

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL SANTA
FACULTAD DE INGENIERÍA
ESCUELA ACADÉMICA PROFESIONAL AGROINDUSTRIAL



TÍTULO

**“EVALUACIÓN DE LA ESTABILIDAD OXIDATIVA DE LA MEZCLA DE
ACEITES DE CHIA (*Salvia Hispánica L.*) Y AJONJOLI (*Sesamum Indicum L.*)”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE
INGENIERO AGROINDUSTRIAL**

AUTOR

Bach. Cortez Cortez Danco Genaro
Bach. Sánchez Carbajal Esther Elizabeth

ASESOR

Dr. Gilbert Rodríguez Páucar

Nuevo Chimbote – Perú 2017

INDICE

	Pag.
Resumen.....	1
Abstract	2
I. Introducción	3
II. Revisión Bibliográfica	5
2.1. Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum</i> L.)	5
2.1.1. Clasificación botánica de la Semilla de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum</i> L.)	6
2.1.2. Localización geográfica de las Semillas de <i>Sesamum Indicum</i> L.	7
2.1.3. Composición Química de la Semilla de <i>Sesamum Indicum</i> L.	8
2.2. Chía (<i>Salvia Hispánica</i> L.).....	8
2.2.1. Clasificación botánica de las Semillas de Chía (<i>Salvia Hispánica</i> L.)	9
2.2.2. Localización geográfica de la Semilla de Chía (<i>Salvia Hispánica</i> L.)	10
2.2.3. Composición Química de la Semilla de <i>Salvia Hispánica</i> L.	11
2.3. Composición del aceite vegetal	12
2.3.1. Ácidos grasos.....	12
2.3.1.1. Ácidos grasos saturados (AGS).....	13
2.3.1.2. Ácidos monoinsaturados	14
2.3.1.3. Ácidos poliinsaturados	15
2.3.2. Compuestos fenólicos.....	16
2.3.3. Tocoferoles	17
2.4. Aceite de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum</i> L.).....	18
2.4.1. Características y composición del Aceite de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum</i> L.).....	18
2.4.2. Uso comercial del Aceite de Ajonjolí	19
2.4.3. Beneficios y problemas del consumo de Aceite de Ajonjolí.....	19
2.5. Aceite de Chía (<i>Salvia Hispánica</i> L.)	20
2.5.1. Características y composición del Aceite de Chía (<i>Salvia Hispánica</i> L.)	20

	Pag
2.5.2. Uso comercial del Aceite de Chía	21
2.5.3. Beneficios y problemas del consumo de Aceite de Chía	22
2.6. Método de extracción del aceite de Ajonjolí y Chía.....	22
2.6.1. Extracción por solido-liquido de aceite	23
2.6.2. Extracción por prensado en Frio.....	23
2.7. Mezcla comestible de Aceites Vegetales.....	24
2.7.1. Los ácidos grasos Omega-6 en la dieta moderna	27
2.7.2. Relación de los ácidos grasos omega-3 y omega-6 con respecto a la salud	28
2.7.3. Recomendaciones de consumo de Omega 6	30
2.7.4. Proporción Omega 6/ Omega 3	30
2.7.5. Omega 6 y la Salud Cardíaca	31
2.7.6. Estructura molecular de los Ácidos Grasos Omega-3 y Omega-6.....	32
2.7.7. Mecanismos de Regulación de los Ácidos grasos Omega-3 y Omega-6.....	33
2.7.8. Ingesta de ácidos grasos omega-3 y recomendaciones dietéticas	35
2.7.9. Proporción Omega-6: Omega-3 en Aceites Comerciales.....	36
2.8. Cinética de deterioro de los aceites de semillas oleaginosas	38
2.8.1. Radicales libres.....	39
2.8.1.1. Fuente de los radicales libre	40
2.8.1.2. Toxicidad de los radicales libres	40
2.8.2. Oxidación de Aceites vegetales Vírgenes	41
2.8.3. Proceso de oxidación de lípidos	42
2.8.4. Mecanismos de oxidación de lípidos.....	43
2.8.4.1. Iniciación de la Oxidación de Lípidos	44
2.8.4.2. Propagación y Ramificación de la Oxidación de Lípidos	45
2.8.4.3. Terminación de la Oxidación de Lípidos	49

	Pag.
2.8.5. Estabilidad oxidativa de Aceites Vírgenes	60
2.8.6. Relación empírica entre el índice de estabilidad oxidativa (OSI) y la temperatura	60
2.8.7. Relación del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) y Energía de Activación de Oxidación	61
2.9. Métodos empleados para determinar la oxidación de los aceites	63
2.9.1. Valor de peróxido.....	63
2.9.2. Valor de la p-Anisidina.....	63
2.9.3. Absorbancias de Radiaciones en el Ultravioleta.....	64
2.9.4. Método de Oxígeno Activo	64
2.10. Método Rancimat.....	64
2.11. Ensayo de Almacenamiento a Temperatura Ambiente.....	65
III. Materiales y Métodos.....	66
3.1. Materiales, Equipos e Instrumentos.....	66
3.1.1. Materiales	66
3.1.1.1. Materia prima	66
3.1.1.2. Reactivos	66
3.1.1.3. Materiales metálicos y otros	66
3.1.1.4. Materiales de vidrio.....	67
3.1.2. Equipos e Instrumentación.....	67
3.2. Metodología de Análisis	68
3.2.1. Obtención del aceite de Semilla de Ajonjolí y Semilla de Chía.....	68
3.2.1.1. Materia prima	69
3.2.1.2. Limpieza de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)	69
3.2.1.3. Pesado de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)	69

3.2.1.4. Prensado en frío de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.).....	69
3.2.1.5. Centrifugación de los Aceites extraídos.....	70
3.2.1.6. Almacenamiento de los Aceites clarificados	70
3.2.1.7. Preparación de las muestras	70
3.2.2. Análisis fisicoquímicos de los aceites de Ajonjolí (Sesamum Indicum L.), Chía (Salvia Hispánica L.) y mezclas	71
3.2.2.1. Humedad.....	71
3.2.2.2. Ceniza	71
3.2.2.3. Densidad	71
3.2.2.4. Índice de Refracción.....	71
3.2.2.5. Acidez – Método Oficial de la AOAC	71
3.2.2.6. Índice de Peróxidos – Método Oficial de la AOAS	71
3.2.2.7. Índice de yodo	72
3.2.2.8. Índice de Anisidina	73
3.2.3. Energía de activación	73
3.2.4. Índice de estabilidad oxidativa	74
3.2.5. Determinación de la Composición de Ácidos Grasos	75
3.3. Diseño experimental	76
3.3.1. Flujo de Diseño experimental del aceite de chía y ajonjolí.....	76
3.3.2. Variables estadísticas.....	77
3.3.2.1. Evaluación de Características Fisicoquímicas.....	77
3.3.2.2. Estabilidad Oxidativa y vida útil	77
3.4. Diseño estadístico	77
IV. Resultados y Discusiones	79

4.1. Caracterización de las Semillas de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>) variedad “sesica M II” y Semillas de Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>) variedad “Blanca”	79
4.2. Evaluación de la Composición de ácidos grasos en el Aceite de Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>), Aceite de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>) y sus mezclas	81
4.2.1. Composición de Ácidos Grasos en el Aceite de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>) y Aceite de Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>)	81
4.2.2. Composición de ácidos grasos de las mezclas de aceites Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>) – Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>)	83
4.3. Análisis fisicoquímicos de las mezclas de aceite Chía (<i>Salvia hispánica L.</i>) y Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>)	85
4.4. Evaluación del Índice de la Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>) y Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>) y sus mezclas por el método Rancimat	87
4.5. Determinación del tiempo de Vida Útil del aceite de Chía (<i>Salvia hispánica L.</i>), Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>) y sus mezclas	91
4.6. Determinación de la Energía de Activación	102
V. Conclusiones	105
VI. Recomendaciones	107
VII. Referencias Bibliográficas	108
VIII. Anexos	115

Índice de Figuras	Pag.
<i>Figura 1:</i> Semilla de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>)	5
<i>Figura 2:</i> Planta de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>)	6
<i>Figura 3:</i> Semilla de Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>)	9
<i>Figura 4:</i> Estructura de un Ácido graso.	12
<i>Figura 5:</i> Estructura de un ácido graso saturado (Ácido Palmítico)	13
<i>Figura 6:</i> Estructura de un ácido graso monoinsaturado (Ácido Oleico).....	15
<i>Figura 7:</i> Estructura de Compuestos Fenólicos.....	17
<i>Figura 8:</i> Estructura química de los principales de los ácidos grasos monoinsaturados y poliinsaturados (omega 3, 6 y 9).....	33
<i>Figura 9:</i> Series de ácidos grasos poliinsaturados y rutas metabólicas de eicosanoides.....	35
<i>Figura 10:</i> Oxidación de Lípidos limitados.....	44
<i>Figura 11:</i> Reacción Clásica en cadena de los radicales libres de la oxidación de lípidos	46
<i>Figura 12:</i> Expansión de la reacción en cadena de la oxidación de lípidos por ramificación de cadena. La propagación extiende la cadena original del primer radical por extracción de hidrógeno (cadena arriba). La ramificación de cadena se produce cuando los productos de hidroperóxido de la cadena original, se descomponen por (a) la reducción, (b) la oxidación, o (c) dismutación bimolecular a múltiples radical y todos inician nuevas cadenas. Las tasas de propagación son más rápidas en las cadenas con LO* como el portador de la cadena.	47
<i>Figura 13:</i> Hidrolisis Concertada del Enlace de Hidrogeno de los Hidroperóxidos	48
<i>Figura 14:</i> Reacción de un radical y un Hidroperóxido.	48
<i>Figura 15:</i> Enlaces de C-H y -CH ₂ -.....	49
<i>Figura 16:</i> Algunas recombinaciones más importantes responsables de los principales productos de la oxidación de lípidos.....	51
<i>Figura 17:</i> Reacciones de escisión de LO*.	52
<i>Figura 18:</i> Efectos de oxígeno y la temperatura en los procesos de terminación en la oxidación de lípidos. Muchos productos oxigenados son favorecidos por los altos contenidos de oxígeno y las bajas temperaturas, las reacciones de alquilo y dimerizaciones son favorecidos por los bajos niveles de oxígeno y temperaturas elevadas.	53
<i>Figura 19:</i> Escisión que se produce con las mezclas complejas de productos en la oxidación de ácido Linolénico y mayores	54

<i>Figura 20:</i> Vías de Escisión para el ácido oleico.	55
<i>Figura 21:</i> Vías de Escisión para el ácido oleico.	56
<i>Figura 22:</i> Escisión que se produce con las mezclas complejas de productos en la oxidación de ácido oleico.	56
<i>Figura 23:</i> Escisión que se produce con las mezclas complejas de productos en la oxidación con enlaces dobles conjugados.	56
<i>Figura 24:</i> Vías de escisión para el ácido linoleico.....	57
<i>Figura 25:</i> Hidrógenos extraíbles de los grupos amino de la cadena lateral.	57
<i>Figura 26:</i> Hidrógenos extraíbles de los grupos tiol.	58
<i>Figura 27:</i> Vías de escisión para el ácido Linoléico.	58
<i>Figura 28:</i> Producto desaturado con un doble enlace adicional.	59
<i>Figura 29:</i> Principio del Método Rancimat.....	65
<i>Figura 30:</i> Diagrama de Flujo para obtener aceite virgen de Sesamum Indicum L., Salvia Hispánica L. y sus mezclas respectivas.	68
<i>Figura 31:</i> Diagrama de Flujo del diseño experimental del aceite de chía y ajonjolí.	76
<i>Figura 32:</i> Variación de la Conductividad Eléctrica frente a OSI a temperaturas de 110, 120 y 130 °C: (a) Ajonjolí (b) Chía (c) ω -6: ω -3/ 4:1 (d) ω -6: ω -3/ 6:1 (e) ω -6: ω -3/ 8:1 (f) ω -6: ω -3/ 10:190	
<i>Figura 33:</i> Gráficos de Regresión Lineal OSI vs Temperatura para las muestras de: (a) ajonjolí (b) Chía (c) ACH-1 (d) ACH-2 (e) ACH-3 (f) ACH-4.	93
<i>Figura 34:</i> Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Aceite Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)	95
<i>Figura 35:</i> Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Aceite Chía (Salvia Hispánica L.)	96
<i>Figura 36:</i> Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-1	97
<i>Figura 37:</i> Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-2	98
<i>Figura 38:</i> Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-3	99
<i>Figura 39:</i> Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-4	100
<i>Figura 40:</i> Gráficos de Regresión Lineal para el Ln (OSI) a F=15 L/h para Aceites de: a) Ajonjolí, b) Chía, c) ACH-1, d) ACH-2, e) ACH-3 y f) ACH-4.	104
<i>Figura 41:</i> Cromatograma de la muestra de Aceite de Ajonjolí - 1° Repetición	140
<i>Figura 42:</i> Cromatograma de la muestra de Aceite de Ajonjolí - 2° Repetición	141
<i>Figura 43:</i> Cromatograma de la muestra de Aceite de Ajonjolí - 3° Repetición	142
<i>Figura 44:</i> Cromatograma de la muestra de Aceite de Chía - 1° Repetición	143

<i>Figura 45:</i> Cromatograma de la muestra de Aceite de Chía - 2° Repetición	144
<i>Figura 46:</i> Cromatograma de la muestra de Aceite de Chía - 3° Repetición	145
<i>Figura 47:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-1 - 1° Repetición	146
<i>Figura 48:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-1 - 2° Repetición	147
<i>Figura 49:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-1 - 3° Repetición	148
<i>Figura 50:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-2 - 1° Repetición	149
<i>Figura 51:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-2 - 2° Repetición	150
<i>Figura 52:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-2 - 3° Repetición	151
<i>Figura 53:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-3 - 1° Repetición	152
<i>Figura 54:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-3 - 2° Repetición	153
<i>Figura 55:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-3 - 3° Repetición	154
<i>Figura 56:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-4 - 1° Repetición	155
<i>Figura 57:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-4 - 2° Repetición	156
<i>Figura 58:</i> Cromatograma de la muestra de ACH-4 - 3° Repetición	157
<i>Figura 59:</i> Variación de la conductividad eléctrica en el aceite de Chía a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C) a flujo de aire cte. 15 L/h.....	159
<i>Figura 60:</i> Variación de la conductividad eléctrica en el aceite de Ajonjolí a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C) a flujo de aire cte. 15 L/h.....	159
<i>Figura 61:</i> Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-1 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h	159
<i>Figura 62:</i> Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-2 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h	159
<i>Figura 63:</i> Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-3 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h	159
<i>Figura 64:</i> Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-4 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h	159

Tabla 1: <i>Clasificación botánica de la semilla de Sesamum Indicum L.</i>	6
Tabla 2: <i>Producción Mundial del Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)</i>	7
Tabla 3: <i>Composición Química de la Semilla de Sesamum Indicum L. en 100 g.</i>	8
Tabla 4: <i>Jerarquía Taxonómica de la Chía (Salvia Hispánica L.)</i>	10
Tabla 5: <i>Composición Química de la semilla de Salvia Hispánica L. en 100 g.</i>	11
Tabla 6: <i>Tipos de Ácidos Grasos Saturados</i>	14
Tabla 7: <i>Tipos de ácidos grasos mono insaturados</i>	15
Tabla 8: <i>Composición de Ácidos grasos en el aceite de ajonjolí (Sesamum Indicum L.)</i>	19
Tabla 9: <i>Composición de Ácidos grasos en el aceite de Chía</i>	21
Tabla 10: <i>Algunos efectos en la salud humana de la dieta con ácidos grasos omega-3</i>	28
Tabla 11: <i>Ácidos grasos esenciales omega 6 y omega 3: Ingestas recomendadas y usuales</i>	31
Tabla 12: <i>Gamas de composición de ácidos grasos de aceites comerciales determinados mediante Cromatógrafo de Gases (Expresada en porcentaje de ácidos grasos)</i>	37
Tabla 13: <i>Preparación de mezclas de aceites Ajonjolí - Chía</i>	70
Tabla 14: <i>Características de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)</i>	79
Tabla 15: <i>Análisis Físicoquímicos del Aceite de Chía (Salvia Hispánica) y Aceite de Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)</i>	80
Tabla 16: <i>Composición de ácidos grasos del Aceite Sesamum Indicum L.</i>	82
Tabla 17: <i>Composición de ácidos grasos del Aceite de Salvia Hispánica L.</i>	83
Tabla 18: <i>Composición de ácidos grasos de las mezclas de aceites Ajonjolí – Chía con respecto a la relación ω-6/ω-3</i>	85
Tabla 19: <i>Análisis físicoquímicos de las mezclas de aceites Chía y Ajonjolí</i>	87

Tabla 20: <i>Estabilidad Oxidativa del Aceite de Ajonjolí, Chía y sus mezclas</i>	88
Tabla 21: <i>Valores de regresión lineal A y B, sometidos al test Rancimat</i>	91
Tabla 22: <i>Valores de extrapolación de OSI a 25 °C</i>	92
Tabla 23: <i>Análisis de Varianza (ANOVA) del Índice de Estabilidad Oxidativas con respecto a las muestras de aceites y temperatura</i>	101
Tabla 24: <i>Determinación de la Energía de Activación (Ea) a F= 15 L/h</i>	102
Tabla 25: <i>Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-1</i>	130
Tabla 26: <i>Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-2</i>	130
Tabla 27: <i>Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-3</i>	130
Tabla 28: <i>Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-4</i>	131
Tabla 29: <i>Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-1</i>	131
Tabla 30: <i>Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-2</i>	131
Tabla 31: <i>Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-3</i>	132
Tabla 32: <i>Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-4</i>	132
Tabla 33: <i>Valores de Índice de Refracción obtenidos para las muestras de aceites</i>	132
Tabla 34: <i>Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-1</i>	133
Tabla 35: <i>Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-2</i>	133
Tabla 36: <i>Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-3</i>	133
Tabla 37: <i>Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-4</i>	134
Tabla 38: <i>Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-1</i>	134
Tabla 39: <i>Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-2</i>	134
Tabla 40: <i>Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-3</i>	135
Tabla 41: <i>Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-4</i>	135

Tabla 42: <i>Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-1</i>	136
Tabla 43: <i>Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-2</i>	136
Tabla 44: <i>Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-3</i>	136
Tabla 45: <i>Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-4</i>	137
Tabla 46: <i>Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-1</i>	137
Tabla 47: <i>Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-2</i>	138
Tabla 48: <i>Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-3</i>	138
Tabla 49: <i>Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-4</i>	139
Tabla 50: <i>Índice de Estabilidad Oxidativa de las muestra de aceites (Ajonjolí, Chía y mezcla)</i>	158

Resumen

El aceite de Chía contiene una gran cantidad de ácido graso ω -3 y el aceite de Ajonjolí una gran cantidad de ácido graso ω -6, pero en proporciones no recomendadas para el consumo humano. La FAO recomienda una proporción de ω -6/ ω -3 de 5 a 10, por tal motivo se mezcló dichos aceites para obtener proporciones adecuadas para el consumo; el objetivo de esta investigación fue determinar el índice de estabilidad oxidativa (OSI) de la mezcla de aceites Chía (*Salvia Hispánica L.*) y Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*), para ello se ha realizado la caracterización por cromatografía de gases (GC) de los aceites por separado para realizar la correcta mezcla de aceites según la cantidad de ácidos grasos, obteniendo proporciones ω -6/ ω -3 de 3,97, 6,02, 8,03 y 10,01, posteriormente se realizaron los análisis fisicoquímicos tales como: Humedad, Ceniza, Densidad, Índice de refracción, Acidez, Índice de peróxidos, Índice de yodo, Índice de Anisidina; de las muestras por separado y de sus mezclas. Asimismo, se determinó el OSI mediante la prueba acelerada de Rancimat, la temperatura del bloque calefactor fue de 110°, 120° y 130°C, obteniendo los valores de OSI para el aceite de Ajonjolí: 10,45, 4,74, 2,33 h, para el aceite de Chía: 1,18, 0,41, 0,19 h, y para las muestras ACH-1: 6,24, 3,07, 1,62 h; ACH-2: 7,22, 3,52, 1,82 h; ACH-3: 7,65, 3,75, 1,90 h; ACH-4: 8,08, 4,00, 2,01, respectivamente; a partir de los OSI estimamos la vida útil mediante el método de extrapolación a 25 °C, siendo estas: 252, 112, 80, 105, 118, 123 días para el aceite de Ajonjolí, Chía y muestras ACH-1, ACH-2, ACH-3 y ACH-4, respectivamente, siendo los OSI de las mezclas significativamente mayores a los del Aceite de Chía y menores a los del Aceite de Ajonjolí. Teniendo en cuenta los OSI y la vida útil estimada la muestra ACH-3 se recomienda por presentar mayor estabilidad oxidativa y encontrarse dentro de lo recomendado nutricionalmente por la FAO.

Abstract

The Chia oil contains a large amount of fatty acid ω -3 and sesame oil a large amount of fatty acid ω -6, but in proportions not recommended for human consumption. FAO recommends a ratio of ω -6/ ω -3 of 5 to 10, for that reason, he mixed these oils to obtain proper proportions for consumption; the objective of this research was to determine the oxidative stability index (SBI) of the mixture of oils Chia (*Salvia Hispanica L.*) and Sesame (*Sesamum indicum L.*), for which the characterization by Gas Chromatography (GC) of the oils separately to perform the correct mix of oils according to the amount of fatty acids, obtaining proportions ω -6/ ω -3 of 3,97, 6,02, 8,03 and 10,01, subsequently physico-chemical analyzes were carried out such as: moisture, ash, density, refractive index, acidity, peroxide value, iodine index, index of Anisidine; of the samples separately And their mixtures. In addition, OSI was determined through the Rancimat accelerated test, the temperature of the block heater was of 110°, 120° and 130° C, obtaining the values of OSI for Sesame oil: 4.74, 2.33, 10.45 h, for the Chia oil: 1.18, 0.41, 0.19 h), and for the samples ACH-1: 6.24, 3.07, 1.62 h; ACH-2: 7.22, 3.52, 1.82 h; ACH-3: 7.65, 3.75, 1.90 h; ACH-4: 8.08, 4.00, 2.01, respectively, on the basis of the OSI we estimate the life through the extrapolation method to 25 °C, these being: 80, 112, 252, 105, 118.123 days for the sesame oil, Chia and samples ACH-1, ACH-2, ACH-3 and ACH-4, respectively, and the OSI mixtures significantly greater than in the Chia Oil and lower to the sesame oil. Taking into account the SBI and the estimated useful life of the sample ACH-3 is recommended for presenting higher oxidative stability and be within recommended nutritionally by FAO.

I. Introducción

El consumo de aceites para sazonar los alimentos es una práctica milenaria, siendo estos productos importantes en la preparación de una buena receta culinaria y de muy diversa aplicación en la actualidad. Para la industria alimentaria es importante conocer la calidad de los aceites comestibles, así como su estabilidad oxidativa. El deterioro oxidativo de los aceites, además de modificar sus propiedades funcionales, puede originar la formación de compuestos volátiles, los cuales imparten olores y sabores indeseables, lo que limita su vida útil. (Ortega et al., 2001).

Los ácidos grasos omega 6 y omega 3 juegan papeles fundamentales en la estructura de la membrana y como precursores de los eicosanoides asimismo compiten por las mismas enzimas, pero tienen roles biológicos diferentes debido a esto el equilibrio entre ellos en la alimentación es considerablemente importante. Asimismo, recomiendan que por cada unidad de ácidos grasos omega 3 se consuman de 5 a 10 unidades de ácidos omega 6. Por ello, es posible desarrollar aceites nutricionalmente más adecuados con relaciones omega-6: omega-3 más cercana a las recomendadas, a partir de mezcla de aceites de diferente composición de ácidos grasos, por ejemplo, aceite de Chía y Ajonjolí. (FAO & OMS, 1997)

El aceite de chía exhibe una elevada susceptibilidad a la oxidación debido a su alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados, especialmente ácido α -Linolénico (65%). La presencia de este tipo de ácidos grasos, si bien otorga importantes características desde el punto de vista nutricional, determina en gran medida la estabilidad oxidativa del aceite. (Ayerza, 1995).

Las semillas de Ajonjolí *Sesamum Indicum* L. poseen un contenido promedio de 50% de aceite; el aceite contiene aproximadamente 39% ácido linoleico y 1% de ácido Linolénico. Este aceite es usado ampliamente en la cocina y tiene una vida de anaquel bastante larga porque contiene un antioxidante natural llamado sésamo. (Suja et al., 2005)

Los objetivos de la presente Investigación fueron:

- Obtener el aceite de la semilla de Chía y Ajonjolí por prensado en frío.
- Determinar las propiedades fisicoquímicas del aceite de semilla de Chía y Ajonjolí y sus mezclas.
- Determinar la mezcla más adecuada del aceite chía-ajonjolí que considere la relación adecuada de ácidos grasos ω -6/ ω -3 y estabilidad oxidativa.
- Determinar la composición de ácidos grasos del aceite de chía, aceite de ajonjolí y sus mezclas.
- Determinar la Estabilidad Oxidativa de la Mezcla de Aceites de Chía (*Salvia Hispánica L.*) y Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*).
- Estimar la vida útil de la mezclas de aceites Chía - Ajonjolí.

II. Revisión Bibliográfica

2.1. Ajonjolí (*Sesamum Indicum* L.)

El Aceite de Ajonjolí se deriva de una planta llamada *Sesamum Indicum*. Se cree que el ajonjolí es una de las plantas más antiguas que se ha cultivado en el mundo. Hace muchos años en el Medio Oriente cuando la civilización empezó y nació el arte culinario se descubrió el Aceite de Ajonjolí, probablemente el primer aceite vegetal de consumo humano en el mundo. En países orientales muchas familias añaden una cucharada de aceite de ajonjolí en la mañana a los alimentos de sus hijos, pues consideran que este aceite es un irrigador cerebral. La mitad del aceite tiene ácido de linóleo (ácido linoleico), el cual es muy importante para el adecuado funcionamiento del metabolismo humano. El ajonjolí se considera que tuvo su origen en Etiopía (África) y como regiones o países de diversificación secundaria fueron: India, Japón y China. Después del descubrimiento de América, fue llevado a México, luego a países de Centro América con climas cálidos de zonas tropicales. La opción tecnológica alcanzó el nivel óptimo de desarrollo posible. Su adopción es sencilla y aceptable tanto socio-económica como agroecológicamente. Sin embargo, la continuidad de cultivo de ajonjolí en la zona es dependiente de la demanda de la industria de aceites y descortezado, actualmente en proceso de reposicionamiento del producto en el mercado por la disminución en el consumo de aceites. (Zavala y Castillo, 2007)



Figura 1: Semilla de Ajonjolí (*Sesamum Indicum* L.)

2.1.1. Clasificación botánica de la Semilla de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)

El ajonjolí es una planta anual perteneciente a la familia Pedaliaceae, como se puede observar a continuación su clasificación botánica.

Tabla 1
Clasificación botánica de la semilla de Sesamum Indicum L.

Clasificación	Descripción
Reino	Viridiplantae
Clase	Dicotyledonae
Orden	Scrophulariales
Familia	Pedaliaceae
Genero	Sesamum
Especie	S. Indicum L.

Fuente: EFSA, 2010

Su ciclo de vida puede variar entre 80 y 130 días. Su nombre científico es *Sesamum Indicum L.* Existen diferentes variedades que se distinguen por su precocidad, ramificación del tallo, tipo de cápsula y pubescencia. Con 10 horas diarias de luz, florece a los 42 a 45 días, pero muchas variedades se han adaptado a varios periodos de luz. El reducido tamaño de la semilla del ajonjolí crea ciertos problemas para la mecanización de la siembra y para el control del número de plantas que se desea obtener en la población. (EFSA, 2010).



Figura 2: Planta de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)

Fuente: EFSA, 2010

2.1.2. Localización geográfica de las Semillas de *Sesamum Indicum L.*

El ajonjolí, sésamo o alegría es originario de Etiopía, África, de donde se distribuyó al Asia Central, Indostán y China. Escritos antiguos citan que su aceite era el único usado por los babilonios en el año 480 a. de C. El ajonjolí es una planta de clima cálido. Prospera en regiones tropicales y subtropicales. Puede cultivarse entre los 25° de latitud norte y sur, pero también a 40° de latitud norte, por ejemplo, en China, Rusia y Estados Unidos; y a 30 y 35° de latitud sur, como en Australia y Sur América, respectivamente. En la actualidad, el ajonjolí se cultiva en varios países de Asia, África y Europa. La producción mundial se calcula en cerca de dos millones de toneladas métricas (Sánchez, 2004).

Tabla 2
Producción Mundial del Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

REGIÓN	TONELADAS	RENDIMIENTO
Asia	1182000	274 Kg/ha
África	549000	342 Kg/ha
América Central	138000	512 Kg/ha
América del Sur	89000	486 Kg/ha
Europa	4000	407 Kg/ha
América del Norte	1000	706 Kg/ha

Fuente: Sánchez, 2004

2.1.3. Composición Química de la Semilla de *Sesamum Indicum L.*

Las semillas de Ajonjolí contienen muchas proteínas y de muy alta calidad al poseer todos los aminoácidos.

Tabla 3
Composición Química de la Semilla de Sesamum Indicum L. en 100 g

Componentes	Cantidad	Unidades
Energía	614	Kcal
Proteínas	18.2	g
Lípidos totales	58	g
AG saturados	8.3	g
AG monoinsaturados	21.7	g
AG polinsaturados	25.5	g
Fibra	7.9	g
Agua	15	g
Vitaminas y Minerales	Cantidad	Unidad
Calcio	670	mg
Hierro	10.4	mg
Zinc	5.3	mg
Fosforo	720	mg
Vitamina A	1	µg
Vitamina E	2.53	mg

Fuente: Moreiras et al., 2013

2.2. Chía (*Salvia Hispánica L.*)

La chía es una semilla nativa del sur de México y norte de Guatemala. El uso de la semilla y sus subproductos se remonta a la época de los Mayas y los Aztecas, quienes empleaban la semilla como alimento, medicina, ofrenda a los dioses y materia prima para producir un aceite que era empleado como base en pinturas decorativas y ungüentos cosméticos. (Beltrán et al., 2003).

Las semillas de Chía (*Salvia hispánica L.*) se ha consumido en México desde la época prehispánica, esta semilla se ha caracterizado recientemente como fuente excelente del ácido graso omega-3, como también de fibra, exhibe un buen equilibrio de aminoácidos (Vuksan, 2002).

En la actualidad, la semilla de chía se ha convertido en fuente de gran interés gracias a su alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados, en especial el ácido alfa linolénico, la fibra, la proteína y los antioxidantes. El consumo de ácidos grasos poliinsaturados, en especial el α -linolénico (C18:3n-3), de mayor abundancia en la semilla de chía, se ha caracterizado por sus grandes efectos nutricionales, además de dar origen a ciertas prostaglandinas, Leucotrienos y Tromboxano con actividad antiinflamatoria, anticoagulante y antiagregante (Ayerza et al., 2006).



Figura 3: Semilla de Chía (Salvia Hispánica L.)

Fuente: Ayerza et al., 2006

2.2.1. Clasificación botánica de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.)

La chía, *Salvia hispánica L.*, es una especie que pertenece a la familia de aromáticas como la menta, el tomillo, el romero y el orégano. En la siguiente tabla se muestra la información sobre la jerarquía taxonómica de la chía.

Tabla 4
Jerarquía Taxonómica de la Chía (Salvia Hispánica L.)

Jerarquía	Descripción
Reino	Vegetal o Plantae
División	Magnoliophyta o Angiosperma
Clase	Magnoliopsida o Dicotiledónea
Orden	Lamiales
Familia	Lamiaceae
Sub-Familia	Nepetoideae
Tribu	Mentheae
Género	Salvia
Especie	Hispánica

Fuente: Martínez (citado en Ixtaina, 2010)

Su planta tiene una altura entre un 1,0 y 1,5 metros, y sus tallos son ramificados, de sección cuadrangular con pubescencias cortas y blancas. Las hojas opuestas con bordes aserrados miden de 80 a 100 cm de longitud, y 40 a 60 mm de ancho. Sus flores de color azul intenso o blancas se producen en espigas terminales, esta descripción morfológica de las flores. Martínez (citado en Ixtaina, 2010)

Las semillas son ovales, suaves, brillantes y miden entre 1,5 y 2,0 mm de longitud. Según la variedad, su color puede ser blanco o negro, las semillas de chía de color negro son más comunes. Las semillas de color blanco y negro son ligeramente diferentes entre sí. Las semillas blancas son más grandes, gruesas y más amplio que las semillas negras (Ayerza et al., 2005).

2.2.2. Localización geográfica de la Semilla de Chía (Salvia Hispánica L.)

La chía es un cultivo que crece en condiciones tropicales y subtropicales y no es tolerante a las heladas, en cuanto a las condiciones edáficas en las que se desarrolla, puede decirse que favorecen su crecimiento la disponibilidad de una amplia variedad de niveles de nutrientes y humedad, esta

última sobre todo para la germinación. Sin embargo, un bajo contenido de nitrógeno puede ser un factor limitante para obtener buenos rendimientos (Ayerza et al., 2006).

Una vez establecida, la plántula se comporta bien con cantidades limitantes de agua. Por otro lado, los suelos donde mejor se desarrolla la planta son los arenosos-limosos, aunque también puede crecer en suelos arcillosos-limosos de buen drenaje.

El cultivo es sensible a la duración del día (es una especie de días cortos) y su periodo de crecimiento y fructificación dependerá de la latitud donde se implante. Los primeros 45 días son críticos porque la chía crece muy despacio durante el periodo y las melazas, principalmente las latifoliadas pueden competir con ella por luz y nutrientes (Lobo, 2009).

2.2.3. Composición Química de la Semilla de Salvia Hispánica L.

Debido a la composición que presenta la semilla de chía, ha sido posible que tanto la semilla como los subproductos derivados de ella (aceite, harina, aceite micro encapsulado) puedan ser incorporados a diferentes matrices alimentarias como panificación, bebidas, cereales, mezclas secas, entre otras, para dar un valor agregado.

Tabla 5
Composición Química de la semilla de Salvia Hispánica L. en 100 g

Nutriente	Cantidad	Unidad
Energía	486	Kcal
Glúcidos	42,12	g
Proteínas	16,24	g
Grasas	30,74	g
Omega 6	5,8	g
Omega 3	17,8	g
Fibra	34,4	g
Vitamina B	114	mg

Fuente: Moreiras et al., 2013.

2.3.Composición del aceite vegetal

El aceite vegetal es un compuesto orgánico obtenido a partir de semillas u otras partes de las plantas en cuyos tejidos se acumula como fuente de energía. Algunos no son aptos para consumo humano, como el de ricino o algodón; hay otros que si son para el consumo humano como por ejemplo el aceite de oliva, chía, ajonjolí, etc.

A continuación, se muestra la composición del aceite vegetal.

2.3.1. Ácidos grasos

Un ácido graso es una biomolécula de naturaleza lipídica formada por una larga cadena hidrocarbonada lineal, de diferente longitud o número de átomos, en cuyo extremo hay in grupo carboxílico (son ácidos orgánicos de cadena larga).

Cada átomo de carbono se une al siguiente y al precedente por medio de un enlace covalente sencillo o doble. Al átomo de su extremo le quedan libres tres enlaces que son ocupados por átomos de hidrógeno (H_3C-). Los demás átomos tienen libres los dos enlaces, que son ocupados igualmente por átomos de hidrógeno (... $-CH_2-CH_2-CH_2-$...). En el otro extremo de la molécula se encuentra el grupo carboxilo ($-COOH$) que es el que se combina con uno de los grupos hidroxilos ($-OH$) de la glicerina o propanotriol, reaccionando con él. El grupo carboxilo tiene carácter ácido y el grupo hidroxilo tiene carácter básico(o alcalino). (Devlin, 2004).

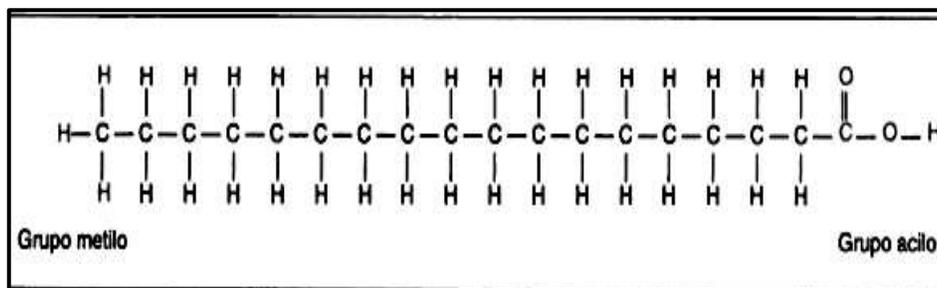


Figura 4: Estructura de un Ácido graso.

Fuente: Navas, 2010

2.3.1.1. Ácidos grasos saturados (AGS)

Un ácido graso saturado es una cadena lineal de átomos de carbonos unidos por enlaces sencillos (sin enlaces dobles). Los enlaces de la cadena entre los carbonos restantes están ocupados por hidrógenos (véase en la figura 5).

Los ácidos grasos saturados se clasifican de acuerdo con la longitud de la cadena: corta –menor de 6 carbonos-, media –entre 6 a 10 carbonos- y larga – igual a 12 carbonos o mayor. En general, las grasas de los alimentos con mayor proporción de ácidos grasos saturados de cadena larga permanecen solidas a temperatura ambiente. Una propiedad importante de los ácidos grasos saturados es que son más resistentes a la oxidación, al calor y a la luz. Los ácidos grasos saturados no solo son fuente de energía, sino que también hacen parte de la estructura de la membrana plasmática y el organismo los puede sintetizar o recibir de la dieta. (Velásquez, 2006).

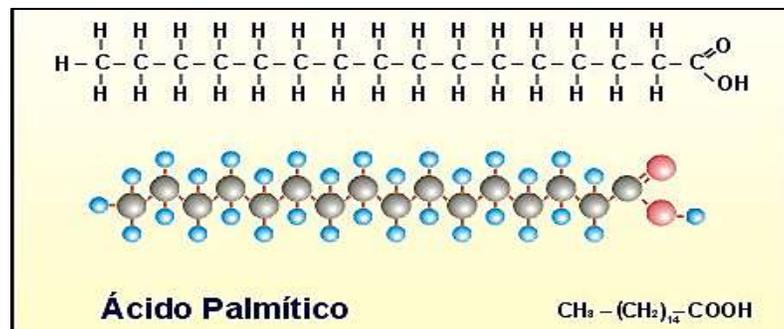


Figura 5: Estructura de un ácido graso saturado (Ácido Palmítico)

Fuente: Mataix, 2004

Tabla 6
Tipos de Ácidos Grasos Saturados

Numero de Carbonos	Nombre Común	Nombre Sistemático	Formula
4	Butírico	Butanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_2\text{COOH}$
6	Caproico	Hexanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_4\text{COOH}$
8	Caprílico	Octanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_6\text{COOH}$
10	Capríco	Decanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_8\text{COOH}$
12	Laurico	Dodecanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{10}\text{COOH}$
14	Mirístico	Tetradecanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{12}\text{COOH}$
16	Palmitico	Hexadecanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{14}\text{COOH}$
18	Estearico	Octadecanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{16}\text{COOH}$
20	Araquídico	Eicosanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{18}\text{COOH}$
22	Behénico	Docosanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{20}\text{COOH}$
24	Lignocérico	Tetracosanoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_{22}\text{COOH}$

Fuente: Mataix, 2004

2.3.1.2. Ácidos monoinsaturados

Los ácidos grasos monoinsaturados son un tipo de grasa que se caracteriza por la presencia de un doble enlace entre sus cadenas de carbono.

El ácido oleico u omega 9 es el más conocido de los ácidos grasos monoinsaturados, debido a su abundancia en la dieta (se encuentra en muchos alimentos, tanto de origen animal, como vegetal) y a los beneficios de la omega 9 para la salud.

Los ácidos grasos monoinsaturados se clasifican dentro del grupo de las grasas insaturadas. Dentro de este grupo también se encuentran las grasas poliinsaturadas.

A diferencia de las grasas poliinsaturadas, los ácidos grasos monoinsaturados no son ácidos grasos esenciales, es decir, que el organismo humano es capaz de sintetizar grasas monoinsaturadas a partir de otros sustratos como hidratos de carbono, otras grasas, etc. (Pamplona, 2011)

A continuación, te indicamos cuáles son las principales propiedades de las grasas monoinsaturadas:

- Ayudan a prevenir el riesgo de padecer enfermedades cardiovasculares.
- Ayudan a rebajar los niveles de colesterol alto, especialmente en colesterol LDL.
- Recomendadas en el tratamiento nutricional de pacientes con cáncer de mama. (FAO, 1997)

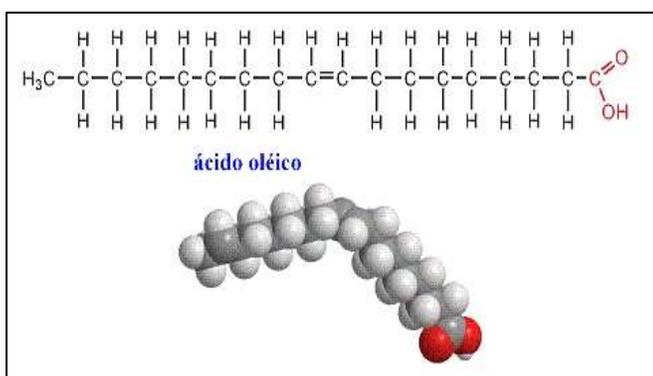


Figura 6: Estructura de un ácido graso monoinsaturado (Ácido Oleico)

Fuente: Pamplona, 2011.

Tabla 7
Tipos de ácidos grasos mono insaturados

Numero de Carbonos	Nombre Común	Nombre Sistemático	Formula
16	Palmitoleico	9cis-Hexadecaenoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_5\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
18	Oleico	9cis-Octadecaenoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
18	Elaidico	9trans-Octadecaenoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_7\text{COOH}$
20	Gadoleico	9cis-Eicosaenoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_9\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_9\text{COOH}$
20	Gondoico	11cis-Eicosaenoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_9\text{COOH}$
22	Erucico	13cis-Docosaenoico	$\text{CH}_3(\text{CH}_2)_7\text{CH}=\text{CH}(\text{CH}_2)_{11}\text{COOH}$

Fuente: Mataix, 2004

2.3.1.3. Ácidos poliinsaturados

Los ácidos grasos poliinsaturados son un tipo de grasa que se caracteriza por la presencia de dos o más dobles enlaces entre las cadenas de carbono que constituyen el ácido graso.

Algunos ácidos grasos poliinsaturados son esenciales, es decir, que el organismo humano es incapaz de sintetizarlos y se han de aportar a través de la alimentación.

Los ácidos grasos esenciales son las grasas poliinsaturadas omega 3 (ácido Linolénico) y omega 6 (ácido linoleico). (Pamplona, 2011)

De la familia de la omega 6, encontramos el ácido linoleico y el ácido araquidónico, de la familia de los omega 3, encontramos el ácido Linolénico, el ácido eicosapentanoico (EPA) y el docosahexanoico (DHA). Se designan, respectivamente, con la siguiente nomenclatura:

- C18:2, ácido linoleico
- C18:3, ácido Linolénico
- C20:4, ácido araquidónico
- C20:5, ácido eicosapentanoico (EPA)
- C22:6, ácido docosahexanoico (DHA)

2.3.2. Compuestos fenólicos

Los fenoles o compuestos fenólicos son compuestos orgánicos en cuyas estructuras moleculares contienen al menos un grupo fenol, un anillo aromático unido a al menos un grupo funcional.

Existen muchas familias de polifenoles presentes en los aceites vírgenes, dentro de los más citados se encuentran los ácidos fenólicos como el ácido cafeico, el ácido clorogénico, el ácido ferulico, el ácido cumarico y ácido gálico. (Slavin *et al.*, 2009).

El daño por el estrés oxidativo es el desequilibrio entre los compuestos oxidantes y antioxidantes en el organismo. Los compuestos oxidantes, llamados “radicales libres” se compensan con los antioxidantes, y por eso tienen un papel fundamental aquellos que nos proporciona la dieta. Su estructura química les confiere extraordinarias características antioxidantes, atrapando a los radicales libres. Estos radicales libres son sustancias que tienen un

electrón no apareado que busca el equilibrio atrapando el electrón que le falta de otras sustancias y así oxidándolas.

Si hay más compuestos oxidantes que antioxidantes (estrés oxidativo), estos contribuyen al desarrollo de enfermedades como el cáncer, la arteriosclerosis, envejecimiento y proceso neurodegenerativos como la enfermedad del alzheimer. (Valente *et al.*, 2009).

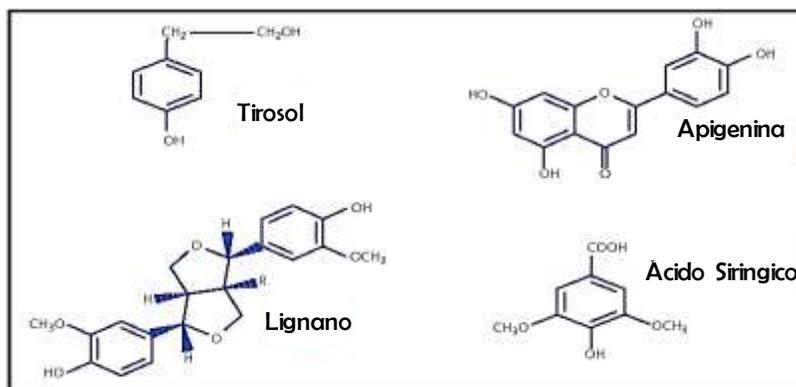


Figura 7: Estructura de Compuestos Fenólicos.

Fuente: Valente *et al.*, 2009

2.3.3. Tocoferoles

El tocoferol es el compuesto natural que revela mayor actividad de vitamina E. Esta sustancia tiene tres centros quirales en los cuales los grupos metílicos se presentan con la configuración R. En consecuencia y de acuerdo con la IUAC, el nombre correcto es 2R, 4R, 8R- α -tocoferol o en forma resumida RRR- α -tocoferol. El tocoferol es el nombre de varios compuestos orgánicos conformados por varios fenoles metilados, que forman una clase de compuestos químicos llamados tocoferoles de los cuales varios actúan como Vitamina E. Debido a su actividad de vitamina, el primer tocoferol fue identificado por primera vez en 1936.

El α -tocoferol es la principal fuente de tocoferol en suplementos y la dieta europea, mientras γ -tocoferol es la forma más común en la dieta estadounidense.

Los tocotrienoles, que son compuestos relacionados, también tienen actividad de vitamina E. Todos estos diversos derivados con actividad de vitamina podrán denominarse correctamente como "vitamina E." Los Tocoferoles y tocotrienoles son antioxidantes liposolubles pero también parecen tener muchas otras funciones en el cuerpo. (Biesalski, 2007)

Los tocoferoles y tocotrienoles, actúan coordinados con otras moléculas y enzimas para la defensa de las células (especialmente glóbulos rojos, células musculares y células nerviosas) frente a los efectos nocivos producidos por los radicales libres, considerados hoy día importantes antioxidantes con potenciales beneficiosos a la salud. (Sagayo et al., 2007).

2.4. Aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)

Las semillas de *Sesamum Indicum L.* poseen un contenido promedio de 50% de aceite y 25% de proteína; el aceite contiene aproximadamente 47% ácido oleico y 39% ácido linoleico. El aceite de sésamo es utilizado en la cocina, manufactura de confites y otras industrias alimentarias. Este aceite tiene una vida de anaquel bastante larga porque contiene un antioxidante llamado sésamo (Suja et al., 2005).

2.4.1. Características y composición del Aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)

El Aceite Virgen de Ajonjolí al ser prensado en frío tiene un color amarillo pálido, contiene una acidez libre baja, entre 0,2% a 0,65% oleico, dependiendo de la calidad de la semilla. Contiene una sustancia fenólica, el Sesamol que es un potente antioxidante natural el que junto a las pequeñas proporciones de Tocoferoles que contiene, hacen que el aceite sea resistente a la Rancidez Oxidativa más que los otros aceites vegetales comestibles. Este aceite no solidifica al enfriarse a 0 °C por lo tanto se lo utiliza como sustituto del aceite de Oliva, siendo de muy buena calidad para uso comestible, para ensaladas, aceite de mesa y para margarina (Sánchez, 2004).

En la siguiente tabla se muestra la composición de los ácidos grasos presentes en el aceite de ajonjolí pudiendo observar el alto contenido del ácido graso esencial omega-6.

Tabla 8
Composición de Ácidos grasos en el aceite de ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

Nombre del ácido graso		Porcentaje (%)
Palmítico	(C _{16:0})	12,83
Estearico	(C _{18:0})	4,90
Oleico	(C _{18:1})	37,83
Linoleico	(C _{18:2})	42,36
Linolénico	(C _{18:3})	2,08

Fuente: Tiwari et al., 2014

2.4.2. Uso comercial del Aceite de Ajonjolí

El aceite de ajonjolí no solo es una excelente opción para usarlo en ensaladas, platillos crudos o en la preparación de alimentos; sino también se usa como mascarillas para combatir la resequedad de la piel, lo consumen con un antiinflamatorio natural y como cremas para evitar la caída del cabello; es decir el aceite de ajonjolí se puede usar en la cocina, la industria cosmetológica y hasta en línea de medicina natural.

2.4.3. Beneficios y problemas del consumo de Aceite de Ajonjolí

(Eco-Agricultor, 2013) nos hablan sobre los:

A. Beneficios del consumo del aceite de ajonjolí.

- Fortalecen el sistema nervioso
- Favorecen la regulación del colesterol en sangre
- Ayudan a regular el tránsito intestinal
- Favorecen el buen funcionamiento de la memoria
- Pueden beneficiar en casos de hipertensión arterial

- Protegen nuestra flora bacteriana
- Inhiben el desarrollo de células cancerígenas
- Retrasan el envejecimiento celular
- Favorece el buen funcionamiento de los músculos y del impulso nervioso
- Protegen nuestro sistema cardiovascular
- Reducen las hemorroides
- Nos ayudan a prevenir la osteoporosis

B. Problemas que podría traer el consumo de aceite de ajonjolí

- Solo para las personas alérgicas al sésamo, les puede causar diarreas o alergias alimentarias.

2.5. Aceite de Chía (Salvia Hispánica L.)

El aceite de la semilla de chía es una interesante fuente de ácidos grasos poliinsaturados, particularmente el ácido α -Linolénico (56,9% a 64,8%) que pertenece a la familia omega-3 (Ayerza y Coates, 2011); estos ácidos grasos son esenciales y ofrecen importantes beneficios para la salud y nutrición, como la protección contra enfermedades cardiovasculares, prevención de artritis, cáncer, enfermedades coronarias, diabetes, entre otros. (Gogus y Smith, 2010)

2.5.1. Características y composición del Aceite de Chía (Salvia Hispánica L.)

La composición de ácidos grasos del aceite de Chía está constituido principalmente de 7,1% de ácidos monoinsaturados y un 82% por ácidos grasos poliinsaturados; así mismo por un 10,9% de ácidos grasos saturados y en ácido α -Linolénico 63,26%. (Villanueva et al., 2017)

A continuación, se muestra la siguiente tabla donde podremos observar la composición de ácidos grasos presentes en el aceite de Chía.

Tabla 9
Composición de Ácidos grasos en el aceite de Chía

Ácido graso	Contenido en (%)
Palmítico	7,33 ± 0,17
Esteárico	3,57 ± 0,17
Oleico	7,10 ± 0,56
Linoleico	18,74 ± 0,20
Linolénico	63,26 ± 0,68

Fuente: Villanueva et al., 2017

2.5.2. Uso comercial del Aceite de Chía

El aceite de Chía es muy delicado por ello no soporta ningún tipo de cocción. Su sabor es demasiado suave para usarlo solo, por lo que conviene aprovechar todos sus nutrientes mezclándolo con otro aceite en una vinagreta o una mayonesa casera; este aceite no solo se usa en la industria alimentaria, sino también es usado en la línea cosmetológica, debido al alto contenido en tocoferoles y fitoesteroles es un importante aporte en la piel combinando acciones, antiinflamatorias, calmantes, antialérgicas, antioxidantes. Estas acciones van a aportar a la piel flexibilidad y beneficio en el aspecto de las arrugas. El aceite de Chía y las semillas contienen alta cantidad de vitamina B3 y Zinc por lo que son también útiles en personas con piel acnéica e inflamada.

La capacidad hidrofílica de las semillas de Chía va a ayudar a mantener la hidratación de la piel.

2.5.3. Beneficios y problemas del consumo de Aceite de Chía

Según (Sánchez, 2009) el consumo de Aceite de chía ha crecido exponencialmente, es por ello necesario cuales son los beneficios del consumo de este aceite.

A. Los beneficios del consumo del aceite de Chía

- Aporta hierro, calcio, antioxidantes y fibra dietética
- Previene las enfermedades cardiovasculares, cardíacas, la hipertensión, la diabetes, para bajar los niveles de colesterol
- Contribuye al fortalecimiento del sistema inmunológico
- Tiene propiedades antioxidantes que protegen al organismo de virus, inflamaciones, tumores y de los radicales libres.
- Favorece a la absorción del organismo de vitaminas A, D, E y K
- Es una fuente importante de vitaminas del grupo B
- Aporta un alto contenido de calcio, magnesio, potasio, hierro, fósforo y cinc
- Aporta una buena cantidad de fibra soluble, la que baja los niveles de glucosa en sangre y disminuye la absorción del colesterol.

2.6.Método de extracción del aceite de Ajonjolí y Chía

En principio se distinguen 2 sistemas de extracción del aceite de semillas oleaginosas, de acuerdo a las características, composición y el rendimiento de cada semilla, se elige la más conveniente, estos métodos son los siguientes:

- Extracción solido-liquido de aceite
- Extracción por prensado en Frio

En ambos procesos el tratamiento de las semillas para obtener el aceite es el mismo, es decir las semillas deben ser limpiadas y descascarilladas y secadas de ser necesario.

2.6.1. Extracción por solido-liquido de aceite

Esta etapa es efectuada para extraer aproximadamente el resto del aceite que no pudo alcanzarse por medio mecánicos o bien para extraer el aceite crudo a partir de las semillas con bajos niveles, previamente a su adecuado acondicionamiento (Demarco, 2009). Se debe respetar lo establecido por el Código Alimentario Argentino (CAA, 2008), Art. 526, en cuanto a las características del solvente. La torta procedente del prensado o de las semillas perpetradas ingresa al extractor, en el cual mediante el agregado de solvente (generalmente hexano) se extrae aceite, hasta valores residuales de aproximadamente el 1% de aceite en la torta. Se utilizan diferentes diseños de equipos extractores, los cuales pueden operar por inmersión y/o percolación (Gonzales, 2011).

2.6.2. Extracción por prensado en Frio

En los últimos años, se ha intensificado el interés por la obtención de aceites a través de tecnologías de prensado. En el caso de la obtención de aceites vegetales no tradicionales, el prensado, mediante prensa hidráulica o de tornillo, provee un método sencillo para obtener aceites a partir de pequeños lotes de semillas (Zheng et al., 2003).

En la extracción mecánica o por prensado, las semillas molidas o no, pasan a un acondicionador para obtener un producto homogéneo que luego va a la prensa donde a elevadas presiones y en un solo paso se procede a la separación del aceite de la torta proteínica residual, denominada generalmente turto, pellets o torta residual.

En esta extracción es necesaria una fase previa de acondicionamiento en la cual se establecen las condiciones óptimas de humedad inicial de las semillas, de manera de favorecer la ruptura de las células ricas en aceite, facilitando la expulsión para alcanzar los mejores rendimientos. (Navas, 2010)

2.7. Mezcla comestible de Aceites Vegetales

Es el aceite alimenticio constituido por la mezcla de dos o más aceites alimenticios obtenidos de diferentes especies vegetales; sólo se considerará como tal aquél cuyos aceites componentes estén presentes en una proporción superior al 5%, este producto se rotulará: Mezcla de aceites comestibles, indicando el nombre de los aceites componentes y sus respectivos porcentajes, en orden decreciente de sus proporciones (Guiotto, 2014).

Mezclar dos o más aceites con diferentes características es uno de los procedimientos más simples para hacer nuevos productos específicos; combinar diferentes clases de aceites vegetales no solamente puede cambiar el perfil de ácidos grasos, si no también incrementar el nivel de lípidos bioactivos y antioxidantes naturales en las mezclas y dar mejores cualidades de aceites, también como mejorar su valor nutricional (Marmesat et al., 2012; Aladedunye y Przybylski, 2013), la mezcla no solo estabiliza los aceites comestibles, sino que también sirve para mejorar las cualidades nutricionales y funcionales de los aceites combinando los buenos atributos de dos los aceites en uno solo (Abdel-Razek et al., 2011), además la mezcla de aceites es el proceso más económico para la modificación de la grasa (Abdel-Razek et al., 2012), donde demostraron que una relación de Ácidos Grasos Poliinsaturados/Ácidos Grasos Insaturados de 3,1- 3,2 tienen mejores parámetros de calidad, superior estabilidad y economía (Abdel-Razek et al., 2011), también se mezclaron aceites vegetales para llegar a una proporción adecuada de ácidos grasos saturados, monoinsaturados y poliinsaturados (1:2:1) recomendable para personas que sufren de enfermedades degenerativas; una proporción de ácidos grasos (1:1,09:1,12) recomendadas para una población de deficiencia en Vitamina A. (Preeti et al., 2007).

Ramsden et al. (2013) declararon que el aumento de la ingesta de grasas insaturadas y poliinsaturadas puede ayudar a reducir el riesgo enfermedades coronarias; atribuyendo efectos

antiinflamatorios a los ácidos grasos omega-3 y omega-9, incluyendo ácidos α -Linolénico (18:3 α) y oleico (18:1), y un aspecto importante de las propiedades pro-inflamatorias de los ácidos grasos pertenecen a la serie de omega-6 denominado ácido linoleico, aplicado para reconstrucción de heridas, donde una relación adecuada para controlar la fase de inflamación es de 0,62 (ω -9/ ω -3) y una proporción adecuada para regeneración del tejido de 2,8:1:1,24 (ω -9: ω -3: ω -6) (Ract et al., 2015).

Sin embargo en Roiaini et al., (2015) declararon que solo el omega-3 es significativo en prevención de enfermedades cardiovasculares mientras que los omega-6 no lo son, así mismo aceite con alta cantidad de ácidos grasos monoinsaturados y poliinsaturados como el ácido linoleico y el ácido Linolénico son más propensos a la oxidación y eso es donde mezclar aceite empiezan a actuar, hallando que la relación de ácidos grasos ω -3 y ω -6 en la ingesta de los humanos es significativa para mantener la salud cardiovascular, demostrando que una relación ω -6/ ω -3 de 3,16, puede poseer una buena estabilidad al almacenamiento y puede ser adecuadamente para el procesamiento tal como la fritura.

Los aceites vegetales son la mayor fuente de ácidos grasos insaturados (PUFAs) y su utilización como materia prima para la producción de un largo número de productos nutricionales y farmacéuticos de alto valor agregado se produce debido a su bajo costo. (Pereira *et al.*, 2008; Rodriguez *et al.*, 2010, mencionados en Ract *et al.*, 2015)

Los Comités Internacionales de Nutrición y Alimentación convocados por la FAO/OMS han establecido que las grasas en general, no deberían aportar más de un 30% de las calorías totales que consume un adulto. Además, recomiendan que la distribución de consumo de los distintos tipos de ácidos grasos corresponda a un aporte del 10% por parte de los ácidos grasos saturados

(AGS), 10% de los ácidos grasos monoinsaturados (AGMI) y 10% de los ácidos grasos poliinsaturados (AGPI).

“Estos lineamientos representan una relación 1:1:1 entre AGS, AGMI y AGPI. Además, la relación de AGPI omega-6 y de AGPI omega-3 debería estar en el rango de 5:1 a 10:1 como máximo” (FAO/WHO citado en (Jiménez et al., 2013)).

Según datos científicos disponibles y limitaciones conceptuales, actualmente no existe ningún argumento para recomendar una proporción específica de ácidos grasos omega-3 a omega-6 o Ácido Linoleico a Acido α -Linolénico, si la ingesta de ácidos grasos se sitúa entre: Omega-6, ingesta adecuada del 2 - 3% y Omega-3, ingesta adecuada del 0,5 – 2%, que daría como intervalo de relación de ω -6/ ω -3 de <1-6>. (FAO, 2012)

Así, aceites con relaciones ω -6/ ω -3 recomendadas por la FAO/ OMS pueden lograrse mediante la mezcla de aceites vegetales con diferentes composiciones en ácidos grasos tal como el de ajonjolí, el cual presenta una relación ω -6/ ω -3 101: 1 como otro aceite de mayor contenido en ácidos grasos poliinsaturados omega-3, tal como el de chía.

Si bien los aceites disponibles en estado puro no se aproximan a esta recomendación, excepto el aceite de canola, es posible obtener mezclas de aceites con una disminución del nivel de AGS o de AGMI y adecuar el contenido de AGPI ω -6 y ω -3, disminuyendo así la relación entre éstos (Valenzuela y col., 2002).

El aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) es uno de los aceites vegetales más usados en el Perú. El aceite obtenido de las semillas de Sésamo contiene 40,4% de ácido linoleico (ω -6). (Delgado *et al.*, 2015)

El aceite proveniente de la semilla de chía (*Salvia hispánica L.*) es una fuente interesante de ácidos grasos poliinsaturados (AGPI), con el mayor tenor de ácido α -Linolénico (~ 60%) de

cualquier otra fuente vegetal conocida. Este ácido graso (FA) pertenece a la familia ω -3 y es esencial para el crecimiento y el desarrollo normal del organismo humano (Ixtaina y col., 2012).

2.7.1. Los ácidos grasos Omega-6 en la dieta moderna

Las mujeres canadienses en su época de embarazo consumen entre 8 y 11 g de ácido linoleico (AL) al día y entre 1,3 y 1,6 g de AAL por día. Su consumo de ácidos grasos omega-3 de cadena larga es mayor que el consumo de los adultos que radican en EE.UU., debido posiblemente a sus consumos mayores de grasas de pescado y suplementos de aceite de pescado.

El consumo promedio de ácido linoleico entre adultos que radican en EE.UU. con una edad entre 20 y 59 años es de 18 g por día en el caso de los hombres y de cerca de 14 g por día en el caso de las mujeres (112). Por su parte, el consumo promedio de AAL entre los hombres que radican en los EE.UU. con una edad entre 20 y 59 años es de 1,7 g por día y para las mujeres de la misma edad es de 1,3 g por día. Adicionalmente, los consumos promedio de ácidos grasos omega-3 de cadena larga son de 0,11 y 0,15 g por día o entre 110 y 150 mg por día respectivamente para las mujeres y hombres que habitan en EE.UU. Estos hallazgos demuestran la posición dominante del ácido linoleico en las dietas de los canadienses y los estadounidenses. (CCL, 2003)

2.7.2. Relación de los ácidos grasos omega-3 y omega-6 con respecto a la salud

En la Tabla 10 se muestra algunos efectos en la salud humana de la dieta con ácidos grasos omega-3.

Tabla 10

Algunos efectos en la salud humana de la dieta con ácidos grasos omega-3

Algunos efectos en la salud humana de la dieta con ácidos grasos omega-3

Relación con la salud	Estudio realizado	Resultados
Cardiovascular	Estudio de Lyon. Seguimiento de 605 pacientes con enfermedad coronaria, por 46 meses. Consumo de menos colesterol (217mg/día) menos calorías de grasa (30.5%) más ácido oleico (13%) y tres veces más ALA y EPA (0.8%), más fibra (19 g/d)	Reducción del colesterol total (5%), LDL (7%) y triacilglicéridos (14%). HDL aumentó 10%. Se redujo el riesgo de mortalidad y morbilidad cardíaca (73%). El estudio sugiere que se puede reducir la incidencia de enfermedades del corazón con este tratamiento.
Diabetes/ cardiología	Estudio prospectivo a 18 años en 1503 mujeres con diabetes tipo 2. Dieta con pescado fuente de EPA y DHA. Se vigilaron las variables dietéticas (fibra, grasas con ácidos grasos <i>trans</i> , frutas, verduras, etc.).	Los ácidos grasos n-3 pueden reducir las enfermedades cardíacas (incidencia y mortalidad) en diabéticos, al disminuir los triacilglicéridos sanguíneos, agregación plaquetaria y los efectos anti arrítmicos. También se observó baja mortalidad por causas no cardíacas. No hubo efectos adversos en el control glicémico.
Cáncer	Estudio con 231 ratas en 10/grupo. Dieta con 5% ó 2% de aceite de maíz, más 3% de un producto con ácidos grasos n-3. Se midió la tumoración tres veces a la semana con un caliper, a partir del día 14 de iniciar la dieta y hasta los 46 días.	El análisis de regresión lineal mostró que los tumores de los animales alimentados con ácidos grasos n-3 fue significativamente menor que los de aquéllos alimentados sólo con aceite de maíz ($p < 0.05$)

Procesos Inflamatorios	Estudio dietético y clínico. 15 sujetos sanos de 31-43 años. Dieta rica en ácidos grasos omega-3 y bajos en omega-6 durante 4 semanas. Ingesta de 1.8 g/d de EPA + DHA y 9.0 g/d de ALA.	Los ácidos grasos n-3 aumentaron en plasma y los fosfolípidos de células mononucleares. EPA 3 veces. ALA 3- 4 veces. DPA 30% y DHA 1.5 veces. Los ácidos grasos n-6 disminuyeron, LA=8%, ARA=7% y con ello los TX B ₂ , las PG E ₂ y la IL-1β (36%, 26% y 20%) que son mediadores inflamatorios.
Desorden bipolar	30 sujetos durante cuatro meses con 6.2 g de EPA y 3.4 g de DHA/d.	Periodos más largos de remisión, reducción significativa en la escala Hamilton de depresión (HRSD por sus siglas en inglés).
Piel	a) A 13 personas con fotodermatitis se les proporciono suplementos con aceite de pescado. b) Otro estudio con 40 sujetos, con psoriasis se les administró medicamento y suplementos con EPA.	a) Mostraron una sensibilidad significativamente menor a los rayos UV. b) Hubo mejores resultados con respecto a los controles. Se recomienda también la linaza (omega-3) para el acné.
Actividad física intensa	12 corredores entrenados, en un estudio de cuatro semanas. Dos de tratamiento con huevo enriquecido (1/ 6d) con omega-3 (350mg de n-3 c/u), descanso de cuatro semanas y después los mismos sujetos, consumieron durante dos semanas (1/6d) el huevo convencional (60 mg de n-3 c/u).	Los triglicéridos séricos se mantuvieron en el rango recomendado. El LDL y el HDL colesterol no cambiaron de manera significativa, independientemente del consumo diario de huevo. Por ello se recomienda el uso de aquellos enriquecidos con omega-3, porque aumentaron la ingesta de ALA y DHA lo cual es benéfico para la salud.

Fuente: Coronado et al., 2006

2.7.3. Recomendaciones de consumo de Omega 6

En 2002, el Instituto de Medicina (Institute of Medicine - IOM) revisó la evidencia para los requerimientos de grasa alimentaria y recomendó que entre el cinco y el diez por ciento de las calorías totales debían provenir del ácido graso linoleico omega 6 para tener efectos beneficiosos sobre la enfermedad cardiaca coronaria (ECC). Después de los 50 años se requiere un poco menos. (IOM, 2002)

Esto es un reconocimiento del valor crítico que esta grasa tiene para la salud. El siguiente cuadro, "Ácidos grasos omega 6 y omega 3: Ingestas recomendadas y usuales" incluye datos de ingesta recomendada y usual para dos tipos específicos de grasas omega 6 y omega 3.

En el cuerpo, las grasas omegas 6, específicamente el ácido linoleico, se alargan y forman el ácido araquidónico, que se incorpora a las células y a las membranas de las células ofreciendo un soporte estructural. También se lo puede encontrar en órganos vitales como el cerebro, los ojos y los riñones y es parte importante de la señalización celular.

2.7.4. Proporción Omega 6/ Omega 3

A pesar de estas recomendaciones del Instituto de Medicina, el estudio permanente de las cantidades óptimas de grasas poliinsaturadas en la dieta ha llevado a establecer la premisa de que es necesario un equilibrio específico de grasas omega 6 y omega 3 para maximizar los beneficios de estas grasas. (Wijedran y Hayes, 2004)

Algunos científicos creen que las dietas con alto contenido de grasas omega 6 con relación al contenido de grasas omega 3 se pueden asociar con mayor prevalencia de enfermedades crónicas, entre ellas enfermedad cardiaca y ciertos tipos de cáncer. (Simopoulos, 2008)

Esta teoría ha llevado a proponer el uso de una meta para la proporción de ingesta de grasas omega 6 / omega 3 para evaluar el riesgo para la salud y para hacer recomendaciones alimentarias tanto para la dieta de una persona como para alimentos individuales.

Se estima que la proporción de ácidos grasos omega 6 y omega 3 en la dieta actual es de aproximadamente 9.8 a 1, y algunas estimaciones llegan a mencionar una proporción de 20-25 a 1.9.

Unos pocos estudios sugieren que lo deseable es una proporción mucho menor de grasas omega 6 respecto de las omega 3, entre 2 a 1 y 5 a 1, para reducir el riesgo de enfermedad, incluida la enfermedad cardiaca, el cáncer y los trastornos autoinmunes. (Simopoulos, 2008)

Tabla 11

Ácidos grasos esenciales omega 6 y omega 3: Ingestas recomendadas y usuales

	Ingesta adecuada (IA), hombres de 19 a 50 años	Ingesta usual de alimentos, hombres a partir de 19 años a mas	Ingesta adecuada (IA), mujeres de 19 a 50 años	Ingesta usual de alimentos, mujeres a partir de 19 años a mas
Omega 3 (ácido α -Linolénico)	1,6 g/ día	1,7 g/ día	1,1 g/ día	1,3 g/ día
Omega 6 (ácido linoleico)	17 g/ día	16,8 g/ día	12 g/ día	12,7 g/ día

Fuente: FCIIA, 2010V

2.7.5. Omega 6 y la Salud Cardiaca

En el cuerpo, el ácido linoleico de ácidos grasos de 18 carbonos y el ácido alfa Linolénico se alargan a cadenas de 20 carbonos y, así, se forman sustancias parecidas a las hormonas, denominada eicosanoides. Los eicosanoides son necesarios para la función inmune normal, para

la inflamación y para la coagulación de la sangre. Las grasas omegas 3 de cadena larga (EPA y DHA) que se encuentran en el pescado pueden reducir la enfermedad cardiovascular mediante la supresión de los factores inflamatorios.

Las grasas omegas 6 también reducen la enfermedad cardiovascular a través de los cambios que producen en muchos otros sistemas, tales como aquellos que afectan la disponibilidad de oxígeno, el flujo de sangre, la resistencia a la insulina y la presión arterial. (Sacks y Campos, 2006)

2.7.6. Estructura molecular de los Ácidos Grasos Omega-3 y Omega-6

Por la importancia que tienen en la dieta en principio se incluyen a los monoinsaturados. La denominación se hace, indicando el número de carbono y el sitio donde se encuentra el doble enlace. Así, 16:1 corresponde al ácido Palmitoleico y 18:1, es el ácido oleico (omega-9 presente en el aceite de oliva).

De los ácidos grasos poliinsaturados se tiene al ácido linoleico 18:2 $\Delta^{9, 12}$ o ácido octadecadienoico y es un omega-6; al ácido α -Linolénico 18:3 $\Delta^{9, 12, 15}$ que es uno de los dos ácidos octadecatrienoicos y es un omega-3; al ácido γ -Linolénico 18:3 $\Delta^{6, 9, 12}$ que es el otro ácido octadecatrienoico, y es un omega-6 y finalmente al ácido araquidónico 20:4 $\Delta^{5, 8, 11, 14}$ o ácido eicosatetraenoico y es un omega-6.

La identificación de las estructuras de los ácidos grasos omega-3 y omega-6 se denomina de acuerdo con la ubicación de la primera doble ligadura a partir del metilo terminal (CH₃). En los primeros, esta doble ligadura se observa en el carbono 3 (C3-C4) y se pueden identificar también como n-3. En los segundos, la doble ligadura se encuentra en el carbono 6 (C6-C7) y se conocen como n-6. (Coronado *et al.*, 2006)

Existen dos familias de AGPI: la familia n-6 y la familia n-3. La familia de AGPI n-6 deriva del ácido linoleico, con dos dobles enlaces, y se caracteriza por tener su primer doble enlace en carbono número 6 de la cadena, contado desde el metilo del extremo de la misma.

La familia de AGPI n-3 deriva del ácido α -Linolénico (ALA), con tres dobles enlaces, cuyos ácidos grasos tienen su primer doble enlace en carbono número 3 de la cadena (fig. 8). Tanto el linoleico como el α -Linolénico son ácidos grasos esenciales, ya que no pueden ser sintetizados por el organismo y, por tanto, deben ser aportados en la dieta. (Nutrición Hospitalaria, 2005)

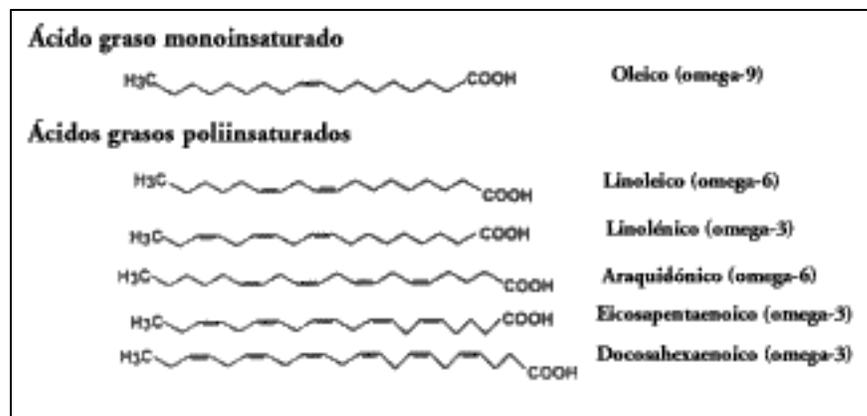


Figura 8: Estructura química de los principales de los ácidos grasos monoinsaturados y poliinsaturados (omega 3, 6 y 9)

Fuente: Coronado et al., 2006

2.7.7. Mecanismos de Regulación de los Ácidos grasos Omega-3 y Omega-6

Aunque los mamíferos pueden introducir fácilmente dobles enlaces en la posición $\Delta 9$, no pueden introducir dobles enlaces adicionales entre la posición $\Delta 10$ y el extremo terminal metilo. Por lo tanto, el LA (Ácido Linoleico) y el ALA (Acido α -Linolénico) no pueden ser sintetizados por los mamíferos.

Sin embargo, las plantas pueden sintetizar ambos al introducir dobles enlaces en las posiciones $\Delta 12$ y $\Delta 15$.

Debido a que son precursores necesarios para la síntesis de LCPUFA (Ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga) y de eicosanoides, el LA y el ALA son ácidos grasos esenciales y deben obtenerse de las plantas que tomamos en la dieta. (FAO, 2012)

Los diferentes números y posiciones de los dobles enlaces de la cadena confieren a los ácidos grasos diferentes propiedades fisiológicas derivadas de su metabolismo, lo que hace que la relación entre los ácidos grasos ω -3 y ω -6 de la dieta sea muy importante. El ácido linoleico se metaboliza a ácido araquidónico y el α -Linoléico da lugar al ácido eicosapentanoico (EPA) y al ácido docosahexanoico (DHA). Todos ellos emplean las mismas rutas metabólicas y compiten por las mismas enzimas elongasas y desaturasas. Además de ser una fuente de energía, las familias de AGPI ω -6 y ω -3 se incorporan a las membranas de las células, donde son precursores de los eicosanoides (prostaglandinas, prostaciclina, tromboxanos y leucotrienos), que intervienen en numerosos procesos fisiológicos tales como la coagulación de la sangre o las respuestas inflamatorias e inmunológica (fig.9). En general, los eicosanoides sintetizados a partir de la familia de AGPI ω -3 son menos activos (por ejemplo, tienen menor actividad antiinflamatoria) que los eicosanoides derivados de la familia ω -6. Al aumentar el consumo de AGPI ω -3 en la dieta, también puede incrementarse la producción de eicosanoides de estas formas menos activas. El consumo de ácidos grasos ω -6 y ω -3 determina los tipos y cantidades de eicosanoides en el organismo, lo cual influye potencialmente en todos los procesos en los que intervienen. (Nutrición Hospitalaria, 2005)

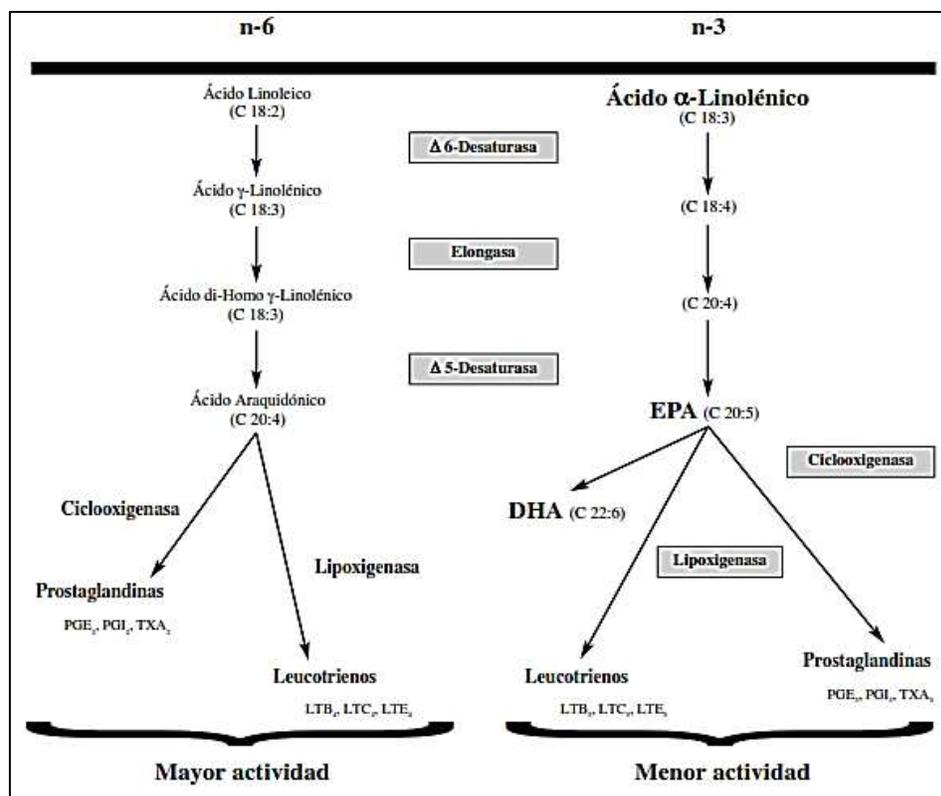


Figura 9: Series de ácidos grasos poliinsaturados y rutas metabólicas de eicosanoides.

Fuente: Nutrición Hospitalaria, 2005

2.7.8. Ingesta de ácidos grasos omega-3 y recomendaciones dietéticas

Las estimaciones realizadas sobre la ingesta de ácidos grasos n-3 se basan principalmente en los datos sobre consumo de alimentos y los análisis químicos de las dietas. El consumo aproximado de ácido α -Linolénico en los países europeos oscila entre 0,6 y 2,5 g/día (Sanders, 2000). Sin embargo, hay pocos datos disponibles de la ingesta de DHA y EPA en Europa como consecuencia de la escasez de datos fiables de consumo de alimentos. Un cálculo aproximado del consumo de ácidos grasos n-3 en Europa propuesto por Sanders (Sanders, 2000) es de 0,1 a 0,5 g/día. Estas cifras son elevadas en comparación con la ingesta de DHA y EPA estimada en Estados Unidos (0,1-0,2 g/día), pero reducidas con respecto a los datos de ingesta estimados en Japón (hasta 2 g/día) (Etherton et al., 2000).

Una de sus principales funciones es la de disminuir la cantidad de colesterol malo en la sangre. Se encuentra en ácidos grasos como el Omega 3 y Omega 6, los cuales a su vez pueden obtenerse de alimentos como el pescado. También están disponibles en su forma de grasa vegetal en alimentos como las nueces y otros frutos secos, además de la linaza; sin embargo, estas no suelen ser tan efectivas como las grasas animales para remover el LDL. (EUFIC, 2006)

2.7.9. Proporción Omega-6: Omega-3 en Aceites Comerciales

En la Tabla 12 se muestra la composición de ácidos grasos de aceites comerciales, así mismo la relación de omega-6 y omega-3 que poseen de manera pura, es decir sin mezclar, no cumplen con la relación de omegas establecido por la FAO, es por ello la necesidad de mezclar aceites vegetales para llegar al cumplimiento establecido.

Tabla 12

Gamas de composición de ácidos grasos de aceites comerciales determinados mediante Cromatógrafo de Gases (Expresada en porcentaje de ácidos grasos)

Aceite Comercial	ACIDOS GRASOS						Referencia Bibliográfica
	Palmítico C _{16:0}	Estearico C _{18:0}	Oleico C _{18:1} Omega-9	Linoleico C _{18:2} Omega-6	Linolénico C _{18:3} Omega-3	Relación ω-6/ ω-3	
Sésamo	12,83	4,90	37,83	42,36	2,08	20,37	Tiwari et al., 2014
Chía	7,33±0,17	3,57±0,17	7,10±0,56	18,74±0,20	63,26±0,68	0,29	Villanueva et al., 2017
Linaza	6,3±0,1	5,4±0,0	22,5±0,0	14,8±0,0	51,0±0,0	0,29	Ract et al., 2015
Soya	16,66±0,21	7,08±0,12	22,68±0,34	53,02±0,5	0,05±0,01	1060,4	Yang Li et al., 2014
Girasol	6,65	2,31	36,62	54,43	Nd	Nd	Guiotto et al., 2014
Sacha Inchi	2,76±0,07	2,00±0,03	6,81±0,1	33,18±0,26	55,24±0,09	0,6	Rodriguez et al., 2015
Canola	4,7±0,0	2,4±0,0	64,9±0,0	20,3±0,0	7,7±0,0	2,64	Roiaini et al., 2015

Nd: No detectado, Valores promedios (n=3), SD: desviación estándar

2.8. Cinética de deterioro de los aceites de semillas oleaginosas

Los aceites son susceptibles a diferentes reacciones de deterioro que reducen el valor nutritivo del alimento, y, además, producen compuestos volátiles que imparten olor y sabor desagradable, esto generalmente se debe a que el enlace éster de los acilglicéridos es susceptible a la hidrólisis química o enzimática (rancidez hidrolítica), y a que los ácidos grasos insaturados son sensibles a reacciones de oxidación (rancidez oxidativa). (Salazar et al., 2007)

Generalmente el estudio de la estabilidad de un aceite comestible, o resistencia al deterioro debido a cualquiera de los tipos de rancidez, se realiza en función de variables o índices que permitan determinar si ha ocurrido reacciones con los grupos funcionales de las grasas o aceites que pudieran provocar degradación de los mismos o de sus componentes. Entre ellos destacan el índice de acidez (IA), que es una medida de los ácidos libres presentes en grasas y aceites, y el índice de peróxido (IPO), que es una medida del oxígeno unido a las insaturaciones presentes en los ácidos grasos en forma de peróxidos. (Ramos et al., 2001)

Luego, se evalúa la velocidad o rapidez de dichas reacciones de deterioro, expresados como cambios de concentración por unidad de tiempo.

El orden de la reacción en un alimento se puede calcular en función de la concentración de los reactantes o de los productos. La mayor parte de los datos de vida útil para el cambio de una característica de calidad, basado en una reacción química o crecimiento bacteriano, sigue un modelo de orden cero ($n = 0$) o de primer orden ($n = 1$) y hasta fraccionados. (Salazar et al., 2007)

Al conocer el orden de la reacción, se puede extrapolar basándose en pocas medidas, mediante representaciones gráficas correctas, a los valores máximos permitidos de los índices ensayados al término fijado de su vida útil. Uno de los factores que afectan la rapidez de deterioro de las grasas

y aceites es la temperatura, observándose que un incremento de la misma aumenta la velocidad de estas reacciones de deterioro. (Salazar et al., 2007)

2.8.1. Radicales libres

Se consideran radicales libres (RL) a aquellas moléculas que en su estructura atómica presentan un electrón desapareado o impar en el orbital externo. Esta configuración espacial les hace muy inestable, extraordinariamente reactivos y de vida efímera, con una enorme capacidad para combinarse con la mayoría de las biomoléculas celulares (carbohidratos, lípidos, proteínas, ácidos nucleicos y derivados de cada uno de ellos) provocando un gran daño en ellas y en las membranas celulares. (Criado et al., 2009)

El metabolismo normal de cada célula es una fuente importante de RL (cuando se metaboliza el alimento para producir energía), pero además también se producen por influencias externas cuando nuestro organismo recibe el impacto de diversos contaminantes tales como los gases provenientes de los escapes de los automóviles, la contaminación ambiental y el humo del cigarrillo, algunos productos de limpieza, pesticidas, algunos fármacos, el ejercicio físico excesivo o los rayos ultravioleta de sol. (Criado et al., 2009)

Los RL cumplen numerosas funciones útiles en el organismo (de hecho, nuestro propio cuerpo los fabrica en cantidades moderadas para luchar, por ejemplo, contra las infecciones), pero en cantidades excesivas tienen el potencial de dañar nuestras células y el material genético allí contenido. La mayor parte del oxígeno utilizado por el organismo humano durante la respiración celular es reducida a agua por acción del complejo citocromo-oxidasa de la cadena respiratoria mitocondrial. (Criado et al., 2009).

2.8.1.1.Fuente de los radicales libre

La mitocondria constituye la fuente principal de RL. Otras fuentes son los peroxisomas, y también los leucocitos polimorfos nucleares que constituyen una fuente importante, cuando en los procesos inflamatorios se activan por diversas proteínas que actúan específicamente sobre ellos. Los leucocitos poseen en sus membranas la enzima NADPH oxidasa generadora de O_2 que en presencia de hierro se transforma en el altamente toxico OH^- . (Criado et al., 2009)

2.8.1.2.Toxicidad de los radicales libres

Por la alta inestabilidad atómica de los RL colisionan con una biomolécula y le sustraen un electrón, oxidándola, perdiendo de esta manera su función específica en la célula. En el caso de los lípidos (ácidos grasos poliinsaturados), los RL dañan las estructuras ricas en ellos como las membranas celulares y las lipoproteínas. En las primeras se altera la permeabilidad conduciendo al edema y la muerte celular y en la segunda, la oxidación de las lipoproteínas de baja densidad (LDL), génesis de la placa ateromatosa. (Criado et al., 2009)

Durante la oxidación lipídica por los RL, el ácido graso, al oxidarse, se convierte en radical libre de ácido graso con capacidad de oxidar a otra molécula vecina, con lo que se propaga y perpetúa el proceso oxidativo. Este proceso es conocido como peroxidación lipídica, y genera numerosos subproductos, entre ellos el malondialdehído (MDA), cuya determinación en tejidos, plasma u orina es uno de los métodos de evaluar el estrés oxidativo. En caso de las proteínas se oxidan preferentemente los aminoácidos (fenilalanina, tirosina, triptófano, histidina y metionina) y como consecuencia se forman entrecruzamientos de cadenas peptídicas, fragmentación de la proteína y formación de grupos carbonilos e impiden el normal desarrollo de sus funciones (transportadores iónicos de membranas, receptores y mensajeros celulares, enzimas que regulan el metabolismo celular, etc.). Criado (citado en Villanueva y Castillo, 2014).

Orta molécula que es dañada por los RL es el ADN; el daño a los ácidos nucleicos produce bases modificadas, lo que tiene serias consecuencias en el desarrollo de mutaciones y carcinógenesis por una parte o la pérdida de expresión por daño al gen específico. Criado (citado en Estrada, 2015).

2.8.2. Oxidación de Aceites vegetales Vírgenes

La reacción de oxidación es una reacción en cadena, es decir, que una vez iniciada, continúa acelerándose hasta la oxidación de las sustancias sensibles. Con la oxidación, aparecen olores y sabores a rancio, se altera el color y la textura, y desciende el valor nutritivo al perderse algunas vitaminas y ácidos grasos poliinsaturados. Además, los productos formados en la oxidación pueden llegar a ser nocivos para la salud. (Navas, 2010)

Los ácidos grasos poliinsaturado, presentes en los alimentos, pueden oxidarse a hidroperóxidos mediante reacciones de oxigenación catalizadas por una lipoxigenasa, por fotooxidación o por autooxidación química. La lipoxidasas, cataliza la oxidación de los lípidos principalmente insaturados. Las peroxidasas transfieren de los peróxidos a un sustrato oxidable. Los peróxidos formados por las lipoxidasas son muy buenos suministradores de oxígeno en reacciones catalizadas por peroxidasas y pueden servir incluso para oxidar nuevas moléculas de ácidos grasos insaturados, siendo, por lo tanto, una nueva fuente de oxidación. (Navas, 2010)

La oxidación de los lípidos, en alimentos, se debe a la reacción del oxígeno con los lípidos insaturados por dos vías: la autooxidación y la oxidación fotosensibilizada. (Navas, 2010)

La autooxidación es una reacción en cadena de radicales libres que consta de 3 etapas: (a) la reacción de iniciación da lugar a la formación de radicales libres a partir de los ácidos grasos poliinsaturados o peróxidos lipídicos, (b) las reacciones de propagación que se caracterizan por acumulación de peróxidos lipídicos, por la acción de oxígeno gaseoso y la presencia de los

radicales libres, y (c) las reacciones de paralización y terminación en la que los radicales libres se asocian en productos y componentes no radicales, dando origen a la descomposición de peróxidos en aldehídos, cetonas, alcohol, éter, hidrocarburos, ácidos grasos más cortos, epóxidos etc., estos compuestos son llamados productos secundarios de oxidación y son los responsables del desarrollo de sabores y aromas desagradables, conocido como enranciamiento oxidativo. Navas (citado en Villanueva et al. 2014).

Algunos aceites y alimentos grasos resisten esta modificación en un amplio grado mientras que otras son más susceptibles dependiendo del grado de instauración, de la presencia de agentes antioxidantes y otros factores como la presencia de luz por ejemplo que acelera la oxidación. (Sagayo et al., 2007)

Los peróxidos son en general compuestos tóxicos. Los hidroperóxidos del ácido linoleico son de los peróxidos más tóxicos que se producen en las alteraciones de las grasas, en general, alteran las vitaminas y la hemoglobina, inhiben algunas enzimas, oxidan los grupos -SH y pueden ejercer una acción mutagénica, también pueden producir lesiones patológicas en el aparato digestivo y se creen que sensibilizan la acción de ciertos agentes cancerígenos. (Sagayo et al., 2007)

2.8.3. Proceso de oxidación de lípidos

La oxidación de lípidos implica sobre todo la reacción del oxígeno con los ácidos grasos insaturados (ácidos grasos con dobles enlaces), aunque las reacciones secundarias con ácidos grasos saturados (sin dobles enlaces) no se pueden descartar. La oxidación de lípidos en los alimentos es más comúnmente asociada con las grasas y aceites a granel; en fase oleosa o de emulsiones, y desde luego que es donde la reacción es más evidente para los consumidores. Sin embargo, es importante reconocer que la oxidación se produce allí donde se encuentran los ácidos grasos insaturados, y que significa en (Schaich et al., 2013)

- Triacilgliceroles: en tejidos adiposos y grasas, aceites de semillas, aceites esenciales de frutas, el chocolate, los aceites a granel, y las fases de aceite de emulsiones (Sun et al., 2011)
- Fosfolípidos: en las membranas (en especial alimentos musculares, órganos, verduras), las capas de salvado, yema de huevo, y emulsionantes naturales y sintéticos (Schaich et al., 2013)
- Los ácidos grasos libres: productos de hidrólisis de los triacilgliceroles y fosfolípidos derivados de ácidos, bases, calor con y sin agua, y acción de la lipasa (Schaich et al., 2013), se encuentran sobre todo en los alimentos que se calientan, tienen contaminación microbiana, productos lácteos o lípidos tropicales.
- Ácidos grasos esterificados a otras moléculas tales como esteroides y alcoholes (como en ceras). Esto significa que la oxidación de lípidos puede ser bastante generalizada en los alimentos, incluso en formulaciones de bajas en lípidos. (Schaich et al., 2013)

2.8.4. Mecanismos de oxidación de lípidos

La oxidación de lípidos durante mucho tiempo ha sido reconocida como una reacción en cadena de radicales libres que se produce en tres etapas: Iniciación, propagación y terminación (Schaich et al., 2013).

La reacción en cadena de radicales es responsable de varias características cinéticas únicas que presentan desafíos diferentes en la medición y el control de la oxidación de lípidos, y son parte de la razón por la que la oxidación de los lípidos es un problema importante en la estabilidad de almacenamiento de los alimentos:

- La oxidación lipídica es auto-catalítica: una vez iniciada, la reacción se auto-propaga y auto-acelerada.
- Cuántas más moléculas de lípido se oxidan más de un LOOH se forma por la iniciación. Longitudes de cadena de varios cientos de moléculas de lípidos se han medido.

- Cantidades muy pequeñas de pro-oxidantes y antioxidantes provocan grandes tipos de variaciones.
- La reacción produce múltiples productos intermedios y productos que cambian con las condiciones de reacción y el tiempo. (Schaich et al., 2013)

2.8.4.1. Iniciación de la Oxidación de Lípidos

Debido a que la oxidación de lípidos ocurre tan fácilmente y se encuentra de manera ubicua, se refiere a menudo como un proceso espontáneo. Sin embargo, la oxidación de lípidos no es termodinámicamente espontánea, es decir, que no puede suceder por sí sola. El oxígeno normal es un estado de espín triplete (electrones impares paralelo), mientras que los dobles enlaces están en estados de espín singlete (electrones con espín opuesto), por lo que el oxígeno atmosférico no puede reaccionar directamente con enlaces dobles de lípidos (Schaich et al., 2013).

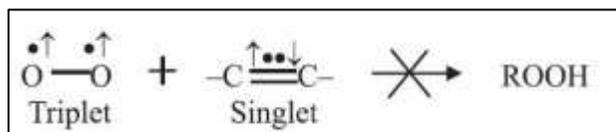


Figura 10: Oxidación de Lípidos limitados.

Fuente: Schaich et al., 2013

Por lo tanto, la oxidación de lípidos siempre requiere de un iniciador o catalizador para quitar un electrón ya sea del lípido o del oxígeno, para la creación de radicales, o para cambiar el espín del electrón del oxígeno de manera que se puede añadir directamente al doble enlace para formar hidroperóxidos que se descomponen a radicales. Cualquiera que sea el iniciador, el resultado final es la formación de radicales alquilo de lípidos iniciales que reaccionan con el oxígeno para iniciar el proceso de oxidación. (Schaich et al., 2013)

2.8.4.2. Propagación y Ramificación de la Oxidación de Lípidos

A. Reacciones Básicas

La propagación es el corazón del proceso de oxidación. En ella, el oxígeno se suma a las tasas de difusión controlada (casi instantáneamente) a radicales alquilo de lípidos relativamente no reactivos, L^* , convirtiéndolos a radicales peroxilo reactivos, LOO^* , que establecen la cadena de los radicales libres y mantienen el funcionamiento. Los radicales peroxilo extraen hidrógenos a partir de moléculas de lípidos adyacentes para formar hidroperóxidos, $LOOH$, y generan nuevos radicales L^* en el proceso. Cada nuevo L^* radical a su vez agrega oxígeno, forma un radical peroxilo, extrae un hidrógeno de otro lípido, forma otro hidroperóxido, y genera un nuevo radical L^* para proporcionar la fuerza motriz de la reacción en cadena. El proceso continúa indefinidamente hasta que no hay ninguna fuente de hidrógeno disponible o la cadena es interceptada. (Schaich (citado en Villanueva y Castillo, 2014)).

Los radicales peroxilo son los principales portadores de la cadena en la oxidación temprana. Sus extracciones son bastante lentas y específicas ($k = 36 - 62 \text{ l / mol / s}$). (Schaich (citado en Villanueva y Castillo, 2014)).

La cadena continúa una extracción cada vez desde el punto de iniciación. Sin fuerzas que descomponen los hidroperóxidos, este proceso puede continuar indefinidamente a una velocidad lenta. Sin embargo, las reacciones se aceleran cuando los hidroperóxidos se acumulan y luego se descomponen a radicales alcoxi, radicales peroxilo, radical hidroxilo por metales, el calor y la radiación ultravioleta (UV). Una distinción importante en descomposiciones de hidroperóxido es que las reacciones de metal son heterolíticas, produciendo un radical y un ion, mientras que el calor y la luz UV induce la escisión homolítica que genera dos radicales, alcoxilo (LO^*) e hidroxilo (HO^*), los cuales reaccionan mucho más rápidamente y más generalmente que el LOO^* . Una vez

formados, estos radicales aumentan en gran medida la tasa de reciclaje en la reacción en cadena, y atacan a más sitios sobre los lípidos. (Schaich (citado en Villanueva y Castillo, 2014)).

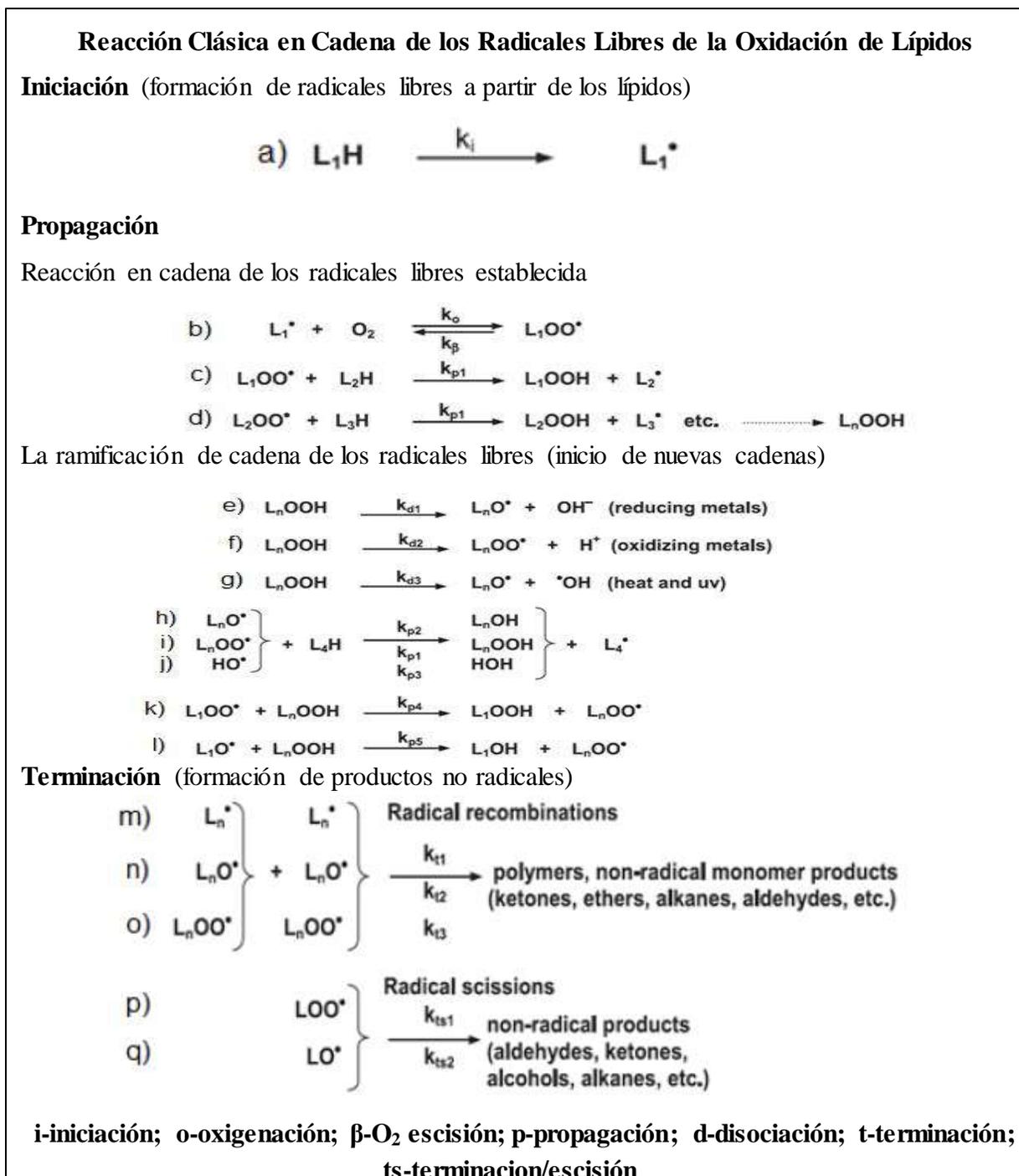


Figura 11: Reacción Clásica en cadena de los radicales libres de la oxidación de lípidos

Fuente: Schaich, 2005

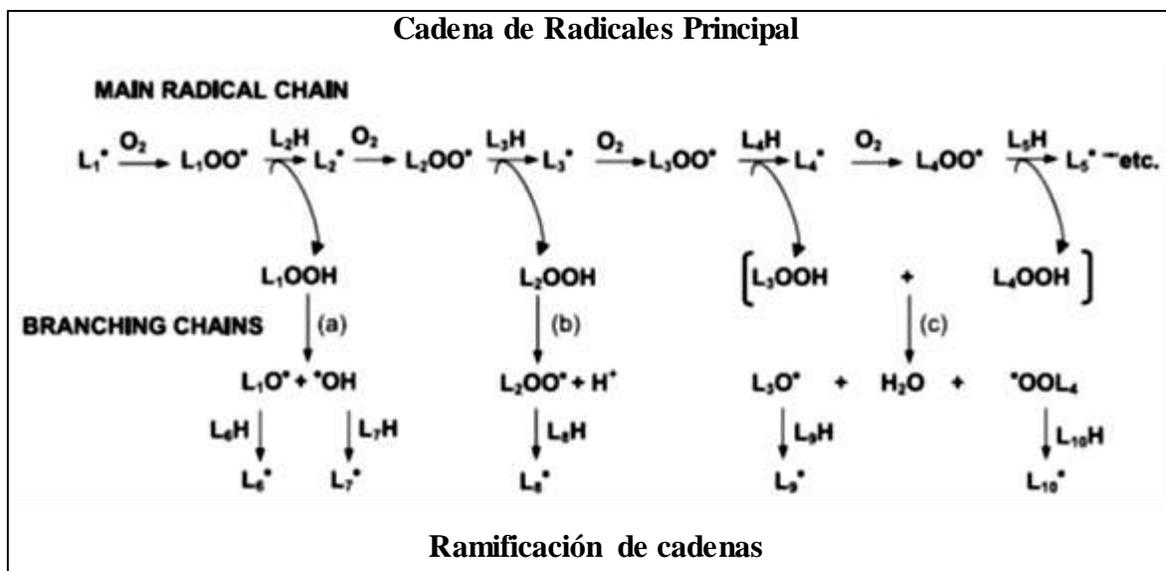


Figura 12: Expansión de la reacción en cadena de la oxidación de lípidos por ramificación de cadena. La propagación extiende la cadena original del primer radical por extracción de hidrógeno (cadena arriba). La ramificación de cadena se produce cuando los productos de hidroperóxido de la cadena original, se descomponen por (a) la reducción, (b) la oxidación, o (c) dismutación bimolecular a múltiples radical y todos inician nuevas cadenas. Las tasas de propagación son más rápidas en las cadenas con LO* como el portador de la cadena.

Fuente: Schaich, 2005

El cambio en la velocidad de propagación y la extracción específica clasifica la progresión en una segunda etapa de propagación llamada ramificación, en el que la reacción en cadena de radicales se expande, estableciendo nuevas cadenas a velocidades más rápidas. El efecto de la ramificación se muestra esquemáticamente en la figura 16. La oxidación de lípidos reúne vapor, el aumento en la velocidad y el grado en el que LO* se convierte en el dominante, y el más rápido portador de cadena ($k = 106-107 \text{ l / mol / s}$) (Schaich et al., 2013); las cadenas secundarias se amplifican y la difusión de la oxidación de lípidos es manera espectacular más allá de la cadena de radicales inicial. De esta manera, un solo suceso iniciador puede conducir a la oxidación secuencial de, literalmente, cientos de moléculas en la cadena principal y en las cadenas de ramificación secundaria. (Schaich et al., 2013).

Un punto final acerca de la propagación se debe hacer antes de continuar. En las primeras etapas de la oxidación de lípidos cuando los hidroperóxidos están en bajas concentraciones, las descomposiciones de los hidroperóxidos se producen monomolecularmente (de uno en uno) como se muestra en las reacciones de e, f, y g de la Figura 11. Sin embargo, como la oxidación progresa y los hidroperóxidos se acumulan, la descomposición se desplaza a mecanismos bimoleculares en los que dos hidroperóxidos interactúan para inducir la descomposición. (Schaich et al., 2013)

La explicación tradicional propone que el enlace de hidrógeno de los hidroperóxidos se somete a hidrólisis concertada para producir dos radicales (Figura 14), los cuales van a iniciar reacciones de ramificación y aceleran la velocidad de oxidación general (Schaich et al., 2013):

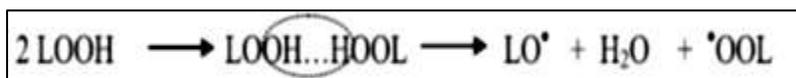


Figura 13: Hidrólisis Concertada del Enlace de Hidrogeno de los Hidroperóxidos

Fuente: Schaich et al., 2013

Una explicación alternativa sugiere que el dramático aumento de la oxidación es cinéticamente más probable cuando un radical reacciona lentamente con un hidroperóxido y no se propaga para generar una poderosa cascada de tres radicales (Figura 15) muy reactivos: LO^{\bullet} , $\text{epoxi-LO}^{\bullet}$ y $^{\bullet}\text{OH}$ (Schaich et al., 2013):

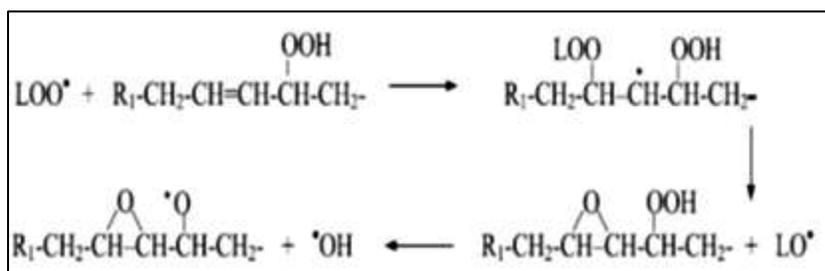


Figura 14: Reacción de un radical y un Hidroperóxido.

Fuente: Schaich et al., 2013

Cualquiera que sea el mecanismo es operativo, el efecto inicial de la descomposición bimolecular es acelerar drásticamente la oxidación de lípidos. Sin embargo, como la oxidación

avanza, con el tiempo los desgloses de hidroperóxidos y las reacciones de terminación, tales como la recombinación radical alcoxilo o la escisión radical, se vuelven más rápidas que el inicio de nuevas cadenas. La oxidación continúa y luego desacelera formando productos secundarios estables, malos sabores y olores que se hacen detectables. (Schaich et al., 2013).

B. Los sitios de la extracción de hidrogeno y L/LOOH Formación en ácidos grasos insaturados*

Durante la propagación, los radicales libres oxilo de lípidos extraen hidrógenos a partir de las posiciones de carbono con la unión más débil. Las energías más bajas de los enlaces de C–H en los ácidos grasos insaturados son los hidrógenos alílicos (al lado de enlaces dobles) por lo que estos se convierten en los sitios preferidos para el retiro H y la formación de un radical libre. Los grupos –CH₂– entre dos enlaces dobles en los lípidos (llamadas doblemente alílico) están doblemente activados de modo que las energías de los enlaces C–H caen enormemente (Figura 16). (Schaich et al., 2013)

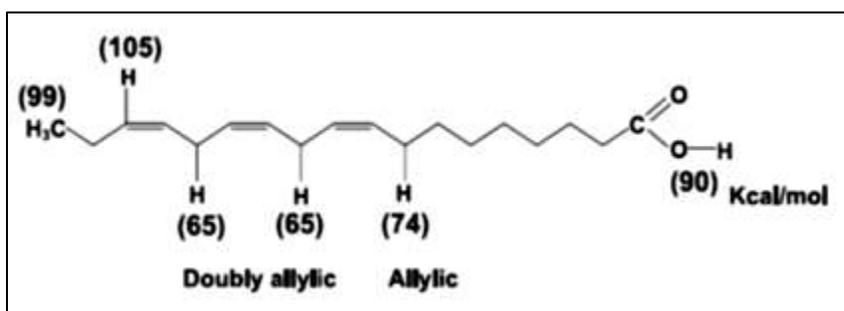


Figura 15: Enlaces de C-H y –CH₂–.

Fuente: Schaich et al., 2013

2.8.4.3. Terminación de la Oxidación de Lípidos

En la oxidación de lípidos, la «interrupción» es casi un nombre inapropiado ya que la oxidación de lípidos no se detiene por completo. Un radical específico puede cerrarse y forman algún producto, pero por lo general no es otro radical dejado atrás, por lo que la reacción en cadena continúa. La oxidación neta se retrasa cuando los procesos de inactivación de radicales exceden la

tarifa de la nueva producción de la cadena, y el impulso de oxidación cambia de propagación de radicales y expansión de la cadena a generación de productos estables. Por lo tanto, la «interrupción» en el análisis siguiente se refiere a la conversión individual de un radical lipídico a un producto, y no a detener la reacción global. El efecto acumulativo en un sistema alimentario se determina por el número de cadenas de radicales cuando el proceso ha terminado.

Los radicales libres de lípidos terminan formando productos no radicales por cuatro mecanismos principales (Schaich, 2005):

- Recombinaciones radicales.
- Reacciones de escisión A y B de radicales alcoxilo cuando las fuentes de protones (por ejemplo, agua) están presentes para estabilizar los productos.
- Co-oxidación de moléculas no lipídicas, tales como proteínas.
- Eliminaciones de grupo o dismutación.
- Los mecanismos dominantes en un determinado alimento son influenciados por la naturaleza y concentración de los radicales, la temperatura y la presión de oxígeno, y el disolvente. (Schaich, 2005)

A. Recombinaciones Radicales

Radicales formados a partir de lípidos oxidantes pueden recombinarse en combinaciones ilimitadas para generar una amplia gama de productos de oxidación. No obstante, las recombinaciones no son al azar, y distintos patrones de recombinaciones favorecidas se han identificado. Algunas de las recombinaciones más importantes responsables de los principales productos de la oxidación de lípidos son (Figura 17) (Schaich et al., 2013):

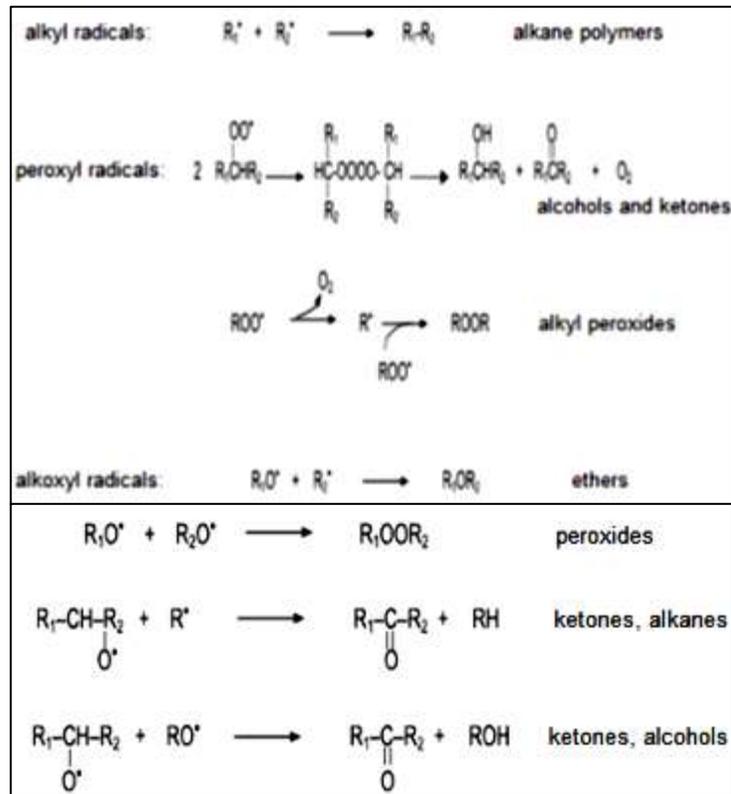


Figura 16: Algunas recombinaciones más importantes responsables de los principales productos de la oxidación de lípidos.

Fuente: Schaich et al., 2013

La temperatura y la presión de oxígeno son determinantes en las vías de recombinación de radicales. Recombinaciones de L^* dominan a bajas presiones de oxígeno ($pO_2 = 1$ a aproximadamente 80-100 mmHg) y las altas temperaturas (reducida solubilidad del oxígeno) (Figura 19). (Schaich (citado en Villanueva y Castillo, 2014)) Alto contenido de oxígeno favorece reacciones LOO^* , pero entonces, los dobles enlaces compiten con la combinación. Las contribuciones de LO^* a la mezcla de productos dominan en las etapas secundarias de oxidación a temperaturas y presiones de oxígeno moderadas, cuando $LOOH$ o LOO^* se descomponen son más rápidos que cuando se forman (Schaich et al., 2013, citado en Estrada, 2015). Las recombinaciones de radicales aumentan su importancia en relación con otros productos a medida que aumenta la oxidación y los productos intermedios se acumulan. Por ejemplo, radicales alcoxilo

de hydroperoxyepidioxides se calentaron a 40°C y generaron > 90% de dímeros (Schaich et al., 2013). Las recombinaciones de radicales Alquilo primario generan los dímeros y polímeros que dan cuenta del aumento de la viscosidad en los aceites oxidados. Tal vez lo más importante, de las recombinaciones de radicales alcoxilo y sus productos de fragmentación (véase más adelante) es que generan bajos niveles de compuestos volátiles y componentes de sabor que aumentan los producidos en las reacciones de escisión y proporcionan los matices y completan los sabores secundarios. (Schaich et al., 2013). Las cetonas y peróxidos de dialquilo, en particular, dan como resultado únicamente las reacciones de recombinación.

*B. Las reacciones de escisión de LO**

La escisión de radicales alcoxilo (Figura 18) probablemente tiene las mayores consecuencias prácticas en la oxidación de lípidos debido a que los productos generados son responsables del distintivo volátil, malos olores y malos sabores que son fuertes marcadores de la rancidez. Los radicales alcoxilo de los lípidos se someten a escisión del enlace del C–C sobre cada lado del grupo alcoxilo para dar una mezcla de productos finales de carbonilo (aldehídos y típicamente oxo-ésteres de los radicales alcoxilo iniciales) y libre de radicales alquilo que pueden continuar la reacción en cadena (Schaich et al., 2013):

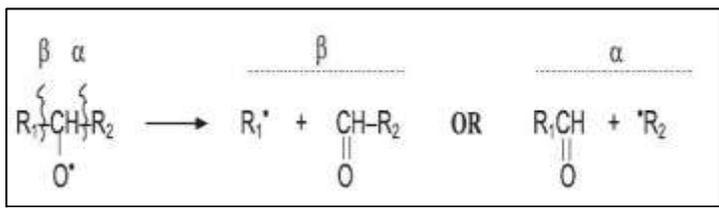


Figura 17: Reacciones de escisión de LO*.

Fuente: Schaich et al., 2013

Fragmentos radicales insaturados se oxidan más y luego se someten a escisiones secundarias para producir carbonilos y alcanos de cadena más corta. En consecuencia, las mezclas de productos que se acumulan en los lípidos oxidados pueden llegar a ser bastante complejo. (Schaich, 2005)

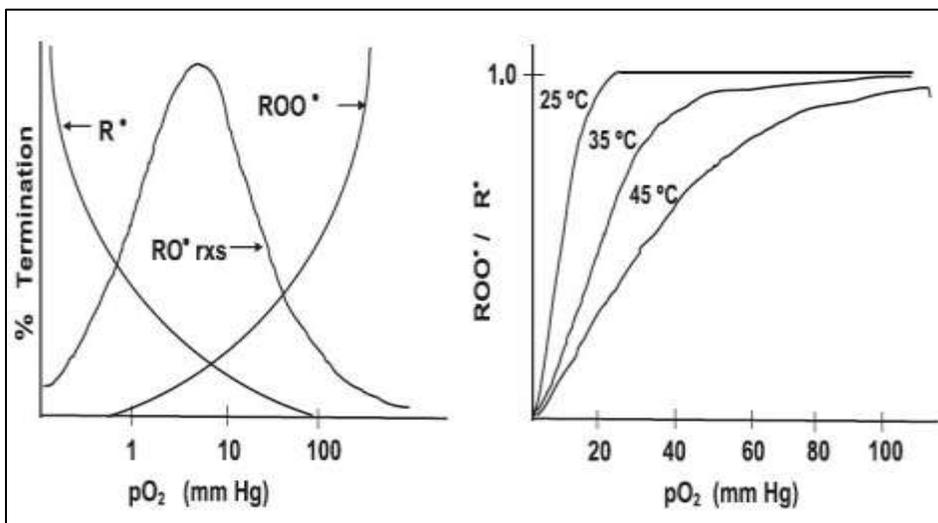


Figura 18: Efectos de oxígeno y la temperatura en los procesos de terminación en la oxidación de lípidos. Muchos productos oxigenados son favorecidos por los altos contenidos de oxígeno y las bajas temperaturas, las reacciones de alquilo y dimerizaciones son favorecidos por los bajos niveles de oxígeno y temperaturas elevadas.

Fuente: Schaich, 2005

Por lo tanto, las escisiones de los radicales alcoxilo son muy rápidas en presencia de agua (por ejemplo, en emulsiones) y, de hecho representan alrededor de la mitad de las reacciones de radicales alcoxilo en medios polares, especialmente en soluciones diluidas de lípidos donde se reduce la competencia de extracción de hidrógeno. (Schaich et al., 2013).

Sin embargo, la mayor contribución de esta terminación (y propagación) de reacción es a temperaturas elevadas porque la escisión de LO^* tiene una gran E_a y $\log A$ (factor de Arrhenius). (Horner et al., 2000)

El calor acelera las escisiones de los radicales alcoxilo en todos los disolventes, aunque el patrón de escisión puede cambiar a medida que la temperatura aumenta. La escisión es un proceso de menor importancia en lípidos puros a temperatura ambiente. (Schaich et al., 2013)

La discusión de las reacciones de escisión estaría incompleta sin la mención de malondialdehído (MDA), uno de los productos más conocidos de la oxidación de los lípidos. MDA surge de

múltiples escisiones de hidroperóxidos cíclicos internos formados en ácidos grasos con tres o más enlaces dobles (Linolénico y mayores) (Figura 20). (Schaich et al., 2013)

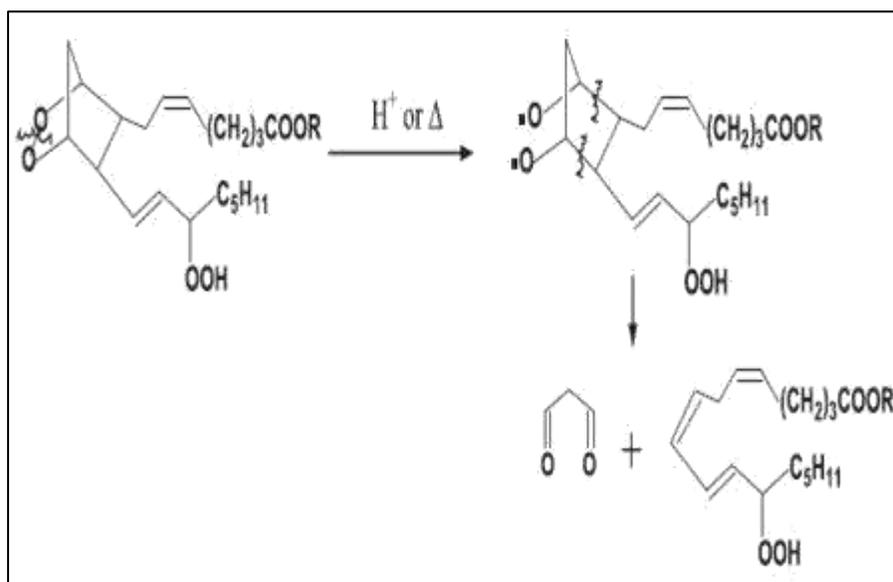


Figura 19: Escisión que se produce con las mezclas complejas de productos en la oxidación de ácido Linolénico y mayores

Fuente: Schaich et al., 2013

El MDA es muy utilizado - y mal utilizado - en ensayos de oxidación de lípidos debido a que puede ser detectado sin la extracción de lípidos. Sin embargo, no es un producto universal y no es apropiado para el ensayo de oxidación de ácidos grasos con menos de tres enlaces dobles. La formación de MDA se facilita en fases lipídicas puras, con lípidos y oxígeno escasos, y por oxidación foto sensibilizada (Schaich et al., 2013, citado en Villanueva y Castillo, 2014); también requiere calor suave y ácido para la escisión en endoperóxido.

C. Co-oxidación de las moléculas no lipídicas

Si bien se necesita transferencia de hidrógeno para saciar un radical lipídico particular, el átomo de hidrógeno puede venir de cualquier molécula que tenga (mal adheridas) hidrógenos extraíbles y esté situada cerca de los lípidos. En los alimentos y en las células, los lípidos están estrechamente relacionados con las proteínas, carotenoides y otros pigmentos, almidones, antioxidantes y

vitaminas, y la transferencia radical a cualquiera de estas moléculas a través de la extracción de hidrógeno o adición de LOO* o LO* a los enlaces dobles que pueden conducir a la co-oxidación de estas moléculas. (Schaich et al., 2013)

Las Co-oxidaciones son un proceso en el que la interceptación de los radicales libres de lípidos por moléculas de no lipídicas que detienen la propagación y forman productos de lípidos en un lado, durante la transferencia de radicales y la potencial oxidación de proteínas y otras biomoléculas. (Schaich, 2008)

Esta reacción es similar a la de los antioxidantes, pero difiere críticamente en que los radicales formados no son estables. La mayor parte de estos radicales no lipídicos añaden oxígeno para formar radicales peroxilo que también extraen H de otras moléculas y conducen a la degradación oxidativa del objetivo molecular. De esta manera, los lípidos sirven para 'difundir' daños de oxidación a otras moléculas que luego proporcionan huellas de la oxidación de lípidos en los alimentos y los sistemas biológicos. (Schaich, 2008)

Las reacciones de co-oxidación son genéricas de moléculas objetivo y se muestran en las figuras 28 y 29. TH es cualquier molécula objetivo y RH es cualquier molécula con un hidrógeno extraíble, ya sea de lípidos o no lípido. Los enlaces dobles conjugados en la figura 29 pueden estar en cualquier molécula, pero son particularmente numerosos en carotenoides. (Schaich, 2005)

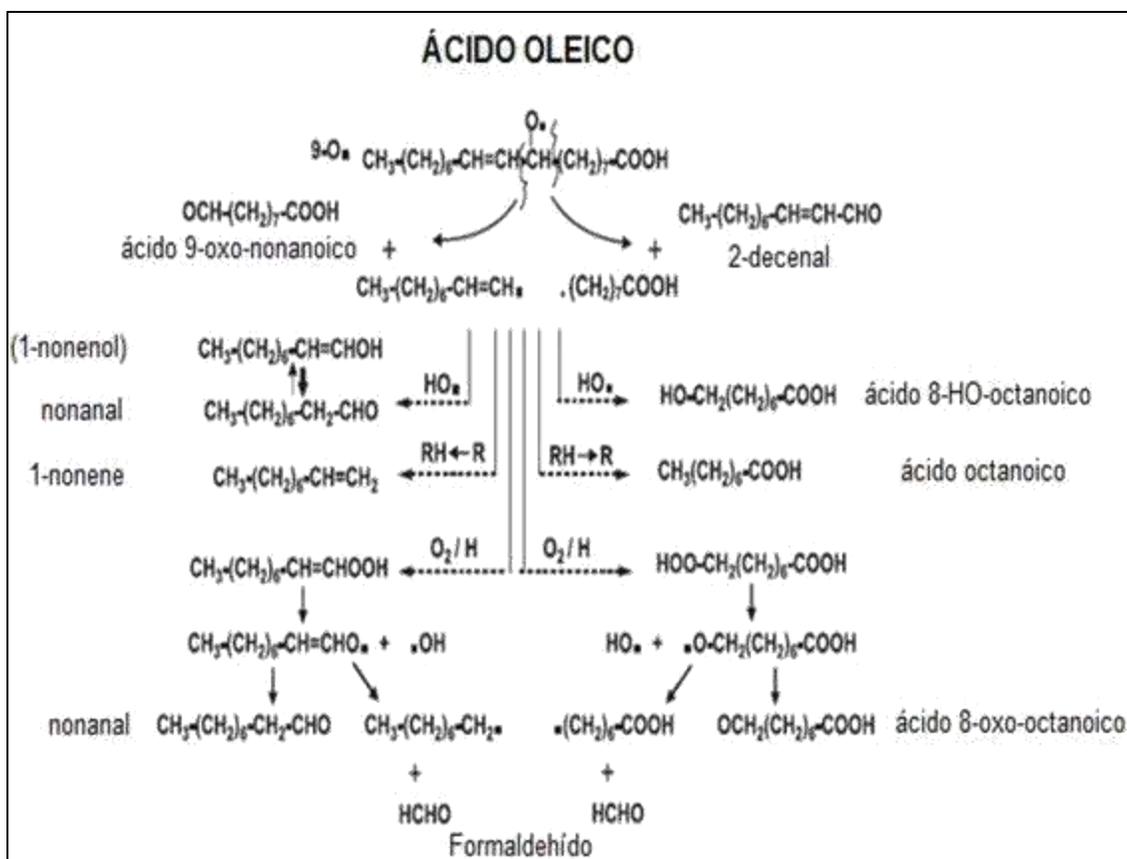


Figura 21: Vías de Escisión para el ácido oleico.

Fuente: Schaich, 2005

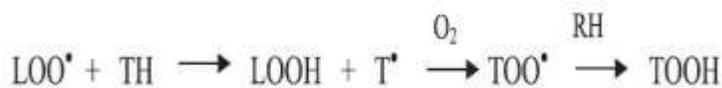


Figura 22: Escisión que se produce con las mezclas complejas de productos en la oxidación de ácido oleico.

Fuente: Schaich, 2005

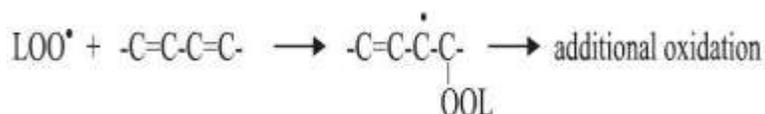


Figura 23: Escisión que se produce con las mezclas complejas de productos en la oxidación con enlaces dobles conjugados.

Fuente: Schaich, 2005

Tal vez las co-oxidaciones más notables implican proteínas. Los hidrógenos extraíbles están disponibles en los grupos amino de la cadena lateral (Figura 26) y los grupos tiol (Figura 27), tanto

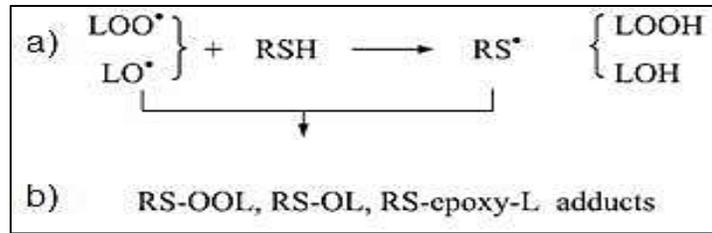


Figura 26: Hidrógenos extraíbles de los grupos tiol.

Fuente: Schaich et al., 2013

Las reacciones de Co-oxidación no deben ser ignoradas en la consideración de la cinética de oxidación de lípidos, los mecanismos y en los efectos globales en los alimentos y los sistemas biológicos. Un problema crítico es que mientras que las reacciones de co-oxidación terminan en las cadenas de oxidación de lípidos estas actúan como antioxidantes, al mismo tiempo, y la oxidación de lípidos por medio de los hidroperóxidos o productos intermedios disminuye. (Schaich et al., 2013)

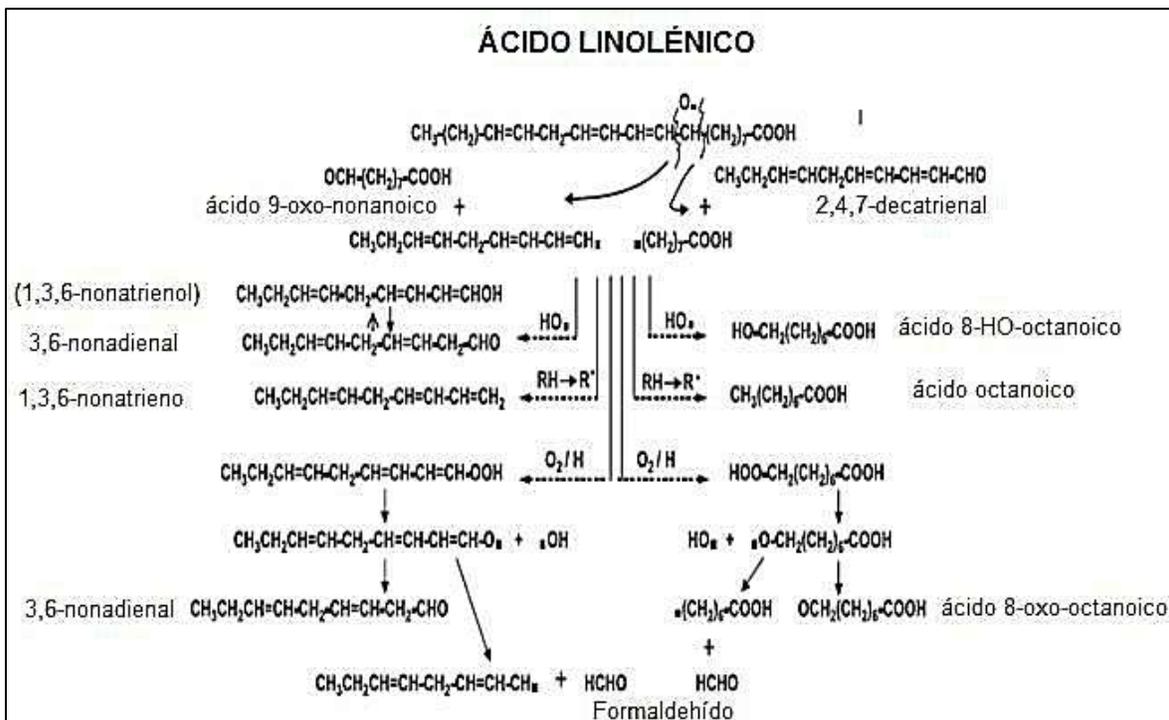


Figura 27: Vías de escisión para el ácido Linolénico

Fuente: Schaich, 2005

D. Eliminaciones de grupo

Las eliminaciones de grupo son una forma menor de la terminación, pero es importante reconocer la reacción, ya que representa algunos productos de la oxidación de lípidos, que no se forman fácilmente por otros mecanismos. Las eliminaciones más comunes son HO- y HOO-, (a) que pueden eliminar el LOOH, produciendo un carbonilo interno (cetona) y (b) un producto desaturado con un doble enlace adicional (Figura 28). (Schaich et al., 2013) El producto específico formado está determinado por la posición del hidroperóxido en la cadena de ácido graso.

La formación de la cetona, el producto dominante, evita la descomposición del hidroperóxido para reactivar los radicales alcoxilo. La adición de un doble enlace a un ácido graso poliinsaturado forma un trieno conjugado muy reactivo que es altamente susceptible a la adición de radicales y una variedad de otras oxidaciones secundarias. Por lo tanto, mientras se termina una única cadena de radicales, este producto puede aún contribuir a las cadenas adicionales, añadiendo la complejidad de la oxidación de lípidos. (Schaich et al., 2013)

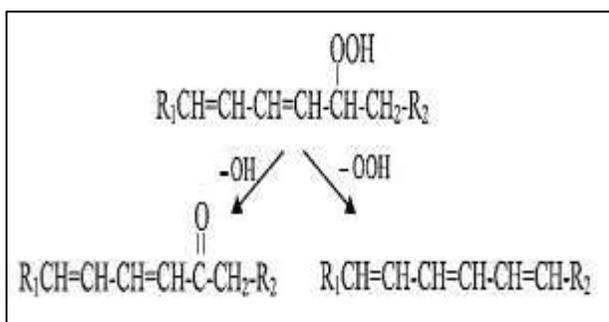


Figura 28: Producto desaturado con un doble enlace adicional.

Fuente: Schaich et al., 2013

2.8.5. Estabilidad oxidativa de Aceites Vírgenes

La determinación de la estabilidad oxidativa de estos aceites vírgenes es de mucha importancia, debido a que la auto oxidación es la principal causa de deterioro por rancidez, con la consecuencia aparición de olores y sabores desagradables. La evaluación de la estabilidad bajo condiciones de almacenamiento a temperatura ambiente permite obtener de manera exacta la estabilidad de un aceite; sin embargo, es un procedimiento que requiere de mucho tiempo ya que las reacciones de oxidación pueden tener periodos de inducción muy largos. Por esta razón, se han desarrollado pruebas de oxidación acelerada, siendo el método del Rancimat uno de los más utilizados. (Navas, 2010)

La rancidez oxidativa es sin duda la principal causa del deterioro de aceites y grasas y define la vida de almacenamiento de este tipo de productos. Por lo tanto, la estabilidad (resistencia a la oxidación) viene a ser uno de los factores que más preocupan a los productores, así como también es uno de los principales criterios de calidad en aceites y grasas, destacando la composición química y las condiciones de procesamiento. (Barrera, 1998)

2.8.6. Relación empírica entre el índice de estabilidad oxidativa (OSI) y la temperatura

Se estableció una relación matemática entre los valores de OSI y la temperatura utilizada en el equipo Rancimat, tal como lo han señalado para aceites vegetales. (Nakatani et al., 2001) y (Méndez et al., 1996)

$$\mathbf{Log (OSI) = AT + B \dots (1)}$$

En la ecuación empírica (1), el término A representa el coeficiente de temperatura, que indica que tan susceptible es el aceite virgen al aumento de la temperatura durante el ensayo de oxidación acelerada, dicho valor es calculado a partir de la pendiente de las rectas que se obtienen al

representar el logaritmo decimal de OSI en función a la temperatura. El termino B corresponde a un valor empírico sin significación física. (Nakatani et al., 2001) y (Méndez et al., 1996)

La ecuación empírica (1) puede utilizarse para calcular los valores de OSI a temperaturas distintas a aquellas utilizadas en la oxidación acelerada, para lo cual se aplican procedimientos matemáticos de interpolación o extrapolación; en este último caso se extrapolaría a las temperaturas usuales de almacenamiento de los aceites. (Nakatani et al., 2001) y (Méndez et al., 1996). No obstante, con el propósito de evaluar la capacidad predictiva de la ecuación empírica, se calcularon los valores de OSI para una temperatura de 25°C. (Nakatani et al., 2001) y (Méndez et al., 2007). También se aplicó el cálculo del error asociado al valor extrapolado aplicando el método de propagación de errores. En primer lugar, se hizo la transformación de la ecuación empírica (1) para obtener la ecuación (2) (Nakatani et al., 2001) y (Méndez et al., 1996)

$$OSI = 10^{AT+B} \dots (2)$$

Para obtener el error de la extrapolación se usó la ecuación diferencial (3) en la cual el diferencial total viene dado por la suma de las derivadas parciales de cada uno de los términos (Nakatani et al., 2001) y (Méndez et al., 1996)

$$\delta OSI = \left(\frac{\delta OSI}{\delta T} \right)_{A,B} \delta T + \left(\frac{\delta OSI}{\delta A} \right)_{T,B} \delta A + \left(\frac{\delta OSI}{\delta B} \right)_{T,A} \delta B \dots (3)$$

2.8.7. Relación del Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) y Energía de Activación de Oxidación

Se determinó a partir de la pendiente de la recta que resulta de representar el logaritmo natural de los valores de OSI contra el inverso de la temperatura absoluta. En este caso, R representa la constante universal de los gases y Z es el factor pre-exponencial de la ecuación de Arrhenius.

La dependencia de los valores de OSI con respecto a la temperatura termodinámica fue utilizada para la determinación de la energía de activación de las reacciones de oxidación en los aceites vegetales vírgenes estudiados.

La adición de los radicales de oxígeno a los ácidos grasos se produce preferentemente en los dobles enlaces entre los átomos de carbono, siguiendo cinéticas de primer orden. Blaine y Garcia (citados en Villanueva et al., 2014).

Según estos autores se puede hacer uso de la ecuación:

$$\alpha = \frac{x}{a_0 - x} \quad (4)$$

Donde α , representa el grado de transformación de las moléculas, presencia de insaturaciones iniciales y x la formación de los productos secundarios de la oxidación.

Integrando la ecuación (4):

$$\int_{\alpha=\alpha_0}^{\alpha=\alpha^*} \frac{d\alpha}{1-\alpha} = \int_{t=t_0}^{t=t^*} dt \quad (5)$$

Donde α^* representa el grado de transformación para un tiempo t^* o periodo de inducción, Resolviendo la integral (5) se obtiene la ecuación (6).

$$-\ln(1-\alpha^*) = Kt \quad (6)$$

Definiendo t^* como OSI y despejando se obtiene la ecuación (7):

$$OSI = \frac{-\ln(1-\alpha^*)}{K} \quad (7)$$

Se establece la relación entre la constante de velocidad y la temperatura termodinámica (T) haciendo uso de la ecuación de Arrhenius (8).

$$K = Z e^{-\frac{E_a}{RT}} \quad (8)$$

Sustituyendo (7) en (8) y aplicando logaritmo se obtiene la ecuación (9):

$$\ln(OSI) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T} \quad (9)$$

2.9. Métodos empleados para determinar la oxidación de los aceites

Un aspecto importante a considerar para el uso de los aceites vírgenes se relaciona con su estabilidad frente a las reacciones lipídicas de oxidación, lo que se puede deteriorar su calidad. La presencia de antioxidantes naturales puede contribuir a la estabilidad oxidativa; no obstante, también es posible la presencia de sustancias con efectos prooxidantes, por lo que se hace necesaria la estabilidad frente a procesos acelerados de oxidación, así como por medio de pruebas en las que se evalúe la capacidad para inactivar los radicales libres responsables de la iniciación de la reacción de oxidación. (Navas, 2010)

Las predicciones de una vida útil en anaquel de aceites vegetales vírgenes o refinados que hayan sido sometidos a oxidación acelerada, han sido tema de estudio de muchas investigaciones. (Farhoosh et al., 2007)

2.9.1. Valor de peróxido

Éste es el método clásico (PV, AOCS Cd 8b-90) para medir la oxidación de un aceite, tiene el inconveniente que solo permite apreciar compuestos peroxidados que se forman en las fases iniciales de la oxidación, motivo por el cual los valores tienden a disminuir bruscamente si la rancidez se encuentra en un estado muy avanzado por lo que también tiene poco valor para el aceite de fritura ya que esta prueba es altamente sensible a las temperaturas y el PV obtenido sería más una indicación del proceso de enfriamiento y almacenamiento después del calentamiento que de los productos formados por efecto de la temperatura. (Gordon et al., 2001)

2.9.2. Valor de la p-Anisidina

(AOCS CD 18-90), Los aldehídos son productos de la descomposición de los ácidos grasos peroxidados. Este valor mide los niveles de aldehídos utilizándolos como un indicador que determina la cantidad de material peroxidado que ha sido desdoblado dando lugar a diferentes tipos

de compuestos carbonílicos. Conjuntamente con los niveles de peróxido presentes, el perfil de la degradación pasada y futura, un aceite puede ser mapeado o graficado especialmente en aceites procesados por segunda vez para reducir el nivel de los ácidos grasos libres. (Navas, 2010)

2.9.3. Absorbancias de Radiaciones en el Ultravioleta

Durante la autooxidación de los ácidos grasos poliinsaturados se forman hidroperóxidos que en su estructura contienen dobles enlaces conjugados, los cuales absorben radiación en torno a una longitud de onda de 232 nm. Estos compuestos evolucionan con el tiempo dando lugar a otros como las diacetonas o, en el caso de los hidroperóxidos de ácidos grasos con tres o más dobles enlaces, a sistemas con tres dobles enlaces conjugados. Estos productos secundarios, procedentes de la degradación de los hidroperóxidos, tienen la característica de absorber radiación UV entorno a los 270 nm. (Navas, 2010)

2.9.4. Método de Oxígeno Activo

Método del oxígeno activo (AOM, AOCS Cd 12-57). Mide la estabilidad de oxidación. Consiste en hacer burbujear aire a través del aceite que se encuentra a una temperatura de 97.8 °F. Se extraen muestras de aceite a intervalos regulares y se determina el valor de peróxido (VP). El AOM es expresado en horas y es el período de tiempo que necesita el VP para alcanzar cierto nivel. El AOM es utilizado como una característica específica de los aceites. Las horas del AOM tienden a aumentar juntamente con el grado de saturación o endurecimiento de la muestra. Aunque es un método popular, está siendo reemplazado por el “Índice de Estabilidad del Aceite”. (Navas, 2010)

2.10. Método Rancimat

El método Rancimat incluido en los estándares nacionales e internacionales (OSI, AOCS Cd 12b-92). Es la prueba automatizada del AOM (Método de oxígeno activo), mide el grado en el que

un aceite se oxida cuando se hace burbujear aire a través de él. Los productos de la oxidación, tales como el ácido fórmico, son conducidos hacia el agua destilada que se encuentra en una celda. El instrumento monitorea en forma continua la conductividad eléctrica del agua. En el momento en que la conductividad aumenta agudamente indica en forma inmediata el momento final de la prueba. En este método la estabilidad oxidativa se define como el tiempo (en horas) necesario para que la reacción de oxidación alcance el punto de inflexión en la representación gráfica de la conductividad vs. Tiempo. (Navas, 2010)

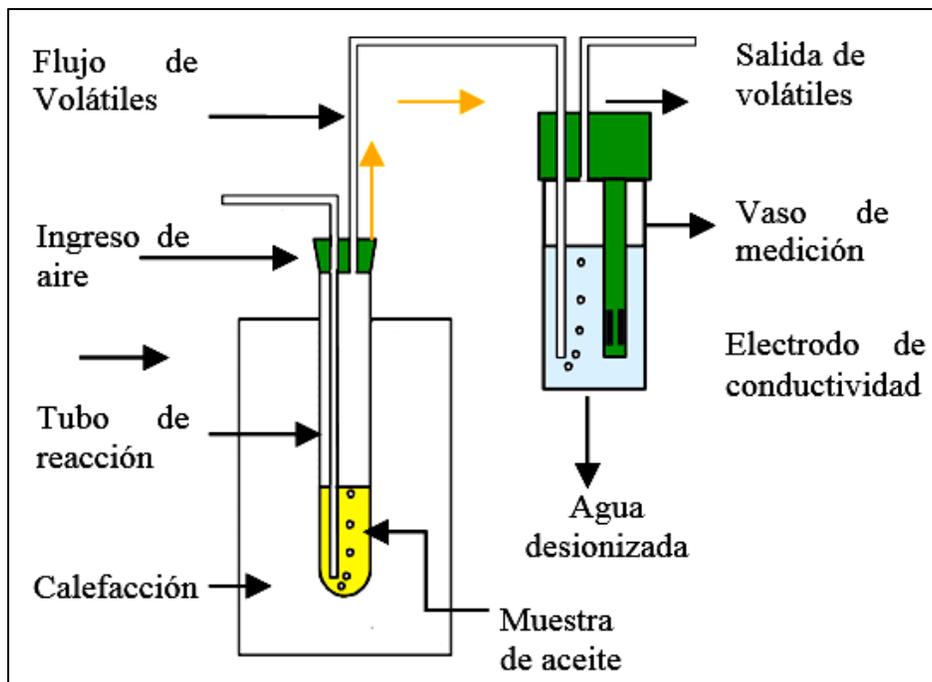


Figura 29: Principio del Método Rancimat

Fuente: Metrohm, 2001

2.11. Ensayo de Almacenamiento a Temperatura Ambiente

Las pruebas de ensayo de almacenamiento a temperatura ambiente permiten determinar la vida útil de un aceite en anaquel. Son pruebas que requieren de mucho tiempo para alcanzar el período de inducción, debido a la lentitud del proceso. El período de inducción es medido como el tiempo necesario para alcanzar un nivel de rancidez detectable. (Frankel, 1998)

III. Materiales y Métodos

El presente trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de Control de Calidad del Instituto de Investigación Tecnológica Agroindustrial y el Laboratorio de Investigación y Desarrollo de Productos Agroindustriales de la Escuela de Ingeniería Agroindustrial de la Universidad Nacional del Santa; Nuevo Chimbote.

3.1. Materiales, Equipos e Instrumentos

3.1.1. Materiales

3.1.1.1. Materia prima

- Semilla de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)

La semilla de Ajonjolí era proveniente de Chanchamayo-Perú.

- Semilla de Chía (*Salvia Hispánica L.*)

La semilla de Chía era proveniente de Arequipa- Perú.

3.1.1.2. Reactivos

- Nitrógeno (gas) con 99.998% de pureza
- Alcohólo (96%)
- Hidróxido de Sodio (NaOH) (3%)
- Fenolftaleína
- Cloroformo
- Isooctano al 99.8% de pureza
- P-Anisidina
- Ácido Acético
- Reactivo de WISJ (Índice de Yodo)
- Yoduro de potasio
- Almidón
- Trifluoruro de Boro (BF₃)
- Cloruro de Sodio

3.1.1.3. Materiales metálicos y otros

- Papel aluminio y Papel toalla
- Pinzas de metal y madera
- Peras de succión
- Gradillas para tubo de ensayo

3.1.1.4. Materiales de vidrio

- Probetas (50 y 100 ml)
- Picnómetro
- Vasos Precipitados
- Tubos de ensayo
- Tubos de centrifuga
- Pipetas (2, 5, 10 ml)
- Pipetas Pasteur
- Gradilla para tubos de ensayo
- Viales
- Matraz Erlenmeyer de 250 ml
- Fiolas (250 y 500 ml)
- Celdas
- Placas
- Frascos ámbar (500 y 1000 ml)
- Peras de succión

3.1.2. Equipos e Instrumentación

- **Rancimat**

Marca: Metrohm

Modelo: 743

Max: 220g; MIN: 0,01g

e= 0,001g

- **Prensa Expeler**

Marca: Movimot SEW

Modelo: FA57/G

Velocidad: 280-1400 rpm

- **Centrifugadora**

Marca: SIGMA

Modelo: 2-16

Velocidad: 15000 rpm

Motor: 1 HP eléctrico

- **Termobalanza**

Marca: Precisa

Modelo: XM50

- **Vórtex**

Modelo: V1 plus

Marca: Boeco-German

- **Balanza Analítica**

Marca: Precisa

Modelo: 220 A

- **Espectrofotómetro**

Marca: Jasco LSE-701

Modelo: V-670

- Estufa

Marca: POL-EKO APARATURA

Modelo: SLW115 TOPT

- Cromatógrafo de Gases

Modelo: GC 2010, con detector FID

Marca: Shimadzu

3.2. Metodología de Análisis

3.2.1. Obtención del aceite de Semilla de Ajonjolí y Semilla de Chía

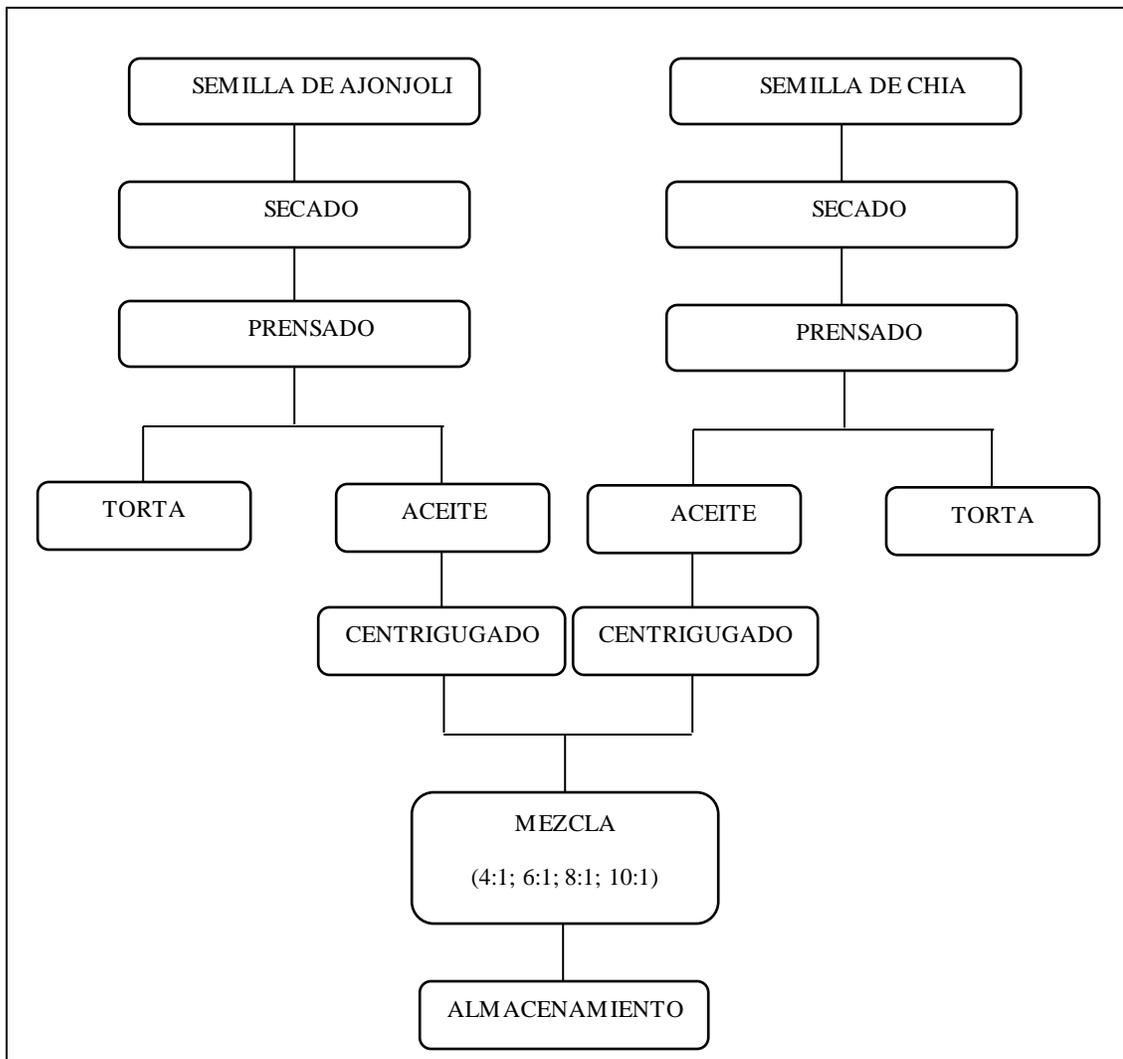


Figura 30: Diagrama de Flujo para obtener aceite virgen de *Sesamum Indicum L.*, *Salvia Hispánica L.* y sus mezclas respectivas

3.2.1.1. Materia prima

La semilla de Chía, variedad “Blanca”, era proveniente de la ciudad de Arequipa – Perú (15°52’ S 72°15’O, así mismo, la semilla de Ajonjolí, variedad “sesica M II” era proveniente de la ciudad de Chanchamayo, Junín - Perú (11°03’16’’ S 75°19’45’’ O).

3.2.1.2. Limpieza de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

Esta etapa consiste en despojar a los granos de partículas indeseables que aún permanezcan en los mismos, entre los cuales se incluyen metales, hojas, pequeñas ramas y otros materiales extraños.

3.2.1.3. Pesado de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

Se procedió a pesar 3000 ± 10 g de materia prima, se determinó la humedad de las semillas tanto de Chía como de Ajonjolí en una Termobalanza el cual debe estar dentro de lo recomendado (10%) para que no haya ningún problema al momento de pasar la semilla por el Expeller.

3.2.1.4. Prensado en frío de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

La extracción mecánica del aceite de semillas de *Sesamum Indicum L.* y *Salvia Hispánica L.* se llevó en una sola etapa a 25°C en una prensa de tornillo helicoidal. A través de la abertura de la boquilla sale expulsada la mayor parte del material sólido, bajo la forma de pellets, que pasan a constituir la torta residual. El aceite crudo se recogió en un vaso precipitado y se acompañó de parte del material sólido (aceite bruto). La cantidad de aceite obtenido fue determinada gravimétricamente y expresada como porcentaje en peso (g aceite/100 g semilla).

3.2.1.5. Centrifugación de los Aceites extraídos

Consistió en someter al aceite bruto a 3900 rpm por un tiempo de 10 minutos para eliminar el material sólido o impurezas (sedimento) y luego almacenar el aceite clarificado (sobrenadante).

3.2.1.6. Almacenamiento de los Aceites clarificados

Fue almacenado en recipientes de vidrio oscuros cubiertos con papel aluminio, bajo atmósfera de nitrógeno a $4\pm 1^\circ\text{C}$, no se añadieron antioxidantes hasta su posterior utilización.

3.2.1.7. Preparación de las muestras

Conociendo las cantidades de ácidos grasos ω -6 y ω -3 de los aceites de Chia (19,18% y 63,49%) y aceite de Ajonjolí (44,84% y 0,45%), se prepararon las mezclas de aceites de Ajonjolí – Chía, las cuales son: ACH-1 (84,5:15,5 peso/ peso $\approx \omega$ -6/ ω -3 - 4:1), ACH-2 (89,6:10,4 peso/ peso $\approx \omega$ -6/ ω -3 - 6:1), ACH-3 (92,3:7,7 peso/peso $\approx \omega$ -6/ ω -3 - 8:1) y ACH-4 (93,9:6,1 peso/ peso $\approx \omega$ -6/ ω -3 - 10:1), mediante agitación durante 5 minutos para lograr su homogenización.

Tabla 13
Preparación de mezclas de aceites Ajonjolí - Chía

Muestra de Aceites	Aceites (peso/peso)		Relación ω -6/ ω -3
	Ajonjolí	Chía	
ACH-1	84,5	15,5	4/1
ACH-2	89,6	10,4	6/1
ACH-3	92,3	7,7	8/1
ACH-4	93,9	6,1	10/1

3.2.2. Análisis fisicoquímicos de los aceites de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*), Chía (*Salvia Hispánica L.*) y mezclas

El análisis de las propiedades fisicoquímicas de los alimentos, es uno de los aspectos principales en el aseguramiento de su calidad. Cumple un papel importante en la determinación del valor nutricional, en el control del cumplimiento de los parámetros exigidos por los organismos de salud pública.

3.2.2.1. Humedad

Método 934.06 (37.1.10) del A.O.A.C (1996).

3.2.2.2. Ceniza

Método 942.05 del A.O.A.C (1995).

3.2.2.3. Densidad

Mediante el método del picnómetro.

3.2.2.4. Índice de Refracción

Método de la AOCS Cc 7-25, trabajando a 25 °C y utilizando para la determinación un refractómetro Abbé.

3.2.2.5. Acidez – Método Oficial de la AOAC

Método normalizado para este análisis es (AOCS Cd 3d-63, ISO 660:1996, UNE 55.001 y 55.063, AFNOR 60.221, IUPAC 2.201).

3.2.2.6. Índice de Peróxidos – Método Oficial de la AOAS

El índice de peróxido, es el método químico más común para determinar el grado de deterioro oxidativa de las grasas y aceites

Procedimiento:

- Pesar 5g de muestra de aceite homogenizada en un Erlenmeyer de 250 ml con tapa de vidrio.

- Añadir 30 ml de solución de ácido acético (HOAC-CHCL): cloroformo y agitar hasta que se disuelva.
- Añadir 1 ml de solución saturada de KI, agitar vigorosamente.
- Agitar vigorosamente por 1 minuto.
- Añadir 30 ml de agua destilada.
- Titular con tiosulfato de sodio 0,1 N, agitando vigorosamente hasta que el color amarillo casi desaparezca.
- Adicionar 1 ml de solución de almidón al 1%. Continuar titulando hasta que haya desaparecido el color azul. Si se gasta una cantidad menos a 0,5 ml de tiosulfato repetir la determinación con tiosulfato al 0,01 N.
- Hacer un blanco con los reactivos utilizados.

$$\text{Indice de Peroxidos} = \frac{N \times V \times 56.1}{P}$$

Donde:

V= Es el volumen de la disolución de tiosulfato empleado en la valoración (ml)

N= Es la normalidad exacta de la disolución de tiosulfato sódico empleada.

P= Es el peso de la muestra (g).

3.2.2.7. Índice de yodo

El índice de yodo está relacionado con el punto de fusión o dureza y densidad de la materia grasa. Y se define como los gramos de halógeno calculados en yodo que pueden fijar bajo ciertas condiciones 100 g de grasa.

Procedimiento

- Pesar 0,2 g de muestra de aceite homogenizada en un Erlenmeyer de 250 ml.

- Añadir 10 ml de cloroformo y agitar hasta que se disuelva.
- Añadir 15 ml de WISJ.
- Humedecer las tapas rápidamente con KI al 15%. Agitar levemente.
- Reposar 45 min en oscuridad.
- Añadir 10 ml de KI al 15%.
- Añadir 50 ml de agua destilada.
- Titular con tiosulfato de sodio al 0,1 N (viraje de marrón a amarillo).
- Añadir 1 ml de almidón al 1%.
- Titular con tiosulfato de sodio al 0,1 N (viraje de azul a blanco).

$$IY = \frac{(B - M) \text{ ml} \times N \times 12.65}{W}$$

Donde:

B= Gasto de tiosulfato de sodio (blanco)

M= Gasto de tiosulfato de sodio (muestra)

W= Peso del aceite

N= Normalidad del tiosulfato

3.2.2.8. Índice de Anisidina

La determinación se realizará mediante el método de AOCS-Cod. 18-90. El valor se determina espectrofotométricamente a una longitud de onda de 350 nm.

3.2.3. Energía de activación

Se determinó mediante la dependencia de los valores de OSI con respecto a la temperatura.

$$\log(OSI) = \ln\left(\frac{-\ln(1 - \alpha')}{Z}\right) + \frac{E_a}{R T}$$

Donde:

OSI: Índice de Estabilidad Oxidativa (h).

T: Temperatura (°C).

Ea: Energía de Activación (kJ/mol).

R: Constante ideal de los gases.

Z: Factor de Arrhenius.

α' : grado de transformación de moléculas insaturadas.

3.2.4. Índice de estabilidad oxidativa

Se utilizará el método AOCS Cd 12b-92 en el Metrohm Rancimat 743, el cual consta de las siguientes etapas:

a. Preparación de muestra

Pesar aproximadamente (3,0±0,1 g) de aceite para cada tubo de reacción.

b. Celda Conductimétrica Integrada

Colocar los electrodos (lavados rigurosamente con agua destilada, luego con alcohol 98° y rociados con nitrógeno). Al colocar la tapa sobre el recipiente, la celda se sumerge en el agua y está inmediatamente en la posición correcta. Al mismo tiempo se produce el contacto con la electrónica del aparato.

c. Análisis de Aceites en el equipo Rancimat

Se realizará bajo las siguientes condiciones:

- Temperatura del bloque calefactor 110°, 120° y 130°C
- Flujo de aire 15 L/h.
- Volumen de agua destilada 60 ml.
- Conductividad de agua destilada 1,2 $\mu\text{s/cm}$.

3.2.5. Determinación de la Composición de Ácidos Grasos

La determinación se realizará mediante el método de la AOAC método oficial 991.39 en el cromatógrafo de gases marca Shimatzu modelo 2010.

Procedimiento:

- Pesar aproximadamente 0,025gr de muestra en un tubo de ensayo.
- Añadir 1,5ml de solución de Hidróxido de Sodio (NaOH) 0,5N del tubo de ensayo y cubrir con una capa de Nitrógeno (N₂).
- Llevar a baño maría T (80-90) °C durante 5 minutos.
- Enfriar los tubos de ensayo, añadir 2ml de Trifluoruro de Boro (BF₃) y cubrir con una capa de Nitrógeno (N₂).
- Tapar y agitar lentamente, luego llevar a baño maría durante 30 minuto.
- Enfriar la muestra hasta 30-40 °C.
- Añadir 1ml de isooctano, cubrir con Nitrógeno (N₂), y agitar durante 30 segundos.
- Añadir 5ml de solución Cloruro de Sodio (NaCl) y cubrir con Nitrógeno (N₂), agitar vigorosamente.
- Dejar reposar hasta que observe 2 fases, extraer la fase orgánica y cubrir con Nitrógeno (N₂).
- Realizar el análisis en el Cromatógrafo de Gases.

3.3. Diseño experimental

3.3.1. Flujo de Diseño experimental del aceite de chía y ajonjolí

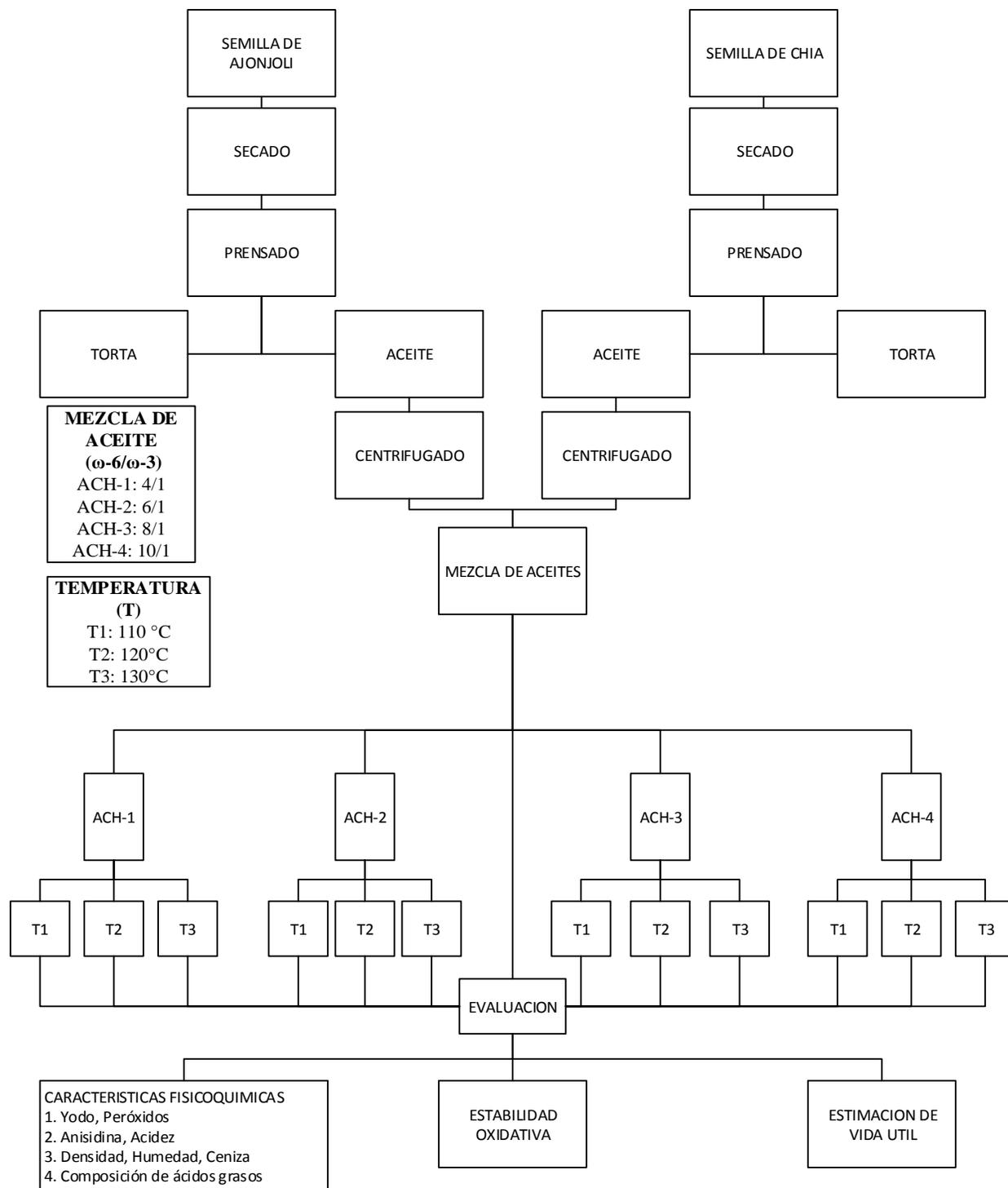


Figura 31: Diagrama de Flujo del diseño experimental del aceite de chía y ajonjolí

3.3.2. Variables estadísticas

3.3.2.1. Evaluación de Características Fisicoquímicas

a. Variable Independiente

Mezclas: Proporción de Omega 6: Omega 3

4:1; 6:1; 8:1; 10:1

b. Variable dependiente:

Peróxido, yodo, Acidez, Anisidina, Humedad, Ceniza, Índice de Refracción.

3.3.2.2. Estabilidad Oxidativa y vida útil

a. Variable independiente:

- Mezclas: Proporción de Omega 6: Omega 3

4:1; 6:1; 8:1; 10:1

- Temperatura: Rancimat

110°C 120°C 130°C

b. Variable dependiente:

- Estabilidad Oxidativa
- Estimación de la Vida Útil

3.4. Diseño estadístico

Tres factores experimentales se consideran para este estudio: Proporción de Omega 6: Omega 3 (P), flujo de aire (F) y temperatura (T). Los que variaron de acuerdo con un diseño factorial de tres factores. Para lo cual, cada factor de entrada se fijó en dos, uno y tres niveles respectivamente, de la siguiente manera: Dilución de muestras (4:1; 6:1; 8:1 y 10:1) flujo de aire (15 L/h) y temperatura (110°, 120° y 130 °C). El índice de estabilidad oxidativa se evaluó para un total de 36 determinaciones.

Análisis Estadístico

Se utilizó el software Statgraphics Centurión para el análisis estadístico y los modelos de regresión. En primer lugar, el OSI se relaciona con las variables de entrada (flujo de aire y la temperatura) de acuerdo con la ecuación:

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

Donde:

Y_{ijk} : Es el tiempo de estabilidad de aceite de Sesamun Indicum L., obtenido con el i-ésimo flujo de aire y el j-ésima temperatura.

μ : Es el efecto medio general.

τ_i : Es el efecto del i-ésimo nivel de la proporción de omega 6: omega 3 aire.

β_j : Es el efecto del j-ésimo nivel del factor temperatura.

$(\tau\beta)_{ij}$: Es el efecto de la interacción entre τ_i y β_j , y ε_{ijk} es el componente del error aleatorio.

Se realizó el análisis de varianza (ANOVA), con un valor de significancia de $\alpha = 5 \%$.

IV. Resultados y Discusiones

4.1. Caracterización de las Semillas de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) variedad “sesica M II” y Semillas de Chía (*Salvia Hispánica L.*) variedad “Blanca”

Las semillas de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y Chía (*Salvia Hispánica L.*) se caracterizaron en granos (humedad y ceniza) como se muestra en la Tabla 14 y en aceite (densidad, acidez, índice de refracción e índice de yodo) mostrado en la Tabla 15; obteniendo como resultados en la Semilla de Ajonjolí valores de Humedad del 10,43% y Ceniza de 1,57%, valores próximos a los descritos en Moreiras et al., (2013) quienes reportaron 15% de Humedad y 1,4% de ceniza; así mismo en la semilla de chía se obtuvieron valores de Humedad del 8,13% y 2,06% de ceniza, valores similares a los descritos en Moreiras et al., (2013) donde reporto 9,7% de Humedad y 1,2% de Ceniza y Jiménez et al., reporto 6,2% de Humedad y 4,5% de Ceniza, valores lejanos a los obtenidos en el estudio realizado, con respecto a caracterización en granos de semillas.

El rendimiento de aceite con respecto a las semillas fue de 39% para Ajonjolí y 28,6% para Chía, teniendo como torta desgrasada el 55% del peso inicial (3,050 Kg) para Ajonjolí y el 67,08% del peso inicial (2,5 Kg) para Chía.

Tabla 14

Características de las Semillas de Chía (Salvia Hispánica L.) y Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

Características	Semilla de Chía (<i>Salvia Hispánica L.</i>)	Semilla de Ajonjolí (<i>Sesamum Indicum L.</i>)
Humedad (%)	8,13±0,12	10,43±0,07
Ceniza (%)	2,06±0,05	1,57±0,05
Aceite Crudo (%)	32,92	45
Aceite Clarificado (%)	28,6	39
Impurezas (%)	4,32	6
Torta desgrasada (%)	67,08	55

Valores medios ± SD: desviación estándar (n=3)

En la Tabla 15 se muestran los resultados referentes a los análisis fisicoquímicos del Aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y Chía (*Salvia Hispánica L.*); valores de índice de refracción y densidad de 1,45 y 0,89 g/ml, respectivamente, estos resultados son similares a los reportados para el aceite de Ajonjolí en Villanueva et al., (2014) de 1,47 en índice de refracción, 0,88 g/ml en densidad y 0,22 % en Acidez, y un poco variables con respecto a lo reportado en Tiwari et al., (2014), de 3,72% de acidez y 111,79 cg de Yodo/g; así mismo se reportaron para el aceite de Chia valores similares en Estrada (2015), 0,26% en acidez, 163,4 cg de Yodo/g, 1,34 en índice de refracción y 0,926 g/ml en densidad, no se detectó valor de peróxidos en las muestras de aceites, indicando así la buena calidad de los aceites empleados. El índice de Acidez obtenido para los aceites son menores al 0,8%, lo cual indica que son aceites extra vírgenes y de excelente calidad.

Tabla 15

Análisis Fisicoquímicos del Aceite de Chía (Salvia Hispánica) y Aceite de Ajonjolí (Sesamum Indicum L.)

Análisis	Aceite de Ajonjolí	Aceite de Chía	Unidad
Acidez	0,57±0,01	0,26±0,01	%
Índice de Yodo	106,73±4,06	165,73±9,54	cg de Yodo/g
Índice de Refracción	1,45±0,01	1,34±0,00	-
Densidad	0,89±0,00	0,92±0,01	g/ml
Índice de Peróxidos	nd	nd	meqO ₂ /Kg

Valores medios ± SD: desviación estándar (n=3), nd: no detectado

4.2. Evaluación de la Composición de ácidos grasos en el Aceite de Chía (*Salvia Hispánica L.*), Aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y sus mezclas

4.2.1. Composición de Ácidos Grasos en el Aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y Aceite de Chía (*Salvia Hispánica L.*)

La composición de ácidos grasos del aceite de ajonjolí (Tabla 16) está constituido de 12,48% de ácidos grasos saturados, 39,38% de ácidos grasos monoinsaturados y un 47,664% por ácidos poliinsaturados.

Se encontró 44,84% en ácido linoleico ($C_{18:2}$; ω -6), cuyo ácido es graso es predominante en el aceite de Ajonjolí, el resultados es cercano a lo reportado en Tiwari et al., (2014) que presenta un valor de 42,36% y Abdel-Razek et al., (2012) que presenta un valor de 42,6% ; así mismo está dentro del rango indicado por el (Codex Alimentarius, 2011) de 36,9–47,9%; comparando el ácido graso menos predominante, un 0,45% de ácido α -Linolénico ($C_{18:3}$; ω -3), es significativamente menor al reportado en Tiwari et al., (2014) que presenta un valor de 2,08% y dentro del rango indicado por el (Codex Alimentarius, 2011) de 0,2 – 0,7 %.

Para el aceite de Ajonjolí se obtuvo una relación de ω -6/ ω -3 de 99,64, donde la relación ω -6/ ω -3 está fuera de lo permitido por la (FAO, 2012), donde establece que actualmente no existe ningún argumento para recomendar una proporción específica de ácidos grasos ω -6 a ω -3, siempre y cuando se situó dentro de las ingestas recomendadas, es decir, una relación ω -6/ ω -3 desde 1 a 6, no siendo recomendable para el consumo humano.

Tabla 16

Composición de ácidos grasos del Aceite Sesamum Indicum L.

Ácidos Grasos (%)	Presente estudio	Tiwari et al., 2014	Abdel-Razek et al., 2012	Codex Alimentarius, 2011
C _{16:0}	8,76 ± 0,82	12,83	10,0 ± 0,21	7,9 – 12,0
C _{16:1}	nd	nd	0,3 ± 0,07	nd – 0,2
C _{18:0}	4,79 ± 0,58	4,90	4,0 ± 0,141	4,5 – 6,7
C _{18:1}	40,71 ± 0,98	37,83	43,0 ± 0,212	34,4 – 45,5
C _{18:2}	44,84 ± 1,60	42,36	42,6 ± 0,141	36,9 – 47,9
C _{18:3}	0,45 ± 0,05	2,8	0,1 ± 0,012	0,2 – 0,7
ND	0,44 ± 0,80	0	0	0
ω-6/ω-3	99,64	15,13	426	184,5

Valores medios ± SD: desviación estándar (n=3), nd: no detectado

La composición en ácidos grasos del aceite de chía (Tabla 17) está constituido de 10,976% de ácidos grasos saturados, 7,54% de ácidos grasos monoinsaturados y 81,393% por ácidos grasos poliinsaturados.

Se encontró 63,49% en ácido α-Linolénico (C_{18:3}; ω-3), siendo el resultado semejante a los reportados por Villanueva et al. (2017) con 63,26%, Guiotto et al. (2014) con 65,2% y Bodoira (2017) con 61,8 %.

Para el aceite de Chía se obtuvo una relación de ω-6/ω-3 de 0,302, donde la relación ω-6/ω-3 está fuera de lo permitido por la (FAO, 2012), donde establece que actualmente no existe ningún argumento para recomendar una proporción específica de ácido grasos ω-6 a ω-3, siempre y cuando se situé dentro de las ingestas recomendadas, es decir, una relación ω-6/ω-3 desde 1 a 6, no siendo recomendable para el consumo humano.

Tabla 17

Composición de ácidos grasos del Aceite de Salvia Hispánica L.

Ácidos Grasos (%)	Presente estudio	Villanueva et al., 2017	Bodoira (2017)	Guiotto (2014)
C _{16:0}	6,82 ± 0,19	7,33 ± 0,17	7,46 ± 0,15	7,10 ± 0,30
C _{18:0}	3,22 ± 0,69	3,57 ± 0,17	2,98 ± 0,09	2,10 ± 0,20
C _{18:1}	6,22 ± 0,99	7,10 ± 0,56	7,18 ± 0,15	6,30 ± 0,30
C _{18:2}	19,18 ± 0,78	18,74 ± 0,20	20,10 ± 0,16	19,40 ± 0,10
C _{18:3}	63,49 ± 1,06	63,26 ± 0,68	61,80 ± 0,46	65,20 ± 0,90
ND	1,07 ± 0,67	-	-	-
ω-6/ω-3	0,302	0,296	0,325	0,297

Valores medios ± SD: desviación estándar (n=3), ND: No Detectado

4.2.2. Composición de ácidos grasos de las mezclas de aceites Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) – Chía (*Salvia Hispánica L.*)

La composición de ácidos grasos de las mezclas de aceites Ajonjolí – Chía (Tabla 18) muestra una relación ω-6/ω-3 de 3,97 para la muestra ACH-1; una relación ω-6/ω-3 de 6,02 para la muestra ACH-2; una relación ω-6/ω-3 de 8,03 para la muestra ACH-3; una relación ω-6/ω-3 de 10,01 para la muestra ACH-4; así mismo se reportó en Guiotto et al., (2014) mezcla de aceites Girasol – Chía donde empleo mezclas de 80:20 peso/peso y 90:10 peso/peso obteniendo una relación ω-6/ω-3 de 2,68 y 5,31 respectivamente; donde las relaciones ω-6/ω-3 están dentro de los recomendados por la FAO, 2012, la cual establece que actualmente no existe ningún argumento para recomendar una proporción específica de ácido grasos ω-6 a ω-3, siempre y cuando se situé dentro de las ingestas recomendadas, es decir, una relación ω-6/ω-3 desde 1 a 6; siendo desde ese punto de vista recomendable la relación ω-6/ω-3 de 4; así mismo en Ract et al., (2015), mezclaron aceites de girasol y canola en 85:15 peso/peso para obtener una relación ω-9/ω-3 aproximadamente de 0,62 y una relación ω-6/ω-3 de aproximadamente de 1,24, mezclando aceite de Canola y Linaza en

70:30 peso/peso, donde usaron mezclas de aceite para la cicatrización de heridas mediante reacción de interestificación enzimática, la primera mezcla fue empleada para un proceso anti-inflamatorio empleado en los 3 primeros días y la segunda mezcla fue empleada para un proceso pro-inflamatorio, es decir, regeneración de la herida, obteniendo grandes resultados en la disminución del área de la herida y cicatrización empleado en 11 días; también se empleó mezcla de aceites vegetales en Tiwari et al., (2014), Aceite de Palma y Aceite de Sésamo, PO80:SeO20, PO52:SeO48 y PO20:80, empleando Aceite de Palma para mejorar la estabilidad oxidativa con respecto al aceite de Sésamo, siendo la mezcla PO52:Seo48 la más adecuada presentando una proporción de AGS:AGMI:AGPI aproximada de 1:1:1 (relación de ω -6/ ω -3 de 11,63) adecuada para la estabilidad térmica durante el proceso de freír, y recomendable desde el punto de vista nutricional. (FAO/WHO, 1997); así mismo en Roiaini et al., (2015) mezclaron Aceite de Canola: Aceite de Oliva adicionando Oleína de Palma al 20% ya que es estable frente a la rancidez y la oxidación, siendo la mejor mezcla de 80:20 peso/peso presentando una relación de ω -6/ ω -3 de 3,16 poseyendo una buena estabilidad al almacenamiento y siendo adecuada para el procesamiento tal como la fritura; en Abdel-Razek et al., (2011) mezclaron aceite de Oliva con aceites comestibles menos estables con el fin de fortalecer los potenciales antioxidantes, siendo las mezclas de Aceite de Oliva: Aceite de Soya y Aceite de Oliva: Aceite de Girasol del 20:80 peso/peso, con una relación de ω -6/ ω -3 de 11,2 y 12,8 respectivamente teniendo los mejores parámetros de calidad y estabilidad para fines culinarios.

Tabla 18

Composición de ácidos grasos de las mezclas de aceites Ajonjolí – Chía con respecto a la relación ω -6/ ω -3

Aceite	Ácidos Grasos (%)					
	Palmítico	Estearico	Oleico	Linoleico	Linolénico	Relación
	C _{16:0}	C _{18:0}	C _{18:1} (ω -9)	C _{18:2} (ω -6)	C _{18:3} (ω -3)	ω -6/ ω -3
ACH-1	8,55±0,57	5,31±0,68	35,65±1,44	40,33±0,26	10,16±0,06	3,97±0,04
ACH-2	8,63±0,79	4,20±0,14	35,19±1,12	44,58±1,52	7,41±0,25	6,02±0,02
ACH-3	7,97±0,05	3,42±0,38	34,71±0,75	47,92±0,34	5,97±0,08	8,03±0,05
ACH-4	6,73±0,84	2,51±0,36	34,80±0,86	50,87±0,93	5,08±0,10	10,01±0,03

Valores medios \pm SD: desviación estándar (n=3), ND: No Detectado

4.3. Análisis fisicoquímicos de las mezclas de aceite Chía (*Salvia hispánica* L.) y Ajonjolí (*Sesamum Indicum* L.)

Según los resultados mostrados en la Tabla 19, referente a los análisis fisicoquímicos de las mezclas de aceite de Chía (*Salvia* Hispánica L.) y Ajonjolí (*Sesamum Indicum* L.) extraído de las semillas por prensado en frío, empleado en el presente trabajo presento antes de iniciar la prueba de oxidación acelerada (Test Rancimat), valores de índice de acidez, comprendiendo desde 0.5114% (ACH-1) hasta 0.588% (ACH-4), estos resultados no coinciden respecto al rango de acidez en aceite de Ajonjolí (Comisión del CODEX Alimentarius, 2011), donde el límite máximo 0,4%, sin embargo estos valores obtenidos están dentro del rango permitido en el rango de acidez en aceite de chía (Diario Oficial de Unión Europea, 2014), donde establecen que no debe superar el 2% de acidez.

El valor de índice de yodo, se obtuvieron valores comprendidos entre 102,9823 gr de Yodo/100 gr muestra (ACH-4) hasta 113,4857 gr de Yodo/100 gr muestra (ACH-3), estos resultados estas

dentro del rango establecido (Comisión del CODEX Alimentarius, 2011), para aceite de ajonjolí 104-120 gr de Yodo/100 gr muestra; para estas mezclas de aceite no se obtuvo el valor de peróxido, debido a ello se determina que el aceite estuvo en buenas condiciones de extracción, y por ende de buena calidad.

Respecto al Índice de Refracción los resultados obtenidos comprenden desde, 1.47286 (ACH-4) hasta 1.47529 (ACH-1), resultado menor ligeramente, comparado con el rango establecido de 1.4813 hasta 1.4818 (Ixtaina, 2010), pero dentro del rango 1.472 – 1.475 similares al aceite de lino (CODEX Alimentarius, 1999), de similar composición acídica que el aceite de chía.

Pequeñas cantidades de metales, particularmente cobre y hierro, lo que componen la cantidad de ceniza total tienen un efecto pro oxidante en los procesos de deterioro tales como la oxidación lipídica, motivo por el cual su presencia no es deseable en los aceites vegetales.

El contenido de ceniza en las mezclas de aceites fue mucho menor que el máximo nivel permitido para los aceites vegetales vírgenes (Codex Alimentarius Commission, 2011) y que los informados en la literatura para los aceites de girasol crudos y degomados (Bredvan et al., 2000). El contenido de ceniza (hierro y cobre) obtenido en mezclas de aceites comprende desde 0.063 mg/Kg (ACH-4) hasta 0.255 mg/Kg (ACH-3), siendo estos valores menores que los hallados en la literatura para aceites crudos de girasol (441- 932 ppm) (Bredvan et al., 2000) y soja (600-800 ppm) (List et al., 1978 mencionado en Guiotto, 2014).

Asimismo el valor de p-AV obtenidos comprenden desde 2.96 meqO₂/Kg (ACH-1) hasta 4.20 meqO₂/Kg, resultado similar al obtenido de del valor p-AV en Aceite de Girasol 5.1 meqO₂/Kg, Aceite de Chía 0.5 meqO₂/Kg, Mezcla de 80%/20% en peso Girasol-Chía 3.6 meqO₂/Kg y Mezcla de 90%/10% en peso Girasol-Chía 4.5 meqO₂/Kg (Guito, 2014), como sabemos el valor del índice de Anisidina se debería a todos los compuestos volátiles, presentes en la fase de propagación de la

oxidación de los ácidos Grasos, no se detectó valor de peróxidos en las muestras de aceites, indicando la buena calidad de los aceites empleados.

Tabla 19
Análisis fisicoquímicos de las mezclas de aceites Chía y Ajonjolí

Análisis	ACH-1	ACH-2	ACH-3	ACH-4	Unidad
Densidad	0,90 ± 0,00	0,89 ± 0,00	0,88 ± 0,00	0,87 ± 0,00	g/ml
Humedad	0,10 ± 0,01	0,09 ± 0,00	0,22 ± 0,00	0,07 ± 0,00	%
Ceniza	0,01 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,02 ± 0,00	0,01 ± 0,00	%
I.R.	1,48 ± 0,00	1,47 ± 0,00	1,47 ± 0,00	1,47 ± 0,00	-
Acidez	0,51 ± 0,00	0,53 ± 0,00	0,55 ± 0,02	0,58 ± 0,01	%
Yodo	105,41 ± 0,95	106,47 ± 1,84	112,40 ± 0,92	104,47 ± 1,27	cg Yodo/g
Anisidina	2,98 ± 0,17	3,43 ± 0,16	4,04 ± 0,13	3,81 ± 0,20	meqO ₂ /Kg
Peróxidos	nd	nd	nd	nd	meqO ₂ /Kg

Valores medios ± SD: Desviación Estándar (n=4); IR: Índice de Refracción; nd: no detectado

4.4. Evaluación del Índice de la Estabilidad Oxidativa (OSI) del aceite de Chía (*Salvia Hispánica L.*) y Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y sus mezclas por el método Rancimat

Los OSI del aceite de ajonjolí, chía y mezclas de estos (Tabla 20) mostraron en todos los casos que la temperatura ejerció un efecto importante, lo que era predecible ya que es conocido que la velocidad de las reacciones químicas tiende a duplicarse por cada 10°C de aumento de la temperatura a la cual ellas ocurren (Navas, 2010). Por lo tanto, los valores más altos de OSI se obtuvieron a medida que la temperatura decrece en orden 130, 120 y 110 °C. La presencia de los elevados niveles de ácidos grasos insaturados en las muestras (chía, ajonjolí y mezclas) juega un papel fundamental y determinante en su estabilidad oxidativa, altos grados de insaturaciones están directamente asociados con un menor OSI. Sin embargo, el más bajo OSI no siempre corresponde

con el más alto PUFA, lo que sugiere que otros factores, por ejemplo, el contenido de polifenoles y otros antioxidantes de origen natural en los aceites también contribuyen a la estabilidad oxidativa (Lutterodt et al., 2010).

Tabla 20

Estabilidad Oxidativa del Aceite de Ajonjolí, Chía y sus mezclas

	Temperatura (°C)		
	110	120	130
Muestras	OSI ± SD	OSI ± SD	OSI ± SD
Ajonjolí	10,45 ± 0,25	4,74 ± 0,12	2,33 ± 0,02
Chía	1,18 ± 0,02	0,41 ± 0,03	0,19 ± 0,01
ACH-1	6,24 ± 0,04	3,07 ± 0,05	1,62 ± 0,05
ACH-2	7,22 ± 0,13	3,52 ± 0,09	1,82 ± 0,02
ACH-3	7,65 ± 0,35	3,75 ± 0,08	1,90 ± 0,03
ACH-4	8,08 ± 0,08	4,00 ± 0,09	2,01 ± 0,01

OSI: horas; SD: desviación estándar (n=3)

Los OSI del aceite de ajonjolí fueron de 10,45, 4,74 y 2,33 h a 110, 120 y 130 °C, respectivamente; al comparar estos se encontraron resultados similares reportados por Villanueva et al., (2014) donde los OSI a 110 y 130 °C fueron de 11,37 y 2,42 h (F= 15 L/h), pero muy lejano a lo reportado en Abdel-Razek et al., (2012), donde el OSI obtenido a la muestra de aceite de semilla tostada de Sésamo, a 110 °C y F= 20 L/h fue de 25,2 h, también los OSI del aceite de chía fueron de 1,18, 0,41 y 0,19 h a 110, 120 y 130 °C, respectivamente; al comparar los valores se encontró un resultado similar reportado por Villanueva et al., (2017), donde el OSI a 110 °C fue de 1,49 h, así mismo valores de OSI en Aceite de chía sin tratamiento a 110 y 120 °C reportando valores de 1,83 y 0,51 h respectivamente (Estrada, 2015) y a 110 °C de 1,4 h (Martínez et al., 2015) usando un flujo de aire en Rancimat de 20 L/h, siendo este un posible motivo de diferencia entre los valores.

Así mismo en Rodríguez et al., (2015) reportó valores de OSI del aceite de Sacha Inchi a temperaturas 80, 90, 100 y 110 °C y F= 15 L/h, donde los valores reportados es menor a los aceites de Chía y Ajonjolí obtenidos en el presente estudio a F= 15 L/h a 110 °C los cuales fueron 1,18 y 10,45 h.

En la Tabla 20 también se muestra los OSI de la mezcla de aceites ajonjolí-chía, comparando los OSI de las mezcla entre sí, se reporta que fueron de 6,24, 3,07 y 1,62 h para la muestra ACH-1, 7,22, 3,52 y 1,82 h para la muestra ACH-2, 7,65, 3,75 y 1,90 h para la muestra ACH-3 y 8,08, 4,00 y 2,01 h para la muestra ACH-4 a temperaturas de 110, 120 y 130 °C (F= 15 L/h), respectivamente, resultado así ascendente los OSI respecto a las proporciones empleadas debido al aumento en la presencia de ácido linoleico (C18:2) reportados en la Tabla 18 siendo el orden de las mezclas: ACH-4, ACH-3, ACH-2 y ACH-1, teniendo relación con lo reportado en Guiotto et al., (2014) donde el tiempo de inducción de las mezclas girasol-chía (80:20 y 90:10 peso/peso – 2,7:1 y 5,3:1/ ω -6: ω -3) a una temperatura de 98°C y un F= 20 L/h fueron de 7,6 y 9,2 h guardando relación en el aumento del ácido linoleico en las mezclas de estos aceites, respectivamente.

En la figura 33 se muestra las curvas Rancimat, conductividad (μ s/ cm) vs tiempo (h), que evidencian el efecto de las condiciones experimentales de temperatura y flujo de aire sobre los valores de OSI para el aceite de mezclas de ajonjolí-chía. Este comportamiento podría atribuirse a la aceleración producida en la descomposición de hidroperóxidos de lípidos (Frankel, 2005).

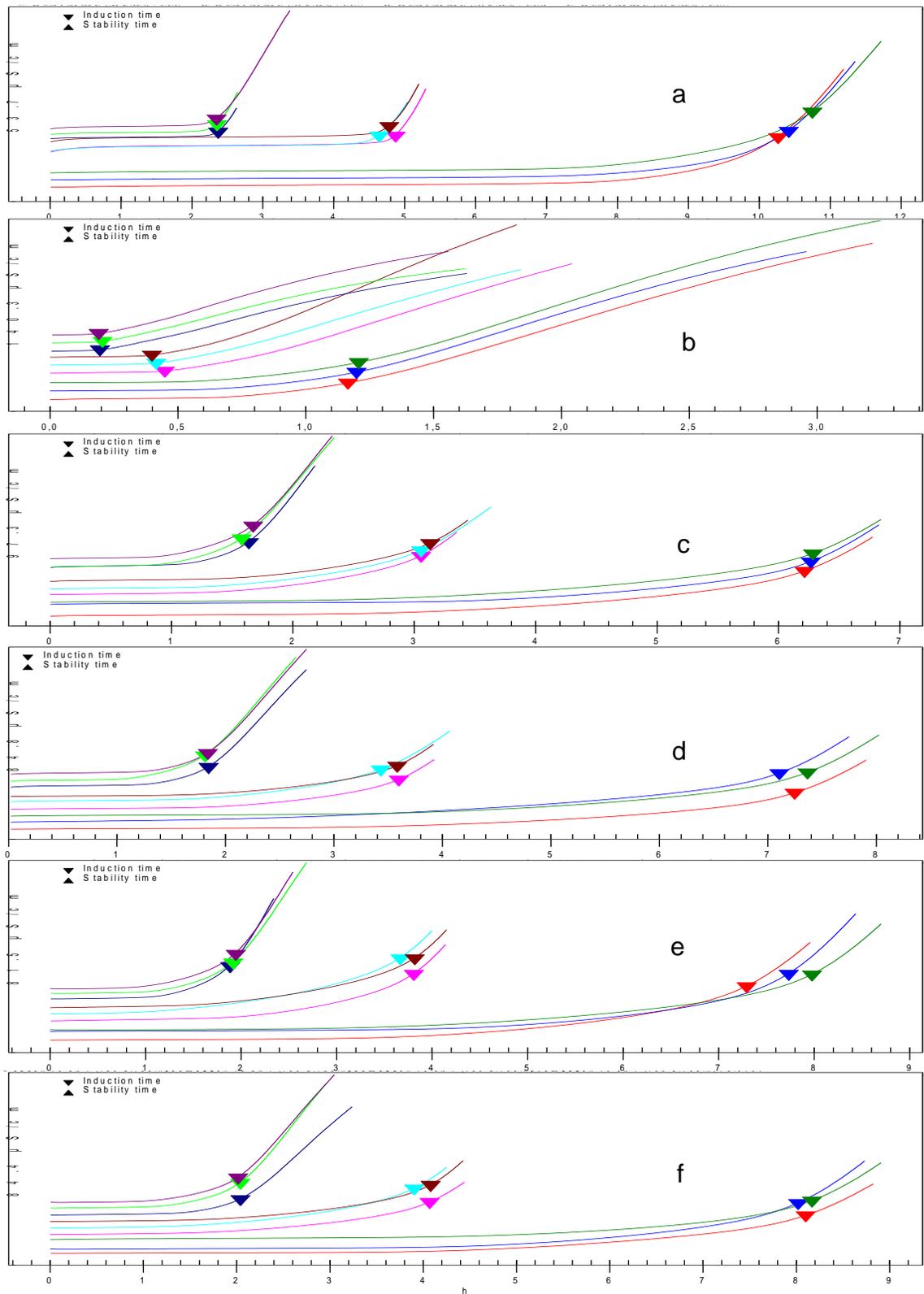


Figura 32: Variación de la Conductividad Eléctrica frente a OSI a temperaturas de 110, 120 y 130 °C: (a) Ajonjolí (b) Chía (c) ω-6: ω-3/ 4:1 (d) ω-6: ω-3/ 6:1 (e) ω-6: ω-3/ 8:1 (f) ω-6: ω-3/ 10:1

4.5. Determinación del tiempo de Vida Útil del aceite de Chía (*Salvia hispánica L.*), Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y sus mezclas

En la Tabla N 21 se muestra la relación lineal entre la temperatura y el Log (OSI) con su respectivo error estándar, para cada proporción en mezcla de aceites ajonjolí-chía (Figura 34) tomando como base los resultados de la Tabla 20, donde los valores A oscilan entre -0,0293 y -0,0397 °C y B entre 4.0162 a 4.5954; los coeficientes de regresión situados entre 0,9925 a 0,9999.

Tabla 21
Valores de regresión lineal A y B, sometidos al test Rancimat

FLUJO= 15 L/h	A±SE (°C ⁻¹)	B±SE	R ²
Chia	-0,0397±0,003	4,4222±0,414	0,9925
Ajonjoli	-0,0326±0,001	4,5954±0,122	0,9990
ACH-1	-0,0293±0,0009	4,0162±0,1058	0,9991
ACH-2	-0,0300±0,0007	4,1518±0,0837	0,9995
ACH-3	-0,0303±0,0004	4,2093±0,0532	0,9998
ACH-4	-0,0302±0,0002	4,2243±0,0244	0,9999

SE: Error Estándar (n=3)

(Navas, 2010), muestra resultados similares para el aceite virgen de sésamo, bajo las condiciones de flujos de aire (15, 20 y 25 L/h), los valores de A están ubicados entre -0,0312 a -0,0341°C y B entre 4,421 a 4,772 con un coeficiente de regresión entre 0,9970 a 0,999; para el caso de otros aceites vegetales como el de girasol el rango de A esta entre -0,0322 a 0,0325°C y B entre 4,975 a 5,038 con un coeficiente de regresión entre 0,9995 a 0,9998; en el aceite de pepa de uva A se encuentra entre -0,0318 a 0,0324°C y B entre 4,002 a 4,166 con un coeficiente de regresión entre 0,9967 a 0,9972.

(Villanueva et al., 2014), muestran resultados para el aceite virgen de sésamo, bajo las condiciones $F= 15, 20$ y 25 L/h, los valores de A están ubicados entre $-0,0313$ a $-0,0319^{\circ}\text{C}$ y B entre $4,4964$ a $4,5631$; los coeficientes de regresión situados entre $0,9984$ a $0,9993$.

En la Tabla 22 se muestran valores de la extrapolación del OSI a temperatura de 25°C donde se refleja la fuerte influencia con respecto a la insaturación de ácidos grasos en las muestras de aceites, donde los OSI a 25°C expresado en días de las muestras de aceite de Ajonjolí, Chía y mezclas fueron de $112, 252, 80, 105, 118$ y 123 días, cuyos errores de extrapolación fueron: $66, 85, 23, 24, 18$ y 8 h para muestra de Chía, Ajonjolí, ACH-1, ACH-2, ACH-3 y ACH-4, respectivamente (mostrado en la Figura 34).

Tabla 22
Valores de extrapolación de OSI a 25°C

FLUJO= 15 L/h (Cte.)	OSI \pm δ OSI (días)
Chia	112 ± 66
Ajonjoli	252 ± 85
ACH-1	80 ± 23
ACH-2	105 ± 24
ACH-3	118 ± 18
ACH-4	123 ± 8

OSI: horas, δ OSI: Error en la extrapolación, horas

Algunas de estas desviaciones (véase Tabla 22) son elevadas ya que el método de extrapolación parte del supuesto de que se mantiene la dependencia lineal de OSI con la temperatura, lo cual no es necesariamente cierto cuando se trabaja con valores muy alejados del límite inferior o superior del intervalo de valores experimentales (Navas, 2010).

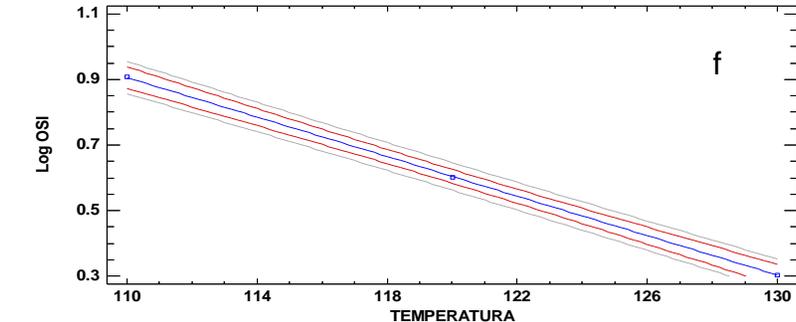
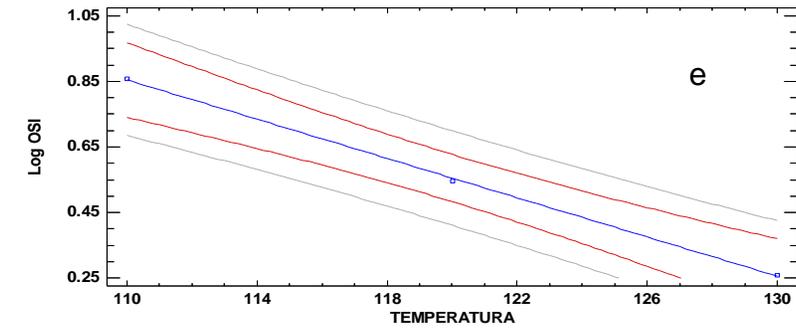
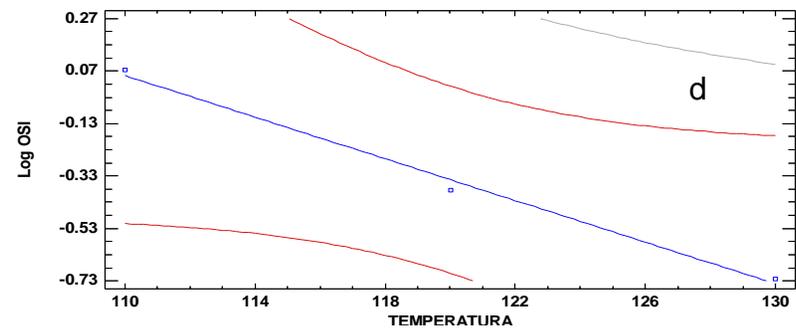
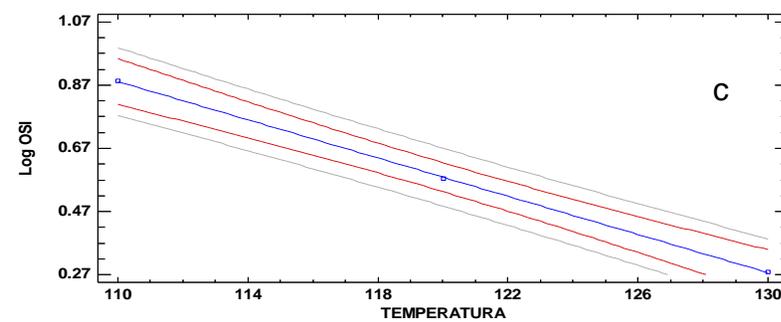
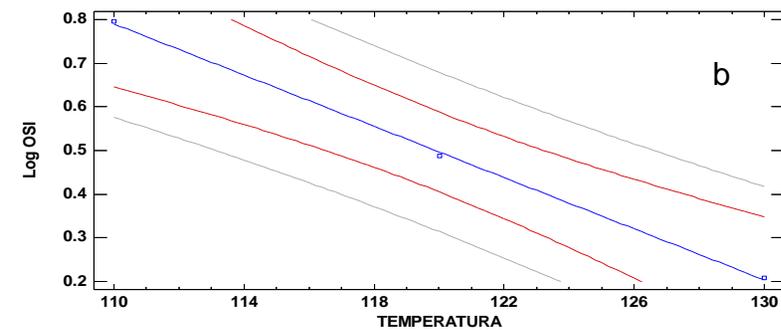
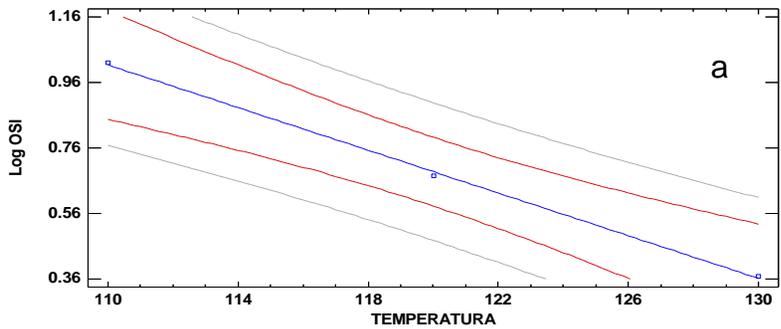


Figura 33: Gráficos de Regresión Lineal OSI vs Temperatura para las muestras de: (a) ajonjolí (b) Chía (c) ACH-1 (d) ACH-2 (e) ACH-3 (f) ACH-4

Fuente: Propia

(Rodriguez et al., 2015) en su investigación estimaron la vida útil del Aceite de Sacha Inchi a 25°C mediante el método de extrapolación a 1,79 años (653.35 días), siendo mayor a lo obtenido por la presente investigación, esta estabilidad es menor a la vida útil como el de girasol 1,68 años (613,2 días), pero mayor a la de uva 0,22 años (80,3 días) a la misma temperatura (Navas, 2010). También es superada con respecto al aceite de oliva que se encuentra entre 1.14 y 1.63 años (416,1 – 594,95 días) obtenido mediante un modelo de regresión combinado en almacenamiento a 50°C y altas temperaturas en Rancimat a 100-130°C (Farhoosh et al., 2007).

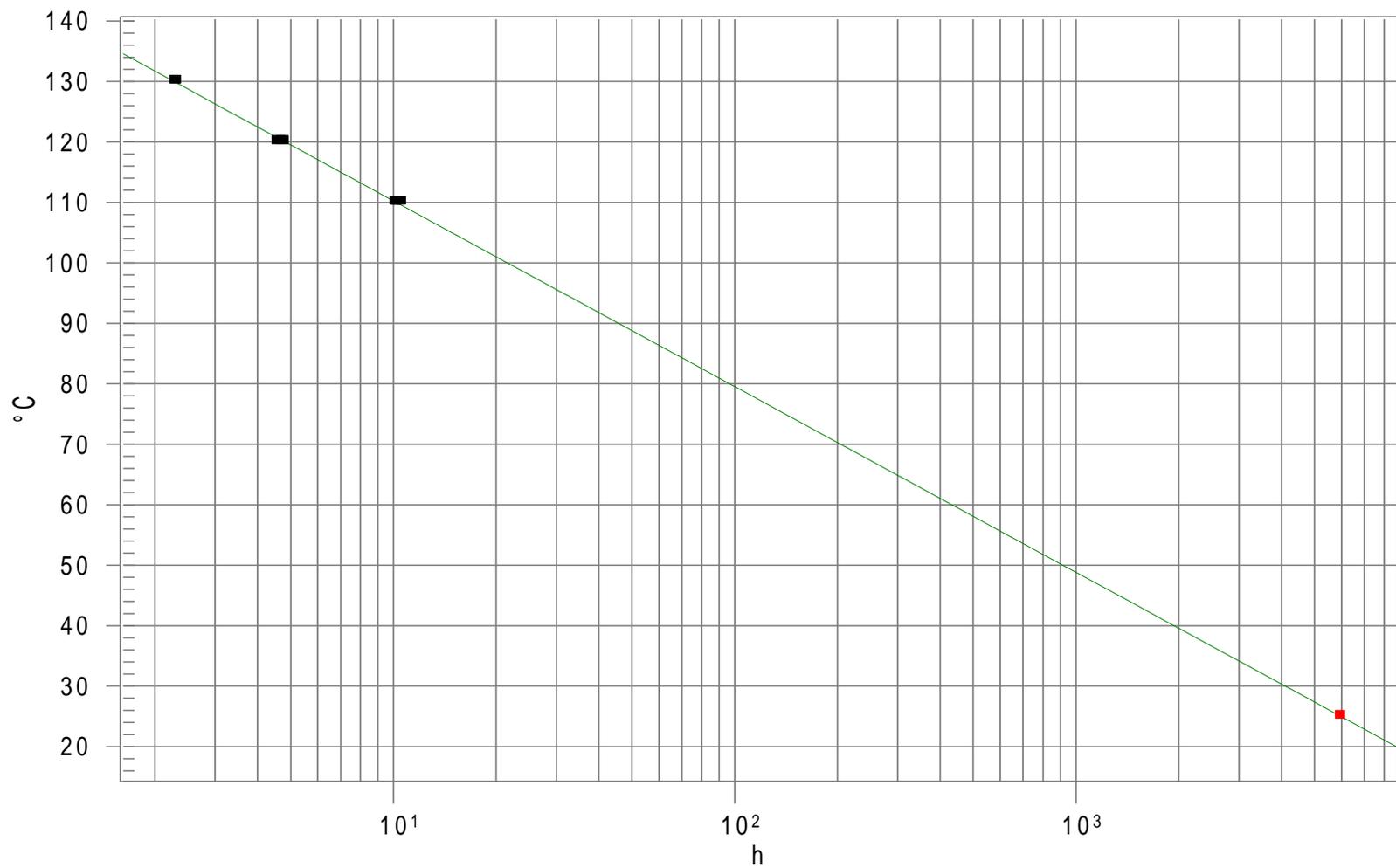


Figura 34: Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Aceite Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)

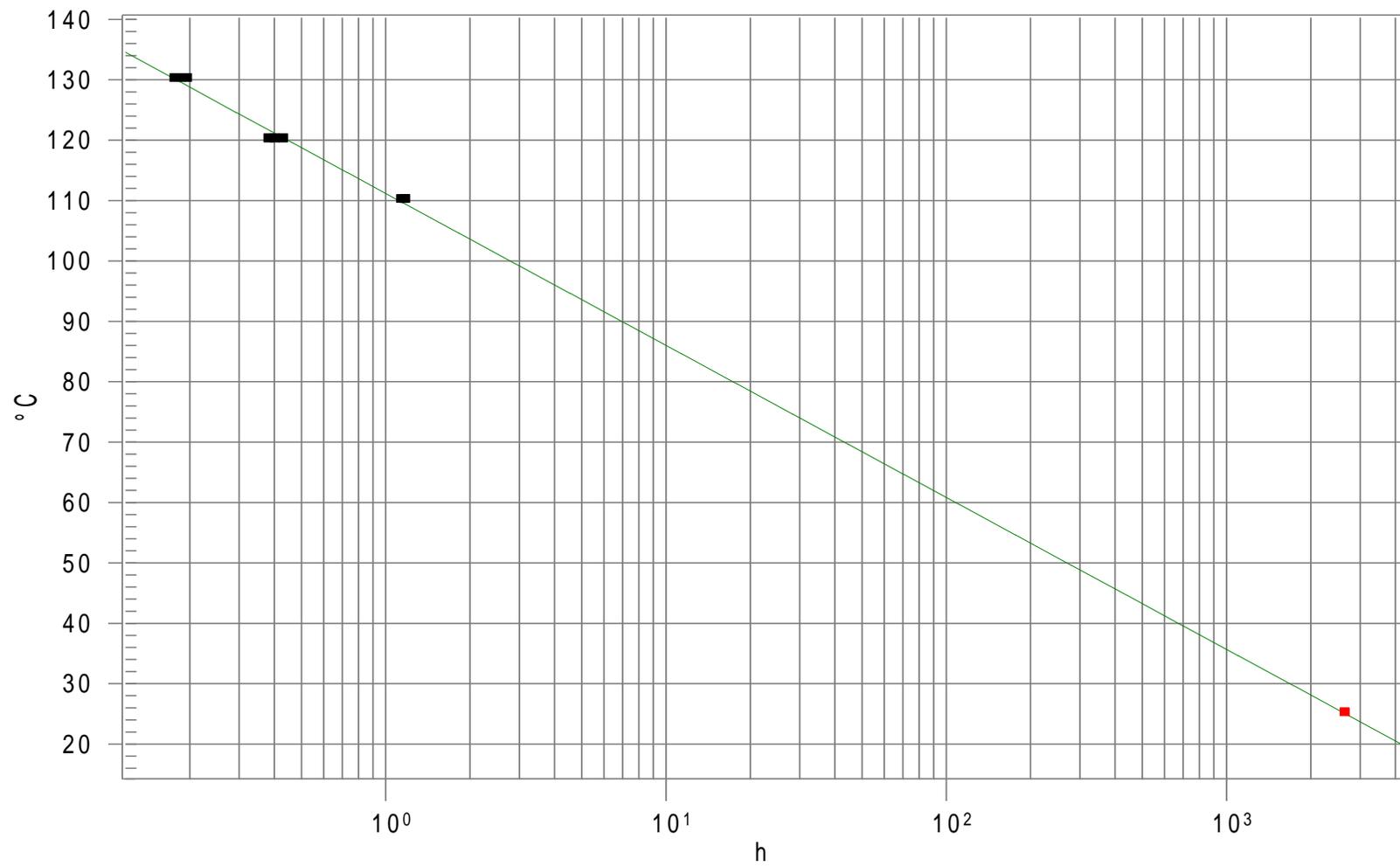


Figura 35: Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Aceite Chía (*Salvia Hispánica L.*)

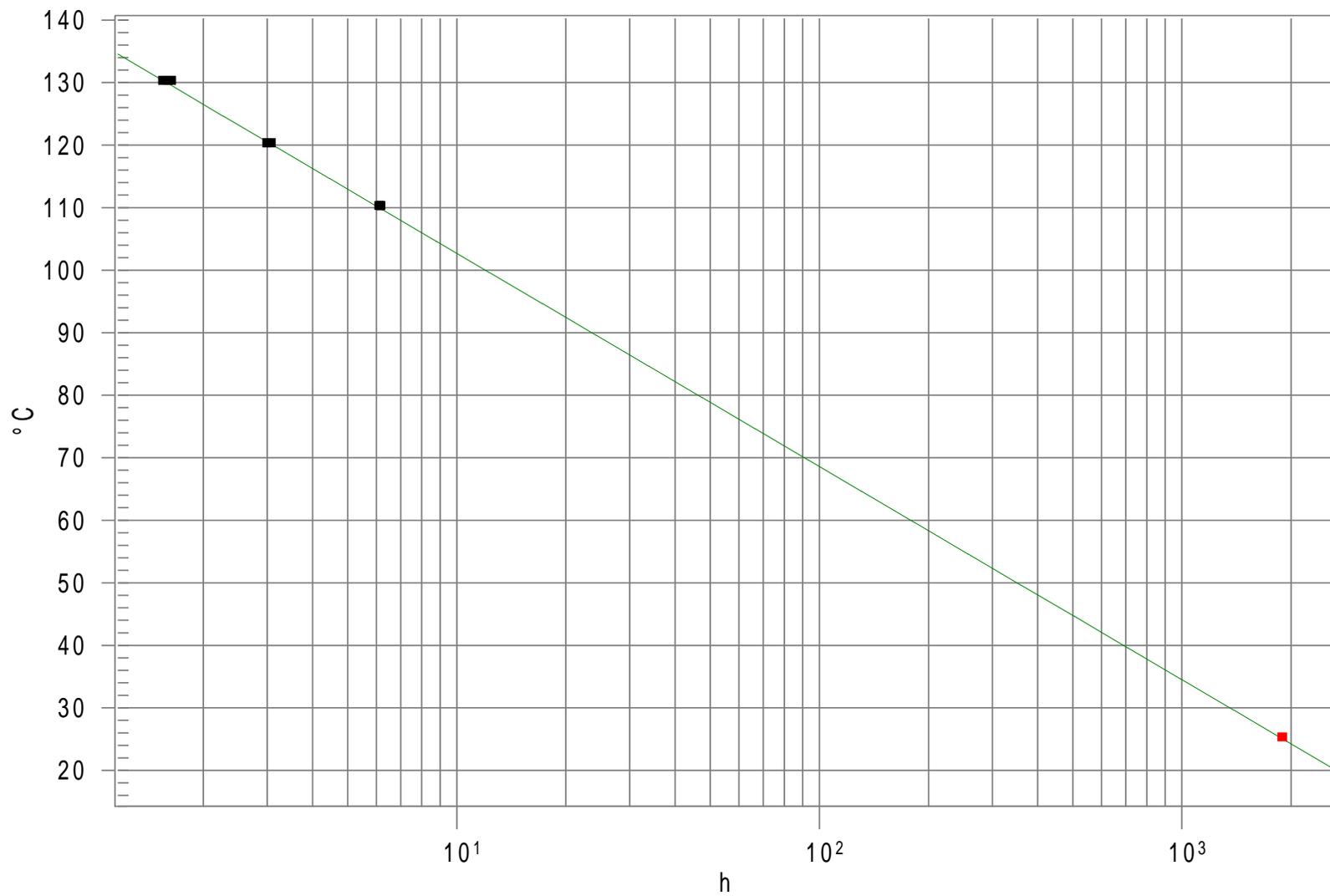


Figura 36: Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-1

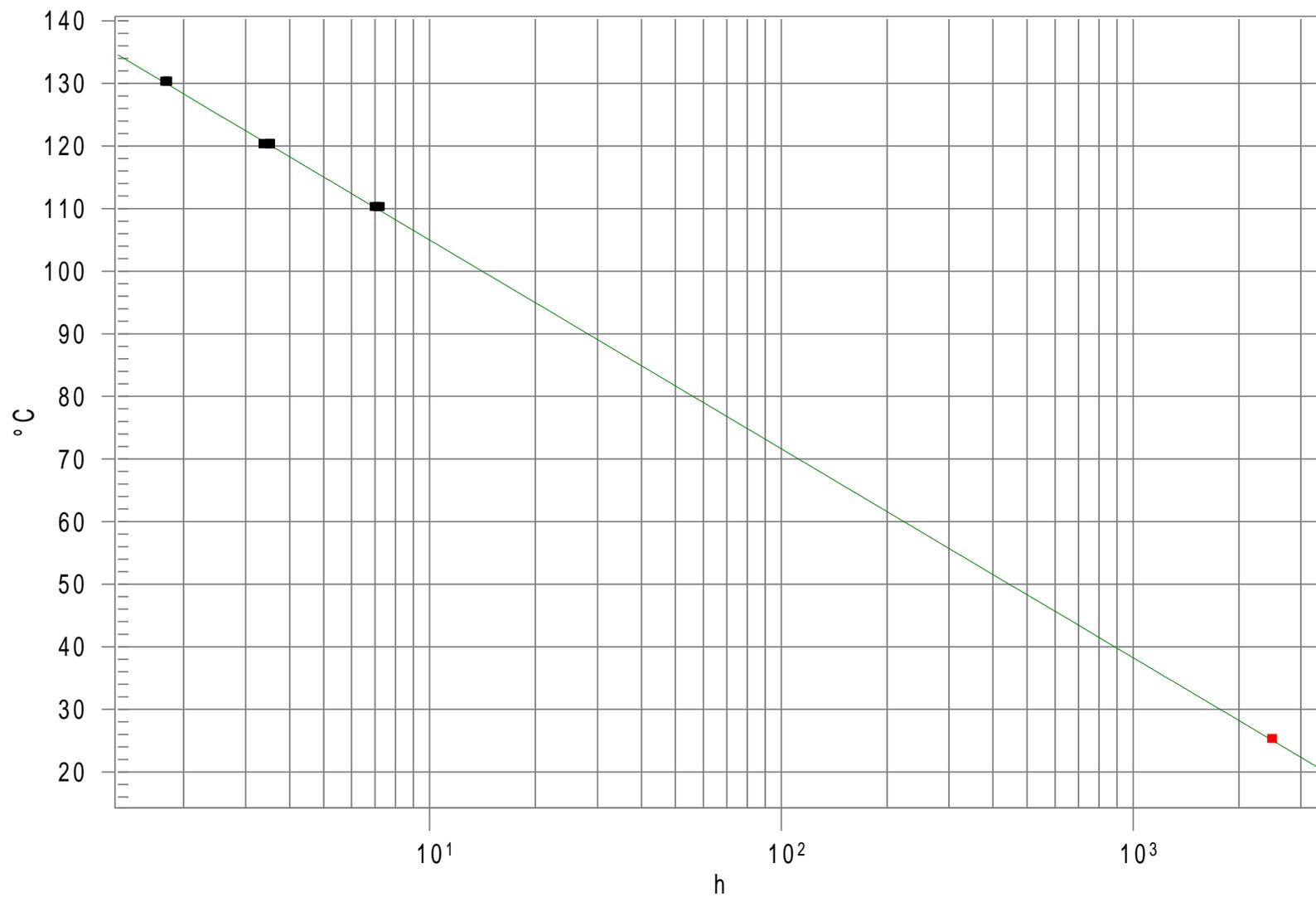


Figura 37: Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-2

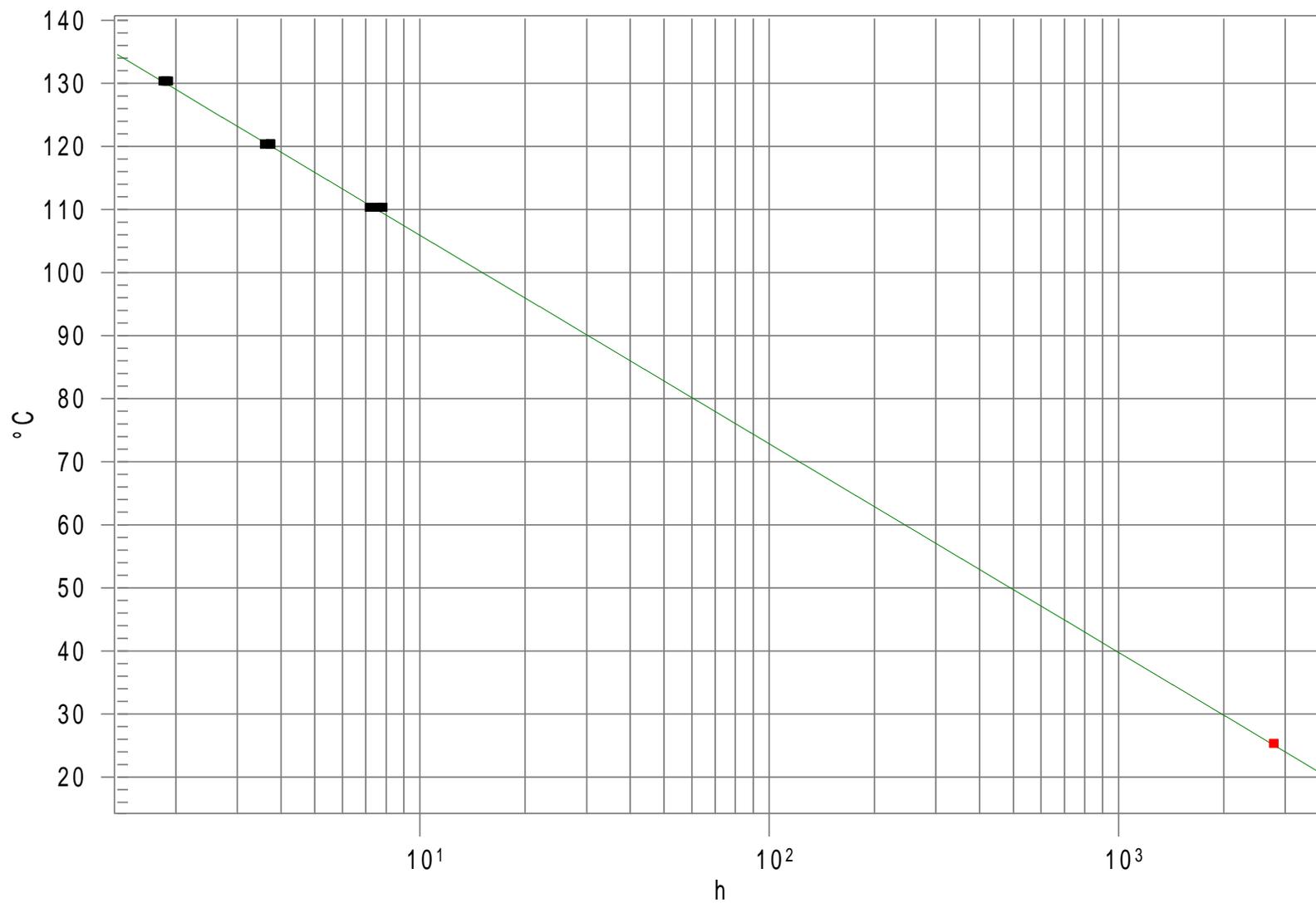


Figura 38: Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-3

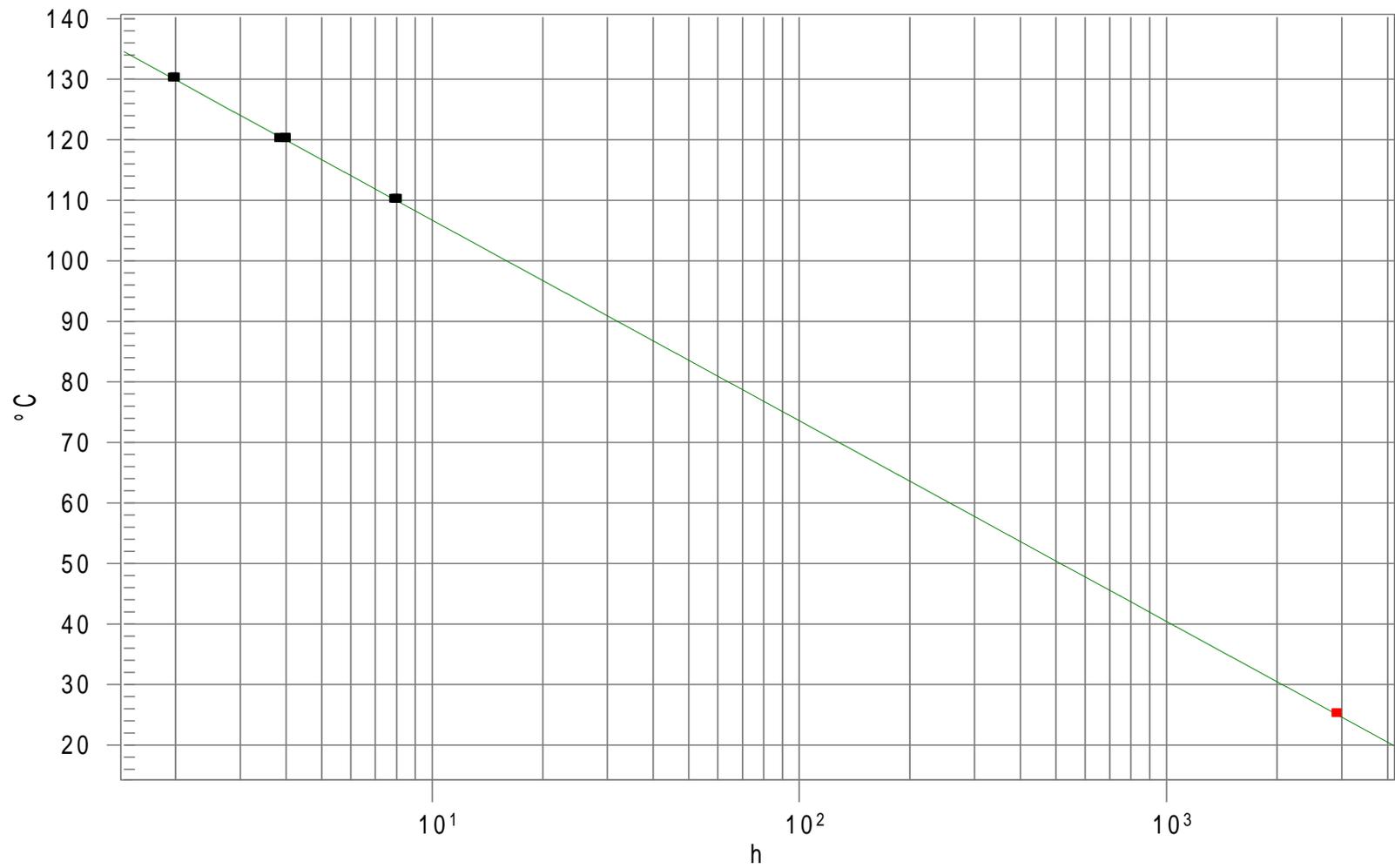


Figura 39: Grafico de Extrapolación a 25°C Rancimat: Muestra ACH-4

Tabla 23

Análisis de Varianza (ANOVA) del Índice de Estabilidad Oxidativas con respecto a las muestras de aceites y temperatura

FUENTE	Suma de Cuadrados	g.l.	Cuadrado Medio	Razón-F	Razón-P
Temperatura	186.714	2	93.3572	1323.54	0.0000
Muestra de Aceite	5.46585	3	1.82195	25.83	0.0000
Residuos	2.11607	30	0.0705357		
Total (Corregido)	194.296	35			

La Tabla 23, muestra los resultados en cuanto al índice de estabilidad oxidativa, donde la temperatura y las proporciones tienen diferencia altamente significativa a un nivel de significancia del 5%, ya que los valores $-P$, resultaron ser menores a 0,05 ($p < 0,05$) y también menores a 0,01 ($p < 0,01$).

Villanueva et al., (2014) estudio la influencia de los parámetros del Test Rancimat sobre la determinación de la estabilidad oxidativa en aceite de Sésamo Indicum L., usando como parámetros flujos de aire, temperatura y los índice de estabilidad oxidativa, concluyendo mediante el análisis de varianza (ANOVA) que dichos parámetros tienen diferencia altamente significativa a un nivel de significancia del 5%, ya que los valores $-P$, resultaron ser menores a 0,05 ($p < 0,05$) y también menores a 0,01 ($p < 0,01$), así mismo en (Gutiérrez y Terrones, 2015) determinaron la estabilidad oxidativa en aceite de semilla de Granada (*Púnica Granatum*) usando como parámetros flujos de aire, temperatura y los índice de estabilidad oxidativa, concluyendo que el índice de estabilidad oxidativa y la temperatura tienen diferencia altamente significativa.

4.6. Determinación de la Energía de Activación

En los Aceites de Chía, Ajonjolí y mezclas de estos se observan diferencias de energía de activación debido a la cantidad de muestras de aceites, sin embargo, estas diferencias pueden deberse a factores de tipo molecular, como por ejemplo la relación de ácidos grasos mono insaturado/ poliinsaturados, y no a consideraciones de tipo termodinámico. (Navas, 2010)

La Ea para el aceite de ajonjolí fue de 96,25 kJ/mol (Tabla 24), siendo menor a los presentados por Villanueva et al., (2014), 97,28, 98,79 y 96,86 kJ/mol a flujos de aire de 15, 20 y 25 L/h, respectivamente; la Ea para el aceite de chía fue de 117,49 kJ/mol siendo superior a los presentados por Guiotto et al., (2014) (71,95 kJ/ mol), Ixtaina et al., (2012) (69,5 kJ/mol) y Villanueva et al., (2017), 82,75, 82,75, 82,07, 83,70, 82,90 kJ/mol siendo estos resultados para la muestra control y adicionando antioxidantes: BHT, EQ, BHA y FT, respectivamente. Ambas muestras tienen menor Ea con respecto al aceite de sacha inchi 137,90 kJ/mol (Rodriguez et al., 2015).

Tabla 24

Determinación de la Energía de Activación (Ea) a F= 15 L/h

FLUJO= 15 L/h (Cte.) Muestras	Pendiente	R ²	Ea (KJ/mol)
CHIA	14130,654	0,99486	117,487
AJONJOLI	11576,052	0,99973	96,247
ACH-1	10425,637	0,99977	86,682
ACH-2	10653,832	0,99993	88,580
ACH-3	10752,613	0,99999	89,401
ACH-4	10719,731	0,99994	89,127

Las E_a para las mezclas de aceites ajonjolí – chía fueron 86,68, 88,58, 89,40 y 89,13 kJ/mol para las mezclas, ACH-1, ACH-2, ACH-3, ACH-4 (Figura 41), respectivamente, siendo superiores a los reportados en Guiotto et al., (2014) mezclando aceites de girasol-chía (80:20 peso/peso-control) 79,6 kJ/mol y (90:10 peso/peso-control) 83,7 kJ/mol.

Resultados semejantes para valores de energía de activación han sido obtenidos por (Dunn, 2008), en diferentes materiales oleaginosos destinados a la obtención de biodiesel; por ejemplo, los metil esterres del aceite de girasol ($E_a = 90$ kJ/mol) o los esterres provenientes de aceites utilizados en frituras con una energía de activación de 106,4 kJ/mol, el oleato de metilo puro tuvo un valor de Energía de activación igual a 82 kJ/mol.

Por otro lado, (Márquez-Ruiz et al., 2008), determinaron las constantes de velocidad de reacciones de oxidación de aceite de oliva, midiendo la velocidad de desaparición de los monómeros de los triacilgliceroles oxidados a distintas temperaturas empleando la prueba de Rancimat. Estas constantes fueron usadas para el cálculo de las energías de activación de acuerdo a la ecuación de Arrhenius y se obtuvieron resultados del orden de 104,9 kJ/mol.

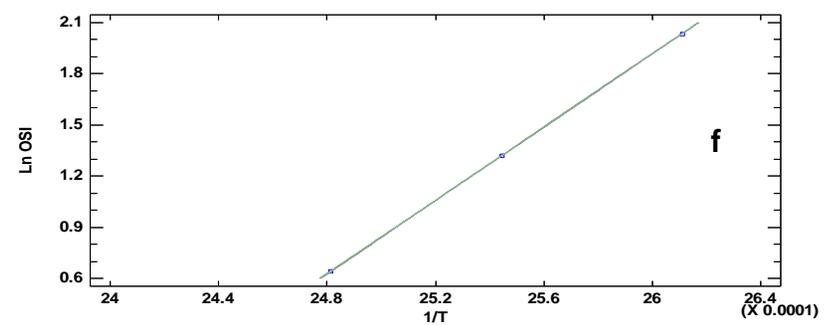
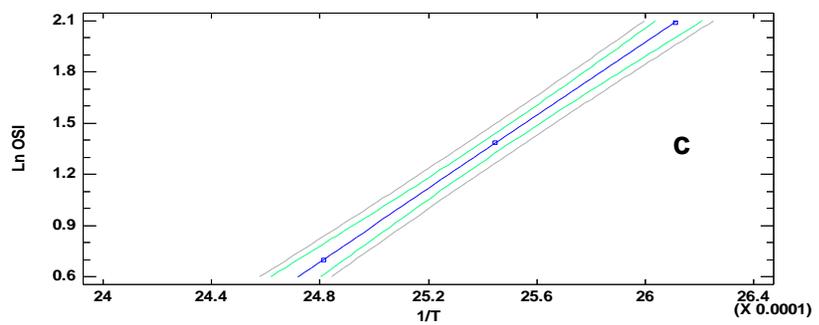
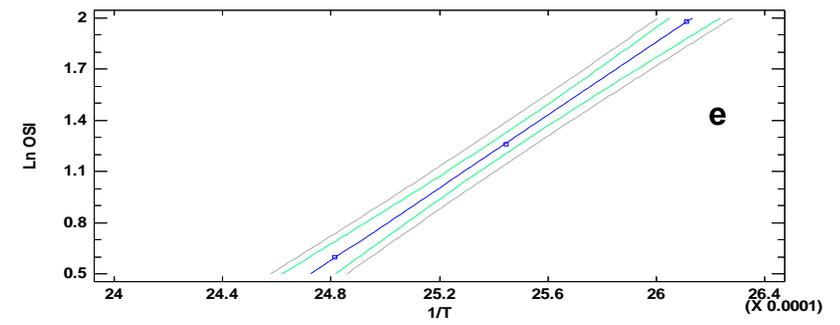
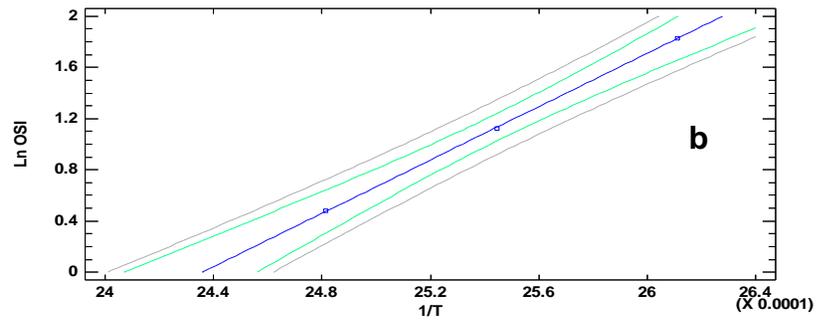
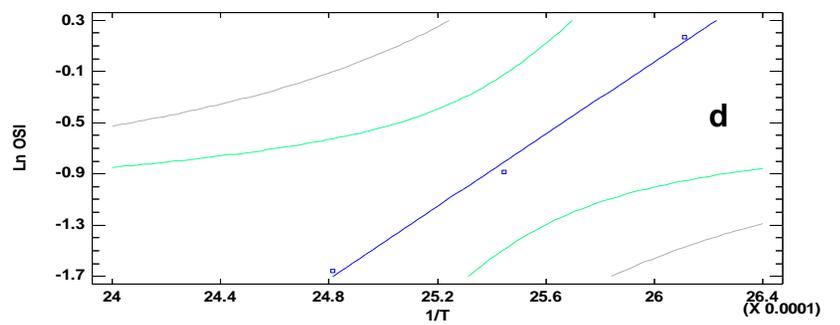
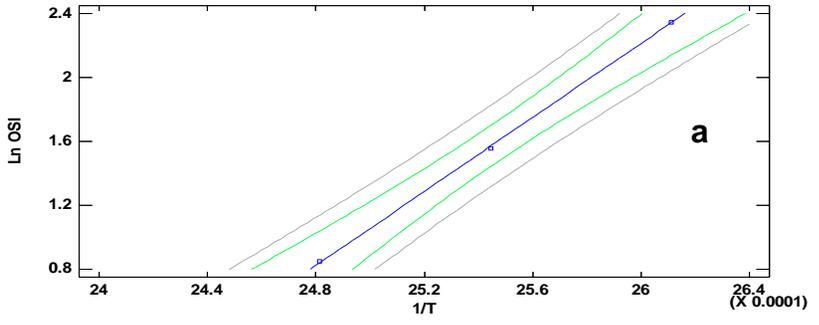


Figura 40: Gráficos de Regresión Lineal para el Ln (OSI) a F=15 L/h para Aceites de: a) Ajonjolí, b) Chía, c) ACH-1, d) ACH-2, e) ACH-3 y f) ACH-4

V. Conclusiones

- Las semillas de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) presentaron 10,43% de Humedad y 1,57% de Ceniza; así mismo las semillas de Chía (*Salvia Hispánica L.*) presentaron 8,13% de Humedad y 2,06% de Ceniza.
- El rendimiento obtenido en Semilla de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) fue de 45% en aceite crudo (39% de aceite clarificado y 6% de impurezas luego de centrifugar) y 55% en torta desgrasada; así mismo el rendimiento obtenido en la semilla de Chía (*Salvia Hispánica L.*) fue de 32,92% en aceite crudo (28,6% de aceite clarificado y 4,32% de impurezas luego de centrifugar) y 67,08% en torta desgrasada.
- Las características fisicoquímicas de los aceites de Ajonjolí y Chía fueron: 0,885 y 0,922 g/ml en densidad; 0,57 y 0,26 % de acidez; 1,45 y 1,34 de índice de refracción; 102,3 y 163,4 cg Yodo/ g en índice de yodo pero no se encontró valores de peróxidos.
- La composición de ácidos grasos para el aceite de ajonjolí y chía fueron: Acido Palmítico (8,76 y 6,82 %), Acido Esteárico (4,79 y 3,22 %), Ácido Oleico (40,71 y 6,22 %), Ácido Linoleico (44,84 y 19,18 %), Acido Linolénico (0,45 y 63,49 %); respectivamente.
- La relación en porcentaje peso/peso (Ac. Ajonjolí/Ac. Chía) de 84,5/15,5; 89,6/10,4; 92,3/7,7; 93,9/6,1 permitió obtener una relación de ácidos grasos ω -6/ ω -3 de 3,97 para ACH-1, 6,02 para ACH-2, 8,03 para ACH-3 y 10,01 para ACH-4; respectivamente.
- Las características fisicoquímicas de las mezclas de aceites de Ajonjolí - Chía fueron para las muestras ACH-1, ACH-2, ACH-3, ACH-4: 0,901, 0,894, 0,883 y 0,875 g/ml en densidad; 0,104, 0,085, 0,219 y 0,070 % en humedad; 0,011, 0,016, 0,024 y 0,008 % en ceniza; 1,475, 1,474, 1,473 y 1,473 de índice de refracción; 0,514, 0,532, 0,555 y 0,58 % en acidez; 105,415,

106,467, 112,403 y 104,475 cg Yodo/g en índice de Yodo; 2,98, 3,43, 4,04 y 3,81 meq O₂/Kg en p-Anisidina, respectivamente, así mismo no se encontró valores de peróxido.

- Los índices de estabilidad oxidativa a temperaturas de 110, 120 y 130 °C para el aceite de Chía fueron: 1,183, 0,413 y 0,19 h y para el aceite de Ajonjolí fueron: 10,453, 4,743 y 2,333 h respectivamente.
- Los índices de estabilidad oxidativa a temperaturas de 110, 120 y 130 °C para las mezclas de Ajonjolí – Chía fueron: ACH-1: 6,24, 3,07 y 1,62 h; ACH-2: 7,22, 3,52 y 1,82 h; ACH-3: 7,65, 3,75 y 1,90 h; ACH-4: 8,08, 4,00 y 2,01 h, respectivamente.
- La vida útil estimada mediante la extrapolación a 25 °C del aceite de Chía fue de 112±66 días, para el aceite de Ajonjolí fue de 252±85 días, para las mezclas: ACH-1 fue de 80±23 días; ACH-2 fue de 105±24 días; ACH-3 fue de 118±18 días; ACH-4 fue de 123±8 días.
- La energía de activación para las muestras de aceites de Ajonjolí, Chía, ACH-1, ACH-2, ACH-3, ACH-4 fueron: 96,247, 117,478, 86,682, 88,580, 89,401, 89,127 kJ/mol, respectivamente.
- La mezcla recomendable según los análisis fisicoquímicos es la muestra ACH-1 (relación ω -6/ ω -4 de 4), mientras que la muestra teniendo en cuenta la recomendación por la FAO con respecto a la estabilidad oxidativa y vida útil estimada es la muestra ACH-3 (relación ω -6/ ω -4 de 8).
- Luego de evaluar la estabilidad oxidativa en mezcla de aceites (Ajonjolí/Chía), se reportó que la temperatura y la relación ω -6/ ω -3 (a F= 15 L/h) tienen diferencia altamente significativa, ya que los valores-P, resultaron ser menores a 0,05 ($p < 0,05$).

VI. Recomendaciones

- Evaluar la actividad antioxidante del Aceite de Chía (*Salvia hispánica L.*) y del Aceite de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y sus mezclas.
- Evaluar la estabilidad oxidativa en diferentes mezclas de Aceites, considerando las proporciones nutricionales recomendadas entre el omega 3 y omega 6.
- Evaluar el perfil de ácidos grasos de las mezclas de aceites después de su análisis en el Rancimat.
- Determinación de fibra soluble e insoluble en mezclas de tortas de Chía y Ajonjolí.
- Cuantificación de proteínas por método DUMAS en la mezcla de la torta de Chía y Ajonjolí.

VII. Referencias Bibliográficas

- A. O. A. C. 1999. Official Methods of Analysis. Association of Official Analytical Chemist. EUA.
- Abdel-Razek A., El-Shami S., El-Mallah H., Hassanien M. (2011). Blending of Virgin Olive Oil With Less Stable Edible Oils to Strengthen Their Antioxidative Potencies. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 5(10), 312-318.
- Abdel-Razek A., Hassanien M. (2012). Improving the Stability of Edible Oils by Blending With Roasted Sesame Seed Oil as a Source of Natural Antioxidants. *Journal of Applied Sciences Research*, 8(8), 4074-4083.
- Ayerza R. (Jr) (1995). Oil Content and Fatty Acid Composition of Chía (*Salvia Hispanica* L.) from Five Northwestern Locations in Argentina. *J Am Oil Chem Soc*, 72, 1079-1081
- Ayerza, R., Wayne Coates. (2006) Chía, redescubriendo un olvidado alimento de los aztecas (1 ed.). Buenos Aires.
- Ayerza, R.Jr.; Coates, W. 2011. Protein content, oil content and fatty acid profiles as potential criteria to determine the origin of commercially grown chia (*Salvia Hispanica* L.). *Industrial Crops and Products* 34, 1366–1371.
- Ayerza, W. Coates (2005), *Chia. Rediscovering a Forgotten Crop of the Aztecs*, (The University of Arizona Press, 1st edition, Tucson, Arizona, p. 197).
- Barrera D., (1998): Estabilidad y utilización de nitrógeno en aceites y grasas. *Grasas y Aceites*, 49. Fase. 1, 55-63
- Beltrán-Orozco MC, Romero MR. (2003). Chía, alimento milenario. *Revista Industria Alimentaria*. Septiembre/Octubre: 20-29.
- Biesalski. (2007). *Nutrición texto y atlas*. Editorial panamericana. España.
- Blaine S., Savage P.E. (1992). Reaction Pathways in Lubricant Degradation. Reaction Model for n-Hexadecane autoxidation *Ind. Engineering Chemical Research*. 31, 69–75.
- Bodoroina, R.M.; Penci C.M.; Ribotta P.D.; Martinez L.M. (2017). Chía (*Salvia Hispánica* L.) oil stability: Study of the effect of natural antioxidants. *LWT – Food Science and Technology* 75, 107-113.
- CODEX ALIMENTARIUS (2011). Anteproyecto de revisión de la norma del codex para los aceites vegetales especificados. Penang, Malasia, 21-25.

- Código Alimentario Argentino, CAA (2008). Secretaría de Políticas, Regulación e Institutos y Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos. Recuperado de www.anmat.gov.ar/codigoa/Capitulo_XI.pdf (acceso 07/2010)
- Coronado M., Vega S., Gutierrez R., Garcia B., Diaz G. (2009) Los ácidos grasos omega-3 y omega-6: nutrición, bioquímica y salud. *FACMED. REB* 25(3), 72-79.
- Criado D. & Moya M. (2009). Actualizaciones El Medico. Vitaminas y Antioxidantes. Servicio de Medicina Interna y Urgencias. Hospital Puerta de Hierro, Madrid. España. 04-19.
- Delgado A., Palacio O. y Aperador W. (2015). *Efecto de Butil Hidroxitolueno (BHT) en la Estabilidad Oxidativa de un Lubricante a Base de Aceite de Ajonjolí*. Bogotá, Colombia.
- Demarco A (2009). Extracción por solvente. En: Temas Selectos en Aceites y Grasas - Volumen 1/ Procesamiento (Eds) Jane Mara Block, Daniel Barrera Arellano. AOCS Press, São Paulo, (Brasil)
- Devlin, T. M. (2004). Bioquímica, 4ª edición. Reverté, Barcelona. ISBN 84-291-7208-4. doi:10.1016/j.tibs.2007.09.013. PMID 18155912.
- Dunn R., (2008): Effect of Temperature on the Oil Stability Index (OSI) of Biodiesel. *Energy and Fuels*. 22, 657–662.
- Eco-Agricultor (2013). Semilla de ajonjolí propiedades nutricionales y usos.
- EFSA, European Food Safety Authority. (2010) Opinion on the safety of “Chia seeds (*Salvia hispanica* L.) and ground whole Chia seeds” as a food ingredient. EFSA J.
- Estrada J. & Estrada J. (2015). *Influencia de los parámetros Rancimat sobre la determinación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de Chía (*Salvia Hispánica* L) (tesis pregrado)*. Universidad Nacional del Santa, Ancash, Peru.
- Etherton P., Taylor D., Yu-Poth S y cols. (2000). Polyunsaturated fatty acids in the food chain in the United States. *Am J Clin Nutr*, 71, 179S-188S.
- EUFIC, European Food Information Council, (2006) Influencia de los ácidos grasos en la salud.
- FAO (2012), Grasas y Ácidos Grasos en nutrición humana., (edición española). Pág. (30, 60,63-64).
- FAO/WHO, Food Agricultural Organization/World Health Organization of the United Nations (1997). Food and nutrition paper N° 57. Fats and oil in human nutrition report of a joint expert consultation FAO/OMS. Roma.

- Farhoosh R. et al, (2007). Shelf-life prediction of edible fats and oils using Rancimat. *Lipid Technology* 19(10), 232-234.
- Frankel E N (2005). Lipid Oxidation. Ed. The Oily Press, Bridgewater, UK
- Frankel N., (1998): Lipid Oxidation. The Oily Press, Bridgewater, UK.
- García-Ochoa F. et al. (1989). Modeling of the Thermal n-Octane Oxidation in the Liquid Phase. *Industrial and Engineering Chemical Research*. 28:43–48.
- Gogus, U.; Smith, C. 2010. n-3 Omega fatty acids: a review of current knowledge. *Int. J. Food Sci. Technol* 45: 417–436.
- González L (2011). Protocolo de calidad para el aceite de girasol. Alimentos argentinos. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca de la Nación. Página web: www.alimentosargentinos.gov.ar/Protocolo_Aceite_Girasol.pdf (acceso 05/2013)
- Gordon M. et al. (2001). Measuring antioxidant activity en: Antioxidant in food, Eds. Pokorny J., Yanishlieva N., Gordon M., Woodhead Publishing Ltd, Cambridge.
- Guiotto E., Ixtaina V., Nolasco S., Tomas M. (2014). Effect of Storage Conditions and Antioxidants on the Oxidative Stability of Sunflower-Chia Oil Blends. *J Am Oil Chem Soc* 91, 767-776.
- Guiotto, Estefania et al. (2014), Aplicación de Subproductos de Chía (*Salvia hispánica L.*) y Girasol (*Helianthus annuus L.*) en alimentos. Argentina.
- Gutiérrez J. & Terrones J. (2015), *Caracterización fisicoquímica y estabilidad oxidativa del aceite de semilla de grana (Púnica Granatum) (tesis pregrado)*, Universidad Nacional del Santa, Ancash, Peru.
- Horner J.H., Choi S.Y., Newcomb M., (2000): Laser flash photolysis studies of alkoxy radical kinetics using 4-nitrobenzenesulfonate esters as radical precursors. *Org. Lett.* 2, 3369-3372.
- Instituto de Medicina (IOM) (2002). Ingestas alimentarias de referencia para energía, carbohidratos, fibras, grasas, ácidos grasos, colesterol, proteínas y aminoácidos. Washington, DC.
- Ixtaina V Y (2010). *Caracterización de la semilla y el aceite de chía (Salvia hispánica L.) obtenido mediante distintos procesos. Aplicación en tecnología de alimentos (tesis doctoral)*. Centro de Investigación y Desarrollo en Criotecnología de Alimentos (CIDCA). Facultad de Ciencias Exactas, Universidad Nacional de La Plata (FCE-UNLP)

- Ixtaina V Y, Nolasco S M, Tomás M C (2012). Oxidative Stability of Chía (*Salviahispanica* L.) Seed Oil: Effect of Antioxidants and Storage Conditions. *J Am OiChem Soc*, 89, 1077-1090.
- Jimenez P., Masson L., Quitral V. (2013). Chemical composition of chia seed, flaxseed and rosehip and its contribution in fatty acids omega-3. *Rev Chil Nutr* 40(2), 155-160.
- List G R, Evans C D, Kwolek K, Warner K, Bound B K (1978). Oxidation and quality of soybean oil: A preliminary study of the anisidine test. *J Am Oil Chem Soc*, 51, 17-21
- Lobo R., M. G. A., F. Javier Fuentes, Walter A. Rodríguez, Miguel Morandini y Mario R. Vevani. (2009). Desarrollo del cultivo de chía en Tucumán, República Argentina. *Avance agroindustrial*, 4(32), 27- 30.
- Lutterodt, H.; Luther, M.; Slavin, M.; Yin, J.; Parry, J.; Gao, J.; Yu, L. (2010). Fatty acid profile, thymoquinone content, oxidative stability, and antioxidant properties of cold-pressed black cumin seed oils. *LWT-Food Sci. Technol* 43, 1409–1413.
- Marquez-Ruiz G., Martin-Polvillo M., Velasco J., Dobarganes C., (2008): Formation of oxidation compounds in sunflower and olive oils under oxidative stability index conditions. *European Journal of Lipid Science and Technology*, 110, 1-6.
- Martínez, M.L.; Curti, M.I.; Roccia, P.; Llabot, J.M.; Penci, M.C.; Bodoira, R.M.; Ribotta, P.D. (2015). Oxidative stability of walnut (*Juglans regia* L.) and chia (*Salvia hispanica* L.) oils microencapsulated by spray drying. *Powder Technology* 270, 271–277.
- Mataix, J. (2004). Libro blanco de los Omega 3, Editorial Medica Panamericana, Madrid, España, Pág. 17.
- Méndez E., Sanhueza J., Speisky H. & Valenzuela A., (1996): Validation of the Rancimat test for the assessment of the relative stability of fish oils. *Journal of American Oil Chemists' Society*, 73, 1033-1037.
- Moreiras et al Col. (2013). Tablas de Composición de Alimentos. Editorial Pirámide. 16^{va} Edición. España.
- Nakatani N., Tachibana Y., Kikuzaki H., (2001): Establishment of a model substrate oil for antioxidant activity assessment by oil stability index method. *Journal of the American Oil Chemists Society* 78, 19–23.
- Navas P., (2010): Componentes minoritarios y propiedades antioxidantes de aceites vírgenes y tortas residuales obtenidos por presión en frío a partir de fuentes vegetales convencionales y no convencionales.

- Nutricion Hospitalaria (2005). Efectos cardiovasculares de los ácidos grasos omega-3 y alternativas para incrementar su ingesta. *ISSN 0212-1611, (1)* 63-69.
- Ortega-Nieblas M., Robles-Burgueño MR y Vázquez-Moreno L. (2001) Evaluación oxidativa de las mezclas de aceites de leguminosas del desierto de sonora con aceites de maíz y soja durante su almacenamiento. *Grasas y Aceites, Vol 52 Fasc 6*, 355-362.
- Pamplona, J. (2011). Alimentos que curan, Editorial Safeliz, Madrid, España, Pág. 32
- Preeti, Khetarpaul N., Jood S., Goyal R. (2007). Fatty acid composition and physico-chemical characteristics of cooking oils and their blends. *J. Dairying, Foods & H.S. 26(3/4)*, 202-208.
- Ract J., Shafer F., Gomes H., Bortolon J., Masahiro G., Almeida M., Hatanaka E., Curi R., Gioielli L. (2015). Production of vegetable oil blends and structured lipids effect on wound healing. *Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences, 51(2)*, 415-427.
- Ramos C., Tarazona G., (2001): Estudio de la estabilidad de hojuelas fritas de papa durante el almacenamiento al medio ambiente. *Anuales Científicos UNALM de la república de Perú*, 286 – 296.
- Ramsden, C. E., Zamora, D., Leelarthaepin, B., Majchrzak-Hong, S. F., Faurot, K. R., Suchindran, C. M., Ringel, A., Davis, J. M. and Hibbeln, J. R. 2013. “Use of dietary linoleic acid for secondary prevention of coronary heart disease and death: evaluation of recovered data from the Sydney Diet Heart Study and updated meta-analysis.” *Journal of British Medicine (Clinical research ed.)* 346.
- Rodríguez, G.; Villanueva, E.; Glorio, P.; Baquerizo, M. (2015). Oxidative stability and estimate of the shelf life of sacha inchi (*Plukenetia volubilis* L.) oil. *Scientia Agropecuaria* 6, 155–163.
- Roiaini M., Ardiannie T., Norhayati H. (2015). Physicochemical properties of canola oil, olive oil and palm olein blends. *International Food Research Journal* 22(3), 1227-1233.
- Sacks FM y Campos H. (2006) Editorial: Ácidos grasos poliinsaturados, inflamación y enfermedad cardiovascular: es hora de ampliar nuestra visión de los mecanismos. *J Clin Endocrinol Metab.*; 91, 398-400.
- Salazar M.E., Belén D., Marín G., Moreno H., (2007): Oxidation Kinetics of the Oil of the Coroba Palm (*Attalea maripa*). Universidad de Oriente, Venezuela. 19 N° 2: 172-182.
- Sánchez Potes, Alberto (2004). Cultivos Oleaginosos. Editorial: TRILLAS. Segunda Edición.

- Sanders, T. (2000): Polyunsaturated fatty acids in the food chain in Europe. *Am J Clin Nutr*, 71:176S-180S.
- Sayago A., Marin M.A., Aparicio R., Morales M.T., (2007): Vitamina E y aceites vegetales. *Grasas y Aceites*. 58 (1), 74-86.
- Schaich K.M., (2005): Lipid oxidation in fats and oils: an integrated view. In: Shahidi, F. (Ed.), *Bailey's Industrial Fats and Oils*, 6th ed John Wiley. New York, 1, pp. 269-355.
- Schaich K.M., (2008): Co-oxidations of oxidizing lipids: reactions with proteins. In: Kamal-Eldin, A., Min, D.B. (Eds.), *Lipid Oxidation Pathways*, CRC Press, Boca Raton, FL, pp. 183-274.
- Schaich K.M., Shahidi F., Zhong Y., Eskin M., (2013): Lipid Oxidation. *Biochemistry of Foods*, 419-478.
- Simopoulos P. (2008). La importancia de la proporción entre los ácidos grasos esenciales omega 6 y omega 3. *Biomed Pharmacother*.
- Slavin M., Cheng Z., Luther M., Kenworthy W., Yu L., (2009): Antioxidant properties and phenolic, isoflavone, tocopherol and carotenoid composition of Marylandgrown soybean lines with altered fatty acid profiles. *Food Chem*. 114, 20-27.
- Suja, K.P.; Jayalekshmy, A.; Arumughan, C. (2005). Antioxidant activity of sesame seed extract. *Food Chemistry* 91, 213-219.
- Sun Y.E., Wang W.D., Chen H.W., Li C., (2011): Autoxidation of unsaturated lipids in food emulsions. *Crit. Rev. Food Sci. Nutr*. 51, 453.
- Tiwari M., Tiwari K., Toliwal S. (2014). Studies on Thermal Stability of Palm – Sesame oil blends during Deep Fat Frying. *Journal of Scientific & Industrial Research* 73, 153-156.
- Valente T., Hidalgo J., Bolea I., Ramirez B., Angles N., Reguant J., Morello J.R., Gutierrez C., Boada M., Unzeta M., (2009): A diet enriched in polyphenols and polyunsaturated fatty acids, LMN diet, induces neurogenesis in the subventricular zone and hippocampus of adult mouse brain. *Journal of Alzheimer's Disease*, 18(4), 849-865.
- Valenzuela B., Alfonso y Nieto K. (2003) Ácidos grasos omega-6 y omega-3 en la nutrición perinatal: su importancia en el desarrollo del sistema nervioso y visual.
- Velásquez G. (2006), *Fundamentos de alimentación saludable*, 1º Edición, Editorial Universidad de Antioquia, Pág. 47.

- Villanueva E. & Castillo D. (2014). *Influencia de los parámetros Rancimat sobre la determinación del índice de estabilidad oxidativa del aceite de Sesamum Indicum L. (tesis de pregrado)*. Universidad Nacional del Santa, Ancash, Peru.
- Villanueva E., Castillo D., Rodriguez G. (2014). Influence of the Rancimat parameters on the determination of oxidative stability index of *Sesamum Indicum L.* oil. *Scientia Agropecuaria* 4(2013), 173-180.
- Villanueva E., Rodriguez G., Aguirre E., Castro V. (2017). Influence of antioxidants on oxidative stability of the oil Chia (*Salvia hispanica L.*) by Rancimat. *Scientia Agropecuaria* 8(1), 19-27.
- Vuksan V.(2002). *Salvia Hispanica L. (Chia) In the Management and Treatment of Cardiovascular Disease, Diabetes and Associated Risk Factors*. Int. Patent WO02072119.
- Wijendran V y Hayes KC. (2004). El equilibrio de los ácidos grasos alimentarios n-6 y n-3 y la salud cardiovascular. *Annu Rev Nutr.*; 24, 597-615.
- Yang Li, Wen-Jun Ma, Bao-Kun Qi, Sami Rokayya, Dan Li, Jing Wang, Hong-Xia Feng, Xiao-Nan Sui, Lian-Zhou Jiang. (2014). Blending of Soybean Oil with Selected Vegetable Oils: Impacto on Oxidative Stability and Radical Scavenging Activity. *Asian Pac J Cancer Prev*, 15 (6), 2583-2589
- Zavala F. & Castillo F. (2007). *Obtención del aceite virgen de la semilla de Ajonjolí. (tesis de pregrado)*. Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.
- Zheng Y, Wiesenborn DP, Tostenson K, Kangas N (2003). Screw pressing of whole and dehulled flaxseed for organic oil. *J Am Oil Chem Soc* 80, 1039-1045.

VIII. Anexos

Metodología de la extracción de aceite por prensado en frío

- Acondicionamiento (Pesado y Limpieza) de semillas de *Sesamum Indicum L.* y Chía (*Salvia Hispánica L.*)



- Extracción por Prensado en Frío



Al prensar las semillas se obtiene:



Aceite + Impurezas

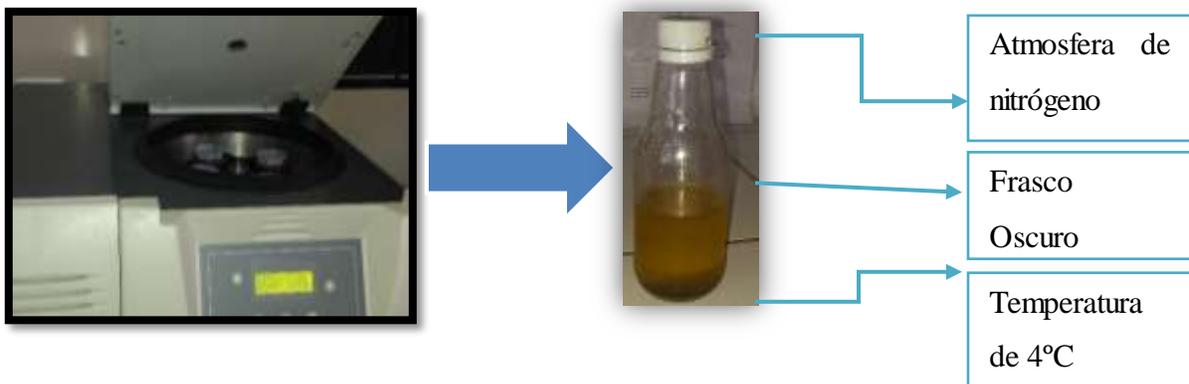


Torta Desgrasada

- Realizamos la centrifugación del aceite + impurezas (Ajonjolí)

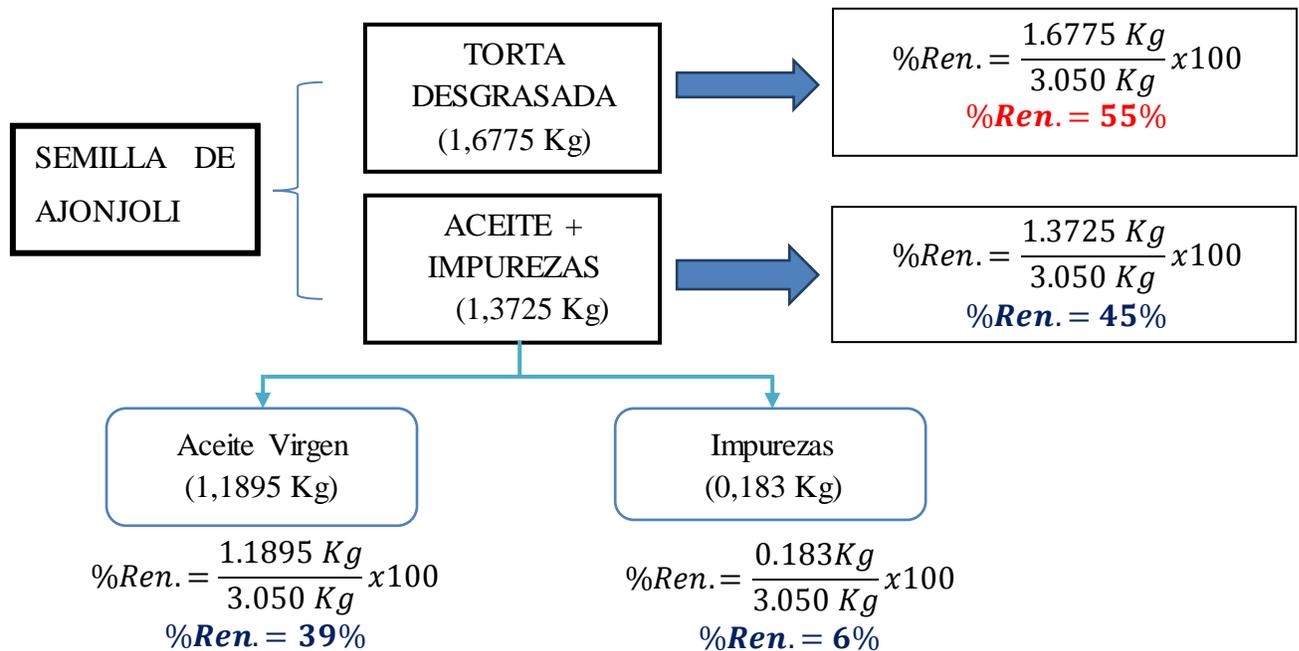


- Realizamos la centrifugación del aceite + impurezas (Chía)

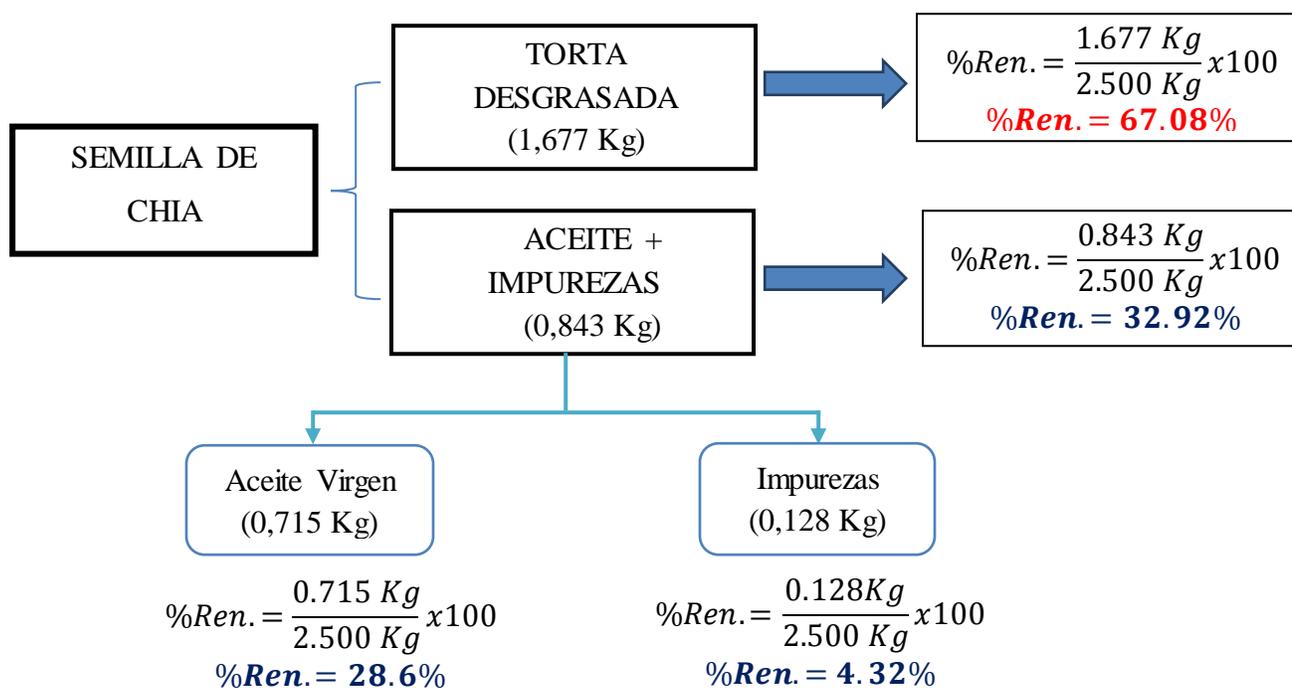


- Determinamos el Rendimiento de Aceite de Chía y Ajonjolí

✓ Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*)



✓ Chía (*Salvia Hispánica L.*)



- Para la obtención de las mezclas de aceites, tenemos en cuenta las concentraciones obtenidas de ω-6 y ω-3 en los aceites de Ajonjolí (*Sesamum Indicum L.*) y Chía (*Salvia Hispánica L.*):

	Ajonjolí (a)	Chía (b)
Ácido Linoleico (Omega 6)	0,4484	0,1918
Ácido Linolénico (Omega 3)	0,0045	0,6349

Teniendo en cuenta que la suma de aceite de Ajonjolí y aceite de Chía en la mezcla es del 100%, determinaremos las cantidades peso/peso de cada uno para llegar a la relación de ω-6/ω-3.

Sabemos que: $a + b = 1 \dots (10)$, despejando la ecuación (10), obtenemos: $b = 1 - a \dots (11)$

Determinamos una relación de Omegas:

$$\frac{\text{Suma de Omega 6}}{\text{Suma de Omega 3}} = X \dots (12)$$

A partir de la ecuación (12):

$$\frac{0,4484a + 0,1918b}{0,0045a + 0,6349b} = X \dots (13)$$

Donde:

a: Cantidad centesimal de aceite de Ajonjolí

b: Cantidad centesimal de aceite de Chía

X: Relación de ω-6/ω-3

Reemplazando la ecuación (11):

$$\frac{0,4484a + 0,1918(1 - a)}{0,0045a + 0,6349(1 - a)} = X \dots (14)$$

Resolviendo la ecuación (14), obtenemos una relación de “a” (cantidad centesimal de Ajonjolí) con respecto a “X” (relación de $\omega-6/\omega-3$):

$$a = \frac{0,6349X - 0,1918}{0,2566 + 0,6304X} \dots (15)$$

<p><i>Cuando la Relación de $\omega-6/\omega-3$ es 4:</i></p> <p>Reemplazamos en la ecuación (15):</p> $a = \frac{0,6349(4) - 0,1918}{0,2566 + 0,6304(4)}$ <p>Resolviendo, tendríamos como resultados:</p> <p>a= 0,845 \approx 84,5 % peso (Aceite de Ajonjolí)</p> <p>b= 0,155 \approx 15,5% peso (Aceite de Chía)</p> <p>Por lo tanto:</p> <p>ACH-1: 84,5/15,5 (peso/peso) \approx $\omega-6/\omega-3= 4$</p>	<p><i>Cuando la Relación de $\omega-6/\omega-3$ es 6:</i></p> <p>Reemplazamos en la ecuación (15):</p> $a = \frac{0,6349(6) - 0,1918}{0,2566 + 0,6304(6)}$ <p>Resolviendo, tendríamos como resultados:</p> <p>a= 0,896 \approx 89,6 % peso (Aceite de Ajonjolí)</p> <p>b= 0,104 \approx 10,4% peso (Aceite de Chía)</p> <p>Por lo tanto:</p> <p>ACH-2: 89,6/10,4 (peso/peso) \approx $\omega-6/\omega-3= 6$</p>
<p><i>Cuando la Relación de $\omega-6/\omega-3$ es 8:</i></p> <p>Reemplazamos en la ecuación (15):</p> $a = \frac{0,6349(8) - 0,1918}{0,2566 + 0,6304(8)}$ <p>Resolviendo, tendríamos como resultados:</p> <p>a= 0,923 \approx 92,3 % peso (Aceite de Ajonjolí)</p> <p>b= 0,077 \approx 7,7% peso (Aceite de Chía)</p> <p>Por lo tanto:</p> <p>ACH-3: 92,3/7,7 (peso/peso) \approx $\omega-6/\omega-3= 8$</p>	<p><i>Cuando la Relación de $\omega-6/\omega-3$ es 10:</i></p> <p>Reemplazamos en la ecuación (15):</p> $a = \frac{0,6349(10) - 0,1918}{0,2566 + 0,6304(10)}$ <p>Resolviendo, tendríamos como resultados:</p> <p>a= 0,939 \approx 93,9 % peso (Aceite de Ajonjolí)</p> <p>b= 0,061 \approx 6,1% peso (Aceite de Chía)</p> <p>Por lo tanto:</p> <p>ACH-4: 93,9/6,1 (peso/peso) \approx $\omega-6/\omega-3= 10$</p>



Aceite de Chía



Aceite de Ajonjolí



Se procede a pesar los aceites según cálculos establecidos (Chía)

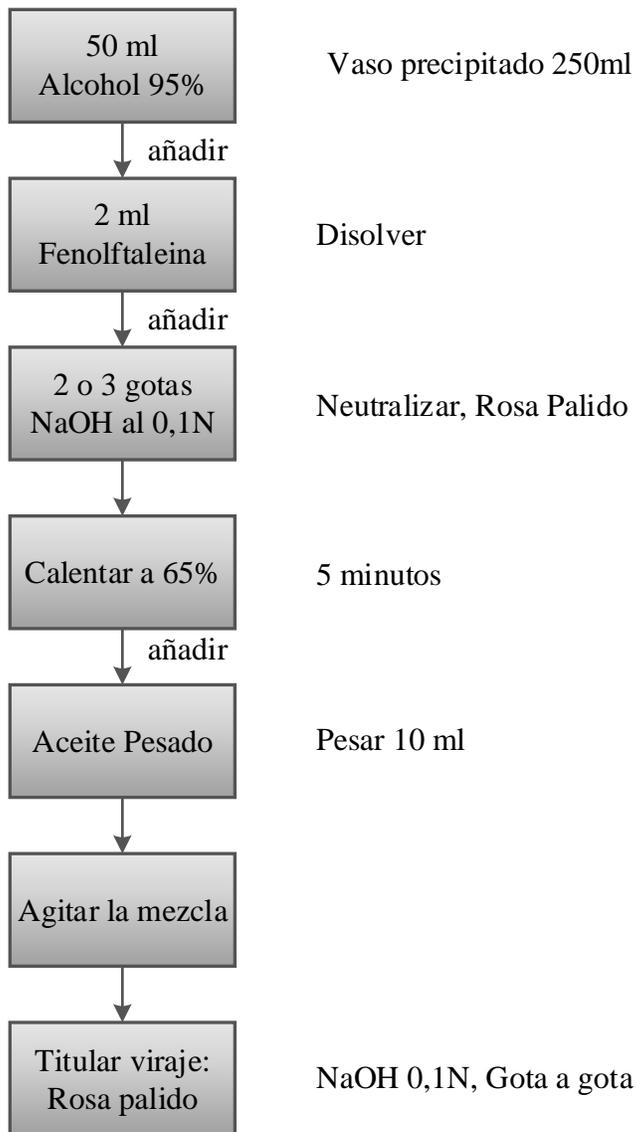


Se procede a pesar los aceites según cálculos establecidos (Ajonjolí)



Se obtiene las mezclas de aceites de según las proporciones 4:1, 6:1, 8:1 y 10:1

Determinación del Índice de Acidez en Mezclas de aceites (Ajonjolí – Chía)



$$AL = \frac{G \times N \times 28.2}{W}$$

- N : Normalidad del NaOH
- G : Gasto del NaOH



Añadimos 50 ml
Alcohol + 2 ml
Fenolftaleína



Después de calentar a 65°C
agregamos 10ml de Aceite



Muestra agitada
antes de ser
titulada



Titulando con NaOH 0,1N

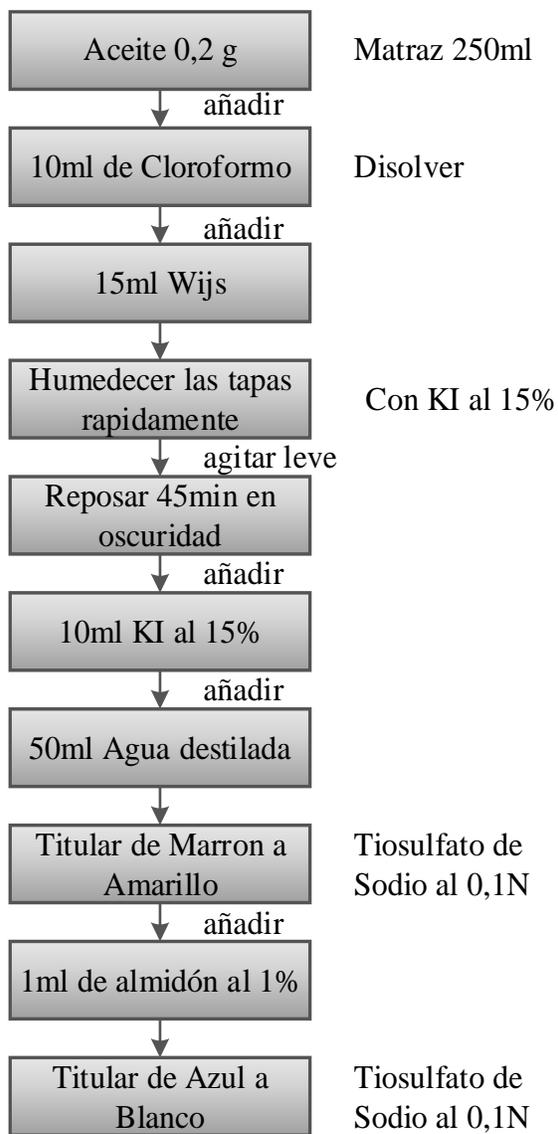


Viraje a Rosa Pálido



MUESTRAS

Determinación del Índice de Yodo en mezclas de aceites (Ajonjolí – Chía)



$$IY = \frac{(B - M) \text{ ml} \times N \times 12.65}{W}$$

- Realizar blanco, mismo procedimiento sin aceite
- Gasto de Tiosulfato de Sodio en blanco (B)
- Gasto de tiosulfato de sodio en muestra (M)
- Peso de aceite (W)
- Normalidad del Tiosulfato de Sodio



Se pesa 0.2 gr de aceite



Agregamos 10 ml de Cloroformo y agitamos



Se agrega el Reactivo de Wijs y se deja en oscuridad 45 min



Coloración antes de la 1° Titulación



Primer cambio de color de Marrón a Amarillo Oscuro



Coloración azul cuando se agrega Almidón

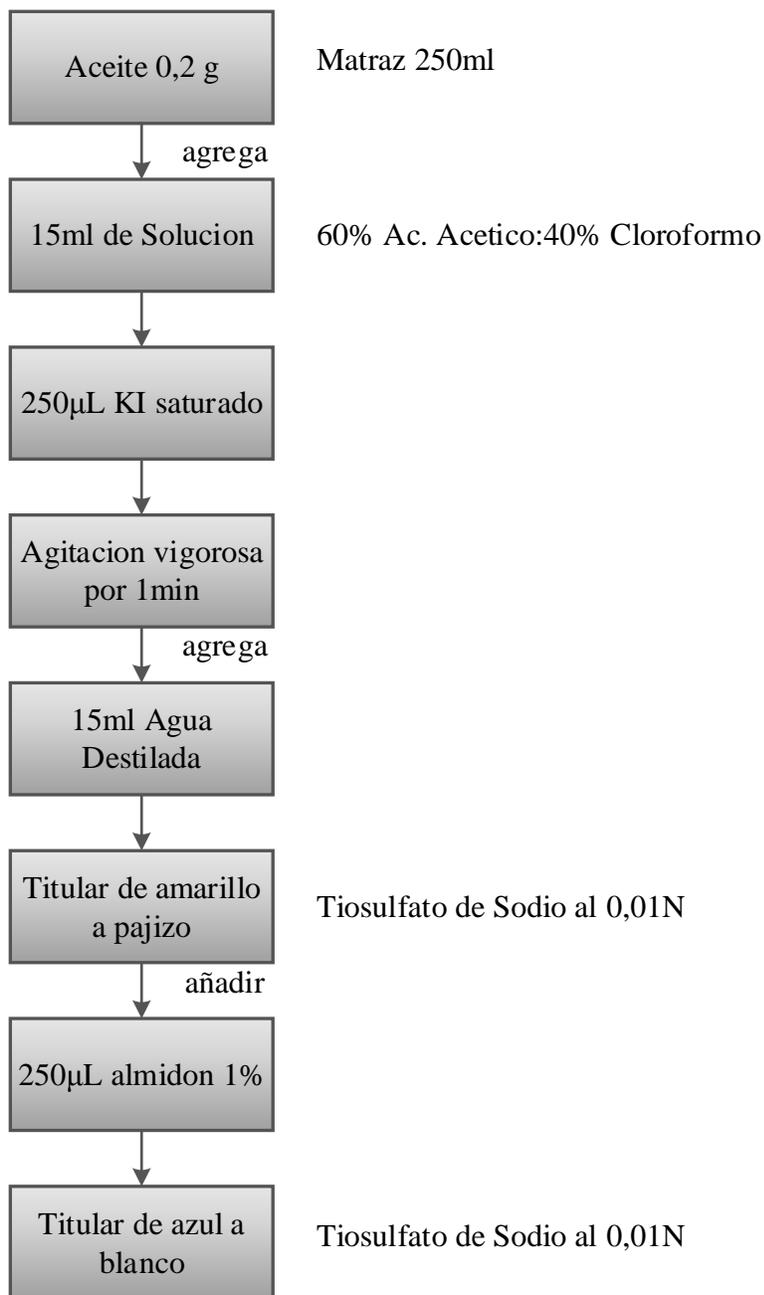


Homogenización de la muestra



Incoloro después de la 2° Titulación

Determinación del Índice de Peróxido en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)



$$IP = \frac{Vt \times N \times 1000}{W_{aceite}}$$

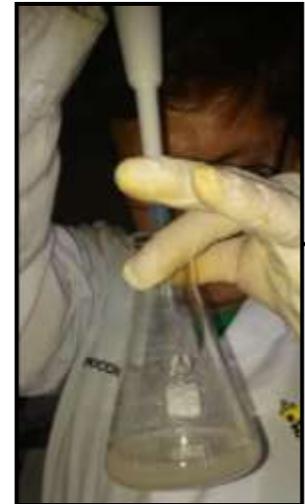
- Vt : Volumen gastado de Tiosulfato de Sodio 0.01 N
- N : Normalidad del Tiosulfato de Sodio
- W : Peso del aceite (gr)



Se pesa 0.2 gr de aceite



Se agrega la solución Cloroformo/Ac. Acético



Se agrega KI saturado



Se agita durante 1 minuto, se agrega Agua Destilada y al titular llega a una coloración amarilla pajizo

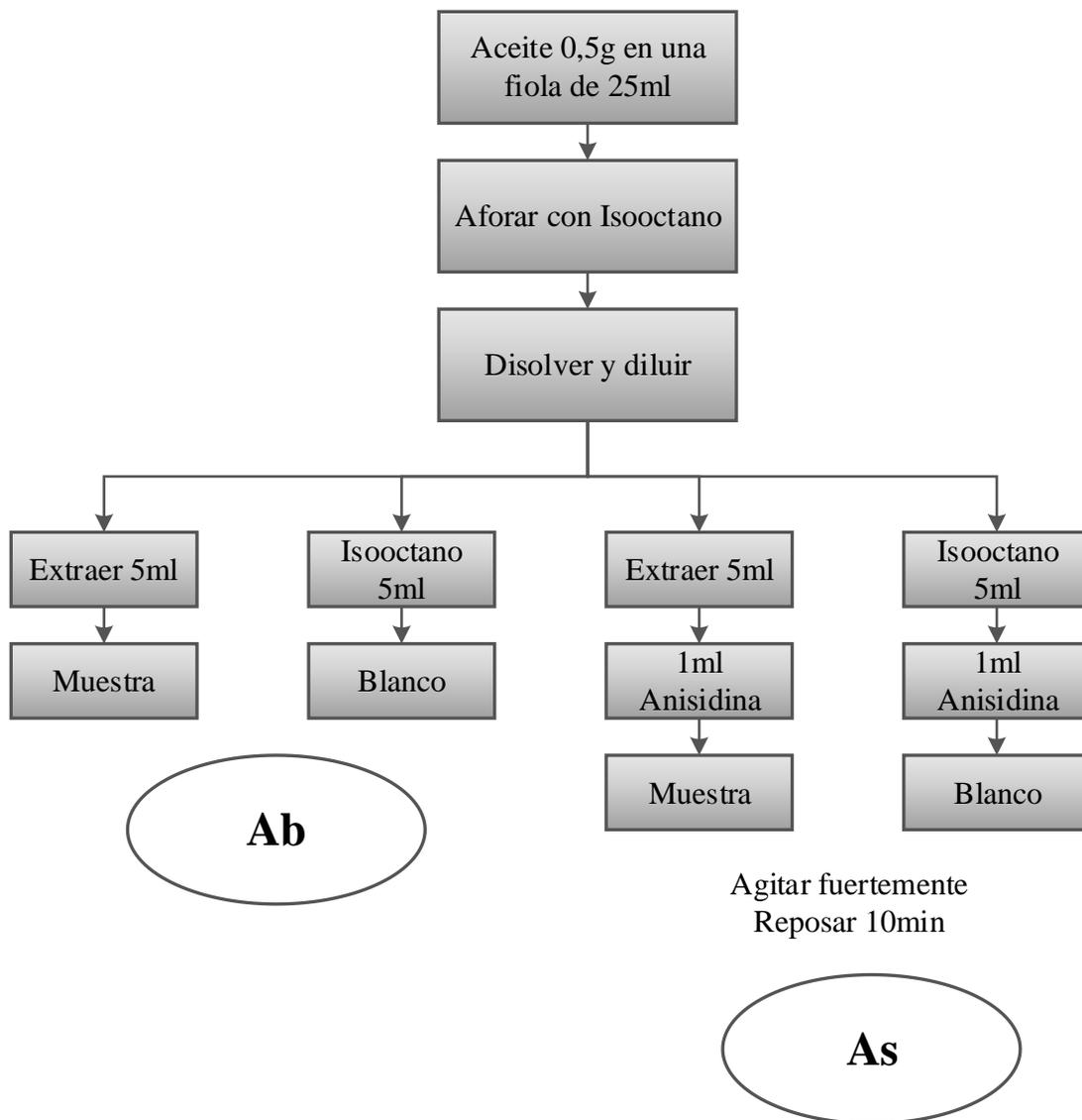


Al agregar el almidón debería tomar una coloración azul, y luego al titular nuevamente debe llegar hasta una coloración incolora



No hubo cambio de coloración, es decir el aceite no sufrió degradación

Determinación del Índice de p-Anisidina en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)



PREPARACION DE LA ANISIDINA

- Pesar 0.0625g de Anisidina Cristalina y aforar en una fiola de 25ml con Ac. Acético, guardar en refrigeración.
- Medir Absorbancia a 350nm.

$$IAN = \frac{25 \times (1.2 \times A_S - A_B)}{W_{\text{aceite}}}$$

- A_S : Abs. Solución de aceite después de la reacción con Anisidina
- A_B : Abs. Solución de aceite
- W : P eso del aceite (g)

PREPARACION DE ANISIDINA



Se pesa 0,0625g de p-Anisidina



Se afora con 25ml de Ácido Acético Glacial

PREPARACION DE MUESTRA



Se pesa 0,5g de Aceite



Se afora con Isooctano (25ml) para cada Mezcla



Separamos una cantidad de Mezcla+Isooctano en viales



Mezclas + Isooctano



Se agrega 1 ml Anisidina a cada muestra de Mezcla + Isooctano

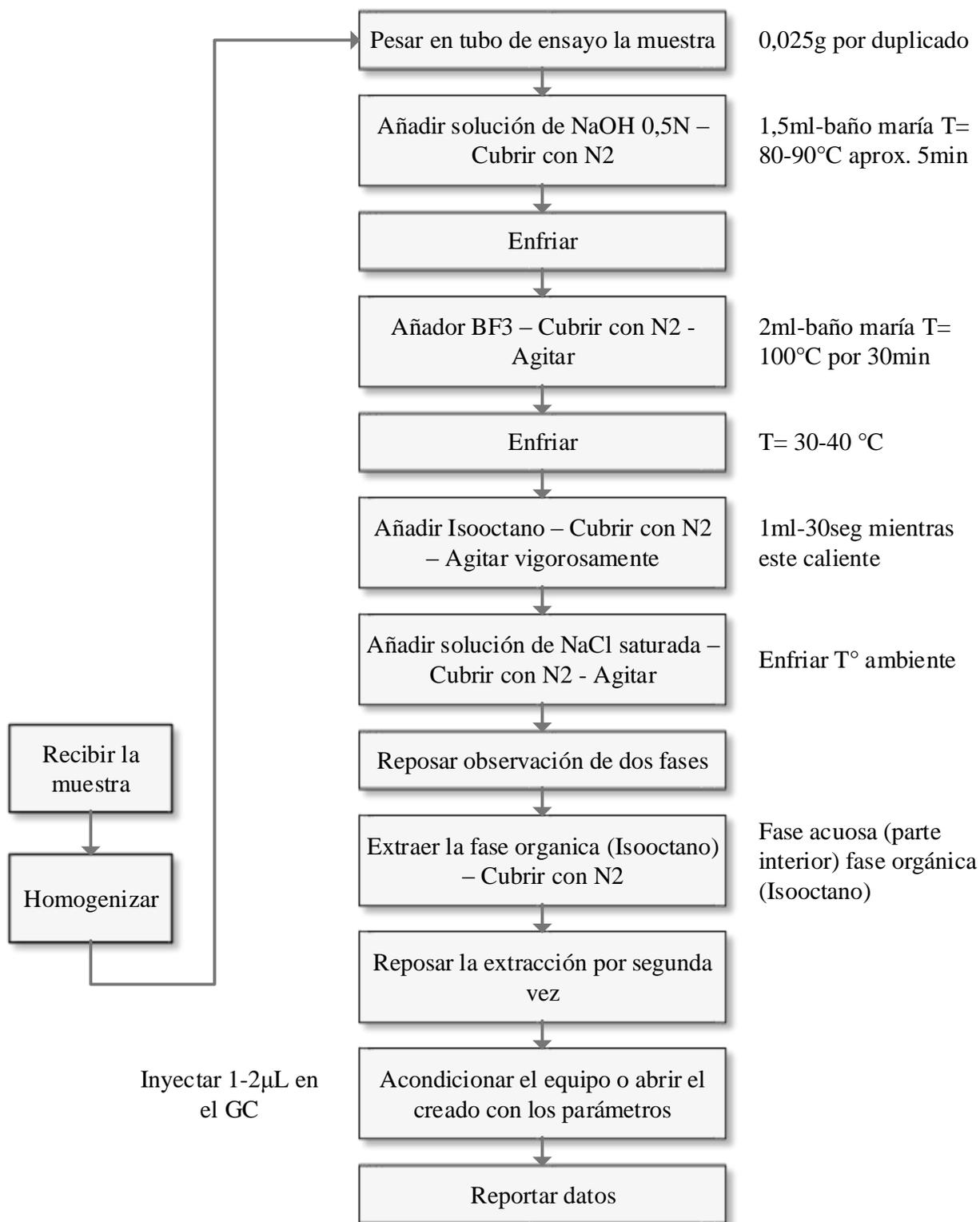


Se colocan en Cuarzos para la lectura en el Espectrofotómetro



Se realizan las lecturas de las muestras según el diagrama para la obtención de las absorbancias

Procedimiento de Esterificación de ácidos grasos para Análisis de Cromatografía de Gases en mezcla de aceites (Ajonjolí - Chía)





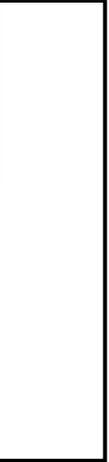
Se pesa el Aceite



Se calienta a 80-90°C por 5 minutos



Se agrega el Reactivo BF_3



Se calienta a 100°C por 30 minutos



Obtención de las dos fases después de agregar Isooctano y NaCl



Se separa la fase superior y se procede a colocar en un vial para su análisis en cromatografía



Determinación de densidad en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Tabla 25

Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-1

Muestra	Peso (g)	Volumen (ml)	Densidad (g/ml)
M-1	8,9643	10	0,8964
M-2	9,0791	10	0,9079
M-3	9,0131	10	0,9013
M-4	8,9873	10	0,8987
			0,90 ± 0,00

Tabla 26

Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-2

Muestra	Peso (g)	Volumen (ml)	Densidad (g/ml)
M-1	8,9334	10	0,8933
M-2	8,9378	10	0,8938
M-3	8,9758	10	0,8976
M-4	8,9342	10	0,8934
			0,89 ± 0,00

Tabla 27

Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-3

Muestra	Peso (g)	Volumen (ml)	Densidad (g/ml)
M-1	8,8371	10	0,8837
M-2	8,7692	10	0,8769
M-3	8,8884	10	0,8888
M-4	8,8444	10	0,8844
			0,88 ± 0,00

Tabla 28
Valores obtenidos de densidad para la muestra ACH-4

Muestra	Peso (g)	Volumen (ml)	Densidad (g/ml)
M-1	8,7211	10	0,8721
M-2	8,7566	10	0,8757
M-3	8,7413	10	0,8741
M-4	8,7749	10	0,8775
			$0,87 \pm 0,00$

Determinación de humedad en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Tabla 29
Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-1

Muestra	Peso de placa (g)	Muestra inicial (g)	Peso placa + Muestra final (g)	Humedad (%)
M-1	39,3885	5,0063	44,3899	0,0979
M-2	39,3882	5,0123	44,3951	0,1077
M-3	39,3878	5,0084	44,3915	0,0938
M-4	39,3887	5,0014	44,3848	0,1060
				$0,10 \pm 0,01$

Tabla 30
Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-2

Muestra	Peso de placa (g)	Muestra inicial (g)	Peso placa + Muestra final (g)	Humedad (%)
M-1	44,1753	5,0042	49,1754	0,0819
M-2	44,1749	5,0063	49,1769	0,0859
M-3	44,1758	5,0246	49,1962	0,0836
M-4	44,1762	5,0106	49,1823	0,0898
				$0,09 \pm 0,00$

Tabla 31
Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-3

Muestra	Peso de placa (g)	Muestra inicial (g)	Peso placa + Muestra final (g)	Humedad (%)
M-1	43,0734	5,021	48,0837	0,2131
M-2	43,0731	5,0143	48,0764	0,2194
M-3	43,0726	5,0046	48,0662	0,2198
M-4	43,0742	5,0034	48,0663	0,2258
				0,22 ± 0,00

Tabla 32
Valores de Humedad obtenida la muestra ACH-4

Muestra	Peso de placa (g)	Muestra inicial (g)	Peso placa + Muestra final (g)	Humedad (%)
M-1	43,8399	5,0052	48,8418	0,0659
M-2	43,8395	5,0076	48,8434	0,0739
M-3	43,8384	5,0089	48,8438	0,0699
M-4	43,8391	5,0146	48,8501	0,0718
				0,07 ± 0,00

Determinación del índice de refracción en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Tabla 33
Valores de Índice de Refracción obtenidos para las muestras de aceites

MUESTRA	ACH-1	ACH-2	ACH-3	ACH-4
M-1	1,4752	1,4738	1,4731	1,4728
M-2	1,4754	1,4739	1,4732	1,4729
M-3	1,4753	1,4741	1,4734	1,4731
M-4	1,4752	1,4742	1,4731	1,4731
	1,48±0,00	1,47±0,00	1,47±0,00	1,47±0,00

Determinación de ceniza en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Tabla 34

Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-1

Muestra	Peso de crisol (g)	Muestra inicial (g)	Peso crisol + Muestra final (g)	Ceniza (%)
M-1	38,2162	5,0178	38,2168	0,0120
M-2	38,2157	5,0123	38,2164	0,0140
M-3	38,2168	5,0084	38,2173	0,0100
M-4	38,2154	5,0014	38,2158	0,0080
				0,01 ± 0,00

Tabla 35

Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-2

Muestra	Peso de crisol (g)	Muestra inicial (g)	Peso crisol + Muestra final (g)	Ceniza (%)
M-1	42,5625	5,0166	42,5635	0,0199
M-2	42,5631	5,0063	42,5638	0,0140
M-3	42,5636	5,0246	42,5644	0,0159
M-4	42,5618	5,0106	42,5625	0,0140
				0,02 ± 0,00

Tabla 36

Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-3

Muestra	Peso de crisol (g)	Muestra inicial (g)	Peso crisol + Muestra final (g)	Ceniza (%)
M-1	37,4518	5,0040	37,4529	0,0220
M-2	37,4526	5,0143	37,4537	0,0219
M-3	37,4511	5,0046	37,4523	0,0240
M-4	37,4521	5,0034	37,4534	0,0260
				0,02 ± 0,00

Tabla 37

Valores de Porcentaje de Ceniza obtenido para la muestra ACH-4

Muestra	Peso de crisol (g)	Muestra inicial (g)	Peso crisol + Muestra final (g)	Ceniza (%)
M-1	16,7807	5,0044	16,7811	0,0080
M-2	16,7816	5,0076	16,7821	0,0100
M-3	16,7798	5,0089	16,7801	0,0060
M-4	16,7811	5,0146	16,7815	0,0080
				0,01 ± 0,00

Determinación del índice de acidez en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Tabla 38

Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-1

Muestra	Peso (g)	Gasto de NaOH al 0.1 N (ml)	I.A. (% de Ac. Oleico)
M-1	8,9643	1,7	0,5154
M-2	9,0791	1,7	0,5150
M-3	9,0131	1,7	0,5126
M-4	8,9873	1,6	0,5109
			0,51 ± 0,00

Tabla 39

Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-2

Muestra	Peso (g)	Gasto de NaOH al 0.1 N (ml)	I.A. (% de Ac. Oleico)
M-1	8,9334	1,7	0,5328
M-2	8,9378	1,7	0,5326
M-3	8,9758	1,7	0,5303
M-4	8,9342	1,7	0,5328
			0,53 ± 0,00

Tabla 40

Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-3

Muestra	Peso (g)	Gasto de NaOH al 0.1 N (ml)	I.A. (% de Ac. Oleico)
M-1	8,8371	1,7	0,5386
M-2	8,7692	1,8	0,5588
M-3	8,8884	1,7	0,5355
M-4	8,8444	1,9	0,5857
			<u>0,55 ±0,02</u>

Tabla 41

Valores de Porcentaje de Acidez obtenidos para la muestra ACH-4

Muestra	Peso (g)	Gasto de NaOH al 0.1 N (ml)	I.A. (% de Ac. Oleico)
M-1	8,7211	1,8	0,5779
M-2	8,7566	1,9	0,5916
M-3	8,7413	1,8	0,5766
M-4	8,7749	1,8	0,5744
			<u>0,58 ±0,01</u>

Determinación del índice de yodo en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Tabla 42

Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-1

Muestra	Peso muestra (g)	Gasto Blanco Tiosulfato 0,1N (ml)	Gasto Muestra Tiosulfato 0,1N (ml)	I.Y. (cg Yodo Absorbido/g de muestra)
M-1	0,2193	27	8,5	106,7145
M-2	0,2286	27	8,2	104,0332
M-3	0,2254	27	8,2	105,5102
M-4	0,2244	27	8,3	105,4010
				105,41 ± 0,95

Tabla 43

Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-2

Muestra	Peso muestra (g)	Gasto Blanco Tiosulfato 0,1N (ml)	Gasto Muestra Tiosulfato 0,1N (ml)	I.Y. (cg Yodo Absorbido/g de muestra)
M-1	0,2193	27	8,9	104,4072
M-2	0,2208	27	8,6	105,4167
M-3	0,2106	27	8,8	109,3210
M-4	0,2098	27	9,3	106,7231
				106,47 ± 1,84

Tabla 44

Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-3

Muestra	Peso muestra (g)	Gasto Blanco Tiosulfato 0,1N (ml)	Gasto Muestra Tiosulfato 0,1N (ml)	I.Y. (cg Yodo Absorbido/g de muestra)
M-1	0,2025	27	8,8	113,6938
M-2	0,2058	27	8,9	111,2561
M-3	0,2042	27	8,8	112,7749
M-4	0,2069	27	8,7	111,8874
				112,40 ± 0,92

Tabla 45

Valores de Índice de Yodo obtenidos para la muestra ACH-4

Muestra	Peso muestra (g)	Gasto Blanco Tiosulfato 0,1N (ml)	Gasto Muestra Tiosulfato 0,1N (ml)	I.Y. (cg Yodo Absorbido/g de muestra)
M-1	0,2192	27	8,7	105,6090
M-2	0,2198	27	8,7	105,3207
M-3	0,2286	27	8,5	102,3731
M-4	0,2225	27	8,6	104,5956
				104,47 ± 1,27

Determinación de Anisidina en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Peso de muestra: **0,5159g**

Tabla 46

Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-1

Muestra	ABS. Isooctano	ABS. Isooctano +Muestra	ABS. Isooctano + Anisidina	ABS. Muestra + Anisidina	I.AN. (meqO ₂ /Kg muestra)
M-1	0,123	0,1521	1,22	1,2990	3,1838
M-2	0,123	0,1519	1,22	1,2960	3,0190
M-3	0,123	0,1521	1,22	1,2950	2,9512
M-4	0,123	0,1523	1,22	1,2920	2,7670
					2,98 ± 0,17

Peso de muestra: 0,5119g

Tabla 47
Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-2

Muestra	ABS. Isooctano	ABS. Isooctano +Muestra	ABS. Isooctano + Anisidina	ABS. Muestra + Anisidina	I.AN. (meqO ₂ /Kg muestra)
M-1	0,123	0,1536	1,22	1,3020	3,3112
M-2	0,123	0,1534	1,22	1,3020	3,3210
M-3	0,123	0,1533	1,22	1,3040	3,4431
M-4	0,123	0,1537	1,22	1,3080	3,6579
					<u>3,43 ± 0,16</u>

Peso de muestra: 0,5153g

Tabla 48
Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-3

Muestra	ABS. Isooctano	ABS. Isooctano +Muestra	ABS. Isooctano + Anisidina	ABS. Muestra + Anisidina	I.AN. (meqO ₂ /Kg muestra)
M-1	0,123	0,151	1,22	1,3120	3,9977
M-2	0,123	0,152	1,22	1,3140	4,0656
M-3	0,123	0,1516	1,22	1,3160	4,2041
M-4	0,123	0,1522	1,22	1,3110	3,8812
					<u>4,04 ± 0,13</u>

Peso de muestra: 0,5136g

Tabla 49
Valores de Anisidina obtenidos para la muestra ACH-4

Muestra	ABS. Isooctano	ABS. Isooctano +Muestra	ABS. Isooctano + Anisidina	ABS. Muestra + Anisidina	I.AN. (meqO ₂ /Kg muestra)
M-1	0,123	0,169	1,22	1,3210	3,6604
M-2	0,123	0,165	1,22	1,3220	3,9136
M-3	0,123	0,164	1,22	1,3160	3,6118
M-4	0,123	0,166	1,22	1,3250	4,0401
					3,81 ± 0,20

Cromatogramas de las muestras de aceites (Ajonjolí, Chía y mezclas)

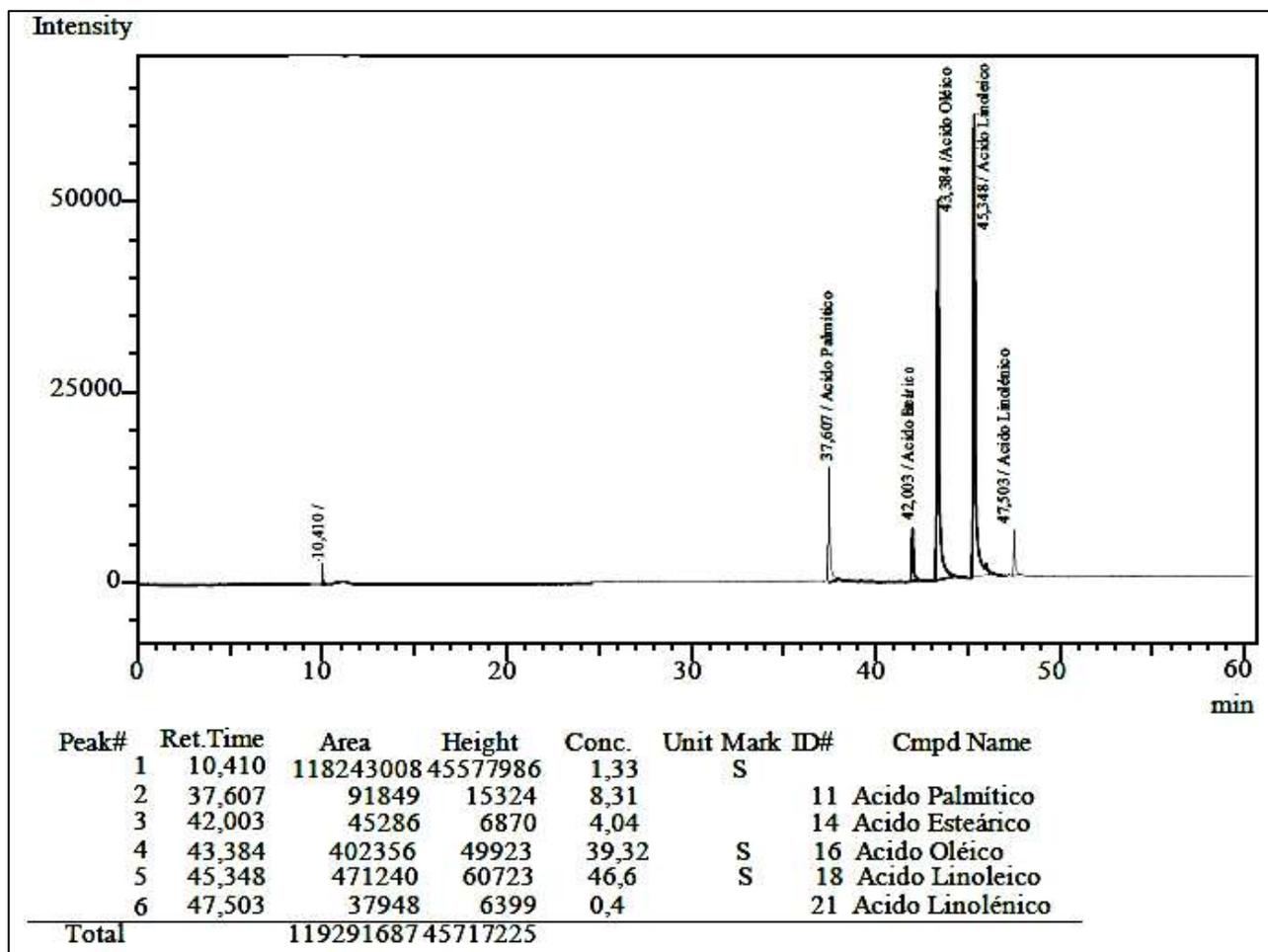


Figura 41: Cromatograma de la muestra de Aceite de Ajonjolí - 1° Repetición

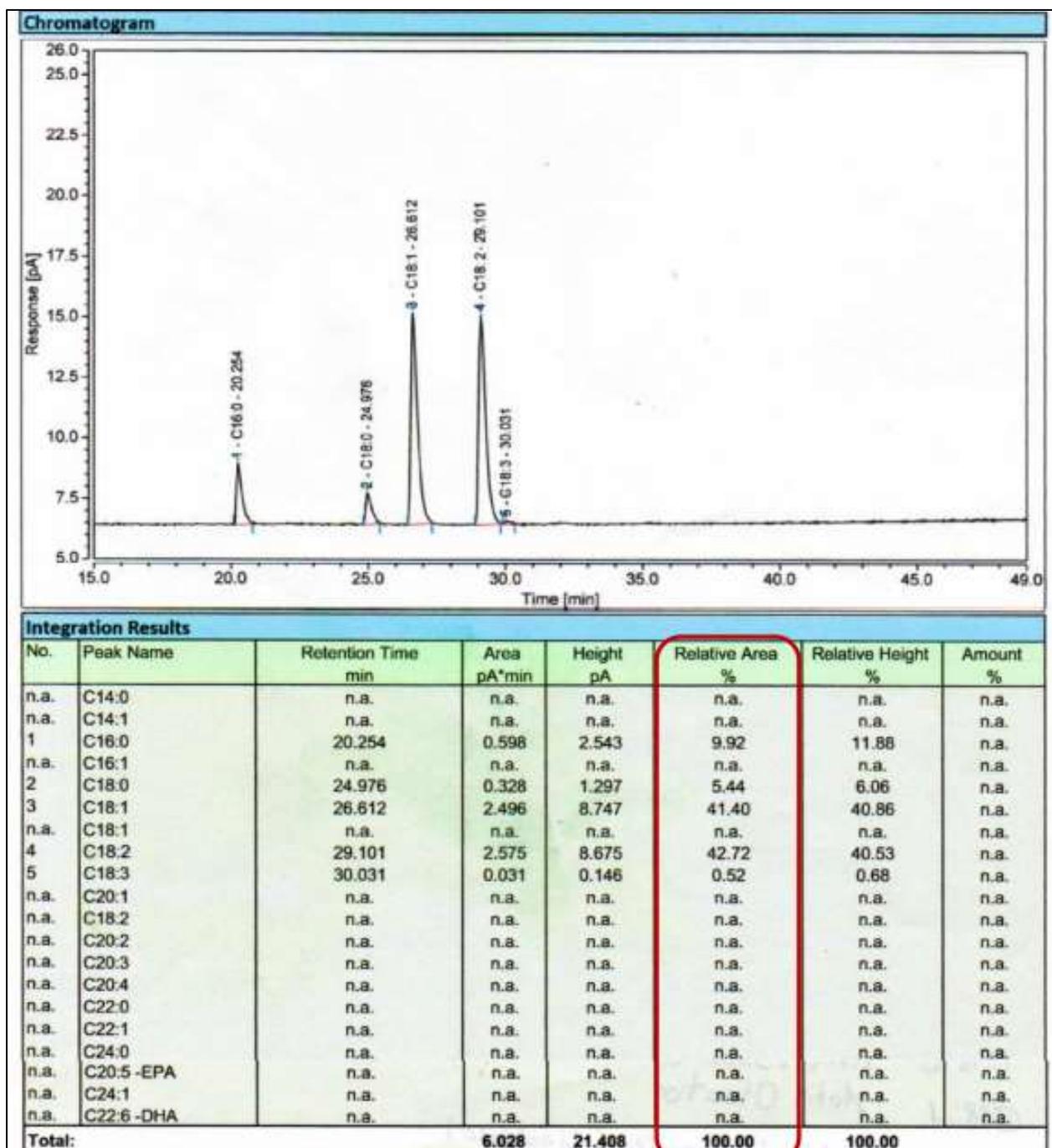


Figura 42: Cromatograma de la muestra de Aceite de Ajonjolí - 2° Repetición

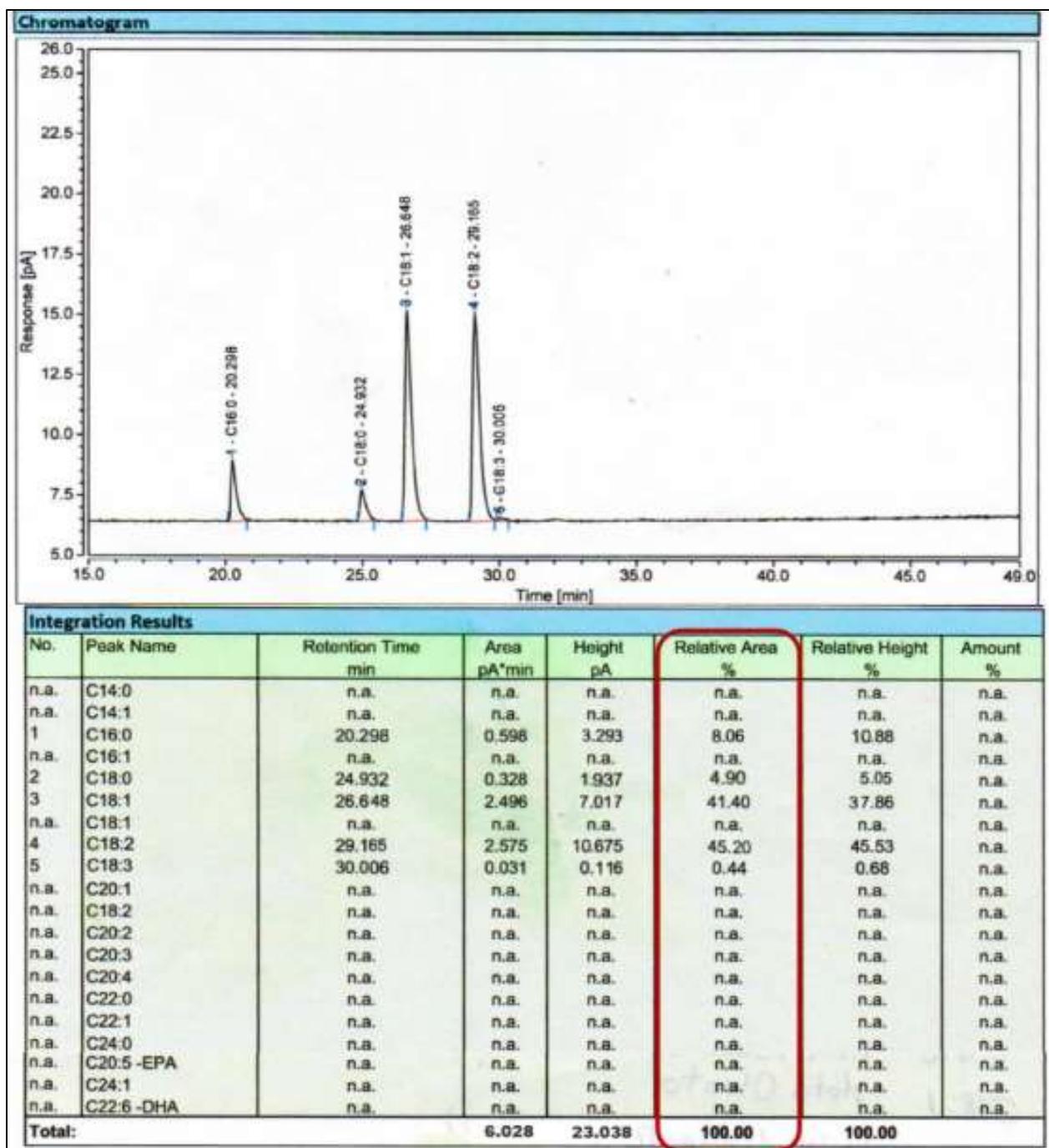


Figura 43: Cromatograma de la muestra de Aceite de Ajonjolí - 3° Repetición

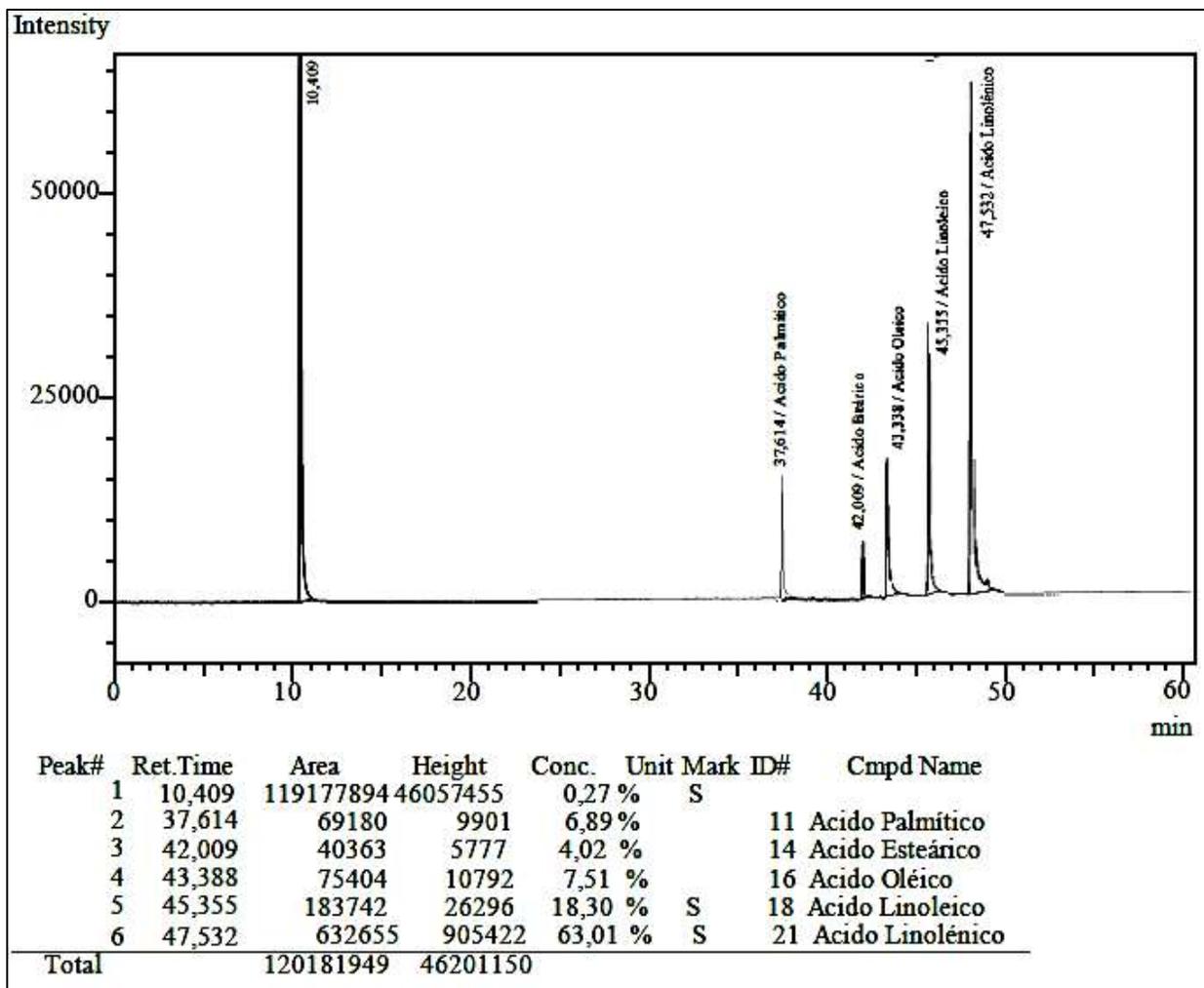


Figura 44: Cromatograma de la muestra de Aceite de Chía - 1° Repetición

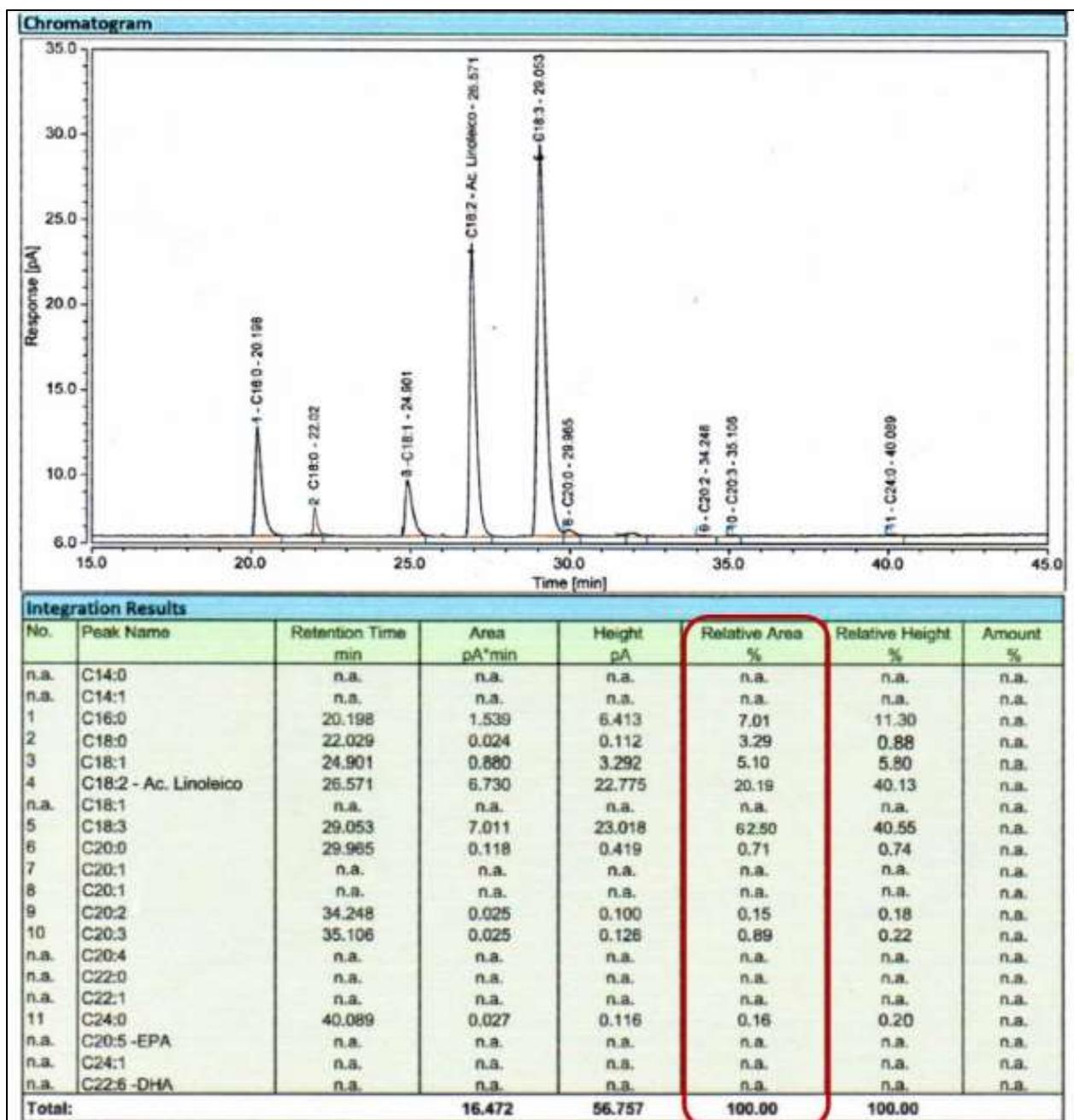


Figura 45: Cromatograma de la muestra de Aceite de Chía - 2° Repetición

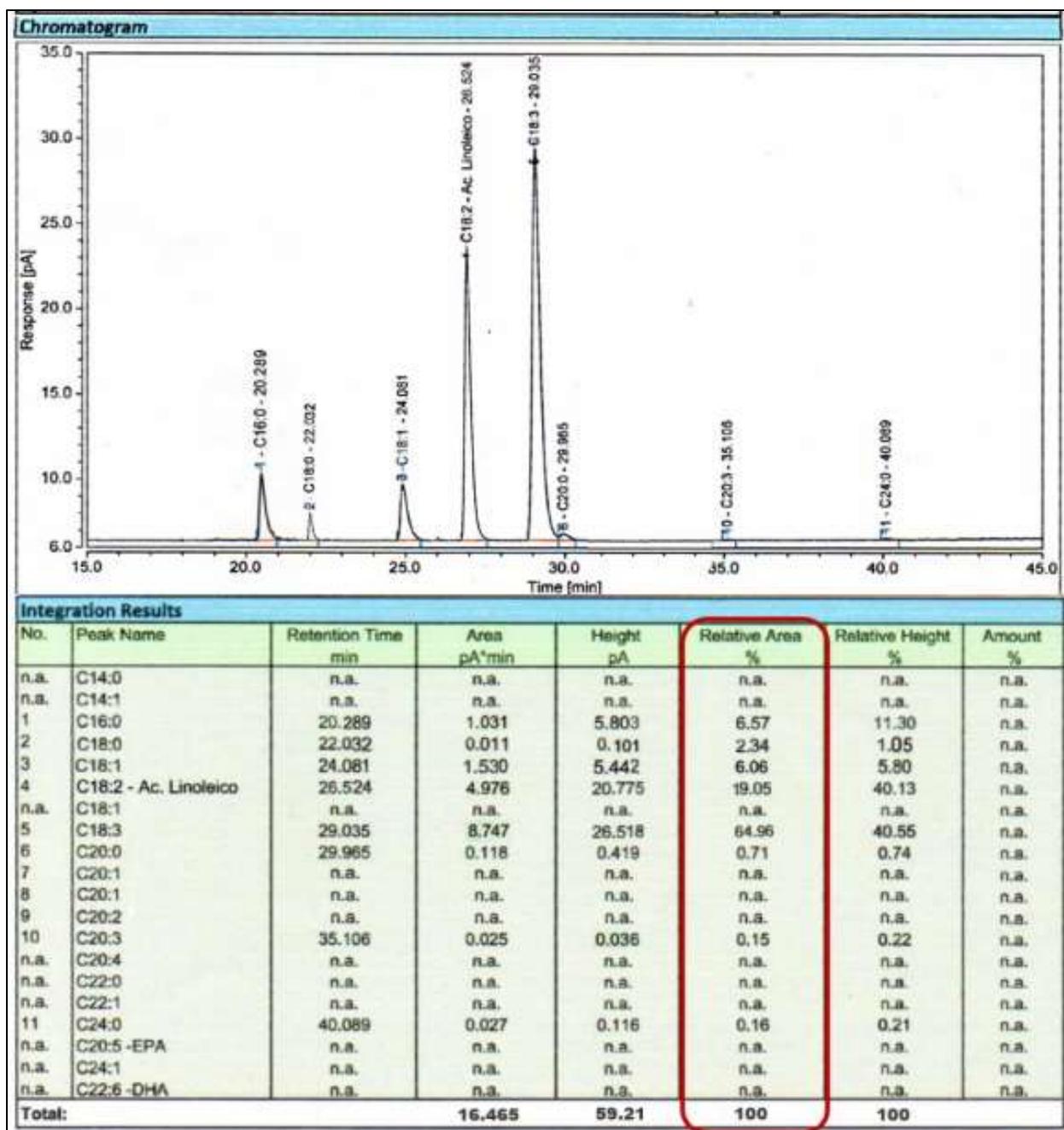


Figura 46: Cromatograma de la muestra de Aceite de Chía - 3° Repetición

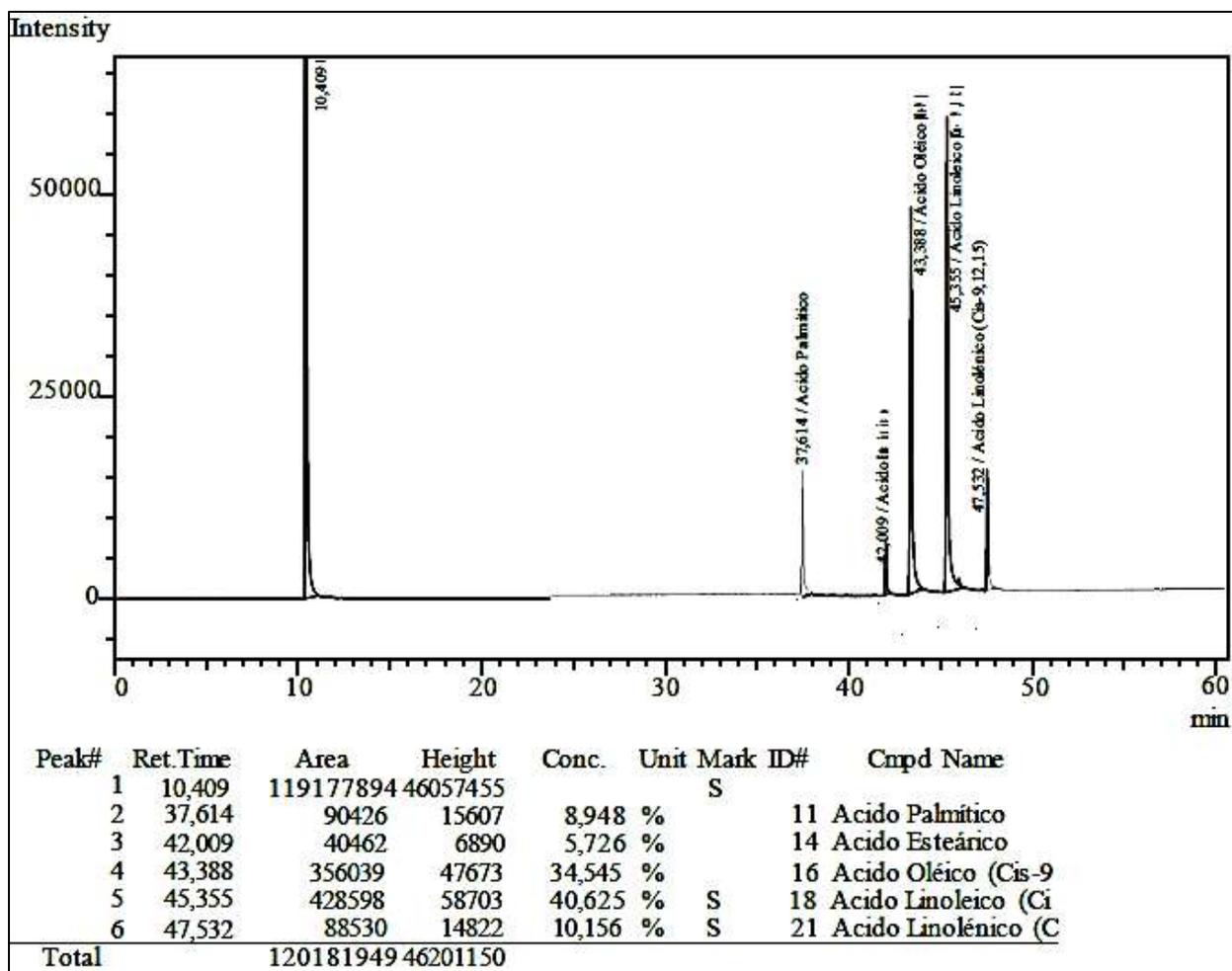


Figura 47: Cromatograma de la muestra de ACH-1 - 1° Repetición

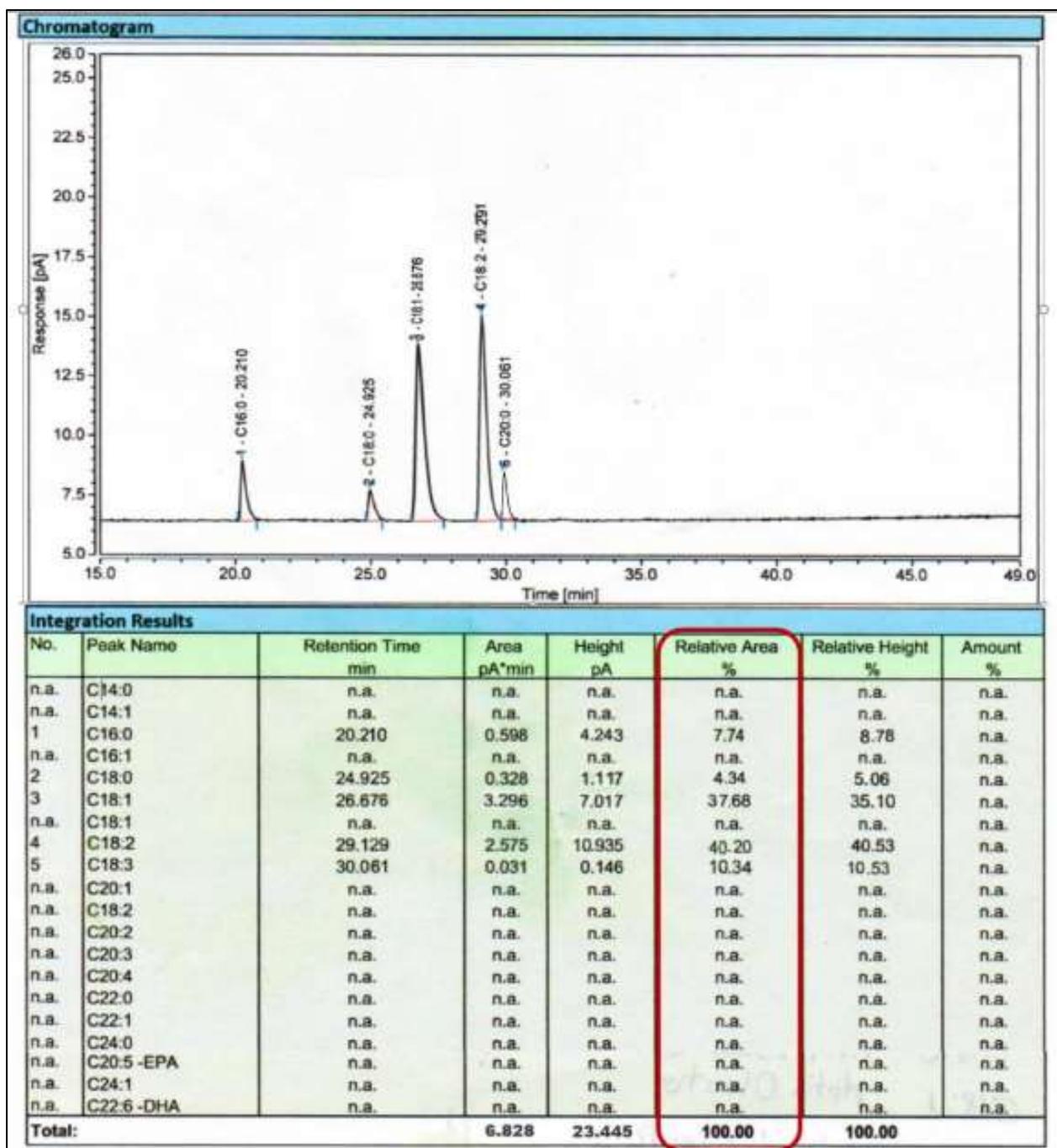


Figura 48: Cromatograma de la muestra de ACH-1 - 2º Repetición

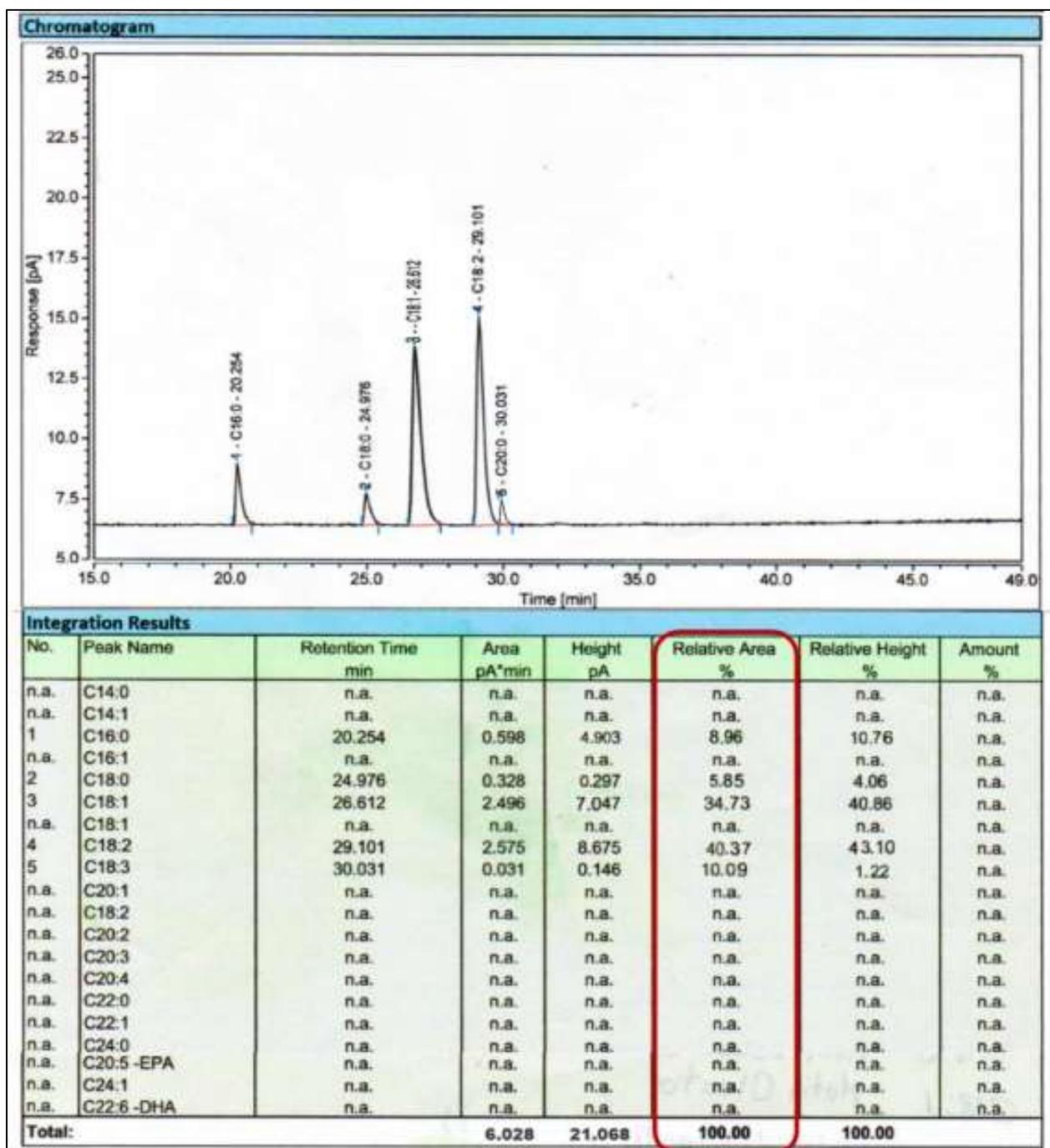


Figura 49: Cromatograma de la muestra de ACH-1 - 3° Repetición

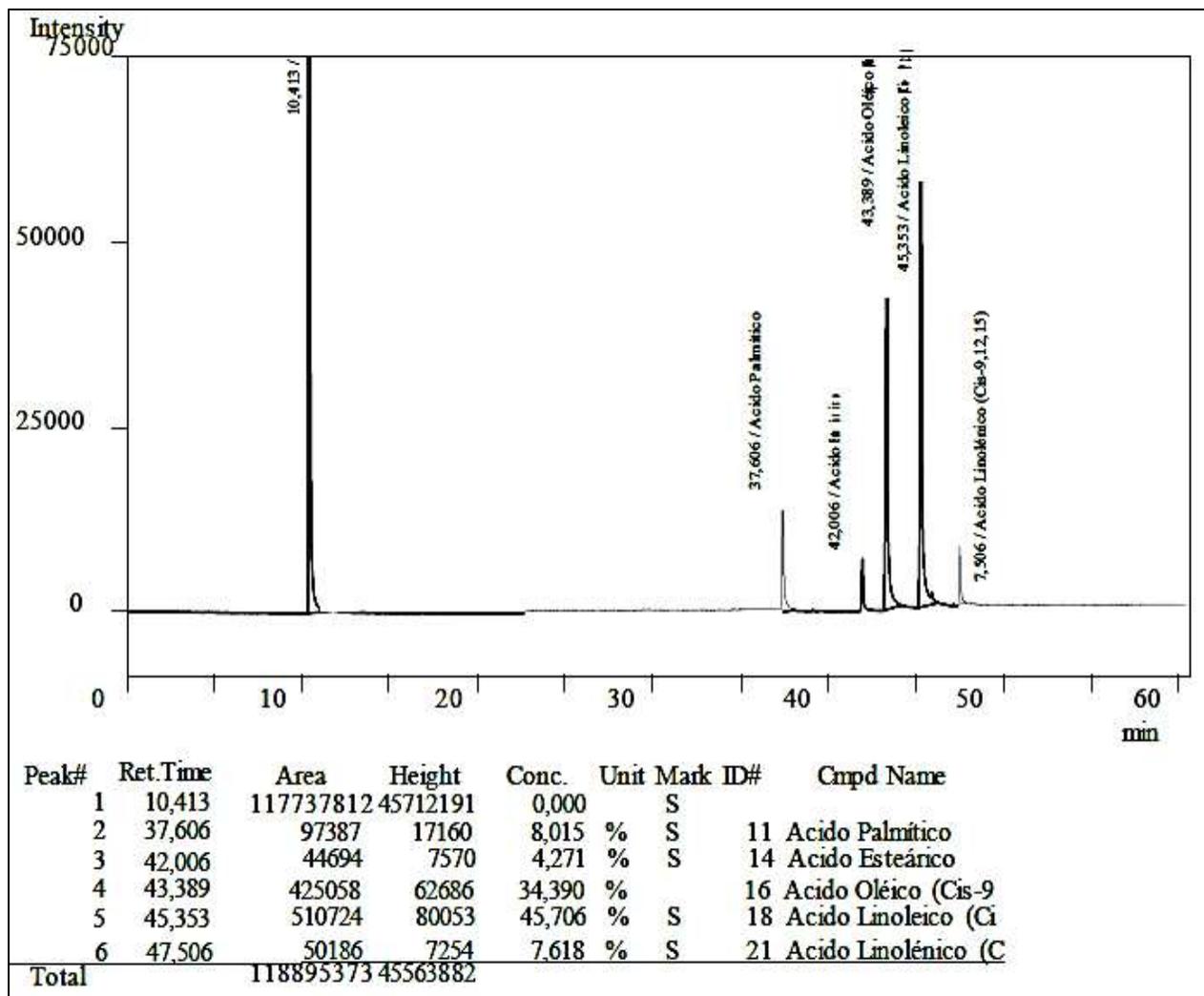


Figura 50: Cromatograma de la muestra de ACH-2 - 1º Repetición

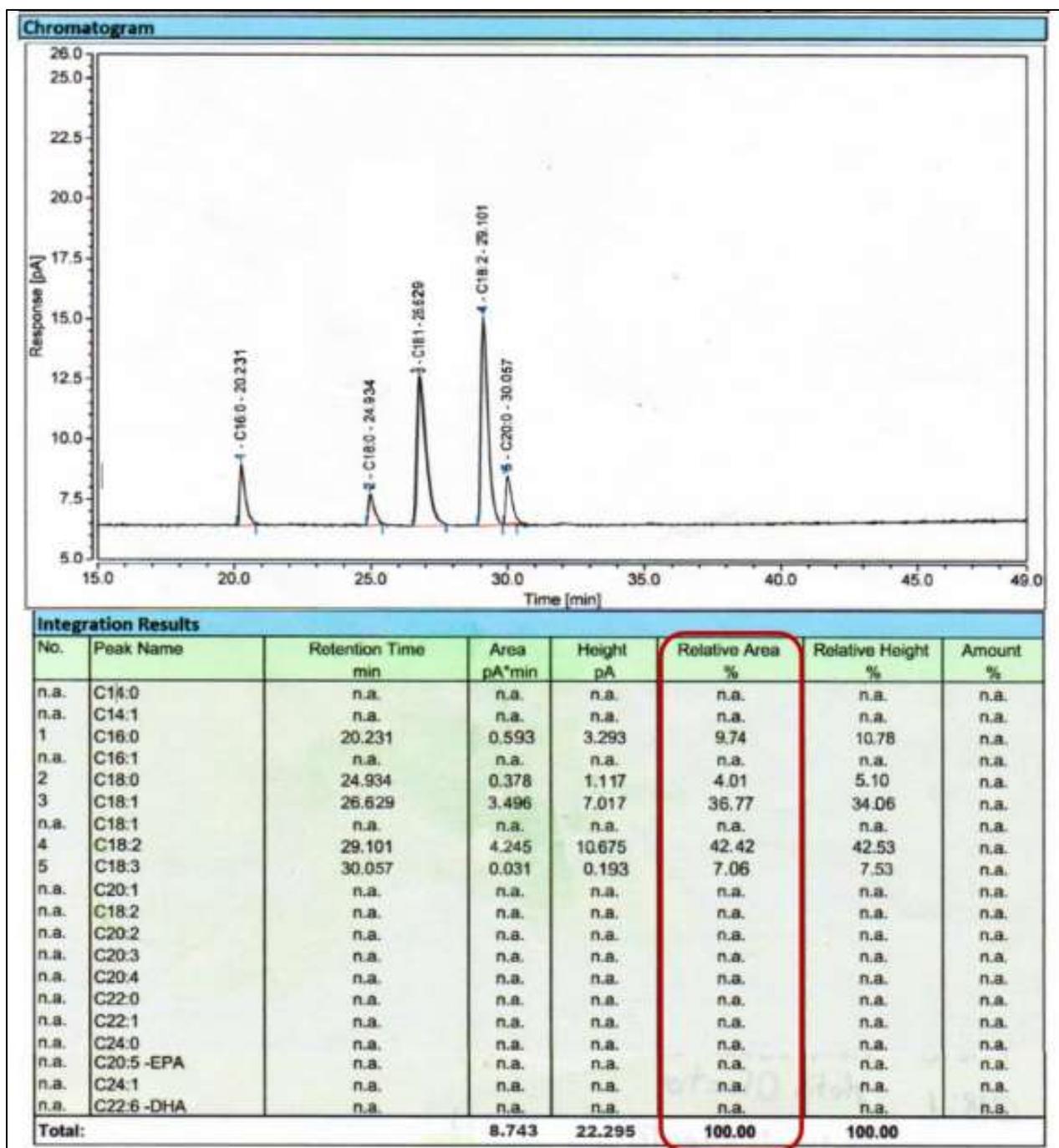


Figura 51: Cromatograma de la muestra de ACH-2 - 2º Repetición

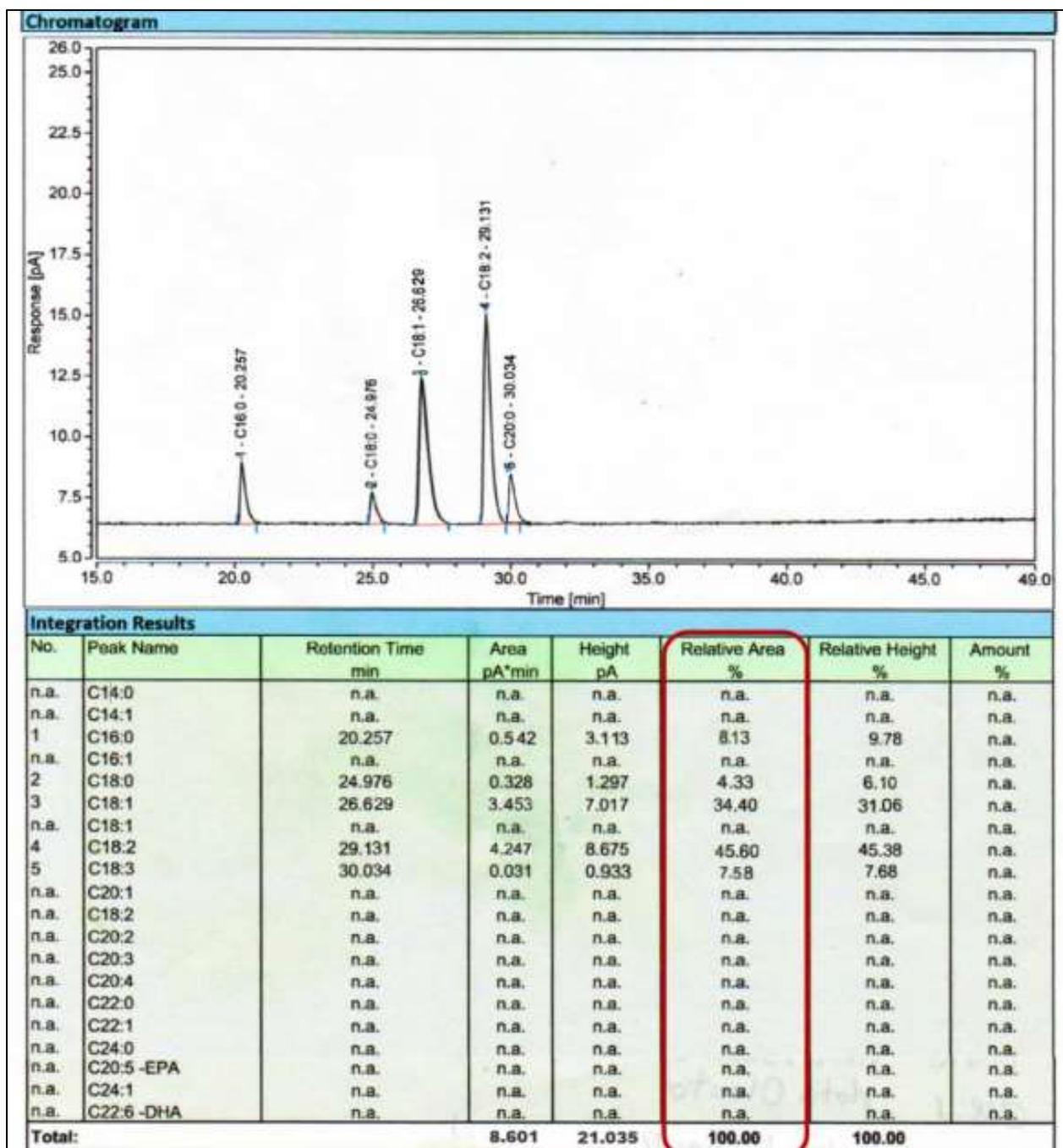


Figura 52: Cromatograma de la muestra de ACH-2 - 3° Repetición

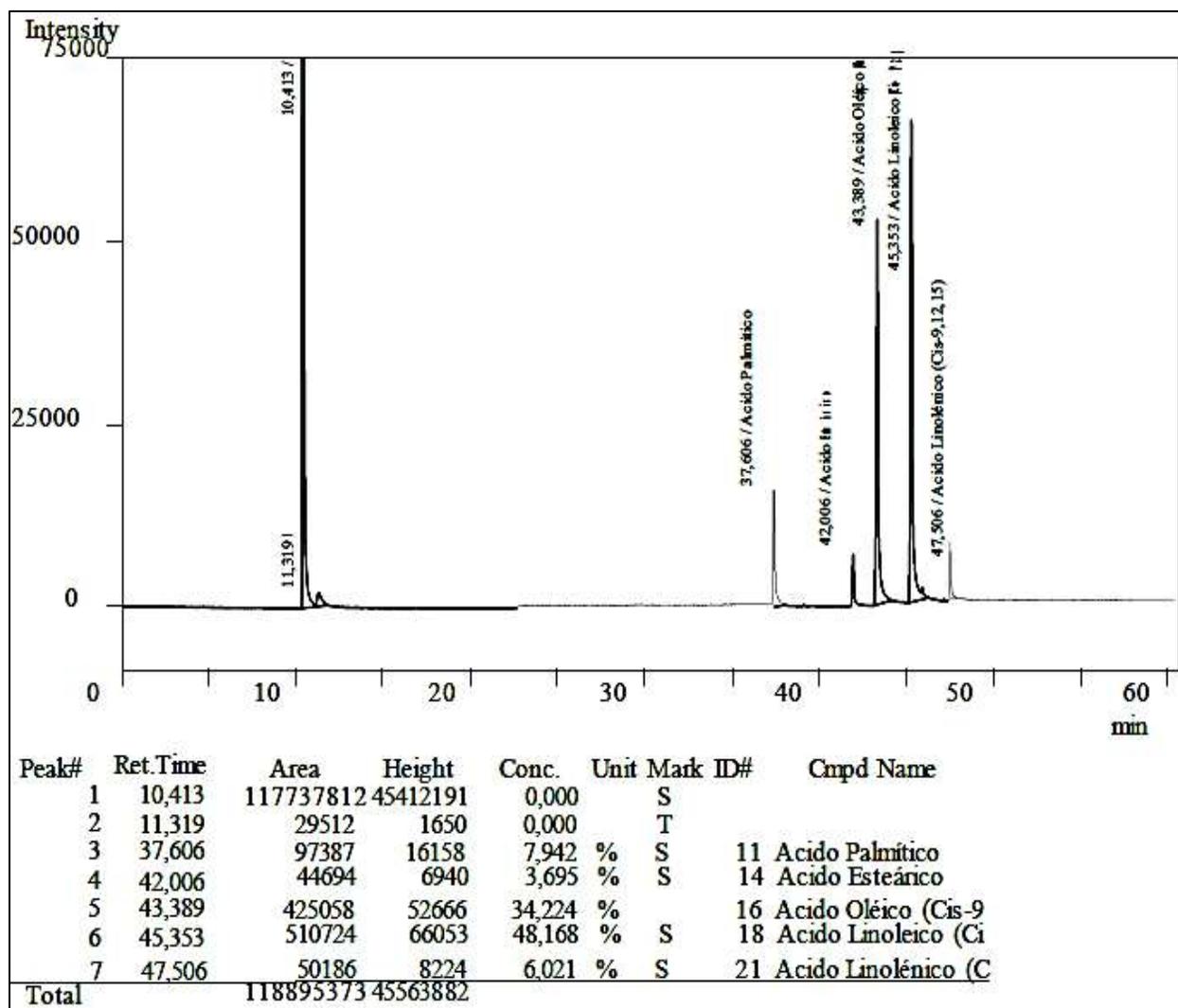


Figura 53: Cromatograma de la muestra de ACH-3 - 1° Repetición

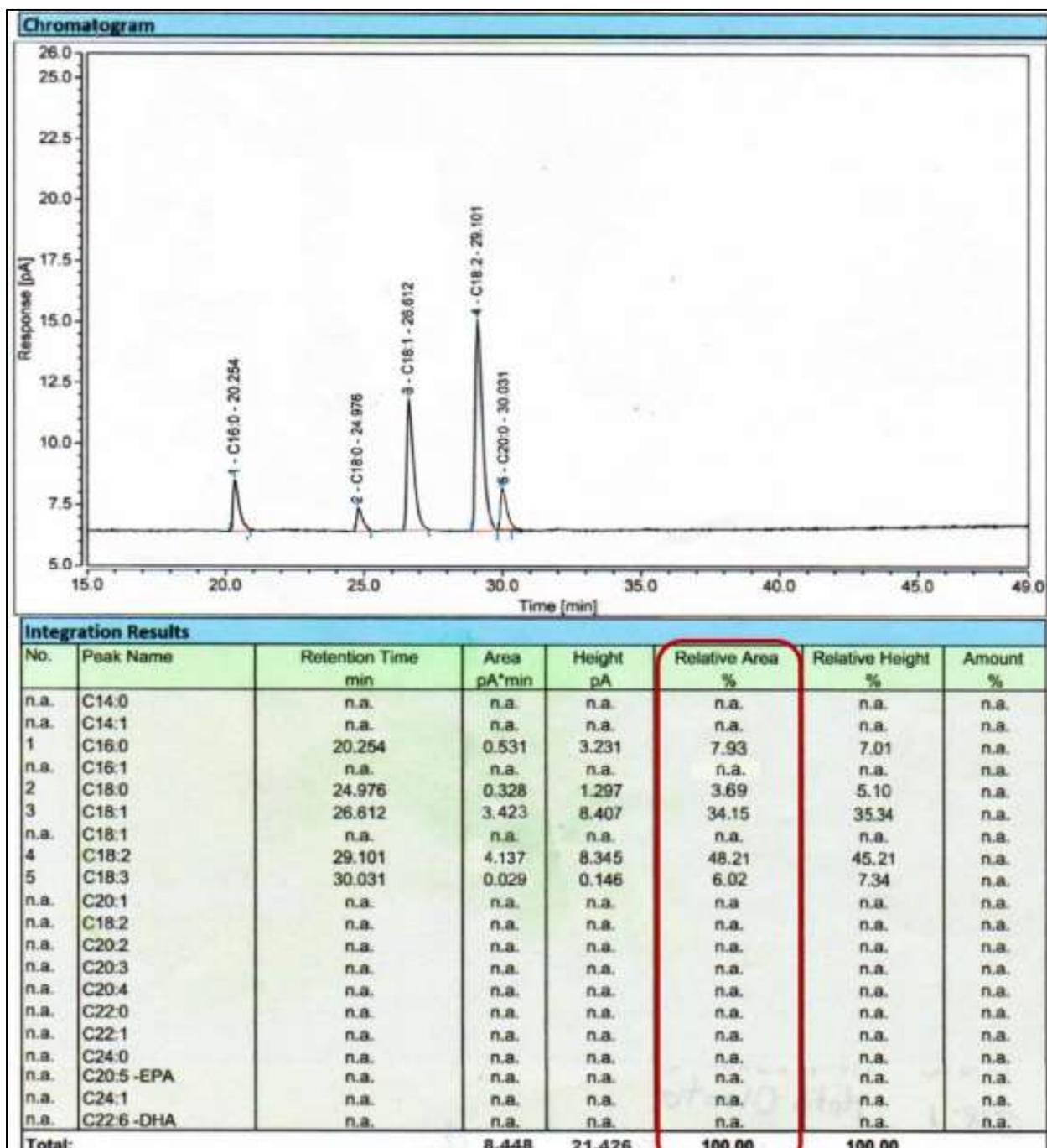


Figura 54: Cromatograma de la muestra de ACH-3 - 2° Repetición

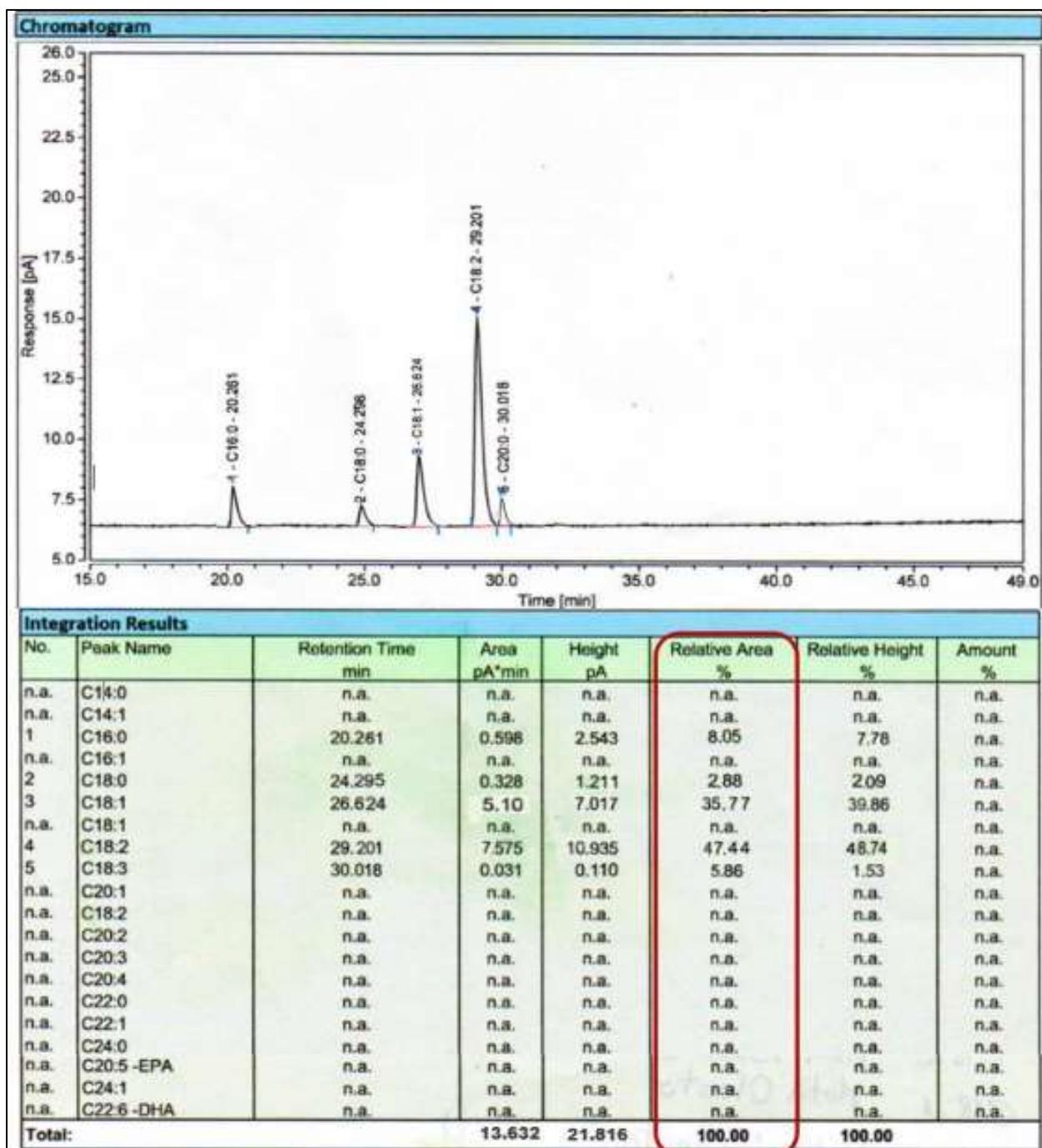


Figura 55: Cromatograma de la muestra de ACH-3 - 3° Repetición

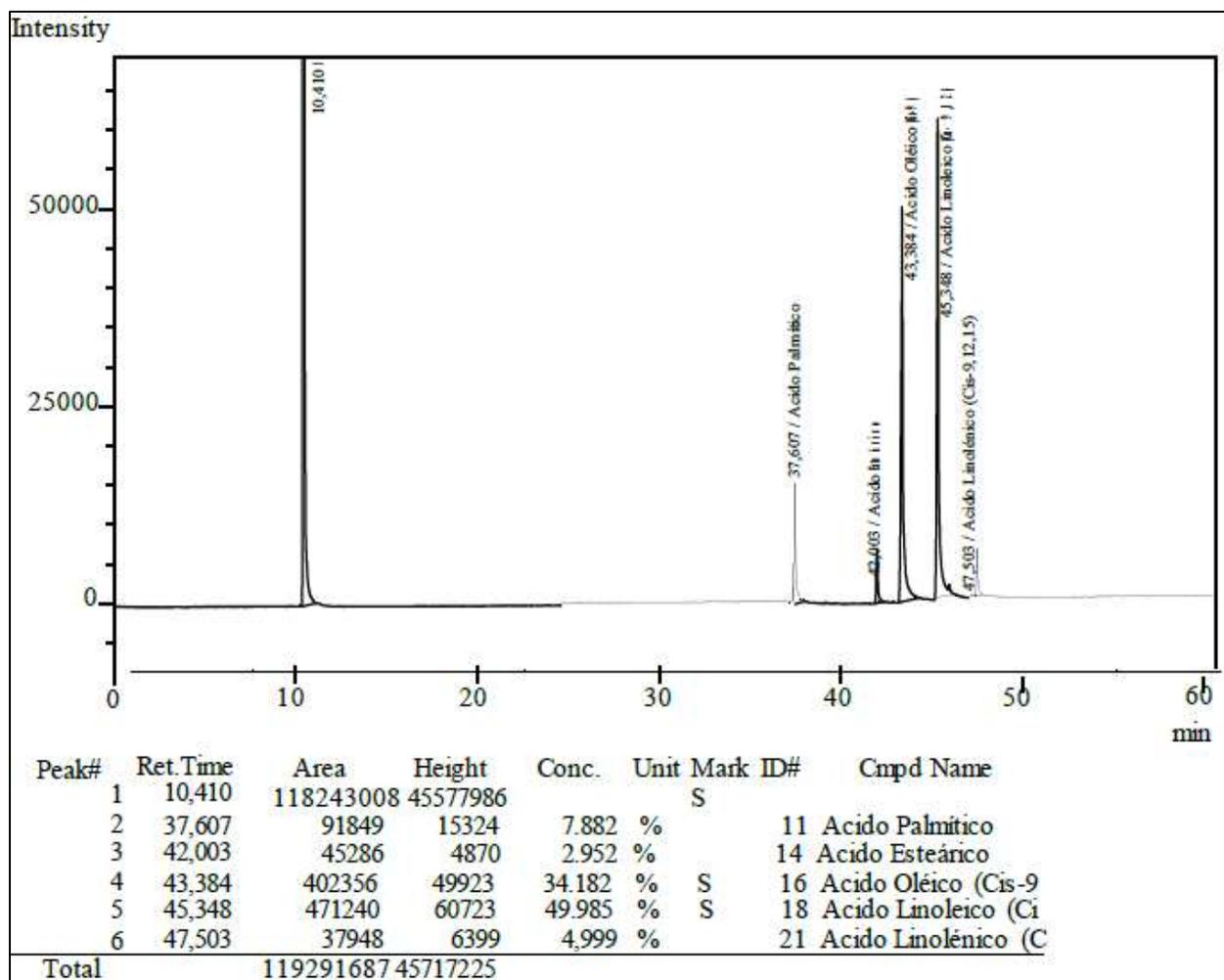


Figura 56: Cromatograma de la muestra de ACH-4 - 1° Repetición

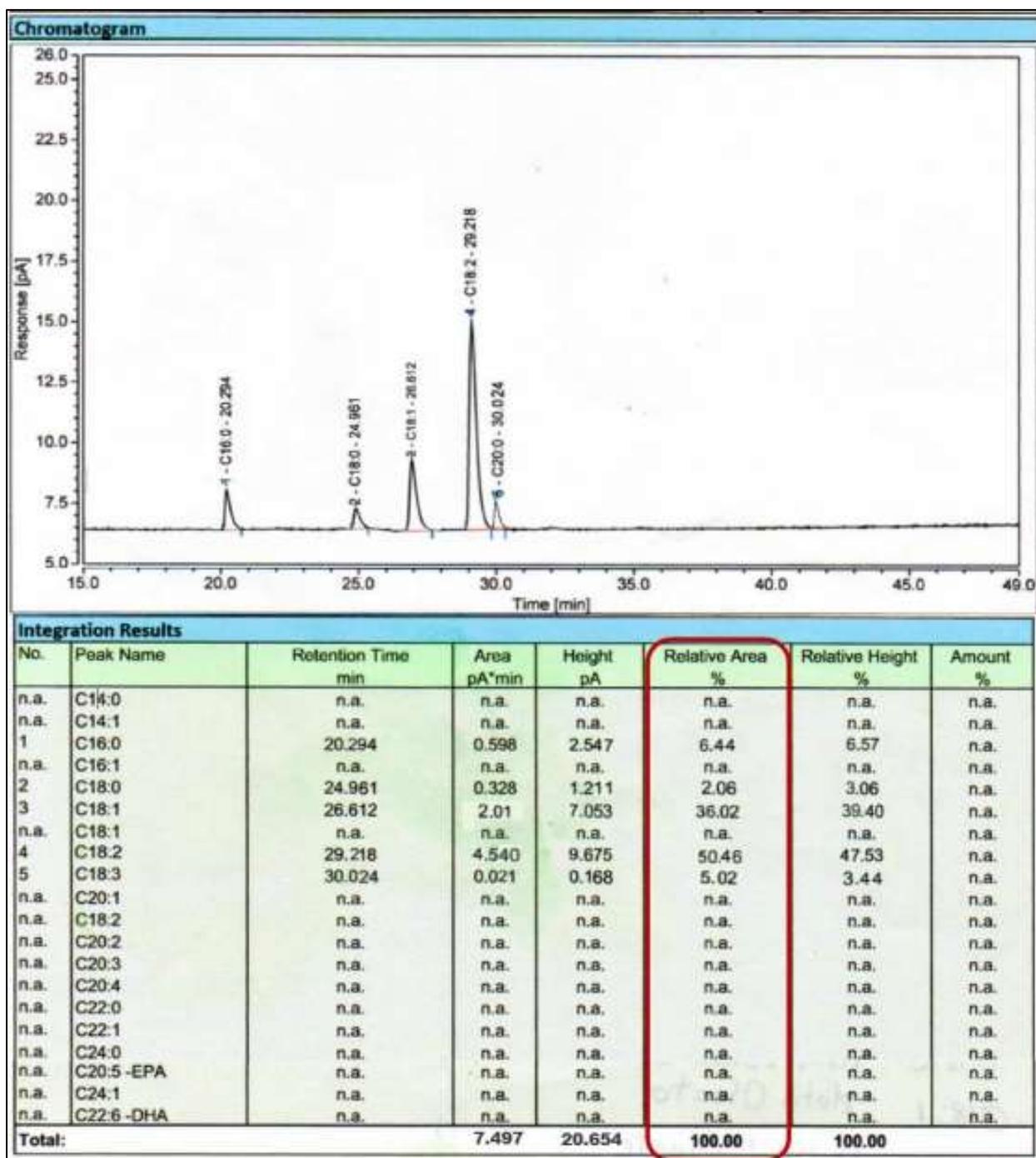


Figura 57: Cromatograma de la muestra de ACH-4 - 2º Repetición

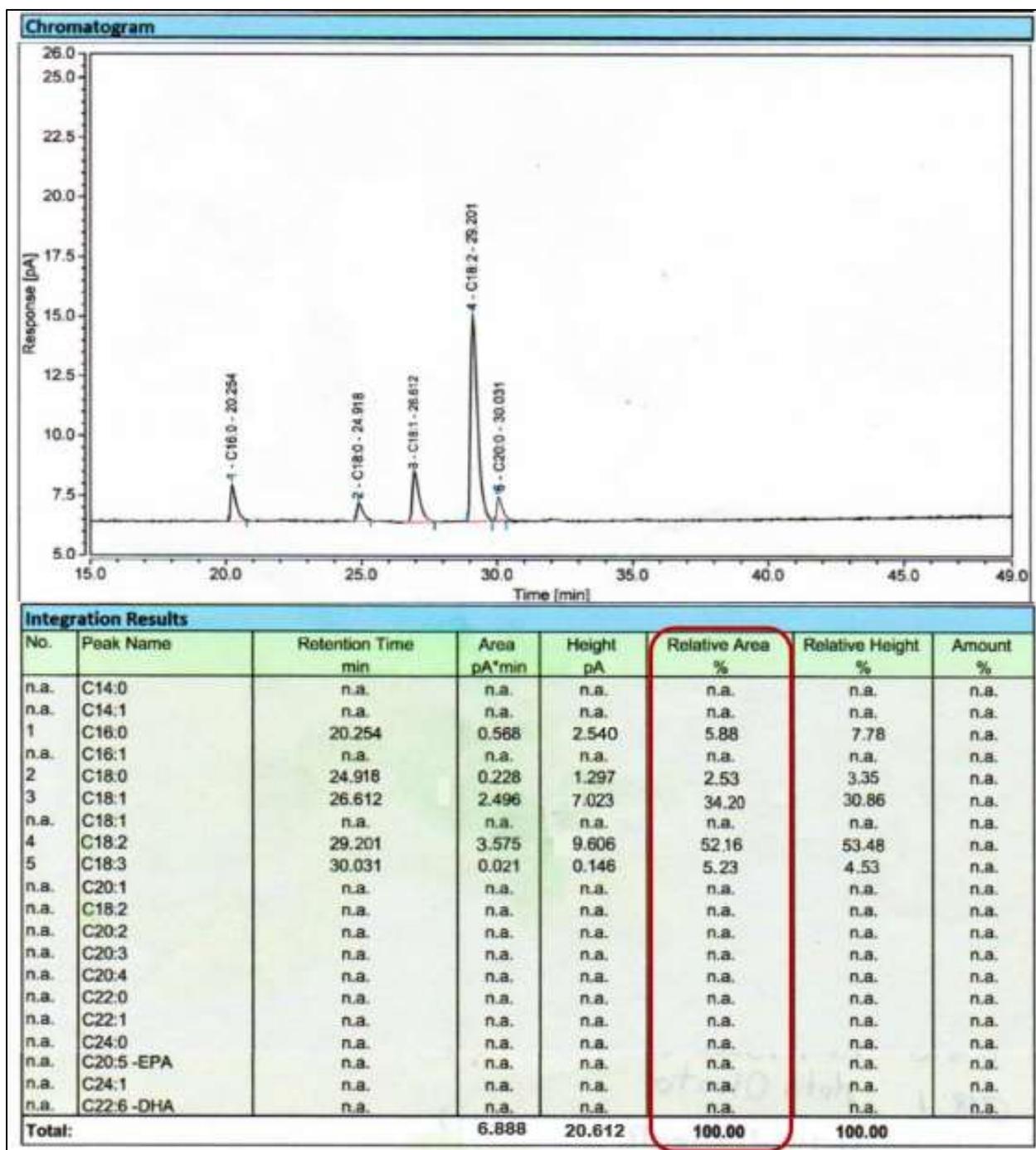


Figura 58: Cromatograma de la muestra de ACH-4 - 3° Repetición

Índice de Estabilidad Oxidativa en mezcla de aceites (Ajonjolí – Chía)

Los resultados del siguiente cuadro muestran los valores OSI de las diferentes Mezclas de aceites teniendo en cuenta las proporciones de Omega 6: Omega 3, comparando con los valores OSI obtenidos de los aceites puros de Chía y Ajonjolí por separado.

Tabla 50
Índice de Estabilidad Oxidativa de las muestra de aceites (Ajonjolí, Chía y mezcla)

	Temperatura (°C)		
	110	120	130
Muestras	OSI	OSI	OSI
	10,73 h	4,62 h	2,32 h
Ajonjolí	10,39 h	4,76 h	2,33 h
	10,24 h	4,85 h	2,35 h
	1,20 h	0,39 h	0,18 h
Chía	1,19 h	0,41 h	0,20 h
	1,16 h	0,44 h	0,19 h
	6,27 h	3,04 h	1,66 h
ACH-1	6,25 h	3,04 h	1,57 h
	6,20 h	3,12 h	1,62 h
	7,35 h	3,58 h	1,82 h
ACH-2	7,09 h	3,42 h	1,80 h
	7,23 h	3,57 h	1,83 h
	7,96 h	3,80 h	1,93 h
ACH-3	7,72 h	3,65 h	1,90 h
	7,28 h	3,79 h	1,87 h
	8,15 h	4,06 h	2,00 h
ACH-4	8,00 h	3,89 h	2,02 h
	8,08 h	4,05 h	2,02 h

A continuación, se muestran las curvas Rancimat, conductividad ($\mu\text{S/cm}$) vs tiempo (h), que evidencian el efecto de las condiciones experimentales de temperatura y flujo de aire sobre los valores de OSI para las mezclas de aceites (Ajonjolí – Chía):

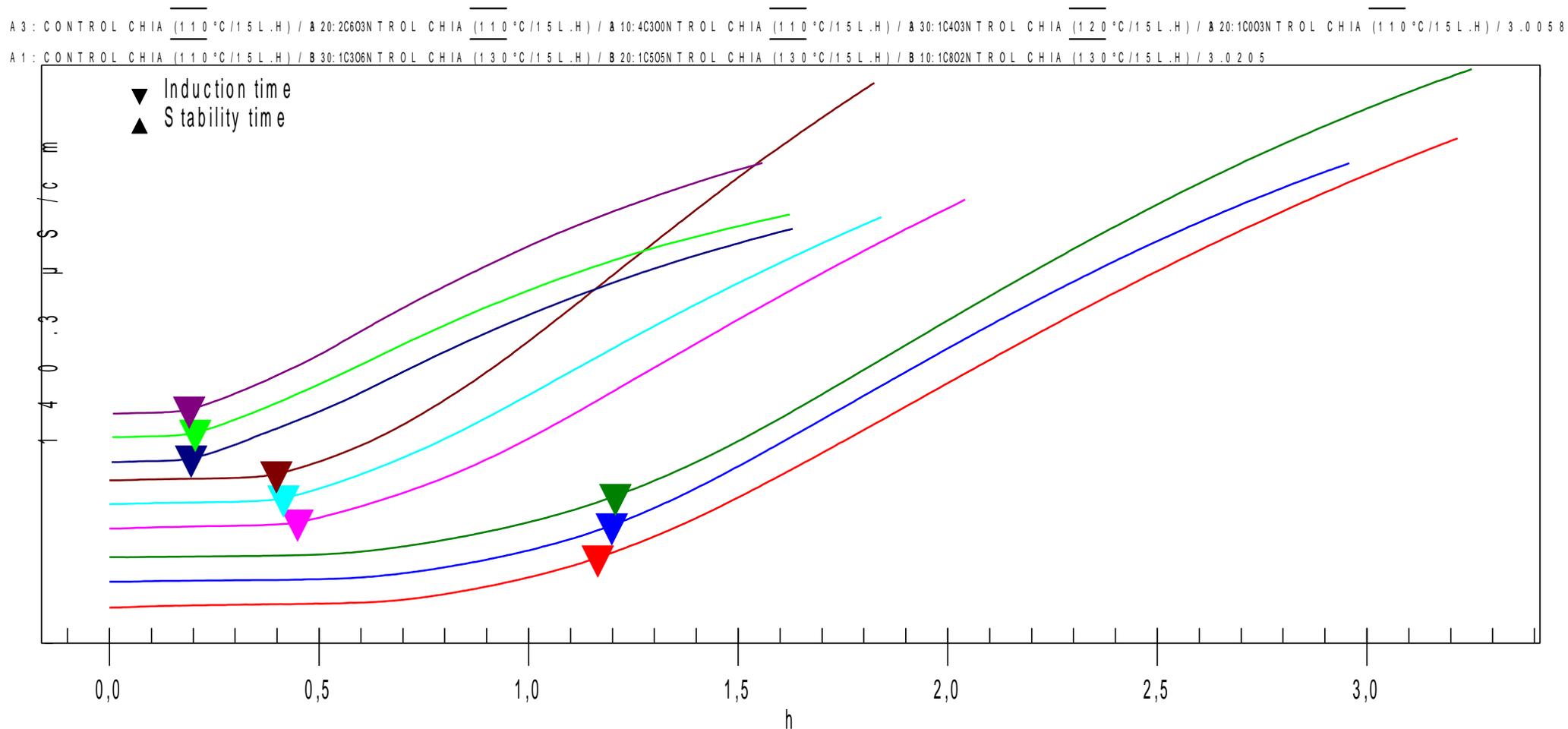


Figura 59: Variación de la conductividad eléctrica en el aceite de Chía a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C) a flujo de aire cte. 15 L/h

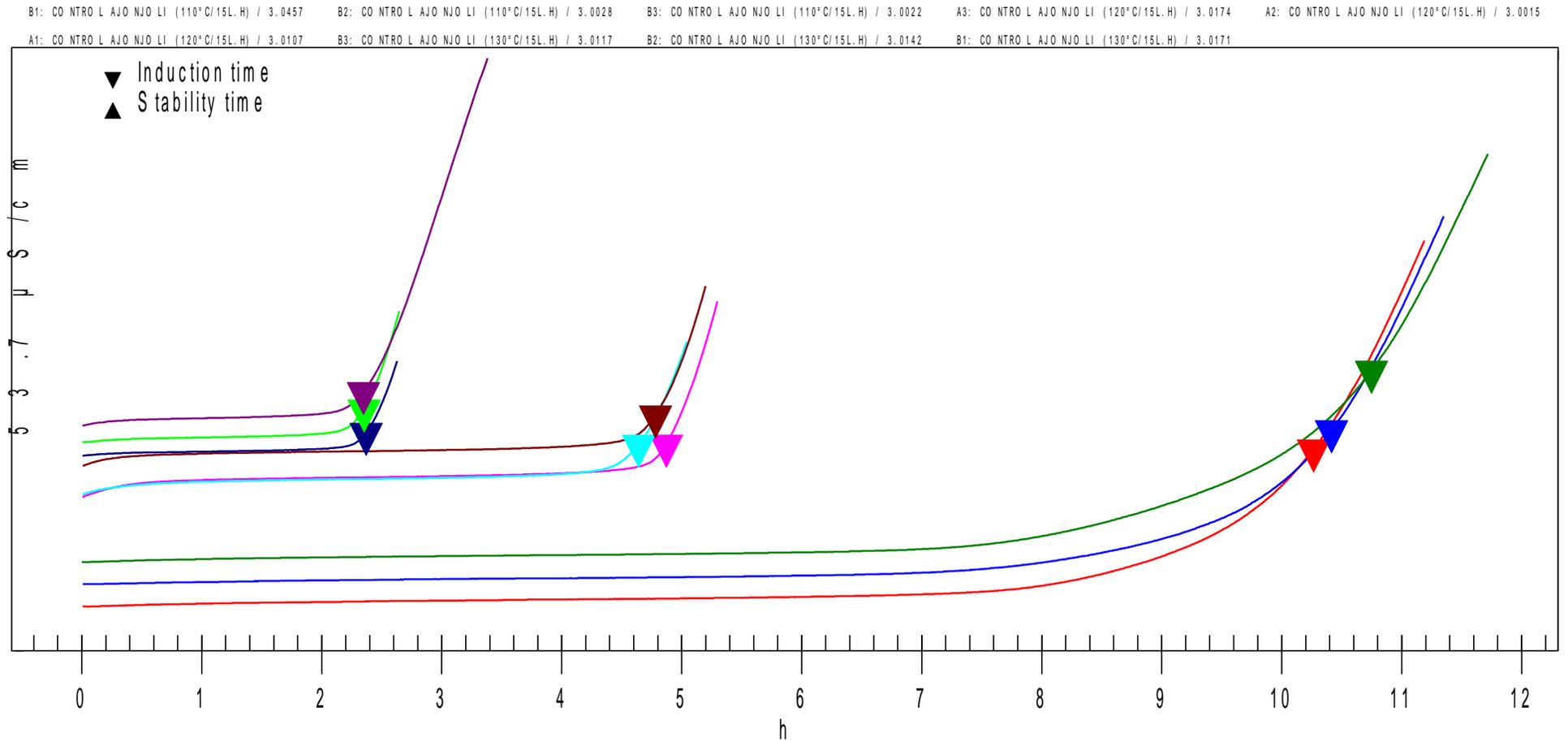


Figura 60: Variación de la conductividad eléctrica en el aceite de Ajonjolí a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C) a flujo de aire cte. 15 L/h

A3: M EZCLA 4 EN 1 (110°C/15 L.H) A2:0M1 EZCLA 4 EN 1 (110°C/15 L.H) A3:0M1 EZCLA 4 EN 1 (110°C/15 L.H) A3:0M1 EZCLA 4 EN 1 (120°C/15 L.H) A2:0M1 EZCLA 4 EN 1 (120°C/15 L.H) / 3.0103
A1: M EZCLA 4 EN 1 (120°C/15 L.H) A3:0M1 EZCLA 4 EN 1 (130°C/15 L.H) A2:0M0 EZCLA 4 EN 1 (130°C/15 L.H) A3:0M3 EZCLA 4 EN 1 (130°C/15 L.H) / 3.0025

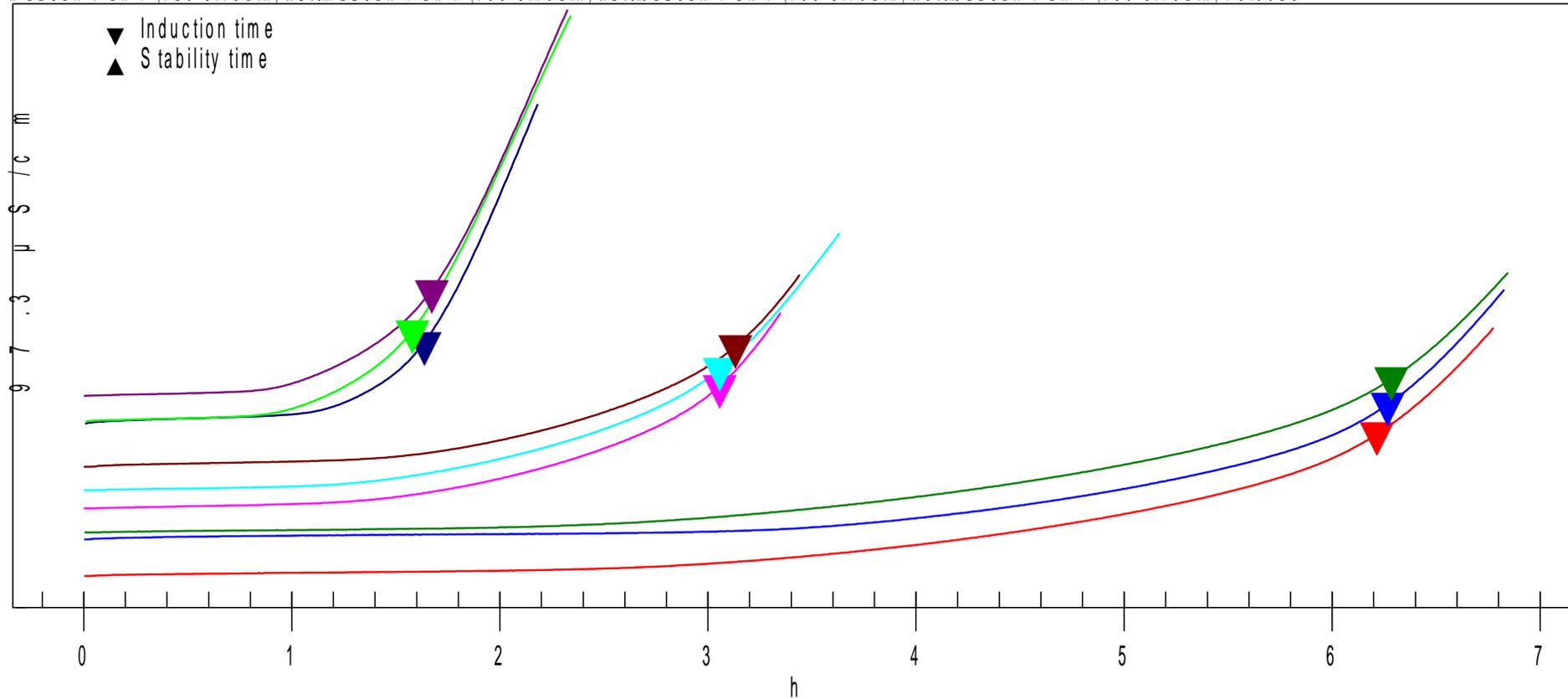


Figura 61: Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-1 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h

B: M EZCLA 6 EN 1 (110 °C/15 L.H) /B32.0 M 6ESZCLA 6 EN 1 (110 °C/15 L.H) B3:0M1 EZCLA 6 EN 1 (110 °C/15 L.H) B3:0M2 EZCLA 6 EN 1 (120 °C/15 L.H) B3:0M1 EZCLA 6 EN 1 (120 °C/15 L.H) / 3.0109
 B1: M EZCLA 6 EN 1 (120 °C/15 L.H) B3:0M1 EZCLA 6 EN 1 (130 °C/15 L.H) B2:0M1 EZCLA 6 EN 1 (130 °C/15 L.H) B3:0M0 EZCLA 6 EN 1 (130 °C/15 L.H) / 3.0040

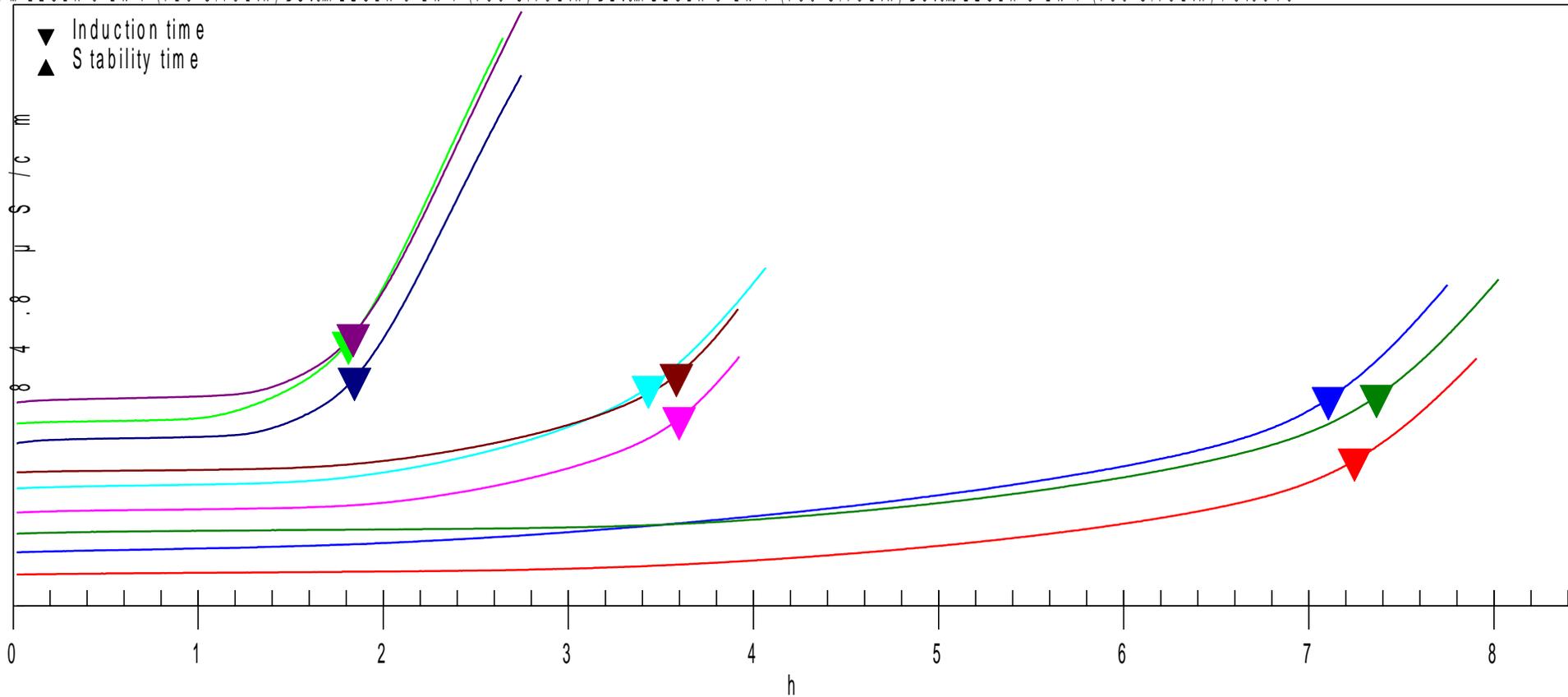


Figura 62: Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-2 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h

A3: M E Z C L A 8 E N 1 (110 °C / 15 L . H) A2: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (110 °C / 15 L . H) A3: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (110 °C / 15 L . H) A3: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (120 °C / 15 L . H) A2: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (120 °C / 15 L . H) / 3 . 0 . 0 4 8
A1: M E Z C L A 8 E N 1 (120 °C / 15 L . H) A3: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (130 °C / 15 L . H) A2: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (130 °C / 15 L . H) A3: 0 M E Z C L A 8 E N 1 (130 °C / 15 L . H) / 3 . 0 1 0 8

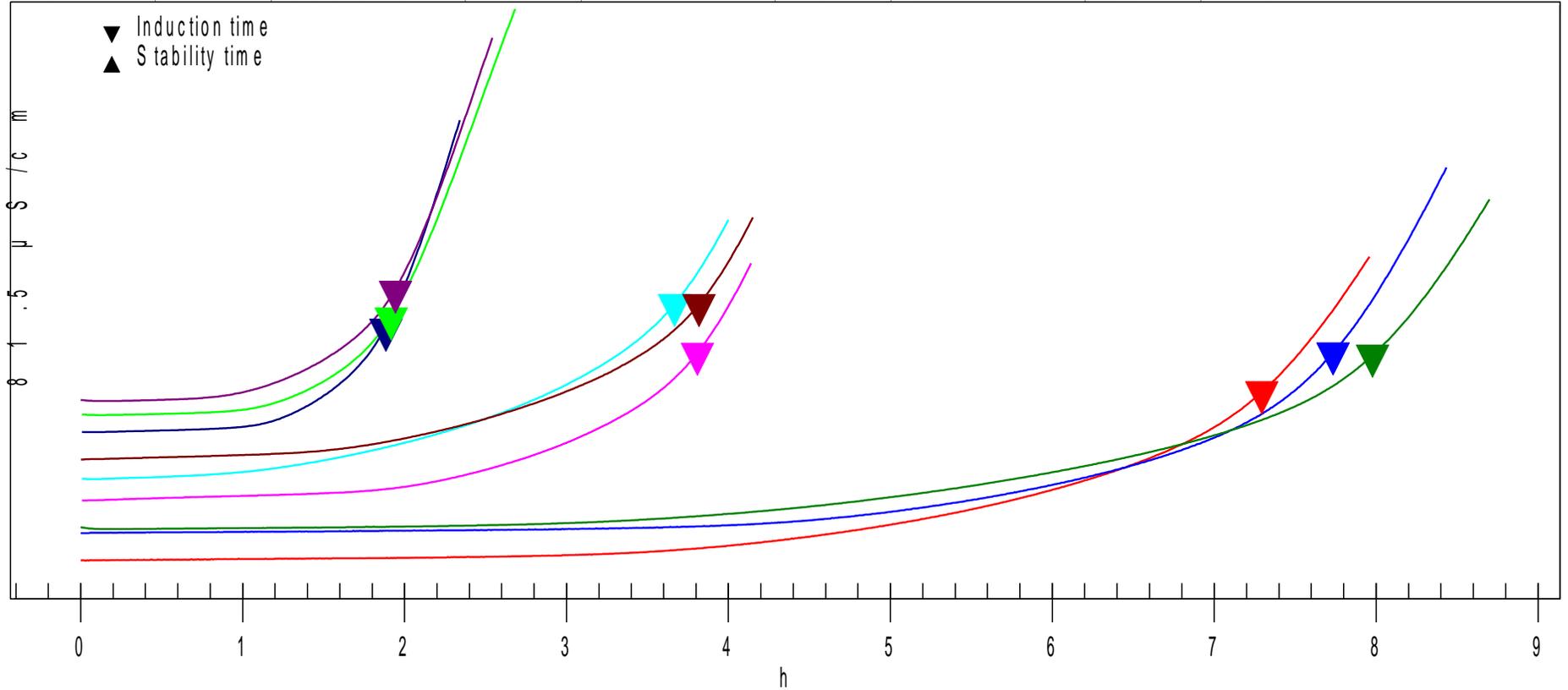


Figura 63: Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-3 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h

A 3 : CONTROL CHIA (110 °C /15 L.H) / A 20:2C603NTROL CHIA (110 °C /15 L.H) / A 10:4C300NTROL CHIA (110 °C /15 L.H) / A 30:1C403NTROL CHIA (120 °C /15 L.H) / A 20:1C003NTROL CHIA (110 °C /15 L.H) / 3.0.0.5.8
A 1 : CONTROL CHIA (110 °C /15 L.H) / B 30:1C306NTROL CHIA (130 °C /15 L.H) / B 20:1C505NTROL CHIA (130 °C /15 L.H) / B 10:1C802NTROL CHIA (130 °C /15 L.H) / 3.0.2.0.5

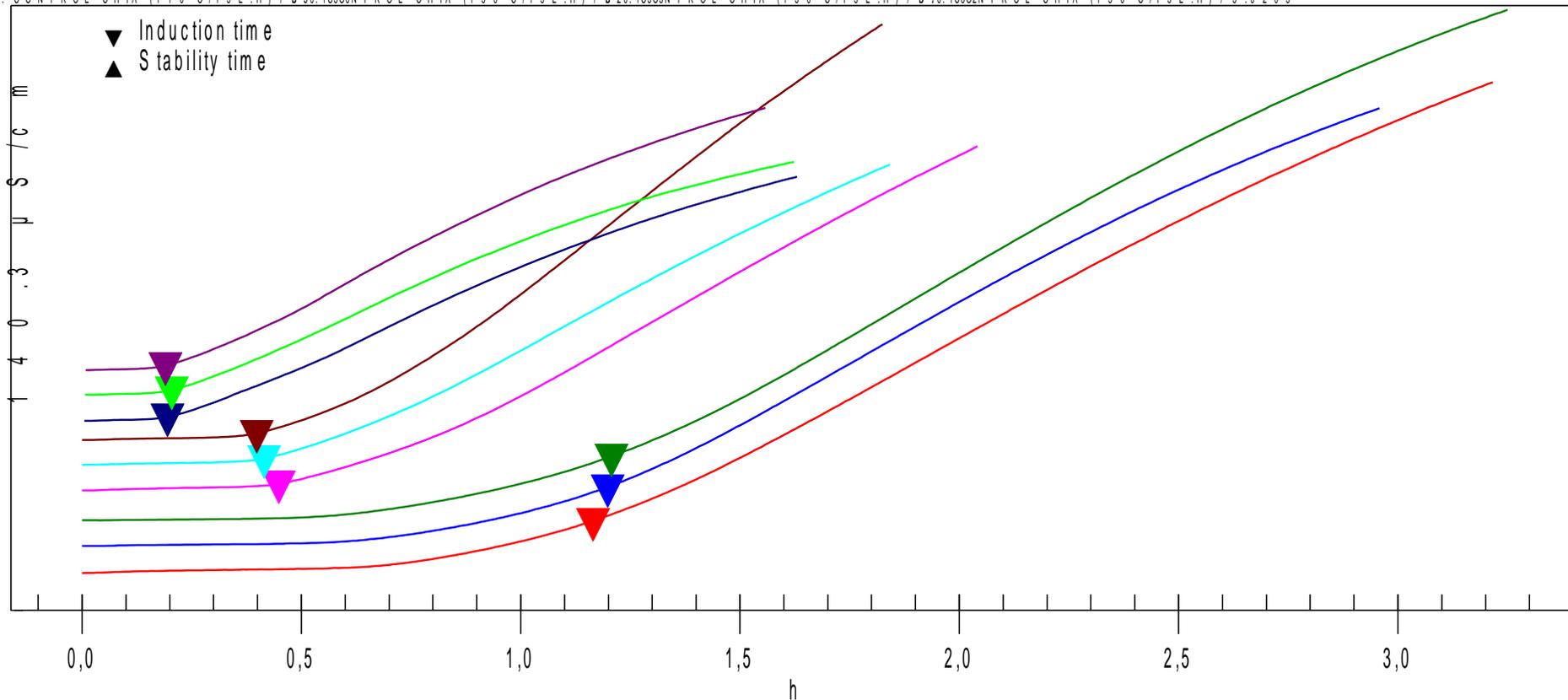


Figura 64: Variación de la conductividad eléctrica en la muestra ACH-4 a temperaturas de trabajo (110°C, 120°C y 130°C), F= 15 L/h

Determinación del Índice de Estabilidad Oxidativa extrapolado a 25°C

A partir de la relación matemática entre los valores de OSI y la temperatura señalada por Nakatani et al., (2001) y Méndez et al., (2006) para aceites vegetales:

$$\text{OSI} = 10^{\text{AT}+\text{B}}$$

$$\text{Log (OSI)} = \text{AT} + \text{B} \dots\dots (16)$$

Dónde:

OSI: Índice de Estabilidad Oxidativa (hr)

T: Temperatura (°C)

A y B: Constantes

1. Reemplazando en la ecuación (16) para cada aceite puro y mezcla de ellos según proporción de Omega 6: Omega 3 (Ajonjolí- Chía), teniendo un flujo de aire constante a 15 L/h.

➤ **Para aceite de Chía:**

$$\text{Log (1,183)} = \text{A (110)} + \text{B}$$

$$\text{Log (0,413)} = \text{A (120)} + \text{B}$$

$$\text{Log (0,19)} = \text{A (130)} + \text{B}$$

➤ **Muestra ACH-1:**

$$\text{Log (6,24)} = \text{A (110)} + \text{B}$$

$$\text{Log (3,07)} = \text{A (120)} + \text{B}$$

$$\text{Log (1,617)} = \text{A (130)} + \text{B}$$

➤ **Muestra ACH-3:**

$$\text{Log (7,65)} = \text{A (110)} + \text{B}$$

$$\text{Log (3,75)} = \text{A (120)} + \text{B}$$

$$\text{Log (1,90)} = \text{A (130)} + \text{B}$$

➤ **Para aceite de Ajonjolí:**

$$\text{Log (10,453)} = \text{A (110)} + \text{B}$$

$$\text{Log (4,473)} = \text{A (120)} + \text{B}$$

$$\text{Log (2,333)} = \text{A (130)} + \text{B}$$

➤ **Muestra ACH-2:**

$$\text{Log (7,22)} = \text{A (110)} + \text{B}$$

$$\text{Log (3,52)} = \text{A (120)} + \text{B}$$

$$\text{Log (1,82)} = \text{A (130)} + \text{B}$$

➤ **Muestra ACH-4:**

$$\text{Log (8,08)} = \text{A (110)} + \text{B}$$

$$\text{Log (4,00)} = \text{A (120)} + \text{B}$$

$$\text{Log (2,013)} = \text{A (130)} + \text{B}$$

Los valores de A y B son calculados mediante la ecuación de la recta para cada aceite puro y las mezclas de estos.

2. Reemplazando en la Ecuación (16) los valores de A y B para aceite puro y las mezclas respectivas:

➤ **Para aceite de Chía:**

$$\text{Log (OSI)} = -0,0397T + 4,4222 \dots (17)$$

➤ **Para aceite de Ajonjolí:**

$$\text{Log (OSI)} = -0,0326 T + 4,5954 \dots (18)$$

➤ **Muestra ACH-1:**

$$\text{Log (OSI)} = -0,0293T + 4,0162 \dots (19)$$

➤ **Muestra ACH-2:**

$$\text{Log (OSI)} = -0,03T + 4,518 \dots (20)$$

➤ **Muestra ACH-3:**

$$\text{Log (OSI)} = -0,0303T + 4,2093 \dots (21)$$

➤ **Muestra ACH-4:**

$$\text{Log (OSI)} = -0,0302T + 4,2243 \dots (21)$$

Las ecuaciones 17, 18, 19, 20, 21 y 22 permiten calcular el Índice de Estabilidad Oxidativa (OSI) a temperatura ambiente (25°C) para Mezclas de Aceites (Ajonjolí y Chía). Estas ecuaciones se utilizaron para obtener los valores mostrados en el cuadro.

Determinación de la Energía de Activación a partir de la Ecuación de Arrhenius

Según las consideraciones de Blaine y Savage (1992) y García-Ochoa et al. (1989), se puede hacer uso de la ecuación:

$$\text{Ln(OSI)} = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T} \dots (23)$$

Donde:

OSI: Índice de Estabilidad Oxidativa (hr)

T: Temperatura (K)

E_a: Energía de Activación (KJ/mol)

α*: Grado de transformación de moléculas insaturadas

Z: Factor de Arrhenius

R: Constante universal de los gases (8,31434 J/mol. K)

1. Reemplazando en la ecuación (23) para cada muestra de aceite:

➤ *Para aceite de Chía:*

$$\text{Ln}(1,183) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{110}$$

$$\text{Ln}(0,413) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{120}$$

$$\text{Ln}(0,19) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{130}$$

➤ *Muestra ACH-1:*

$$\text{Ln}(6,24) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{110}$$

$$\text{Ln}(3,07) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{120}$$

$$\text{Ln}(1,617) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{130}$$

➤ *Muestra ACH-3:*

$$\text{Ln}(7,65) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{110}$$

$$\text{Ln}(3,75) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{120}$$

$$\text{Ln}(1,90) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{130}$$

➤ *Para aceite de Ajonjolí:*

$$\text{Ln}(10,453) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{110}$$

$$\text{Ln}(4,743) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{120}$$

$$\text{Ln}(2,333) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{130}$$

➤ *Muestra ACH-2:*

$$\text{Ln}(7,22) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{110}$$

$$\text{Ln}(3,52) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{120}$$

$$\text{Ln}(1,82) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{130}$$

➤ *Muestra ACH-4:*

$$\text{Ln}(8,08) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{110}$$

$$\text{Ln}(4,00) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{120}$$

$$\text{Ln}(2,013) = \text{Ln}\left(\frac{-\text{Ln}(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{130}$$

2. Reemplazando en la Ecuación (23) los valores de las pendientes para aceite puro y las mezclas respectivas,

➤ *Para aceite de Chía:*

$$\ln(\text{OSI}) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R} = 14130,65478$$

Teniendo en cuenta: R (J/mol.K) = 8,314

Reemplazamos:

$$E_a = 117,487 \text{ kJ/mol}$$

➤ *Para aceite de Ajonjolí:*

$$\ln(\text{OSI}) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R} = 11576,05247$$

Teniendo en cuenta: R (J/mol.K) = 8,314

Reemplazamos:

$$E_a = 96,247 \text{ kJ/mol}$$

➤ *Muestra ACH-1:*

$$\ln(\text{OSI}) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R} = 10425,63692$$

Teniendo en cuenta: R (J/mol.K) = 8,314

Reemplazamos:

$$E_a = 86,682 \text{ kJ/mol}$$

➤ **Muestra ACH-2:**

$$\ln(\text{OSI}) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R} = 10653,8321$$

Teniendo en cuenta: R (J/mol.K) = 8,314

Reemplazamos:

$$E_a = 88,580 \text{ kJ/mol}$$

➤ **Muestra ACH-3:**

$$\ln(\text{OSI}) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R} = 10752,6133$$

Teniendo en cuenta: R (J/mol.K) = 8,314

Reemplazamos:

$$E_a = 89,401 \text{ kJ/mol}$$

➤ **Muestra ACH-4:**

$$\ln(\text{OSI}) = \ln\left(\frac{-\ln(1-\alpha^*)}{Z}\right) + \frac{E_a}{R} \frac{1}{T}$$

Entonces:

$$\frac{E_a}{R} = 10719,731$$

Teniendo en cuenta: R (J/mol.K) = 8,314

Reemplazamos:

$$E_a = 89,127 \text{ kJ/mol}$$