UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

FACULTAD AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TEMA:

"EFECTO DE LA INCLUSIÓN DE DIFERENTES NIVELES DE OMEGA 3 SOBRE LA DEPOSICIÓN DE GRASA Y TAMAÑO DE VÍSCERAS EN RATONES (*Mus musculus*)"

Tesis previa a la obtención del Título de Médico Veterinario Zootecnista

AUTOR:

Diego Paúl Ochoa Alejandro

DIRECTOR:

Dr. Rodrigo Abad Guamán PhD.

LOJA – ECUADOR

2017

CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS

Dr. Rodrigo Medardo Abad Guamán Ph.D.

DIRECTOR DE TESIS

CERTIFICA:

Que el presente trabajo de investigación titulado, **"EFECTO DE LA INCLUSIÓN DE DIFERENTES NIVELES DE OMEGA 3 SOBRE LA DEPOSICIÓN DE GRASA Y TAMAÑO DE VÍSCERAS EN RATONES *(Mus musculus)*"**, realizado por el Señor Egresado DIEGO PAÚL OCHOA ALEJANDRO previo a la obtención del título de **MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**, ha concluido dentro del cronograma aprobado y autorizado con el trámite de graduación.

Loja, 16 de diciembre del 2016

Dr. Rodrigo Medardo Abad Guamán Ph.D.

DIRECTOR DE TESIS

CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Que luego de haber procedido a la calificación de Tesis escrita del trabajo de investigación titulado **"EFECTO DE LA INCLUSIÓN DE DIFERENTES NIVELES DE OMEGA 3 SOBRE LA DEPOSICIÓN DE GRASA Y TAMAÑO DE VISCERAS EN RATONES (*Mus musculus*)"**, del Sr egresado DIEGO PAÚL OCHOA ALEJANDRO, y al haber constatado que se ha incluido en el documento las observaciones y sugerencias realizadas por los miembros del tribunal autorizamos continuar con los trámites como requisito previo a la obtención del título de: MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA.

APROBADO Loja, 20 de marzo del 2017

Dr. Efrén Alcivar Sánchez Sánchez Mg. Sc
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Dr. Galo Escudero Sánchez Mg. Sc
VOCAL DEL TRIBUNAL

Dr. Edgar Benítez González Ph.D.
VOCAL DEL TRIBUNAL

AUTORIA

Yo, **Diego Paúl Ochoa Alejandro** declaro ser autor del presente trabajo de tesis y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos, de posibles reclamos o acciones legales, por el contenido de la misma.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja, la publicación de mi tesis en el Repositorio Institucional-Biblioteca Virtual.

Autor: Diego Paúl Ochoa Alejandro

Firma: .....

Cédula: 1105871642

Fecha: Loja, 21 de marzo de 2017

CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS POR PARTE DEL AUTOR PARA LA CONSULTA, REPRODUCCIÓN PARCIAL O TOTAL Y PUBLICACIÓN ELECTRÓNICA DEL TEXTO COMPLETO

Yo, DIEGO PAÚL OCHOA ALEJANDRO declaro ser autor de la tesis titulada **"EFECTO DE LA INCLUSIÓN DE DIFERENTES NIVELES DE OMEGA 3 SOBRE LA DEPOSICIÓN DE GRASA Y TAMAÑO DE VISCERAS EN RATONES (*Mus musculus*)",** como requisito para optar al grado de Médico Veterinario y Zootecnista, autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos, muestre al mundo la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Digital Institucional:

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el RDI, en las redes de información del país y del exterior, con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia de la tesis que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los 21 días del mes de Marzo de dos mil diecisiete firma el autor.

Firma: _____

Autor: Diego Paúl Ochoa Alejandro

Número de cédula: 1105871642

Dirección: Loja, Ciudad Victoria

Correo electrónico: diegopaul9402@gmail.com

Teléfono: 2326176 **Celular:** 0994639718

DATOS COMPLEMENTARIOS:
Director de tesis: Dr. Rodrigo Abad Guamán Ph.D.

Tribunal de Grado:
Presidente del Tribunal: Dr. Efrén Alcívar Sánchez Sánchez Mg. Sc
VOCAL: Dr. Galo Vinicio Escudero Sánchez Mg. Sc
VOCAL: Dr. Edgar Enrique Benítez González Ph.D.

AGRADECIMIENTO

Dejo constancia de mi imperecedera gratitud a la Universidad Nacional de Loja, a la Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables, en especial a la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia en cuyas aulas tuve la oportunidad de estudiar, formarme, y alcanzar mis anhelos de ser un profesional de la Medicina Veterinaria.

A todos sus distinguidos Catedráticos por haberme compartido sus sabios conocimientos y enseñanzas, a mis compañeros con quienes he compartido mi formación y de manera muy especial a la Dra. Rocío Herrera y al Dr. Rodrigo Abad, por su acertada orientación académica y profesional, lo cual ha sido decisiva para culminar mi Tesis. De la misma manera agradezco a la Lda. Olimpia Fernández secretaria de la carrera por su paciencia brindada.

MUCHAS GRACIAS.

El Autor

DEDICATORIA

Dedico este trabajo principalmente a Dios por haberme dado la vida y permitirme el haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional.

A mis padres. Paúl Ochoa quien es un ejemplo de respeto, amor y sacrificio y es quien me ha inculcado los valores del respeto, honradez y humildad, me ha formado como una persona de bien, para alcanzar los anhelos deseados. A mi Madre Blanca Alejandro quien me ha inspirado para seguir adelante a pesar de lo duro que sea el camino con su sacrificio, humildad y honradez.

A mis hermanas, Karen y Carolina por su gran apoyo moral, de la misma manera a mis queridos abuelos, tíos, primos por su humildad y colaboración y a mis amigos Darwin, Ángel, Álex, Gina, Kimberley y Priscila por haber estado conmigo en todos los buenos y malos momentos.

Con cariño

ÍNDICE GENERAL

Pág.
CERTIFICACIÓN DEL DIRECTOR DE TESIS ii
CERTIFICACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO iii
AUTORIA..... iv
CARTA DE AUTORIZACIÓN DE TESIS v
AGRADECIMIENTO vi
DEDICATORIA vii
ÍNDICE GENERAL viii
RESUMEN x
ABSTRACT
1. INTRODUCCIÓN
2. REVISIÓN DE LITERATURA
2.1. BIOLOGÍA GENERAL DEL RATÓN 2
2.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL RATÓN 2
2.3. MACRO Y MICROAMBIENTE DEL RATÓN 3
2.3.1. El Microambiente del Ratón 3
2.3.2. El Macroambiente del Ratón 4
2.4. ÁCIDOS GRASOS 5
2.4.1. Clasificación de los Ácidos Grasos 5
2.4.2. Precursores de los Ácidos Grasos Omega 3 y Omega 6 6
2.4.3. Metabolismo de los Ácidos Grasos Poliinsaturados 7
2.5. OMEGA 3, 6 y 9 9
2.5.1. Ácidos Grasos Omega 3 9
2.5.2. Importancia de EPA y DHA 9
2.5.3. Ácidos Grasos Omega 6 9
2.5.4. Derivados de los Ácidos Grasos Omega 6: Los Eicosanoides 10
2.5.5. Derivados de los Ácidos Grasos Omega 3 11
2.5.6. Importancia del Equilibrio entre Omega 3 y Omega 6 11
2.5.7. Influencia del Omega 3 Sobre la Deposición de Grasa 12

2.6. FUENTES DE OMEGA 3 13
2.6.1. La Chía 13
2.6.2. Taxonomía de la Chía 14
2.6.3. Características 14
2.6.4. Composición de la Semilla Chía 15
2.6.5. Proteínas y Aminoácidos Contenidos en la Semilla de Chía 15
2.6.6. Vitaminas y Minerales Contenidos en la Semilla de Chía 15
2.7. FUENTES DE OMEGA 9 16
2.7.1. Aceite de Oliva 16
2.7.2. Importancia del Omega 9 17
2.8. EXTRACCIÓN DE GRASA POR EL MÉTODO DE SOXHLET 17
2.9. ARTÍCULOS RELACIONADOS 19
2.9.1. Peso de los Órganos en Relación al Peso Corporal en Ratones C57Bl/6 y NMRI/UCLA 19
2.9.2. Aceite de Girasol Alto Oleico: Hacia la Construcción de una Grasa Saludable (2015) 20
3. MATERIALES Y MÉTODOS
3.1. MATERIALES 3
3.1.1. Materiales de Campo 3
3.1.2. Materiales de Laboratorio 3
3.1.3. Materiales de Oficina 3
3.1.4. Insumos 22
3.2. MÉTODO 22
3.2.1. Ubicación 22
3.2.2. Descripción y Adecuación de las Instalaciones 22
3.2.3. Descripción e Identificación de las Unidades Experimentales 23
3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL 23
3.4. DESCRIPCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS 23
3.4.1. Tratamiento Uno (T1): 23
3.4.2. Tratamiento Dos (T2): 23
3.4.3. Tratamiento Tres (T3): 23
3.5. MANEJO DE LOS ANIMALES 24

3.6. TOMA Y REGISTRO DE DATOS 25
3.6.1. Consumo de Alimento..... 25
3.6.2. Incremento de Peso..... 25
3.6.3. Eficiencia Alimentaria..... 25
3.6.4. Grasa en el Hígado..... 26
3.6.5. Índice de Grasa Perirrenal 26
3.6.6. Tamaño y Peso de Vísceras..... 26
3.7. ANALISIS ESTADÍSTICO..... 26
4. RESULTADOS
4.1. CONSUMO MEDIO DIARIO CMD (g) 22
4.2. GANANCIA MEDIA DIARIA (g) 28
4.3. EFICIENCIA ALIMENTARIA (g) 29
4.4. TAMAÑO Y PESO DE VÍSCERAS 31
4.5. GRASA ALMACENADA EN EL HÍGADO E ÍNDICE DE GRASA PERIRRENAL 36
5. DISCUSIÓN
5.1. CONSUMO DE ALIMENTO, INCREMENTO DE PESO Y EFICIENCIA ALIMENTARIA 33
5.2. GRASA EN EL HÍGADO E ÍNDICE DE GRASA PERIRRENAL .. 39
5.3. PESO Y TAMAÑO DE VISCERAS 39
6. CONCLUSIONES
7. RECOMENDACIONES
8. BIBLIOGRAFÍA
9. ANEXOS

ÍNDICE DE CUADROS

Pág.

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del ratón..... 2
Cuadro 2. Composición química de una dieta estándar para ratones 4
Cuadro 3. Clasificación Taxonómica de la Chía 14
Cuadro 4. Contenido de vitaminas y elementos esenciales en semillas y harina desengrasada de chía 16
Cuadro 5. Consumo medio diario de alimento (g/día) de los ratones en estudio. 22
Cuadro 6. Ganancia media diaria (g/día) de los ratones en estudio. 28
Cuadro 7. Eficiencia alimentaria (g) de los ratones en estudio. 30
Cuadro 8. Pesos absolutos de los órganos de los ratones en estudio en gramos 31
Cuadro 9. Pesos relativos de los órganos de los ratones en estudio en gramos (g). 33
Cuadro 10. Largos absolutos de los órganos de los ratones en estudio en cm 34
Cuadro 11. Largos relativos de los órganos de los ratones en estudio en cm..... 35
Cuadro 12. Cantidad de grasa en el hígado e índice de grasa perirrenal 36

ÍNDICE DE FIGURAS

Pág.

Figura 1. Micro y macroambiente del ratón 3
Figura 2. Estructura de los ácidos grasos esenciales ácido linoleico (LA) y ácido linolénico (ALA) 7
Figura 3. Metabolismo de los ácidos grasos..... 8
Figura 4. Planta de Chía (Salvia hispánica L.)..... 15
Figura 5. Equipo de Soxhlet 18
Figura 6. Consumo medio diario de alimento (g/día) de los ratones en estudio. 22
Figura 7. Ganancia media diaria (g/día) de los ratones en estudio. 29
Figura 8. Eficiencia alimentaria (g) de los ratones en estudio. 30
Figura 9. Peso absoluto del hígado de los ratones..... 31
Figura 10. Peso absoluto del estómago de los ratones..... 31
Figura 11. Peso absoluto del intestino delgado de los ratones..... 32
Figura 12. Peso absoluto del tracto digestivo total de los ratones..... 32
Figura 13. Peso relativo del hígado de los ratones..... 33
Figura 14. Peso relativo del intestino delgado de los ratones. 33
Figura 15. Largo absoluto del riñón derecho de los ratones..... 34
Figura 16. Largo absoluto del riñón izquierdo de los ratones. 35
Figura 17. Grasa del hígado expresada en porcentaje (%) de los ratones..... 36
Figura 18. Grasa del hígado expresada en gramos (g) de los ratones..... 36
Figura 19. Grasa perirrenal expresada en (%) de los ratones..... 37

ÍNDICE DE ANEXOS

Pág.

Anexo 1: Limpieza y desinfección de los equipos 44
Anexo 2: Adecuación de las instalaciones 44
Anexo 3: Pesaje del alimento 50
Anexo 4: Preparación de las dosis de aceite..... 50
Anexo 5: Administración del aceite a las ratones hembras 51
Anexo 6: Medición de las vísceras 51
Anexo 7: Pesaje de las vísceras 52
Anexo 8: Muestras de hígado liofilizadas 52
Anexo 9: Equipo de Soxhlet para extracción de grasa..... 53
Anexo 10: Necropsia respectiva a los ratones muertos 53
Anexo 11: Resultados de Grasa..... 54
Anexo 12: Resultados de grasa 55

“EFECTO DE LA INCLUSIÓN DE DIFERENTES NIVELES DE OMEGA 3 SOBRE LA DEPOSICIÓN DE GRASA Y TAMAÑO DE VÍSCERAS EN RATONES (*Mus musculus*)”

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se desarrolló en el bioterio de la carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional de Loja, con el propósito de determinar el efecto de la inclusión de diferentes niveles de omega 3 sobre la deposición de grasa y tamaño de vísceras en ratones (*Mus musculus)*; para el efecto se definieron tres tratamientos el primero con la adición de 2% de aceite de oliva con 3% de aceite de chía*,* el segundo con la adición de *5*% de aceite de chía y el testigo con el 5% de aceite de oliva. Se utilizaron 15 ratones hembras por tratamiento de la cepa CDR-51 con un peso promedio de 31 ± 0,6 g; el suministro del alimento fue por la mañana y por la tarde. Las variables de estudio fueron el consumo de alimento, incremento de peso, eficiencia alimenticia, índice de grasa visceral y tamaño y peso de vísceras. Para el análisis estadístico se utilizó un modelo mixto de medidas repetidas. En el tamaño de vísceras no se encontraron diferencias significativas, por el contrario en el peso de vísceras se encontraron diferencias significativas en hígado (P≤0,055) y en intestino delgado (P≤0,053); de la misma manera se encontró diferencia significativa en el índice de grasa perirrenal (P≤0,003). En conclusión los cambios en la dieta de perfil de ácidos grasos pueden modificar el tamaño y peso de las vísceras de los ratones, así como también sobre el índice de deposición de grasa perirrenal.

PALABRAS CLAVES: chía, oliva, peso, grasa, vísceras

ABSTRACT

The present research was developed in the vivarium of the Veterinary Medicine career of the National University of Loja, with the purpose of the determine the effect of the inclusion of different levels of omega 3 on fat deposition and viscera size in mice (*Mus musculus*); For this purpose, three treatments were defined: the first with the addition of 2% olive oil with 3% chia oil, the second with the addition of 5% chia oil and the control with 5% olive oil. They were used fifteen female mice by treatment of the CDR-51 strain with an average weight of 36 g; the food supply was in the morning and in the afternoon; it was used a completely randomized design with three treatments and fifteen repetitions. The study variables were food intake, weight gain, feed efficiency, visceral fat index and viscera size and weight. A mixed model of repeated measurements was used for the statistical analysis. In the viscera weight, significant differences were found in liver ($P \leq 0.0555$) and small intestine ($P \leq 0.053$); while in the visceral size no significant differences were found finally in the perirenal fat index we found significant difference ($P \leq 0.003$). In conclusion, dietary changes in fatty acid profile may modify the size and weight of mice, as well as affect perirenal fat deposition rate.

KEY WORDS: chia, olive, weight, fat, viscera

1. INTRODUCCIÓN

Los omega 3 (ácido α-linolénico) y 6 (ácido α-linoléico) son un tipo de grasa poliinsaturada, considerados esenciales porque el organismo no puede producirlos. Por lo tanto, deben incorporarse a través de los alimentos (Lands, 2005), ya que son necesarios para que se desarrollen funciones básicas del organismo como el metabolismo lipídico, la coagulación, presión sanguínea, regulación de los procesos inflamatorios, buen funcionamiento del cerebro, el sistema inmune y el sistema nervioso (Salabert, 2009)**.**

Según Jiménez *et al*., (2013), la utilización de semillas con aceites de alto contenido de ácido linolénico o del aceite mismo en alimentación es una herramienta interesante para aumentar el aporte de ácidos grasos ω-3 a la dieta. Una alternativa es la chía (Salvia hispanica), los cuales se caracterizan por un alto contenido de ácido linolénico en su composición.

Paralelamente, los resultados de las investigaciones científicas acerca de los efectos negativos de las grasas saturadas, los ácidos grasos trans y del desbalance entre los ácidos grasos ω-6 y ω-3 en la dieta occidental así como los beneficios del incremento del consumo de ácidos grasos ω-3 para prevenir enfermedades cardiovasculares, depresión, cáncer y otras patologías comenzaron a tener cada vez un mayor interés. Asimismo, la información sobre la chía, fuente natural de ácidos grasos ω-3, antioxidantes y fibra dietética, acrecentó las expectativas en torno a su cultivo (Guiotto, 2014).

Algunos estudios demuestran que las semillas de chía ayudan a reducir el nivel de colesterol LDL (malo) y triglicéridos, y aumenta la cantidad de HDL (bueno) que es el que ayuda a disminuir la inflamación. Por lo tanto la chía podría estar afectando al metabolismo y deposición de las grasas en el organismo vivo (Gonzalez, 2009).

Por lo argumentado anteriormente nos hemos planteado los siguientes objetivos:

- ✓ Evaluar el efecto de diferentes niveles de aceite de Chía como fuente de Omega 3 sobre la deposición de grasa.
- ✓ Valorar el efecto de Omega 3 sobre el tamaño de vísceras.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. BIOLOGÍA GENERAL DEL RATÓN

El ratón de laboratorio es un roedor, usualmente de la especie *Mus musculus*, que se utiliza para la investigación científica. Su cariotipo está compuesto por 40 cromosomas y suelen ser albinos. Para cada experimento se escogen ratones de laboratorio que pertenezcan a una misma cepa pura o endogámica. Los individuos de una misma cepa llevan los mismos genes, por lo cual se facilita la comparación de los efectos de los diferentes tratamientos experimentales (fármacos, entorno físico, etc.), sin que se produzca confusión debido a las diferencias genéticas (Hernández, 2014)**.**

Se adapta a una gran variedad de condiciones ambientales, desde zonas muy frías hasta regiones tropicales. Es de hábito nocturno, su comportamiento está influenciado por feromonas. El tamaño del ratón adulto varía entre 12 a 15 cm con un peso aproximado de 30 g. Las crías al nacer tienen un peso aproximado de 1 a 2 g y ganan rápidamente peso durante la lactación (Cedeño, 2013).

2.2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA DEL RATÓN

Cuadro 1. Clasificación taxonómica del ratón

Reino:	Animalia
Filo:	Chordata
Clase:	Mammalia
Orden:	Rodentia
Familia:	Muridae
Subfamilia:	Murinae
Género:	Mus
Subgénero:	Mus
Especie:	*M. musculus*

Fuente: (Linneo, 1957)**.**

2.3. MACRO Y MICROAMBIENTE DEL RATÓN

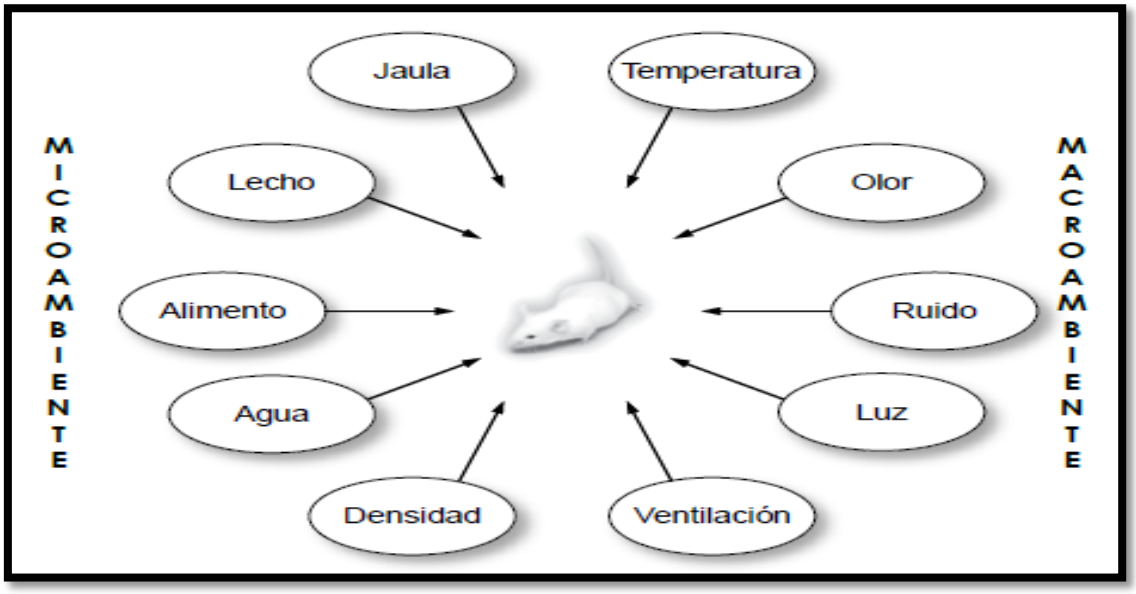

Figura 1. Micro y macroambiente del ratón (Fuentes et al., 2008).

2.3.1. El Microambiente del Ratón

El microambiente, es el ambiente físico inmediato que rodea al ratón, está limitado por el perímetro de la jaula o caja, cama, alimento y agua de bebida; deben contribuir a la salud de los animales, y evitarles todo estrés, por lo que deberá asignársele, a cada uno, un espacio adecuado que le permita movimientos y adopciones de posturas normales, preservando a su vez las mínimas condiciones de higiene y de protección contra insectos, roedores y otras plagas (Fuentes *et al*., 2008).

2.3.1.1. Alojamiento

Los ratones se alojarán en cajas metálicas o de plástico provistas de tapas de alambre soldado o de acero inoxidable con una superficie mínima de 80 cm^2 por animal. La cama debe estar libre de polvillo, ser absorbente, atóxica y esterilizable, dentro de las camas más adecuadas se encuentra la viruta de álamo (recomendada), el pino blanco, papel, etc. La limpieza y desinfección de las cajas debe realizarse como mínimo una vez por semana, dependiendo de la cepa y de la ventilación del ambiente (Nogues, 2010).

2.3.1.2. El agua de bebida

El agua debe ser potable y suministrarse libremente durante toda la vida del animal, puede ser en frascos bebederos de vidrio o de policarbonato. El agua debe ser acidificada, esterilizada mediante autoclave o por método de filtración (Fuentes *et al*., 2008).

2.3.1.3. Alimento: dietas y requerimientos

Los animales deben ser alimentados con dietas apetitosas, no contaminados y nutricionalmente adecuados, diariamente o de acuerdo a sus requerimientos particulares, a menos que el protocolo en el que están siendo empleados lo demande de otra manera (Cedeño, 2013).

Luego de su adquisición, se debe tener cuidado en el transporte, almacenamiento y manipulación del alimento para reducir al mínimo la introducción de enfermedades, parásitos y vectores potenciales de enfermedades (por ejemplo insectos y otras plagas) y contaminantes químicos (Fuentes *et al*., 2008).

Cuadro 2. Composición química de una dieta estándar para ratones

Componente	Porcentaje
Proteína cruda	20
Grasa cruda	9,81
Fibra cruda	2,15
Cenizas	6,38
Consumo diario de alimento	3 – 6 gr
Consumo diario de agua	3 – 7 ml

Fuente: (Fuentes et al., 2008)

2.3.2. El Macroambiente del Ratón

El macroambiente es el espacio inmediato al microambiente y es la sala de alojamiento en su ámbito general. La alteración de los factores del macroambiente producirá cambios en el modelo animal y con ello, la modificación del tipo de respuesta, y aumento de la variabilidad de los resultados entre o dentro de los laboratorios de experimentación (Fuentes *et al*., 2008).

2.3.2.1. Condiciones climáticas

La temperatura debe mantenerse entre los 18ºC a 25ºC, siendo la más adecuada 22ºC +/- 1. La humedad relativa entre 40 a 70%, cuando la humedad es inferior se produce el síndrome de la cola en anillo. La ventilación es importante para controlar la humedad, calor y gases tóxicos. Deben hacer entre 10 y 14 recambios de aire/hora. Se recomienda 12 h luz/12 h oscuridad (Nogues, 2010).

2.3.2.2. Influencia de diversos factores sobre el tamaño de vísceras

Según Wood (2000), dice que el fenotipo es un componente esencial para el desarrollo de modelos animales y está determinado por una compleja interacción de factores genéticos y ambientales, es por eso que Fuentes (2000), señala que de esta manera el peso corporal y el desarrollo de los órganos en ratones de laboratorio presenta diferencias significativas cuando los animales son producidos en condiciones distintas. De igual manera Bergmann (1995), mencionan que algunos factores como el sexo y la edad también son variables que afectan de forma individual o combinada el desarrollo de los órganos en roedores de laboratorio.

2.4. ÁCIDOS GRASOS

Los ácidos grasos son ácidos orgánicos monoenoicos, que se encuentran presentes en las grasas, raramente libres, y casi siempre esterificando al glicerol y eventualmente a otros alcoholes. Son generalmente de cadena lineal y tienen un número par de átomos de carbono. La razón de esto es que en el metabolismo de los eucariotas, las cadenas de ácido graso se sintetizan y se degradan mediante la adición o eliminación de unidades de acetato (Calvo, 2015).

2.4.1. Clasificación de los Ácidos Grasos

Los ácidos grasos (AG) se pueden clasificar de acuerdo con la longitud de la cadena, número, posición y configuración de dobles enlaces, así como por la existencia adicional de otros grupos funcionales (Salfate, 2006).

2.4.1.1. Ácidos grasos saturados (AGS)

Sólo tienen enlaces sencillos entre átomos de carbono adyacentes; no contienen dobles enlaces, lo que les confiere una gran estabilidad y la característica de ser sólidos a temperatura ambiente. Los AGS predominan en los alimentos de origen animal, aunque también se encuentran en grandes cantidades en algunos alimentos de origen vegetal como los aceites de coco, palma y palmiste (Carvajal, 2009).

2.4.1.2. Ácidos grasos poliinsaturados (AGP)

Son aquellos que tienen dos o más dobles enlaces que pueden reaccionar con el oxígeno del aire aumentando la posibilidad de enranciamiento de la grasa. Los pescados y algunos alimentos de origen vegetal, como los aceites vegetales, líquidos a temperatura ambiente, son especialmente ricos en AGP. El ácido linoleico (C18:2) se encuentra en cantidades apreciables en el aceite de girasol. Desde el punto de vista nutricional son importantes los AGP de las familias omega 3 (n-3) y omega 6 (n-6), en los que el primer doble enlace está situado junto al tercer átomo de carbono (ácidos grasos omega 3) o junto al sexto átomo de carbono (ácidos grasos omega 6) contando desde el metilo terminal de la cadena (Carvajal, 2009).

2.4.1.3. Ácidos grasos monoinsaturados (AGM)

Son aquellos que tienen un doble enlace en la molécula. Por ejemplo el ácido oleico (C18:1) principal componente del aceite de oliva. Aunque en todos los alimentos hay mezclas de las tres familias, en los de origen vegetal predominan las grasas insaturadas y en los de origen animal las saturadas y unas y otras, según su grado de saturación, se han relacionado positiva y negativamente con las enfermedades cardiovasculares, algunos tipos de cáncer y otras enfermedades crónicas (Carvajal, 2009).

2.4.2. Precursores de los Ácidos Grasos Omega 3 y Omega 6

Los ácidos grasos linoleico (LA, 18:2n-6) y α-linolénico (ALA, 18:3n-3) son los miembros más simples de las familias de ácidos grasos omega 6 y omega 3, respectivamente. Como muestra la Figura 2, la principal diferencia estructural

entre la familia omega 3 y omega 6 es la posición de su primer doble enlace en la cadena hidrocarbonada.

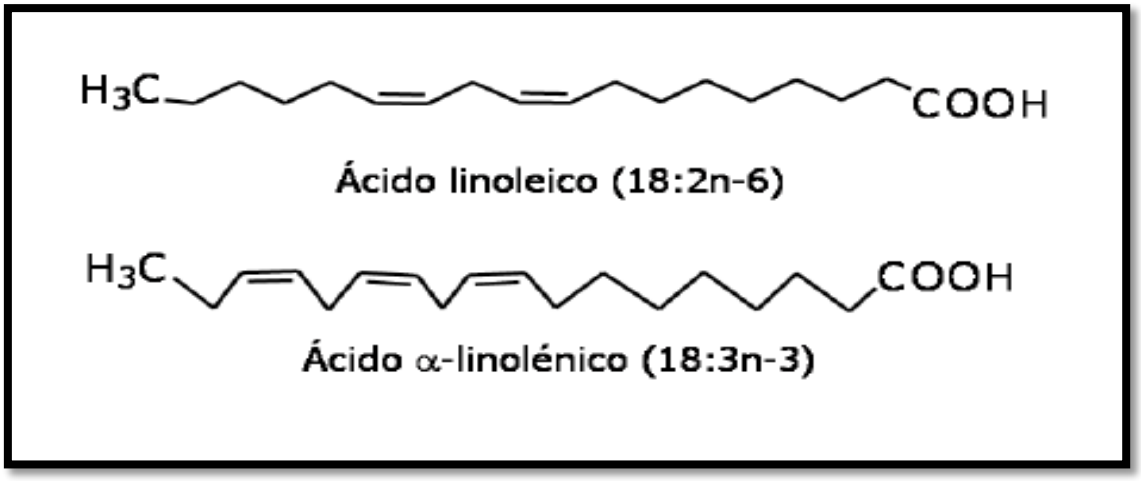

Figura 2. Estructura de los ácidos grasos esenciales ácido linoleico (LA) y ácido linolénico (ALA) *(Gonzalez, 2009)*.

Aunque LA y ALA son esenciales para la supervivencia de los mamíferos, carecen de las enzimas Δ12- y Δ15-desaturasa, necesarias para su síntesis. Estas enzimas, que sí se expresan en las plantas, son las responsables de la inserción de los dobles enlaces en los carbonos 6 y 3 de los ácidos grasos durante su formación. Dado que los mamíferos sólo pueden obtener los ácidos grasos LA y ALA a través de la dieta, se denominan ácidos grasos esenciales.

A pesar de que las plantas sí sintetizan LA y ALA, sus tejidos son pobres en grasas, y por tanto no son una fuente cuantitativamente importante de estos ácidos grasos esenciales. En cambio, los aceites y margarinas vegetales, sí nos aportan cantidades importantes de LA y ALA (Gonzalez, 2009).

2.4.3. Metabolismo de los Ácidos Grasos Poliinsaturados

Los ácidos grasos que provienen de la dieta entran a los enterocitos por medio de una proteína que transporta ácidos grasos localizada en la pared intestinal. Los ácidos grasos con más de 14 carbonos, como es el caso del ácido linoleico (AL) y ácido linolénico (ALN), se esterifican para formar triacilgliceroles dentro del enterocito y pasan a la circulación sanguínea a través de la vía linfática en forma de quilomicrones.

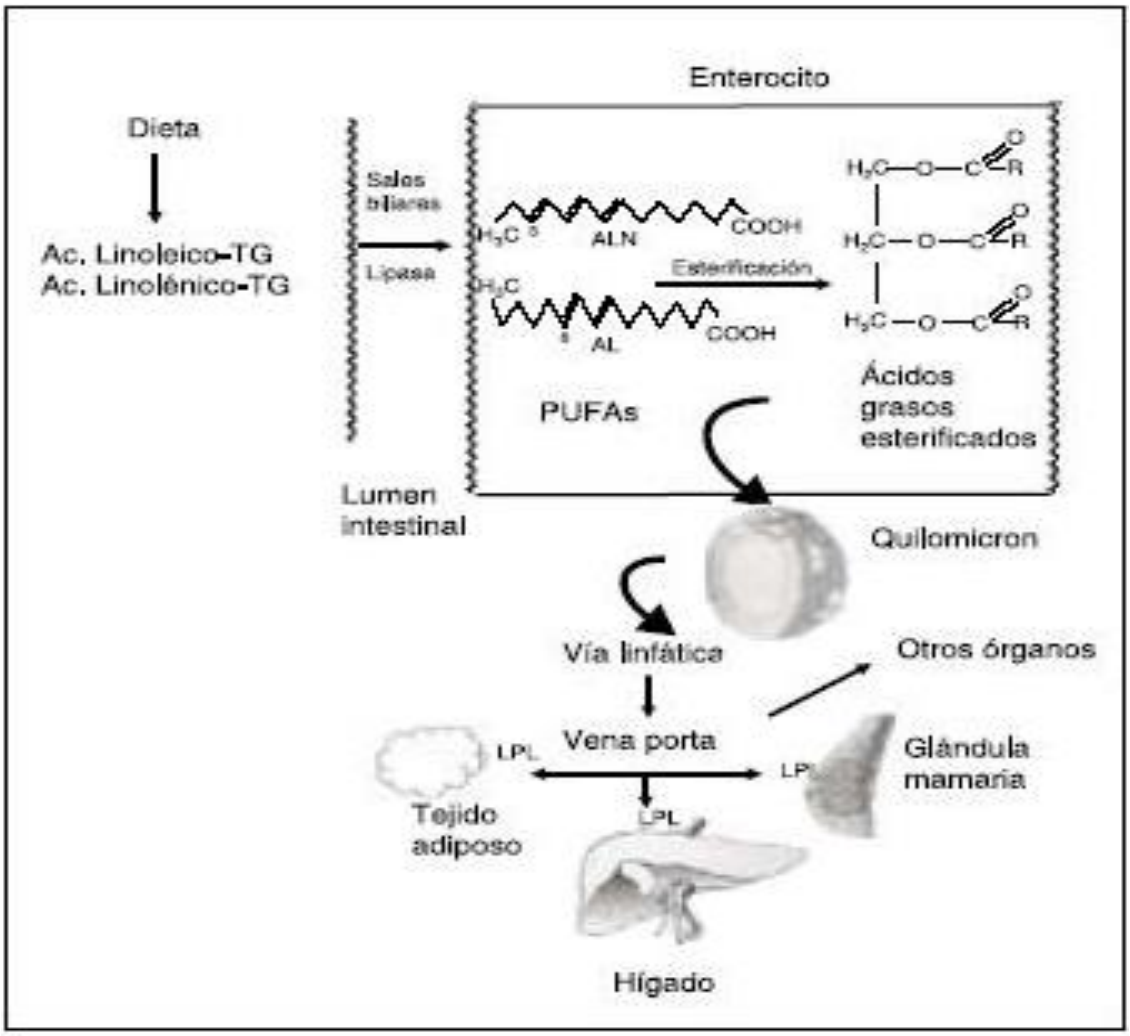

Figura 3. Metabolismo de los ácidos grasos *(King, 2015)*.

La enzima lipoproteína lipasa (LPL), que se encuentra en la pared interna de los capilares sanguíneos hidroliza los triacilgliceroles presentes en las lipoproteínas de los quilomicrones liberando ácidos grasos incluyendo AGPIs (ácidos grasos poliinsaturados indispensables).

Los AGPIs libres se incorporan en los triacilgliceroles del tejido adiposo e inhiben la expresión génica de enzimas involucradas en la lipogénesis; en el músculo incrementan la oxidación de ácidos grasos y reducen la acumulación de triacilgliceroles; en la glándula mamaria lactante se utilizan para la síntesis de los lípidos de la leche, en el hígado son incorporados a triacilgliceroles y suprimen la síntesis de lípidos y estimulan la oxidación de ácidos grasos (Rodriguez & Tovar, 2005)**.**

2.5. OMEGA 3, 6 y 9

2.5.1. Ácidos Grasos Omega 3

Los ácidos grasos omega 3 son aquellos que se derivan del ácido α-linolénico, donde en el organismo actúa como un sustrato para la transformación del ácido eicosapentaenoico (EPA) y ácido docosahexaenoico (DHA), mediante la acción de las enzimas de saturación y elongación (Alabdulkarim *et al*., 2012).

El ácido α-linolénico a pesar de ser el principal precursor del DHA y EPA desarrolla una mínima conversión, de allí la importancia del consumo de alimentos que se conviertan en una fuente directa de EPA y DHA.

2.5.2. Importancia de EPA y DHA

Como se mencionó anteriormente el ácido alfa linolénico es precursor de EPA y DHA y deben ser suministrados por la dieta. Estudios han revelado que el aumento en la ingesta de ácido alfa linolénico por un período de semanas a meses muestra un aumento en la proporción de EPA en los lípidos del plasma, eritrocitos, leucocitos, plaquetas, pero no se observa un incremento de DHA (Burdge, 2002).

Por otra parte Lucas (2009), menciona que la EPA y DHA pueden tener funciones potenciales individuales en la función del organismo, puesto que se han indicado como un agente antiinflamatorio anticaquexia efectiva. Además el DHA es esencial para el crecimiento y el desarrollo funcional del cerebro (Navarro *et al*., 2004).

2.5.3. Ácidos Grasos Omega 6

Los ácidos grasos Omega 6 derivan del ácido linoleico (AL) el cual por medio de enzimas desaturasas y elongasas va a ser precursor de ácido graso Gamma Linoleico (AGL) el cual se encuentra en algunos aceites vegetales y ácido araquidónico (AA) que es uno de los ácidos grasos más importantes asociados a los fosfolípidos de membrana, además puede ser oxidado a una variedad de compuestos eicosanoides importantes en la señalización célula – célula.

A diferencia de los ácidos grasos Omega 3, los Omega 6, por lo general van a ser generadores de prostaglandinas, tromboxano y leucotrienos (PGE1, PGE2, PGI2, TXA2, LTB4) estimulantes del sistema inmune, vasoconstrictores y procoagulantes, con perfil por tanto potencialmente proinflamatorio, proalergizante y deletéreo a nivel cardiovascular (Rodríguez *et al*., 2003).

2.5.4. Derivados de los Ácidos Grasos Omega 6: Los Eicosanoides

El AA es el PUFA más abundante en las membranas celulares y su función principal es servir como precursor para la síntesis de una extensa familia de mediadores bioactivos conocidos como eicosanoides, que incluye la serie 2 de las prostaglandinas (PGs) y los tromboxanos (TXs), la serie 4 de los leucotrienos (LTs) y los ácidos hidroxieicosatetraenoicos (HETEs), con importantes funciones en la inflamación, el control del tono muscular de los vasos sanguíneos y la agregación plaquetaria, entre otras (Calder, 2002).

El AA de las membranas celulares es movilizado por las fosfolipasas (PLs), principalmente la PLA2. Una vez liberado, AA es metabolizado a través de las vías de la ciclooxigenasa (COX) y la lipooxigenasa (LO), responsables de la síntesis de eicosanoides.

Cuando AA es metabolizado a través de la vía de la COX da lugar a la formación de PGs y TXs de la serie 2. Existen dos formas de esta enzima: una constitutiva, conocida como COX-1, y otra inducible, expresada principalmente por las células inflamatorias, denominada COX-2, responsable del aumento de la producción de PGs tras la activación de estas células. Existen al menos 16 tipos de PGs de la serie 2, producidas de manera específica según el tipo celular. Por ejemplo, los monocitos y los macrófagos producen grandes cantidades de PGE2 y PGF2α, mientras que, los neutrófilos producen cantidades moderadas de PGE2 y los mastocitos producen PGD2.

Los eicosanoides modulan la intensidad y la duración de las respuestas inflamatorias. De todos ellos, PGE2 y LTB4 son los que se han estudiado más exhaustivamente. Esto ha permitido descubrir que PGE2 posee múltiples efectos proinflamatorios, entre los que se incluyen la inducción de fiebre, el aumento de

la permeabilidad vascular y la vasodilatación, así como la potenciación del dolor y el edema causados por otros agentes como la histamina (Calder, 2002).

2.5.5. Derivados de los Ácidos Grasos Omega 3

Se ha demostrado que una dieta enriquecida con EPA y DHA conduce al aumento de los ácidos grasos omega 3 en las membranas de las células a expensas del AA (Yaqoop *et al*., 2000), lo que provoca la disminución de la producción de eicosanoides proinflamatorios derivados del AA. En 1979, se describió por primera vez, que los ácidos grasos omega 3 reducían la actividad de COX (Ciclooxigenasa), así como la formación de eicosanoides derivados de los ácidos grasos omega 6 (Culp *et al*., 1979).

Los eicosanoides derivados de los ácidos grasos omega 3 se consideran biológicamente menos potentes que sus análogos derivados de AA. Las diferencias en la potencia inflamatoria entre los eicosanoides derivados de AA y de EPA se hacen muy patentes al comparar LTB con LTB. Por ejemplo, LTB es un agente quimio atrayente de neutrófilos entre 100 y 10 veces menos potente que su análogo LTB, por lo que es considerado menos proinflamatorio (Goldman *et al*., 1983).

2.5.6. Importancia del Equilibrio entre Omega 3 y Omega 6

La importancia de la relación Omega 3/Omega 6 para la salud también es bien conocido, ya que muchos estudios antropológicos, nutricionales y genéticos indican que una relación de ácidos grasos muy bajo promueve la patogénesis de muchas enfermedades, incluyendo enfermedad cardiovascular, cáncer, osteoporosis, así como enfermedades inflamatorias y autoinmunes, mientras que el aumento de los niveles de ácidos grasos poliinsaturados Omega 3 (PUFA) ejercen efectos supresores. Debido a que muchos de ellos son multigénica y multifactorial, la proporción óptima de ácidos grasos Omega 3/Omega 6 variaría con la enfermedad considerada (Simopoulos, 2008).

Lo más importante del equilibrio entre dos tipos de grasas es entender que en el cuerpo, los Omega 3 y Omega 6 comparten la misma ruta metabólica, que se encarga de degradarlos en prostanoides en el caso de los Omega 6; y en

prostanoides, EPA y DHA en el caso de los Omega 3. Así que un exceso de un tipo de grasas inhibirá la síntesis del otro tipo. Generalmente la grasa que se encuentra en exceso es el Omega 6, debido a que está más presente en nuestra alimentación (aceites vegetales, fritos, etc.), impidiendo que se metabolicen las grasas Omega 3 en EPA y DHA (King, 2015).

Un exceso de Omega 6 provoca que se fabrique ácido araquidónico, precursor de prostaglandinas de la serie 2, muy inflamatorias y con efectos coagulantes y vasoconstrictores. El ácido araquidónico es un tipo de grasa Omega 6 abundante en la piel de los animales y que en exceso se relaciona con el aumento de incidencia de enfermedades cardiovasculares. Cuando suplementamos la dieta con alimentos ricos en Omega 3, esta grasa desplaza el ácido araquidónico de los tejidos y ejerce su acción terapéutica: vasodilatadora, con efectos reguladores de la inflamación y anticoagulante.

Además, el contenido de ácido graso Omega 6 aumentó considerablemente como resultado del incremento (hasta 70%) de granos ricos en Omega 6 y aceites provenientes de los mismos (Kang, 2005). Es debido a este aumento que el balance Omega 6/Omega 3 se ha ido perdiendo, además porque los alimentos que son ricos en Omega 3 no se consumen tanto a pesar de estar presentes en alimentos como la semilla de chía.

2.5.7. Influencia del Omega 3 Sobre la Deposición de Grasa

Según Wang (2002), los ácidos grasos omega 3 pueden reducir el apetito debido a su efecto sobre los niveles de leptina. La leptina es una hormona que afecta el apetito. Cuando se aumenta el consumo de ácidos grasos omega 3, disminuye la leptina, es decir el consumo de omega 3 puede prevenir la obesidad ya que impide que el cuerpo almacene grasa. Además investigadores indican que la ingesta de la misma junto con una combinación con fibra alimentaria aumentan los niveles de adiponectina hasta un 60%, reduciendo notablemente el riesgo de enfermedades inflamatorias y síndrome metabólico (Phillip, 2012).

Una de las características más importantes de la adiponectina es que, a diferencia de otras adipocitocinas, su expresión en el tejido adiposo y su concentración plasmática se reducen en individuos con sobrepeso y obesidad.

Esto también se ha observado en diferentes modelos de obesidad animal, como por ejemplo en ratones deficientes en leptina, ratones resistentes a leptina, ratones alimentados con dietas ricas en grasas y monos que desarrollan espontáneamente obesidad y con frecuencia resistencia a la insulina y diabetes tipo 2. El mecanismo por el que la secreción de adiponectina está reducida en los individuos obesos no es conocido. Dado que la adiponectina se estimula por la insulina y se inhibe por el TNF-α, la resistencia a la insulina y el incremento en la expresión de TNF-α podrían contribuir a este efecto. Por el contrario, la reducción del peso corporal mediante dietas hipocalóricas o el tratamiento quirúrgico de la obesidad mórbida provocan una elevación de la adiponectina en el plasma. La pérdida de peso corporal en ratones obesos también supone un incremento de la expresión de adiponectina, aunque éste sólo se produce en la adiposidad visceral, no en la subcutánea (Palomer *et al*., 2005).

2.6. FUENTES DE OMEGA 3

Las principales fuentes de ácidos grasos omega 3 EPA y DHA son los peces y sus aceites. Otras fuentes de ácidos grasos ALA son oleaginosas como las semillas de chía, linaza, canola, soya y nueces. El alto contenido de omegas 3 en peces se debe a que tienen una dieta rica en fitoplancton rico en omegas 3. El contenido de DHA y EPA en peces varía dependiendo de la especie, localización, estación del año y la disponibilidad de fitoplancton (Risso *et al*., 2015).

2.6.1. La Chía

La chía (*Salvia hispanica L*) es una planta herbácea de la familia de las lamiáceas; es nativa del centro y sur de México, Guatemala y Nicaragua, es una de las especies vegetales con la mayor concentración de ácido omega 3. El uso de la semilla y sus subproductos se remontan 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. Su cultivo solo sobrevivió en las áreas montañosas de México y Guatemala y a finales del siglo pasado, el interés por la chía resurgió por considerarla buena fuente de Omega-3, fibra alimentaria, proteína y antioxidantes (Ayerza, 1995).

2.6.2. Taxonomía de la Chía

Cuadro 3. Clasificación Taxonómica de la Chía

Reino:	Plantae
Subreino:	Traecheobionta
División:	Magnoliophyta
Clase:	Magnoliopsida
Subclase:	Asteridae
Orden:	Lamiales
Familia:	Lamiaceae
Subfamilia:	Nepetoideae
Tribu:	Mentheae
Género:	Salvia
Especie:	***Salvia hispánica***

Fuente: (SantaFé, 2013)

2.6.3. Características

Su planta tiene una altura entre un 1,0 y 1,5 m, y sus tallos son ramificados, 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. 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 grisáceo con manchas irregulares que tienden a un color rojo oscuro (Ayerza & Wayne, 2004).

Figura 4. Planta de Chía (Salvia hispánica L.) *(Grimal, 2013)*

2.6.4. Composición de la Semilla Chía

La chía es una semilla oleaginosa que además de su alto contenido de Omega 3 presenta en su composición otros componentes de gran interés para la nutrición, como la fibra, las proteínas, los antioxidantes, las vitaminas y algunos minerales.

2.6.5. Proteínas y Aminoácidos Contenidos en la Semilla de Chía

La chía contiene aproximadamente un 20% de proteína, nivel que resulta más alto que el que contiene algunos cereales tradicionales como el trigo (13,7%), el maíz (9,4%), el arroz (6,5%), la avena (16,9%) y la cebada (12,5%) (Ayerza & Wayne, 2006).

2.6.6. Vitaminas y Minerales Contenidos en la Semilla de Chía

La semilla de chía se ha caracterizado por ser una buena fuente de vitaminas y minerales del complejo B como la Niacina, tiamina y ácido fólico, así como Vitamina A. Además la semilla de chía es una fuente excelente de calcio, fósforo, magnesio, potasio, hierro, zinc y cobre. Los niveles de hierro encontrados en las semillas de chía y en la harina remanente después de extraer el aceite son muy elevados y representan una cantidad inusual para la semilla que, comparada con otros productos tradicionales conocidos como fuentes ricas de hierro (Ayerza & Wayne, 2006).

Cuadro 4. Contenido de vitaminas y elementos esenciales en semillas y harina desengrasada de chía

Nutriente	Semilla entera	Harina desengrasada
	Macroelementos	**(mg/100 g)**
Calcio	714	1180
Potasio	700	1100
Magnesio	390	500
Fósforo	1067	1170
	Microelementos	**(mg/100 g)**
Aluminio	2,0	4,3
Boro	-	1,4
Cobre	0,2	2,6
Hierro	16,4	20,4
Manganeso	2,3	6,8
Molibdeno	0,2	-
Sodio	-	2,9
Zinc	3,7	8,5
	Vitaminas	**(mg/100 g)**
Niacina, B3	6,13	11,30
Tiamina, B1	0,18	0,79
Riboflavina, B2	0,04	0,46
Vitamina A 44 IU	44 UI	-

Fuente: (Jaramillo, 2013)**.**

2.7. FUENTES DE OMEGA 9

Los aceites de canola, girasol, oliva y nuez contienen importantes niveles de ácidos grasos omega 9, también conocidos como ácido oleico o grasas monoinsaturadas.

2.7.1. Aceite de Oliva

El aceite de oliva es un alimento altamente energético, aporta 9 kcal/g provenientes de sus ácidos grasos, de los cuales el ácido oleico representa del 68-81.5%, siendo por ello el aceite considerado una grasa monoinsaturada. Pero

más allá de su alto valor energético, presenta efectos positivos sobre la salud de los consumidores que lo convierten en un alimento funcional (Lozano *et al*., 2007).

Su composición varía en función de diversos factores como son: variedad de aceituna, grado de maduración, condiciones agronómicas y características tecnológicas de producción. Desde el punto de vista bromatológico, podemos establecer que la composición del aceite de oliva queda dividida en dos fracciones: fracción mayoritaria, que representa el 98 - 99% del peso total del aceite, y fracción minoritaria que alcanza sobre el 2% del peso del aceite de oliva (Lozano *et al*., 2007).

2.7.2. Importancia del Omega 9

Uno de los beneficios de las grasas Omega 9 es que no interfieren en el metabolismo de los Omega 3, a diferencia de las grasas Omega 6 presentes en aceites de semillas. Por ello se recomienda el consumo de aceite de oliva (rico en Omega 9) frente al aceite de girasol (rico en Omega 6) (King, 2015)**.**

2.8. EXTRACCIÓN DE GRASA POR EL MÉTODO DE SOXHLET

El método de extracción Soxhlet para la determinación de grasas y aceites es aplicable para determinar lípidos biológicos, hidrocarburos ya sea fracciones pesadas o relativamente polares del petróleo y cuando los niveles de grasas no volátiles pueden alterar el límite de solubilidad del solvente (Bojaca, 2007).

En la determinación de grasas y aceites no se mide una cantidad absoluta de una sustancia específica; se determinan grupos de sustancias con características físicas similares con base en su solubilidad en el solvente. Así, el término "grasas y aceites" comprende cualquier material recuperado como una sustancia soluble en el solvente (n-hexano). Esto incluye otros materiales extraídos por el solvente de la muestra acidificada, tales como compuestos azufrados, algunos colorantes orgánicos y clorofila, no volatilizados durante el ensayo (Bojaca, 2007).

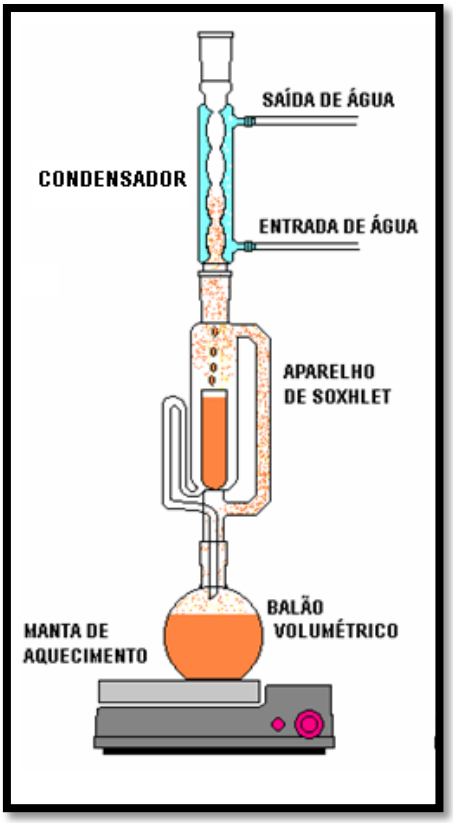

Figura 5. Equipo de Soxhlet *(Roncetti, 2010)*.

La matriz inferior se calienta y evapora el disolvente, que pasa a través de la derivación exterior del condensador. Cuando el disolvente condensa, cae gota a gota en el depósito interior, donde se encuentra el sólido sobre el que se ha de realizar la extracción. El disolvente caliente contacta con el sólido y empieza a producirse la trasferencia de masa hasta el líquido. El disolvente condensado se acumula en el receptáculo interior del extractor de la válvula interior, el líquido cuando el nivel alcanza el de la válvula interior, el líquido es succionado y el devuelto al matraz inferior. El matraz inferior continúa calentándose y el disolvente es destilado de nuevo, repitiéndose así el proceso durante el tiempo necesario, normalmente varias horas, lo que da lugar a decenas de ciclos de extracción con el mismo disolvente (Sánchez, 2011).

Dado que el punto de ebullición del analito siempre será superior al del disolvente empleado, el disolvente destilado no contiene cantidades importantes de este, con lo que nunca se alcanzará el límite de solubilidad del analito en el depósito interior y, por lo tanto, la trasferencia de masa desde el sólido hasta el disolvente se estará produciendo hasta que prácticamente desaparezca de la matriz (Mejía, 2013).

La extracción de Soxhlet es un proceso muy eficaz de extracción solido – liquido. La eficiencia del sistema se justifica con las mismas consideraciones sobre multiextracción comentadas para el caso de la extracción líquido – líquido.

La principal desventaja de este sistema de extracción es que requiere grandes volúmenes de disolvente y es un proceso muy lento. Para obtener una extracción cuantitativa suele ser necesario extender el proceso a varias horas. Actualmente existen procesos alternativos de extracciones más rápidas e igualmente eficaces, por lo que la extracción de Soxhlet está en desuso para ciertas aplicaciones. No obstante, dada su alta eficacia, todavía es un método de referencia que se utiliza para contrastar resultados de extracciones con otro tipo de métodos (Sánchez, 2011).

2.9. ARTÍCULOS RELACIONADOS

2.9.1. Peso de los Órganos en Relación al Peso Corporal en Ratones C57Bl/6 y NMRI/UCLA

Fuentes y Candela (2003) en su investigación cuyo objetivo fue determinar las diferencias en el peso de los órganos (PO) en relación al peso corporal (PC) entre las cepas de ratones C57Bl/6 y NMRI/UCLA, en ambos sexos y a edad variable y el efecto del sexo, la edad y su combinación sobre el peso de los órganos en relación al PC, se seleccionó una muestra al azar de cada cepa, de ambos sexos y de 3, 5, 7 y 9 semanas de edad. Se determinó el PC y el PO: estómago, ciego, hígado, bazo, riñón izquierdo y derecho, adrenal izquierda y derecha, corazón, pulmones, timo y cerebro. El estómago y ciego fueron lavados con solución fisiológica (0,85%). Se pesó cada órgano en una balanza analítica (0,0001g), estableciendo el PO en relación al PC en porcentaje. Los datos fueron analizados mediante Factorial S x E y prueba Duncan para las diferentes medias. Se determinó diferencias ($P<0,01$) entre ambas cepas, en relación al efecto de las variables sexo, edad y su combinación sobre el desarrollo de algunos órganos en relación al peso corporal, así como diferencias ($P<0,01$) entre las medias para ambos sexos y distintas edades de los ratones bajo estudio.

2.9.2. Aceite de Girasol Alto Oleico: Hacia la Construcción de una Grasa Saludable (2015)

Autores: Estefanía Alsina, Elisa Macri, Valeria Zago, Laura Schreier, Silvia Friedman.

Dado que el aceite de girasol alto oleico (AGAO) es una alternativa viable, ampliamente utilizada, planteamos el agregado de fitoesteroles o aceite de pescado como una nueva estrategia nutricional que logre posicionar al AGAO como una fuente de lípidos saludable. El objetivo fue evaluar el efecto del enriquecimiento de AGAO con fitoesteroles (AGAO-F) naturales o suplementación con aceite de pescado (AGAO-n3) sobre el perfil lipídico-lipoproteico, la grasa corporal total y la masa ósea, en un modelo experimental de hipercolesterolemia nutricional (HCN) en crecimiento y analizar el beneficio de dicho enriquecimiento/suplementación en relación al aceite de oliva extra virgen (AO). Para nuestra investigación utilizamos 48 ratas Wistar macho al destete recibieron por tres semanas (T3) una dieta aterogénica rica en grasa saturada (GS) y col para inducir HCN. A T3 se midió la colesterinemia (col-T) y se dividieron en cuatro grupos. Por cinco semanas (T8), se reemplazó GS por AGAO o AGAO-F o AGAO-n3 o AO. Las dietas se administraron *ad libitum* y se registró zoometría y consumo (kcal/100g peso corporal/día). Dentro de los resultados no se encontraron diferencias en peso (g), longitud (cm) ni consumo. AGAO-F mejoró todos los lípidos séricos. AGAO-n3 mostró menores niveles de col-T, col-no HDL (p=0,000); no de TG. Sin diferencias en grasa corporal y CMO; AGAO-n3: menor porcentaje de grasa intestinal (p=0,003) y DMO (p=0,03).
Respecto a AO: AGAO-F y AGAO-n3 mejoraron el perfil-lipídico y AGAO-n3 < grasa intestinal.

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MATERIALES

3.1.1. Materiales de Campo

- Ratones (45 hembras de la cepa CDR-51)
- Biotero
- Registros
- Libreta de campo
- Mandil
- Guantes
- Escoba
- Detergente y desinfectante
- Cámara fotográfica
- Balanza digital
- Micropipeta
- Viruta

3.1.2. Materiales de Laboratorio

- Agitador
- Balón
- Brazo para ascenso del vapor
- Cartucho Soxhlet
- Muestra (residuo)
- Entrada del sifón
- Descarga del sifón
- Adaptador
- Refrigerante (condensador)
- Éter de petróleo

3.1.3. Materiales de Oficina

- Computadora
- Calculadora
- Esferos

- Folletos de información
- Hojas de papel bond
- Libros

3.1.4. Insumos

- Aceite de chía
- Aceite de oliva
- Ración base

3.2. MÉTODO

3.2.1. Ubicación

La presente investigación se realizó en el “Bioterio” de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional de Loja, ubicado al sur occidente de la ciudad de Loja, con una altitud de 2135 msnm, temperatura promedio anual de 16,1ºC, precipitación de 900 mm y humedad relativa de 75% (Aguirre & Maza, 2002).

3.2.2. Descripción y Adecuación de las Instalaciones

El presente proyecto se realizó en el “Bioterio” de la Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional de Loja, donde se utilizaron baterías metálicas con 45 jaulas independientes con una dimensión de 27x11x17 cm, con su respectivo comedero y bebedero, cada compartimiento permitió el alojamiento de un animal y su camada. Las instalaciones y equipos fueron previamente limpiados y desinfectados a base de detergente, hipoclorito de sodio al 1% y yodo al 5%, primeramente se procedió a colocar las jaulas, rejillas y bebederos en una solución de agua con detergente, posteriormente se ubicaron estos equipos en una solución de hipoclorito de sodio al 1%, luego se enjuagaron e introdujeron en una solución de yodo al 5%.

Una vez realizada la limpieza y desinfección de las instalaciones se procedió a realizar la adecuación de las mismas, primeramente se colocó la cama (viruta) en sus respectivas jaulas previamente tamizada y desinfectada, posteriormente se verificó las condiciones climáticas del biotero considerando que la

temperatura promedio sea de 18 ºC, humedad relativa de 40 – 70%, ventilación adecuada e iluminación natural.

3.2.3. Descripción e Identificación de las Unidades Experimentales

En la presente investigación se trabajó con tres tratamientos, cada uno con 15 unidades experimentales, cada unidad experimental estuvo representado por un ratón hembra *Mus musculus*, de seis semanas de edad con un peso aproximado de 31 ± 0,6 g.

Para su identificación cada una de las unidades estuvo rotulado indicando su respectivo número de tratamiento (T1, T2, T3), al igual que se indicó la correspondiente repetición (R1 - R15).

3.3. DISEÑO EXPERIMENTAL

El diseño experimental que se utilizó es diseño completamente aleatorizado. Con tres tratamientos y 15 repeticiones por tratamiento. Los tratamientos fueron asignados a cada animal al azar.

3.4. DESCRIPCIÓN DE LOS TRATAMIENTOS

3.4.1. Tratamiento Uno (T1):

Consistió en el suministro de una dieta base a la que se le suplementó aceite de chía 3% y 2% de aceite de oliva, este tratamiento se suministró a un grupo de quince ratones hembras.

3.4.2. Tratamiento Dos (T2):

Consistió en el suministro de una dieta base a la que se le suplementó aceite de chía 5%, este tratamiento se suministró a un grupo de quince animales hembras.

3.4.3. Tratamiento Tres (T3):

Consistió en el suministro de una dieta base a la que se le suplementó aceite de oliva 5%, este tratamiento se suministró a un grupo de quince animales hembras y sirvió como testigo.

A todos los tratamientos se les suministró una dieta base ad libitum. Los aceites se administraron adicional a la dieta.

3.5. MANEJO DE LOS ANIMALES

Una vez conformado los grupos experimentales se colocó cada animal en su respectiva jaula y se precedió al suministro de los diferentes tratamientos. Para la respectiva suministración del aceite se trasladaban los animales de la jaula sujetándolos de la región media de la cola con los dedos índice y pulgar posteriormente se los apoyaba sobre una rejilla para ejercer mayor resistencia, se sujetaban la base de la cola del ratón entre los dedos medio, anular y meñique, piñizcábamos rápidamente la parte superior del cuello y hombros con el dedo pulgar e índice y procedíamos al suministro del aceite en este caso se proporcionó 0,24 ml/animal/día con ayuda de una jeringa de insulina a la misma que se le adaptó una sonda para facilitar dicho proceso. Este manejo se realizó todos los días de 7:00 a 8:00 a.m., luego administrábamos 7 gr/animal/día de alimento balanceado Wayne ratón con el 21 o 23% de proteína más agua *ad-libitum.*

Cabe destacar que se realizó un período corto de adaptabilidad de los animales al suministro de los diferentes tratamientos. Además en los primeros 8 días se administró vitaminas y minerales a todas las hembras.

Semanalmente se pesaron los animales de cada uno de los tratamientos y se registraron los datos, al igual se pesó el alimento respectivo para cada animal de los diferentes tratamientos y se colocó en tarrinas plásticas individuales.

Se realizó el cambio de cama una vez por semana, se lavaba y desinfectaba las jaulas con detergente y yodo al 5%, posteriormente se colocaba la nueva viruta previamente tamizada. La limpieza del piso del biotero se realizó con detergente y cloro una vez por semana, todos los días se barrió el mismo. Se verificó diariamente las condiciones climáticas del biotero.

3.6. TOMA Y REGISTRO DE DATOS

3.6.1. Consumo de Alimento

Se pesaron y se registraron diariamente la cantidad de suplemento suministrado; el consumo real, se determinó por diferencia entre la cantidad de alimento suministrado y el sobrante o desperdiciado.

3.6.2. Incremento de Peso

Se tomaron y se registraron el peso al inicio del ensayo, y luego semanalmente el mismo día y hora y con las ratones hembras en ayunas. Para calcular el incremento de peso se utilizó la siguiente fórmula:

$$\Delta P = P_F - P_I$$

De donde:

ΔP = Incremento de peso
P_F= Peso final
P_I= Peso inicial

3.6.3. Eficiencia Alimentaria

Se obtuvo dividiendo el incremento de peso con el consumo de alimento aplicando la siguiente fórmula:

$$\boldsymbol{EA} = \frac{\mathbf{IP}}{\mathbf{CA}}$$

De donde:

EA= Eficiencia alimentaria

IP= Incremento de peso

CA= Consumo de alimento

3.6.4. Grasa en el Hígado

Para la determinación de la grasa del hígado lo primero fue obtener la muestra donde una vez sacrificado el animal se extrajo el hígado al cuál se le tomó su peso y longitud, luego se lo almacenó en un recipiente estéril y se procedió a colocarlo en congelación para finalmente llevarlo a la cámara de liofilización, una vez culminado este proceso se lo llevó al laboratorio para a través del Método de Soxhlet extraer la grasa en este método se coloca una porción de la muestra en papel y se lo coloca en el cartucho Soxhlet, aquí el disolvente se calienta, se volatiliza y condensa goteando sobre la muestra la cual quedó sumergida en el disolvente. Posteriormente este fue sinfoneado al matraz de calentamiento para empezar de nuevo el proceso. El contenido de grasa se cuantificó por diferencia de peso.

3.6.5. Índice de Grasa Perirrenal

Para la determinación del índice de grasa perirrenal al momento de realizar la necropsia se valoró la condición corporal asi como también la grasa alojada entre las vísceras de cada uno de los animales, dicha valoración se la realizó en una escala del 1 al 5.

3.6.6. Tamaño y Peso de Vísceras

Se tomó y se registró el peso del animal antes de ser sacrificado y faenado, luego se procedió a tomar el peso con una balanza analítica y la longitud con una regla de diferentes órganos tales como hígado, bazo, riñones, estómago, aparato reproductor, ciego, intestino delgado y tracto digestivo total.

3.7. ANALISIS ESTADÍSTICO

Para el análisis estadístico de los datos productivos (CMD, GMD y EA), se utilizó un modelo Autoregresivo Heterogéneo de Orden 1 ARH (1) utilizando el procedimiento MIXED. Para los datos de grasa y vísceras se utilizó un análisis de varianza aplicando el procedimiento GLM del paquete estadístico SAS (SAS University Edition).

4. RESULTADOS

4.1. CONSUMO MEDIO DIARIO CMD (g)

En el cuadro 5 y la figura 6 se muestran los consumos medios diarios (g) de las ratonas por semana durante las 14 semanas de desarrollo de la investigacion. Los consumos variaron entre 2 a 8 g/día.

Cuadro 5. Consumo medio diario de alimento (g/día) de los ratones en estudio.

SEMANA	T1	T2	T3
1	2,303	2,134	2,201
2	3,101	3,256	3,994
3	3,715	4,452	5,330
4	5,213	5,059	5,169
5	5,526	6,180	6,263
6	5,475	7,636	8,079
7	6,345	6,095	7,311
8	7,541	6,757	7,149
9	7,760	5,582	7,116
10	4,591	4,996	6,016
11	5,511	7,134	7,640
12	5,240	5,661	6,644
13	5,347	5,959	5,820
14	6,229	5,959	7,480
PROMEDIO	5,278	5,490	6,158

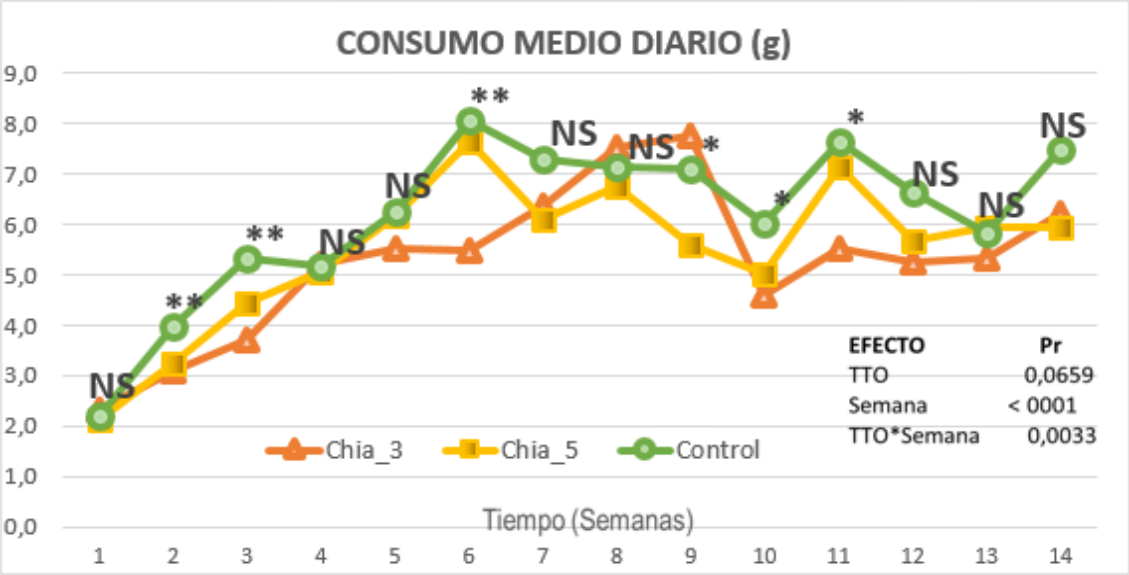

Figura 6. Consumo medio diario de alimento (g/día) de los ratones en estudio.

El consumo de alimento fue variable entre las distintas semanas, detectándose una interacción del tratamiento con la semana (P=0,003). Durante todo el período experimental el tratamiento control presentó un consumo medio superior del 14% (P=0,022) vs al tratamiento de chía al 3%, mientras que el consumo del tratamiento Chía al 5% fue intermedio. Las diferencias mostradas entre el tratamiento Control vs Chía al 3% se detectaron en las semanas 2, 3, 6, 9, 10 y 11 (P≤0,035).

4.2. GANANCIA MEDIA DIARIA (g)

En el cuadro 6 y la figura 7 se muestran la ganancia media diaria (g) de las ratonas por semana durante las 14 semanas de desarrollo de la investigación. Los consumos variaron entre 0,9 a 1,1 g/día.

Cuadro 6. Ganancia media diaria (g/día) de los ratones en estudio.

SEMANA	T1	T2	T3
1	0,101	0,159	0,250
2	-0,115	0,196	0,350
3	0,418	0,508	0,721
4	0,026	-0,462	-0,643
5	0,340	0,407	0,182
6	0,912	0,049	0,492
7	-1,098	-0,351	-0,150
8	0,371	0,314	0,290
9	-0,155	0,347	0,185
10	0,022	0,144	-0,052
11	0,254	-0,427	-0,329
12	-0,195	-0,342	0,004
13	-0,146	0,235	-0,215
14	-0,114	-0,482	-0,219

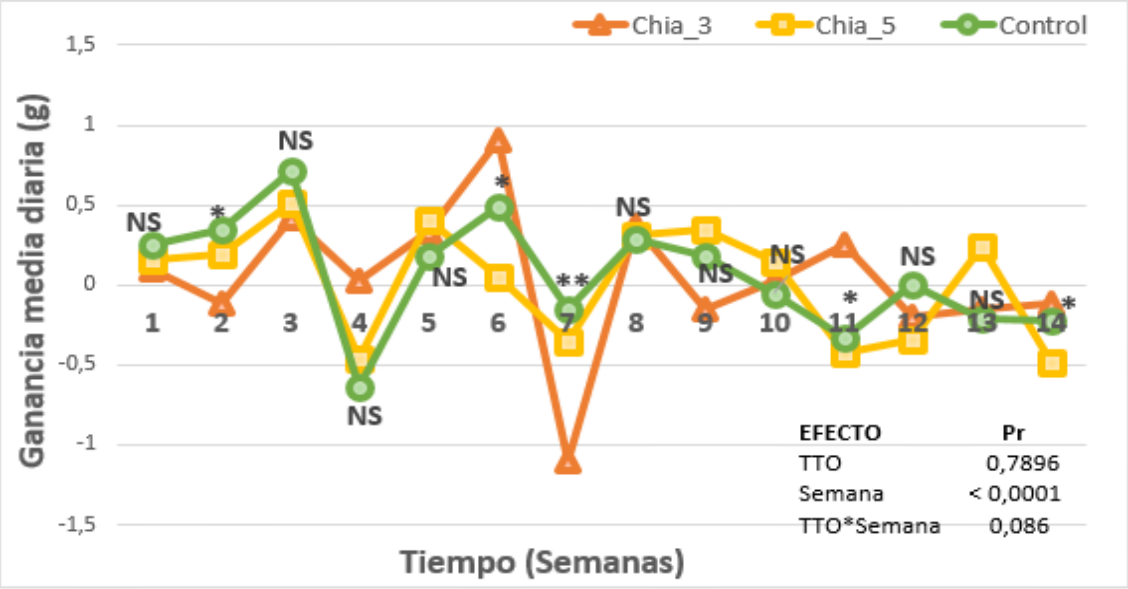

Figura 7. Ganancia media diaria (g/día) de los ratones en estudio.

La ganancia de peso fue variable entre las distintas semanas, observándose una interacción del tratamiento con la semana (P=0,034). Existiendo una diferencia significativa entre el grupo de ratones que ingirió el tratamiento Control vs Chía al 3% que se evidenciaron en la semana 2, y 7 (P ≤ 0,0001). Se observó que la ganancia de peso fue menor en los grupos que consumieron la dieta Chía al 5%, sin existir diferencia significativa entre las semanas 1, 3, 4, 5, 8, 9, 10, 11 y 12.

4.3. EFICIENCIA ALIMENTARIA (g)

En el cuadro 7 y la figura 8 se muestra la eficiencia alimenticia (g) de las ratonas por semana durante las 14 semanas de desarrollo de la investigación.

Cuadro 7. Eficiencia alimentaria (g) de los ratones en estudio.

SEMANA	T1	T2	T3
1	0,035	0,076	0,115
2	-0,040	0,049	0,056
3	0,112	0,113	0,146
4	-0,005	-0,095	-0,114
5	0,063	0,082	0,036
6	0,166	0,021	0,076
7	-0,153	-0,048	-0,011
8	0,048	0,047	0,035
9	-0,019	0,057	0,041
10	0,008	0,014	0,006
11	0,048	-0,019	-0,034
12	-0,030	-0,077	-0,011
13	-0,043	0,020	0,041
14	-0,015	-0,083	-0,027
PROMEDIO	0,012	0,011	0,025

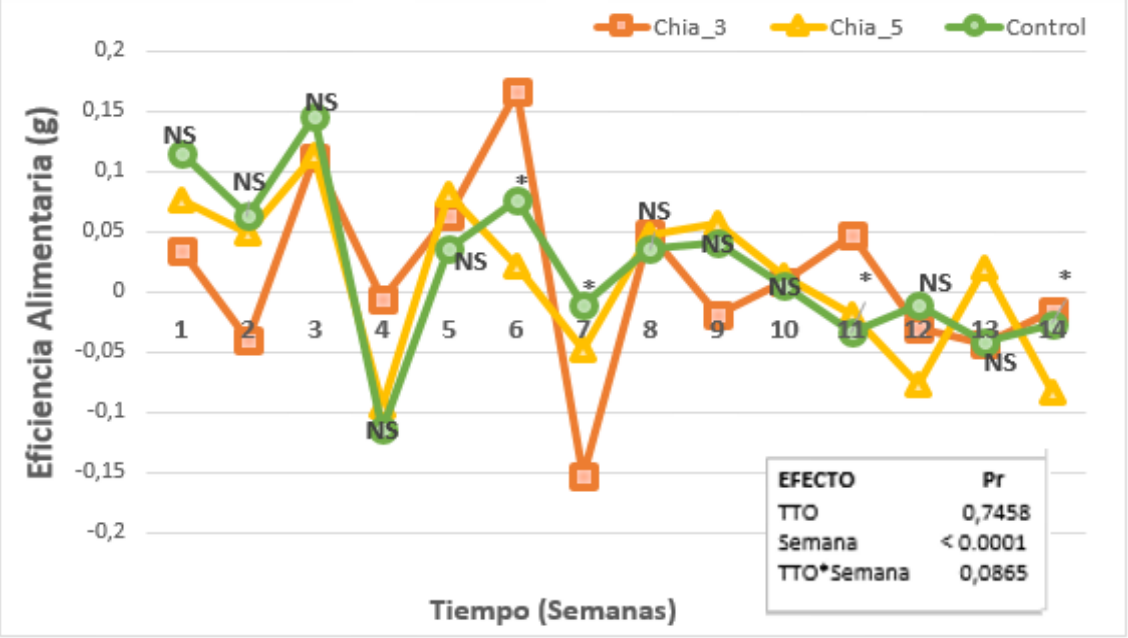

Figura 8. Eficiencia alimentaria (g) de los ratones en estudio.

En la eficiencia alimenticia no se detectó interacción entre el tratamiento con la semana (P=0,087), también se puede notar que no existe significancia entre los tratamientos (P=0,746), existiendo significancia entre las semanas (P≤.0001).

4.4. TAMAÑO Y PESO DE VÍSCERAS

Cuadro 8. Pesos absolutos de los órganos de los ratones en estudio en gramos

PESO DEL ORGANO	TRATAMIENTO			EEM	PVALOR
VARIABLES (PESO ABSOLUTO)	Control	3% Chía	5% Chía		
Hígado	2,55[a]	2,06[b]	2,07[b]	0,1	0,003
Bazo	0,25	0,18	0,20	0,02	0,145
Riñones	0,72[a]	0,58[b]	0,55[b]	0,03	0,013
Estomago	0,86	0,84	0,84	0,10	0,990
Aparato Reproductor	0,58	0,61	0,52	0,45	0,350
Ciego	0,66	0,64	0,62	0,05	0,868
Intestino delgado	3,14[a]	2,64[b]	2,52[b]	0,12	0,005
Tracto digestivo total	5,96[a]	5,22[ab]	4,91[b]	0,29	0,057

a Significativo a P < 0,05
b Significativo a P < 0,05
ab Significativo a P < 0,05

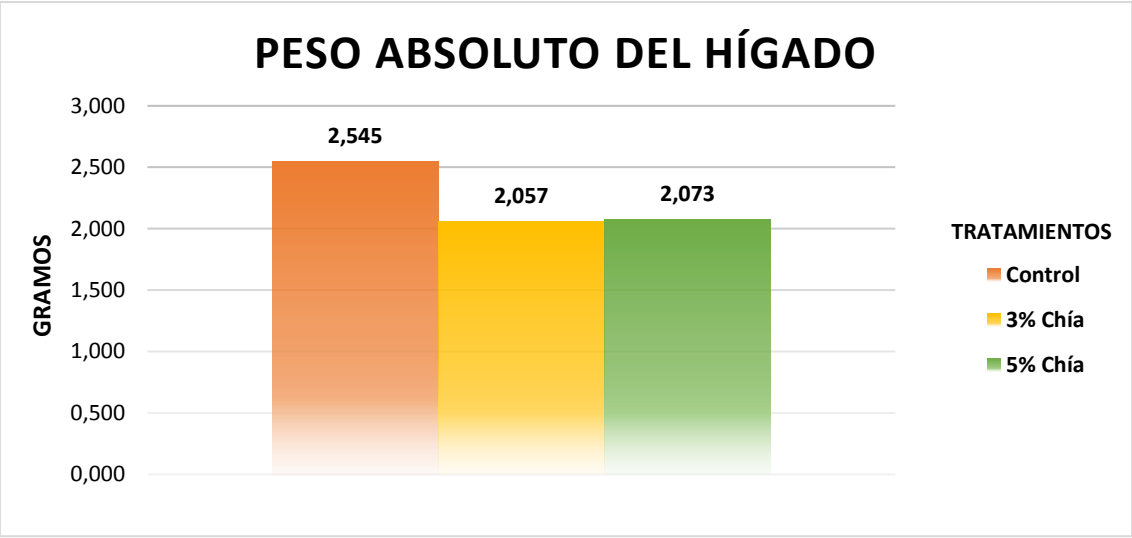

Figura 9. Peso absoluto del hígado de los ratones.

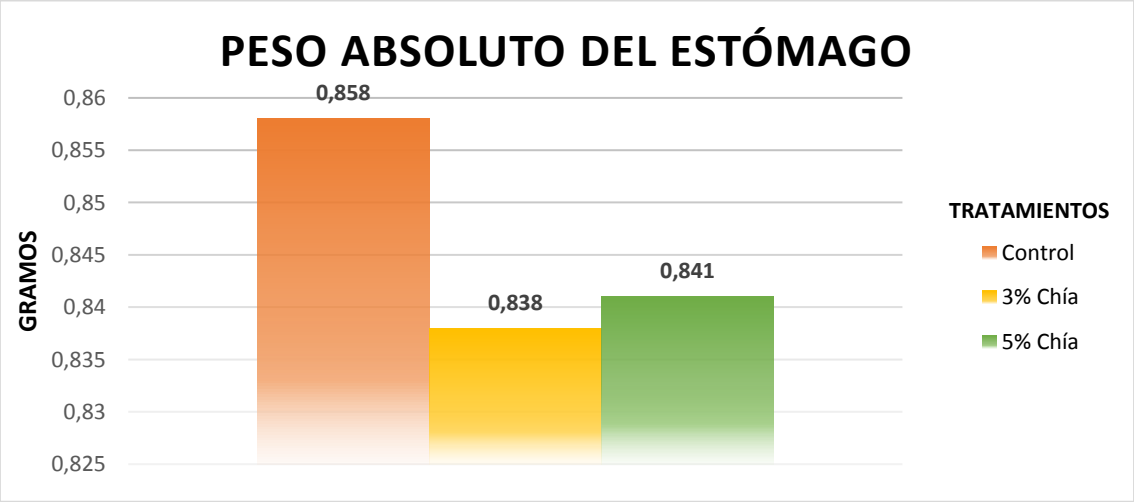

Figura 10. Peso absoluto del estómago de los ratones.

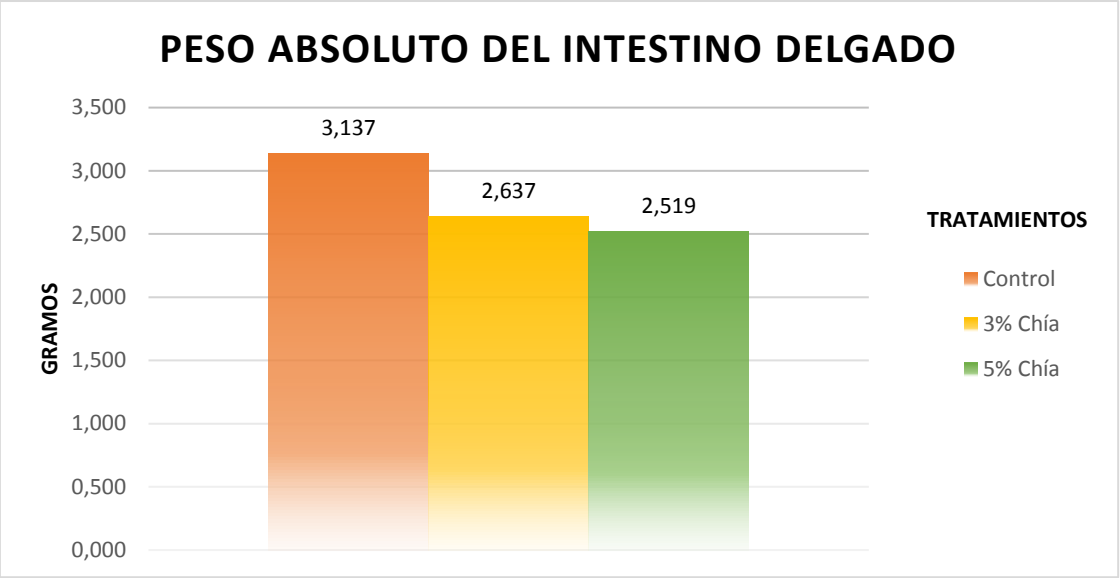

Figura 11. Peso absoluto del intestino delgado de los ratones.

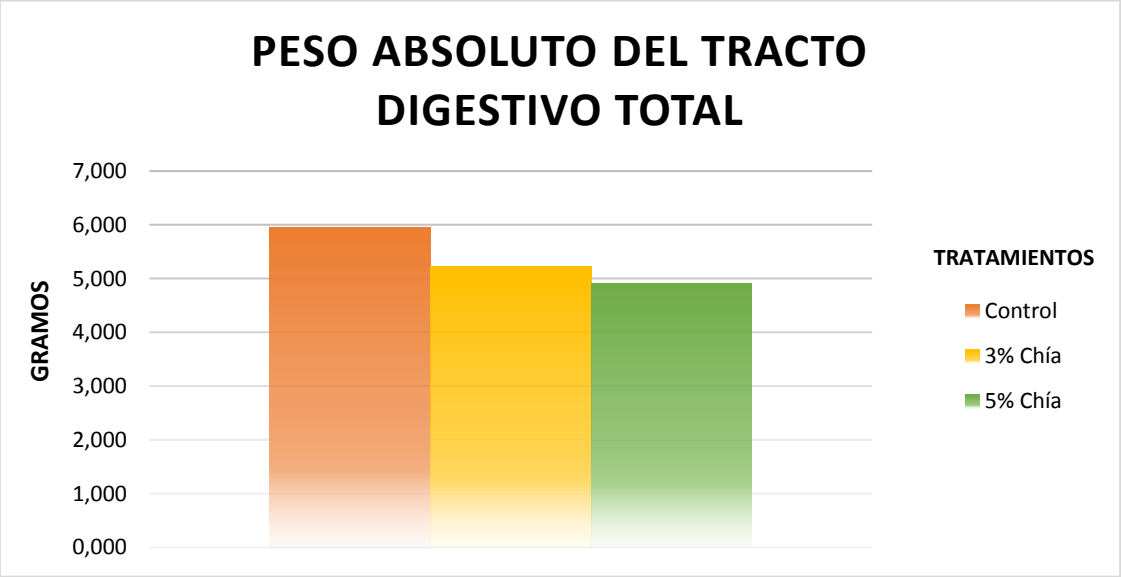

Figura 12. Peso absoluto del tracto digestivo total de los ratones.

Como se puede observar en el cuadro 8 el tratamiento control presenta en su mayoría órganos un peso absoluto mayor en comparación a los otros dos tratamientos pero los únicos órganos que presentaron diferencias significativas fueron hígado (P<0,003); riñones (P<0,013); intestino delgado (P<0,005) y tracto digestivo total (P<0,057), como se lo puede observar en la figura 9, 10, 11 y 12. Mientras que los demás órganos al no presentar diferencias significativas presentaron las siguientes medias bazo (0,88 g); estómago (0,85 g); aparato reproductor (0,57 g) y ciego (0,64 g).

Cuadro 9. Pesos relativos de los órganos de los ratones en estudio en gramos (g).

PESO DEL ORGANO VARIABLES (PESO RELATIVO)	TRATAMIENTO			EEM	PVALOR
	Control	3% Chía	5% Chía		
Hígado	6,66[a]	5,70[b]	6,19[ab]	0,26	0,055
Bazo	0,66	0,51	0,61	0,07	0,359
Riñones	1,89	1,60	1,64	0,11	0,159
Estomago	2,22	2,26	2,47	0,25	0,757
Aparato Reproductor	1,50	1,67	1,55	0,1	0,544
Ciego	1,65	1,72	1,94	0,12	0,050
Intestino delgado	8,23[b]	7,23[b]	7,48[ab]	0,28	0,240

a Significativo a P < 0,05
b Significativo a P < 0,05
ab Significativo a P < 0,05

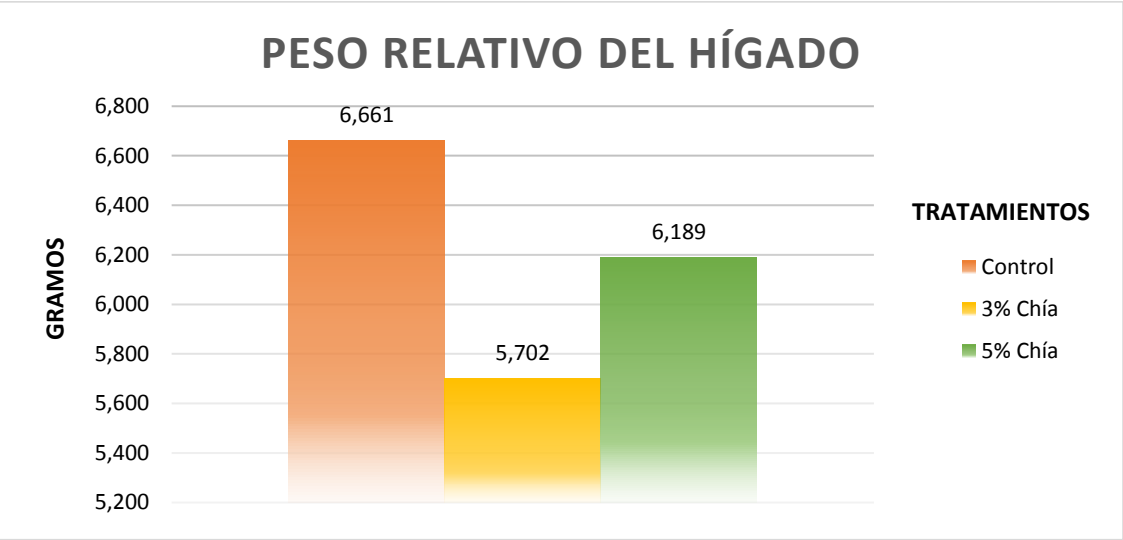

Figura 13. Peso relativo del hígado de los ratones.

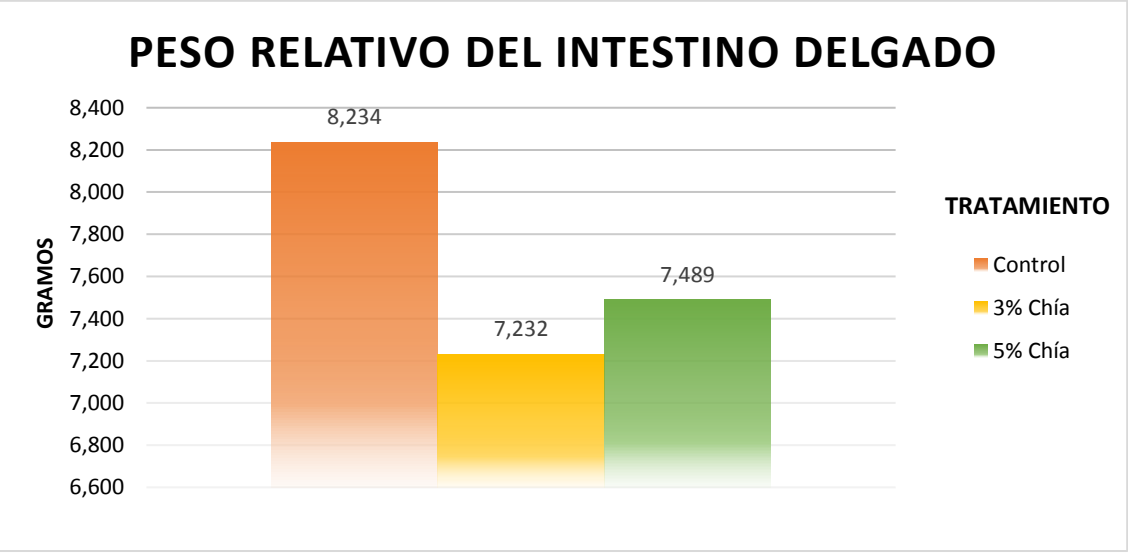

Figura 14. Peso relativo del intestino delgado de los ratones.

El cuadro 9 muestra que los únicos órganos en los que se encontró diferencias significativas fueron hígado (P=0,055) y el intestino delgado (P=0,053), así como se lo ha representado en la figura 13 y 14. Mientras que los demás órganos al no presentar diferencias significativas presentaron las siguientes medias bazo (0,60 g); Riñones (1,71 g); estómago (2,31 g); aparato reproductor (1,57 g) y ciego (1,77 g).

Cuadro 10. Largos absolutos de los órganos de los ratones en estudio en cm

LARGO DEL ORGANO	TRATAMIENTO			EEM	PVALOR
VARIABLES (LARGO ABSOLUTO)	Control	3% Chía	5% Chía		
Hígado	2,83	2,65	2,62	0,1	0,31
Bazo	1,95	1,88	1,77	0,08	0,312
Riñón derecho	$1,22^{a}$	$1,12^{b}$	$1,16^{ab}$	0,02	0,051
Riñón izquierdo	$1,31^{a}$	$1,17^{b}$	$1,22^{b}$	0,02	0,002
Estómago	1,82	1,78	1,67	0,08	0,46
Ciego	2,59	2,34	2,41	0,12	0,384
Intestino delgado	58,62	55,63	58,22	1,7	0,411
Tracto digestivo total	63,023	59,750	62,307	1,77	0,394

a Significativo a P < 0,05
b Significativo a P < 0,05
ab Significativo a P < 0,05

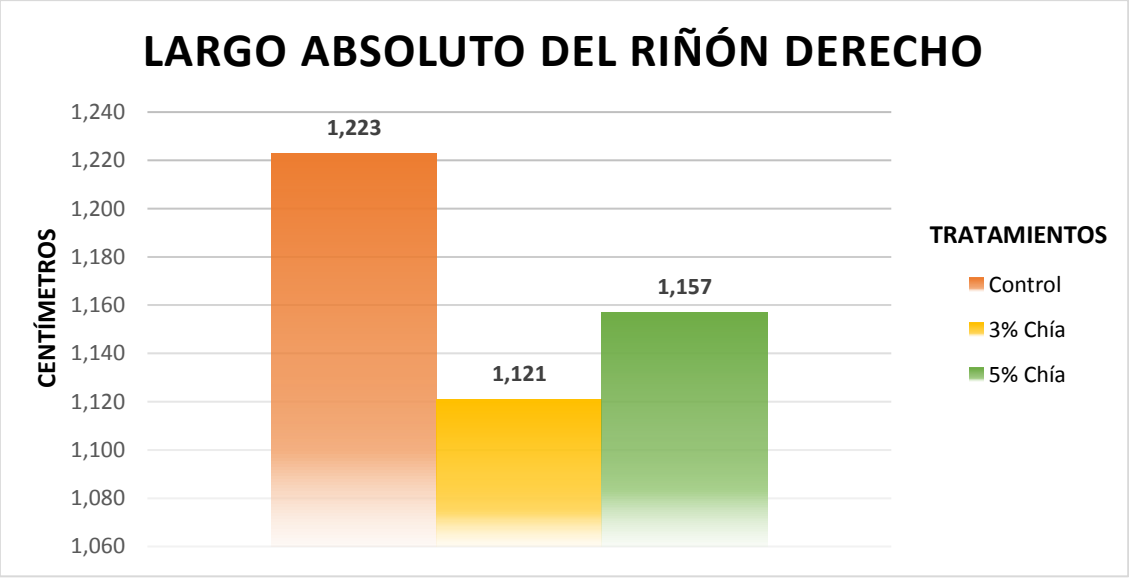

Figura 15. Largo absoluto del riñón derecho de los ratones.

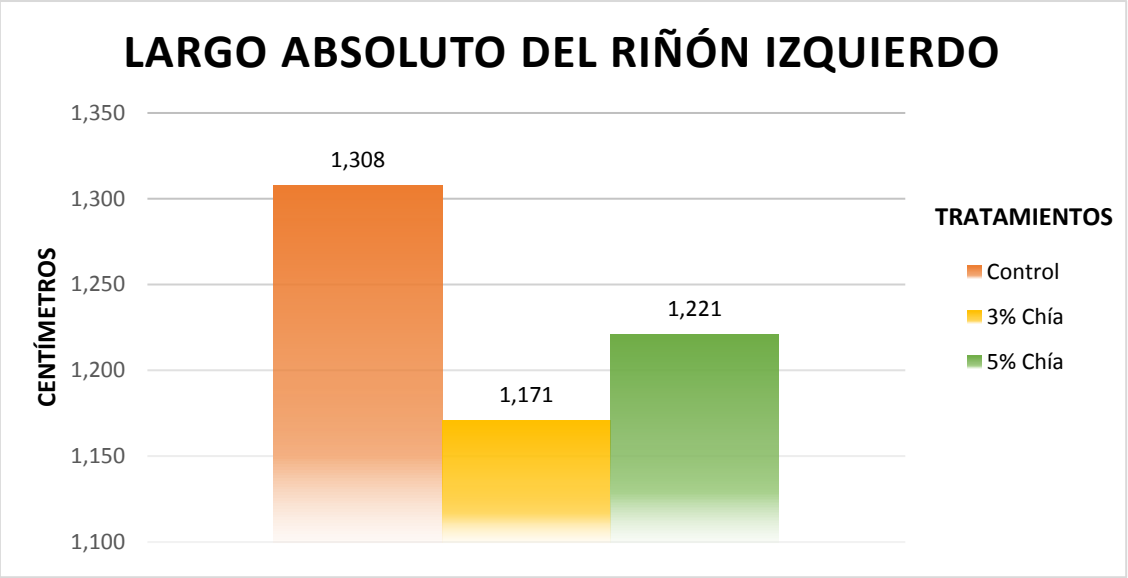

Figura 16. Largo absoluto del riñón izquierdo de los ratones.

En el cuadro 10 el tratamiento control presenta largos absolutos mayores en comparación a los otros tratamientos, sin embargo los únicos órganos en los que se encontraron diferencias significativas fueron riñón derecho (P=0,051) y riñón izquierdo (P=0,002), tal y como se lo representa en la figura 15 y 16. Finalmente los demás órganos al no presentar diferencias significativas presentaron las siguientes medias hígado (8,10 cm); bazo (1,87 cm); estómago (1,76 cm); ciego (2,45 cm); intestino delgado (57,49 cm) y tracto digestivo total (61,69 cm).

Cuadro 11. Largos relativos de los órganos de los ratones en estudio en cm.

LARGO DEL ORGANO	TRATAMIENTO			EEM	PVALOR
VARIABLES (LARGO RELATIVO)	Control	3%	5%		
Estómago	2,88	3,00	2,70	0,12	0,265
Ciego	4,14	3,97	3,87	0,20	0,673
Intestino delgado	92,99	93,03	93,43	0,27	0,452

En el cuadro 11 podemos observar que el largo relativo es variable en los diferentes órganos y entre los tratamientos pero no se encontraron diferencias significativas en ningún órgano, sin embargo se obtuvo las siguientes medias estómago (2,86 cm); ciego (3,99 cm) e intestino delgado (93,15 cm).

4.5. GRASA ALMACENADA EN EL HÍGADO E ÍNDICE DE GRASA PERIRRENAL

Cuadro 12. Cantidad de grasa en el hígado e índice de grasa perirrenal

GRASA	TRATAMIENTO			EEM	PVALOR
	Control	3% Chía	5% Chía		
Grasa higado en %	$8,49^{a}$	$6,36^{b}$	$7,43^{ab}$	0,51	0,02
Grasa higado en gr	$0,06^{a}$	$0,04^{b}$	$0,03^{b}$	0,004	<0,0001
Grasa corporal	$3,46^{ab}$	$4,00^{a}$	$2,93^{a}$	0,2	0,003

a Significativo a P < 0,05
b Significativo a P < 0,05
ab Significativo a P < 0,05

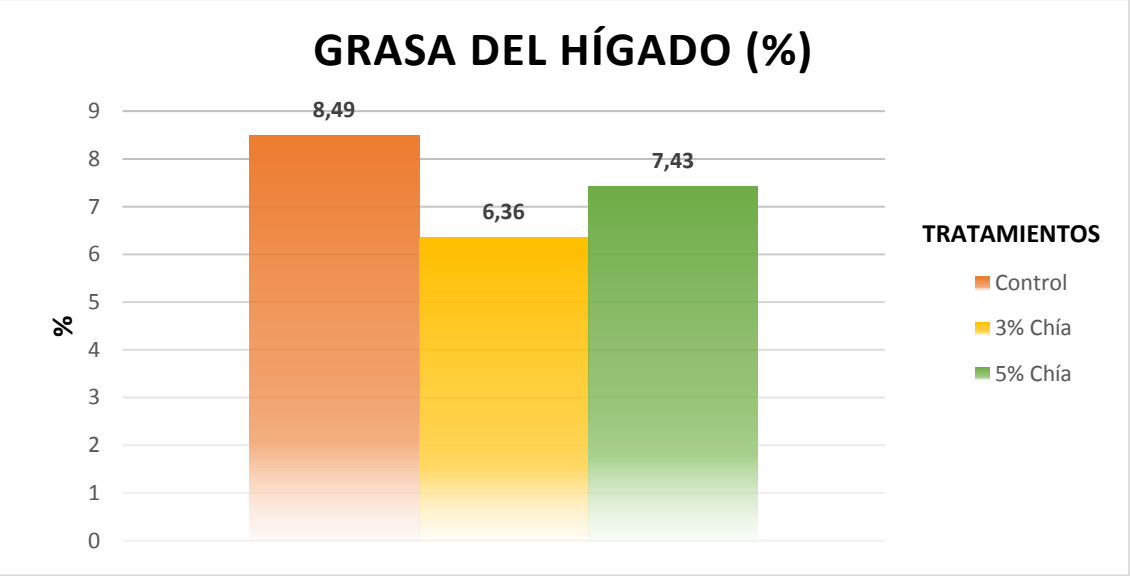

Figura 17. Grasa del hígado expresada en porcentaje (%) de los ratones.

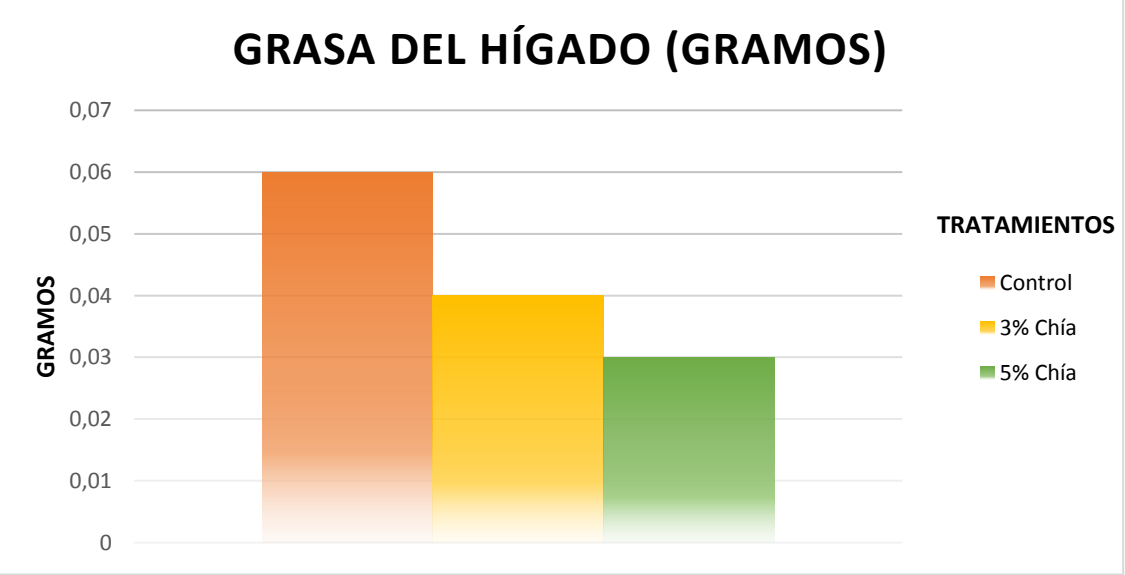

Figura 18. Grasa del hígado expresada en gramos (g) de los ratones.

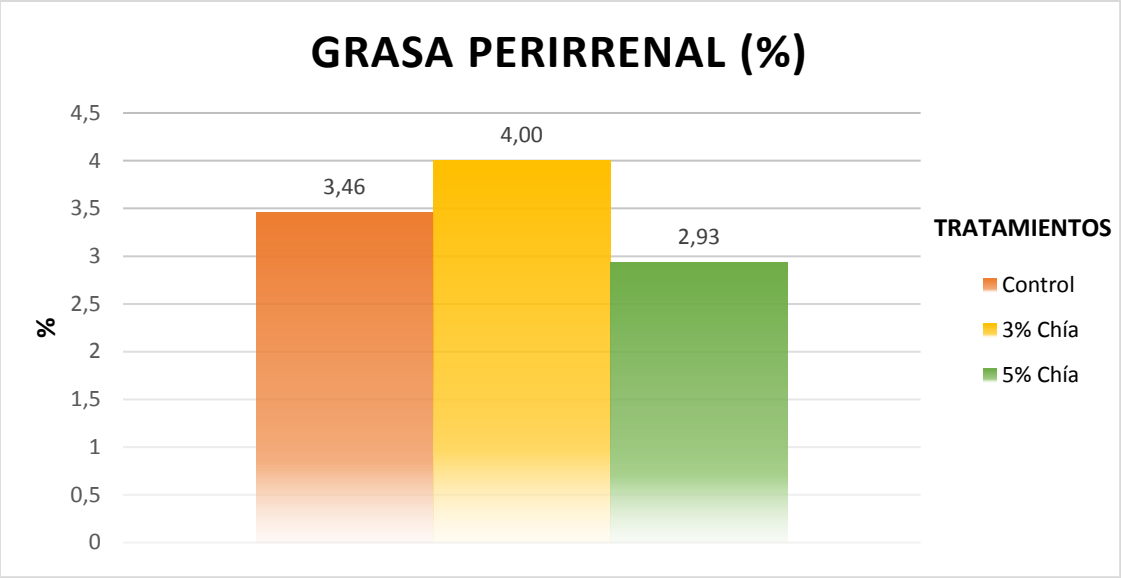

Figura 19. Grasa perirrenal expresada en (%) de los ratones.

En la grasa del hígado (%) indicada en el cuadro 12 y figura 17 el tratamiento control fue superior con un 12% (P<0,02) en comparación a los tratamientos con chía al 3% y al 5%; mientras que la grasa (g) el tratamiento control (P<0,0001) fue superior a los tratamientos de chía al 3% y al 5% como se muestra en la figura 18; finalmente en la figura 19 indica que en el índice de grasa perirrenal el tratamiento con chía al 3% fue mayor (P<0,003) en un 26% en comparación al tratamiento control y de chía al 5%.

5. DISCUSIÓN

5.1. CONSUMO DE ALIMENTO, INCREMENTO DE PESO Y EFICIENCIA ALIMENTARIA

El aceite de oliva (control) alcanzó un efecto significativo sobre los parámetros de consumo de alimento e incremento de peso, datos que no concuerdan con los de (Reyna, 2016) en su investigación con ratas nodriza alimentadas con una dieta isocalórica e isoproteica y suplementadas con aceite de chía y oliva y extracto de maíz morado en la cual no observó el efectos de los mismo sobre consumo de alimento y peso final; y a los de (Valenzuela *et al*., 2012) que no encontró diferencias en el peso y consumo de alimento en ratas a las que suministró aceite de girasol, rosa mosqueta, chía y una mezcla de aceite de oliva y pescado, pero resultado que es similar al de (Pérez *et al*., 1998) que obtuvo un incremento en el consumo de alimento en ratas Wistar a los 28 d con el suministro de aceite de oliva crudo al 8% como suplemento a una ración base.

Los resultados obtenidos en la presente investigación pudieron estar atribuidos a que el control (aceite de oliva) presentó mejor palatabilidad, ya que el sabor que presenta el omega 3 (aceite de chía) es menos agradable lo que pudo generar menor ingesta o a su vez por el efecto reductor del apetito que genera (Pinto & Martínez, 2005).

La eficiencia alimenticia no fue significativa entre tratamientos, pese a que en el tratamiento con aceite oliva hubo incremento en el consumo de alimento y peso de los animales y una disminución en los tratamientos con chía respectivamente, respuesta que desde el punto de vista nutricional se atribuye a que por un lado el consumo de aceite de oliva incrementa la ingesta de alimento para satisfacer las necesidades calóricas en el organismo, mientras que el consumo de aceite de chía ejerce un efecto reductor en el apetito, lo que hace que el animal sea metabólicamente eficiente al tener la capacidad de usar los nutrientes que se almacenan en su cuerpo en el momento adecuado cuando no ha consumido alimento.

González *et al*., (2013), menciona que la disminución del peso corporal por efecto de la administración de los ácidos grasos poliinsaturados omega 3 estaría relacionada con el aumento en la secreción de adiponectina, citoquina, secretada por el tejido adiposo que se asocia negativamente con el porcentaje de grasa corporal y grasa visceral y positivamente con niveles sanguíneos de leptina e insulina. Al respecto Palomer, (2005) señala que este efecto se produce por un aumento en el catabolismo lipídico derivado de una estimulación de la expresión de enzimas implicadas en el transporte y el metabolismo de los ácidos grasos en el músculo esquelético y el hígado, como por ejemplo la acil-CoA oxidasa y la 5'-AMP cinasa (AMPK).

5.2. GRASA EN EL HÍGADO E ÍNDICE DE GRASA PERIRRENAL

El tratamiento con aceite de chía al 3% alcanzó un resultado significativo sobre el parámetro de grasa perirrenal, datos que no concuerdan con (Alsina *et al*., 2015), en su investigación con ratas Wistar, quienes fueron alimentadas con aceite de oliva, aceite de girasol y aceite de pescado, en la cual no se observaron los mismos efectos sobre la deposición de grasa perirrenal; ni a los de (Pérez *et al*., 1998) donde las ratas fueron suplementadas con aceite de oliva y aceite de girasol, siendo el primero quien obtuvo mayor grasa visceral.

Los resultados de esta investigación pueden estar atribuidos a los niveles de omega 3 suministrados en la dieta de los animales ya que al administrar un alto nivel de omega 3 disminuyen los niveles de leptina en el organismo y por lo tanto existirá un mayor acumulo de grasa perirrenal tal y como lo menciona (Wang *et al*., 2002) en sus estudios realizados. Cabe recalcar que depende mucho también del consumo de AGE, ya que la deficiencia o desequilibrio del mismo causaran alteraciones metabólicas en donde causaran todo lo contrario a lo anteriormente justificado.

5.3. PESO Y TAMAÑO DE VISCERAS

El peso relativo en las vísceras de la presente investigación fue variable para los diferentes órganos y entre los tratamientos; siendo asi que en nuestra investigación se encontró significancia en el tratamiento control frente a la chía datos que no concuerdan con los encontrados por (Fuentes & Candela, 2003),

en su estudio en vísceras con relación al peso corporal en hembras de nueve semanas de edad, en la línea C57BI/6 y en la MNRI/UCLA, ni con los de (Gómez, 2010), en un estudio realizado sobre el efecto del calcio de la dieta sobre el peso corporal en ratones machos de línea C57BL/6J de ocho semanas de edad, pero si concuerdan con los de (Kopec, 1938), donde indica que existe un mayor desarrollo de los órganos. El tratamiento que obtuvo el peso relativo mayor del estómago fue para el chía al 5% con 2,46 g, resultado que es superior a los obtenidos por (Fuentes & Candela, 2003) en el estudio de vísceras con relación al peso corporal en hembras de nueve semanas de edad, en la línea C57BI/6 que obtuvieron 0,85 g y en la línea MNRI/UCLA que obtuvieron 0,99 g; mientras que para hígado, bazo, riñones y ciego el peso relativo más alto lo obtuvo el tratamiento control con pesos de 6,66 g; 0,65 g; 1,89 g y 1,65 g respectivamente, resultados que son superiores e inferiores a las obtenidas por el mismo autor y en el orden de las vísceras citadas anteriormente, obteniendo pesos en la línea C57BI/6 de 6,80 g; 0,47 g; 6,65 g y 1,22 g en animales con un peso corporal de 19,3 g; mientras que en la línea MNRI/UCLA quienes tenían un peso corporal de 29,7 gramos obtuvieron pesos promedios de las vísceras de 5,99 g; 0,57 g; 0,62 g y 0,70 g correspondientemente.

Asi mismo Gómez, (2010) en un estudio realizado sobre el efecto del calcio de la dieta sobre el peso corporal en ratones machos de línea C57BL/6J de ocho semanas de edad con pesos corporales entre 19 y 21 g obtuvo pesos en estómago de 0,12 g; hígado 1,15 g; riñones 0,16 g, resultados que son inferiores a los encontrados en la presente investigación en los tratamientos de estudio; en lo referente a tamaño la longitud del intestino delgado es de 33,4 cm dato que es inferior al obtenido por nosotros.

Las diferencias encontradas en tamaño y peso de vísceras podrían atribuirse a que estas variables están directamente influencias por distintos factores como son la edad ya que el animal en su edad adulta alcanza el tamaño y peso máximo de sus órganos, otras variables que influyen son el sexo, peso, condición corporal, fisiología y metabolismo del organismo, línea o cepa del animal, condiciones ambientales, condiciones de manejo a las que este se encuentra sometido, asi como también la forma en que fueron recolectadas las muestras (Bergmann *et al*., 1995); (Fuentes M. , 2000).

6. CONCLUSIONES

Considerando los resultados de las variables en estudio se concluye:

- La inclusión de diferentes niveles de omega 3 en la dieta de ratones de la cepa CDR51 tuvieron efecto sobre la deposición de grasa en la que se obtuvo un mayor porcentaje de grasa en los animales a los que se les suministró un 3% de aceite de chía.
- El suministro de diferentes niveles de omega 3 incidió sobre el peso de las vísceras como hígado e intestino delgado más no sobre el tamaño de ninguno de los órganos.

7. RECOMENDACIONES

En función de los resultados obtenidos en el presente trabajo de Tesis, se plantea las siguientes recomendaciones:

- Al usar animales como fuente de estudio realizar un manejo adecuado de los mismos para así evitar el estrés de estos y por tanto obtener mejores resultados.
- Continuar con la realización de más estudios del uso del aceite de chía como fuente de Omega 3.
- Realizar posteriores investigaciones utilizando diferentes porcentajes y fuentes de Omega 3 con el propósito de recomendar el uso de los que obtengan los mejores resultados.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Aguirre, Z., & Maza, B. (2002). El Jardín Botánico "Reinaldo Espinosa" un centro de conservación e investigación. Quito - Ecuador.

2. Alabdulkarim, B., Bakeet, Z., & Arzoo, S. (2012). Role of some functional lipids in preventing diseases and promoting health. Journal of King Saud University - Science, 319-329.

3. Alsina, E., Macri, E., Zago, V., Schreier, L., & Friedman, S. (2015). Aceite de girasol alto oleico: Hacia la construcción de una grasa saludable. Actualización de nutrición, 16, 114-121.

4. Ayerza, R. (1995). Journal of the American Oil Chemists Society, 971-973.

5. Ayerza, R., & Wayne, C. (2004). Protein and oil content, peroxide index and fatty acid composition of chia (Salvia hispanica L.) grown in six tropical and sub-tropical ecosystems of South America. Tropical Science, 131 - 135.

6. Ayerza, R., & Wayne, C. (2006). Buenos Aires.

7. Ayerza, R., & Wayne, C. (2006). Chía, redescubriendo un olvidado alimento de los aztecas. Buenos Aires.

8. Bergmann, P., Militzer, K., Schmidt, P., & Buttner, D. (1995). Sex differences in age development of a mouse inbred strain: body composition adipocyte size and organ weights of liver heart and muscles.

9. Bojaca, R. (2007, 12 28). Determinación de grasas y aceites en aguas por el método Soxhlet. Colombia.

10. Burdge, S. (2002). Conversion of alpha-linolenic acid to eicosapentaenoic, docosapentaenoic and docosahexaenoic acids inyoungwomen. British Journal of Nutrition, 411 - 420.

11. Calder, P. (2002). Dietary modification of inflammation with lipids. Proc. Nutr. Soc, 345 - 358.

12. Calvo, M. (2015). Bioquímica de los alimentos. Retrieved from http://milksci.unizar.es/bioquimica/temas/lipidos/acidosgrasos.html

13. Carvajal, Á. (2009). Manual de nutrición y dietética. Complutense, España.

14. Cedeño, E. (2013). Formulación, elaboración y control de calidad de un alimento balanceado para ratones de experimentación (Mus musculus) del biotero de la escuela de bioquímica y farmacia de la ESPOCH. Riobamba.

15. Culp, B. R., Titus, B. G., & Lands, W. E. (1979). Inhibition of prostaglandin biosynthesis by eicosapentaenoic acid. In Prostaglandins Med. 3 (pp. 269–278).

16. Fuentes, F., Mendoza, R., Rosales, A., & Cisneros, R. (2008). Guía de manejo y cuidado de animales de laboratorio. Lima.

17. Fuentes, M. (2000). Efecto de la edad y el sexo sobre el peso de los órganos en relación al peso corporal en ratones.

18. Fuentes, M., & Candela, E. (2003). Peso de los órganos en relación al peso corporal en ratones C57Bl/6 y NMRI/UCLA. Revista Científica, FCV-LUZ, XIII, 389-402.

19. García, N., Alvarado, B., & García, O. (2004). Characterization of the lipid composition and natural antioxidants in the liver oil of Dasyatis brevis and Gymnura marmorata rays. Food chemistry, 86 - 96.

20. Goldman, D. W., Pickett, W. C., & Goetzl, E. (1983). Neutrophil chemotactic and degranulating activities of leukotriene B5 (LTB5) derived from eicosapentaenoic acid.

21. Gómez, M. (2010). Efecto del calcio de la dieta sobre el peso corporal y características del perfil energético y mineral en ratones. Valladolid.

22. Gonzalez, A. (2009). Efectos protectores de los ácidos grasos Omega 3 en el hígado y en el tejido adiposo. Barcelona.

23. González, O., Hernández, J., Salazar, A., Mandeville, P., Valadez, F., Mendoza, E., & Suárez, A. (2013). Efecto de la suplementación de omega 3 sobre IMC, ICC y composición corporal en mujeres obesas. Caracas.

24. Grimal, M. (2013, 06 13). Beneficios de la chía. Retrieved from http://beneficiosdelachia.org/tag/semillas-de-chia/

25. Guiotto, E. (2014). Aplicación de subproductos de Chía y Girasol en alimentos. Buenos Aires - Argentina.

26. Hernández, J. (2014, 12 01). Mundo Roedores. Retrieved from http://mundoroedores.blogspot.com/2014/12/el-raton-de-laboratorio-o-raton-blanco.html

27. Jaramillo, J. (2013). La chía (salvia hispanica L.), una fuente de nutrientes para el desarrollo de alimentos. Antoquia.

28. Jiménez, P., Masson, L., & Quitral, V. (2013). Composición química de semillas de chía, linaza y rosa mosqueta y su aporte en ácidos grasos omega-3. Santiago de Chile.

29. Kang, J. (2005). Balance of omega-6/omega-3 essential fatty acids is important for health. World Review of Nutrition and Dietetics, 93 - 102.

30. King, M. (2015, 04 06). Omega 3 y 6 Ácidos Grasos Poliinsaturados. Retrieved from http://themedicalbiochemistrypage.org/es/omegafats-sp.php

31. Kopec, S. (1938). Geschlechtsunterschiede, asymmetrien und variabilität der gewichte der inneren organe und einiger knochen bei 252 tage alten mäuse.

32. Lands, W. (2005, 12). Aceites Omega 9.

33. Linneo, C. (1957). Mus Musculus.

34. Lozano, J., Segura, A., & Gutiérrez, A. (2007). Composición del aceite de oliva (Vol. VII).

35. Lucas, M. (2009). Ethyleicosapentaenoic acid for the treatment of psychological distress and depressive symptomsinmiddle-agedwomen:a double-blind, placebo-controlled, randomized clinical trial. The American Journal of Clinical Nutricion, 641 - 665.

36. Mejía, A. (2013, 05 03). Extracción de grasa por Soxhlet. Retrieved from http://www.buenastareas.com/ensayos/Extraccion-De-Grasas-Por-Soxhlet/3430986.html

37. Nogues, P. (2010, Abril). Biologia del ratòn. Retrieved from http://anatobioterio.blogspot.com/2010/04/modelo-animal.html

38. Ortiz, C. (2010). Medicina Ortomolecular en Veterinaria. Retrieved from http://veterinariaortomolecular.com/los-acidos-grasos-omega-3-para-animales/

39. Palomer, J., Pérez, A., & Blanco, F. (2005). Adiponectina: un nuevo nexo entre obesidad, resistencia a la insulina y enfermedad cardiovascular. Barcelona, España.

40. Pérez-Granados, A. M., Vaquero, M. P., & Navarro, M. P. (1998). Ingesta y evolución ponderal de ratas alimentadas con diferentes aceites crudos y fritos. Instituto de Nutrición y Bromatología (CSIC). (Vol. 49). Madrid.

41. Phillip, J. (2012, 02 29). DOCTORNEWS. Retrieved from http://www.doctornews.org/los-acidos-grasos-omega-3-dha-y-epa-mejoran-la-resistencia-insulinica-y-refuerzan-la-salud-cardiovascular/

42. Pinto, J., & Martínez, J. (2005). El aceite de oliva y la dieta mediterránea. Madrid - España: Nueva Imprenta S.A.

43. Reyna, S., Gonzáles, C., Valenzuela, R., & Villanueva, M. E. (2016). Efecto del extracto de maíz morado sobre la expresión génica de srebp-1, Δ5d y Δ6d en glándula mamaria de ratas nodrizas suplementadas con aceite de chía (Salvia Hispánica L.). Rev Chil Nutr Vol. 43, Nº3, 296-297.

44. Risso, A., Pellegrino, F., Relling, A., & Corrada, Y. (2015, Febrero 8). Uso de ácidos grasos esenciales para mejorar parametros reproductivos en el macho. Universidad Nacional de la Plata, La Plata - Argentina.

45. Rodriguez, M., & Tovar, A. (2005). Mecanismos moleculares de acción de los ácidos grasos poliinsaturados y sus beneficios en la salud. Scielo.

46. Rodríguez, S., Megía, M., & Baena, M. (2003). Alimentos funcionales y nutrición óptima: ¿Cerca o lejos? Revista Española de Salud Pública, 317-331.

47. Roncetti, M. (2010, 10 18). Extracción de lípidos en alimentos. Retrieved from http://www.ebah.com.br/content/ABAAABN34AL/extracao-lipidios-alimentos

48. Salabert. (2009). Ácidos Grasos Omega 3.

49. Salfate, T. (2006). Ácidos Grasos Omega-3 y Omega-6 en las Raciones Alimenticias del programa de alimentación escolar de la JUNAEB. Universidad Austral de Chile, Chile.

50. Sánchez, M. (2011). Tecnicas analíticas de contaminantes químicos en aplicaciones toxicológicas. In Métodos de Extracción de Grasa por Soxhlet (p. 22). Honduras.

51. SantaFé, R. (2013, 04 04). Cultivos Alternativos. Retrieved from http://cultivosalter.blogspot.com/2013/04/chia-entre-la-fantasia-y-realidad.html

52. Simopoulos, A. (2008). The Importance of the omega-6/omega-3 fatty acid ratio in cardiovascular disease and other chronic diseases. Experimental Biology and Medicine, 674 - 688.

53. Valenzuela, R., Gormáz, J., Masson, L., Vizcarra, M., Valenzuela, P., & Cornejo, A. (2012). Evaluation of the hepatic bioconversion of alpha-linolenic acid (ALA) to eicosapentaenoic acid (EPA) and docosahexaenoic acid (DHA) in rats fed with oils from chia (Salvia hispanica) or rosa mosqueta (Rosa rubiginosa). Grasas y Aceites, 63, 61 - 69.

54. Wang, H. (2002). Omega-3 como un supresor del apetito. American Journal of Physiology- Endocrinology and Metabolism.

55. Wood, P. (2000). Phenotype assessment: are you missing.

56. Yaqoop, P., Pala, H., Cortina-Borja, M., Newsholme, E., & Calder, P. (2000). Encapsulated fish oil enriched in α-tocopherol alters plasma phospholipid and mononuclear cell fatty acid compositions but not mononuclear cell functions.

9. ANEXOS

Anexo 1: Limpieza y desinfección de los equipos

Anexo 2: Adecuación de las instalaciones

Anexo 3: Pesaje del alimento

Anexo 4: Preparación de las dosis de aceite

Anexo 5: Administración del aceite a las ratones hembras

Anexo 6: Medición de las vísceras

Anexo 7: Pesaje de las vísceras

Anexo 8: Muestras de hígado liofilizadas

Anexo 9: Equipo de Soxhlet para extracción de grasa

Anexo 10: Necropsia respectiva a los ratones muertos

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
AREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
LABORATORIO DE SUELOS AGUAS Y BROMATOLOGIA
SECCION BROMATOLOGIA

Para: señor Diego Ochoa A.
Informe Análisis Bromatológico: Grasa Cruda BS

Clase de Muestra	Nro. Lab.	Nro. Mues.	Promedio
T1R1	5538	1	8,82%
T1R2	5539	1	8,22%
T1R3	5540	1	7,00%
T1 R4	5500	1	7,29%
T1 R5	5501	1	8,54%
T1 R6	5502	1	5,22%
T1 R7	5503	1	2,55%
T1 R8	5504	1	3,26%
T1 R10	5505	1	4,75%
T1 R11	5506	1	4,88%
T1 R12	5507	1	8,06%
T1 R13	5508	1	8,23%
T1 R14	5509	1	7,68%
T1 R15	5510	1	6,76%
T2R1	5511	1	6,32%
T2R2	5512	1	7,00%
T2R3	5513	1	7,31%
T2R4	5514	1	8,46%
T2R5	5515	1	6,55%
T2R6	5516	1	7,60%
T2R8	5517	1	9,70%
T2R9	5518	1	8,87%

LABORATORIO DE SUELOS AGUAS Y BROMATOLOGIA U.N.L.

Anexo 11: Resultados de Grasa

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA
AREA AGROPECUARIA Y DE RECURSOS NATURALES RENOVABLES
LABORATORIO DE SUELOS AGUAS Y BROMATOLOGIA
SECCION BROMATOLOGIA

Para: señor Diego Ochoa A.
Informe Análisis Bromatológico: Grasa Cruda

T2R10	**5519**	1	**7,72%**
T2R11	**5520**	1	**11,05%**
T2R12	**5521**	1	**9,32%**
T2R13	**5522**	1	**3,43%**
T2R14	**5523**	1	**3,51%**
T2R15	**5524**	1	**6,65%**
T3R1	**5525**	1	**5,30%**
T3R2	**5526**	1	**6,21%**
T3R3	**5527**	1	**9,56%**
T3R4	**5528**	1	**7,65%**
T3R5	**5529**	1	**8,86%**
T3R6	**5530**	1	**9,07%**
T3R7	**5531**	1	**6,90%**
T3R8	**5532**	1	**6,53%**
T3R9	**5533**	1	**7,52%**
T3R10	**5534**	1	**8,97%**
T3R11	**5535**	1	**10,94%**
T3R13	**5536**	1	**11,55%**
T3R15	**5537**	1	**11,32%**

Ing. Vicente E. Apolo A., Mg. Sc.
TÉCNICO DE LABORATORIO

LABORATORIO DE SUELOS AGUAS Y BROMATOLOGIA U.N.L. A.A.R.N.R.

Anexo 12: Resultados de grasa