solubles en disolventes orgánicos como benceno, cloroformo y hexano y son prácticamente insolubles en agua (Fennema, 1996; Belitz *et al.*, 2009).

Los lípidos son ésteres formados por la unión de ácidos grasos con una molécula de glicerol, llamados mono, di, o triacilglicéridos (figura 1), los últimos representan el 99 % de los lípidos de origen vegetal o animal (Fennema, 1996). La denominación de “grasas y aceites” se refieren al tipo de ácido graso y al estado físico en que se encuentran a temperatura ambiente (sólido o líquido respectivamente) (Belitz *et al.*, 2009). Las diferencias de estabilidad entre ambos se debe principalmente a la presencia y concentración de los ácidos grasos que los constituyen así como a sus insaturaciones (Badui, 2013).

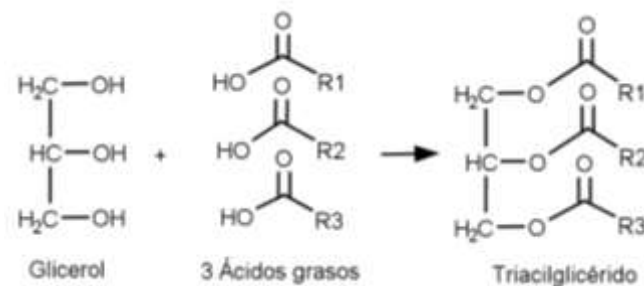


Figura 1. Formación de un triacilglicérido

La clasificación de Bloor de los lípidos distingue tres clases (Kirschenbauer, 1960):

1. Lípidos simples: grasas y aceites. Son los más abundantes
2. Lípidos compuestos
 - 2.1.1. Fosfolípidos: lecitina, cefalina, esfingomielina
 - 2.1.2. Glicolípidos: cerebrósidos
 - 2.1.3. Aminolípidos: sulfolípidos
3. Lípidos derivados

2.2 ACEITES

Los aceites son lípidos simples, que como se dijo, están formados por la condensación de ácidos grasos con una molécula de glicerol que pueden ser mono-, di- o tri-ésteres (en función del número de ácidos grasos incluidos y se encuentran en estado líquido a temperatura ambiente) (Yagüe, 2003; López, 2012). De acuerdo a Badui (2013) los aceites son los principales lípidos que se encuentran en los alimentos, contribuyendo a la textura y en general a las propiedades sensoriales del producto.

Se conocen más de 40 ácidos grasos con fórmula general $\text{CH}_3-(\text{CH}_2)_n-\text{COOH}$ donde n varía en función del ácido graso y determina la longitud de la cadena de átomos de carbono (C) (Yagüe, 2003).

Los ácidos grasos pueden dividirse en tres grupos de acuerdo al índice de yodo (Belitz *et al.*, 2009):

1) Saturados. Este grupo está constituido principalmente por ácidos de 4 a 24 átomos de carbono; su punto de fusión aumenta con el peso molecular o tamaño de la molécula; así los de C₄ a C₈ son líquidos a 25 °C, mientras que los de C₁₀ en adelante son sólidos (tabla 1). Entre los más comunes está el ácido láurico (C₁₂) que se encuentra en el aceite de coco y el ácido palmítico (C₁₆) que se encuentra en la palma. Los ácidos grasos saturados son más estables a los diversos mecanismos de oxidación, sin embargo, en condiciones de temperaturas muy altas (> 200 °C) y en presencia de oxígeno, pueden oxidarse (Badui, 2013).

2) Monoinsaturados. Contienen sólo una doble ligadura, la mayoría presentan el doble enlace entre los átomos de carbono 9 y 10. Por ejemplo el ácido palmitoleico, oleico y elaídico (Badui, 2013).

3) Polinsaturados. Tienen más de un doble enlace y se encuentran separados por un grupo metileno (no conjugados), como en los ácidos linoleico, linolénico y araquidónico (Badui, 2013).

Tabla 1. Ácidos grasos y su punto de fusión (Coultrate, 2002; Mathews *et al.*, 2002)

Ácidos grasos saturados		
Nombre común	Número de átomos de C y número de posiciones de los dobles enlaces	Punto de fusión (° C)
Butírico	4:0	-7.9
Caproico	6:0	-3.4
Caprílico	8:0	16.7
Cáprico	10:0	31.6
Láurico	12:0	44.2
Mirístico	14:0	53.9 - 54.1
Palmítico	16:0	62.7 - 63.1
Esteárico	18:0	69.6
Araquídico	20:0	75.4 - 76.5
Lignocérico	24:0	86
Ácidos grasos monoinsaturados		
Palmitoleico	16:1;9	1 - 0.5
Oleico	18:1;9	10.5 - 13.4
Elaídico	18:1;9	43.7
Ácidos grasos poliinsaturados		
Linoleico	18:2;9,12	-5
gamma-linoleico	18:3;6,9,12	
α-linolénico	18:3;9,12,15	-11
Araquidónico	20:4;5,8,11,14	-49.5
Timnodónico	20:5;5,8,11,14,17	-54
Cervónico	22:6;4,7,10,13,16,19	-48

Debido a la presencia de insaturaciones, estos compuestos son propensos a transformaciones oxidativas y de isomerización. Su temperatura de fusión disminuye con el aumento de dobles enlaces y ésta siempre es menor que la de los saturados para una misma longitud de cadena (Badui, 2013).

2.3 FUENTES DE ACEITES

Existe una gran variedad de aceites dependiendo de la materia prima de la que se obtiene, los aceites más utilizados en México son los de soya, canola, maíz, girasol, cártamo y oleína de palma.

2.3.1 ACEITE DE SOYA

El aceite de soya proviene de la leguminosa del mismo nombre y es una especie de la familia *Fabaceae*. Es el más producido en el mundo por sus características agronómicas favorables, y por su aceite comestible. Está compuesto principalmente de lípidos neutros, que incluyen triacilglicéridos y ácidos grasos libres, además contienen fosfolípidos. La composición de ácidos grasos se muestra en la tabla 2 (Gunstone, 2002).

Tabla 2. Composición de ácidos grasos presentes en aceite de soya, canola, maíz, girasol, cártamo y oleína de palma (FAO, 2001; Gunstone, 2002; Ramírez *et al.*, 2014)

Ácido graso		Soya	Canola	Maíz	Girasol	Cártamo	Oleína de palma
Saturados							
Cáprico	10:0	-	-	7.0	-	-	-
Láurico	12:0	-	-	-	0.5	-	0.3
Mirístico	14:0	0.1	0.1	0.6	0.2	0.2	1.1
Palmítico	16:0	10.8-11.0	3.6-3.9	10.9	5.7-6.8	5.3-8	40.9
Estearico	18:0	4.0	1.5-1.9	1.8	4.7	1.9-2.9	4.2
Araquídico	20:0	0.3	0.6	0.39	0.3-0.4	0.2-0.4	0.4
Behénico	22:0	-	0.3	0.31	0.78-1.16	1.0	-
Lignocérico	24:0	0.1	0.2	0.15	0.22-0.31	0.2	-
Insaturados							
Palmitoleico	16:1	0.3	0.2	-	0.06-0.1	0.2	0.1 – 0.3
Oleico	18:1	23.4-23.8	61.6-64.1	24.23-26.8	15.26-18.6	18.4-21.3	41.5
Gadoleico	20:1	0.2	1.0-1.4	0.28	0.16	0.1-0.3	-
Cetoleico	22:1	-	0.2	-	-	1.8	-
Linoleico	18:2n-6	53.3	18.7-21.7	48-60.38	68.2-71.17	67.8-83.2	11.6
Linolénico	18:3n-3	7.6-7.8	9.2-9.6	0.3	0.28-0.5	0.1	0.4

2.3.2 ACEITE DE CANOLA

El aceite de canola se obtiene a partir de la semilla del mismo nombre del género *Brassica* en la familia de las crucíferas y ocupa la tercera posición en la producción de aceites a nivel mundial. Tiene niveles de triglicéridos de un 94.4 % a un 99.1 % del total de lípidos. La composición típica de los aceites de canola y colza se presenta en la Tabla 2 (Gunstone, 2002).

2.3.3 ACEITE DE MAÍZ

La producción de aceite de maíz es de casi 2 millones de toneladas al año, Estados Unidos es el mayor productor, consumidor y exportador de este aceite (Gunstone, 2002). Una característica del aceite de maíz es que contiene niveles relativamente bajos (< 15 %) de ácidos grasos saturados y muy bajos niveles de ácido linolénico en comparación con el aceite de soya y canola (tabla 2). Esto último es interesante debido que el ácido linolénico es bastante susceptible a la oxidación, dando lugar a la rancidez (Gunstone, 2002).

2.3.4 ACEITE DE GIRASOL

El aceite de girasol es uno de los aceites vegetales más populares. El girasol (*Helianthus*) es una planta nativa de América. Tiene un alto contenido de ácido linoleico que varía entre un 68.2 y 71.17 % (tabla 2), Es rico en α -tocoferol, que lo hace resistente a la fotooxidación, sin embargo, contiene pequeñas cantidades de γ -tocoferol (que proporciona estabilidad a la auto-oxidación), por lo que no es adecuado para alimentos fritos ya que el aceite sufre una extensa auto-oxidación en el proceso de fritura (Gunstone, 2002).

2.3.5 ACEITE DE CÁRTAMO

El aceite de cártamo se obtiene de *Carthamus tinctorius L.* Es una planta ramificada, con numerosas espinas y brácteas sobre las hojas (Li y Mündel, 1997). El cultivo de cártamo es uno de los más antiguos del mundo. México es uno de los principales productores de semilla de cártamo a nivel mundial. El aceite es utilizado para consumo humano, con un alto contenido de ácidos oleico y linoleico (tabla 2) que puede cambiar de acuerdo con las variedades y condiciones climáticas de cultivo (Paredes y Ordorica, 1986).

2.3.6 OLEINA DE PALMA

La oleína de palma es la fracción líquida del aceite de palma. El aceite de palma se obtiene del mesocarpio del fruto del árbol de palma *Elaeis guineensis jacquin* (figura 2), nativo de África occidental (Kirschenbauer, 1960; Pantzaris y Ahmad, 2002). El mesocarpio contiene casi el 50 % de aceite de palma, mientras que la semilla contiene el 50 % restante (Pantzaris y Ahmad, 2002).



Figura 2. Palma africana de aceite (*Elaeis guineensis jacquin*)

El proceso de extracción del aceite de palma se realiza mediante el prensado de los frutos y posterior clarificación (Alfaro y Ortiz, 2006). El aceite de palma está constituido aproximadamente del 95 % de triacilglicéridos, además contiene cantidades apreciables de diglicéridos (5 % - 8 %) y ácidos grasos libres (Gunstone, 2002; SAGARPA, 2010). El ácido palmítico y el ácido oleico se encuentran aproximadamente en un 40.1 - 47.5 % y 36 - 44 % del contenido total de ácidos grasos respectivamente (Gunstone, 2002; Wahid *et al.*, 2005). Además contienen una cantidad mínima de los ácidos mirístico, esteárico y linoleico así como cantidades trazas de ácidos láurico, palmitoleico, linolénico y araquidónico (tabla 3) (Wahid *et al.*, 2005). Una baja concentración de ácido linoleico y las cantidades traza de ácido linolénico hacen que el aceite sea relativamente estable al deterioro oxidativo (Gunstone, 2002).

Tabla 3. Composición de ácidos grasos en el aceite de palma y oleína de palma (Gunstone, 2002 y Wahid *et al.*, 2005)

Ácido graso	Aceite de palma (%)	Oleína de palma (%)
Láurico (12:0)	0.0 - 0.4	0.2 - 0.4
Mirístico (14:0)	0.5 - 2.0	0.9 - 1.2
Palmítico (16:0)	40.1 - 47.5	36.8 - 43.2
Palmitoleico (16:1)	Trazas	Trazas
Esteárico (18:0)	3.5 - 6.0	3.7 - 4.8
Oleico (18:1)	36.0 - 44.0	39.8 - 44.6
Linoleico (18:2)	6.5 - 12.0	10.4 - 12.9
Linolénico (18:3)	0.0 - 0.5	0.1 - 0.6
Araquidónico (20:0)	0.0 - 1.0	0.3 - 0.5

El aceite de palma es único entre los aceites vegetales en tener una cantidad significativa de ácidos saturados (10 - 15 %) por lo que puede ser fácilmente separado en dos productos: una fracción sólida (30 - 35 %) llamada estearina cuyo punto de fusión se encuentra en el rango de 48 - 50 °C y una fracción líquida (65 - 70 %) denominada oleína de palma cuyo punto de fusión es de 18 - 20 °C (Gunstone, 2002).

Los métodos más utilizados para el fraccionamiento del aceite de palma son (Augustine y Boey, 1987):

- Proceso detergente.
- Cristalización con isopropanol con un contenido aproximado de agua del 5 %.
- Cristalización con solventes orgánicos como hexano.

En el proceso detergente el aceite se mezcla previamente con una solución acuosa que contiene sulfato de laurilo sódico y un electrolito (sulfato de magnesio o sulfato de sodio). La fase acuosa humedece los cristales y estos se dispersan en la misma. La fase de aceite se puede separar de los cristales y de la solución detergente mediante centrifugación (Augustine y Boey, 1987).

En la cristalización con isopropanol la fracción sólida cristalizada se separa y queda suspendida en la fase de isopropanol. La densidad de los cristales es menor que la de la fase líquida, por lo tanto se presenta una separación rápida en dos capas. Luego, la fase sólida se puede separar mediante decantación sin necesidad de filtración (Augustine y Boey, 1987).

Al finalizar la etapa de fraccionamiento, se obtiene un 39 % de estearina (fracción más saturada) y 61 % de oleína de palma (fracción más insaturada) (Velázquez *et al.*, 2007). La oleína de palma en comparación con el aceite de palma contiene niveles más altos de ácido oleico (39.8 - 44.6 %) y ácido linoleico (10.4 - 12.9 %) como se muestra en la tabla 3.

Además, el porcentaje de ácidos linoleico y linolénico es menor comparado con el aceite de soya y canola como se muestra en la tabla 2. Debido a estas características se deteriora con menor rapidez comparada con otros aceites vegetales (Edem, 2002; Gunstone, 2002).

A temperatura ambiente (25 °C) la oleína de palma presenta un color dorado característico de los aceites, sin embargo la claridad de la oleína puede verse afectada significativamente por el contenido de diacilglicerol (Edem, 2002; Gunstone, 2002). Los diacilgliceroles derivados del aceite de palma afectan la estabilidad en frío de oleína de palma. El di-palmitoilglicerol (PP) provoca una rápida cristalización de la oleína, el oleil-palmitoilglicerol (PO) y dioleilglicerol (OO) no afectan significativamente a la estabilidad en frío. Las características físicas de la oleína de palma están estrechamente relacionadas con su composición química (Edem, 2002).

2.4 PRODUCCIÓN DE ACEITE DE PALMA EN MÉXICO

Chiapas es el estado productor más importante del país con 79 % de la producción, seguido de Veracruz con el 13 %, el resto se cultiva en Tabasco y Campeche (SAGARPA, 2010; Oficina Comercial del Ecuador en Ciudad de México, 2012).

En la figura 3 se muestra la producción del aceite palma en México en las últimas dos décadas. A partir del año 2000 se incrementó de manera considerable, y para el periodo 2014 - 2015 la producción fue de 110,000 toneladas, valor que según estimaciones se mantendrá para el siguiente periodo (SAGARPA, 2010; Oficina Comercial del Ecuador en Ciudad de México, 2012).

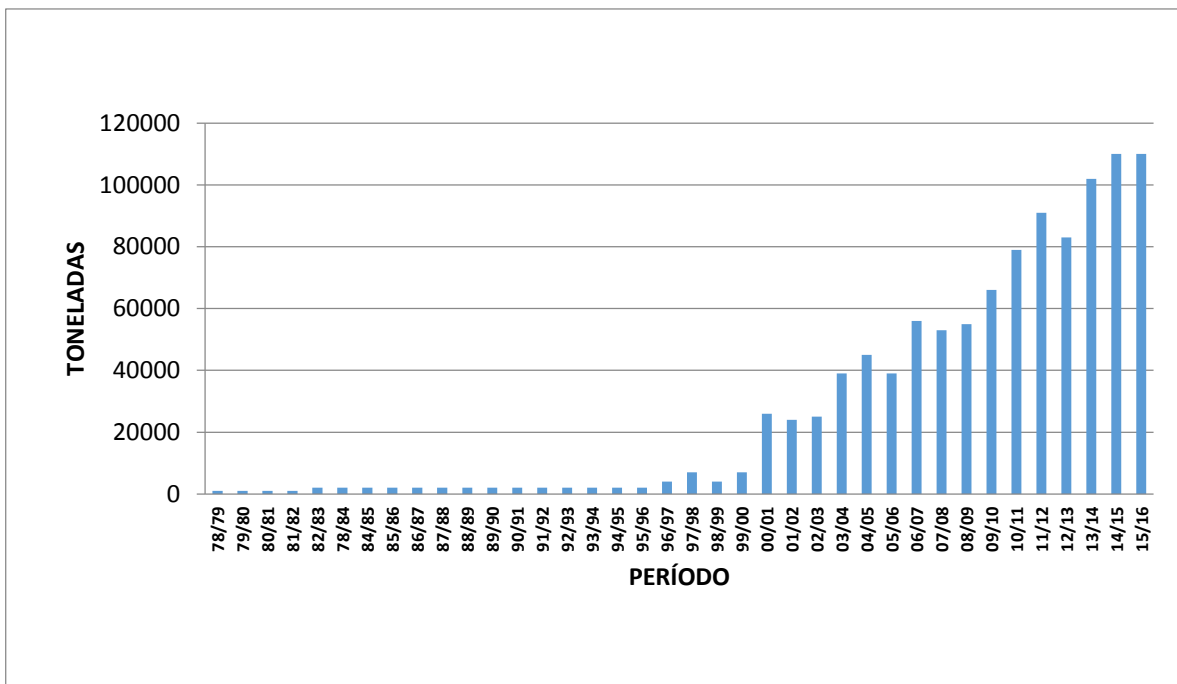


Figura 3. Producción de aceite de palma en México

A pesar del aumento de la producción de aceite de palma en México, aún existe un gran déficit de aceites y grasas de origen vegetal, por este motivo las importaciones siguen creciendo y son 4 veces mayores que la producción (SAGARPA, 2010; Oficina Comercial del Ecuador en Ciudad de México, 2012). El consumo del aceite crudo de palma es netamente industrial (Oficina Comercial del Ecuador en Ciudad de México, 2012).

2.5 PROBLEMAS DE DETERIORO EN ACEITE

En la oxidación se generan compuestos que mantienen y aceleran la reacción y muchos de los productos de la degradación de los aceites son los que confieren el olor típico a rancio y otros compuestos que son perjudiciales para la salud humana, ya que destruyen vitaminas, inhiben enzimas, etc. (Dobarganes y Márquez-Ruiz, 1998; Badui, 2013). La oxidación lipídica es la reacción de deterioro más importante y común que afecta a los aceites y se refiere a la oxidación de los ácidos grasos (principalmente insaturados), vitaminas liposolubles y carotenoides.

Tanto los aceites como los productos que llevan aceite en su composición (generalmente por el proceso de fritura) se ven afectados por fenómenos de rancidez provocados por la oxidación. La aparición de sabores y olores rancios reduce el valor nutritivo del aceite y de los productos, modifica las características organolépticas y provoca pérdidas económicas a la industria alimentaria. Estos fenómenos de rancidez se dividen en dos: lipólisis o rancidez hidrolítica y la auto-oxidación o rancidez oxidativa (Fennema, 1996; Badui, 2013).

2.5.1 LIPÓLISIS O RANCIDEZ HIDROLÍTICA

La lipólisis es la hidrólisis del enlace éster de los triacilglicéridos producido por acción enzimática catalizada por lipasas o por calentamiento a altas temperaturas en presencia de agua que hidroliza el enlace éster de los triacilgliceroles y de los fosfolípidos liberando ácidos grasos, tal y como ocurre durante el freído de los alimentos (Fennema, 1996; Badui, 2013).

Las lipasas reaccionan en los enlaces éster de la molécula de glicerol, provocando la liberación de los ácidos grasos. Los ácidos grasos libres recién formados eliminan el hidrógeno de otra molécula de ácido graso libre insaturado a partir de dienos conjugados. Las lipasas forman un complejo intermediario de alta energía que es capaz de iniciar la oxidación de lípidos y otros compuestos, que pueden interactuar con el complejo enzima-sustrato (Sikorsky y Kolacowska, 2002).

2.5.2 AUTO-OXIDACIÓN

La auto-oxidación es un conjunto de reacciones complejas de naturaleza auto-catalítica, que ocurre por la adición de oxígeno a los lípidos que contienen ácidos grasos insaturados (Tan y Che Man, 1999b; Navarro *et al.*, 2004; Badui, 2013). Los ácidos grasos libres y el oxígeno interactúan en un mecanismo de reacciones en cadena, ocasionados por radicales libres que se caracterizan por tres etapas: *iniciación, propagación y terminación* (Navarro *et al.*, 2004).

- Iniciación

La iniciación de la oxidación se da por la combinación de varios factores. Por un lado la presencia de oxígeno (principalmente en estado singlete) es esencial. El oxígeno singlete ($1 O_2$) es un estado más excitado y más reactivo, con los electrones sin aparear con sentidos opuestos de espín (Fennema, 1996). Sin embargo, el oxígeno más abundante es el oxígeno triplete ($3 O_2$), el cual tiene dos electrones sin aparear con el mismo sentido de espín. Para transformar el oxígeno triplete a singlete es necesario de la luz ultravioleta o altas temperaturas. Las altas temperaturas y la luz ultravioleta que absorben los dobles enlaces de los ácidos grasos libres (principalmente de los dienos conjugados) también aportan la energía de activación para la formación del primer radical libre (R^\cdot). Los metales de transición reducidos como el hierro o cobre y la temperatura ayudan a catalizar la formación de radicales libres para la posterior formación de radicales hidropoxi (ROO^\cdot) (Peris, 2010).

En esta primera etapa, el oxígeno singlete, así como los catalizadores antes mencionados, ayudan a la sustracción de un hidrógeno (adyacente al doble enlace por ser más reactivo) del ácido graso libre, dando lugar a la formación del primer radical libre (figura 4) (Coulter, 2002; Navarro *et al.*, 2004; Peris, 2010; Calvo y Mendoza, 2012). Es por eso, que todos los factores ya mencionados trabajan en conjunto para dar inicio a la reacción de auto-oxidación (Peris, 2010).

En los ácidos grasos altamente insaturados, esta reacción se ve favorecida debido a la alta reactividad de los grupos metilenos adyacentes a los dobles enlaces. Los radicales libres lipídicos tienden a estabilizarse mediante un reordenamiento interno dando lugar a los dienos conjugados (figura 4) (Navarro *et al.*, 2004).

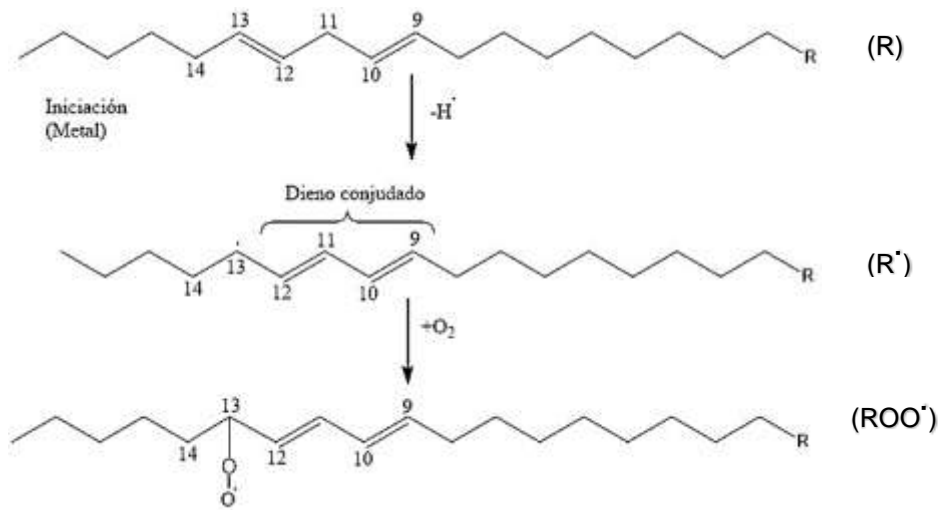


Figura 4. Iniciación y formación de dienos conjugados y radicales peroxi (Navarro *et al.*, 2004)

- Propagación

El radical (R•) producido en la fase de iniciación, reacciona con el oxígeno para formar un radical peroxi (ROO•) y posteriormente con un ácido graso libre (RH), formando un hidroperóxido (ROOH). En la segunda reacción dentro de la fase de propagación, además se produce un nuevo radical libre (R•) lo que hace que el proceso sea auto-propagable (figura 5) (Navarro *et al.*, 2004).

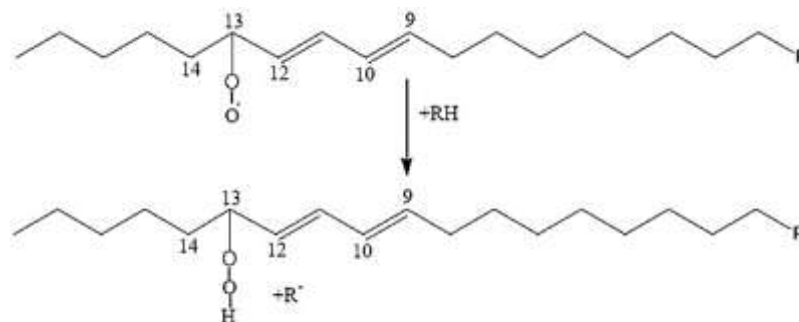


Figura 5. Reacción de propagación y formación de hidroperóxidos y radicales libres (Navarro *et al.*, 2004)

- **Terminación**

En esta etapa de la auto-oxidación, los radicales libres formados en la etapa anterior se van acumulando. Finalmente, la concentración de radicales libres es tan alta que comienzan a reaccionar entre sí, para generar otros productos más estables, por ejemplo aldehídos y cetonas (figura 6) (Coultate, 2002; Navarro *et al.*, 2004).



Figura 6. Reacción de terminación de la auto-oxidación (Navarro *et al.*, 2004)

Los aldehídos insaturados, provenientes de los ácidos grasos poliinsaturados se oxidan fácilmente, produciendo nuevos compuestos volátiles como el malonaldehído, hidroxialquenal, 2-alquenal, hexanal, heptanal o 2,4-heptadienal (figura 7) (Navarro *et al.*, 2004).

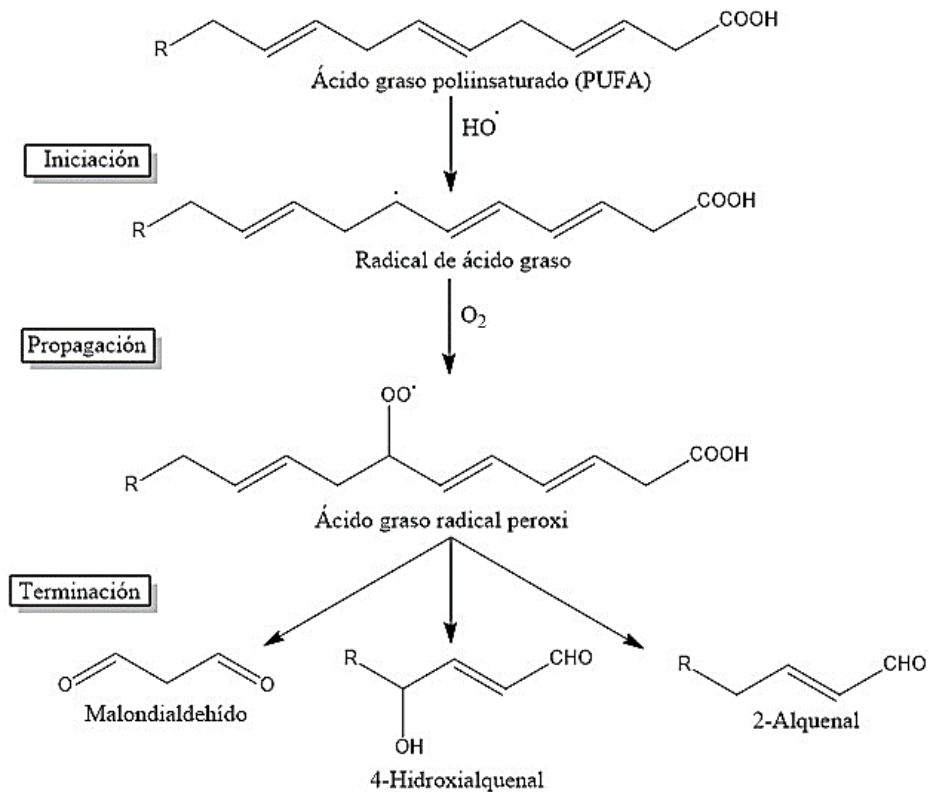


Figura 7. Productos finales de la auto-oxidación lipídica (Mimica *et al.*, 2012)

Algunos factores que promueven y favorecen la oxidación lipídica proceden de mecanismos en los que participan radicales libres: los efectos catalíticos de la luz (para formar el oxígeno singlete), la presencia de oxígeno (para la formación de radicales peroxi), y las sustancias que pueden generar radicales libres: los metales reducidos (que oxidan al ácido graso), las altas temperaturas al igual que la presencia de hidroperóxidos (ROOH) (Fennema, 1996; Soledad, 2011).

Un método para controlar la velocidad de oxidación de los lípidos es mediante la adición de antioxidantes (AH), los cuales interfieren con el proceso de oxidación por diferentes mecanismos (Fennema, 1996). El antioxidante actúa bloqueando la etapa de propagación o dona un átomo de hidrógeno a un radical, como el hidroperoxi. Otra vía para controlar la auto-oxidación es que cualquier clase de radical libre del lípido (R^{\bullet}) reaccione como un radical libre lipídico peroxi (ROO^{\bullet}) dando lugar a una especie relativamente estable, no iniciadora y no propagadora. De forma similar dos radicales libres (R^{\bullet}) pueden unirse (Navarro *et al.*, 2004).

Otras formas de prevenir la oxidación, es mediante el uso de gases inertes para desplazar el oxígeno presente en el espacio de cabeza del empaque, utilizar empaques impermeables al oxígeno, usar empaques color ámbar para evitar la exposición a la luz y evitar la exposición a altas temperaturas (Fennema, 1996).

2.6 MEDIDAS DE LA CALIDAD DEL ACEITE

Debido a las diferentes etapas de la oxidación lipídica y a los múltiples productos generados durante cada uno de ellos, no existe un único método que pueda determinar la calidad del aceite, por ello, se utilizan varios análisis para obtener información más precisa. A continuación se mencionan algunos de los métodos más comunes utilizados para evaluar el aceite.

2.6.1 ÍNDICE DE PERÓXIDOS

El proceso de auto-oxidación es un proceso complejo, donde se producen distintos compuestos en diferentes etapas. Durante la primera etapa los compuestos que se originan son los peróxidos, que alcanzan una concentración máxima para después originar compuestos secundarios de mayor estabilidad (Fennema, 1996; Badui, 2013).

El método tradicional para la determinación de peróxidos lipídicos es el método oficial número 965.33 de la AOAC que se basa en la reacción redox entre hidroperóxidos y el exceso de yoduro de potasio en un medio ácido que resulta en la liberación estequiométrica de yodo que se titula con una solución de tiosulfato (AOAC, 1995; Wai *et al.*, 2009). Los resultados se expresan en miliequivalentes de oxígeno por Kg de grasa, ya que los peróxidos tienen estructuras variadas y no conocidas exactamente (Codony *et al.*, 2010). Un factor que hace discutible esta determinación es el carácter empírico de la medida. Por ello, a pesar de su gran aplicación, es un método que presenta una serie de dificultades que pueden conducir a resultados poco exactos o reproducibles. La escasa solubilidad del yoduro en cloroformo, obliga a una continua agitación durante toda la valoración para favorecer el contacto entre la fase acuosa y la orgánica (Codony *et al.*, 2010).

Otras fuentes de error son la acción catalítica de la luz sobre la oxidación del yoduro, y la fijación de yodo por los dobles enlaces en grasas muy insaturadas. Así mismo, la reacción de oxidación de yoduro no es muy rápida, lo que puede provocar una imprecisión en la observación del punto final. Finalmente, la sensibilidad de la reacción no es muy grande (0.5 meq O / Kg de grasa) (Codony *et al*, 2010).

Como alternativa existe el método colorimétrico que consiste en oxidar iones ferrosos con los peróxidos presentes para después formar un compuesto cromóforo con tiocianato y medirlo de manera espectrofotométricamente a 670 y 740 nm (Hornero *et al.*, 2001). Dicho método presenta una mayor sensibilidad y reproducibilidad además, la cantidad de muestra que se utiliza es menor (hasta 100 mg) (Codony *et al*, 2010).

2.6.2 ÍNDICE DE ACIDEZ

El objetivo de este método es determinar la cantidad de ácidos grasos libres de cadena corta hidrolizados durante la auto-oxidación que se encuentran presentes en el aceite (Panreac, 2000; NMX-F-101-SCFI-2012).

El método más convencional consiste en la neutralización de los ácidos grasos libres presentes en la muestra de aceite en una matriz orgánica, mediante una titulación con una base fuerte (hidróxido de sodio o de potasio) y utilizando fenolftaleína como indicador (Panreac, 2000; NMX-F-101-SCFI-2012).

2.6.3 ÍNDICE DE P-ANISIDINA

El índice de p-anisidina mide el nivel de productos de degradación de carbonilo y se define como 100 veces la absorbancia de una solución resultante de 1 g de aceite (Tan y Che Man, 1999b; Wai *et al.*, 2009). El principio radica en la reacción de los compuestos aldehídicos y la p-anisidina (p-metoxianilina). La intensidad del color de los productos amarillentos formados en la reacción dependen de la cantidad de los compuestos aldehídicos y de su estructura: un doble enlace en la cadena carbonada, conjugado con el doble enlace del carbonilo aumenta la absorbancia 4 o 5 veces lo que significa que los 2-alquenes y 2,4-dienales contribuyen mayoritariamente (Grompone, 1991; Che Man y Setiowaty, 1999; Nieblas *et al.*, 2001).

Dicho método consiste en la reacción de condensación entre dienes conjugados o 2-alquenes del aceite y el reactivo de p-anisidina en solución con iso-octano seguido por la determinación espectrofotométrica a 350 nm del cromóforo amarillo formado (Miller, 2001).

2.6.4 ÍNDICE DE TOTOX

Para obtener resultados más precisos para determinar el grado de oxidación en aceites, es necesario llevar a cabo múltiples pruebas sobre la misma muestra. Se ha encontrado que una alta tasa de hidroperóxidos no siempre implica una alta tasa de productos de oxidación secundarios (índice de p-anisidina) (Guillén y Cabo, 2002). Del mismo modo, la determinación de p-anisidina es útil para evaluar la calidad de los aceites una vez que los peróxidos se han degradado a compuestos más estables valores bajos de hidroperóxidos (Labrinea *et al.*, 2001).

La suma de 2 veces el índice de peróxidos más el índice de p-anisidina se conoce como el valor total de oxidación (TOTOX), y este parámetro proporciona una mejor idea de la situación global de la calidad del aceite (Wai *et al.*, 2009).

2.6.5 COMPUESTOS POLARES TOTALES

Por definición, los compuestos totales polares son aquellos materiales que permanecen en la columna de gel de sílice después de la primera elución de un aceite. Se incluyen todos los compuestos distintos a los triacilglicéridos tales como ácidos grasos libres, diacilglicerol, glicerol, y polímeros (Tan y Che Man, 1999b). Las investigaciones recientes han indicado que la presencia de compuestos polares es uno de los mejores indicadores de la calidad del aceite caliente (Blumenthal, 1991).

Para la determinación de compuestos polares el método más utilizado es el método oficial AOCS Cd 20-91 (12) el cual consiste en eluir el aceite en una columna empaquetada con sílice al 5 % hidratada. A pesar de que este método da una excelente indicación del estado de degradación de los aceites y grasas durante el calentamiento, no separa totalmente los componentes sin carga, consume grandes cantidades de disolventes y es bastante laborioso (Sebedio *et al.*, 1990).

Por lo tanto existen métodos más rápidos para realizar esta determinación entre los que se encuentran la utilización de placas de cerámica laminadas con metales que miden las constantes dieléctricas de los compuestos polares (Testo, 2015) y la cromatografía en capa fina y detección por ionización en llama (TLC-FID) muy utilizada hoy en día en el análisis cualitativo y cuantitativo de lípidos (Coderch *et al.*, 1995).

2.6.6 PRUEBA DEL ÁCIDO TIOBARBITÚRICO

Junto con el índice de peróxidos, el método del ácido tiobarbitúrico (TBA) es uno de los más empleados; su principio se basa en la reacción de condensación entre dos moléculas de TBA con una de malonaldehído en la que se produce un compuesto cromóforo de color rojo cuya concentración se determina espectrofotométricamente a 530 nm (figura 8) (Fennema, 1996; Navarro *et al.*, 2004; Badui, 2013).

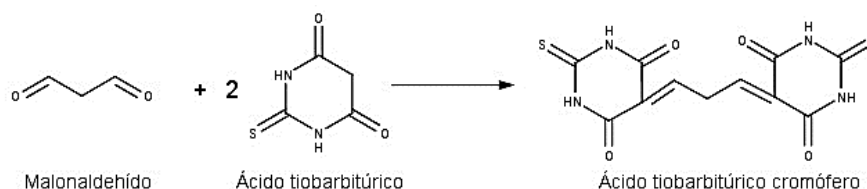


Figura 8. Reacción de la prueba del ácido tiobarbitúrico

Las limitaciones que se han señalado en esta técnica son que no siempre se forma el malonaldehído ya que generalmente sólo proviene de los aceites que contienen ácidos linolénico y araquidónico, es poco sensible a bajas concentraciones de malonaldehído, además otras sustancias pueden reaccionar (sustancias reactivas al TBA como sacáridos y otros aldehídos). Igualmente el malonaldehído puede reaccionar con las proteínas provocando mediciones inexactas al encontrar concentraciones menores. La prueba resulta útil para determinar el incremento de la oxidación en el tiempo (Fennema, 1996; Navarro *et al.*, 2004; Badui, 2013).

Entre los métodos físicos, los más importantes son los de fluorescencia, espectroscopia infrarroja y cromatografía de gases; algunos de estos son muy elaborados y costosos, por lo que se emplean muy poco en la industria alimentaria para el control rutinario de aceites (Badui, 2013).

2.6.7 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO EN ACEITES

La calorimetría diferencial de barrido (DSC) es una técnica de análisis térmico que detecta las transiciones de fase en función de la temperatura. El propósito es registrar la diferencia entre el cambio de entalpía (intercambio de calor) que ocurre en la muestra y un material de referencia cuando ambos se calientan. En el DSC, la muestra y la referencia son calentadas y enfriadas a la misma velocidad, es decir, la energía absorbida dentro de cada una está sujeta a un programa de temperatura controlada, por lo que se pueden medir directamente los cambios de flujo de calor asociados con transiciones como punto de fusión y cristalización (Olguín, 2014).

La medida de calor puede proporcionar información sobre la forma de cómo se desarrolla el proceso, informa si el proceso es exotérmico (libera calor) o endotérmico (absorbe calor) y su duración mediante picos en los diagramas de flujo de calor contra temperatura denominados termogramas (Coello y Garcés, 2012; Universidad de Sonora, 2012).

Cuando estructuras amorfas y cristalinas se encuentran presentes, se observa una transición denominada transición vítrea, que se asocia con materiales amorfos o con regiones parcialmente amorfas de materiales cristalinos. En la figura 9 se muestra un termograma típico de un material amorfo (Universidad de Sonora, 2012).

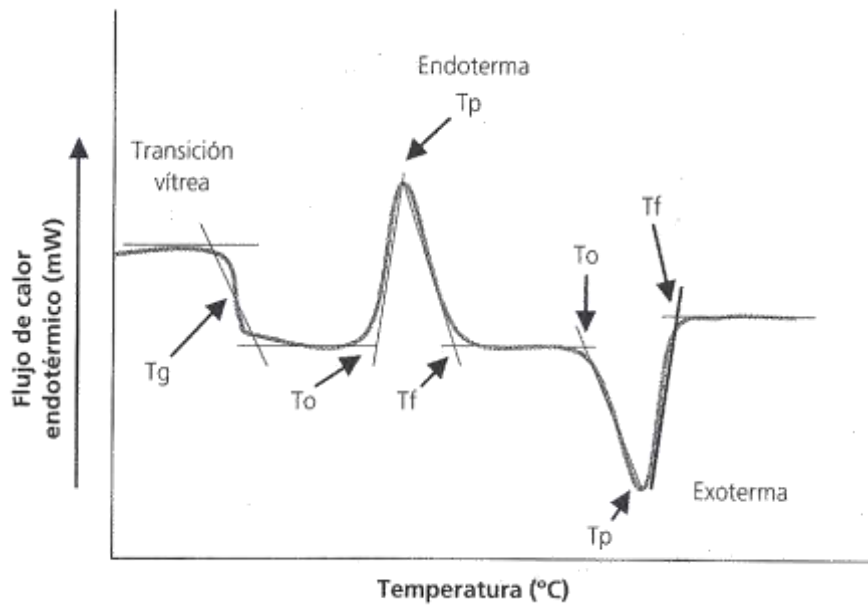


Figura 9. Termograma típico de un material amorfo o semicristalino (Universidad de Sonora, 2012)

Las transiciones de fusión son utilizadas para monitorear cambios como desnaturalización de proteínas y gelatinización de almidón (Universidad de Sonora, 2012). En el caso de los aceites, el DSC se ha utilizado para la determinación de puntos de cristalización y de fusión, estabilidad a la oxidación, medir la calidad de aceites calentados y detección de adulteración, así como para evaluar el contenido en grasa sólida mediante curvas de enfriamiento por un desplazamiento del punto de cristalización (Tan y Che Man, 1999a).

Este método tiene ventajas significativas en comparación con los métodos químicos clásicos, como el peso de la muestra (aprox. 20 mg), preparación de la muestra mínima, sin uso de agentes químicos o disolventes, los tiempos cortos experimentales y la simplicidad de operación (Zhang *et al.*, 2014).

Aunque existe información respecto a este método y su utilización en aceites comestibles como el de soya, linaza o maíz, los estudios que se han realizado se concentran en las curvas de enfriamiento y en raras ocasiones se reportan los efectos de la degradación oxidativa.

Chiavaro *et al.* (2011) determinaron que para el aceite de oliva calentado en microondas existe un pico principal localizado en un rango de temperatura de -45 a -50 °C en el termograma de enfriamiento. Dicho pico ha sido asociado con la cristalización de triacilglicéridos altamente insaturados, compuestos polares, dímeros, polímeros, hidroperóxidos y aldehídos, que aumentan durante el proceso de calentamiento y conforme aumenta la oxidación dicho pico se desplaza a temperaturas más bajas (Tan y Che Man, 1999a). Además se sabe que la presencia de ácidos grasos libres, glicéridos parciales y productos de oxidación en los aceites tienden a cambiar su intervalo de fusión a una temperatura inferior, debido a la generación de cristales mixtos por la adsorción de dichos productos de oxidación en las redes cristalinas de los triacilglicéridos (Che Man y Swe, 1995; Chiavaro *et al.*, 2011). Tan *et al.* (2002) reportó que el proceso de oxidación en aceites es principalmente una reacción exotérmica.

3 JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, las principales fuentes de aceite vegetal son las semillas de plantas anuales. Una segunda fuente rica en aceites vegetales son los frutos oleaginosos y frutos secos de árboles tales como coco, palma y oliva.

Sin embargo, uno de los problemas que enfrentan los aceites es la rancidez lipídica, fenómeno que determina su calidad y de los productos alimenticios elaborados con él. Para determinar el grado de oxidación de un aceite se utilizan principalmente cinco métodos (índice de acidez, índice de peróxidos, porcentaje de compuestos polares, índice de p-anisidina y TOTOX) pero éstos tienen la desventaja de ser largos en su metodología, prolongando así los tiempos de análisis; además de ser costosos por la utilización de una gran variedad de reactivos y desde el punto de vista industrial eleva los costos de productividad.

Se considera que es necesario evaluar distintos métodos en conjunto con los métodos tradicionales para determinar si existe una relación entre ellos y poder predecir de manera más rápida el comportamiento de un aceite sometido a una temperatura controlada por un tiempo conocido, en este caso en particular la oleína de palma que por sus características se utiliza principalmente en la industria de las botanas.

4 OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de la temperatura y el tiempo de calentamiento en la oxidación de oleína de palma mediante diferentes parámetros fisicoquímicos con la finalidad de analizar la posibilidad de utilizar otras técnicas de medida de oxidación.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar el efecto de la temperatura y tiempo de calentamiento en los parámetros de acidez, peróxidos, p-anisidina, compuestos polares totales y TOTOX.
- Evaluar el efecto de la temperatura y tiempo de calentamiento en los parámetros de color y térmicos en la cristalización y fusión mediante la técnica de calorimetría diferencial de barrido.
- Determinar si existe relación entre los parámetros clásicos de oxidación y las medidas de color y propiedades térmicas de los aceites.

5 MATERIALES Y MÉTODOS

5.1 MATERIA PRIMA

El aceite de oleína de palma utilizado fue suministrado por la empresa “Fritos Totis S.A de C.V.” en enero de 2015 se mantuvo en ultracongelación. Todos los reactivos utilizados fueron de grado analítico.

5.2 TRATAMIENTO

Para evaluar los parámetros de oxidación de la oleína de palma durante el tratamiento térmico, 3 L de aceite se calentaron en una freidora Torrey marca Blazer Modelo FE-3 durante 2 h a tres temperaturas (160, 180 y 200 °C). Una vez se alcanzaba la temperatura (tiempo 0) se retiraban muestras (200 mL) cada 15 min. Las muestras se dejaban enfriar y se almacenaban en frascos color ámbar a -80 °C. Cada experimento se realizó por duplicado. El análisis de peróxidos (por ser más inestables) se realizó el mismo día del tratamiento.

6 ANÁLISIS FÍSICOQUÍMICOS DE LA OLEÍNA DE PALMA

6.1 ÍNDICE DE PERÓXIDOS

La determinación de peróxidos se basa en la oxidación del cloruro férrico por los hidroperóxidos formados en la primera etapa de la oxidación y la posterior formación de un complejo cromóforo con el tiocianato, midiendo espectrofotométricamente a 670 y 740 nm (Hornero *et al.*, 2001). Para poder cuantificar la concentración de peróxidos en oleína de palma se realizó una curva de calibración de 0-24 mg/L de Fe^{2+} disuelto en HCl 2M haciéndolo reaccionar con 2 M de tiocianato de potasio al 2 %.

Para ello se pesó $0.5 \text{ g} \pm 0.01$ de muestra y se añadió 1 mL de mezcla cloroformo-ácido acético (2:3) y 100 μL de cloruro férrico (II) 100 ppm. Se homogeneizó durante 15 s y se dejó reposar en la oscuridad exactamente por 10 min. Después del tiempo de reposo, se añadieron 2 mL de agua desionizada y 4 mL de éter etílico, se sometió a baño maría hasta una separación de fases. Se tomó 1 mL de la fase transparente (acuosa) a cual se le añadió 2 mL de tiocianato de potasio al 2 % y se dejó reposar 10 min exactos. Finalmente, se midió la muestra espectrofotométricamente a 670 y 740 nm, utilizando como blanco HCl 2M.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para calcular el índice de peróxidos, se realizó una curva de calibración (figura 10) y mediante la ecuación de la recta se determinó la concentración de hierro y que por estequiometría de las siguientes reacciones se calcularon los meq ROOH/Kg:

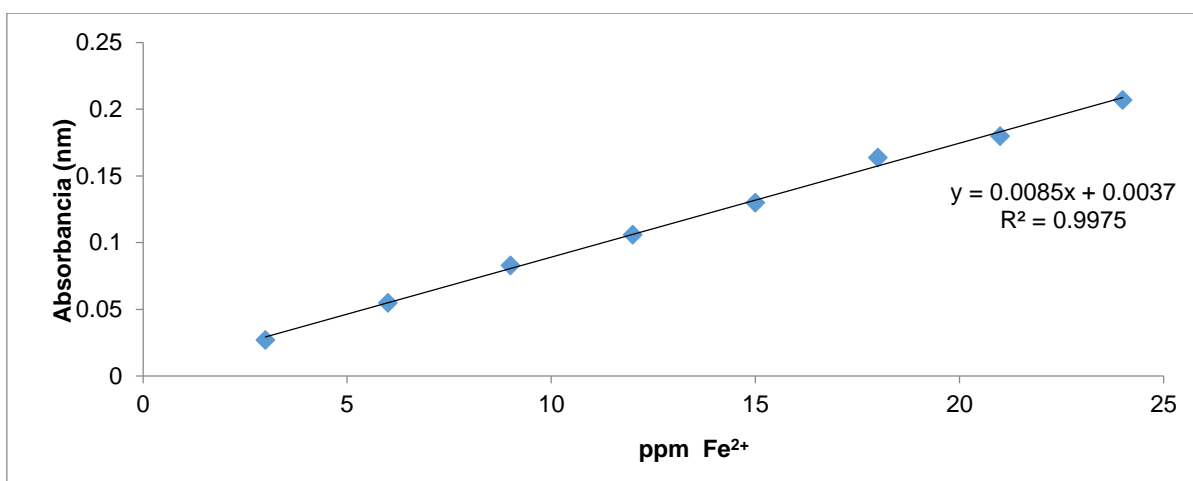
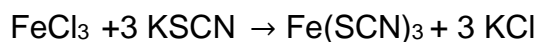


Figura 10. Curva de calibración de Fe²⁺ utilizada para la determinación del índice de peróxidos

6.2 ÍNDICE DE ACIDEZ

El índice de acidez se basa en la neutralización de los ácidos grasos libres presentes en la muestra de aceite, mediante una titulación con hidróxido de sodio (NMX-F-101-SCFI-2012).

Para la determinación del índice de acidez se pesaron $5 \text{ g} \pm 0.1$ de muestra en un matraz Erlenmeyer de 250 mL y se añadieron 50 mL de alcohol etílico, se homogeneizó y se utilizó fenolftaleína al 1% como indicador. Posteriormente se tituló con NaOH 0.001N hasta la aparición de un color rosado persistente por 30 segundos. La estandarización del NaOH se realizó con ftalato ácido de potasio.

Para calcular el índice de acidez se utilizó la siguiente fórmula:

$$\text{Porcentaje de acidez} = \frac{40 \times N \times V}{P}$$

Donde:

40= equivalentes de NaOH.

N= Normalidad de NaOH.

V= mL de NaOH gastados en la titulación.

P= peso de la muestra (g).

6.3 ÍNDICE DE P-ANISIDINA

El método determina la cantidad de aldehídos (compuestos secundarios) principalmente 2-alquenes y 2,4-dienales en los aceites, por la reacción química ocurrida en una matriz de ácido acético entre los compuestos aldehídicos presentes en el aceite y el compuesto *p*-anisidina y posterior determinación de la absorbancia a 350 nm (NMX-F-051-SCFI-2008).

Se pesó $0.5 \text{ g} \pm 0.01$ de la muestra y se le añadieron 25 mL de hexano, se homogeneizó y se midió la absorbancia a 350 nm (A_b), utilizando el hexano como blanco. Posteriormente se tomó una alícuota de 5 mL de la muestra en un tubo de ensayo (A_s) y en un segundo tubo 5 mL de hexano. A ambos tubos se les añadió 1 mL de la solución de *p*-anisidina, se homogenizaron y se dejaron reposar exactamente 10 min, posteriormente se midió la absorbancia en un espectrofotómetro UV/Vis (Thermo Scientific, Génesys™ modelo G10S, USA) a 350 nm, utilizando el segundo tubo (solvente y la *p*-anisidina) como blanco.

La solución de *p*-anisidina se preparó pesando 0.025 g de *p*-anisidina que posteriormente se disolvieron en 10 mL de ácido acético glacial.

El índice de *p*-anisidina, en porcentaje, se calculó mediante la siguiente ecuación:

$$\% p - anisidina = \frac{(25 \times (1.2A_s - A_b))}{m}$$

Donde:

m = masa de la muestra (g).

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

A_b = absorbancia de la solución grasa.

6.4 COMPUESTOS POLARES TOTALES

Los compuestos polares totales (CPT) se generan cuando existe una degradación térmica del aceite, entre los compuestos existentes se encuentran mono y diglicéridos, aldehídos, cetonas, ácidos grasos libres, entre otros (Testo, 2015).

Para la medición de los compuestos polares se utilizó el equipo TESTO 270[®] (TESTO, Argentina) que se basa en la medición de las constantes dieléctricas. Para ello se aplica una tensión a ambas placas. Las placas se cargan hasta alcanzar una determinada carga eléctrica. A medida que aumenta la carga, los compuestos polares del aceite se alinean cada vez más (Testo, 2015).

Una vez cargado el condensador, este tiene una determinada capacidad. Esta capacidad depende de la constante dieléctrica. Cuantos más componentes polares contenga el aceite de fritura, será mayor la capacidad del condensador. Esta variación de capacidad es convertida como porcentaje de Compuestos Polares totales (% CPT) (Testo, 2015).

Se calibró el equipo con un aceite de referencia (4.1 %CPT \pm 0.5%) a una temperatura de 50 °C. posteriormente las muestras de aceite se calentaron a la misma temperatura y se midieron introduciendo el sensor en el aceite. Las mediciones se realizaron por duplicado.

6.5 MEDICIÓN DE COLOR

La medición de color se realizó espectrofotométricamente en muestras de aceite diluido con hexano (1:1) mediante un barrido de absorbancias desde 380-780 nm, registrando cada 5 nm las absorbancias, para ello se utilizó un espectrofotómetro de barrido (Scan Lambda 40/Perkin Elmer®).

Los parámetros CIELab (L, a* y b*) se obtuvieron a partir de las absorbancias obtenidas del barrido y mediante el programa CCC 2010 que fue proporcionado por la Universidad de la Rioja. Las mediciones se realizaron por duplicado.

6.6 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO (DSC)

De acuerdo a Chiavaro *et al.* (2011) se estableció determinar los termogramas de fusión y cristalización. Se utilizó el calorímetro diferencial de barrido. DSC, 822e/400 (Mettler-Toledo, Columbus, EUA). El gas de purga utilizado fue Nitrógeno (99,999 % de pureza) cuyo flujo era de 20 mL/min (20 psi). El DSC se calibró usando Indio cuya temperatura de fusión es de 156.6°C, y entalpía de 28.45 J/g. La línea base de referencia se obtuvo con cápsulas de aluminio para volátiles selladas y vacías. Se pesaron 10 mg \pm 0.12 mg de oleína de palma en cápsulas de aluminio utilizando una microbalanza Mettler AT20 y se selló herméticamente con la prensa de DSC. La cápsula sellada con la oleína de palma se colocó en la termocelda del calorímetro en el porta muestras izquierdo, y en el derecho una cápsula vacía y sellada.

El sistema se calentó a una temperatura de 50 °C, se mantuvo a esta temperatura durante 5 min, para la obtención del termograma de cristalización el sistema se enfrió de 50 °C hasta -70 °C a una velocidad de 5 °C/min y se mantuvo 5 min a esa temperatura, para posteriormente obtener el termograma de fusión calentando el sistema de cristalización de -70 °C hasta una temperatura de 50 °C a una velocidad de 5 °C/min (Chiavaro *et al.*, 2011). Dicho análisis se realizó por duplicado.

7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Para el análisis de resultados se realizó un análisis de varianza (ANOVA) mediante el programa estadístico Stagraphics Centurion XVI.I, para determinar si existían diferencias significativas entre los distintos tratamientos a los que fue sometida la oleína de palma, así como los distintos tiempos de calentamiento. Para identificar las muestras significativamente diferentes se realizó una comparación de medias mediante la prueba Tukey HSD ($P < 0.05$).

8 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Durante el periodo enero-junio 2015 se realizaron los experimentos de calentamiento de la oleína de palma a temperaturas de 160, 180 y 200 °C y de forma aleatoria se realizaron los análisis fisicoquímicos de índice de acidez, peróxidos, p-anisidina, TOTOX, compuestos polares así como la medición del color y sus propiedades térmicas. A continuación se incluyen los resultados por cada parámetro analizado.

8.1 ÍNDICE DE ACIDEZ

La temperatura afectó significativamente ($P < 0.05$) al índice de acidez, de forma que las muestras calentadas a 200 °C presentaron un mayor valor promedio (0.0801 ± 0.006). Respecto al tiempo, también afectó significativamente ($P < 0.05$) al índice de acidez, existiendo un aumento progresivo con el tiempo de calentamiento.

Los resultados obtenidos se muestran en la tabla 4 y se observa que para el tiempo inicial (0 min) para una temperatura de 160 °C el valor de acidez fue de 0.0586, valor similar al obtenido por Jaswir *et al.* (2000) en el mismo tiempo (0.05 %).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 4. Resultados del porcentaje de acidez (mL NaOH/100g de oleína de palma) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura (°C)		
	160	180	200
0	0.0586 ^{a,X} (0.0018)	0.0694 ^{a,Y} (0.0004)	0.0734 ^{a,Z} (0.0034)
15	0.0646 ^{b,X} (0.0012)	0.0714 ^{b,Y} (0.0008)	0.0760 ^{b,Z} (0.0007)
30	0.0684 ^{c,X} (0.0014)	0.0728 ^{c,Y} (0.0009)	0.0774 ^{b,Z} (0.0018)
45	0.0696 ^{cd,X} (0.0018)	0.0740 ^{d,Y} (0.0005)	0.0772 ^{b,Z} (0.0010)
60	0.0710 ^{d,X} (0.0019)	0.0758 ^{e,Y} (0.0004)	0.0796 ^{c,Z} (0.0008)
75	0.0736 ^{e,X} (0.0024)	0.0778 ^{f,Y} (0.0008)	0.0816 ^{cd,Z} (0.0001)
90	0.0752 ^{e,X} (0.0011)	0.0796 ^{g,Y} (0.0005)	0.0832 ^{de,Z} (0.0001)
105	0.0754 ^{e,X} (0.0012)	0.0812 ^{h,Y} (0.0005)	0.0848 ^{e,Z} (0.000)
120	0.0784 ^{f,X} (0.0007)	0.0822 ^{i,Y} (0.0004)	0.0878 ^{f,Z} (0.0004)
Media	0.0705 ^X (0.0060)	0.0760 ^Y (0.0043)	0.0801 ^Z (0.0046)

a-i diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa (P<0.05)

X, Y, Z diferentes letras en la misma fila indican diferencia significativa (P<0.05)

Ismail (2005) menciona que un porcentaje de acidez máximo es del 0.5, por lo que después de 120 min todas las muestras se encuentran dentro del valor permitido, por lo que el aceite sigue siendo viable para la fritura de botana.

En la figura 11 se observa un incremento de forma lineal y progresivo respecto al tiempo que presentó el índice de acidez, este mismo comportamiento ya ha sido reportado por otros autores (Xu *et al.*, 1999; Sulieman *et al.*, 2006; Tarmizi e Ismail, 2008).

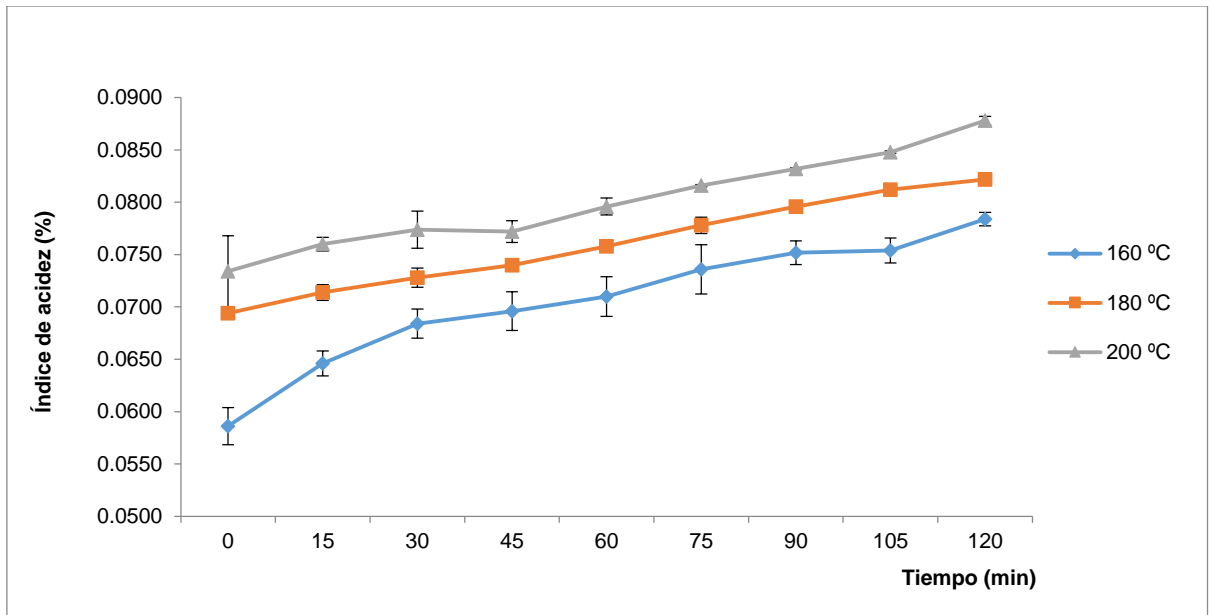


Figura 11. Evolución del índice de acidez para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas

El aumento en el contenido de ácidos grasos libres se debe a la hidrólisis de los ácidos grasos presentes en el triacilglicérido aunque también puede ser causada por la oxidación adicional de los productos secundarios formados durante la fritura (Che Man y Jaswir, 2000). Esto puede explicar que a una mayor temperatura (200 °C) el índice de acidez sea mayor en comparación con las temperaturas de 160 y 180 °C. En el caso de la oleína de palma el aumento del índice de acidez también se le puede atribuir al contenido de glicéridos parciales (mono o diglicéridos) (Tan y Che Man, 1999a).

El índice de acidez es el indicador más común de la condición del aceite en la industria de grasas y aceites (Fritsch, 1981). Sin embargo, Berger (1984) y Xu *et al.* (1999) mencionaron que la medición de la acidez no puede determinar por sí misma la idoneidad de los aceites calentados para su uso posterior debido a que este parámetro es afectado por la concentración de ácidos grasos insaturados iniciales presentes en el aceite, por este motivo se recomienda combinar con otros métodos.

8.2 ÍNDICE DE PERÓXIDOS

La temperatura afectó significativamente al índice de peróxidos de forma que las muestras que fueron sometidas a menor temperatura presentaron un valor promedio significativamente mayor ($2.28 \text{ meq/Kg} \pm 0.84$). Respecto al tiempo, sólo se observaron diferencias significativas a $160 \text{ }^\circ\text{C}$ alcanzando valores máximos de 3.30 meq/Kg , mientras que a $180 \text{ }^\circ\text{C}$ y $200 \text{ }^\circ\text{C}$ se encontraron valores máximos cercanos a 2 meq/Kg . Los resultados se muestran en la tabla 5.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 5. Resultados del índice de peróxidos (meq ROOH/Kg oleína de palma) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura (°C)		
	160	180	200
0	0.67 ^{a,X} (0.17)	1.43 ^{a,Y} (0.0769)	1.66 ^{ab,Z} (0.15)
15	1.62 ^{b,X} (0.26)	1.86 ^{a,X} (0.52)	1.76 ^{ab,X} (0.15)
30	1.93 ^{bc,X} (0.18)	1.79 ^{a,X} (0.51)	1.37 ^{a,X} (0.81)
45	2.17 ^{c,X} (0.40)	1.95 ^{a,X} (0.55)	1.80 ^{ab,X} (0.21)
60	3.10 ^{e,Y} (0.40)	1.80 ^{a,X} (0.42)	1.90 ^{b,X} (0.34)
75	2.61 ^{d,Y} (0.57)	1.67 ^{a,X} (0.43)	1.83 ^{b,X} (0.10)
90	3.04 ^{de,Y} (0.05)	2.02 ^{a,X} (0.67)	1.91 ^{b,X} (0.09)
105	3.30 ^{e,Y} (0.22)	2.06 ^{a,X} (0.47)	1.91 ^{b,X} (0.04)
120	2.05 ^{bc,X} (0.02)	2.10 ^{a,X} (0.53)	1.83 ^{b,X} (0.12)
Media	2.28 ^Y (0.84)	1.85 ^X (0.47)	1.78 ^X (0.32)

a-e diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa (P<0.05)

X,Y diferentes letras en la misma fila indican diferencia significativa (P<0.05)

Farhoosh y Moosavi (2009) y Firestone (1993) mencionaron que el límite máximo permisible de peróxidos es de 10 meq/Kg, por lo que la oleína de palma a las tres diferentes temperaturas y aún después de los 120 min de calentamiento se encuentran dentro de los límites.

Las temperaturas de calentamiento 160 °C y 180 °C utilizadas están dentro del rango recomendando (175-195 °C) por diferentes autores (Aladedunye y Przybylski, 2009; Fan *et al.*, 2013).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Che Man *et al.* (1999) reportaron un valor de peróxidos de 1.1 meq/Kg, a tiempo cero a una temperatura de 180 °C que es muy similar al obtenido en el presente trabajo bajo las mismas condiciones (1.43 meq/Kg). Otros autores han señalado valores superiores, entre 2.5 meq/Kg y 5.79 meq/Kg en las mismas condiciones de tiempo y temperatura pero ellos incorporaban producto en la fritura (Abdulkarim *et al.*, 2007; Wai *et al.*, 2009).

En la figura 12 se puede observar el comportamiento de los peróxidos y se aprecia un ligero incremento a 160 °C que no se observa a 180 ni 200 °C que presentan un comportamiento más estable.

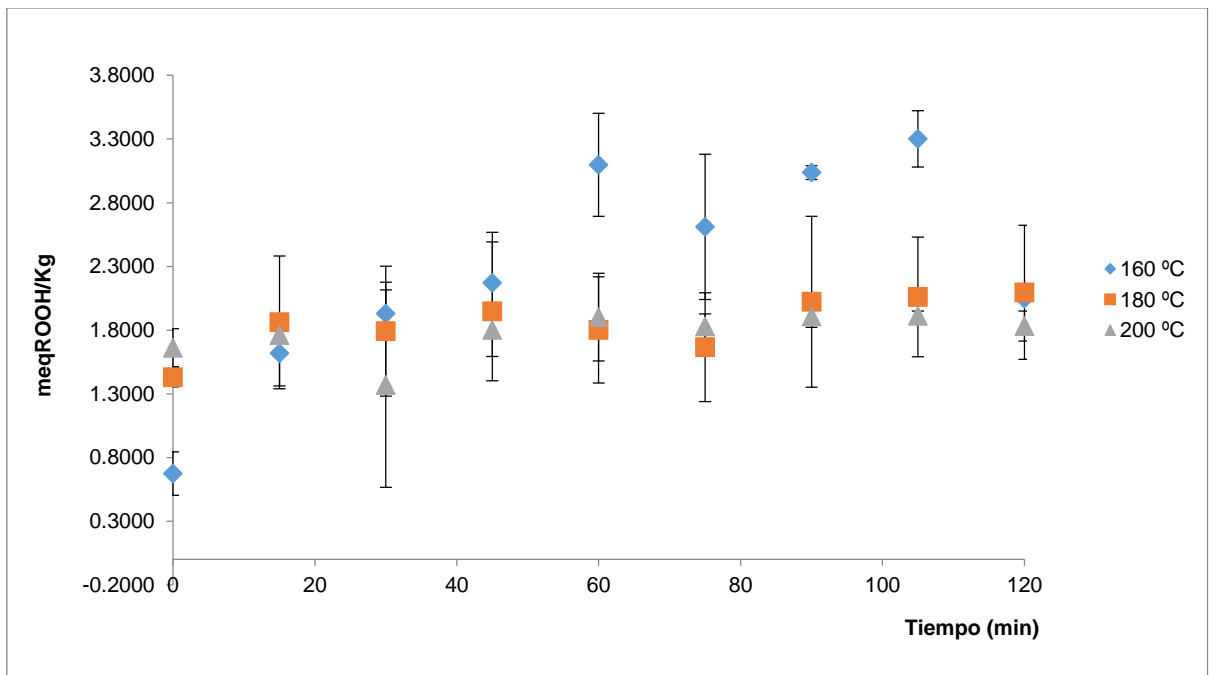


Figura 12. Evolución del índice de peróxidos para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los peróxidos son compuestos primarios de oxidación e inestables que se degradan con mayor rapidez a altas temperaturas y es por eso que presentan valores más bajos a temperaturas más altas (180 y 200 °C). A 160 °C al ser más baja la temperatura coinciden fenómenos de formación de peróxidos con degradación más lenta lo que origina las fluctuaciones observadas. La formación de nuevos peróxidos durante el enfriamiento del aceite entre el muestreo del aceite caliente y la medición del índice de peróxidos no se puede descartar (Augustin y Berry, 1983; Farhoosh y Moosavi, 2009).

Una disminución significativa del valor de peróxidos después de alcanzar valores máximos confirman que los hidroperóxidos formados en las primeras etapas de la oxidación son componentes inestables y fácilmente susceptibles a degradarse dando origen a los productos secundarios (aldehídos, cetonas, alcoholes, lactonas, ácidos, etc.) (Lovaas, 1992; Guillen y Cabo, 2002; Abdulkarim *et al.*, 2007; Khan *et al.*, 2008; Farhoosh y Moosavi, 2009; Tabee *et al.*, 2009; Wai *et al.*, 2009).

Esta disminución se puede observar en el tiempo de 75 y 120 min para 160 °C donde disminuye de 3.10 a 2.61 meq/Kg y de 3.30 a 2.05 meq/Kg, respectivamente. También se ha reportado que una alta concentración de hidroperóxidos no siempre implica una alta concentración de productos secundarios (Labrinea *et al.*, 2001; Guillen y Cabo, 2002). Además se ha comprobado que las desviaciones estándar del valor de peróxidos son pequeñas cuando las muestras tienen bajas concentraciones de hidroperóxidos y viceversa (Van de Voort *et al.*, 1994; Guillen y Cabo, 2002; Wai *et al.*, 2009).

Debido a la inestabilidad y poca reproducibilidad de los peróxidos, el índice de peróxidos no es un método recomendable como única medida para determinar la calidad del aceite de fritura y es necesario combinar con otros métodos (p-Anisidina, TOTOX, etc.) para asegurar un resultado más confiable.

8.3 ÍNDICE DE P-ANISIDINA

La temperatura afectó significativamente ($P < 0.05$) al índice de p-anisidina, las muestras a 180 °C presentaron un valor promedio significativamente mayor (11.85 ± 6.42), mientras que a una menor temperatura (160 °C) el valor promedio fue menor (7.09 ± 3.65). El tiempo también afectó significativamente ($P < 0.05$) el índice de p-anisidina, aumentando gradualmente desde el tiempo cero hasta los 120 min en las tres temperaturas. Los resultados se muestran en la tabla 6.

Tabla 6. Resultados del índice de p-anisidina (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura (°C)		
	160	180	200
0	2.94 ^{a,Y} (0.12)	1.88 ^{a,X} (0.11)	2.80 ^{a,Y} (0.78)
15	3.09 ^{a,X} (0.12)	3.37 ^{a,X} (0.11)	5.63 ^{b,Y} (0.34)
30	3.73 ^{a,X} (0.55)	7.70 ^{b,Z} (0.38)	5.58 ^{b,Y} (1.58)
45	4.94 ^{b,X} (0.70)	10.39 ^{c,Z} (0.49)	7.68 ^{c,Y} (1.17)
60	6.16 ^{c,X} (0.55)	12.43 ^{d,Y} (0.44)	7.31 ^{c,X} (1.55)
75	8.33 ^{d,X} (0.33)	14.82 ^{e,Z} (0.18)	10.78 ^{d,Y} (0.94)
90	10.14 ^{e,X} (1.16)	16.40 ^{e,Z} (1.57)	12.50 ^{e,Y} (0.80)
105	11.61 ^{f,X} (0.49)	18.31 ^{f,Z} (1.52)	14.97 ^{f,Y} (1.02)
120	12.82 ^{g,X} (0.63)	21.3 ^{g,Z} (2.57)	16.55 ^{g,Y} (0.24)
Media	7.09 ^X (3.65)	11.85 ^Y (6.42)	9.31 ^X (4.54)

a-g diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

X,Y,Z diferentes letras en la misma fila indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los aldehídos formados durante el calentamiento del aceite y medidos en el índice de p-anisidina son productos de degradación secundaria y forman parte de la porción no volátil de los carbonilos que permanecen en el aceite, sin embargo, se degradan térmicamente y por lo tanto existe una menor acumulación de ellos (Chang *et al.*, 1978; Aladedunye y Przybyiski, 2009). Esto explica que los valores de p-anisidina a 180 °C fueron mayores comparados con una mayor temperatura (200 °C), mientras que a 160 °C los valores de p-anisidina fueron menores en comparación con las temperaturas de 180 y 200 °C como se muestra en la figura 13. También se ha reportado que el carbonilo de los aldehídos reacciona con el oxígeno por lo que generan compuestos de mayor peso molecular, provocando una disminución del índice de p-anisidina (Tsaknis *et al.*, 2002; Achir *et al.*, 2006; Tarmizi e Ismail, 2014).

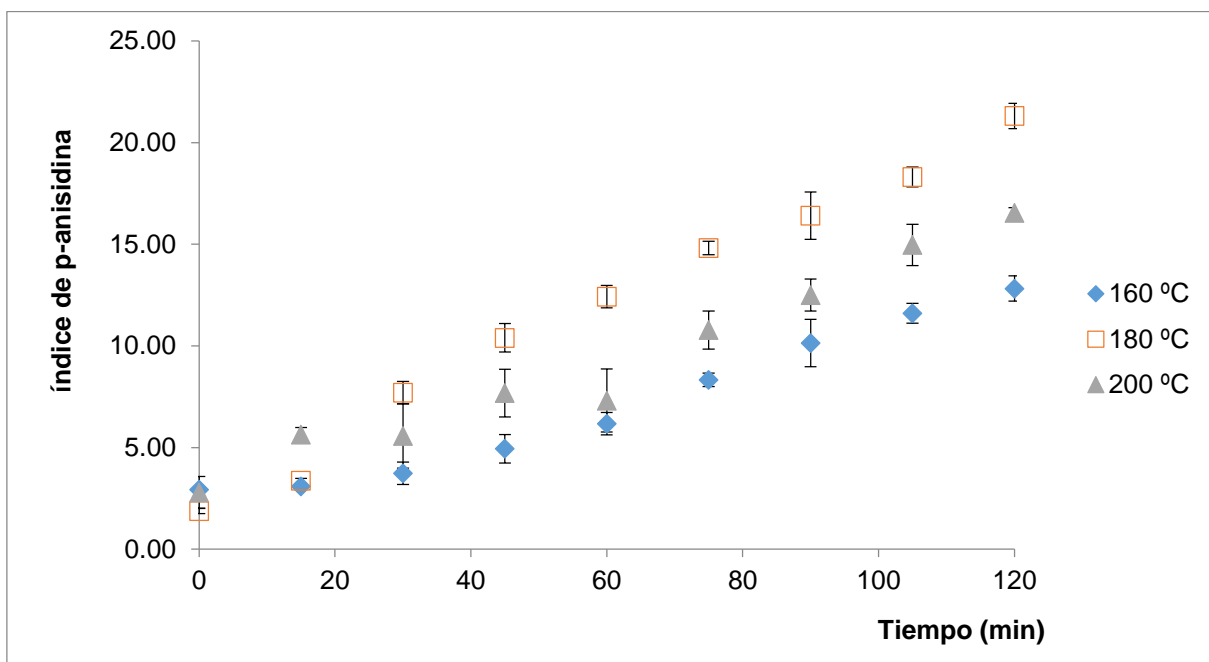


Figura 13. Evolución del índice de p-anisidina para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la figura 13 se observa un incremento en el índice de p-anisidina conforme al tiempo de calentamiento del aceite para las tres temperaturas, este mismo comportamiento se han reportado por diversos autores (Tan y Che Man 1999b; Fan *et al.*, 2013; Vu y Boonyarattanakalin, 2013). Este incremento del valor de p-anisidina se debe a que los hidroperóxidos formados en la primera etapa de oxidación se degradaron, formando nuevos productos de oxidación secundaria (Abdulkarim *et al.*, 2007; Fan *et al.*, 2013).

En el caso de la oleína de palma que tiene alrededor del 50 % de ácidos insaturados es necesario combinar con otros métodos para determinar la calidad del aceite debido a que se ha encontrado que el nivel de ácidos insaturados iniciales en el aceite pueden interferir en el valor final de aldehídos dando un resultado no confiable (Lee *et al.*, 2009).

8.4 COMPUESTOS POLARES TOTALES

La temperatura afectó significativamente ($P < 0.05$) al porcentaje de compuestos polares totales (CPT), de forma que las muestras calentadas a 200 °C presentaron un mayor valor promedio ($9.78 \% \pm 0.80$), sin embargo en el tiempo de 120 min no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$) para las temperaturas. Respecto al tiempo, también afectó significativamente ($P < 0.05$) el porcentaje de CPT existiendo un aumento progresivo con el tiempo de calentamiento. Los resultados se muestran en la tabla 7.

Tabla 7. Resultados de Compuestos Polares Totales (%) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura (°C)		
	160	180	200
0	7.50 ^{a,X} (0.01)	7.50 ^{a,X} (0.01)	9.25 ^{a,Y} (0.29)
15	8.50 ^{cd,X} (0.01)	7.75 ^{ab,XY} (0.29)	9.25 ^{a,Y} (0.87)
30	8.00 ^{b,X} (0.58)	8.00 ^{bc,X} (0.58)	9.25 ^{a,Y} (0.29)
45	8.25 ^{bc,X} (0.29)	8.25 ^{cd,X} (0.29)	9.00 ^{a,Y} (0.58)
60	8.75 ^{de,X} (0.29)	8.50 ^{d,X} (0.01)	9.25 ^{a,Y} (0.29)
75	8.75 ^{de,X} (0.29)	8.50 ^{d,X} (0.00)	9.75 ^{ab,Y} (0.29)
90	9.00 ^{e,X} (0.01)	9.25 ^{e,X} (0.29)	9.75 ^{ab,Y} (0.29)
105	8.75 ^{de,X} (0.29)	9.25 ^{e,X} (0.29)	10.50 ^{b,Y} (1.15)
120	9.75 ^{f,X} (0.29)	9.75 ^{f,X} (0.29)	10.50 ^{b,X} (1.15)
Media	8.58 ^X (0.66)	8.53 ^X (0.76)	9.78 ^Y (0.80)

a-f diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

X,Y, diferentes letras en la misma fila indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los límites para el porcentaje de compuestos polares totales se encuentran entre 25 – 27 % (Warner y Knowlton, 1997; Chen *et al.*, 2013). Por lo que todas las muestras a las tres temperaturas y después de 120 min se encuentran dentro del intervalo.

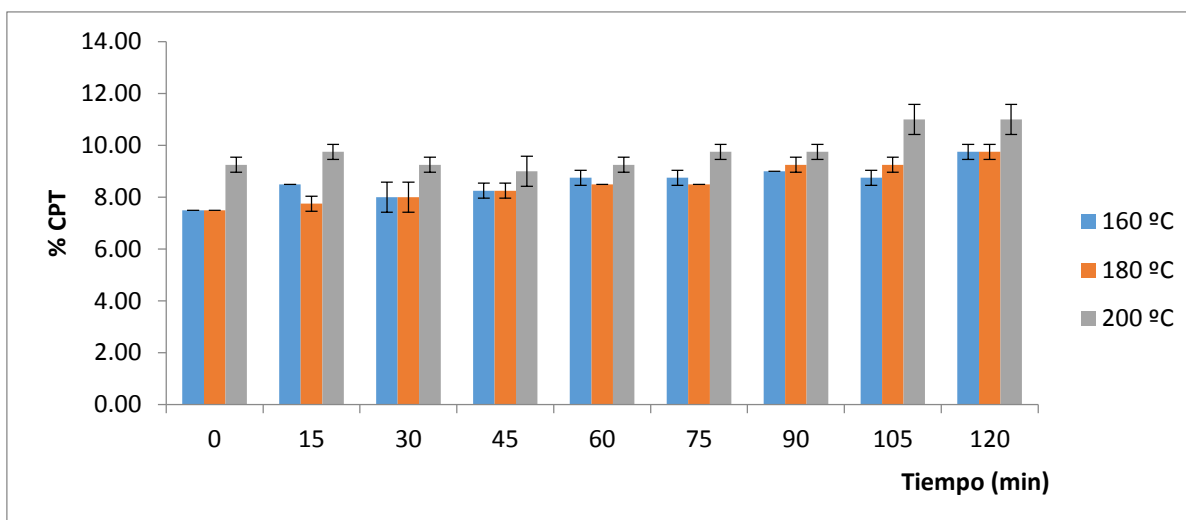


Figura 14. Porcentaje de compuestos polares totales para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas

En la figura 14 se muestra el incremento de forma casi lineal de los CPT respecto al tiempo y la temperatura. Es decir, que a mayor tiempo y temperatura mayores los niveles de CPT. Este comportamiento ya ha sido observado por distintos autores anteriormente (Warner y Knowlton, 1997; Dobarganes *et al.*, 2000; De Marco *et al.*, 2007; Aladedunye y Przybylski, 2009; Chen *et al.*, 2013; Tarmizi y Ahmad, 2015).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los compuestos polares se utilizan como medida de la degradación química a altas temperaturas de los aceites (Tarmizi e Ismail, 2008). Representan los productos de degradación derivados de los productos oxidados no volátiles: ácidos grasos libres, alcoholes, compuestos cíclicos, dímeros, polímeros, glicerol, mono y digliceroles (Tan y Che Man, 1999b; Xu *et al.*, 1999; Chen *et al.*, 2013).

En el caso de la oleína de palma el alto porcentaje de CPT es atribuido a la alta concentración de diacilgliceroles presentes en el aceite (Dobarganes *et al.*, 2000; Tarmizi e Ismail, 2008; Chen *et al.*, 2013). Bansal *et al.* (2010) informó que la oleína de palma contiene 6.46 % de diacilglicéridos.

Aladedunye y Przybylski (2009) reportaron que el grado de deterioro oxidativo del aceite medido por la formación de CPT fue mayor durante una fritura a 215 °C que a 185 °C. Este mismo incremento se observó en las muestras de 180 y 200 °C, obteniendo un valor promedio de (8.53 % ± 0.76) y (9.78 % ± 0.80) para cada temperatura respectivamente.

8.5 OXIDACIÓN TOTAL (TOTOX)

La temperatura afectó significativamente ($P < 0.05$) al índice de la oxidación total (TOTOX), las muestras a 180 °C presentaron un valor promedio significativamente mayor (92.55 ± 48.38), comparado con la media a una temperatura de 200 °C (73.38 ± 34.25), debido a que la oxidación total se determina mediante el índice de peróxidos y p-anisidina y en este último parámetro se obtuvieron valores mayores a 180 °C, mientras que a una menor temperatura (160 °C) el valor promedio fue menor (57.70 ± 28.29). El tiempo también afectó significativamente ($P < 0.05$) al índice de TOTOX, aumentando gradualmente desde el tiempo cero hasta los 120 min en las tres temperaturas. Los resultados se muestran en la tabla 8.

Tabla 8. Resultados de la oxidación total (TOTOX) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura (°C)		
	160	180	200
0	4.28 ^{a,X} (0.80)	4.74 ^{a,X} (0.69)	6.12 ^{a,Y} (6.18)
15	6.33 ^{b,X} (1.20)	7.09 ^{b,X} (1.75)	9.16 ^{b,Y} (2.82)
30	7.60 ^{c,X} (3.91)	11.28 ^{c,Y} (3.32)	8.31 ^{b,X} (10.89)
45	9.28 ^{d,X} (4.57)	14.29 ^{d,Z} (3.19)	11.28 ^{c,Y} (9.14)
60	12.36 ^{e,X} (4.83)	16.03 ^{e,Y} (2.62)	11.12 ^{c,X} (12.17)
75	13.56 ^{f,X} (1.69)	18.15 ^{f,Y} (1.43)	14.44 ^{d,X} (6.89)
90	16.22 ^{g,X} (8.79)	20.45 ^{g,Y} (10.51)	16.31 ^{e,X} (5.93)
105	18.21 ^{h,X} (3.60)	22.44 ^{h,Y} (10.63)	18.79 ^{f,X} (7.61)
120	16.92 ^{g,X} (4.71)	25.50 ^{i,Z} (18.22)	20.21 ^{f,Y} (1.64)
Media	11.64 ^X (28.29)	15.55 ^Y (48.38)	12.86 ^X (34.25)

a-i diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa ($P < 0.05$)
X,Y,Z diferentes letras en la misma fila indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Abdulkarim *et al.* (2007) reportaron un valor de TOTOX de 24.47, a tiempo cero a una temperatura de 180 °C que es mayor al obtenido en el presente trabajo bajo las mismas condiciones (4.74) debido a que ellos incorporaron producto en la fritura.

En la figura 15, se muestra un incremento lineal con el tiempo del índice de TOTOX. Este mismo comportamiento ya ha sido observado por otros autores (Ghazali *et al.*, 2009; Ali *et al.*, 2013).

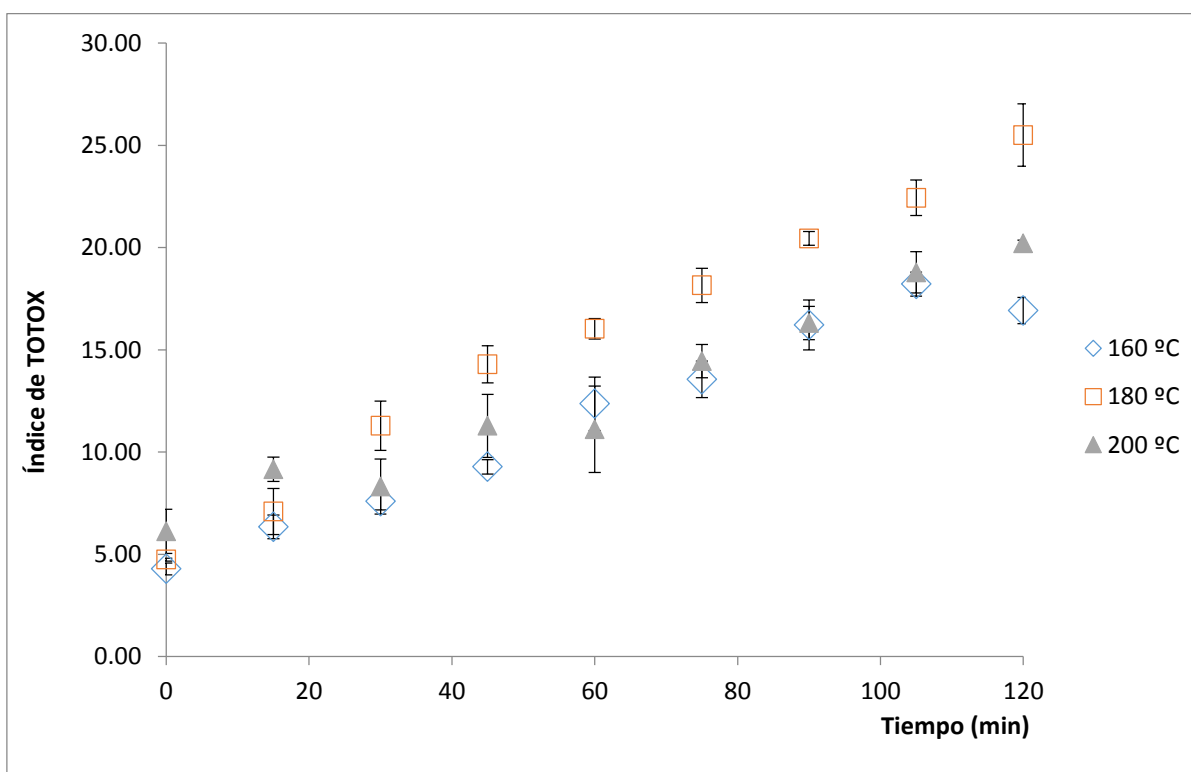


Figura 15. Índice de TOTOX para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas

El índice de TOTOX relaciona la oxidación primaria y secundaria, por lo que proporciona información más confiable sobre el estado oxidativo del aceite. Cuando la oleína de palma se expone a temperaturas de fritura (180 °C), el índice de anisidina suele ser más predominante que el índice de peróxidos (Che Man *et al.*, 1999; Tarmizi y Ahmad, 2015). Esto explica que a una temperatura de 180 °C, el valor de TOTOX fue mayor comparado con una temperatura de 200 °C.

El índice de la oxidación total es un valor más representativo del deterioro oxidativo, ya que toma en cuenta los peróxidos y aldehídos formados durante el calentamiento del aceite (Ghazali *et al.*, 2009).

8.6 DETERMINACIÓN DE COLOR

El tiempo afectó significativamente ($P < 0.05$) al parámetro L^* (CIELab) en las muestras a una temperatura de 160 y 200 °C disminuyendo los valores respecto al tiempo, sin embargo, no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$) a una temperatura de 180 °C. La temperatura no afectó significativamente ($P > 0.05$) al parámetro L^* en ninguna de las muestras. Los resultados se muestran en la tabla 9.

El tiempo afectó significativamente ($P < 0.05$) al parámetro a^* (CIELab) en las muestras a una temperatura de 200 °C disminuyendo los valores respecto al tiempo. En las otras dos temperaturas de 160 y 180 °C no hubo diferencias significativas ($P > 0.05$). La temperatura afectó significativamente ($P < 0.05$) al parámetro a^* en todas las temperaturas, excepto a un tiempo de 60 min. Mientras que la temperatura y el tiempo afectaron significativamente ($P < 0.05$) al parámetro b^* (CIELab). Los resultados se muestran en la tabla 10.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 9. Resultados del parámetro L* (CIELab) para las muestras de oleína de palma (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura (°C)		
	160	180	200
	L*	L*	L*
0	98.23 ^{d,X} (4.04)	96.80 ^{b,X} (0.98)	97.58 ^{c,X} (0.82)
15	95.23 ^{bcd,X} (1.89)	93.68 ^{ab,X} (2.66)	95.60 ^{c,X} (0.23)
30	94.60 ^{abcd,} ^X (3.52)	96.60 ^{b,X} (5.10)	92.15 ^{b,X} (3.99)
45	92.10 ^{abc,X} (0.76)	92.98 ^{ab,X} (3.39)	90.03 ^{ab,X} (1.49)
60	95.60 ^{bcd,X} (2.99)	90.95 ^{a,X} (2.40)	95.33 ^{c,X} (3.44)
75	96.03 ^{cd,X} (1.98)	91.90 ^{a,X} (4.48)	96.25 ^{c,X} (0.81)
90	92.23 ^{abc,X} (3.52)	92.43 ^{a,XY} (1.53)	95.25 ^{c,Y} (2.25)
105	91.83 ^{ab,X} (3.36)	97.58 ^{ab,X} (0.82)	89.13 ^{a,X} (1.20)
120	91.10 ^{a,X} (0.85)	93.95 ^{ab,X} (3.30)	91.80 ^{ab,X} (0.96)
Media	94.10 ^X (3.36)	93.31 ^X (3.47)	93.67 ^X (3.37)

a-d diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa (P<0.05) solo dos dígitos

X,Y diferentes letras en la misma fila indican diferencia significativa (P<0.05)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 10. Resultados de los parámetro a* y b* (CIELab) para las muestras de oleína de palma

Tiempo (min)	Temperatura (°C)					
	160	180	200	160	180	200
	a*	a*	a*	b*	b*	b*
0	-3.84 ^{a,X} (0.34)	-2.90 ^{b,X} (0.32)	-3.49 ^{ab,Y} (0.19)	15.30 ^{ab,Y} (0.79)	13.21 ^{a,X} (0.48)	13.31 ^{abc,X} (0.17)
15	-3.61 ^{a,X} (0.40)	-2.67 ^{b,X} (0.44)	-3.53 ^{ab,Y} (0.17)	15.00 ^{a,Y} (0.59)	12.93 ^{a,X} (0.96)	14.61 ^{d,Y} (0.79)
30	-3.56 ^{a,X} (0.31)	-2.88 ^{b,XY} (0.26)	-3.28 ^{bc,Y} (0.44)	15.29 ^{ab,Y} (1.29)	13.36 ^{a,X} (0.66)	13.44 ^{bc,X} (1.25)
45	-3.53 ^{a,X} (0.27)	-2.71 ^{b,Y} (0.47)	-2.86 ^{d,Y} (0.09)	15.34 ^{ab,Y} (0.55)	13.32 ^{a,X} (1.16)	12.27 ^{a,X} (0.19)
60	-3.39 ^{a,X} (0.45)	-2.78 ^{b,X} (0.41)	-3.33 ^{ab,X} (0.36)	16.60 ^{bcd,Y} (1.22)	12.99 ^{a,X} (0.53)	13.41 ^{bc,X} (0.19)
75	-3.61 ^{a,X} (0.23)	-3.00 ^{ab,X} (0.23)	-3.37 ^{ab,Y} (0.08)	17.18 ^{cd,Y} (0.3894)	14.03 ^{a,X} (1.34)	14.11 ^{cd,X} (1.00)
90	-3.77 ^{a,X} (0.48)	-2.91 ^{b,X} (0.26)	-3.53 ^{a,Y} (0.21)	17.38 ^{d,Y} (1.36)	13.68 ^{a,X} (0.77)	14.18 ^{cd,X} (1.19)
105	-3.50 ^{a,X} (0.1836)	-3.21 ^{ab,XY} (0.58)	-2.89 ^{d,Y} (0.12)	16.12 ^{abc,Z} (1.23)	13.95 ^{a,Y} (0.85)	12.50 ^{ab,X} (0.44)
120	-3.63 ^{a,X} (0.17)	-3.56 ^{a,X} (0.44)	-2.95 ^{cd,Y} (0.10)	15.90 ^{abc,Y} (0.56)	15.70 ^{b,Y} (1.46)	12.95 ^{ab,X} (0.69)
Media	-3.60 ^X (0.32)	-2.96 ^Z (0.44)	-3.26 ^Y (0.34)	16.01 ^Y (1.18)	13.68 ^X (1.18)	13.42 ^X (1.01)

a-d diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa (P<0.05) solo dos dígitos

X,Y,Z diferentes letras para cada parámetro en la misma fila indican diferencia significativa (P<0.05)

El cambio de color en aceites comestibles es una indicación visual del deterioro causado por la oxidación. El color es uno de los parámetros físicos más comunes que se utilizan para evaluar el grado de deterioro del aceite utilizado para freír (Abdulkarim *et al.*, 2007). Por este motivo, el color ha sido utilizado ampliamente como un índice de la calidad y se puede medir mediante longitudes de onda con un espectrofotómetro (Maskan, 2003). Maskan (2003) y Bansal *et al.* (2010) reportaron que el valor del parámetro L* disminuye con el tiempo, este mismo comportamiento se observó a 160 y 200 °C pero no son muy marcadas como se observa en la figura 16.

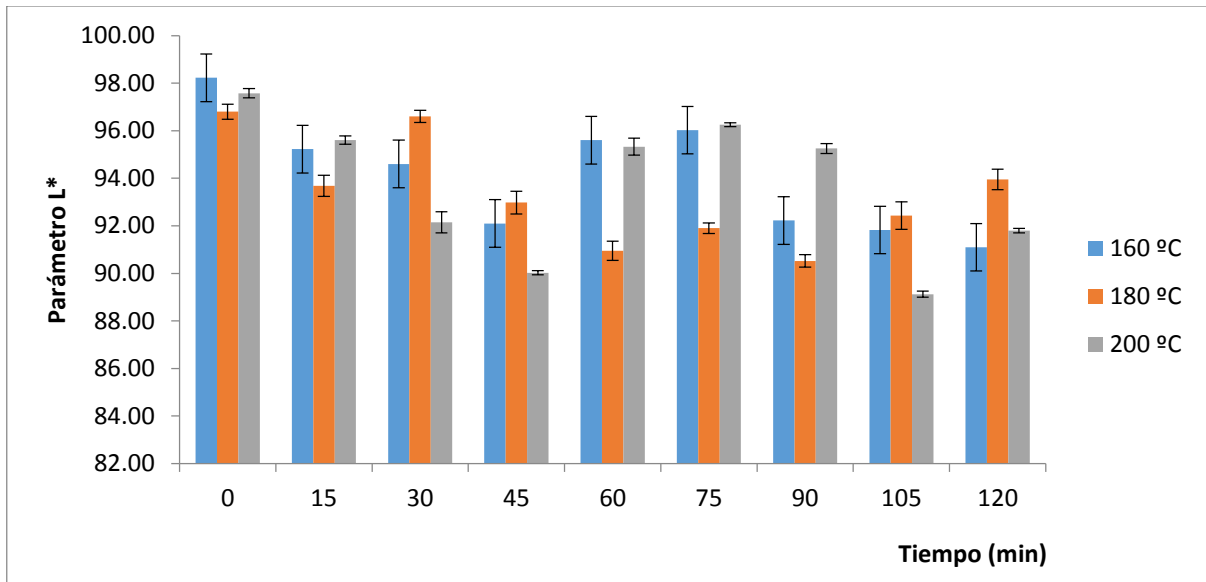


Figura 16. Parámetro L* para muestras de oleína de palma calentadas durante 2 h a diferentes temperaturas

Esta disminución en el parámetro L* indica un oscurecimiento del aceite que se debe a la acumulación de productos volátiles (triacilglicéridos y ácidos grasos libres) y compuestos no polares provocado por la oxidación y polimerización que se producen durante el calentamiento (Tsaknis *et al.*, 2002; Maskan, 2003; Abdulkarim *et al.*, 2007).

Existen diferencias con el tiempo y temperatura, sin embargo, no son muy marcadas, posiblemente se deba a que los aceites aún se encuentran en tiempos iniciales de deterioro oxidativo y por eso no se observan diferencias importantes en el color.

8.7 CALORIMETRÍA DIFERENCIAL DE BARRIDO

En la figura 17 se muestra un termograma de calentamiento y enfriamiento de la oleína de palma. En el termograma de enfriamiento se muestra el pico de interés (Pico C). Este pico está relacionado con el grado de oxidación del aceite, así como a los compuestos secundarios generados durante el deterioro oxidativo, debido a que estos compuestos son adsorbidos por las redes cristalinas de los triacilglicéridos, formando cristales mixtos (Che Man y Swe, 1995; Chiavaro *et al.*, 2011). Watanabe *et al.* (1992) informó que dicho pico formado en la cristalización de la oleína de palma es debido al triacilglicérido denominado tripalmitina (PPP). El pico A del termograma de enfriamiento se debe a la cristalización de la fracción remanente de estearina que se encuentra en el aceite, mientras que el pico B indica la cristalización de la fracción de oleína (Tan y Che Man, 2000). En el termograma de calentamiento de la curva de fusión se muestran dos picos. El pico D corresponde a la transición endotérmica de la fracción de oleína (pico de menor temperatura) y el pico E corresponde a la fracción de estearina (pico de mayor temperatura) (Tan y Che Man, 2000).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

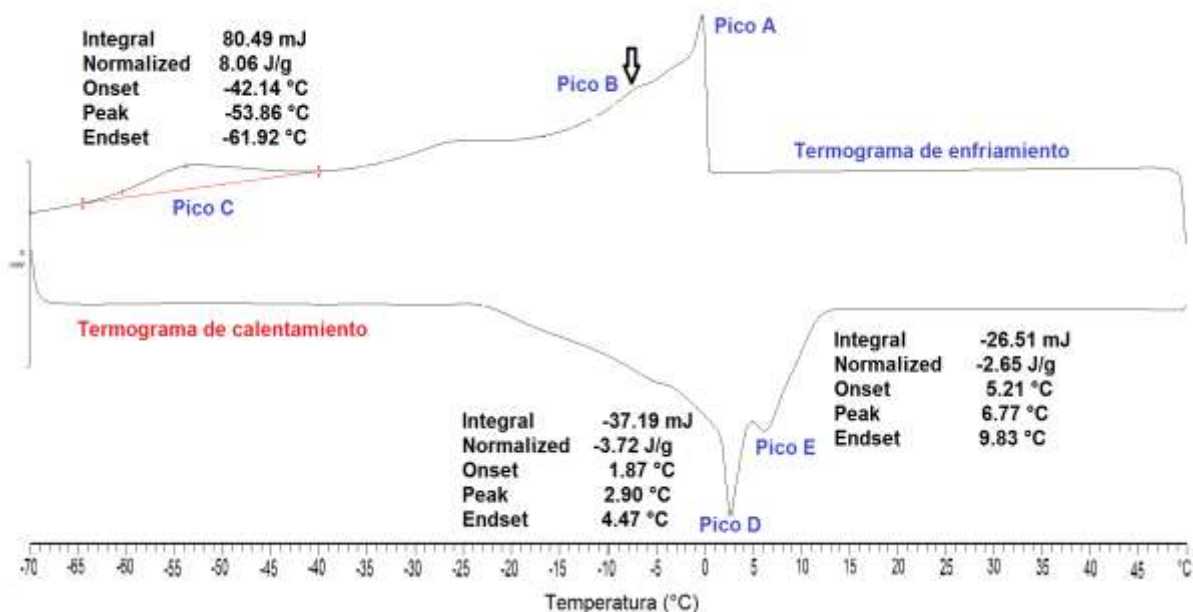


Figura 17. Termograma de enfriamiento y calentamiento de la oleína de palma calentada a 160 °C

En la tabla 11 se muestran las entalpías y temperaturas del pico (T_p) exotérmico principal (pico C) del termograma de cristalización para la oleína de palma calentada a 160, 180 y 200 °C. El tiempo afectó significativamente ($P < 0.05$) a la T_p del pico C observando un ligero desplazamiento hasta el tiempo de 60 min para las tres temperaturas. Respecto a la temperatura de calentamiento, también afectó significativamente ($P < 0.05$) a la T_p . Además el tiempo de calentamiento afectó significativamente ($P < 0.05$) a la entalpía del pico para las tres temperaturas.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Tabla 11. Temperatura (°C) y entalpía (J/g) del pico exotérmico principal (pico C) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Temperatura de pico (°C)			Entalpía (J/g)		
	160 (°C)	180 (°C)	200 (°C)	160 (°C)	180 (°C)	200 (°C)
0	-54.69 ^{de,X} (1.17)	-56.03 ^{cd,X} (0.71)	-55.94 ^{ab,X} (1.18)	5.5 ^{h,Y} (0.01)	5.81 ^{e,Z} (0.01)	0.985 ^{a,X} (0.01)
15	-54.19 ^{e,X} (0.01)	-55.39 ^{d,X} (0.30)	-55.77 ^{ab,X} (1.87)	5.16 ^{g,Z} (0.01)	2.65 ^{ab,Y} (0.30)	0.92 ^{a,X} (0.11)
30	-56.20 ^{abcd,X} (0.58)	-56.65 ^{bcd,X} (0.10)	-54.94 ^{b,X} (0.24)	4.36 ^{f,Y} (0.02)	1.93 ^{a,X} (0.12)	1.24 ^{a,X} (0.57)
45	-55.61 ^{cde,X} (0.35)	-55.57 ^{d,X} (0.64)	-55.19 ^{ab,X} (0.12)	3.62 ^{e,Z} (0.01)	3.25 ^{bc,Y} (0.06)	1.14 ^{a,X} (0.03)
60	-57.06 ^{abc,X} (0.64)	-57.73 ^{ab,X} (0.52)	-55.86 ^{b,Y} (0.01)	2.20 ^{a,X} (0.13)	2.27 ^{a,X} (0.88)	3.08 ^{ab,X} (0.03)
75	-55.73 ^{bcd,X} (1.13)	-57.15 ^{abc,X} (1.11)	-55.61 ^{ab,X} (0.12)	3.00 ^{b,X} (0.01)	2.48 ^{ab,X} (0.01)	5.76 ^{c,Y} (0.68)
90	-56.77 ^{abc,Y} (0.36)	-57.94 ^{ab,X} (0.11)	-56.94 ^{a,Y} (0.01)	3.24 ^{c,X} (0.03)	3.72 ^{c,Y} (0.01)	6.57 ^{c,Z} (0.01)
105	-57.18 ^{ab,XY} (0.47)	-57.56 ^{abc,X} (0.78)	-55.31 ^{ab,Y} (0.67)	3.27 ^{c,X} (0.01)	3.26 ^{bc,X} (0.85)	6.59 ^{c,Y} (0.01)
120	-57.52 ^{a,X} (0.49)	-58.38 ^{a,X} (0.30)	-55.48 ^{ab,Y} (0.54)	3.48 ^{d,X} (0.01)	2.80 ^{abc,X} (0.01)	9.19 ^{d,Y} (0.94)
Media	-56.10 ^Y (1.22)	-56.93 ^X (1.16)	-55.56 ^Y (0.84)	3.76 ^X (1.03)	3.13 ^X (1.15)	3.94 ^X (3.05)

a-h diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa (P<0.05)

X,Y,Z diferentes letras para cada parámetro en la misma fila indican diferencia significativa (P<0.05)

La entalpía disminuyó significativamente (P<0.05) desde el tiempo cero hasta 60 min para una temperatura de calentamiento de 160 °C, mientras que a una temperatura de 180 °C, la entalpía disminuyó significativamente (P<0.05) hasta 30 min.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La temperatura del pico C del termograma de cristalización se desplazó hacia temperaturas más bajas, como se muestra en la tabla 11 y en la figura 18 para todas las temperaturas de calentamiento. Este mismo comportamiento fue reportado por Tan y Che Man (1999a) y Chiavaro *et al.* (2011).

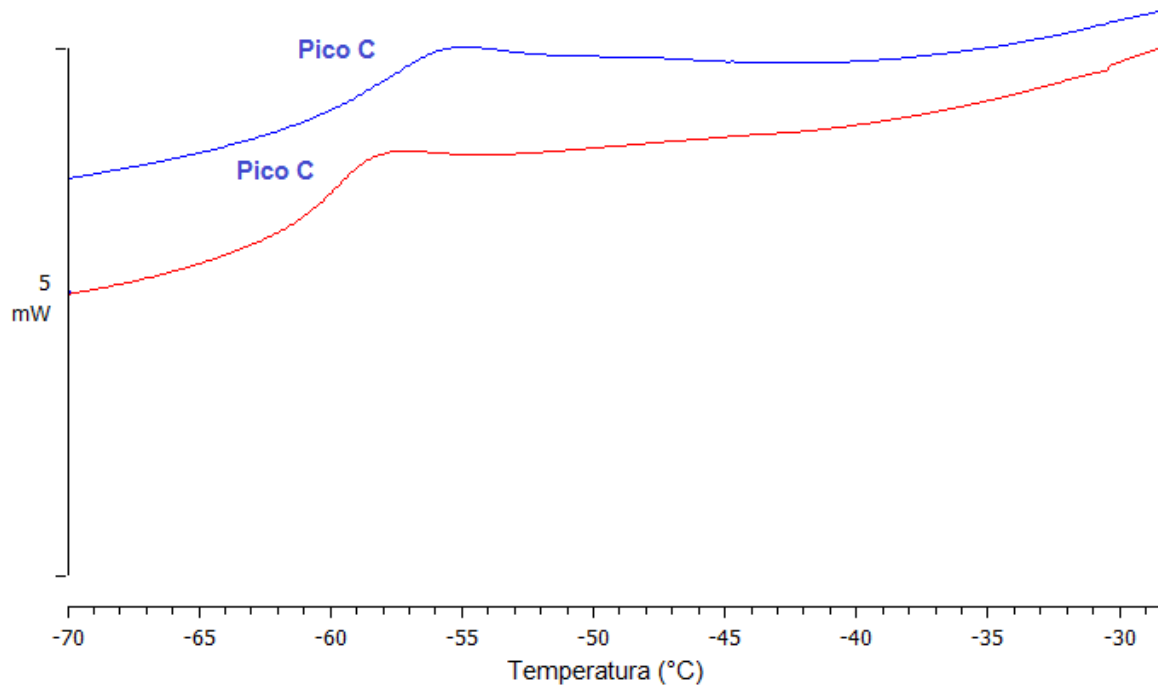


Figura 18. Termograma de cristalización de la oleína de palma calentada a 180 °C para el tiempo inicial de cero (línea azul) y 120 min (línea roja)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

El desplazamiento del pico C a más bajas temperaturas según aumenta la oxidación, se puede atribuir a la presencia de ácidos grasos libres, glicéridos parciales (principalmente diacilglicéridos) y productos de oxidación en el aceite (compuestos polares de bajo peso molecular, dímeros, polímeros, hidroperóxidos y aldehídos) (Che Man y Swe, 1995; Tan y Che Man, 1999a). Este comportamiento también se ha atribuido a la lisis parcial de los triacilglicéridos que puede obstaculizar la cristalización del aceite (Chiavaro *et al.*, 2011). Todos estos compuestos contribuyen significativamente a la formación de cristales mixtos dando como resultado entalpías más pequeñas (Che Man y Swe, 1995).

La entalpía de cristalización, es debida a la cristalización de la fracción apolar disminuyó con el tiempo para las temperaturas de calentamiento de 160 y 180 °C. Esta disminución se debe a la desaparición de los triacilglicéridos insaturados y a la formación de productos de degradación en la fracción polar que forman cristales menos estables y por tanto con una menor entalpía (Tan y Che Man, 1999a).

A una temperatura de 200 °C, no hubo cambios significativos en la entalpía durante la primera hora de calentamiento, posterior a este tiempo se observó un incremento de la entalpía que es algo no esperado de acuerdo a lo anteriormente descrito. Una posible explicación a este comportamiento sería a que a una temperatura de 200 °C la degradación oxidativa del aceite es más rápida, provocando una mayor degradación térmica de aldehídos que podrían volatilizarse y por lo tanto habría una menor acumulación de ellos (menos impurezas) (Chang *et al.*, 1978; Aladedunye y Przybyiski, 2009). Esto ocasionaría una disminución en la fracción polar y cristales más estables incrementando la entalpía.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En la tabla 12 se muestra la temperatura de los picos nombrados como D y E del termograma de calentamiento para la oleína de palma. La temperatura de calentamiento afectó significativamente ($P < 0.05$) a la temperatura de ambos picos endotérmicos, de forma que las muestras calentadas a 180 °C presentaron un mayor valor promedio ($4.46 \text{ °C} \pm 0.70$ y $9.84 \text{ °C} \pm 0.54$ para el pico D y E respectivamente), mientras que a una temperatura de 200 °C el valor promedio fue menor ($1.10 \text{ °C} \pm 0.59$ y 4.42 ± 0.62 para el pico D y E respectivamente). El tiempo también afectó significativamente ($P < 0.05$) a la temperatura de ambos picos endotérmicos provocando desplazamientos de T_p hacia valores superiores.

Tabla 12. Temperatura de los picos endotérmicos D y E (°C) (Desviación estándar en paréntesis; N=9)

Tiempo (min)	Pico D			Pico E		
	160 (°C)	180 (°C)	200 (°C)	160 (°C)	180 (°C)	200 (°C)
0	2.78 ^{a,Y} (0.05)	3.60 ^{a,Z} (0.11)	0.33 ^{a,X} (0.01)	6.36 ^{a,Y} (0.12)	9.05 ^{a,Z} (0.28)	3.59 ^{a,X} (0.14)
15	2.85 ^{a,Y} (0.05)	3.83 ^{b,Z} (0.01)	0.49 ^{a,X} (0.04)	6.75 ^{b,Y} (0.07)	9.44 ^{b,Z} (0.01)	3.82 ^{ab,X} (0.05)
30	2.89 ^{a,Y} (0.01)	3.90 ^{b,Z} (0.14)	0.69 ^{b,X} (0.01)	6.80 ^{b,Y} (0.04)	9.51 ^{bc,Z} (0.01)	3.95 ^{bc,X} (0.13)
45	3.04 ^{b,Y} (0.04)	4.09 ^{c,Z} (0.01)	1.00 ^{c,X} (0.03)	6.99 ^{c,Y} (0.05)	9.68 ^{cd,Z} (0.01)	4.23 ^{cd,X} (0.08)
60	3.14 ^{bc,Y} (0.01)	4.26 ^{d,Z} (0.01)	1.06 ^{cd,X} (0.05)	7.11 ^{c,Y} (0.08)	9.70 ^{cd,Z} (0.01)	4.32 ^{d,X} (0.05)
75	3.19 ^{cd,Y} (0.04)	4.37 ^{d,Z} (0.01)	1.14 ^{cd,X} (0.03)	7.39 ^{d,Y} (0.06)	9.82 ^{de,Z} (0.06)	4.40 ^{de,X} (0.04)
90	3.30 ^{de,Y} (0.10)	5.25 ^{e,Z} (0.01)	1.21 ^{d,X} (0.05)	7.61 ^{e,Y} (0.11)	10.00 ^{e,Z} (0.03)	4.74 ^{e,X} (0.40)
105	3.42 ^{e,Y} (0.06)	5.38 ^{ef,Z} (0.01)	1.85 ^{e,X} (0.01)	7.79 ^{f,Y} (0.01)	10.53 ^{f,Z} (0.01)	5.25 ^{f,X} (0.05)
120	3.63 ^{f,Y} (0.10)	5.48 ^{f,Z} (0.05)	2.19 ^{f,X} (0.23)	7.99 ^{g,Y} (0.06)	10.85 ^{g,Z} (0.11)	5.46 ^{f,X} (0.01)
Media	3.14 ^Y (0.03)	4.46 ^Z (0.70)	1.10 ^X (0.59)	7.19 ^Y (0.52)	9.84 ^Z (0.54)	4.42 ^X (0.62)

a-g diferentes letras en la misma columna indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

X,Y,Z diferentes letras en la misma fila para cada parámetro indican diferencia significativa ($P < 0.05$)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el termograma de calentamiento de la figura 19 se puede observar un ligero desplazamiento de los picos D y E hacia temperaturas más altas. A tiempo cero, la oleína de palma contiene una mayor concentración de ácidos grasos insaturados y con el transcurso del tiempo hasta llegar a los 120 min de calentamiento, el aceite se degradó térmicamente, provocando una disminución de la concentración de ácidos grasos insaturados y por lo tanto el aumento del punto de fusión y de la temperatura del pico D y E.

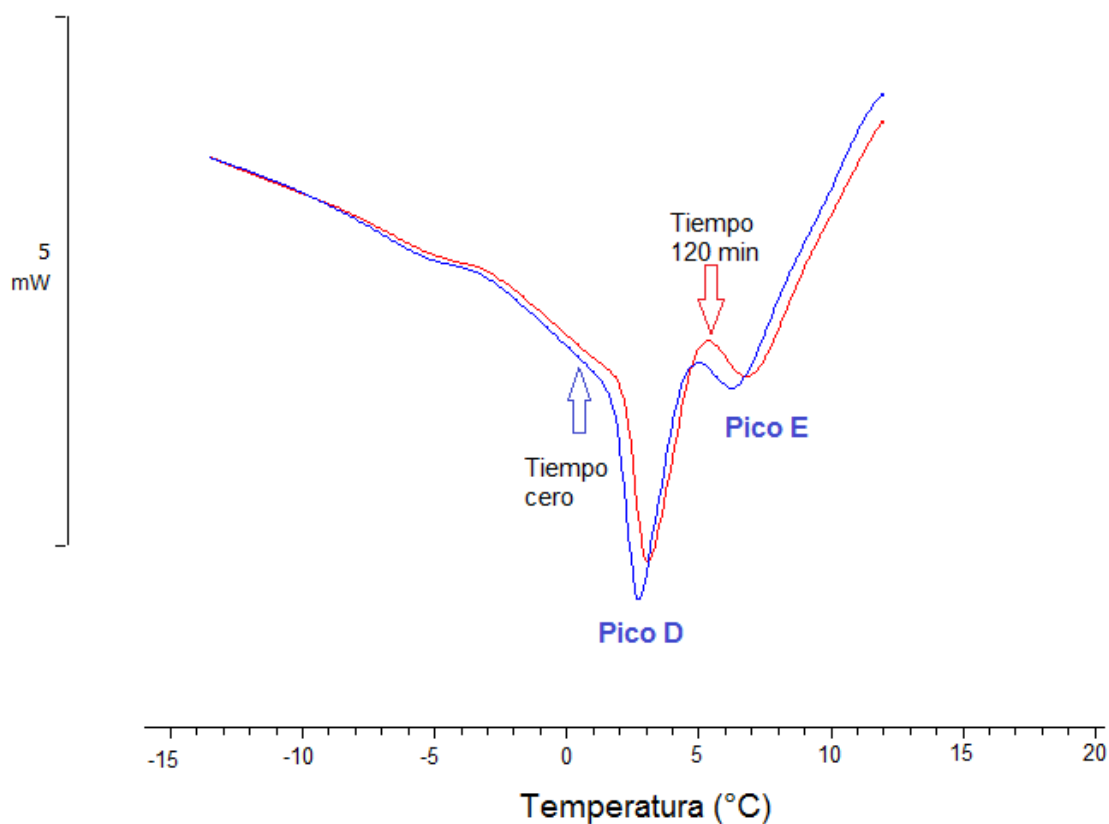


Figura 19. Termograma de fusión de la oleína de palma calentada a 160 °C a tiempo inicial de cero (línea azul) y después de 120 min de calentamiento (línea roja)

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La T_p y la entalpía del pico exotérmico C disminuyen conforme aumenta el tiempo para las temperaturas de calentamiento de 160 y 180 °C. Así mismo, las T_p de los picos endotérmicos D y E aumentaron conforme al tiempo de calentamiento debido a una mayor degradación oxidativa. Este comportamiento de los picos de cristalización y fusión fue observado por Jiménez *et al.* (2007) en aceite de oliva virgen.

En general, los valores de oxidación fueron mayores en el aceite calentado a 180 °C, el aceite a 160 °C presentó valores más bajos de oxidación, mientras que el aceite tratado a 200 °C presentó un comportamiento intermedio para algunos parámetros, y un comportamiento anómalo en el caso de la entalpía del pico C. Se intuye una correlación entre los valores de entalpía y T_p del pico C de cristalización y las T_p de los picos de fusión (D y E) con los valores de p-anisidina y TOTOX para las temperaturas de tratamiento de 160 y 180 °C. Sin embargo, como se ha visto a lo largo de los diferentes análisis, la degradación oxidativa no sobrepasa los límites normales de deterioro por lo que antes de analizar una posible correlación entre parámetros térmicos y medidas convencionales de oxidación sería necesario extender los tiempos de calentamiento para asegurar una mayor degradación oxidativa del aceite.

9 CONCLUSIONES

Los parámetros de índice de acidez, p-anisidina, oxidación total y compuestos polares se vieron afectados mostrando un incremento significativo por el aumento del tiempo de calentamiento y la temperatura, si bien se mantuvieron dentro de los límites reportados para calidad de aceite. Dichos parámetros se pueden utilizar en conjunto para evaluar los fenómenos de oxidación de la oleína de palma.

Respecto al índice de peróxidos al ser un producto primario de oxidación no se observó una tendencia clara y por tanto no aporta demasiada información sobre la calidad del aceite utilizado, por lo tanto no es un parámetro adecuado para predecir el deterioro oxidativo en oleína de palma.

De acuerdo a los ensayos realizados con calentamiento de 2 h, el deterioro del aceite no es significativo para ver cambios en el color y que pueda ser usado como parámetro de control.

Las temperaturas pico de cristalización y de fusión y la entalpía de cristalización se vieron afectadas por la temperatura y tiempo de calentamiento del aceite, indicando una relación consistente entre la oxidación del aceite y las medidas observadas que permitirán utilizar la técnica DSC como alternativa para determinar el nivel de deterioro en aceites, sin embargo, es necesario realizar una correlación con los parámetros clásicos de oxidación así como ampliar los tiempos de calentamiento con la finalidad de obtener mejores resultados.

10 REFERENCIAS

Abdulkarim, S. M., Long, K., Lai, O. M., Muhammad, S. K., y Ghazali, H. M. (2007). Frying quality and stability of high-oleic Moringa oleifera seed oil in comparison with other vegetable oils. *Food Chemistry*, 105, 1382-1389.

Achir, N., Kara, W., Chipeaux, C., Trezzani, I., y Cuvelier, M. E. (2006). Effect of energy transfer conditions on the chemical degradation of frying oil. *European Journal of Lipid Science And Technology*, 108, 999-1006.

Aladedunye, F. A., y Przybylski, R. (2009). Degradation and nutritional quality changes of oil during frying. *Journa of the American Oil Chemists' Society*, 86, 146-156.

Alfaro, M., y Ortiz , E. (2006). Producción del aceite de palma. (Coopeagropal, Ed.) *Ministerio de agricultura gerencia de palma*, 1-15. Recuperado el 15 de Abril de 2016, de <http://www.galeon.com/subproductospalma/proceso1.pdf>

Ali, M. A., Najmaldien, A. H., Latip, R. A., Othman, N. H., Majid, F. A., y Salleh, L. M. (2013). effect of heating at frying teperature on the quality characteristics of regular and high-oleic acid sunflower oils. *Acta Scientiarum Polonorum. Technologia Alimentaria* 12(2), 159-167.

AOAC. (1995). *Official Methods of Analysis of the Association of Official Analytical Chemists International* (16th ed., Vol.II). (P. Cunniff, Ed.)

REFERENCIAS

Augustin, M. A., y Berry, S. K. (1983). Efficacy of the antioxidants BHA and BHT in palm olein during heating and frying. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 60(8), 1520-1523.

Augustine, S. H., y Boey, P. L. (1987). Revisión de algunos procesos de fraccionamiento y estudio de un nuevo método de fraccionamiento del aceite de palma. *Universidad de Ciencias de Malaysia*.

Badui, D. S. (2013) (ed. 5º). *Química de los alimentos: Lípidos*. México, D.F.: Pearson pp 259-264

Bansal, G., Zhou, W., Barlow, P. J., Lo, H.-L., y Neo, F.-L. (2010). Performance of palm olein in repeated deep frying and controlled heating processes. *Food Chemistry*, 121, 338-347.

Belitz, H. D., Grosch, W., y Shieberle, P. (2009) *Food Chemistry: Lipids* pp 158-176

Berger, K. G. (1984). *The practice of frying*. Kuala Lumpur, Malaysia: PORIM Technology: Palm Oil Res. Inst. Malaysia.

Blumenthal, M. M. (1991). A new look at the chemistry and physics of deep-fat frying. *Food Technology*, 45(2), 71-72.

Calvo Carrillo, M. C., y Mendoza Martínez, E. (2012). *Toxicología de los alimentos*. D.F., México: Mc Graw Hill.

REFERENCIAS

Chang, S. S., Peterson, R. J., y Ho, C.T. (1978). Chemical reactions involved in the deep-fat frying of foods. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 55, 718-727.

Che Man, Y. B., y Jaswir, I. (2000). Effect of rosemary and sage extracts on frying performance of refined, bleached and deodorized (RBD) palm olein during deep-fat frying. *Food Chemistry*, 69, 301-307.

Che Man, Y. B., Liu, J. L., Jamilah, B., y Rahman, R. A. (1999). Quality changes of refined-bleached-deodorized (RBD) palm olein, soybean oil and their blends during deep-fat frying. *Journal of Food Lipids*, 6, 181-193.

Che Man, Y. B., y Setiowaty, G. (1999). Determination of anisidine value in thermally oxidized palm olein by fourier transform infrared spectroscopy. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 76, 243-247.

Che Man, Y. B., y Swe, P. Z. (1995). Thermal analysis of failed-batch palm oil by differential scanning calorimetry. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 72, 1529-1532.

Chen, W.-a., Chiu, C. P., Cheng, W.-C., Hsu, C.-K., y Kuo, M.-I. (2013). Total polar compounds and acid values of repeatedly used frying oils measured by standard and rapid methods. *Journal of Food and Drug Analysis*, 211, 58-65.

REFERENCIAS

Chiavaro, E., Rodríguez Estrada, M. T., Bendini, A., Rinaldi, M., y Cerretani, L. (2011). Differential scanning calorimetry thermal properties and oxidative stability indices of microwave heated extra virgin olive oils. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 91, 198-206.

Coderch, L., De la Maza, A., Soriano, C., Erra, P., y Parra, J. L. (1995). Chromatographic characterization of internal polar lipids from wool. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 72, 715-720.

Codony, R., Guardiola, F., Bou, R., y Tres, A. (2010). Valoración analítica y nutricional de las grasas. *XXVI Concurso de especialización FEDNA* Madrid: Univerisidad de Barcelona. (pp. 175-206).

Coello, O. V., y Garcés, B. C. (2012). Análisis de propiedades térmicas durante gelatinización en tres variedades de arroz INIAP aplicando el calorímetro diferencial de barrido (DSC) Tesis inédita de licenciatura. Escuela Superior Politécnica del Litoral, 1-130.

Coultate, T. P. (2002). *Manual de química y bioquímica de los alimentos* (2^{da} Ed.). Zaragoza, España: Acribia S.A.

De Marco, E., Savarese, M., Parisini, C., Battimo, I., Falco, S., y Sacchi, R. (2007). Frying performance of a sunflower/palm oil blend in comparison with pure palm oil. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 109, 237-246.

REFERENCIAS

Dobarganes, M. C., Márquez-Ruiz, G. (1998) Regulation of used frying fats and validity of quick test for discarding the facts. *Grasas y Aceites*, 49, 331-335

Dobarganes, M. C., Velasco, J., y Dieffenbacher, A. (2000). Determination of polar compounds, oligomerized and oxidized triacylglycerols, and diacylglycerols in oils and fats. *International Union of Pure and Applied Chemistry*, 72(8), 1563-1575.

Edem, D. O. (2002). Palm oil: Biochemical, physiological, nutritional, hematological, and toxicological aspects: A review. *Plants Foods For Human Nutrition*, 57, 319-341.

Fan, H. Y., Sharifudin, M. S., Hasmadi, M., y Chew, H. M. (2013). Frying stability of rice bran oil and palm olein. *International Food Research Journal*, 20(1), 403-407.

FAO. (2001). Codex Standards for fats and oils from vegetables sources. En *Codex Alimentarius. Fats, oils and related products* (2^{da} Ed., Vol. 8). Roma: FAO. Recuperado el 02 de Marzo de 2016, de <http://www.fao.org/docrep/004/y2774e/y2774e04.htm>

Farhoosh, R., y Moosavi, S. R. (2009). Evaluation the performance of peroxide and conjugated diene values in monitoring quality of used frying oils. *Journal of Agriculture Science and Technology*, 11, 173-179.

Fennema O. R. (1996). *Food chemistry* (3^{ra} Ed). España: Acribia S.A.

REFERENCIAS

Firestone, D. (1993). Worldwide regulation of frying fats and oils. *Food Technology*, 4(12), 1366-1371.

Fritsch, C. W. (1981). Measurements of frying fat deterioration: A brief review. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 272-274.

Ghazali, H. M., Tan, A., Abdulkarim, S. M., y Dzulkifly, M. H. (2009). Oxidative stability of virgin coconut oil compared with RBD palm olein in deep-fat frying of fish crackers. *Journal of Food Agriculture and Environment*, 7(3-4), 23-27.

Grompone, M. A. (1991). El índice de anisidina como medida del deterioro latente de un material graso. *Grasas y aceites*, 42, 8-13.

Guillen, M. D., y Cabo, N. (2002). Fourier transform infrared spectra data versus peroxide and anisidine values to determine oxidative stability of edible oils. *Food Chemistry*, 77, 503-510.

Gunstone, F. D. (2002). *Vegetable oils in food technology: Composition, Properties and Uses*. EUA: Blackwell Publishing.

Hornero Méndez, D., Pérez Gálvez, A., y Mínguez Mosquera, M. I. (2001). A rapid spectrophotometric method for the determination of peroxide value in food lipids with high carotenoid content. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 78, 1151-1155

REFERENCIAS

Ismail, R. (2005). Palm oil and palm olein frying applications. *Asia Pacific Journal of Clinical Nutrition*, 14(4), 414-419.

Jaswir, I., Che Man, Y. B., y Kitts, D. D. (2000). Synergistic effects of rosemary, sage, and citric acid on fatty acid retention of palm olein during deep-fat frying. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 77(5), 527-533.

Jiménez Márquez, A., Beltrán Maza, G., Aguilera Herrera, M. P., y Uceda, O. M. (2007). Calorimetría diferencial de barrido. Influencia de la composición del aceite de oliva virgen en su perfil térmico. *Grasas y Aceites*, 58(2), 122-129.

Khan, M. I., Asha, M. R., Bhat, K. K., y Khatoon, S. (2008). Studies on quality of coconut oil blends after frying potato chips. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 85, 1165-1172.

Kirschenbauer, H., G. (1960) *Fats and oils. An outline of their chemistry and technology: Constituents and components of fats*. (2^{da} Ed.) Nueva York, EUA: Reihold publishing corporation pp 2-7, 27, 176-177

Labrinea, E. P., Thomaidis, N. S., y Giorgiou, C. A. (2001). Direct olive oil anisidine value determination by flow injection. *Analytica Chimica Acta*, 448, 201-206.

Lee, C. Y., Zhou, W. B., y Bansal, G. (2009). Determination of the aldehyde levels in frying oil using p-anisidine test. *National University of Singapore*.

REFERENCIAS

Li, D., y Mündel, H. H. (1997). Safflower carthamus tinctorius L. *International Plant Genetic Resources Institute*, 7, 8-71.

López. M. (2012). *Diagnóstico ambiental: Gestión de aceite vegetal y grasas de origen animal usado en la ciudad de Neuquén*. Consejo deliberante de la ciudad de Neuquén. pp 8-10

Lovaas, E. (1992). A sensitive spectrophotometric method for lipid hydroperoxide determination. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 69(8), 777-783.

Maskan, M. (2003). Change in colour and rheological behaviour of sunflower seed oil during frying and after adsorbent treatment of used oil. *European Food Research and Technology*, 218, 20-25.

Mathews, C. K., Van Holde, K. E., y Ahern, K. G. (2002). *Bioquímica*. Madrid, España: Pearson Educación.

Miller, D. D. (2001). *Química de los alimentos. Manual de laboratorio*. México: Limusa S.A. de C.V.

Mimica-Dukic, N., Simin, N., Svircev, E., Orcic, D., Beara, I., Lesjak, M y Bezin, B. (2012). The effect of plant secondary metabolites on lipid peroxidation and eicosaboidpathwa. Republica Serbia: INTECH

REFERENCIAS

Murray, R., Mayes, P., Granner, D., y Rodwell, V. (2004). *Harper Bioquímica ilustrada*. DF, México: Manual moderno.

Navarro García, G., Bringas Alvarado, L., y Pacheco Aguilar, R. (Noviembre de 2004). Nueva Herramienta para el Estudio de la oxidación de los Ácidos Grasos, una de las Causas Fundamentales de la Pérdida de Calidad de los Alimentos para la Acuicultura. *Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*, 483-489.

Nieblas , M., Burgueño, M., y Moreno , L. (2001). Evaluación oxidativa de las mezclas de aceites de leguminosas de desierto de Sonora con aceites de maíz y soya durante su almacenamiento. *Grasas y Aceites*, 52(6), 355-362.

Norma Mexicana NMX-F-051-SCFI-2008. “Alimentos- Aceites y Grasas Vegetales o Animales- Determinación del índice de Anisidina- Métodos de prueba”. Secretaria de Economía. Diario Oficial de la Federación. México, 2008.

Norma Mexicana NMX-F-101-SCFI-2012. Alimentos. Aceites y grasas vegetales o animales. Determinación del índice de acidez. Secretaria de Economía. Diario Oficial de la Federación. México, 2012.

Oficina Comercial del Ecuador en Ciudad de México. (2012). Perfil de aceite de palma en México. México, D.F.: Oficina Comercial del Ecuador en Ciudad de México.

REFERENCIAS

Olguín, G. M. (2014). Correlación de las entalpías de gelatinización con los índices de absorción de agua y de sólidos solubles en agua de granos, sémolas y harinas de maíz nixtamalizado Tesis inédita de licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, 1-55.

Panreac. (2000). Aceites y grasas: Analíticos en alimentaria (Métodos Oficiales de Análisis). Unión Europea: Lin Lab Rioja

Pantzaris, T. P., y Ahmad, M. J. (2002). Properties and Utilization of Palm Kernel Oil. *Palmas*, 23(3), 11-23.

Paredes López, O., y Ordorica Falomir, C. (1986). Production of safflower protein isolates: Composition, yield and protein quality. *Journal of the Science of Food and Agriculture*(37), 1097-1103.

Peris, S. (2010). La oxidación y sus efectos en la alimentación animal. Antioxidantes: criterios para una adecuada elección. *Selecciones Agrícolas*, 28-30.

Ramírez Betero, C. M., Gómez Ramírez, B. D., Martínez Galán, J. P., y Cardona Zuleta, L. M. (2014). Perfil de ácido grasos en aceites de cocina de mayor venta en Medellín-Colombia. *Perspectivas en Nutrición Humana*, 16(2), 175-185.

SAGARPA. (2010). Monografía de cultivos palma de aceite. Subsecretaria de fomento a los agronegocios, 1-19.

REFERENCIAS

Sebedio , J. L., Bonpunt, A., Grandgirard, A., y Prevost, J. (1990). Deep fat frying of frozen pre-fried french fries: influence of the amount of linolenic acid in the frying medium. *Food Chemistry*, 38, 182-1867.

Sikorsky , Z., y Kolacowska, A. (2002). *Chemical and Funcional Properties of Food Lipids*.USA: CRC Press LLC.

Soledad Fagali, N. (2011). *Peroxidación de diferentes especies lipídicas*. Tesis inédita de doctorado, Universidad Nacional de la Plata, Departamento de Química, Argentina.

Sulieman, A. R., Makhzangi, A. L., y Ramadan, M. F. (2006). Antiradical performance and phisicochemical characteristics vegetable oils upon frying of french fries: a preliminary comparative study. *Journal of Food Lipids*, 13, 259-276.

Tabee, E., Jägerstand, M., y Dutta, P. C. (2009). Frying quality characteristics of french fries prepared in refined olive oil and palm olein. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 86(9), 885-893.

Tan, C. P., y Che Man, Y. B. (1999a). Differential scanning calorimetic analysis for monitoring the oxidation of heated oils. *Food Chemistry*, 67, 177-184.

Tan, C. P., y Che Man, Y. B. (1999b). Quantitative differential scanning calorimetric analysis for determining total polar compounds in heated oils. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 76(9).

REFERENCIAS

Tan, C. P., y Che Man, Y. B. (2000). Differential scanning calorimetric analysis of edible oils: comparison of thermal properties and chemical composition. *Journal of the American Oils Chemist's Society*, 77(2), 143-155.

Tan, C. P., Che Man, Y. B., Selamat, J., y Yusoff, M. S. (2002). Comparative studies of oxidative stability of edible oils by differential scanning calorimetry and oxidative stability index methods. *Food Chemistry*, 76, 385-389.

Tarmizi, A. H., y Ahmad, K. (2015). Feasibility of continuous frying system to improve the quality indices of palm olein for the production of the extruded product. *Journal of Oleo Science*, 64(12), 1259-1266.

Tarmizi, A. A., e Ismail, R. (2008). Comparison of the frying stability of standard palm olein and special quality palm olein. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 85, 245-251.

Tarmizi, A. A., e Ismail, R. (2014). Use of pilot plant scale continuous fryer to simulate industrial production of potato chips: thermal properties of palm olein blends under continuous frying conditions. *Food Science and Nutrition*, 2(1), 28-38.

Testo. (2015). *Medición del aceite de fritura. Indicaciones prácticas, consejos y trucos*. Argentina.

Tsaknis, J., Lalas, S., y Protopapa, E. (2002). Effectiveness of the antioxidants BHA and BHT in selected vegetable oils during intermittent heating. *Grasas y Aceites*, 53, 199-205.

REFERENCIAS

Universidad de Sonora. (2012). Nuevas tendencias en ciencia y tecnología de alimentos. Tópicos selectos. México: Trillas.

Van de Voort, F. R., Ismail, A. A., Sedman, J., Dubois, J., y Nicodemo, T. (1994). The determination of peroxide value by fourier transform infrared spectroscopy. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 71(9), 921-926.

Velázquez Martínez, J. R., Trujillo Castillo, L. F., Yánes García, M., y Medina Juárez, L. A. (2007). Fraccionamiento y caracterización de las fracciones (oleína y estearina) del aceite crudo de palma africana producido en el estado de Tabasco. *IX Congreso de Ciencias de los Alimentos y V Foro de Ciencia y Tecnología de Alimentos*, 218-222.

Vu, T. P., y Boonyarattanakalin, S. (2013). Trans fat formation and lipid oxidation in palm olein during prolonged thermal treatments. *Journal of Medical Bioengineering*, 2(3), 214-217.

Wahid, B. M., Abdullah, A. N., y Henson, E. I. (2005). Oil palm achievements and potential. *Plant Production Science*, 8 (3), 288 -297.

Wai, W. T., Saad, B., y Lim, B. L. (2009). Determination of TOTOX value in palm oleins using a FI-potentiometric analyzer. *Food Chemistry*, 113, 285-290.

Warner, K., y Knowlton, S. (1997). Frying quality and oxidative stability of high-oleic corn oils. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 74(10), 1317-1322.

REFERENCIAS

Watanabe, A., Tashima, I., Matsuzaki, N., Kurashige, J., y Sato, K. (1992). On the formation of granular crystals in fat blends containing palm oil. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 69(11), 1077-1080.

Wong S., D. W. (1995). *Química de los alimentos: Mecanismos y teoría*. Zaragoza, España: ACRIBIA S.A.

Xu, X.-Q., Tran, V. H., Palmer, M., White, K., y Salisbury, P. (1999). Chemical and physical analyses and sensory evaluation of six deep-frying oils. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 76(9), 1091-1099.

Yagüe, A. M. A. (2003) Observatori de la Seguretat Alimentària: Estudio de utilización de aceites para fritura en establecimientos alimentarios de comidas preparadas. Bellaterra, UAB pp 5-15.

Zhang, Z. S., Li, D., Zhang, L. X., Liu, Y. I., y Wang, X. (2014). Heating effect on the DSC melting curve of flaxseed oil. *Journal of Thermal Analysis and Calorimetry*, 115, 2129-2135.