



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

GANADERÍA

EXPRESIÓN DEL GEN SCD Y SU RELACIÓN CON EL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS EN LA CANAL DE CORDEROS SUPLEMENTADOS CON *Saccharomyces cerevisiae* Y LINAZA

FRANCISCA CERVANTES ARISTA

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO

2018

CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe MVZ. Francisca Cervantes Arista, Alumno (a) de esta Institución, estoy de acuerdo en ser partícipe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del Profesor Dr. David Hernández Sánchez, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis Expresión del gen SCD y su relación con el perfil de ácidos grasos en la canal de corderos suplementados con Saccharomyces cerevisiae y linaza

y de los producto de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre el colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución, El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

Montecillo, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, a 24 de enero de 2018

Firma del
Alumno (a)

Dr. David Hernández Sánchez
Vo. Bo. del Consejero o Director de Tesis

El presente proyecto de investigación titulado: **Expresión del gen SCD y su relación con el perfil de ácidos grasos en la canal de corderos suplementados con *Saccharomyces cerevisiae* y linaza**, será realizado por la alumna: **Francisca Cervantes Arista** bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobado por el mismo y aceptado como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
GANADERÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO (A)



Dr. David Hernández Sánchez

ASESOR (A)



Dr. Jacinto Efrén Ramírez Bribiesca

ASESOR (A)



Dr. Jesús Alberto Ramos Juárez

ASESOR (A)



Dr. Cándido Enrique Guerra Medina

Montecillo, Texcoco, Estado de México, enero de 2018.

EXPRESIÓN DEL GEN SCD Y SU RELACIÓN CON EL PERFIL DE ÁCIDOS GRASOS EN LA CANAL DE CORDEROS SUPLEMENTADOS CON

Saccharomyces cerevisiae Y LINAZA

Francisca cervantes Arista, M.C
Colegio de Postgraduados, 2018

RESUMEN

El tipo de grasa depositada en la carne se relaciona con la actividad enzimática y el nivel de expresión del gen SCD, el cual codifica para la enzima esteroil-CoA desaturasa (SCD) relacionada con el incremento de ácidos grasos monoinsaturados y ácido ruménico en la carne de corderos. El objetivo del estudio fue determinar la relación entre la composición de ácidos grasos depositados en la canal de corderos y la expresión del gen SCD al suplementar con *Saccharomyces cerevisiae* (Sc) y linaza (Lin) en una dieta concentrada. Se utilizaron 40 corderos de la raza Hampshire (24.816±1.286 kg PV) distribuidos en cuatro tratamientos (T): T1 = 80 % de alimento balanceado (AB) y 20 % de alfalfa acicalada (AAch), T2 = 75 % de AB, 20 % de AAch y 5 % de Lin, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4= T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc. El diseño fue completamente al azar con diez repeticiones por tratamiento. La combinación de Lin y Sc disminuyó (P<0.05) el peso final, ganancia diaria de peso y aumentó la conversión alimenticia. La suplementación con Sc solo o en combinación con Lin redujo (P<0.05) los niveles de lipoproteínas de alta densidad (HDL), sin tener efecto (P>0.05) sobre colesterol total (CT), triglicéridos (TG) y lipoproteínas de baja densidad (LDL). La inclusión de Lin y Sc incrementó (P<0.05) el área del músculo *L. dorsi* (P<0.05), sin afectar (P>0.05) el espesor de grasa, peso de la canal caliente, rendimiento de canal, pH a 0 y 24 h, ni el color y capacidad de retención de agua. El uso de Lin y Sc incrementó (P<0.05) la concentración de ácido cáprico y mirístico y Sc aumentó (P<0.05) el ácido palmitoleico; Lin incrementó los niveles de linolelaídico y linolenico en el músculo *L. dorsi*, y linolénico en tejido adiposo. La expresión de la proteína SCD no fue afectada (P>0.05) por la adición de Lin o Sc en una dieta concentrada para corderos.

Palabras clave: *Saccharomyces cerevisiae*, linaza, esteroil-CoA desaturasa, corderos, ácidos grasos.

SCD GENE EXPRESSION AND ITS RELATIONSHIP WITH THE PROFILE OF FATTY ACIDS IN CARCASS OF LAMBS SUPPLEMENTED WITH

Saccharomyces cerevisiae AND LINSEED

Francisca Cervantes Arista, M.C
Colegio de Postgraduados, 2018

ABSTRACT

Fat kind that is deposited on meat is related to the enzymatic activity and the level of SCD gene expression, which encodes for the stearoyl-CoA desaturase enzyme (SCD) that is related to the increase of monounsaturated fatty acids and ruminic acid in lamb meat. The objective of the study was to determine the relationship between the composition of fatty acids deposited on carcass of lambs and the expression of the gene SCD when *Saccharomyces cerevisiae* (Sc) and linseed (Lin) are used as supplement. Forty Hampshire breed lambs (24.816 ± 1.286 kg BW) were used distributed in four treatments (T); T1= 80 % concentrate (C) and 20 % Lucerne hay (LH), T2= 75 %C, 20 % LH and 5 % Lin, T3= T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc and T4= T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc. A completely random design was used with ten repetitions per treatment. The combination of Lin and Sc reduced ($P < 0.05$) the final weight, daily weight gain and feed conversion increases. Supplementation with Sc alone or in combination with Lin reduced ($P < 0.05$) high-density lipoprotein (HDL) levels, without effect on total cholesterol (CT), triglycerides (TG) and low-density lipoprotein (LDL). The inclusion of Lin and Sc increases *Longissimus dorsi* muscle area ($P < 0.05$) without affecting ($P > 0.05$) fat thickness, hot carcass weight, channel yield, pH at 0 and 24 h, color and water holding capacity. The use of Lin and Sc ($P < 0.05$) increase the concentration of capric and myristic, Sc increase palmitoleic and Lin improve the linolelaidic and linolenic fatty acids on *L. dorsi* and, linolenic in subcutaneous adipose tissue. The expression of the SCD protein was not affected ($P > 0.05$) by the addition of Lin or Sc in a concentrate diet for lambs.

Key words: *Saccharomyces cerevisiae*, linseed, stearoyl-CoA desaturase, lambs, fatty acid.

DEDICATORIA

A DIOS

Por darme la oportunidad de cumplir una meta más en la vida, por saberme guiar y llevarme por el camino y con las personas indicadas de las cuales aprender y poder ayudar a otras personas con el trabajo y conocimiento adquirido
¡¡¡Gracias!!!

A MIS PADRES

María Joaquina Arista Márquez y Gregorio de Jesús Cervantes Franco

Por enseñarme que aun cuando haya obstáculos siempre ir por lo que uno quiere
Por enseñarme a cada día ser una mejor persona de la que fui el día de ayer
Por enseñarme a compartir y ayudar
Gracias por ser mis padres

A MIS HERMANAS

María Félix y Clara

A ustedes por ser dos mujeres que inspiran a seguir luchando por los sueños y metas que uno se plantea
Por ser el apoyo en los momentos de tomar decisiones difíciles
Por el simple hecho de estar y ser mis hermanas

A MIS HERMANOS

Ricardo, Cristino, Saturnino, Tereso de Jesús y Bernardo

Porque ustedes me han enseñado que no existen fronteras para seguir adelante
Que aún a la distancia la familia es lo más importante y por ella hacemos lo que sea para buscar su bienestar

A MIS AMIGOS

A ustedes que siempre tienen una palabra de aliento cuando las cosas no van bien, que conocen todas las versiones de mi persona y aún siguen a mi lado apoyando cada meta y objetivo planteado

AMOR ☺

A ti que nadie te conoce pero todos han escuchado de ti, que de alguna forma has estado, como fuente de inspiración, catapulta para ser mejor cada día

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)** por el financiamiento para llevar a cabo los estudios de posgrado.

Al **Colegio de Postgraduados** por la oportunidad y espacio brindado para la realización de mis estudios de posgrado.

Al **Dr. David Hernández Sánchez** por aceptar ser parte de mi formación profesional, por su paciencia y apoyo para la realización de la investigación.

A mi consejo particular; **Dr. Jacinto Efrén Ramírez Bribiesca, Dr. Cándido Enrique Guerra Medina, Dr. Jesús Alberto Ramos Juárez y a la Dra. María Magdalena Crosby Galván**, por ser mi guía, por sus consejos, por su paciencia y por formar parte de mi formación como profesionista.

A la **IA. Elsa Margarita Crosby Galván** por el apoyo durante el desarrollo del trabajo experimental en laboratorio y por todos los consejos, por ser una fuente de inspiración como mujer, madre y profesionista.

A todos los amigos y compañeros que fueron partícipes del trabajo de investigación, por ser un gran apoyo en los momentos más difíciles y por los momentos de convivencia.

“Toda la ciencia no es más que el refinamiento de un pensamiento cotidiano”

ALBERT EINSTEIN

CONTENIDO

	Página
RESUMEN	iv
ABSTRACT	v
LISTA DE CUADROS	xi
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVO	3
III. HIPÓTESIS.....	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
4.1. Ácidos grasos y su importancia en la salud.....	4
4.2. Composición de ácidos grasos en la carne	5
4.3. Tipo y proporción de ácidos grasos en la carne de cordero	6
4.4. Factores que influyen en la cantidad y calidad de ácidos grasos en la carne de cordero	7
4.4.1. No nutricionales	7
4.4.2. Nutricionales	8
4.5. Metabolismo de ácidos grasos en rumiantes	10
4.6. Enzimas asociadas al metabolismo de ácidos grasos.....	12
4.6.1. Esteroil-CoA desaturasa (SCD)	13
4.7. Relación de la expresión génica con enzimas asociadas al metabolismo de ácidos grasos	13
4.8. Gen SCD y su relación con la composición de ácidos grasos	14
4.9. Influencia de los nutrientes en la expresión de genes	15
4.9.1. Linaza	17
4.9.2. <i>Saccharomyces cerevisiae</i>	17
V. MATERIALES Y MÉTODOS	18
5.1. Localización	18
5.2. Animales y tratamientos.....	18
5.3. Variables evaluadas	20
5.3.1. Composición química de las dietas	20

5.3.2.	Comportamiento productivo	20
5.3.3.	Espesor de grasa dorsal y área del músculo <i>Longissimus dorsi</i>	21
5.3.4.	Colesterol en plasma sanguíneo, lipoproteínas de baja densidad (LDL), lipoproteínas de alta densidad (HDL) y triglicéridos	21
5.3.5.	Características fisicoquímicas de la canal y de la carne.....	23
5.3.6.	Perfil de ácidos grasos.....	24
5.3.7.	Expresión de la proteína estearoil-CoA desaturasa (SCD)	25
5.4.	Análisis de datos	28
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	29
6.1.	Comportamiento productivo	29
6.2.	Colesterol total, triglicéridos y lipoproteínas (HDL Y LDL)	30
6.3.	Características fisicoquímicas de la canal y de la carne	31
6.4.	Expresión de la proteína estearoil CoA- desaturasa y perfil de ácidos grasos en el musculo <i>Longissimus dorsi</i> y tejido adiposo subcutáneo.....	33
VII.	CONCLUSIONES.....	39
VIII.	LITERATURA CITADA	40

LISTA DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Ingredientes, composición nutricional y perfil de ácidos grasos de los tratamientos evaluados	19
2	Comportamiento productivo de corderos suplementados con <i>Saccharomyces cerevisiae</i> y linaza	29
3	Niveles de colesterol, triglicéridos y lipoproteínas de corderos suplementados con <i>Sacharomyces cerevisiae</i> y linaza	31
4	Características de la canal de corderos suplementados con <i>Sacharomyces cerevisiae</i> y linaza	32
5	Perfil de ácidos grasos (% del total de esteres de ácidos grasos metilados) de la carne de corderos suplementados con <i>Sacharomyces cerevisiae</i> y linaza	33
6	Perfil de ácidos grasos (% del total de esteres de ácidos grasos metilados) en tejido adiposo de corderos suplementados con <i>Sacharomyces cerevisiae</i> y linaza	34
7	Expresión de la proteína estearoil-CoA desaturasa en músculo Longissimus dorsi y tejido adiposo de corderos complementados con <i>Saccharomyces cerevisiae</i> y linaza	36

I. INTRODUCCIÓN

La carne es fuente importante de proteína, vitaminas y minerales, además de nutrientes considerados con efectos positivos en la salud humana (Xiangyang *et al.*, 2015). Aspectos como la terneza, sabor, jugosidad y el color se encuentran relacionados con su calidad, así como también el perfil de ácidos grasos (Urrutia *et al.*, 20015; Aali *et al.*, 2016). Sin embargo, para proteger la salud del consumidor es de interés la cantidad y tipo de ácidos grasos contenidos en la carne incluida en la dieta por su relación con enfermedades cardiovasculares (Corazzin *et al.*, 2013; Avilés *et al.*, 2016).

La composición química de la grasa está determinada por factores extrínsecos e intrínsecos. La dieta, el peso al sacrificio, grado de engrasamiento, lugar de depósito, raza y el sistema de producción son factores que intervienen en el perfil de ácidos grasos (Dervishi *et al.*, 210; Horcada *et al.*, 2012; Bin-liu *et al.*, 2015). Las variantes genéticas del animal también contribuyen en la composición de la grasa (Avilés *et al.*, 2016).

Disciplinas ómicas como la transcriptómica, proteómica y metabolómica y la interacción gen-proteína-metabolito son estudiados por la nutrigenómica, la cual busca acceder y entender la respuesta de la interacción gen/nutriente mediante el uso de herramientas moleculares (Sales *et al.*, 2014; Pavlidis *et al.*, 2015). El tipo de grasa en la dieta afecta la expresión de genes que codifican para enzimas relacionados con el metabolismo de lípidos tales como la ácido graso desaturasa (FADS), acetil-coenzima A carboxilasa (ACC), estearoil-CoA desaturasa (SCD) y carnitina palmitoiltransferasa 1 (CPT1) (Benítez *et al.*, 2015; Alvarenga *et al.*, 2016).

Se ha reportado la asociación entre el gen SCD y el perfil de ácidos grasos en los diferentes depósitos de grasa. SCD codifica para esteroil-CoA desaturasa, enzima responsable de la conversión de ácidos grasos saturados (AGS) a monoinsaturados (AGMS), además de estar involucrada en la desaturación de ácido trans-vaccenico, isómero de ácido linoleico conjugado (CLA) (Avilés *et al.*, 2016).

Por lo anterior, se evalúan estrategias de alimentación animal utilizando ingredientes con altos niveles de n-3 ácidos grasos poliinsaturados (AGP) para incrementar su contenido en la carne (Berthelot *et al.*, 2010; Dervishi *et al.*, 2011; Urrutia *et al.*, 2015).

II. OBJETIVO

Determinar la relación entre la composición de ácidos grasos depositados en la canal de corderos y la expresión del gen Esteroil-CoA desaturasa (SCD) con la suplementación de *Saccharomyces cerevisiae* y linaza.

III. HIPÓTESIS

La suplementación con *Saccharomyces cerevisiae* y linaza a corderos influye en la expresión del gen SCD y la actividad de la enzima Esteroil-CoA desaturasa, modificando la deposición de los ácidos grasos en la canal.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

4.1. Ácidos grasos y su importancia en la salud

La grasa animal es una parte importante de la dieta humana. Las propiedades químicas, físicas y nutricionales de las grasas dependen de los tipos de ácidos grasos presentes en los triglicéridos que son de cuatro tipos: saturados, cis-monoinsaturados, cis-poliinsaturados y trans (Talbot, 2016). La proporción de ácidos grasos saturados y monoinsaturados se ha relacionado con la manifestación de enfermedades cardiovasculares, diabetes, obesidad, enfermedades autoinmunes y cáncer (Aali *et al.*, 2016). La carne de bovino y ovino se caracterizan por su alto contenido de grasa y concentración de ácidos grasos insaturados (Aali *et al.*, 2016; Wood, 2017) en músculo (*Longissimus dorsi*) se estima un contenido de 3,835 y 4, 934 mg 100 g⁻¹, respectivamente (Wood, 2017). Resultados de un meta análisis relacionado con los efectos del consumo de grasa sobre los niveles de colesterol en sangre, encontraron que al reemplazar en la dieta el 1 % de carbohidratos por ácidos grasos *trans* se incrementan los niveles de lipoproteínas de baja densidad (LDL) y disminuyen lipoproteínas de alta densidad (HDL) de manera contraria ocurre cuando se sustituye por ácidos grasos monoinsaturados y poliinsaturados los niveles de LDL disminuye y se incrementa los de HDL (Mensink *et al.*, 2003; Talbot, 2016). Ramsden *et al.* (2013) concluyen que al sustituir el ácido linoleico por ácidos grasos saturados en la dieta se incrementa la tasa de mortalidad por aumento en las causas de enfermedades coronarias y enfermedades cardiovasculares.

4.2. Composición de ácidos grasos en la carne

En los últimos años ha aumentado el interés sobre la composición de los ácidos grasos de la carne por su relación con la incidencia de algunas enfermedades y los factores que inciden para que ese perfil pueda ser modificado mediante el manejo nutricional de los animales destinados para consumo humano y producir carne de alto valor nutricional, con propiedades funcionales relacionadas con la composición de los ácidos grasos y mayor calidad (Wood, 2017).

Los ácidos grasos en la carne son localizados en tejido adiposo, en los depósitos de grasa o marmoleo y en las membranas del músculo. En tejido adiposo se encuentran como como triglicéridos (tres ácidos grasos unidos a una molécula de glicerol) y en las membranas se encuentran como fosfolípidos (dos ácidos grasos unidos a una molécula de glicerol y un grupo fosfato). Los tipos de ácidos grasos contenidos son: ácidos grasos saturados (AGS) sin dobles enlaces, monoinsaturados (AGMI) con un doble enlace y poliinsaturados (AGPI) con más de un doble enlace (Mapiye *et al.*, 2012; Jaturasitha *et al.*, 2016; Wood, 2017). Los ácidos grasos no saturados son clasificados de acuerdo con el lugar donde sea insertado el primer doble enlace de la cadena carbonada tomando en cuenta el extremo del grupo metilo (n-3, n-6, n-9). Cuando los dobles enlaces se encuentran en una misma dirección son de configuración *cis* y cuando se encuentran en diferentes direcciones son de configuración *trans*, este tipo de configuración se lleva a cabo en rumiantes por el proceso de biohidrogenación lo cual también da origen a ácidos grasos con dobles enlaces del tipo *cis* y *trans* del tipo conjugado dentro de los cuales se encuentra el ácido linoleico conjugado (CLA). El isómero C18:2 *cis*-9, *trans* 11 representa el 80 %

del total de los isómeros de CLA y es producido en el rumen por la descomposición del ácido linoleico y en tejido adiposo se sintetiza el C18:1 trans-11 (ácido cis vaccénico), este tipo de ácidos grasos son de importancia por su efecto benéfico sobre la salud del consumidor (Dilzer y Park, 2012; Scollan *et al.*, 2014; Wood, 2017).

4.3. Tipo y proporción de ácidos grasos en la carne de cordero

Los ácidos grasos se encuentran involucrados en varios aspectos de calidad de la carne, su composición tiene un importante efecto sobre la firmeza, terneza, suavidad y color (Yousefi *et al.*, 2012; Aali *et al.*, 2016).

Los lípidos de la carne se componen principalmente de triglicéridos y fosfolípidos, que contienen ácidos grasos saturados, ácidos grasos monoinsaturados (AGMI) y ácidos grasos poliinsaturados (AGPI) (Jaturashita *et al.*, 2016). Los lípidos de almacenamiento (triglicéridos) están constituidos en su mayoría por ácidos grasos insaturados, mientras que los fosfolípidos están formados principalmente por AGPI también considerados lípidos funcionales además de formar parte de las membranas celulares (Mapiye *et al.*, 2012).

Los AGPI principales son el linoleico (C18:2) y linolenico (C18:3) que se consideran esenciales dado que no se pueden sintetizar en el cuerpo y deben ser suministrados en la dieta del animal, otro AGPI importante es el ácido ruménico (C20:4 n-6), así como también el ácido oleico (C18:1) no considerado esencial, pero si benéfico (Jaturashita *et al.*, 2016).

El C20:4 n-6 representa el 90 % de los isómeros del ácido linoleico conjugado (CLA), la carne de rumiante tiene concentraciones relativamente altas de CLA originado de los productos intermediarios de la biohidrogenación de los AGPI los cuales pueden alcanzar hasta 15 % de los lípidos totales (Schmid *et al.*, 2006).

4.4. Factores que influyen en la cantidad y calidad de ácidos grasos en la carne de cordero

El valor nutricional y el sabor de la carne está asociado con la cantidad y composición del tejido adiposo (Urrutia *et al.*, 20015; Xiangyang, 2015), en bovinos y ovinos se caracteriza por su alto contenido de ácidos grasos insaturados, ácidos grasos saturados como palmítico y mirístico. La calidad de la canal puede ser afectada por diversos factores de tipo nutricional, relacionados a la fisiología del animal y ambientales (no nutricionales) (Martínez *et al.*, 2005; Álvarez *et al.*, 2008; Tejeda *et al.*, 2008; Aali *et al.*, 2016).

4.4.1. No nutricionales

La deposición de grasa está relacionada con patrones genéticos además de la relación existente entre el metabolismo de los triglicéridos (absorción, síntesis y degradación) (Hocquette *et al.*, 2010).

Gecgel *et al.* (2015) tras evaluar el perfil de ácidos grasos en la carne de corderos de las razas Bandirma (cruzas), Karacabey Merino Multiplier y Karacabey Merino nucleus no encontraron diferencia, sus resultados concuerdan con el estudio realizado por Villalobos *et al.* (2014). El peso al sacrificio influye sobre la composición de los ácidos grasos (AG) intramuscular, principalmente sobre los AG tridecanoico

(C13:0), mirístico (C14:0), pentadecanoico (C15:0) y linolénico (C18:3, n6) que reducen su concentración conforme el peso al sacrificio incrementa mientras que el C18:3-n6 aumenta cuando el cordero llega a un peso al sacrificio de 35 kg. Bin-liu *et al.* (2015) observaron que el cambio en la composición de los AG no genera modificaciones en las características organolépticas y químicas de la carne.

4.4.2. Nutricionales

Los componentes de la dieta además de tener un efecto en los parámetros productivos, también se ve reflejado sobre características y composición de la carne (Oliveira *et al.*, 2017). El color, la oxidación de lípidos, la deposición de grasa y el perfil de ácidos grasos, son características que son influenciadas por la dieta (Luciano *et al.*, 2012; Tansawat *et al.*, 2013), la suplementación con fuentes ricas en ácidos grasos n-3 modifica la deposición y el tipo de ácidos grasos presentes en la carne (Díaz *et al.*, 2017). Una elevada concentración de AGPI en la dieta puede tener un efecto inhibitorio en el proceso de biohidrogenación lo que dará origen a una disminución del flujo de ácido graso esteárico que es precursor de AGMI (Bichi *et al.*, 2013).

Burin *et al.* (2016) evaluaron el efecto del sistema de alimentación (pastoreo, pastoreo + suplementación y en confinamiento con una dieta alta en grano) sobre el comportamiento productivo, características de la canal y calidad de la carne. Con respecto al comportamiento productivo reportan diferencias entre los sistemas de alimentación y sin efecto sobre las características de la canal. En relación con la deposición de grasa en músculo hubo menor cantidad de grasa intramuscular en los

animales bajo sistema de pastoreo además de una mayor concentración de ácido linolénico, ácido linoleico conjugado (CLA) y ácido oleico (n-3).

Becerras alimentados con forraje redujeron la proporción de ácidos grasos de cadena media comparado con los becerros alimentados con concentrado (Jaturasitha *et al.*, 2016).

4.4.3. Inclusión de fuentes ricas en AGPI

El consumo de ácidos grasos (n-3 y n-6) ha disminuido por diversos factores como las prácticas de producción agrícola, los diferentes sistemas de producción y procesos tecnológicos, aunado a la búsqueda de un mayor beneficio económico para los productores, dejando de lado la calidad y propiedades del producto que se le ofrece al consumidor (Avilés *et al.*, 2016; Jaborek *et al.*, 2017). Sin embargo, el incremento en la demanda de productos de origen animal debido al crecimiento poblacional, ha generado la búsqueda de alternativas de alimentación para abastecer dicha demanda, además de orientar la producción hacia la generación de productos con efectos benéficos sobre la salud del consumidor (Dervishi *et al.*, 2011). En función de lo anterior, se ha integrado en la dieta de rumiantes ingredientes que aporten parte de la energía requerida por el animal y nutrientes que permitan producir carne con propiedades funcionales entre ellos se encuentra linaza, chía, aceite de pescado, microalga, levaduras (Sc) y forrajes (Dervishi *et al.*, 2011; Urrutia *et al.*, 2015; Alvarenga *et al.*, 2016; Díaz *et al.*, 2017). La carne proveniente de rumiantes alimentados con fuentes de forraje es considerada con un mayor valor nutricional por su alto contenido de AGPI, en especial C18:2 - c9 t11 y C18:1 t11 (Oliveira *et al.*, 2017). Hopkins *et al.* (2014) y Ponnampalam *et al.* (2014) coinciden que para mantener

niveles constantes de ácidos grasos AGPI en la carne es necesario la inclusión de ingredientes ricos en este tipo de ácidos grasos, ambos observaron que al incluir alga en la dieta de corderos incrementó la proporción de los ácidos grasos eicosapentaenoico (EPA) y docosapentaenoico (DHA).

4.5. Metabolismo de ácidos grasos en rumiantes

El estudio de factores que interfieren en el metabolismo de los ácidos grasos en rumen es de suma importancia ya que tiene influencia sobre los ácidos grasos poliinsaturados presentes en la carne de rumiantes para el consumo humano y su variación está relacionada con la dieta de los animales (Buccioni *et al.*, 2012).

La modificación del perfil de ácidos grasos en rumiantes es de mayor complejidad que en no rumiantes dado que el 90 % de los ácidos grasos insaturados que contiene la dieta derivan en ácidos grasos saturados durante los procesos metabólicos en el rumen (Cividini *et al.*, 2014).

Los lípidos presentes en la dieta de los rumiantes pasan por dos procesos de transformación en el rumen. El primero consiste en la hidrólisis por medio de lipasas microbianas. Posterior a la hidrólisis hay una biohidrogenación de los ácidos grasos insaturados por las bacterias ruminales. Durante el proceso de lipólisis se liberan ácidos grasos y glicerol, mientras que durante el proceso de biohidrogenación se lleva a cabo la reducción de enlaces dobles de los ácidos grasos insaturados, ya sea los liberados del proceso de lipólisis o los que se encuentran presentes en la dieta, (Martínez *et al.*, 2010).

Durante el proceso de fermentación, los ácidos grasos insaturados presentes en la dieta son neutralizados, con el objetivo de no afectar la microbiota presente en rumen. Posteriormente, tras el proceso de biohidrogenación son transformados a ácidos grasos saturados (ácido esteárico), durante este proceso se pueden transformar en ácidos grasos *trans* y ácidos grasos conjugados (Reinhardt y Faris, 2014).

Se han identificado 32 especies de bacterias capaces de transformar ácidos grasos poliinsaturados (AGPI) a ácidos grasos saturados (SFA) por el proceso de biohidrogenación; por ejemplo, C18:1 a C18:0, *cis*-9 C18:1 y *trans*-11 C18:1 a 10-OH-C18:0 (Kim *et al.*, 2008; Moon *et al.*, 2008; Mckain *et al.*, 2010).

La biohidrogenación es un mecanismo de defensa de los microorganismos del rumen ante los efectos tóxicos de los ácidos grasos insaturados presentes en la dieta (linoleico, oleico, linolenico, principalmente) (Buccioni *et al.*, 2012).

Posterior a los dos procesos anteriormente descritos, los ácidos grasos sintetizados o ingeridos tienen dos destinos, su incorporación a triacilgliceroles como reserva de energía o la incorporación en los fosfolípidos de las membranas celulares (Camargo *et al.*, 2008). Los AG son absorbidos en proporciones diferentes a lo largo del intestino delgado (yeyuno): del 15 al 25 % son absorbidos en la parte alta y el 55 a 65 % en la parte baja del yeyuno (Bauchart, 1993). Su transporte a circulación sanguínea es a través de la formación de quilomicrones y lipoproteínas de baja densidad y liberados a través de la enzima lipoproteinlipasa para incorporarse en tejido subcutáneo y muscular (Martínez *et al.*, 2010).

4.6. Enzimas asociadas al metabolismo de ácidos grasos

Los cambios en la deposición de grasa son mediados por enzimas específicas importantes en la variación de las células y ácidos grasos presentes en tejido adiposo (Mendizabal *et al.*, 2007).

Dentro de las enzimas de importancia en el metabolismo lipídico se encuentran la acetil-CoA sintasa que participa en la síntesis de ácidos grasos de *novo*, Acetil-coenzima A carboxilasa enzima involucrada en la biosíntesis de ácidos grasos de cadena larga, además de catalizar la reacción en la cual Acetil-CoA pasa a Malonil CoA, este último es sustrato para la síntesis de ácido palmítico (Smith *et al.*, 2003; Urrutia *et al.*, 2015), ácido graso sintasa enzima que cataliza la síntesis de palmitato de Acetil-CoA a Malonil-CoA en presencia de NADH (Camargo *et al.*, 2008), lipoproteínalipasa enzima relacionada con la rapidez con la cual se lleva a cabo la hidrólisis de los triglicéridos y su proporción en tejido adiposo y muscular, además de ser importante en la diferenciación y maduración de los adipocitos (Dervishi *et al.*, 2011), Esteroil-CoA desaturasa enzima relacionada con la desaturación de los ácidos grasos y la enzima encargada de transformar Palmitoil-CoA y esteroil-CoA a Palmitoleoil y oleoil- CoA, además participar en la síntesis de ácido linoleico conjugado (CLA) (Griinari *et al.*, 2000; Mc Donald *et al.*, 2006). Sin embargo, la actividad de cada una de las enzimas descritas: Acetil-CoA carboxilasa, ácido graso sintasa, lipoproteínalipasa y esteroil-CoA se encuentra en función del nivel de expresión de los genes que codifica para estas enzimas clave en el metabolismo lipídico (Carcangiu *et al.*, 2013; Sanz *et al.*, 2015; Urrutia *et al.*, 2015).

4.6.1. Esteroil-CoA desaturasa (SCD)

SCD se localiza en el retículo endoplasmático (RE) en el cual los componentes proteínicos están en constante renovación y el periodo de vida media de una proteína en el RE en promedio es de dos días. SCD es de rápida degradación y su vida media en hígado es de 3 a 5 horas. Su degradación y síntesis es de suma importancia dado que participa en el mantenimiento de la proporción de ácidos grasos saturados a insaturados (Hodson y Fielding, 2013).

Esta enzima participa en la síntesis de ácidos grasos monoinsaturados (AGMI), se expresa altamente en tejido adiposo, hígado y glándula mamaria (Sadeghi *et al.*, 2015), además es la enzima responsable de la producción del 80 % de isómeros de ácido linoleico conjugado (CLA, *cis* 9, *trans* 11 C18:2) (Corl *et al.*, 2001).

La enzima esteroil-CoA desaturasa cataliza la desaturación de los ácidos grasos mediante una reacción oxidativa donde se introduce el primer enlace doble en la posición $\Delta 9$ (entre los carbonos 9 y 10). Para este proceso es necesario el aporte de electrones, que son dados por NAD (P) H, por medio de NADH-citocromo b5 reductasa a b5 citocromo y terminar con $\Delta 9$ desaturasa (James, 1995).

4.7. Relación de la expresión génica con enzimas asociadas al metabolismo de ácidos grasos

Se han realizado estudios donde se asocia la expresión de genes importantes para el metabolismo de ácidos grasos, asociados a la síntesis de enzimas que participan en su metabolismo (Alvarenga *et al.*, 2016). Algunas de las enzimas consideradas importantes son: ácido graso desaturasa (FADS), acetil-CoA carboxilasa (ACC),

estearoil-CoA desaturasa (SCD), carnitina palmitoiltransferasa 1 (CPT1), entre algunas otras (Alvarenga *et al.*, 2015).

Dentro de los genes que participan en el metabolismo de los ácidos grasos y deposición de estos en el músculo se encuentra el gen, lipoproteinlipasa (LPL), ácido graso saturasa (FANS), Leptina (LEP), acetil-CoA carboxilasa (ACACA), carnitina palmitoiltransferasa 1 (AMPK-cinasa), SCD y algunos factores de transcripción (Bakhtiarizadeh *et al.*, 20013; Carcangiu *et al.*, 2013; Alvarenga *et al.*, 2015; Urrutia *et al.*, 2015).

En rumiantes la composición de los ácidos grasos puede verse afectada por diversos factores, raza, sexo, dieta y factores genéticos (Yousefi *et al.*, 2012). En estas investigaciones en genética molecular se han enfocado en la identificación de genes asociados con la deposición de grasa y la composición de los ácidos grasos (Aali *et al.*, 2016). La enzima estearoil-CoA-desaturasa (SCD) juega un papel clave en la regulación en dichos procesos, cataliza la biosíntesis de ácidos grasos monoinsaturados (AGMI) a partir de los ácidos grasos saturados (Aali *et al.*, 2016; Igal, 2016).

Se ha asociado el gen SCD con el incremento de ácido linoleico conjugado (CLA) en leche de animales suplementados con aceite de cártamo y aceite de linaza (Li *et al.*, 2012).

4.8. Gen SCD y su relación con la composición de ácidos grasos

En diferentes especies de animales se han encontrado diferentes isoformas del gen; en la familia de roedores se reportan cuatro isoformas de SCD, SCD1 y SCD2 en

ratas, SCD1, SCD2 y SCD3, en hamsters y en ratones SCD1. En humanos dos SCD 1 y SCD 5, el primero altamente expresado en tejido adiposo y el segundo en cerebro y páncreas (Lengi *et al.*, 2008), la isoforma SCD5 ha sido reportada en bovinos (Lengi *et al.*, 2007).

En ovinos el gen SCD es un candidato posicional y funcional para rasgos cuantitativos (QTL) y se detecta en el cromosoma 22 para el CLA (Miari *et al.*, 2007; Carta *et al.*, 2008).

El gen SCD codifica para la enzima Stearoil-CoA desaturasa; en rumiantes un cambio en la codificación o regulación en su secuencia puede generar alteraciones en la actividad enzimática, dando como resultado variación en el perfil de ácidos grasos contenidos en leche y carne (García *et al.*, 2009).

La proteína-1c (SREBP-1c) es importante en la regulación de la transcripción del gen SCD y es altamente sensible a esteroides los cuales intervienen con la maduración de la proteína SREBP-1c. Se encuentra en la membrana de RE de varios tejidos y participa principalmente en la transcripción de genes relacionados con el metabolismo de ácidos grasos (Hodson y Fieding, 2013).

4.9. Influencia de los nutrientes en la expresión de genes

El Proyecto del Genoma Humano (HGP) concluye que los nutrientes contenidos en la dieta de los individuos tienen un impacto sobre su salud (Sales *et al.*, 2014). Con base en dicha conclusión se generan postulados en los cuales se busca conocer si la expresión de genes está en función del proceso metabólico, con el genotipo del individuo, el medio ambiente y el nutriente, o bien, entender el proceso de interacción

gen/nutriente (Cozzolino *et al.*, 2013). Para estudiar la interacción gen / nutriente se dio origen a la nutrigenómica que se enfoca en el efecto de los nutrientes sobre el genoma, proteoma y metaboloma (Sales *et al.*, 2014).

La nutrigenómica podría representar una herramienta de gran utilidad para diferentes áreas relacionadas con el cuidado de la salud humana, dado que representa la posibilidad de prevenir enfermedades relacionadas con nutrientes de la dieta y generar estrategias nutricionales que permitan obtener alimentos o nutrientes que tengan un efecto benéfico sobre la salud humana (Pavlidis *et al.*, 2015).

En ese contexto los ácidos grasos linoleico y linolénico son esenciales y se deben suministrar en la dieta de los animales, sin embargo, en rumiantes por el proceso de biohidrogenación el 25 % de estos ácidos grasos pasan a duodeno como C18:1 *iso trans* y se estima que el 59.9 % es transformado a ácido esteárico (C18:0) (Hodson y Fielding, 2013; Bessa *et al.*, 2015). El ácido esteárico es el sustrato principal del gen SCD en conjunto con el ácido palmítico (Hodson y Fielding, 2013). Por tanto, la cantidad y el tipo de lípidos incluidos en la dieta de los animales (aceites o semillas oleaginosas) podrían afectar la acumulación de C18:1 y C18:0 (Bessa *et al.*, 2015) y representan una alternativa para mejorar la acumulación de ácidos grasos esenciales en la carne de rumiantes (Dervishi *et al.*, 2011; Gloria *et al.*, 2014; Urrutia *et al.*, 2015).

4.9.1. Linaza

La semilla de linaza es rica en AGPI (C18:3) y se ha demostrado que tiene influencia en la síntesis de ácidos grasos *de novo* y monoinsaturados (Corrazzin *et al.*, 2013; Urrutia *et al.*, 2015).

La suplementación con linaza tiene un efecto en la composición de ácidos grasos, se ha observado un incremento en el ácido linoleico y ácidos grasos de cadena larga, además de influir en la expresión de algunos genes involucrados en el metabolismo de ácidos grasos (Chen *et al.*, 2010; Herdman *et al.*, 2010). Arana *et al.* (2010), Corrazzin *et al.* (2013) y Urrutia *et al.* (2015) reportan efecto de la suplementación con linaza sobre la expresión del gen SCD y en ambos trabajos de investigación se observó un descenso en la expresión del gen.

4.9.2. *Saccharomyces cerevisiae*

Saccharomyces cerevisiae (Sc) se caracteriza por un perfil lipídico constituido por 75.42 a 80.25 % de ácidos grasos insaturados (Palmitoleico y oleico), por lo cual representa una fuente alterna de ácidos grasos insaturados (Tronchoni *et al.*, 2012). Por otro lado, Sc contiene el gen delta-9 desaturasa (OLE1) y la enzima para la cual codifica es estructuralmente similar a la de los mamíferos, homologa a citocromo b5, por lo cual la enzima es funcional en ausencia de este (Scott y Ozols, 2003). Se han reportado factores que interfieren en la expresión de los genes OLE1 (Sc) y SCD (corderos), por ejemplo, se reporta que al suplementar corderos con Sc a diferentes niveles pudiese generar la supresión del gen SCD por la presencia de los ácidos grasos de la levadura (Cortés *et al.*, 2009; Gloria *et al.*, 2014)

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Localización

El estudio se realizó en las instalaciones de la Unidad Metabólica de la Granja Experimental del Colegio de Postgraduados, en Montecillo, Texcoco, Estado de México, ubicado a 9° 21' de Latitud Norte y 98° 53' de Longitud Oeste, a una altura de 2250 msnm. El clima es templado subhúmedo con lluvias en verano, la precipitación promedio anual es de 644.8 mm, y la temperatura media anual es de 15°C (García, 1988).

5.2. Animales y tratamientos

El experimento tuvo una duración de 74 días de los cuales 14 días correspondieron al periodo de adaptación.

Se utilizaron 40 corderos machos de la raza Hampshire de 24.816 ± 1.286 kg PV inicial, los cuales fueron desparasitados al inicio del experimento con Ivermectina (Iverful F[®], 1 mL 50 kg PV⁻¹ vía subcutánea) y 28 días después con Sulfoxido de albendazol (Koptisin[®], 1 mL 5 kg⁻¹ PV vía oral) y vitaminados con ADE MAX[®] (2 mL por animal vía intramuscular) y Catosal[®] (3 mL animal⁻¹ vía intramuscular), inmunizados contra *Clostridium sp.* y *Pasteurella sp.* (Barvac 10 ways[®], 1 mL animal⁻¹) y distribuidos aleatoriamente en cuatro tratamientos.

Los tratamientos (T) experimentales evaluados fueron T1: 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2: 75 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3: T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ *Saccharomyces cerevisiae* (Sc) y T4: T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc, y

se asignaron diez animales por tratamiento (Cuadro 1). Los animales fueron alojados en jaulas individuales (1.7 m x 0.7 m x 1.0 m). Se ofreció alimento a libre acceso a razón de 5 % del peso vivo del animal, asignado en dos porciones al día (8:00 y 15:00 h). De acuerdo con el consumo de materia seca de los corderos se determinó la proporción de 5% de linaza la cual se le adiciono y mezclo con el resto de los ingredientes de la dieta previo a la alimentación de los corderos. La levadura *Sc* fue proporcionada de manera individual previo a la alimentación.

Cuadro 1. Ingredientes, composición química y perfil de ácidos grasos de las dietas experimentales

Ingrediente	%			
	T1	T2	T3	T4
Alfalfa	20	20	20	20
Concentrado comercial	80	75	80	75
Linaza	0	5	0	5
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>			*	*
Composición nutricional				
Materia seca	90.48	90.71	90.92	91.15
Proteína	17.41	17.4	17.54	17.53
Extracto etéreo	4.31	5.89	4.35	5.92
FDN	30.05	30.95	30.27	31.17
FDA	20.77	20.91	20.89	21.04
Cenizas	11.36	11.05	11.38	11.07
EM (cal/kg)	2980	2955	2980	2955
Composición lipídica, %				
C12:0	0.44	0.41	0.44	0.41
C14:0	0.22	0.22	0.22	0.22
C16:0	17.79	17.32	17.80	17.32
C18:0	2.57	2.64	2.57	2.64
ΣC18:1 <i>iso trans</i>	0.42	0.42	0.42	0.42

C18:1	25.26	24.68	25.28	24.69
C18:2	41.37	39.80	41.39	39.83
C18:3	10.79	13.40	10.79	13.40
C20:0	0.61	0.59	0.61	0.59
Cis-11-Eicosenoic	0.26	0.25	0.26	0.25

*Yea sac¹⁰²⁶ 5 g animal⁻¹ d⁻¹, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc.

5.3. Variables evaluadas

5.3.1. Composición química de las dietas

Se recolectaron muestras representativas del alimento ofrecido a los corderos, las cuales fueron deshidratadas en una estufa de aire forzado a 50°C por 24 horas y procesadas en un molino Wiley (USA) con criba de 1 mm. En las muestras de alimento se determinó el contenido de materia seca (MS), proteína total (PT) y cenizas (AOAC, 2005), fibra detergente neutro (FDN) y ácido (FDA) utilizando los protocolos de ANKOM Technology. La determinación de extracto etéreo en muestras del alimento se realizó según la metodología descrita por Nielsen (2010). El perfil bromatológico y perfil de ácidos grasos realizado en las muestras se presenta en el Cuadro 1.

5.3.2. Comportamiento productivo

El consumo de materia seca del alimento (g d⁻¹) se calculó como la diferencia entre el alimento ofrecido y el rechazado en un periodo de 24 horas por 74 días. Para ajustar los datos a materia seca, se recolectaron muestras de alimento y se determinó el contenido de humedad (AOAC, 2009). El cambio de peso vivo (g d⁻¹) se determinó mediante el pesaje de los animales al inicio del experimento y posteriormente cada 14

días durante cuatro periodos, antes de ofrecer el alimento por la mañana. La ganancia diaria de peso se estimó mediante la división del peso ganado y el número de días comprendidos en el periodo (14 días). La conversión alimenticia se calculó como la relación entre la cantidad de alimento consumido y la ganancia de peso vivo durante cada periodo de prueba, con la siguiente ecuación: $CA = CMS/GDP$.

5.3.3. Espesor de grasa dorsal y área del músculo *Longissimus dorsi*

Se utilizó un equipo de ultrasonografía Sonovet 600 (Universal Medical System, USA) con un transductor de 7.5 Mhz. La medición se realizó entre la 12^a y 13^a costilla a los 30 y 60 días del periodo experimental. Los resultados de las lecturas se obtuvieron en milímetros de grasa dorsal y milímetros cuadrados para el área del ojo de la costilla (Delfa *et al.*, 1995).

5.3.4. Colesterol en plasma sanguíneo, lipoproteínas de baja densidad (LDL), lipoproteínas de alta densidad (HDL) y triglicéridos

En el día 57 del periodo experimental se tomó una muestra de sangre por punción de la vena yugular con el fin de evaluar los niveles de metabolitos lipídicos en plasma sanguíneo. La extracción de sangre se realizó con agujas y tubos vacutainer y la muestra se almacenó en un contenedor con hielo, posteriormente se centrifugó a 3200 x g durante 20 min para separar el suero sanguíneo, el cual fue congelado a -20 °C para su posterior análisis.

Para la determinación de metabolitos lipídicos se utilizaron kits de la casa comercial SPINREACT® (Colesterol-LQ, HDL Colesterol P, Triglicéridos-LQ, LDL Colesterol D).

5.3.4.1. Colesterol total (CT). Se tomaron 10 μL de muestra (suero) y 1 mL de solución R (PIPES pH 6.9, 90 mM L^{-1} , fenol 26 mM L^{-1} , colesterol esterasa 1000 UL^{-1} , colesterol oxidasa 300 U L^{-1} , peroxidasa 650 U L^{-1} ; 4-Aminofenazona 0.4 mmol L^{-1}). Se mezcló y se dejó incubar durante 5 min a 37°C posteriormente se realizó la lectura de la absorbancia en un espectrofotómetro modelo CARY 1E (Varian, USA) a 505 nm.

5.3.4.2. Lipoproteínas de alta densidad (HDL). Se tomó 1 mL de muestra más 100 μL de reactivo precipitante (ácido fosfotúngstico 14 mM L^{-1} : cloruro magnésico 2 mM L^{-1}) se mezcló la muestra y se dejó reposar durante 10 min a temperatura ambiente, posteriormente se centrifugo 2 min a 10464.5 x g, se obtuvo el sobrenadante y se siguió el procedimiento para CT.

5.3.4.3. Lipoproteínas de baja densidad (LDL). Se tomaron 20 μL de muestra y 750 μL de solución R1 (tampón PIPES pH 7.0, 50 mM L^{-1} , colesterol esterasa $\geq 600 \text{ U L}^{-1}$, colesterol oxidasa $\geq 500 \text{ U L}^{-1}$, catalasa $\geq 600 \text{ KU L}^{-1}$, TOOS 2 mM L^{-1}) se mezcló la muestra y se incubo a 37°C durante 5 min. Se le adicionaron 250 μL de solución R2 (tampón PIPES pH 7.0, 50 mM L^{-1} , 4- aminoantipirina 4 mM L^{-1} , peroxidasa $\geq 4 \text{ KU L}^{-1}$), se mezcló la muestra y se incubó durante 5 min a 37 °C y se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 600 nm en un espectrofotómetro modelo CARY 1E (Varian, USA).

5.3.4.4. Triglicéridos (TG). Se tomaron 10 μL de muestra y se le adiciono 1 mL de solución R (GOOD pH 6.3, 50 mM L^{-1} , p-clorofenol 2 mM L^{-1} , lipoproteína lipasa 150000 U L^{-1} , glicerol quinasa 500 U L^{-1} , glicerol-3-oxidasa 3500 U L^{-1} , peroxidasa 440 U L^{-1} , 4- aminofenazona 0.1 mM L^{-1} , ATP 0.1 mM L^{-1}) se mezcló y se incubó durante 5 min a 37 °C y se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 505 nm en un espectrofotómetro modelo CARY 1E (Varian, USA, Trinder, 1969). Para la lectura se utilizaron cubetas de paso de luz desechables de 1 mL.

5.3.5. Características fisicoquímicas de la canal y de la carne

Al final del estudio los corderos fueron sacrificados y se obtuvo el rendimiento en canal dividiendo el peso de la canal caliente entre el peso vivo vacío del animal, expresado en porcentaje. La medición de pH de la canal se realizó con un potenciómetro de punta para carne (Hanna, HL99163) tomando lecturas entre la 12^a y 13^a costilla al momento del sacrificio y a las 24 h *postmortem*. Para determinar el color de la carne se utilizó el sistema Hunter Lab para medir la luminosidad (L) y tonalidad (a: rojo a verde y b: azul amarillo) con lecturas a las 24 h. La capacidad de retención de agua se realizó por medio del método de centrifugación, para lo cual se cortaron trozos de carne cruda (5 g) y se colocaron en tubos para centrifuga de 50 mL. A la muestra se le adicionaron 8 mL de cloruro de sodio (NaCl 0.6 M) y se agitó con una varilla de vidrio por de 1 min. Se dejó reposar durante 30 min en baño de hielo y en refrigeración a 4 °C, posteriormente se retiró de refrigeración y se realizó una segunda agitación por 1 min. Se centrifugo a 10000 x g durante 15 min a 4 °C. El sobrenadante se vertió en una bureta para medir su volumen (Pérez y Ponce, 2013).

5.3.6. Perfil de ácidos grasos

El perfil de ácidos grasos en alimento, *Saccharomyces cerevisiae*, linaza, tejido muscular, tejido adiposo y heces se determinó con base a las técnicas descritas por Palmquist y Jenkins (2003), Jenkins (2010) y Cesaro *et al.* (2013). Para determinar el perfil de ácidos grasos en músculo (*Longissimus dorsi*) y tejido adiposo subcutáneo (10^a y 13^a vértebra lumbar) se tomó una muestra de ambos tejidos al sacrificio de los corderos. Se pesó 0.5 g (ingredientes de la dieta, tejido muscular y heces) y 2 g (tejido adiposo) de muestra, se agregaron 2 mL de metóxido de sodio en metanol (0.5 M, Cat. 403067, Sigma) y se agitó en vórtex (Mixer, USA) y se incubó en baño María a 50°C por 10 min. La muestra se dejó enfriar por 5 min y se añadieron 3 mL de ácido clorhídrico metanólico (5 %, 1.37 M, Sigma, Cat. 33050-U), se agitó en vórtex e incubó en baño María a 78 °C por 12 min. Se dejó enfriar por 7 min y se añadieron 3 mL de hexano (J.T.Baker, Cat. 9309-02) y 5 mL de K₂CO₃ (6 %, 0.43 M, Merck, Cat. 409449). La muestra se agitó en vórtex y se centrifugó a 2500 x g por 5 min, se extrajo la fracción de hexano (sobrenadante) y se vació en un tubo de polipropileno (16 mL) agregando 0.5 g de sulfato de sodio (Sigma, Cat. S-6264) y 0.1 g de carbón activado (J.T.Baker, Cat. E345-07). La muestra se agitó en vórtex y se centrifugó a 1500 x g por 5 min. La fase limpia de hexano se extrajo y se pasó a través de microfiltros (17 mm-0.45 µm, Titan, Cat. 44513-N) a un vial para cromatografía (Thermo Scientific, Cat. C4000-2W).

Las muestras se analizaron en un cromatógrafo de gases (HP 6890, USA) provisto con inyector automático (HP 7683, USA) y charola de muestras con automuestreador. Se utilizó una columna capilar Supelco SPTM 2560 (USA) de 100 m x 0.25 mm x 0.2 µm a una presión de 199.94 kPa. Las condiciones del detector fueron:

flujo de aire de 330 mL min⁻¹, flujo de hidrógeno de 33 mL min⁻¹ a una temperatura de 260 °C, las condiciones del inyector (250°C) fueron: helio como gas acarreador con un Make up de 18 mL min⁻¹ a una presión de 199.94 kPa y un tiempo de corrida de 62 min. La rampa de temperatura fue: rampa 1: velocidad de 1°C min⁻¹, temperatura de 140°C, tiempo de 2.95 min, rampa 2: velocidad de 3°C min⁻¹, temperatura de 210°C, rampa 3: velocidad de 0.7°C min⁻¹, temperatura de 235°C. Para la identificación de los tiempos de retención de los esteres metílicos se utilizó el estándar C4 – C24 (Supelco, 18919).

5.3.7. Expresión de la proteína estearoil-CoA desaturasa (SCD)

Se extrajeron 100 gramos del músculo *Longissimus dorsi* derecho y tejido adiposo subcutáneo, las muestras se dividieron en dos porciones: una fue utilizada para determinar la composición de ácidos grasos y la otra porción se utilizó para el análisis de la expresión de la proteína Δ 9-desaturasa. Las muestras de la primera porción una vez recolectadas, se transportaron al laboratorio en hielo seco y se conservaron a -20°C hasta su análisis. Las muestras de la segunda porción fueron vertidas en nitrógeno líquido por 90 seg, se envolvieron individualmente en papel aluminio y fueron almacenadas en hielo seco para su traslado al laboratorio, donde fueron almacenadas a -80 °C en un ultracongelador 88000 (Thermoscientific, USA).

5.3.7.1. Aislamiento de microsomas

Los microsomas se aislaron por centrifugación diferenciada (Vasta *et al.*, 2009), a partir de 5 g de tejido del músculo *Longissimus dorsi* previamente conservado a – 80 °C. El tejido fue homogenizado en 25 mL de buffer de extracción Tris-sacarosa (Tris-

HCl 10 mM, sacarosa 250 mM, pH 7.4) y centrifugado a 13,500 g durante 10 min. El sobrenadante que contenía las fracciones citosólicas y microsomales fue colectado, y su volumen se midió para adicionar la cantidad de CaCl₂ (J.T. Baker, Cat. F45337) necesaria para una concentración final de 8 mM. El pellet microsomal fue obtenido por centrifugación a 17,500 g por 1 h. Se descartó el sobrenadante y el pellet resultante se resuspendió en un buffer que contenía KCl (150 mM, Merck, Cat. 409449) y Tris-HCl (10 mM, pH 7.4, Promega, Cat. H5131). La solución resuspendida se transfirió a un tubo Eppendorf nuevo de 1.5 mL. La concentración de la proteína microsomal se midió en un BioPhotometer (Eppendorf, USA), utilizando albumina sérica de bovino como estándar para determinar la curva de calibración (concentraciones: 0; buffer de resuspensión, 1.5, 3 y 4.5 mg mL⁻¹). Las muestras se midieron en una dilución 1:20, utilizando celdas desechables y un volumen de 1 mL. Se registró el valor de absorción A₂₈₀ corregido por el factor de turbidez A₃₂₀. Las concentraciones de proteína microsomal se reportaron en µg µL⁻¹.

5.3.7.2. Limpieza de las proteínas microsomales

A 50 µg de muestra se adicionaron 200 µL de ácido tricloroacético (ATA, 15 %, J.T. Baker, Cat. 0414-01). Se incubó a 4 °C por 1 h y se centrifugó a 13,000 g por 15 min. Se descartó el sobrenadante y se lavó el precipitado dos veces con 1 mL de acetona y entre cada lavado, se centrifugó a 13,000 g por 5 min. Se descartó el sobrenadante y finalmente se realizó otro lavado con 1 mL de solución acetona: agua (9:1), se centrifugó a 13,000 g durante 5 min, se desechó el sobrenadante y se dejó secar durante 1 h en campana de flujo con la tapa del tubo abierta. Las muestras se almacenaron a -20 °C hasta su análisis.

5.3.7.3. SDS-PAGE

A las muestras de proteína microsomal previamente tratadas con ATA-acetona, se les adicionó 25 μ L de buffer no reductor (Buffer no reductor 1x: amortiguador del gel superior, Tris-HCl 0.25 M, pH 6.8, 59.5 mM; SDS, 10 %, azul de bromofenol (Sigma, Cat. B8026), glicerol y agua)]. De esta manera, 4 μ L buffer reductor más la proteína microsomal fueron separados en un gel de stacking [gel inferior 10 %: 20.25 mL de agua desionizada; 12.5 mL de amortiguador separador, Tris-HCl 1.5M; 500 μ L de SDS al 10 %; 16.75 mL de acrilamida (Promega, Cat. V3115)/bisacrilamida (Promega, Cat. V3141) (29.2:0.8); 200 μ L de APS y 45 μ L de Temed; gel superior 4 %: 12 mL de agua desionizada; 5.04 mL de amortiguador separador; 264 μ L de SDS al 10 %; 2.64 mL de acrilamida/bisacrilamida (29.2:0.8); 167 μ L de APS y 23 μ L de Temed] y se corrieron a 70 V durante 10 min, para que la muestra entrara y después a 150 V durante 50 min, con un buffer de corrida TBE 1x (Tris base, 0.09 M; ácido bórico, 0.09 M; EDTA, 2 mM; SDS, 0.1 %; pH 8.0-8.3). Se utilizó como referencia de peso el marcador HyperPage Prestained Protein Marker (1.2 μ L, Bioline, Cat. 33060). Al término de la corrida, el gel se fijó con 200 mL de solución de etanol al 10 % y ácido acético al 0.5 %, por 5 min. Se desechó la solución y se enjuagó dos veces con agua destilada, después se tiñó con 250 mL de solución de nitrato de plata al 0.15 % (Sigma, Cat. 209139) por 8 min. Se recuperó la solución y el gel se enjuagó con agua destilada; el bandeo se reveló con una solución de NaOH (3 %) y formaldehído (0.5 %) hasta que las bandas fueran visibles, se desechó la solución y se enjuago el gel tres veces con agua destilada, finalmente se le agregaron 200 μ L de solución EDTA (3 %, J.T. Baker, Cat. 4040-04).

5.3.7.4. Expresión de la proteína estearoil-CoA desaturasa (SCD)

Una vez revelado el gel se procedió a fotodocumentar (MagorScience, USA), y la expresión de la proteína SCD se determinó por densidad, mediante el programa SmartView Pro 1100 Imager System.

5.4. Análisis de datos

Se utilizó un diseño completamente al azar con 10 repeticiones por tratamiento. Las variables de estudio se analizaron mediante un PROC GLM de SAS (2013) utilizando como covariable el peso vivo inicial para el consumo de materia seca (CMS), ganancia diaria de peso (GDP) y conversión alimenticia (CA); así mismo, para las variables espesor de grasa dorsal (EG) y área del músculo *L. dorsi* (AML) se utilizó como covariable EG y AML inicial. La comparación de medias se realizó mediante la prueba de Tukey (Steel *et al.*, 1997). Se determinó el coeficiente de correlación entre la densidad de expresión de la enzima esteroil-CoA desaturasa y el perfil de ácidos grasos de la carne y tejido adiposo mediante el procedimiento CORR de SAS (2013).

El Modelo estadístico fue el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + T_i + \beta (X_{ij} - X_{...}) + \xi_{ijk}$$

Dónde: Y_{ij} = observación j-ésima bajo el tratamiento i-ésimo

μ = media general

T_i = efecto del i-ésimo tratamiento

β = Coeficiente de regresión estandarizado

ξ_{ijk} = error experimental

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. Comportamiento productivo

El Cuadro 2 presenta los resultados del comportamiento productivo de corderos suplementados con *S. cerevisiae* o linaza y se observa que no hubo diferencias ($P>0.05$) entre tratamientos en el consumo de materia seca.

Cuadro 2. Comportamiento productivo de corderos suplementados con *Saccharomyces cerevisiae y linaza**

Variable	T1	T2	T3	T4	EEM
Peso inicial, kg	23.570	25.527	24.783	25.387	0.602
Peso final, kg	41.880 ^a	43.840 ^a	41.720 ^a	37.145 ^b	0.850
GDP, g d ⁻¹	339.10 ^a	339.10 ^a	313.60 ^a	217.60 ^b	0.011
CMS, kg d ⁻¹	1.4104	1.3295	1.4273	1.2240	0.030
CA	4.1845 ^b	3.9593 ^b	4.5757 ^b	6.0439 ^a	0.1710

*Yea Sacc¹⁰²⁶ Alltech, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc, GDP = Ganancia diaria de peso, CMS = Consumo de materia seca, CA = Conversión alimenticia

^{a, b, c}: Medias con diferente literal en la misma fila indican diferencia estadística (Tukey, $P<0,05$).

Sin embargo, se registró diferencias ($P< 0.05$; Cuadro 2) para el peso final, GDP y CA, con un efecto negativo sobre las variables evaluadas al combinar *S. cerevisiae* y linaza en el T4.

Los datos del presente estudio son congruentes con los reportados por Urrutia *et al.* (2015) quienes no observaron diferencias en el comportamiento animal de corderos Navarra, al suplementar con linaza o semilla de chía. En el estudio realizado

por Benítez *et al.* (2015) evaluaron la inclusión grasa hidrogenada y aceite de girasol en la dieta para corderos, los tratamientos evaluados se formularon con dietas isoenergéticas e isoproteínicas por lo cual no se afectó en el consumo de materia seca, resultando similar a los observado en el presente estudio y son congruentes con los reportados en otras investigaciones (Dervishi *et al.*, 2011: Urrutia *et al.*, 2015: Ghafarí *et al.*, 2016). La suplementación con microalga proporciona alto contenido de PUFA (C18:2) y tiene efecto negativo sobre el comportamiento productivo (GDP y el peso final) de los corderos (Díaz *et al.*, 2017), se observó menor peso y GDP en el tratamiento T4 y en los tratamientos T1 y T3 aun no existiendo diferencia estadística con el T2 se observan en los cuales la proporción de C18:2 es mayor con respecto al T2.

6.2. Colesterol total, triglicéridos y lipoproteínas (HDL Y LDL)

El uso de *S. cerevisiae* solo (T3) o en combinación con linaza (T4) en la dieta disminuyó ($P < 0.05$; Cuadro 3) los niveles de lipoproteínas HDL en plasma de corderos; sin embargo, no se encontraron diferencias ($P > 0.05$) entre tratamientos en las variables colesterol total (CT), triglicéridos (TG) y lipoproteínas de baja densidad (LDL).

Aali *et al.* (2016) evaluaron el perfil de ácidos grasos en dos genotipos de corderos (Chall y Zel) y su relación con el polimorfismo del gen SCD y observaron resultados similares a los obtenidos en el presente estudio en metabolitos lipídicos. La presencia de AGPI en la dieta puede actuar como supresor de colesterol, también los n-3 AGPI disminuyen la concentración de triglicéridos en plasma sanguíneo, contrario a lo que ocurre con n-6 AGPI (Majewska *et al.*, 2016).

Cuadro 3. Niveles de colesterol, triglicéridos y lipoproteínas en plasma de corderos suplementados con *Saccharomyces cerevisiae y linaza**

Variable	T1	T2	T3	T4	EEM
CT	51.942	49.646	51.426	44.620	2.4091
TG	12.847	15.678	6.075	7.006	1.4322
HDL	43.012 ^a	34.861 ^a	8.435 ^c	22.694 ^b	3.0788
LDL	13.767	3.704	4.151	11.055	1.5222

*Yea Sacc¹⁰²⁶ Alltech, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc, CT = Colesterol total, TG = Triglicéridos, HDL = Lipoproteínas de alta densidad, LDL = Lipoproteínas de baja densidad.

En otro estudio se determinó el efecto de la inclusión de aceite de ajonjolí sobre los cambios en metabolitos lipídicos en plasma, reportaron incrementos en HDL, en los grupos de corderos donde se utilizaron dos niveles de inclusión el aceite de ajonjolí; así mismo, se reportaron incrementos en los niveles de colesterol total (Ghafarí *et al.*, 2016). Los resultados de los estudios mencionados y los que se reportan en el presente estudio son congruentes con lo sustentado por Majewska *et al.* (2016) explicándose por las proporciones de C18:2 n-6 aportadas en las dietas evaluadas.

6.3. Características fisicoquímicas de la canal y de la carne

Las características fisicoquímicas de la canal y de la carne se presentan en el Cuadro 4 y sólo existió diferencia (P<0.05) entre tratamientos en el área del músculo *L. dorsi* (P<0.05), donde el grupo de animales de los T2 y T3 presentaron el valor más alto (P<0.05) con respecto al T4. Para el resto de las características evaluadas no se observaron diferencias entre tratamientos (P>0.05).

Cuadro 4. Características fisicoquímicas de la canal y de la carne de corderos suplementados con *Saccharomyces cerevisiaey linaza**

Variable	T1	T2	T3	T4	EEM
AML, mm ²	1033 ^{ab}	1052 ^a	1055 ^a	9463 ^b	0.154
EG, mm	2.900	3.000	2.800	2.800	0
PCC, kg	20.144	21.295	20.630	18.135	0.460
RCC, %	54.383	53.826	54.052	54.058	0.425
pH a 0 h	6.667	6.402	6.540	6.472	0.041
pH a 24 h	6.145	5.738	5.677	5.738	0.081
Color					
L	41.178	41.011	41.360	42.471	0.362
a	20.408	20.679	20.426	20.890	0.146
b	4.087	4.052	3.682	4.311	0.139
CRA, mL 100 g ⁻¹	12.222	12.900	16.200	14.700	0.684

*Yea Sacc ¹⁰²⁶ Alltech, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc, AML = Área del músculo *Longissimus*, EG = Espesor de grasa, PCC = Peso canal caliente, RCC = Rendimiento en canal caliente, EEM = Error estándar de la media

a, b, c: Medias con diferente literal en la misma fila indican diferencia estadística (Tukey, P<0,05).

Estos resultados son congruentes con los reportados por Aali *et al.* (2016) donde no hubo efecto del gen SCD sobre las características de la canal de los corderos. En otro estudio realizado por Parvar *et al.* (2017) en corderos suplementados con aceite de pescado, canola y soya, no se encontraron diferencias en el rendimiento canal caliente y en la capacidad de retención de agua. En trabajos de investigación donde se adicionó a la dieta suplementos lipídicos, no se reportan diferencias en el comportamiento productivo y calidad de la canal, ni en el tipo de ácidos grasos

insaturados depositados en la canal (Dervisih *et al.*, 2011; Urrutia *et al.*, 2015; Realini *et al.*, 2017).

6.4. Expresión de la proteína estearoil CoA- desaturasa y perfil de ácidos grasos en el músculo *Longissimus dorsi* y tejido adiposo subcutáneo

Del porcentaje total de esteres metilados en el músculo *L. dorsi* de cordero sólo se encontraron diferencias ($P < 0.05$) en los ácidos grasos cáprico, mirístico, palmitoleico, linoleidico y linolénico (Cuadro 5), siendo este último el de mayor concentración en los tratamientos T2 y T4 en los cuales se adicionó linaza como suplemento .

Cuadro 5. Perfil de ácidos grasos (% del total de esteres de ácidos grasos metilados) del músculo *Longissimus dorsi* de corderos complementados con *Saccharomyces cerevisiae y linaza**

Ácidos grasos	T1	T2	T3	T4	EEM
Cáprico	0.1245 ^b	0.1538 ^{ab}	0.1527 ^{ab}	0.2161 ^a	0.0097
Mirístico	2.2933 ^b	2.5350 ^{ab}	2.6621 ^{ab}	2.9836 ^a	0.0830
Miristoleico	0.0620	0.0683	0.1305	0.0820	0.0098
Pentadecanoico	0.4542	0.3379	0.4215	0.3598	0.0248
Palmítico	23.8684	24.1270	25.0557	25.6045	0.2720
Palmitoleico	2.0139 ^{ab}	1.7984 ^b	2.3196 ^a	1.8921 ^b	0.0514
Heptadecanoico	1.4452	1.1796	1.3851	1.2335	0.0447
c-10 Heptadecanoico	0.9417	0.7690	0.9674	0.7713	0.0361
Esteárico	14.7280	14.5288	13.5318	14.8226	0.2540
ΣC18:1 <i>iso trans</i>	7.6604	7.4985	6.1367	6.7269	0.3211
Oleico	36.108	36.226	36.957	34.673	0.5000
Linoleidico	0.3322 ^{ab}	0.3501 ^{ab}	0.2456 ^b	0.4697 ^a	0.0248

Linoleico	6.9423	6.7260	7.2181	6.3094	0.2588
Araquídico	0.0712	0.0787	0.0601	0.0712	0.0033
c11-Eicosenoico	0.1046	0.1044	0.0994	0.1048	0.0023
Linolénico	0.5728 ^b	1.3961 ^a	0.4798 ^b	1.1230 ^a	0.0751
c9, t11 CLA	0.5244	0.6083	0.4844	0.7056	0.0373
Araquidónico	1.8086	1.3867	1.7656	1.7920	0.1387

*Yea Sacc ¹⁰²⁶ Alltech, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc, EEM = Error estándar de la media

^{a, b, c}: Medias con diferente literal en la misma fila indican diferencia estadística (Tukey, P<0,05).

El Cuadro 6 presenta el perfil de ácidos grasos metilados en tejido adiposo y se observó mayor (P< 0.05) concentración de ácido linolenico en los tratamientos T2 y T4 en los cuales se utilizó linaza como suplemento alimenticio.

Cuadro 6. Perfil de ácidos grasos (% del total de esteres de ácidos grasos metilados) en tejido adiposo de corderos complementados con *Saccharomyces cerevisiae y linaza**

Ácidos grasos	T1	T2	T3	T4	EEM
Cáprico	0.1843	0.2472	0.2150	0.2641	0.0119
Mirístico	2.7649	3.0331	3.0996	3.2598	0.0953
Miristoleico	0.4816	0.1655	0.1482	0.3647	0.0770
Pentadecanoico	1.6070	1.4930	1.7537	1.0183	0.1349
Palmítico	21.8664	21.3759	22.4666	22.7111	0.3333
Palmitoleico	3.0419	2.5953	3.0760	2.1354	0.1436
Heptadecanoico	3.6060	3.2264	3.6905	2.6809	0.2074
Cis-10 Heptadecanoico	2.6633	1.9826	2.3326	1.2578	0.2344
Esteárico	13.024	13.407	11.648	15.969	0.6285
ΣC18:1 <i>iso trans</i>	12.046	11.132	10.976	10.132	0.4908

Oleico	32.722	33.252	33.861	31.809	0.4137
Linoleádico	0.4377	0.5908	0.3501	0.6617	0.0450
Linoleico	4.338	4.443	5.243	4.130	0.1721
Araquídico	0.0961	0.0930	0.0827	0.1170	0.0055
Cis 11- Eicosenoico	0.1396	0.1297	0.1539	0.1308	0.0045
Linolénico	0.5844 ^b	1.5079 ^a	0.5237 ^b	1.3139 ^a	0.0973
Cis 9, trans 11 CLA	0.8645	1.0596	0.9052	1.2031	0.0639
Araquidónico	0.4406	0.3571	0.2499	0.2204	0.0567

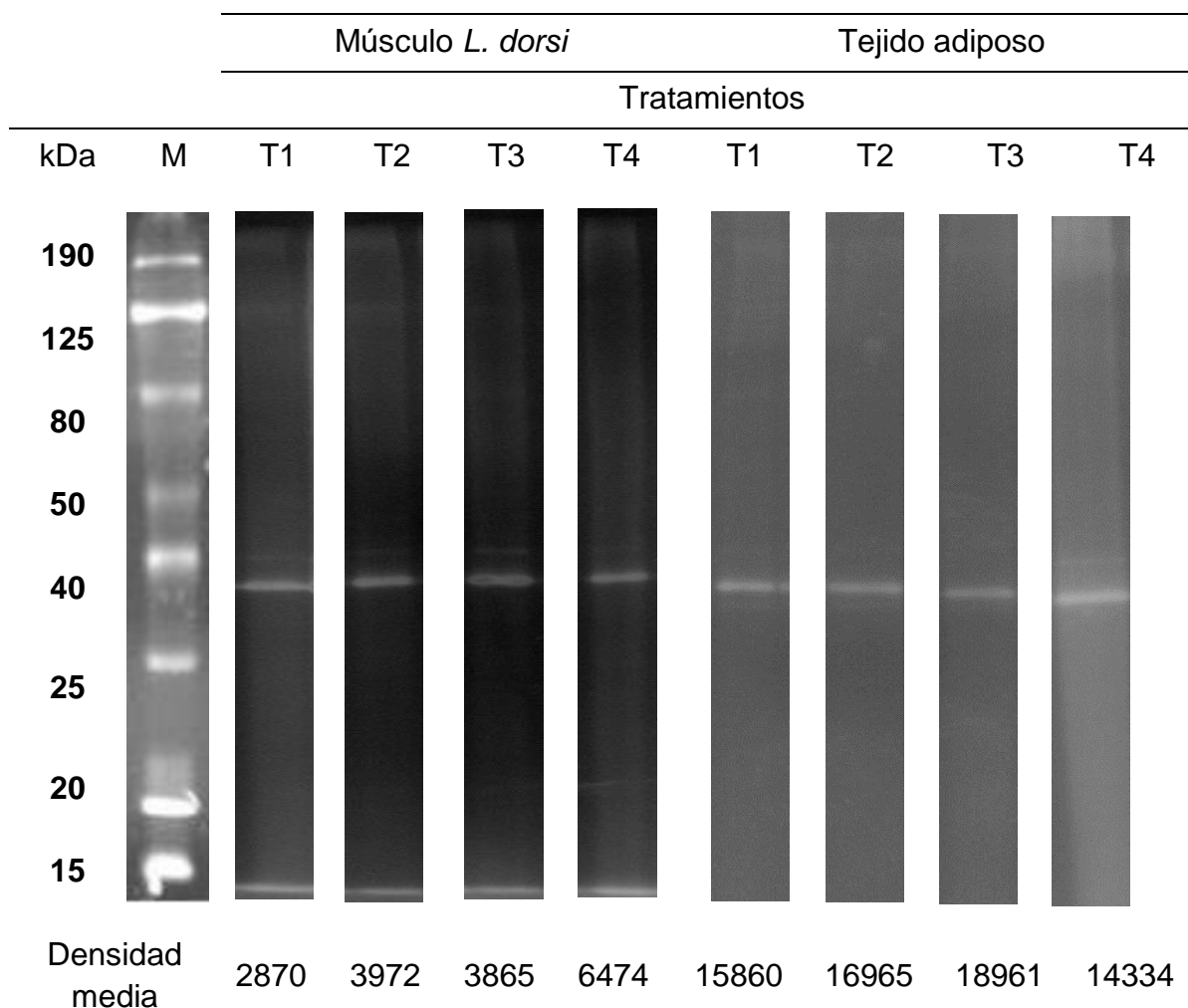
*Yea Sacc ¹⁰²⁶ Alltech, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina[®]) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina[®]), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc, EEM = Error estándar de la media.

a, b, c: Medias con diferente literal en la misma fila indican diferencia estadística (Tukey, P<0,05).

La expresión de la proteína estearoil-CoA desaturasa tanto en *L. dorsi* y tejido adiposo subcutáneo no se vio influenciada por efecto de los tratamientos evaluados (P>0.05, Cuadro 7).

La expresión de la proteína fue mayor en tejido adiposo subcutáneo en comparación con lo observado en músculo *L. dorsi*. La concentración del ácido oleico (C18:1), c11- eicosenoico y c9, t11 CLA se correlaciono con la expresión de la proteína en SCD en el *L. dorsi* y tejido adiposo subcutáneo (r = 0.53, 0.17, 0.22 y 0.20, 0.84, 0.77, respectivamente), así como también con el incremento en la concentración de C18:1 *iso trans*, linoleico y linolénico (r = 0.81, 0.42, 0.55 y 0.49, 0.90, 0.20, respectivamente).

Cuadro 7. Expresión de la proteína estearoil-CoA desaturasa en músculo *Longissimus dorsi* y tejido adiposo de corderos complementados con *Saccharomyces cerevisiae y linaza**



*Yea Sacc¹⁰²⁶ Alltech, T1 = 80 % de alimento balanceado Cría Ovina 16 (Purina®) y 20 % de alfalfa achicalada, T2 = 75 % de alimento balanceado Ovina 16 (Purina®), 20 % de alfalfa achicalada y 5 % de linaza, T3 = T1 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc y T4 = T2 + 5 g animal⁻¹ d⁻¹ Sc.

La composición de los ácidos grasos en los diferentes depósitos de grasa en rumiantes puede ser modificada mediante la suplementación con fuentes ricas en ácidos grasos monoinsaturados (AGMI) y poliinsaturados (AGPI) (Díaz *et al.*, 2011). La adición de microalga rica en DHA en la dieta de corderos modificó el perfil de ácidos

grasos depositados en músculo *L. dorsi* (ML) y en tejido adiposo subcutáneo, observando una disminución en la concentración de AGMI y aumento en AGPI (Díaz *et al.*, 2017). Urrutia *et al.* (2015) evaluaron el efecto de adición de linaza y chía en la dieta de corderos sobre el perfil de ácidos grasos en ML y tejido adiposo, y su relación con la expresión del gen SCD en corderos, observándose mayor concentración de ácido cáprico, mirístico, palmitoleico, linoleáidico y linolénico con el uso de los suplementos y fue similar a lo observado en este estudio al incluir *S. cerevisiae* y linaza; en contraste, Urrutia *et al.* (2015) observaron cambios en C18:1 c9 (oleico) entre los tratamientos evaluados al adicionar linaza y chía en la dieta de corderos explicado por la variación en las proporciones de C18:1 c9, C18:2n-6 y C18:3n-3 contenidas en la dieta, disminuyó la expresión del gen SCD y aumento en la concentración de oleico con el uso de los suplementos (mayor contenido de AGPI). En contraste, los resultados de esta investigación muestran que la suplementación con *S. cerevisiae* y linaza no afectó ($P>0.05$) la concentración de C18:1 c9 y la expresión del gen SCD, posiblemente por la cantidad de C18:1 c9, C18:2n-6 y C18:3n-3 contenida en la dieta, la cual no difería entre los tratamientos evaluados.

En rumiantes el mayor isómero del ácido linoleico conjugado (CLA) es el ácido ruménico (c9, t11-CLA) que representa más del 70 % del total de los isómeros de CLA y se considera de importancia en carne y leche de rumiantes por su efecto anticancerígeno (McCrorie *et al.*, 2011; Dilzer y Park, 2012). Los isómeros de CLA son producidos en rumen tras el proceso de biohidrogenación ruminal; sin embargo, algunos de estos pueden sintetizarse de manera endógena a partir de los monómeros de trans (t7 y C18:1 t11) pueden ser desaturados para producir c9-CLA y c9, t11-CLA

(Bessa *et al.*, 2015). Además, se considera que entre 20 y 30 % del C18:1 t11 (vaccénico) absorbido en los tejidos del rumiante o del humano es transformado a c9, t11-CLA por la enzima delta-9 desaturasa (SCD) (Turpeinen *et al.*, 2002; Gruffat *et al.*, 2008). En el presente estudio la proporción del c9, t11-CLA fue similar entre tratamientos ($P>0.05$). Por otro lado, la sumatoria de C18:1 iso trans reportada en este estudio al igual que c9, t11-CLA no mostraron cambios entre tratamientos ($P>0.05$). Alvarenga *et al.* (2016) evaluaron el efecto de la adición de alga en la alimentación de corderos y reportan mayor expresión del gen SCD en músculo en respuesta a uso del alga (DHAgold™) con respecto al tratamiento testigo (48.59 vs 7.94) con una correlación de 0.10 entre el gen expresado y el ácido C18:1n-9; sin embargo, en tejido adiposo no se observaron diferencias entre tratamientos

El nivel de respuesta de la expresión del gen SCD involucra eventos ocurridos durante el proceso de transcripción; sin embargo, es claro si la regulación en la expresión del gen es por efecto de algún componente de la dieta, algún metabolito de la misma o bien a algún cambio hormonal por efecto del cambio nutricional (Bernard *et al.*, 2013). La expresión del gen SCD o su actividad puede ser inhibida por el tipo y cantidad de AGPI que escapan al metabolismo ruminal o bien a los productos intermediarios originados de la biohidrogenación (Toral *et al.*, 2015). A nivel de transcripción es regulado por un complejo de factores de transcripción tales como SREBP1c, C/EBP-a, NF-1, NF-Y, LXR, PPARa, Sp1, TR, y PGC1-a, los cuales responden a factores de la dieta u hormonales (Igal, 2016). El factor de transcripción SREBP1c puede ser inhibido por los AGPI y por tanto verse disminuida la expresión del gen SCD (Mauvoisin y Mounier, 2011). En el presente estudio la expresión de la

proteína esteroil CoA- desaturasa no presentó cambios entre los tratamientos evaluados ($P>0.05$) en los tejidos analizados. Sin embargo, la mayor expresión se observó en tejido adiposo en comparación con el ML. Bernard *et al.* (2013) mencionan que los AGPI contenidos en el aceite de linaza y sus intermediarios resultantes de la biohidrogenación inhiben la expresión y actividad del gen SCD. Las dietas utilizadas en el presente estudio contenían un alto porcentaje de AGPI (linoleico y linolenico) y de acuerdo con lo reportado por Bernard *et al.* (2013) y Toral *et al.* (2015) podrían explicar los resultados obtenidos en el presente estudio.

VII. CONCLUSIONES

La inclusión de *Saccharomyces cerevisiae* y linaza como suplementos individuales en la dieta para corderos, no afecta el comportamiento productivo y características de calidad de canal de corderos alimentados con una dieta concentrada; sin embargo, la combinación de estos suplementos tiene un efecto negativo sobre la ganancia diaria de peso, conversión alimenticia y el peso final.

Los resultados del perfil de ácidos grasos en la carne y tejido adiposo subcutáneo de corderos permiten concluir que incluir linaza como suplemento en la dieta representa una alternativa para incrementar el nivel de ácido linolénico, considerado benéfico para el consumidor.

VIII. LITERATURA CITADA

- Aali M., Shahrabak M. H., Shahrabak M.M., Sadeghi M. and Kohram H. 2016. Polymorphism in the SCD gene is associated with meat quality and fatty acid composition in Iranian fat-and thin-tailed sheep breeds. *Livestock Science*, 188:81-90.
- Alvarenga T.I.R.C., Chen Y., Furusho Garcia I. F., Pérez J.R.O. and Hopkins D. L., 2015. Manipulation of omega-3 PUFAs in lamb. *Compr. Science Food Safety* 14:189-204.
- Alvarenga C. R .I. T., Chen Y., Lewandowki P., Ponnampalam N. E., Sediq S., Clayton H. E., Van de Ven J. R., Olalquiaha P. J. R. and Hopkins L. D. 2016. The expression of genes encoding enzymes regulating fat metabolism is affected by maternal nutrition when lambs are fed algae high in omega-3. *Livestock Science*, 187: 53-60.
- Alvarez R. J., Sanz A., Joy M., Carrasco S., Ripoll G. and Teixeira A. 2008. Development of organs and tissues in lambs raised on Spanish mountain grassland. *Can. J. Ani. Sci.* 89: 37-45.
- ANKOM Technology. 2006. Operator's manual ANKOM 200/220 Fiber Analyzer. Ankom Technology, Macedon, New York. USA. 27 p.
- AOAC. 2005. Association of Official Analytical Chemists, Official methods of analysis of AOAC International. 18th edition. USA. 176 p.
- AOAC. 2009. Official Methods of Analysis of the AOAC International, 19th Ed. Association of Official Analytical Chemists. Gaithersburg, MD. USA. Vol. 1. 500 p.
- Arana, A., Mendizábal, J. A., Insausti, K., Eguinoa, P., Sarries, M. V. and Beriain, M. J. 2010. Effect of feeding linseed to lambs on growth parameters, adipose tissues metabolism and meat fatty acid composition. In: 61st Annual Meeting of EAAP, Heraklion, and Crete, Greece.

- Avilés C., Horcada A., Polvollo O., Membrillo A., Anaya G., Molina A., Alcalde M. J. and Panea B. 2016. Association study between variability in the SCD gene and the fatty acid profile in perirenal and intramuscular fat deposits from Spanish goat populations. *Small Ruminant Research*, 136: 127-131.
- Bakhtiarizadeh R. M., Shahrabak M. M. and Ebrahimie E. 2013. Underlying functional genomics of fat deposition in adipose tissue. *Gene*, 521:122-128.
- Bauchart D. 1993. Lipid absorption and transport in ruminants. *Journal Dairy Science*, 76:3864-3881.
- Benítez R., Nuñez Y., Fernández A., Isabel B., Fernández A.I., Rodríguez C., Barragán C., Palomino P. M., López B. C., Silió L. and Óvilo C. 2015. Effects of dietary fat saturation on fatty acid composition and gene transcription in different tissues of Iberian pigs. *Meat Science*, 102:59-68.
- Bernard L., C. Leroux and Y. Chilliard. 2013. Expression and nutritional regulation of stearoyl-CoA desaturase genes in the ruminant mammary gland: Relationship with milk fatty acid composition. *Stearoyl-CoA Desaturase Genes in Lipid Metabolism*. *Journal Meat Ntambi*, ed. Springer Science Business Media, New York, NY. 161–193.
- Berthelot V., Bas P. and Schmidely. 2010. Utilization of extruded linseed to modify fatty composition of intensively-reared lamb meat: Effect of associated cereals (wheat vs. corn) and linoleic acid content of the diet. *Meat Science*, 84:114-124.
- Bessa J. B. R., Alves P. S. and Santos S. J. 2015. Constraints and potentials for the nutritional modulation of the fatty acid composition of ruminant meat. *Journal Lipid Science*. 117:1325-1344.
- Bhatt R. S., Soren M. N., Sahoo A. and Karim S. A. 2013. Level and period of realimentation to assess improvement in body condition and carcass quality in cull ewes. *Tropical Animal Health and Production*, 45:167-176.

- Bichi E., Frutos P., Toral P. G., Keisler D., Hervás G. and Loor J. J. 2013. Dietary marine algae and its influence on tissue gene network expression during milk fat depression in dairy ewes. *Animal Feed Science and Technology*, 186:36-44.
- Bin-liu J., Guo J., Wang F., Yue Y., Zhang W., Feng R., Guo T., Yang B. and Sun X. 2015. Carcass and meat quality characteristics of Oula lambs in China. *Small Ruminant Research*, 123: 251-259.
- Buccioni A., Decandia M., Minieri S., Molle G. and Cabiddu A. 2012. Lipid metabolism in the rumen: New insights on lipolysis and biohydrogenation with an emphasis on the role of endogenous plan factors. *Animal Feed Science and Technology*, 174:1-25.
- Burin F. A. P., Santi S. F., Garcia R. J. A., Motta S. A. N., Tonetto C. J. and Laerte N. J. 2016. Whole grains in the finishing of culled ewes in pasture or feedlot: Performance, carcass characteristics and meat quality. *Meat Science*, 113:97-103.
- Camargo O., Ruiz T. and Olivera M. 2008. Modelo teórico para explicar la acumulación de gotas de lipídicas en embriones bovinos machos o hembras producidos in vitro. *Acta Biology. Colomb*, 13:89-102.
- Carcangiu V., Mura C. M., Daga C., Luridiana S., Bodano S., Sanna G. A., Diaz M. L. and Cosso G. 2013. Association between SREBP-1 gene expression in mammary gland and milk fat yield in Sarda breed sheep. *Meat gene*, 1:43-49.
- Carta A. Casu S. Usai MG. Addis M., Fiori M. and Fraghi A. 2008. Investigating the genetic component of fatty acid content in sheep milk. *Small Ruminant Research*, 79: 22-28.
- Cesaro, G., Tagliapietra, F., Grigoletto, L., Cecchinato, A., Dannenberger, D., Bittante, G. and Schiavon, S. 2013. Fecal sample preparation methods for gas chromatography analysis of fatty acids of ruminants fed different amounts of

- rumen protected conjugated linoleic acids (CLA). *Animal Feed Science and Technology*. 183, 184–194.
- Chen, W., H. Mao, X. Ma. and J. Liu. 2010. Effects of dietary corn oil and vitamin E supplementation on fatty acid profiles and expression of acetyl CoA carboxylase and stearoyl-CoA desaturase gene in Hu sheep. *Anim. Sci. J.* 81:165–171.
- Cividini A., Levart A., Zgur S. and Kompan D. 2014. Fatty acid composition of lamb meat from the autochthonous Jezersko-Solcava breed reared in different production systems. *Meat Science*, 97:480-485.
- Corazzin M., Bovolenta S., Sacca E., Bianchi G. and Piasentier E. 2013. Effect of linseed addition on the expression of some lipid metabolism genes in the adipose tissue of Young Italian Simmental and Holstein Bulls. *Journal Animal Science*, 91:405-412.
- Corl B. A., Baumgard L. H., Dwyer D. A., Griinari J. M., Philips B. S. and Bauman D. E. 2001. The role of $\Delta 9$ -desaturase in the production of cis-9, trans-11 CLA. *J. Nutritional Biochemic*, 12:622-630.
- Cortés R. C., Villagómez M. E., Avalos S. M. and Molina A.S. (2009) Influencia de la peroxidación de lípidos sobre el daño oxidativo mitocondrial y la integridad de *Saccharomyces cerevisiae*. *Information Technology* 20(2): 71-81.
- Cozzolino S. M. F. and Cominetti C. 2013. *Biochemical and Physiological Bases of Nutrition in Different Stages of Life in Health and Disease*, Monole, Sao Paulo, Brazil, 1st edition.
- Delfa R., Teixeirab A., Gonzalez C. and Blasco I. 1995. Ultrasonic estimates of fat thickness and Longissimus dorsi muscle depth for predicting carcass composition of live Aragon lambs. *Small Ruminant Research*. 16: 159 – 164.
- Dervishi, E., Serrano, C., Joy, M., Serrano, M., Rodellar, C. and Calvo, J. H. 2010. Effect of the feeding System on the fatty acid composition, expression of the $\Delta 9$ -desaturase Peroxisome Proliferator-Activated Receptor Alpha, Gamma and

- Sterol Regulatory element binding protein 1 genes in the semitendinous muscle of light lambs of the rasa Aragonesa breed. *BMC Veterinary Research*, 6-40.
- Dervishi, E., Serrano, C., Joy, M., Serrano, M., Rodellar, C. and Calvo, J. H. 2011. The effect of the feeding system in the expression of genes related with fat metabolism in semitendinous muscle in sheep. *Meat Science*, 89: 91-97.
- Díaz, M.T., Cañeque, V., Sánchez, C.I., Lauzurica, S., Pérez, C., Fernández, C., Álvarez, I. and De la Fuente, J. 2011. Nutritional and sensory aspects of light lamb meat enriched in n-3 fatty acids during refrigerated storage. *Food Chem.* 124, 147– 155.
- Díaz M. T., Pérez C., Sánchez C. I., Lauzurica S., Cañeque V., González C. and De la Fuente J. 2017. Feeding microalgae increases omega 3 fatty acids of fat deposits and muscles in light lambs. *Journal of food Composition and Analysis*, 56:115-123.
- Dilzer, A. and Park, Y., 2012. Implication of conjugated linoleic acid (CLA) in human health. *Critical Reviews in Food Science*, 52:488– 513.
- García M.E. 1988. Modificaciones al sistema de clasificación climática de Koppen. 3^a edición. México, D.F. UNAM, Instituto de Geografía. 217 p.
- García F. M., Gutiérrez G. B., García G. E. and Arranz J. J. 2009. Genetic variability of the Stearoyl-CoA desaturase gene in sheep. *Molecular and cellular probes*, 23:107-111.
- Gecgel U., Yilmaz I., Ozder M., Sezenler T., Soysal D. and Gurcan K. E. 2015. Fatty acid profile of Turkish Bandirma Crossbreed, Karacabey Merino Multiplier and Karacabey Merino Nucleus lambs raised in the same intensive production system. *Small Ruminant Research*, 125:10-14.
- Ghafarí H., Rezaeian M., Sharifi S. D., Khadem A. A. and Afzalzadeh. 2016. Effects of dietary sesame oil on growth performance and fatty acid composition of

muscle and tail fat in fattening Chaal lambs. *Animal Feed Science and Technology*, 220: 216-225.

Gloria T. A. Hernández S. D., Hernández M. O., Crosby G. M. M., Pinto R. R., Meraz R. E. and Ramírez B. J. E. 2014. Comportamiento productivo y niveles de ácidos grasos en la canal de corderos suplementados con *Saccharomyces cerevisiae*.

Griinari J. M., Corl B. A., Lacy S. H., Chouinard P. Y., Nurmela K. V. V. and Bauman D. E., 2000. Conjugated linoleic acid is synthesized endogenously in lactating dairy cows by $\Delta 9$ - desaturasa. *The journal of nutrition*, 130:2285-2291.

Gruffat, D., Remond, C., Durand, D., Loreau, O. and Bauchart, D. 2008. 9cis, 11trans conjugated linoleic acid (CLA) is synthesised and desaturated into conjugated 18:3 in bovine adipose tissues. *Animal*, 2:645–652.

Herdman, A., K. Nuernberg, J. Martin, G. Nuernberg, and O. Doran. 2010. Effect of dietary fatty acids on expression of lipogenic enzymes and fatty acid profile in tissues of bulls. *Animal* 4:755–762.

Hocquette J. F., Gondret F., Baéza E., Méndale F., Jurie C. and Petthick D. W. 2010. Intramuscular fat content in meat-producing animal: development, genetic and nutritional control, and identification of purative markers. *Animal*, 4:303-319.

Hodson L. and Fielding B. A. 2013. Stearoyl-CoA desaturase:rogue or innocent bystander?. *Progress in Lipid Research*, 52: 15-42.

Hopkins D. L., Clayton E. H., Lamb T. A., van de Ven R. J. Refshauge G., Kerr M. J., Bailes K., Lewandowski P. and Ponnampalam E. N. 2014. The impact of supplementing lambs with algae on growth, meat traits and oxidative status. *Meat Science*, 98:135-141.

Horcada A., Ripoll G., Alcalde M. J., Sañudo C., Teixeira A. and Panea B. 2012. Fatty acid profile of three adipose depots in seven Spanish breeds of suckling kids. *Meat Science*, 92:89-96.

- Igal R. A. 2016. Stearoyl CoA desaturase-1: New insights into a central regulator of cancer metabolism. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1861: 1865-1880.
- Jaborek J. R., Zerby H. N., Moeller S. J. and Fluharty F. L. 2017. Effect of energy source and level and sex on growth, performance, and carcass characteristics of lambs. *Small ruminant Research*, 151: 117-123.
- James M. N. 1995. The regulation of stearoyl-CoA desaturase (SCD). *Progress Lipid Research*, 34:139-150.
- Jaturasitha S., Chaiwang N., Kayan A. and Kreuzer M. 2016. Nutritional strategies to improve the lipid composition of meat, with emphasis on Thailand and Asia. *Meat Science*, 120:157-166.
- Jenkins T.C. 2010. Technical note: Common analytical errors yielding inaccurate results during analysis of fatty acids in feed and digesta samples. *Journal of Dairy Science*. 93, 1170–1174.
- Kim E. J., Huws S. A., Lee M. R. F., Wood J. D., Muetzel S. M., Wallace R. J. and Scollan N. D. 2008. Fish oil increases the duodenal flow of long chain polyunsaturated fatty acids and trans-11 18:1 and decreases 18:0 in steer via changes in the rumen bacterial community. *Journal Nutrition*, 138:889-896.
- Lengi A. J., Corl B. A. 2007. Identification and characterization of a novel bovine stearoyl-CoA desaturase isoform with homology to human SCD5. *Lipids*, 42:499-508.
- Lengi J. A. and Corl B. A. 2008. Comparison of pig, sheep and chicken SCD5 homologs: evidence for an early gene duplication event. *Comparative Biochemistry and Physiology. Part. B*, 150:440-446.
- Li X. Z., Yan C. G., Lee H. G., Choi C. W. and Song M. K. 2012. Influence of dietary plant oils on mammary lipogenic enzymes and the conjugated linoleic acid content of plasma and milk fat of lactating. *Animal Feed Science and Technology*, 174:26-35.

- Luciano G., Biondi L., Pagano R. L., Scerra M., Vasta V., López A. P. and Avondo A. 2012. The restriction of grazing duration does not compromise lamb meat color and oxidative stability. *Meat Science*, 92:30-35.
- Majewska M. P., Pajak J. J., Skomiat J. and Kowalik B. 2016. The effect of different forms of sunflower products in diets for lambs and storage time on meat quality. *Animal Feed Science and Technology*, 222:227-235.
- Mapiye, C., Aldai, N., Turner, T. D., Aalhus, J. L., Rolland, D. C., Kramer, J. K.G. and Dugan, M. E. R. (2012). Review – The labile lipid fraction of meat: From perceived disease and waste to health and opportunity. *Meat Science*, 92:210–220.
- Martinez C. S., Sanudo C., Panea B., Medel I., Delfa R., Sierra I., Beltran J. A., Cepero R. and Olleta J. L., 2005. Breed, slaughter weight and ageing time effects on physico-chemical characteristics of lamb meat. *Meat Science* 69 (2):325-333.
- Martínez M.A.L., Pérez H.M., Pérez A.L., Gómez C.G., Carrión P.D. 2010. Metabolismo de los lípidos en los rumiantes. *Red Veterinaria*. 11 (8): 1 – 21.
- Mauvoisin, D. and Mounier, C. 2011. Hormonal and nutritional regulation of SCD1 gene expression. *Biochimica*, 93:78–86.
- Mc Donald P., Edwards R. A., Greenhalgh J. F. D. and Morgan C. A. 2006. *Nutrición animal*. Zaragoza: Editorial Acribia.
- McCrorie T. A., Keaveney, E. M., Wallace, J. M. W., Binns, N. and Livingstone M. B. E. 2011. Human health effects of conjugated linoleic acid from milk and supplements. *Nutrition Research Review*, 24:206–227.
- Mckain N., Shingfield K. J. and Wallace R. J. 2010. Metabolism of conjugated linoleic acid and 18:1 fatty acids by ruminal bacteria: products and mechanisms. *Microbiology*. 156:579-588.

- Mendizabal J. A., Delfa R. Arana A., Eguinoa P. and Purroy A. 2007. Lipogenic activity in goats (Blanca celtibérica) with different body condition scores. *Small Ruminant Research*, 67:285-290.
- Mensink, R.P., Zock, P.L., Kester, A.D. and Katan, M.B. 2003. Effects of dietary fatty acids and carbohydrates on the ratio of total to HDL cholesterol and on serum lipids and apolipoproteins: a meta-analysis of 60 controlled trials. *Am. J. Clin. Nutr.* 77:1146–1155.
- Miari S., Sechi T., Usai M. G., Casula M., Casu S. and Carta A. 2007. Do polymorphisms at the SCD gene affect the C18:2 *cis9 trans 11* content in sheep milk fat? In: proceedings of the II international congress on conjugated linoleic acid (CLA): from experimental models to human application, Villasimius (CA), Ital. 19-22.
- Moon C. D., Pacheco D. M., Kelly W. J., Leahy S. C., Li D., Kopecny J. and Attwood C. T. 2008. Reclassification of *Clostridium proteoclasticum* as *Butyrobacterium proteoclasticum* com. Nov., a butyrate-producing ruminal bacterium. *Int. Journal System Evolution Microbiology*. 58:2041-2045.
- Nielsen, S. 2010. *Food Analysis Laboratory Manual*, (Kluwer Academic/Plenum Publishers, New York). 177 p.
- NRC. 2007. *Nutrient Requirements of small ruminants: sheep, goats, cervids and new world camelids*. National Academy Press. Washington, DC. 381 p.
- Oliveira M. A., Alves S. P., Silva S. J. and Bessa R. J. B. 2017. Effect of dietary starch level and its rumen degradability on lamb meat fatty acid composition. *Meat Science*, 123:166-172.
- Palmquist D. L. and Jenkins, T.C. 2003. Challenges with fats and fatty acid methods. *Journal of Animal Science*. 81: 3250-3254.
- Parvar R., Ghoorchi T. and Shargh M. S. 2017. Influence of dietary oils on performance, blood metabolites, purine derivatives, cellulase activity and muscle fatty acid composition in fattening lambs. *Small Ruminant Research*, 150:22-29.

- Pavlidis C., Patrinos G. P. and Katsila T. 2015. Nutrigenomics: A controversy. *Applied and Translational Genomics*, 4:50-53.
- Pérez C. M. L. and Ponce A. E. 2013. Manual de Prácticas de laboratorio. Tecnología de carnes. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapalapa. pp.13.
- Ponnampalam E. N., Butler K. L., Jacob R.H., Pethick D. W., Ball, A. L., Hocking Edwards J. E., Geesink G. and Hopkins D. L. 2014. Health beneficial long chain omega-3 fatty acids in Australian lambs managed under extensive finishing systems. *Meat Science*, 96:1104–1110.
- Ramsden, C. E., Zamora, D., Leelarthapin, 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. *BMJ*, 0346:8707.
- Realini C. E., Bianchi G., Betancur O. and Garibotto G. 2017. Effect of supplementation with linseed or a blend of aromatic spices and time on feed on fatty acid composition, meat quality and consumer liking of meat from lambs fed dehydrated alfalfa or corn, 127:1-29.
- Reinhardt C. and Faris B. 2014. Nutrition of meat: Ruminants. Kansas State University, Manhattan, KS, USA. 471-479.
- Sadeghi M., Panah N. J. M., Bakhtiarizadeh R. M. and Emami A. 2015. Transcription analysis of genes involved in lipid metabolism reveals the role of chromium in reducing body fat in animal models. *Journal of Trace Elements in Medicine and Biology*, 32:45-51.
- Sales, N. M. R., Pelegrini, P. B. and Goerch, M. C. 2014. Nutrigenomics: definitions and advances of this new science. *J. Nutr. Metab.* 20:27-59.
- Sanz A., Serrano C., Ranera B., Dervishi E., Zaragoza P., Calvo J. H. and Rodellar C. 2015. Novel Polymorphisms in the 5'UTR of FASN, GPAM, MC4R and PLIN1

ovine candidate genes: Relationship with gene expression and diet. *Small Ruminant Research*, 123:70-74.

SAS Institute. 2013. SAS version 9.4. SAS Institute Inc., Cary, NC.

Schmid A., Collomb M., Sieber, R. and Bee G. 2006. Conjugated linoleic acid in meat and meat products: A review. *Meat Science*, 73:29–41.

Scollan, N. D., Dannenberger, D., Nuernberg, K., Richardson, R. I., MacKintosh, S., Hocquette, J. F. and Moloney, A. 2014. Enhancing the nutritional and health value of beef lipids and their relationship with meat quality. *Meat Science*, 97:384-394.

Scott H. F. and Ozols J. 2003: Stearoyl-CoA desaturase, a short-lived protein of endoplasmic reticulum with multiple control mechanisms. *Prostaglandins, Leukotrienes and essential Fatty Acids*, 68:123-133.

Smith S., Witkowski A. and Joshi A. K. 2003. Structural and functional organization of the animal fatty acid synthase. *Progress in Lipid Research*, 42:289-317.

Steel, R. G. D., Torrie, J. H. and Dickey, D. A. 1997. Principles and procedures of statistics, a biometrical approach. 3rd edition. McGraw-Hill Co. Inc. New York. 666 p.

Talbot G. 2016. Developing food products for customers with low fat and low saturated fat requirement: dairy and meat products. *Developing Food Products for Consumers with Specific Dietary Needs*. 107-128.

Tansawat R., Maughan C. A. J., Ward R. E., Martini S. and Comfoth D. P. 2013. Chemical characterization of pasture and grain-fed beef related to meat quality and flavor attributes. *International Journal of food Science and Technology*, 48:484-495.

- Tejeda J. F., Pena R. E. and Andres A. I., 2008. Effect of live weight and sex on physico-chemical and sensorial characteristics of Merino lamb meat. *Meat Sci.* 80 (4):757-763.
- Toral, P. G., Hervás, G. and Frutos, P. 2015. Reductions in milk $\Delta 9$ -desaturation ratios to oral dosing of cobalt-acetate are accompanied by the downregulation of SCD1 in lactating ewes. *Journal of Dairy Science*, 98(3):1961–1971.
- Trinder P. 1969. Determination of glucose in blood using glucose oxidase with an alternative oxygen acceptor. *Ann. Clin. Biochem.* 6: 24 – 27.
- Tronchoni J., Rozès N. and Amparo Q, J. M. G. 2012. Lipid composition of wine strains of *Saccharomyces kudriavzevii* and *Saccharomyces cerevisiae* grown at low temperature. *International Journal of Food Microbiology.* 155: 191-198
- Turpeinen A. M., Mutanen, M., Aro A. and Salminen I. 2002. Bioconversion of vaccenic acid to conjugated linoleic acid in humans. *Journal Clinical Nutrition*, 76:504–510.
- Urrutia O. J. A., Mendizabal, K. Insausti, B. Soret, A. Purroy and A. Arana. 2015. Effect of linseed dietary supplementation on adipose tissue development, fatty acid composition, and lipogenic gene expression in lambs. *Livestock Science* 178:345-356.
- Vasta, V., Priolo, A., Scerra, M., Hallet, G. K., Wood, D. J. and Doran, O. 2009. $\Delta 9$ desaturase protein expression and fatty acid composition of Longissimus dorsi muscle in lambs fed green herbage or concentrate with or without added tannins. *Meat Science.* 82:357–364.
- Villalobos-Villalobos, G., Gonzales-Rios, H., Nunez-Gonzalez, F. A., Dominguez-Diaz, D., Pena-Ramos, E. A. and Huerta-Leidenz, N. 2014. Effects of castration and zeranol on fatty acid composition and cholesterol content of hair lamb meat. *Journal Appl. Animal Research*, 42:65–72.

Wood D. J., 2017. Meat Composition and Nutritional Value. Lawrie's Meat Science. 635-659.

Xiangyang M., Luo Q., Quin X., Guo Y. and Zhao H., 2015. Genome-wide mRNA-seq profiling reveals predominant down-regulation of lipid metabolic processes in adipose tissues of small Tail Han than Dorset Sheep. Biochemical and Biophysical Research Communications, 467:413-420.

Yousefi A. R., Kohram, H., ZareShahneh A., Nik-Khah A. and Campbell A. W. 2012. Comparison of the meat quality and fatty acid composition of traditional fat-tailed (Chall) and tailed (Zel) Iranian sheep breeds. Meat Science, 92:417–422.