

**PERFILES LIPÍDICOS DE OVINOS CRIOLLOS ALIMENTADOS CON
FORRAJES ARBUSTIVOS Y PROBIÓTICOS**

CARLOS ANDRÉS CUENÚ HURTADO

**UNIVERSIDAD DE LOS LLANOS
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y RECURSOS NATURALES
PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
VILLAVICENCIO, META**

2019

**PERFILES LIPÍDICO DE OVINOS CRIOLLOS ALIMENTADOS CON FORRAJES
ARBUSTIVOS Y PROBIÓTICOS**

**Trabajo de investigación presentado como requisito parcial para optar al
título de Médico Veterinario Zootecnista**

CARLOS ANDRÉS CUENÚ HURTADO
Código 12100-2305

Director: CESAR AUGUSTO NAVARRO ORTIZ
MVZ. MSc

Codirector: MARÍA LIGIA ROA VEGA
Zootecnista. Esp. MSc

UNIVERSIDAD DE LOS LLANOS
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS Y RECURSOS NATURALES
PROGRAMA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
VILLAVICENCIO, META

2019

Nota de aceptación

LUZ ADÍELA GÓMEZ LEAL
Bacterióloga. Esp.
Jurado

ENID CUELLAR LAUDERO
MVZ. Esp
Jurado

CESAR AUGUSTO NAVARRO ORTIZ
MVZ. MSc
Director

MARÍA LIGIA ROA VEGA
Zootecnista. Esp. Msc.
Codirectora

Villavicencio, 2019

DEDICATORIA

Primero a Dios, por permitirme llegar hasta esta etapa de mi vida y de mi carrera, y cumplir mi sueño de ser Médico Veterinario Zootecnista, haberme dado salud y fortaleza para lograr este triunfo, que no solo es mío, es de mi Padre Celestial, por su infinita bondad y amor.

A mis padres, Pedro José Cuenú Cuenú que descansa en la gloria del Señor y que desde el cielo está viendo mi logro, en el que siempre me apoyo.

A mi madre querida Vicenta Hurtado Arboleda, quien ha sido mi sustento y soporte desde que inicié mis estudios; así como a mis hijos, quienes son el motor de mi vida cada día, a ellos que con su sacrificio, apoyo y paciencia ayudaron desinteresadamente para que pudiera lograr esta meta, siempre confiando en mis capacidades de salir adelante y cumplir mis sueños.

También a todas las personas que estuvieron todo el tiempo en la lucha para que este proyecto saliera adelante.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a los docentes de la Universidad de los Llanos, por haber compartido sus conocimientos a lo largo de mi formación profesional.

De manera especial, a mi director Cesar Augusto Navarro Ortiz.

A la profesora María Cristina Hernández, quien me guio con su paciencia, tiempo y empeño.

De igual forma agradezco la dedicación y consejos de los jurados Luz Adíela Gómez Leal y Enid Cuellar Laudero.

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN.....	VIII
ABSTRACT.....	IX
INTRODUCCIÓN	10
OBJETIVOS	13
OBJETIVO GENERAL.....	13
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	13
REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	14
PRODUCCIÓN OVINA.....	14
FORRAJES DEL ESTUDIO	16
<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>	16
<i>Moringa oleifera</i>	17
<i>Morus alba</i>	19
<i>Pennisetum purpureum</i>	20
SALVADO DE TRIGO	22
PROBIÓTICO	23
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	25
<i>Lactobacillus acidophilus</i>	27
METODOLOGÍA.....	28
LUGAR.....	28
UNIDADES EXPERIMENTALES.....	28
INSTALACIONES	28
ALIMENTACIÓN.....	28
TOMA DE MUESTRAS	30
TÉCNICAS DE LABORATORIO CLÍNICO.....	31
Determinación enzimática del colesterol	31
Determinación enzimática de la glucosa	32
Determinación enzimática de triglicéridos	32
Determinación enzimática de alanina aminotransferasa (ALT)	33
Determinación enzimática de aspartato aminotransferasa (AST)	34
ANÁLISIS ESTADÍSTICO	35
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
Glucosa sanguínea.....	36
Colesterol.....	40
Triglicéridos.....	43
Alanina aminotransferasa (ALT).....	45
Aspartato aminotransferasa (AST).....	47
CONCLUSIONES.....	49
BIBLIOGRAFÍA.....	50

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Tratamientos dietarios	29
Tabla 2. Procesamiento determinación contenido de colesterol.....	31
Tabla 3. Procesamiento determinación contenido de glucosa	32
Tabla 4. Procesamiento determinación contenido de triglicéridos.....	33
Tabla 5. Procesamiento determinación contenido de AST	34
Tabla 6. Análisis bromatológico de los forrajes de estudio	36
Tabla 7. Glucosa sérica en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos...	37
Tabla 8. Colesterol sérico en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos	41
Tabla 9. Triglicéridos séricos en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos	44
Tabla 10. Alanina aminotransferasa sérica en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos	45
Tabla 11. Aspartato aminotransferasa sérica en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos.....	47

LISTA DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Comportamiento de los niveles de glucosa sérica en ovinos criollos suplementados con arbustivas forrajeras y probióticos.....	39
Gráfica 2. Comportamiento de los niveles de colesterol sérico en ovinos.....	42
Gráfica 3. Comportamiento de los niveles de aspartato aminotransferasa sérica en ovino	46

LISTA DE IMÁGENES

Imagen 1. Unidad de ovinos – Granja Barcelona	29
Imagen 2. Alimentación de ovinos experimentales.....	30
Imagen 3. Toma de muestra sanguínea vena yugular	30
Imagen 4. Reactivos y centrifuga eléctrica.....	35

RESUMEN

Los suplementos alimenticios en la dieta de los rumiantes, incluidos los probióticos, se adicionan con el fin de mejorar parámetros metabólicos a nivel fisiológico, productivo y reproductivo; por lo tanto, en la Unidad de ovinos de la Granja Barcelona en la Universidad de los Llanos, ubicada en Villavicencio (Meta), se realizó un estudio con el objetivo fue evaluar algunos metabolitos en ovinos criollos suplementados con cuatro especies forrajeras: *Moringa oleífera*, *Hibiscus rosa-sinensis*, *Morus alba* y salvado de trigo, con y sin adición de probióticos: *Saccharomyces cerevisiae* (SC) y *Lactobacillus acidophilus* (LA), determinando su efecto en los niveles de glucosa (Glu), triglicéridos (Trig), colesterol (Col), alamino aminotransferasa (ALT) y aspartato aminotransferasa (AST) durante la suplementación. Se utilizaron 10 ovinos de tres meses de edad con pesos entre 16 y 18 kg, manejados bajo un sistema estabulado, divididos en dos grupos de cinco animales cada uno, al primero no se le suministró probióticos, mientras que al segundo se les administró 2 g/animal/día de la mezcla de SC y LA disueltos en 5 mL de agua, en ambos grupos se evaluaron cinco tratamientos: T1: Dieta a base de *Pennisetum purpureum* (Control); el resto de tratamientos tuvieron la misma dieta base de gramínea + T2: Suplemento de *Hibiscus rosa-sinensis*; T3: *Moringa oleifera* T4: *Morus alba* y T5: Salvado de trigo; en un volumen de un (1) kg de materia fresca por animal/día. La toma de muestras sanguíneas se realizó cada diez días, extrayendo 4 mL de sangre de la vena yugular, trasladadas en conservación hasta el Laboratorio Clínico, donde se realizaron los análisis de química sanguínea por espectrofotometría. Se aplicó un diseño experimental en bloques completamente al azar comparando los cinco tratamientos con y sin inclusión de probióticos. Los resultados del análisis bromatológico de los forrajes muestran que *Morus alba* y *Moringa oleifera* tuvieron los mayores contenidos de proteína, mientras que *Pennisetum purpureum* tuvo un contenido de proteína del 10,0%, menor al de materia seca en *Hibiscus-rosa sinensis*. Las variables metabólicas Glu, Col y ALT tuvieron diferencias estadísticas ($P < 0,05$) con adición de probióticos cuando se suplementaron con *Moringa oleifera* e *Hibiscus rosa-sinensis*. A pesar de que diversos estudios en campo reportan que la adición de probióticos junto con bancos de proteína en la dieta de los ovinos generan incrementos significativos en los perfiles metabólicos, en la población de ovinos objeto del estudio la Glu reportó $55,40 \pm 11,03$ mg/100 mL sin probiótico y $65,06 \pm 12,14$ mg/100 mL con probiótico; el Col y el ALT descendieron con la adición del probiótico pasando de $58,40 \pm 11,93$ UI/dL a $45,08 \pm 5,61$ UI/dl y de $14,81 \pm 1,04$ UI/dL a $11,55 \pm 1,54$ UI/dL respectivamente, todos estos dentro de los valores de referencia para cada uno de ellos.

Palabras claves: Glucosa, colesterol, triglicéridos, alanina aminotransferasa, aspartato aminotransferasa, salvado de trigo.

ABSTRACT

Dietary supplements in the diet of ruminants, including probiotics, are added in order to improve metabolic parameters at the physiological, productive and reproductive levels; Therefore, in the sheep unit of the Barcelona Farm at the University of Los Llanos, located in Villavicencio (Meta), a study was carried out with the objective of evaluating some metabolites in Creole sheep supplemented with four forage species: *Moringa oleifera*, *Hibiscus rosa-sinensis*, *Morus alba* and wheat bran, with and without the addition of probiotics: *Saccharomyces cerevisiae* (SC) and *Lactobacillus acidophilus* (LA), determining its effect on glucose levels (Glu), triglycerides (Trig), cholesterol (Col), alanine aminotransferase (ALT) and aspartate aminotransferase (AST) during supplementation. Ten three-month-old sheep with weights between 16 and 18 kg were used, managed under a stable system, divided into two groups of five animals each, the first was not given probiotics, while the second was administered 2 g/animal/day of the mixture of SC and LA dissolved in 5 mL of water, in both groups five treatments were evaluated: T1: Diet based on *Pennisetum purpureum* (Control); the rest of the treatments had the same grass base diet + T2: *Hibiscus rosa-sinensis* supplement; T3: *Moringa oleifera* T4: *Morus alba* and T5: Wheat bran; in a volume of one (1) kg of fresh matter per animal/day. Blood samples were taken every ten days, drawing 4 mL of blood from the jugular vein, transferred in conservation to the Clinical Laboratory, where blood chemistry analyzes were performed by spectrophotometry. A completely randomized experimental design was applied comparing the five treatments with and without the inclusion of probiotics. The results of the bromatological analysis of the forages show that *Morus alba* and *Moringa oleifera* had the highest protein contents, while *Pennisetum purpureum* had a protein content of 10.0%, lower than that of dry matter in *Hibiscus-rosa sinensis*. Metabolic variables Glu, Col and ALT had statistical differences ($P < 0.05$) with the addition of probiotics when supplemented with *Moringa oleifera* and *Hibiscus rosa-sinensis*. Although several field studies report that the addition of probiotics together with protein banks in the sheep's diet generate significant increases in metabolic profiles, in the population of sheep under study the Glu reported 55.40 ± 11.03 mg / 100 mL without probiotic and 65.06 ± 12.14 mg / 100 mL with probiotic; Col and ALT decreased with the addition of the probiotic from 58.40 ± 11.93 IU / dL to 45.08 ± 5.61 IU / dl and from 14.81 ± 1.04 IU / dL to 11.55 ± 1.54 IU / dL respectively, all of these within the reference values for each of them.

Keywords: Glucose, cholesterol, triglycerides, alanine aminotransferase, aspartate aminotransferase, wheat bran.

INTRODUCCIÓN

El consumo mundial de carne, ha aumentado rápidamente durante la última década en consecuencia al incremento de la demanda en los países en desarrollo. En lo que a rumiantes se refiere, se espera que el mercado de carne bovina aumente ligeramente, mientras que el de ovino lo hará a un ritmo superior, determinado por la fuerte demanda de China y países del Oriente Medio; siendo China, el principal consumidor de carne de cordero del mundo, con cerca de 4 millones de toneladas al año, lo que representa cerca del 30% del total mundial. El comportamiento del consumo global ha sido distinto en los últimos años según la región, con tendencia creciente de consumo en China, Argelia, Afganistán y Nigeria, mientras que, en la Unión Europea, Australia y Estados Unidos, va decreciendo (Gómez, 2019).

Los sistemas de producción de pequeños rumiantes en Colombia, se desarrollan en diferentes escenarios, donde predomina una variación en la dispersión geográfica, uso de la tierra, modelos de producción y área destinada al sistema productivo; presentando un esquema de bajo uso de insumos, generalmente relacionado con sistemas tradicionales y artesanales de producción (Grajales *et al.*, 2011), con una proyección de crecimiento en el país, que ronda entre el 20 y 30%, la producción ovina busca consolidarse en el mercado nacional como una alternativa de consumo de carne en todos los sectores de la población (Cardona, 2018).

Los ovinos tienen un amplio rango de adaptación, con buen desempeño productivo bajo condiciones climáticas favorables y extremas (Devendra, 2006), con dietas variadas, que les permite digerir una gran variedad de materiales vegetales como pasturas, semillas, matorrales, forrajes arbustivos y toscos de baja digestibilidad, además tienen tolerancia a factores anti-nutricionales como los taninos, gracias a su fisiología digestiva que comprende mejores hábitos de rumia y a su microflora ruminal rica en bacterias celulíticas (Grajales *et al.*, 2011).

Alimentar a la creciente población mundial, estimada para el siglo XXI en más de once mil millones de personas, requiere expandir la producción alimenticia global en más de un 70%, desafío que deben enfrentar los profesionales del sector pecuario, mediante estudios nutricionales, que permitan mayores producciones con menores costos sin afectar los recursos naturales del planeta (FAO, 2009). En este sentido, los ovinos resultan una solución para la seguridad alimentaria, pero se requiere de alternativas eficientes, estratégicas y responsables, como la suplementación y el manejo de la dinámica ruminal, para complementar el pastoreo, con forrajes nativos de corte o ramoneo que satisfagan el déficit nutricional del animal, llenando sus necesidades metabólicas, fisiológicas y productivas (FAO, 2014).

Tras la prohibición del uso de antibióticos como promotores del crecimiento, se dio la necesidad de buscar métodos alternativos para controlar y prevenir la colonización de bacterias patógenas, una de éstas son los probióticos, que modulan la microbiota intestinal, favoreciendo la salud y producción de los animales (Freire *et al.*, 2013; Frizzoa *et al.*, 2011).

Durante los últimos años la producción ovina en Colombia ha registrado un crecimiento del 2% anual desde el año 2010 posicionándose como una de las producciones más prometedoras para los próximos años (González *et al.*, 2011), esto ha llevado a buscar estrategias nutricionales para acelerar el crecimiento de los animales en las granjas, es por esto que el uso de probióticos ha tomado un auge importante en los animales. Dentro de este grupo de compuestos, las bacterias lácticas son las más utilizadas (Gaggia *et al.*, 2010; Salmeron *et al.*, 2009), junto con las levaduras, como *Saccharomyces cerevisiae*, a la que se le atribuye el aumento del flujo de proteína microbiana al intestino (Casas, 2018) y mejorar el ambiente del rumen, al disminuir la cantidad oxígeno, favoreciendo la anaerobiosis y estimulando el crecimiento de bacterias celulolíticas (Doležal *et al.*, 2011).

Estudios realizados por López *et al.*, (2012; 2014) en Cuba, demostraron el efecto positivo del *Lactobacillus acidophilus* y *Lactobacillus rhamnosus* en crías de ovinos, cuando comenzaron a consumir de manera permanente alimentos fibrosos, debido a que se favoreció la digestión de los pastos de baja calidad nutricional, mejorando los indicadores de ganancia de peso vivo.

Esto nos llevó a cuestionarnos sí el suministro de probióticos asociado a los forrajes kinggrass (*Pennisetum purpureum*), morera (*Morus alba*), moringa (*Moringa oleifera*), cayeno (*Hibiscus rosa-sinensis*) y salvado de trigo, generaría cambios en los perfiles lipídicos de los ovinos suplementados, y a su vez, sí dichos cambios beneficiarán la productividad del animal.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Analizar los cambios en el perfil lipídico de ovinos criollos bajo suplementación con arbustivas forrajeras, salvado de trigo, e inclusión de los probióticos *Saccharomyces cerevisiae* y *Lactobacillus acidophilus*.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Comparar el perfil lipídico de los ovinos bajo las diferentes dietas con kinggrass (*Pennisetum purpureum*) moringa (*Moringa oleífera*), morera (*Morus alba*), cayeno (*Hibiscus rosa-sinensis*), salvado de trigo y probióticos.
- Determinar el efecto de la inclusión de *Saccharomyces cerevisiae* y *Lactobacillus acidophilus* sobre la glucosa, colesterol, triglicéridos, alanina aminotransferasa (ALT) y aspartato aminotransferasa (AST) en la suplementación de las arbustivas forrajeras en los ovinos.
- Generar opciones de alimentación y suplementación eficientes para los ovinos en los sistemas de producción de la región.

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

PRODUCCIÓN OVINA

La especie ovina se encuentra entre las modalidades de ganadería más beneficiosas y populares entre los productores de recursos limitados, en su mayoría mujeres (Devendra 2006); sin embargo, la producción ovina es de tipo familiar, ubicada con frecuencia en zonas menos favorecidas, ofreciendo ventajas ambientales, socioeconómicas o nutricionales (Zervas y Tsiplakou 2011).

Cerca de 81 millones de ovinos hacen parte de los sistemas de producción pecuaria en América Latina y el Caribe y son un importante recurso para los habitantes y las economías locales; en esta región se estima que existen 7,6 cabezas de ovinos por cada 100 habitantes (Faostat 2013; Cepal 2013).

En Colombia, la mayor parte de las áreas montañosas del territorio nacional son adecuadas para la crianza de ovinos y caprinos, donde ha sido considerada como una alternativa para las zonas frías del país (ICA, 2019). En 2012, se estimó una población de 3.400.000 cabezas de ovinos, representando el 74% de la población nacional; las regiones centro, norte y los valles interandinos poseen el 8% de la población total ovina nacional (ICA 2012; Faostat 2012), llegando según Asoovinos a tener una población de 1.450.000 ovinos aproximadamente (Cardona, 2018).

En nuestro país se describen tres sistemas de producción, el primero, intensivo, basado en razas mejoradas genéticamente, normalmente están ubicados en zonas cercanas a los centros de consumo, con manejo tecnológico medio a alto, con inventarios de 60 a 100 animales en promedio, donde la actividad principal es la producción de leche y carne. El segundo, extensivo, caracterizado por biotipos criollos o sus cruces con razas mejoradas, ubicados en regiones de baja aptitud agrícola, zonas montañosas altas en la región Andina y zonas planas áridas de Santander, Cesar y Guajira, donde el nivel tecnológico es muy bajo, limitado a las necesidades implantadas por la economía campesina y de algunas comunidades

indígenas. El tercero, mixto con bovinos, se ubica en algunas zonas de la costa norte y los Llanos Orientales, donde los ovinos son una alternativa para el control de arvenses y se emplean en áreas donde no ingresan los bovinos; los productos son consumidos en la finca y venden pie de cría; mientras que, en otros países, hay sistemas extensivos de pastoreo de pequeña escala y producción de subsistencia, hasta sistemas industriales de producción con orientación comercial (McDermott *et al.*, 2010).

En los últimos años la producción ovina en Colombia ha ido creciendo en los departamentos de Antioquia, Huila y en los Llanos Orientales. El consumo de carne de cordero está alrededor de 400 gramos/año per cápita, y según Asoovinos, aunque es bajo, tiene posibilidad de aumentar gracias a la difusión de los beneficios de esta carne (Cardona, 2018).

Los ovinos tienen un estómago compuesto por cuatro compartimentos, uno de ellos, el rumen, que es básicamente un contenedor con capacidad de 4 a 10 litros, donde millones de microorganismos fermentan fuentes alimenticias variadas, como residuos de cosecha o forrajes de baja calidad, transformándolos en productos alimenticios de alta calidad (Lombardi, 2005).

La necesidad de nutrientes del ovino varía según la edad, tamaño, estado fisiológico (preñez, crecimiento), nivel de producción (engorde, leche) y condiciones climáticas. Un ovino adulto requiere una cantidad de forraje fresco que puede variar entre el 10 y el 15% de su peso vivo. Los hidratos de carbono constituyen la parte más importante de las necesidades nutricionales del ovino, a tal grado que no puede asimilar ningún nutriente si no está cubierta su necesidad de energía. La principal fuente de energía son los pastos y algunos suplementos como henos y ensilados (Cruz, 2010).

FORRAJES DEL ESTUDIO

La estacionalidad en la producción, el bajo contenido de proteína (< 8%) y alto grado de lignificación de las gramíneas tropicales, propician bajos niveles de digestibilidad (50%) e interfieren en los niveles productivos que los animales registran al consumir este tipo de forraje (Cruz *et al.*, 2011). La alimentación de los ovinos representa el 48 al 90% de los costos de producción, además, el uso de granos hace dependientes a los ovinocultores de los precios del mercado internacional (Maza *et al.*, 2015; Ríos *et al.* 2012); por lo que se buscan alternativas nutricionales forrajeras que reemplacen los alimentos comerciales o de uso en humanos.

Diversos estudios muestran el aprovechamiento de especies arbóreas como forraje, entre estas matarratón (*Gliricidia sepium*), leucaena (*Leucaena leucocephala*), guácimo (*Guazuma ulmifolia*), cayeno (*Hibiscus rosa-sinensis*) y morera (*Morus alba*) son de interés (Pinto *et al.*, 2010), por su potencial de producción (Lara *et al.*, 2006), alto contenido de proteína y su grado de digestibilidad (Mata *et al.*, 2006), despertando interés para utilizarlos como suplementos alimenticios en regiones tropicales.

Hibiscus rosa-sinensis

Conocido comúnmente como cayeno, hibisco, rosa de China, flor del beso, pacífico o cardenales. Aunque es una planta arbustiva de uso ornamental (Santana y Valencia, 2011), se utiliza en alimentación de rumiantes (Lara *et al.*, 2012; Ipharraguerre y Villalba, 2010; Lamela *et al.*, 2010; Lara *et al.*, 2007; Osorio *et al.*, 2007); tiene excelentes cualidades nutricionales, adaptación climática, elevado potencial forrajero y palatabilidad (Noda *et al.*, 2004). Es originario del Asia tropical (Silva *et al.*, 2001) y es considerada un arbusto perennifolio leñoso con abundante mucílago en sus hojas que alcanza hasta 2,5 m de altura (Nwachukwu *et al.*, 2008).

Pertenece a la familia *Malvaceae*, es un forraje exigente en luz, que se adapta a temperaturas entre 13 y 30°C, requiere suelos bien drenados, con pH entre 5,5 y

6,5 con mediana fertilidad; proporciona 24,7% de materia seca y entre 14 y 26% de proteína cruda en materia seca. La propagación se hace por material vegetal, por estacas o división de cepa. Se puede establecer en cercados sembrados cada 0,5 - 1 m entre plantas hasta en dos hileras o dispersas sembradas mínimo a 2 m, o en bancos de proteína, barreras contra la erosión o sembrando hileras en curvas a nivel distanciadas entre 0,5 y 1 m entre plantas (García *et al.*, 2006). La digestibilidad *in vitro* de la materia seca es superior al 70% y la concentración de paredes celulares oscila entre 30 y 35% (Sosa *et al.*, 2004).

El cayeno es capaz de sustituir al concentrado comercial en dietas de ovinos de pelo en crecimiento con un nivel de inclusión de 1% del peso vivo, resultado de la combinación de nutrientes, digestibilidad y preferencia de los ovinos hacia este forraje (Espinosa *et al.*, 2006). Doney *et al.* (2006), en el Instituto Tecnológico de Conkal en México, evaluaron los efectos de la sustitución del heno de pasto estrella (*Cynodon nlemfuensis*) en ovinos jóvenes estabulados con 40, 60, y 80% de heno de cayeno (*Hibiscus rosa-sinensis*) obteniendo diferencia significativa ($p < 0,05$) con 60 y 40% (125 gr/día), siendo 2,7 veces mayor que la dieta basada exclusivamente en pasto estrella. También hubo aumento significativo ($p < 0,05$) en el consumo de materia seca en la dieta del 60% y un incremento lineal significativo en la digestibilidad de la materia seca, proteína cruda y fibra detergente ácido.

Moringa oleifera

La moringa, pertenece a la familia botánica *Moringaceae*, género *Moringácea* y agrupa 14 especies, de las cuales se destacan por su importancia económica *Moringa oleifera* y *Moringa stenopetala*, árboles de climas tropicales y subtropicales (Mahmood *et al.*, 2010); es originario del sur del Himalaya. En América tropical se cultiva generalmente como planta ornamental, se cree que fue llevada de la India a África por los ingleses e introducida al Caribe por los franceses y de allí a Centroamérica (Bonal *et al.*, 2012). Se conoce con diversos nombres como palo jeringa, acacia o jazmín francés (Pérez *et al.*, 2010). Es una especie forrajera considerada como alternativa para sistemas silvopastoriles (Ramos *et al.*, 2015),

contiene un perfil de aminoácidos esenciales balanceado (Olson y Fahey, 2011), comparada con otros forrajes, es mayor en cuanto al contenido de proteína cruda y menor en componentes fibrosos (Castro, 2013; Magaña, 2012).

Alcanza 10 a 12 m de altura, con tronco leñoso y recto de 20 a 40 cm de diámetro (Falasca, 2008), con copa abierta tipo paraguas y alta resistencia a plagas (Pérez *et al.*, 2010). Aporta gran cantidad de nutrientes al suelo, lo protege de erosión y desecación y puede ser propagado de manera sexual o asexual (Radovich, 2009).

Es de rápido crecimiento y fácilmente cultivable en varias regiones secas del trópico, bajo siembra intensiva puede mantenerse con 500 mil plantas/ha (Pérez *et al.*, 2010). En cultivo tolera una elevación máxima de 1500 msnm y precipitación anual de 250 a 4000 mm; con períodos de sequía, aunque reduce la producción de hojas, crece a temperaturas entre 15 y 30°C, aunque puede sobrevivir a 0°C por cortos períodos de tiempo, requiere suelos con pH entre 4,5 y 9, arenosos o de buen drenaje y soporta suelos arcillosos (Radovich, 2009).

La producción de forraje oscila entre 24 y 99 toneladas de materia seca por hectárea año, las hojas frescas contienen entre 17 y 24,6% de proteína bruta, 2,73 Mcal de energía metabolizable por kg⁻¹ de materia seca, es rico en vitaminas A, B y C, calcio, hierro y en aminoácidos (metionina y cistina) (Debela y Torela, 2013; Reyes *et al.* 2009); considerándola una planta importante para rumiantes, cerdos, aves y peces (Meza *et al.*, 2016; Nouman *et al.*, 2014), sobre todo en los países tropicales (CONABIO, 2016). Una de las características más llamativas de esta planta, y en especial de sus semillas, es su propiedad insecticida, que la hace una opción muy viable para cultivos, debido a la presencia de lectinas que son nocivas para variados insectos en sus diferentes etapas (Paiva *et al.*, 2012). Estudios realizados en hojas de moringa colectados a diferentes días de rebrote (45, 60 y 75) Jarquín *et al.* (2013) reportan niveles de materia seca de 151 a 170,2 g; proteína cruda de 222,5 a 228,9 g; fibra detergente neutra de 289 a 321.2 g y fibra detergente ácida de 203,1 a 227,6 g por kg de materia seca.

Morus alba

La morera pertenece a la clase *Dicotiledónea*, subclase *Urticales*, familia *Moraceae*, género *Morus*, con varias especies entre las cuales se encuentran: *M. alba*, *M. nigra*, *M. indica* y *M. bombycis* entre otras. El género comprende arbustos y árboles de porte medio, sin espinas, que producen látex y se encuentran distribuidas alrededor del mundo (Prieto, 2015; Castro y Orozco, 2011). Históricamente se conoce su uso en China, desde el año 2640 a. C., de donde migra la producción de seda y el cultivo de morera a Asia y luego Europa, siendo llevada por los españoles a América en 1680 (Llagostera, 2006).

Es una especie forrajera promisoría que se desarrolla bien en disímiles tipos de suelo, principalmente en aquellos de alta fertilidad. El intervalo de corte también constituye un factor determinante en la producción de hojas y está influenciado a su vez por la fertilización y la época del año (Martín *et al.*, 2013). Crece en zonas con foto-período de 9 a 13 horas de luz, se adapta hasta los 2400 msnm, con humedad relativa del 64 a 80% y temperatura de 24 a 28°C, tolera una precipitación promedio anual de 1000 a 3000 mm (Ramírez *et al.*, 2005).

Las hojas de morera pueden contener 26,8% de materia seca, 20,8% de proteína cruda, 30,7% de fibra detergente neutro, 23,0% de fibra detergente ácido y un contenido de lignina de 5,7% a los 112 días y en el tallo puede estar alrededor de 10,0% (Boschini *et al.*, 2000). Esta especie presenta mayor producción en suelos profundos, de textura liviana a media, que posean alta cantidad de materia orgánica, con pH cercano a 7 y que no sean inundables (Hurtado *et al.*, 2012). Se caracteriza por presentar hojas grandes y delgadas, de 11 a 36 cm de largo por 9 a 23 cm de ancho. Es de forma ovalada con ápice terminado en punta, borde aserrado, con una superficie ligeramente corrugada, de color verde claro en los crecimientos nuevos y verde oscuro en las hojas maduras (Castro y Orozco, 2011).

Para obtener un cultivo de morera, con una buena producción de hoja y de fácil mantenimiento, las estacas deben sembrarse a 50 cm entre sí, de tal manera que

el espacio existente entre las plantas no permita el crecimiento de arvenses y por tanto no se requiera el uso de herbicidas (Hahn-von-Hessberg *et al.*, 2018). Se recomienda su uso para cultivo en callejones, gracias a sus escasas raíces laterales, raíces verticales profundas y rápido crecimiento, poca sombra y gran rendimiento en producción de biomasa. La técnica de cultivo en forma de callejones busca sembrar variedades de plantas de ciclo corto entre filas de árboles, proporcionando protección contra corrientes de viento y los rayos solares, además de aportar nutrientes al suelo (Montesinos, 2010).

La morera se ha usado en diferentes producciones pecuarias (Ruíz *et al.*, 2014), como en la alimentación de corderos al suministrarse de manera fresca presentándose un aumento de peso promedio de 80 g/día; en cabras la producción de leche aumentó un 30% (Leyva-Cambar *et al.*, 2012). González y Becerra (2012) mencionan que la inclusión de 30% de morera en la dieta no afecta los parámetros ruminales y, lejos de esto, optimiza la fermentación por el alto contenido de compuestos nitrogenados (Velázquez y González, 2011).

Pennisetum purpureum

También llamado pasto elefante, napiergrass, king grass o linya mungu es una gramínea perenne de la tribu *Paniceae*, gigante, originaria de África tropical y húmeda, particularmente de Uganda y naturalizada en América tropical y subtropical. La mayoría de los tipos son de altos y robustos tallos superior a 3 metros de altura, aunque han sido desarrollado tipos enanos. De raíces gruesas y rizomatosas, tallos cilíndricos y sólidos, folíolos lanceolados, generalmente pubescentes, que pueden alcanzar una longitud de 1.25 m; por la aplicación constante de abonos orgánicos, se favorecen el desarrollo de las raíces, principal vía de nutrición de plantas y pastos (Cervantes, 2012).

Su inflorescencia es una espiga de forma cilíndrica que se forma en el ápice de los tallos, cubierta densamente por espiguillas y en nuestras condiciones no produce

semilla viable; presenta alta tasa fotosintética y consecuentemente alta producción de materia seca. Es una especie que se adapta bien a las condiciones tropicales y subtropicales, desde el nivel del mar hasta los 1,800 metros, obteniéndose su mejor desarrollo por debajo de los 1,500 m.s.n.m., con temperaturas entre 17° a 27 °C, siendo la óptima 25° C, con una humedad relativa entre el 60 y el 80 por ciento; con una precipitación de 1.200-2.200 mm/año (CORPOICA, 2013).

El contenido de proteína cruda tiene por lo general rangos que van desde 3% al 20% e inclusive mayores en las plantas más jóvenes. La proteína verdadera generalmente constituye entre el 75 y 85% de la proteína bruta. Los pastos de alto rendimiento, como los *Pennisetum*, permiten incrementar la producción por hectárea y con ello la capacidad de carga, factores determinantes en la mejora de la productividad de los sistemas de producción de leche y la rentabilidad de las fincas (Holmann *et al.*, 2003).

Debido a su rápido crecimiento, los pastos tropicales, pierden rápidamente su valor nutritivo con la madurez. Investigaciones realizadas en pasto maralfalfa (*Pennisetum spp*), indican que su calidad nutricional cambia con la edad de corte; es decir, disminuyen las concentraciones de proteína bruta (PB), extracto etéreo y carbohidratos no estructurales, aumenta la fibra neutro detergente (FND) y se mantienen sin cambios las concentraciones de lignina y cenizas (Correa, 2006).

Araya y Boschini (2005) plantean que, en general, los cultivares de *P. purpureum* presentan mayor relación de hoja/tallo conforme avanza la edad; sin embargo, este crecimiento no es proporcional debido a que la producción de material en forma de tallo supera a la producción de hoja; con lo cual se obtiene, entonces, una relación hoja/tallo menor, conforme avanza la edad del pasto. Lo mencionado anteriormente afecta la producción de forraje, obteniéndose bajos rendimientos al realizar el corte a edades tempranas, como envejecimiento de las hojas, conforme con el incremento de la fibra, elongación y diámetro. Resultados similares a los encontrados acorde con el aumento de la edad (González *et al.*, 2011). La edad de corte temprana (45

días) o tardía (120 días) no proporciona adecuados resultados, debido al deterioro que se produce en el área forrajera. Las edades de corte fijas, durante todo el año, tampoco ofrecen buenos resultados; y se sugiere, en general, que durante el periodo seco los cortes no se efectúen con una edad de rebrote mayor de 90 días, mientras que en el periodo lluvioso ésta no debe ser menor de 60 días (Herrera y Ramos, 2006).

SALVADO DE TRIGO

Los cereales son la fuente de energía y nutrientes más importante en la alimentación humana y animal (Serna-Saldivar, 2010; Koehler y Wieser, 2013), distinguiéndose entre ellos el trigo (*Triticum aestivum* L.), del cual se obtiene harina como producto principal; salvado y germen como subproductos (Dexter y Sarkar, 2004). El trigo ha sido cultivado desde inicios de la civilización (Javed *et al.*, 2012) y actualmente es el tercer cereal con mayor producción a nivel mundial, con un volumen anual de alrededor de 729 millones de toneladas (Faostat, 2016). De acuerdo con la producción mundial de trigo y el porcentaje destinado a molienda, se calculan 12 millones de toneladas de proteínas del salvado de trigo subutilizadas (CANIMOLT, 2014; Faostat, 2016).

Dependiendo del cultivar, el salvado de trigo contiene de 9,9 y 18,6 % de proteínas (Aprich *et al.*, 2014; Reisinger *et al.*, 2014) con mejor calidad que la harina. Se destina en su mayor parte a la alimentación animal (Heuzé *et al.*, 2013) y tradicionalmente ha recibido menor atención en lo que respecta a sus propiedades nutrimentales, fitoquímicas y funcionales (Prückler *et al.*, 2014). De entre los componentes del salvado de trigo, sus proteínas han sido las menos estudiadas, a pesar de tener mayor calidad que las de la harina de este cereal, debido a un mejor balance de aminoácidos (Stevenson *et al.*, 2012).

El salvado de trigo contiene un 20% de almidón y 35 a 40% de fibra detergente neutro, compuesta fundamentalmente por hemicelulosa y celulosa poco lignificada.

Las características físicas de la fibra (tamaño de partícula, densidad, capacidad de retención de agua) son adecuadas para acelerar el tránsito digestivo, lo que tiene interés en piensos para rumiantes y conejos, y prevenir problemas de estreñimiento en cerdos. El salvado es una fuente importante de ácido linoleico, que representa un 57% de la grasa total, y de minerales, pues el 80% de estos se encuentran en la capa aleurona y en el pericarpio, además contiene mayor porcentaje de lisina y treonina que el grano de trigo (Blass *et al.*, 2010).

PROBIÓTICO

Los probióticos constituyen un grupo amplio de aditivos que incluye cultivos de bacterias y hongos. La mayoría de las bacterias utilizadas en rumiantes pertenecen a las especies *Bacillus*, *Enterococcus* y *Lactobacillus* y entre los hongos destacan *Aspergillus oryzae* y la levadura *Saccharomyces cerevisiae*. En general, los cultivos de bacterias son más utilizados en animales jóvenes y los cultivos fúngicos se administran a animales con rumen funcional (Carro *et al.*, 2014).

Danisco Animal Nutrition (2013), señala que el uso de enzimas y levaduras en la dieta de los animales tiene un efecto favorable en su flora intestinal debido a que provoca un aumento del número de bacterias anaerobias y celulolíticas en el rumen, así como un incremento de su actividad. Las levaduras necesitan azúcares y almidón para su metabolismo, lo captan del medio ruminal evitando que estos sean empleados por microorganismos productores de ácido láctico, reduciendo así los niveles de este ácido en el rumen, estabilizando el pH ruminal y manteniéndolo en niveles adecuados para una fermentación, como consecuencia se produce un aumento en la degradación de la fibra y en la producción de ácidos grasos volátiles, lo cual se traduce en una mejora de la eficiencia de utilización del alimento.

Blanch (2015), asegura que la inclusión de probióticos en la dieta animal ha demostrado ser de gran importancia, ya que la microflora del rumen se vuelve doblemente útil para el rumiante al ser un activo degradador de los aportes

alimentarios y, a la vez, aportar elementos nutricionales derivados de su lisis. Además, aumenta la digestibilidad de la fibra, contribuyen al mantenimiento de la integridad y estabilidad de la flora intestinal, porque dificultan la proliferación de microorganismos perjudiciales, previniendo la aparición de enfermedades y mejora el rendimiento productivo (Vázquez, 2015), teniendo en cuenta que bajo los métodos de manejo intensivos de hoy, los animales de granja son muy susceptibles al desbalance bacteriano entérico, conduciendo a una insuficiente conversión de los nutrientes y a un retardo en el crecimiento (Escobar, 2017).

Los probióticos se clasifican como aditivos alimentarios e incluye organismos microbianos vivos o muertos de los géneros *Lactobacillus*, *Streptococcus*, *Enterococcus*, *Bacillus* y *Saccharomyces*, productos de la fermentación microbiana, productos metabolizables, metabolitos de proteínas y sustancias derivadas, ácidos orgánicos tales como el láctico, cítrico, acético, fumárico, y otros, así como enzimas principalmente de tipo hidrolíticas. El empleo de los probióticos se ha asociado con efectos benéficos potenciales como mejor digestión de lactosa, reducción de la inflamación intestinal, flatulencias, reducción de la incidencia de diarrea después del tratamiento con antibióticos, estimulación del sistema inmune, mayor resistencia a las infecciones, reducción de la incidencia de reacciones alérgicas, protección contra algunos tipos de cáncer, reducción de los niveles de colesterol e incidencia de enfermedades cardíacas (García *et al.*, 2005).

El incremento en la producción ovina ha llevado a buscar estrategias nutricionales para acelerar el crecimiento de los animales en las granjas, es por esto que el uso de probióticos ha tomado un auge importante en los animales. Los probióticos están definidos como aditivos alimentarios formados por microorganismos vivos que influyen beneficiosamente en la salud del hospedero, utilizados como promotores de crecimiento. Se puede decir que su ventaja es que son bacterias benéficas que no generan residuos ni en la leche ni en la carne, y no incrementan el riesgo de resistencia antimicrobiana. El uso de microorganismos probióticos, contribuye al mantenimiento de la integridad y estabilidad de la flora intestinal, porque dificulta la

proliferación de microorganismos perjudiciales, lo cual ayuda a prevenir la aparición de enfermedades y mejorar el rendimiento productivo (Vázquez, 2015).

Saccharomyces cerevisiae

Saccharomyces cerevisiae ha sido ampliamente evaluado, los estudios en rumiantes contemplan efectos en la fermentación ruminal y en la respuesta animal (Sales, 2011); sin embargo, se han obtenido resultados variables (Duarte *et al.*, 2012), con incremento en la concentración de ácidos grasos volátiles, sugiriendo una mejora en la eficiencia de la fermentación ruminal y un mayor rendimiento debido a un incremento en la digestión de la fibra y en el consumo de materia seca (Zaworski *et al.*, 2014). En contraste, en otras investigaciones el consumo y el pH ruminal no fueron afectados por el uso de la levadura (Allen y Ying 2012).

El cultivo de *S cerevisiae* se caracteriza por un perfil lipídico constituido de entre un 75,4 a 80,3% de ácidos grasos insaturados palmitoleico y oleico (Tronchoni *et al.* 2012), lo que sugiere una fuente alterna de éstos ácidos grasos en el tejido adiposo del animal y de alguna forma podría disminuir los niveles de colesterol total, lipoproteínas de baja densidad y triglicéridos en el plasma sanguíneo del consumidor (Gnoni *et al.* 2010).

El uso de levaduras en rumiantes se remonta a 1925, con la publicación de un artículo de Eckles *et al.*, sobre su uso como suplemento alimenticio en vacas lecheras, quienes señalaron la levadura de cervecería como una excelente fuente de proteína (Saro *et al.*, 2017). Las mejores respuestas en rumiantes se han observado en lechería y los efectos reconocidos se atribuyen principalmente al aumento de la degradación de la celulosa en el rumen y del flujo de proteína microbiana al intestino (Agromontez, 2018).

Este efecto puede ser la consecuencia de varias acciones, por un lado, las levaduras necesitan azúcares y almidón para su metabolismo, que son captados

del medio ruminal, lo cual evita que estos nutrientes puedan ser empleados por microorganismos productores de ácido láctico, reduciendo sus niveles en el rumen y contribuyendo a estabilizar el pH ruminal para una fermentación óptima; como consecuencia, se produce un aumento de la degradación de la fibra y de la producción de ácidos grasos volátiles, lo que se traduce en una mejora de la eficiencia de utilización del alimento (Suárez y Guevara, 2017). Además, al aumentar la degradación de la fracción fibrosa del alimento, se puede estimular la ingestión (Saro *et al.*, 2017). La respuesta de animales en lactancia y crecimiento es variable, porque depende en gran medida del tipo de dieta utilizada (Cifuentes, 2013).

El mecanismo de acción de las levaduras es múltiple y complejo: Eliminan trazas de oxígeno que penetran en el rumen, lo cual favorece el crecimiento de las bacterias anaerobias estrictas; compiten con las bacterias amilolíticas productoras de lactato por la glucosa y oligosacáridos, lo cual disminuye la producción de lactato; liberan al medio ruminal ácido málico que favorece el crecimiento de *Selenomonas ruminantium*, capaz de metabolizar el lactato a propionato; y producen nutrientes que estimulan el crecimiento de las bacterias ruminales (Saro *et al.*, 2017).

S. cerevisiae produce incrementos en las poblaciones de bacterias viables totales, así como en la tasa de degradación de la fibra en el rumen e incrementos en el flujo de proteína microbiana hacia el intestino delgado, traducido en la mejora de parámetros productivos, tal como lo observó Castañeda, (2018) donde la inclusión en la dieta de *S. cerevisiae* aumentó la producción de leche y el consumo de alimento en vacas que recibían dietas con elevado contenido de concentrado (50-60%). Casas, (2018) evaluó los efectos en el pH ruminal de vacas en lactancia observando que el promedio fue mayor cuando las vacas recibieron levaduras que en el caso contrario. Los resultados positivos sugieren que la suplementación con levaduras redujo el riesgo y la gravedad de la acidosis ruminal subclínica.

Lactobacillus acidophilus

Las bacterias del género *Lactobacillus* se encuentran dentro de las más estudiadas como aditivos microbianos en rumiantes; con la adición de un cultivo mixto de *Lactobacillus acidophilus*, *L. casei* y *L. jugarti* a la dieta de terneros de ceba, se pudo disminuir la cantidad de concentrado y mejorar el rendimiento de los animales (Cifuentes *et al.*, 2013); de manera similar, Sorrondegui *et al.*, (2012) añadieron un cultivo de *L. acidophilus* a la dieta de terneros en crecimiento y observaron una mejora de 10% en la ganancia media diaria.

Casas (2018) observaron que, en vacas, aumentó la producción de leche, y con mayor contenido de proteínas y sólidos no grasos. Pereira *et al.*, (2010) suplementaron terneros con alimento fermentado con diferentes tipos de probióticos (*L. acidophilus* y *Saccharomyces cerevisiae*) y observaron una disminución en la incidencia de diarrea neonatal. En otro estudio sobre la excreción fecal de *Escherichia coli* O157:H17 se observó que al suplementar la dieta del bovino de ceba con una preparación de *L. acidophilus* se disminuyó la excreción fecal de la misma (Cifuentes *et al.*, 2013). López *et al.*, (2015) en ovinos en desarrollo, observaron que la incorporación de un probiótico a base de bacterias lácticas en la dieta favoreció una mejor estabilización del pH y el amoníaco a nivel ruminal, con un incremento en los procesos fermentativos y mayor ganancia de peso vivo.

METODOLOGÍA

LUGAR

El trabajo de investigación se realizó en el área de ovinos de la unidad experimental animal del departamento de producción animal de la Universidad de los Llanos, ubicada en Villavicencio, Meta, con condiciones climatológicas promedio de altitud de 465 msnm, temperatura promedio de 25,5°C en un entorno de clima cálido muy húmedo, precipitación promedio anual es de 4383 mm y humedad relativa entre 67% y 83% (IDEAM, 2018).

UNIDADES EXPERIMENTALES

Se utilizaron diez (10) ovinos machos castrados con peso entre 16 y 18 kg, cruzados entre Camuro (criollo) y Katahdin, distribuidos en los diez (10) tratamientos dietarios, teniendo en cuenta el acostumbamiento a las jaulas y al potrero, a las dietas, silos y comederos y al manejo por parte del personal involucrado en el proyecto.

INSTALACIONES

Los animales se mantuvieron en un aprisco cubierto (Imagen 1) para evitar las inclemencias del clima y solo se permitió el paso a personal autorizado por bioseguridad, estuvieron en jaulas individuales para facilitar el suministro y estimar el consumo de la dieta. El alimento se almacenó en bodega, junto a los insumos y material de desarrollo del proyecto.

ALIMENTACIÓN

Los diez (10) tratamientos (Tabla 1) dietarios tuvieron como base de alimentación (Imagen 2) de pasto king grass (*Pennisetum purpureum*), empleándose suplementos arbóreos como cayeno (*Hibiscus rosa-sinensis*), moringa (*Morus alba*) y morera (*Morus alba*) a razón de 300 g de materia seca animal día; con y sin adición de los probióticos *Lactobacillus acidophilus* y *Saccharomyces cerevisiae* en

proporción 1:50 diluidos en 5 mL de agua (2×10^2 UFC/L) (Lila *et al.*, 2004); agua fresca a voluntad y sal mineralizada en un período de 60 días, con 15 días de adaptación y 45 días de tomas de datos. Las dietas de los ocho tratamientos fueron isoenergéticas (2,8 megacalorías/kg materia seca) e isoproteicas (14%), estimando un consumo en materia seca de 1,6 kg por animal (NRC, 2007). El material arbustivo se obtuvo en la Granja Barcelona, por poda periódica, para oferta en fresco.



Imagen 1. Unidad de ovinos – Granja Barcelona

Tabla 1. Tratamientos dietarios

Tratamiento	Arbustivas	Probióticos
T1	Sin	Sin
T2	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>	Sin
T3	<i>Moringa oleifera</i>	Sin
T4	<i>Morus alba</i>	Sin
T5	Salvado de trigo	Sin
T6	Sin	Con
T7	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>	Con
T8	<i>Moringa oleifera</i>	Con
T9	<i>Morus alba</i>	Con
T10	Salvado de trigo	Con



Imagen 2. Alimentación de ovinos experimentales

TOMA DE MUESTRAS

Se realizó toma de muestra sanguínea (Imagen 3) cada diez (10) días, colectada con jeringa por venopunción en la vena yugular, extrayendo 5 mL de sangre a cada uno de los animales, colectada en tubo tapa roja sin anticoagulante y llevadas al laboratorio clínico de la Universidad de los Llanos en donde se procesaron de acuerdo a las técnicas establecidas para espectrofotometría, para un total de siete muestreos a lo largo de 2 meses de estudio.



Imagen 3. Toma de muestra sanguínea vena yugular

TÉCNICAS DE LABORATORIO CLÍNICO

Después de hacer la toma de muestras se procedió a procesarlas bajo los siguientes protocolos:

Determinación enzimática del colesterol

Se requirió suero sanguíneo conservado de 2 a 8°C en tubo rojo sin anticoagulante, empleando los siguientes reactivos:

R: piper a un pH de 6,9	90 mmol/L
Fenol:	26 mmol/L
Colesterol oxidasa (CHOD):	300 u/L
Peroxidasa (POD):	650 u/L
4- aminofenazona (4-AF):	0,4 mmol/L
Colesterol CAL patrón primario acuoso de colesterol	

En la (Tabla 2) Se realizó el siguiente procedimiento: Se tomó el tubo con sangre, se llevó a la centrifuga a 1500 rpm durante 10 minutos y luego mediante una pipeta se pasó a un tubo de ensayo y se calibró el analizador de lecturas con agua destilada. Se mezcló e incubó 5 minutos a 37°C para luego poner en la boquilla del analizador de lecturas.

Tabla 2. Procesamiento determinación contenido de colesterol

	Blanco	Patrón	Muestra
R (MI)	1,0	1,0	1,0
Patrón n (Nota1-2) (uL)	..	10	..
Muestra (uL)	--	--	10

Fuente: SPINREACT S.A. 2018

Determinación enzimática de la glucosa

Se procesó el tubo muestra con sangre bajo las indicaciones establecidas por el laboratorio de la Universidad y el proveedor de reactivos. La muestra de suero o plasma, libre de hemólisis, el suero debió separarse lo antes posible del coágulo. Se emplearon los siguientes reactivos:

R. hidroximetil aminometano (TRIS) pH 7,4:	92 mmol/L
Fenol:	0,3 mmol/L
Glucosa oxidasa (GOD):	15000 U/L
Peroxidasa (POD):	1000 U/L
4 - Aminofenazona (4-AF):	2.6 mmol/L
Glucosa CAL patrón primario acuoso de glucosa	100 mg/dL

En la (Tabla 3) Se ajustó el analizador de lecturas con agua destilada y se llevó la muestra a centrifuga por 15 minutos a 1500 rpm, se tomó en pipeta el suero, y luego se pasó a un tubo de ensayo, se agregaron los reactivos y se mezcló e incubó 10 minutos a 37°C o 20 min a temperatura ambiente (15-25°C) para luego pasar el tubo por la boquilla del lector analizador y esperar los resultados.

Tabla 3. Procesamiento determinación contenido de glucosa

	Blanco	Patrón	Muestra
R ml	1.0	1.0	1.0
Patrón uL	--	1.0	--
Muestra uL	--	--	1.0

Fuente: SPINREACT S.A. 2018

Determinación enzimática de triglicéridos

El tubo con el suero se sometió al protocolo bajo los parámetros indicados, empleando suero y plasma, con los siguientes reactivos:

R. GOOD pH 6,3:	50 mmol/L
p-Clorofenol:	2 mmol/L
Lipoprotein lipasa (LPL):	2 mmol/L
Glicerol quinasa (GK):	150000u/L
Glicerol-3-oxidasa (GPO):	500 U/L
Peroxidasa (POD):	3500 U/L
4 - Aminofenazona (4-AF):	0,1 mmol/L
ATP	0,1 mmol/L

Se ajustó el lector con agua destilada y se llevó la muestra a centrifuga por 15 minutos a 1500 rpm, mediante una pipeta se adicionó el suero a un tubo de ensayo y se agregaron los reactivos, se mezcló e incubó 5 minutos a 37°C y luego se pasó por la boquilla del lector para obtener resultados (Tabla 4).

Tabla 4. Procesamiento determinación contenido de triglicéridos.

	Blanco	Patrón	Muestra
R ml	1.0	1.0	1.0
Patrón u/L	--	1.0	--
Muestra u/L	--	--	10

Fuente: SPINREACT S.A. 2013

Determinación enzimática de alanina aminotransferasa (ALT)

Para la determinación de ALT en el laboratorio se siguió el protocolo específico con una muestra de suero con:

Reactivo 1 tampón TRIS pH 7,8	100 mmol/L
L-Alanina	500 mmol/L
Reactivo 2 sustrato nicotinamida adenina dinucleótido NADH	0,18 mmol/L
Lactato deshidrogenasa LDH	1200 U/L
Alfa-cetoglutarato	15 mmol/L

Se llevó la muestra a centrifuga por 15 minutos a 1500 rpm, se utilizó una pipeta para transportar el suero a un tubo de ensayo, se ajustó el lector con agua destilada, y se tomó el suero con la pipeta a un tubo de ensayo, 1 ml del reactivo 1 y 100 u/L de la muestra, se agitó por 5 minutos suavemente para que se homogenizara y se pasó por la boquilla del lector para la lectura de los resultados.

Determinación enzimática de aspartato aminotransferasa (AST)

Los tubos con suero se procesaron con los siguientes reactivos:

R1. Tampón TRIS pH 7,8	80 mmol/L
L-Aspartato	200 mmol/L
R2. Substrato, NADH	0,18 mmol/L
Lactato deshidrogenasa LDH	800 U/L
Malato deshidrogenasa MDH	600 mmol/L
Alfa-Cetoglutarato	12 mmol/L

Se llevó la muestra a centrifuga (Tabla 5) por 15 minutos a 1500 rpm, luego al procesador seleccionando el recipiente correspondiente al lector con agua destilada para luego disolver el suero de la muestra a los reactivos para hacer la lectura (Imagen 4).

Tabla 5. Procesamiento determinación contenido de AST

Tiempo real ml	1.0
Muestra	100

Fuente: SPINREACT S.A.,



Imagen 4. Reactivos y centrifuga eléctrica

ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los datos se analizaron mediante ANOVA de medidas repetidas, la normalidad de los mismos se evaluó con el test de Mauchly y la comparación de medias se realizó por test de Bonferroni con un nivel de significancia del 5%. La información se procesó con el programa estadístico SPSS v.23, con el fin de evaluar los cambios en las variables evaluadas glucosa, AST, ALT, triglicéridos y colesterol en los ovinos alimentados con gramíneas y suplementados con arbóreas y probióticos. Se aplicó un diseño experimental en bloques completamente al azar comparando los diez tratamientos, bajo el siguiente modelo:

$$Y_{ij} = \mu + t_i + r_j + \varepsilon_{ji}$$

Donde

Y_{ij} = Observación de la j-esima unidad experimental del i-esimo tratamiento

μ = Media poblacional

t_i = Efecto del i-esimo tratamiento

r_j = Efecto de la j-esima repetición

ε_{ji} = Error experimental de la población ji , cuyas hipótesis son:

$$H_0: \mu_1 = \mu_2 = \mu_3 = \mu_4 = \mu_5$$

$$H_a: \mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3 \neq \mu_4 \neq \mu_5$$

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados del análisis bromatológico de los forrajes del estudio se presentan en la tabla 6. *Morus alba* y *Moringa oleifera* tuvieron los mayores contenidos de proteína, mientras que *Pennisetum purpureum* tuvo un contenido de proteína de 10,0% menor al reportado por Bemhaja (2000) (15,48%) y por Valenciaga *et al.*, (2001) (11,4%). Guzmán *et al.* (2011) encontraron 24,3% de materia seca en *Hibiscus-rosa sinensis* en Nayarit, México, valor que es inferior en 0,3% al obtenido en el presente estudio. García, (2003) encontró en hojas de *Morus alba* un nivel de proteína mayor en 1,5 unidades porcentuales al presente estudio (21,1%). En *Moringa oleifera*, Jarquín *et al.*, (2013) reportaron un contenido de materia seca similar (17,0%) a los 45 días de rebrote, pero resultó superior en proteína (22,2%) y FDN (28,9%). Debela *et al.*, (2013) encontraron FDN similar (15,4%), mientras que Rodríguez *et al.*, (2014) encontraron 22% de proteína y 40,5% de FDN, valores que superaron los hallados en el estudio.

Tabla 6. Análisis bromatológico de los forrajes de estudio

Nombre	MS	Proteína	Grasa	ENN	FC	FDN
<i>Pennisetum purpureum</i>	15,5	10,0	2,8	45,8	28,7	57,0
<i>Hibiscus-rosa sinensis</i>	24,7	13,9	4,2	58,1	6,9	35,8
<i>Morus alba</i>	34,0	19,6	2,5	54,6	8,9	28,3
<i>Moringa oleifera</i>	17,6	18,6	2,46	62,4	2,9	15,2

MS= Materia seca; ENN= Extracto no nitrogenado; FC= Fibra cruda; FDN= Fibra detergente neutro

Glucosa sanguínea

Los promedios de la variable glucosa sérica, se observan en la tabla 7. Las pruebas de efectos intra-sujetos muestran que en el estudio existe efecto principal ($P < 0.05$) del factor de inclusión del probiótico ($F(1) = 54,463$; $\eta^2 = 0,916$) que explica el 91,6% de la varianza de este parámetro en los ovinos muestreados; mientras que el factor de suplementación con arbustivas ($F = 303,75$; $\eta^2 = 0,993$) y de interacción entre arbustiva y probiótico ($F = 67,75$; $\eta^2 = 0,971$) no tuvieron efecto significativo ($P > 0.05$). En las comparaciones múltiples de las arbustivas mediante el test de Bonferroni, se

observó que existe diferencia ($P < 0.05$) en el comportamiento del *Hibiscus-rosa sinensis* y el salvado de trigo; de otro lado en el factor probiótico se observó diferencia estadística ($P < 0.05$) en *Moringa oleifera* con y sin adición de probióticos. La suplementación con *Moringa oleifera* produjo mayor contenido de glucosa plasmática ($65,06 \pm 12,14$ mg/100 mL); para todas las demás comparaciones no hubo diferencias ($P > 0,05$). *Morus alba*, *Hibiscus-rosa sinensis*, *Pennisetum purpureum*, salvado de trigo.

Tabla 7. Glucosa sérica en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos

Tratamiento	Valor de referencia	Glucosa mg/100 mL	
		Sin probiótico	Con probiótico
<i>Pennisetum purpureum</i>		61,88 ± 5,95	66,83 ± 12,98
<i>Hibiscus-rosa sinensis</i>	50 – 80 mg/100mL	56,68 ± 10,55	58,45 ± 8,93
<i>Moringa oleifera</i>		55,40 ± 11,03 ^a	65,06 ± 12,14 ^b
<i>Morus alba</i>		61,61 ± 3,79	71,31 ± 7,77
Salvado de trigo		64,61 ± 7,47	63,68 ± 11,21

*Letras diferentes en la misma fila indica diferencias estadísticamente significativas según prueba de Mauchly. ($p < 0.05$).

Los niveles de glucosa plasmática de los tratamientos coinciden con los valores fisiológicos de referencia para la especie (Kaneko, 1997; Meyer y Harvey, 2004), lo cual indica que el suministro de la leguminosa y el probiótico influyeron más en la concentración de glucosa que en colesterol, además los animales tuvieron en pastoreo y solo se le suministraba el probiótico durante la mañana con jeringa dosificada al animal correspondiente.

Los ovinos suplementados con *Pennisetum purpureum* sin adición de probiótico (T1), tuvieron un nivel de glucosa en promedio de 61,88 mg/100 mL, valor inferior al reportado en Cuba por González *et al.*, (2015) en cabras (63,59 mg/100 mL) con dieta a base del mismo pasto con 27 días de rebrote; mientras que en el mismo estudio al suplementar en proporción de 40:60 con *Moringa oleifera*, el nivel de glucosa ascendió a 74,76 mg/100 mL, valor que no fue superado por ninguno de los tratamientos del estudio. Esto se da por mal manejo de las arbustivas se suministraron alimento con mucho contiene mucha materia seca, fibra y menos

proteína. Por otro lado, Guerrero *et al.*, (2016) en ovinos suplementados con residuo seco de cervecería y fibra de maíz en Venezuela, obtuvieron un promedio de glucosa de $59,30 \pm 16,11$ mg/dL, valor que superó al tratamiento con cayeno y moringa sin adición de probiótico, pero no al grupo testigo con y sin probiótico, lo cual pudo presentarse porque son alimentado son muy tocos que tiene un periodo de corte ya pasado y estos pierden todo su nutriente.

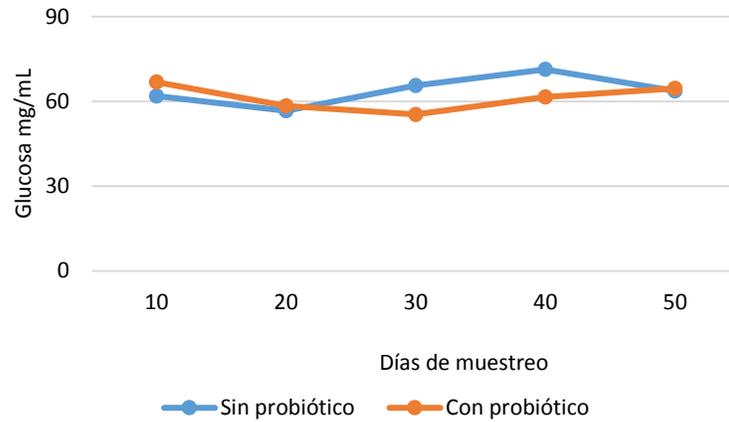
En ovinos criollos en pastoreo extensivo diurno de *Brachiaria decumbens*, *Cynodon plectostachyus* y *Gliricidia sepium* en Santander, Rueda, (2019) encontró un nivel de glucosa de 57,31 mg/dL, valor que fue superado por los tratamientos con la arbustiva *Morus alba*, por el salvado de trigo y el grupo testigo.

Los valores hallados pueden indicar un balance energético positivo, acompañado de un aporte nutricional de energía, donde el organismo no metabolizó las reservas de glucosa para satisfacer sus requerimientos energéticos (García, 1976); a pesar del estrés que pudo causar la oferta diferenciada de arbustivas en los tratamientos, según lo planteó Gioffredo, (2011). La ausencia de diferencia estadística en la glucosa plasmática pudo coincidir con el eficiente control homeostático de los ovinos (Posada *et al.*, 2012).

La adición de probióticos sólo tuvo diferencia estadística ($P < 0,05$) en la suplementación con *Moringa oleifera*, mientras que en las otras arbustivas no se presentó dicho efecto, concordando con autores como Piva *et al.*, (1993) y Doreau *et al.*, (1998). La moringa es una leguminosa que puede crecer en todo tipo de suelos desde ácidos hasta alcalinos, su buena adaptación del forraje, buena cantidad de carbohidratos nutrientes en comparación a las otras arbustivas; lo cual puede sugerir que el período y manejo de las otras del estudio fue muy corto para lograr resultados significativos en el perfil metabólico.

En la gráfica 1 se observa el comportamiento de la glicemia a lo largo del tiempo de estudio, lo cual concuerda con Ceballos *et al.*, (2002) quienes determinaron que

Saccharomyces cerevisiae tiene efecto hipoglicemiante, al estimular la producción de insulina en el organismo.



Gráfica 1. Comportamiento de los niveles de glucosa sérica en ovinos criollos suplementados con arbustivas forrajeras y probióticos

La glucosa es un sustrato energético de importancia básica y para algunos tejidos única fuente de energía, como en eritrocitos y sistema nervioso central. Numerosos tejidos tienen capacidad de oxidar completamente la glucosa, transformándola en dióxido de carbono; otros la metabolizan hasta llegar al lactato, que se reconvierte en glucosa, principalmente en hígado y en riñones, por gluconeogénesis. Incluso en los tejidos que tienen la capacidad de oxidar totalmente la glucosa, si el oxígeno del que se dispone es insuficiente, se produce lactato (metabolismo anaeróbico); las fuentes de glucosa del organismo son los hidratos de carbono alimentarios y la producción endógena por medio de glucogenólisis y gluconeogénesis. El glucógeno se almacena en el hígado y en los músculos esqueléticos, pero sólo el primero contribuye a la presencia de glucosa en la sangre (Marshall *et al.*, 2013).

La glucosa en sangre está influenciada por la absorción intestinal de carbohidratos y por los depósitos hepáticos y tisulares en forma de glucógeno; a su vez es filtrada en el riñón a través del glomérulo, y en condiciones normales es reabsorbida en los túbulos renales proximales. La hipoglicemia puede deberse a factores relacionados con estados de desnutrición, mala absorción de nutrientes, estrés y hepatotoxicidad

leve a moderada; por otro lado, la hiperglicemia profunda causa glucosuria, en la que la glucosa urinaria aumenta a medida que se saturan los mecanismos de reabsorción, además la glucosa urinaria puede aumentar por daño en los túbulos proximales del riñón (Evans, 2009).

La regulación del nivel sanguíneo de glucosa es indispensable para el correcto funcionamiento de los órganos corporales, de hecho, cuando la concentración de glucosa disminuye por debajo de la mitad de lo normal, se desarrolla una irritabilidad mental extrema y, en ocasiones, incluso aparecen convulsiones. En situaciones especiales se ha demostrado que la ausencia de glucosa en la sangre perfundida provoca vasodilatación tisular local (Guyton y Hall, 2011).

Gran parte de células requieren glucosa como las del cerebro y tejidos nerviosos que la metabolizan por completo hasta generar CO₂; pero los eritrocitos y leucocitos la convierten a lactato por glucólisis aerobia y liberan el metabolito en la circulación. El hígado convierte el lactato en glucosa y queda disponible para su uso en los tejidos periféricos, proceso que corresponde al ciclo de Cori (Odom *et al.*, 2013).

Colesterol

En la tabla 8 se observan los promedios de colesterol en sangre, los niveles mostrando diferencia significativa estadística ($P < 0,05$), puesto que disminuyen los valores con la adición de probióticos en los tratamientos con *Pennisetum purpureum*, *Hibiscus-rosa sinensis* y salvado de trigo; mientras que el caso contrario se observó en *Mora alba* y *Moringa oleifera*, es decir, un aumento en comparación con los valores de referencia para la especie, lo cual ha sido asociada negativamente con la salud y funcionalidad hepática; y es de esperar que los animales que tengan la capacidad de detoxificar grandes cantidades de amoníaco aumento de la insulina en el animal.

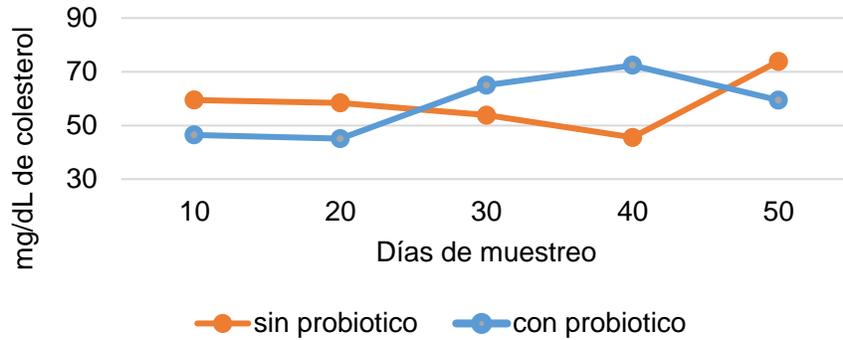
Tabla 8. Colesterol sérico en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos

Tratamiento	Valor de referencia	Colesterol mg/dL	
		Sin probiótico	Con probiótico
<i>Pennisetum purpureum</i>		59,48 ± 16,07 ^b	46,43 ± 12,55 ^a
<i>Hibiscus-rosa sinensis</i>		58,40 ± 11,93 ^b	45,08 ± 5,61 ^a
<i>Moringa oleífera</i>	52 – 76 mg/dL	53,81 ± 16,23 ^a	64,98 ± 14,24 ^b
<i>Morus alba</i>		45,55 ± 15,07 ^a	72,35 ± 11,63 ^b
Salvado de trigo		73,88 ± 10,91 ^b	59,38 ± 18,57 ^a

*Letras diferentes en la misma fila indica diferencias estadísticamente significativas según prueba de Mauchly. (p<0.05).

En la gráfica 2, según Ríos *et al.*, (2006) un aumento del colesterol estaría asociado con un incremento del aporte energético de la ración. El colesterol hallado por González *et al.*, (2015) en cabras pastoreando *Pennisetum purpureum* fue de 55,84 mg/100 mL, y cuando se suplementó con *Moringa oleífera* los valores aumentaron a 66,29 mg/100 mL. En el estudio de Rueda (2019) se reportó un nivel de colesterol plasmático de 69,88 mg/dL, valor que superó los resultados obtenidos con las arbustivas estudiadas sin la adición del probiótico, siendo menor (P<0.05) en la suplementación con *Morus alba* adicionando probiótico (72,35 mg/dL), así como por el obtenido con salvado de trigo sin inclusión de probiótico (59,38 mg/dL). El efecto en el nivel de colesterol con la adición de probiótico en la suplementación con *Hibiscus-rosa sinensis*, se debe a diversos extractos de hibisco que han demostrado ser capaces de disminuir los niveles plasmáticos de colesterol total e inhibir la oxidación del LDL-colesterol, además de sus propiedades antimicrobianas, hipoglucemiantes y quimioprotectoras, según lo describe Carretero y Ortega, (2016).

El colesterol es el principal esteroide en el cuerpo y se produce principalmente como la forma libre no esterificada, que es un componente fundamental de las membranas celulares y micelas biliares; y es el precursor de las hormonas esteroideas, vitamina D y ácidos biliares. Puede ser sintetizado por el hígado y otros tejidos, aunque la principal fuente es la ingesta (Evans, 2009; Bruss, 2008).



Gráfica 2. Comportamiento de los niveles de colesterol sérico en ovinos

Las vías de eliminación son variables entre las especies animales, lo cual explica las diferencias observadas en los perfiles lipoproteicos de diversos mamíferos, siendo la velocidad y eficiencia de dicho proceso un factor determinante en los niveles de colesterolemia (Osorio *et al.* 2012). Durante la colestasis, la síntesis del colesterol es mayor y esto se traduce en mayores concentraciones plasmáticas de colesterol y lipoproteínas de baja y muy baja densidad (LDL y VLDL) (Evans, 2009).

El colesterol es un derivado del ciclopentanoperhidrofenantreno que posee el -OH del C3 en posición α o beta y una doble ligadura entre el C5-6. El nombre químico del colesterol es el 3 β -hidroxi-5,6-colesten-3 β -ol. Se presenta como un sólido de color blanco, insoluble en agua, muy soluble en cloroformo, benceno. El colesterol y los ésteres de colesterol son lípidos importantes en la dieta y provienen de las grasas y fosfolípidos de las plantas (Bradford, 2010).

Un mecanismo mediante el cual la hormona tiroidea reduce la concentración plasmática de colesterol consiste en el notable aumento de la secreción de colesterol hacia la bilis y su pérdida consiguiente por las heces. Un factor importante que provoca la aterosclerosis es el incremento de concentración plasmática de colesterol en forma de lipoproteínas de baja densidad (Guyton y Hall, 2011). El

colesterol se sintetiza en el hígado, por lo cual las lesiones hepáticas causan acumulación de grasa; los cambios en los niveles de colesterol sanguíneo son poco identificables, pero se atribuyen a factores nutricionales, intestinales, hepáticos, renales, hormonales y cardíacos. Un incremento de ácidos biliares en el plasma se asocia a colestasis, aunque también tiende a alterarse el metabolismo de proteínas hepáticas, pero los incrementos también se pueden atribuir a cambios hormonales de forma secundaria (Evans, 2009). También se ha encontrado que los niveles de colesterol se incrementan por la dieta administrada (Sánchez *et al.*, 2011).

Se ha demostrado que distintos medicamentos que reducen los lípidos y el colesterol del plasma ayudan a evitar la aterosclerosis, porque la mayor parte del colesterol sintetizado en el hígado se transforma en ácidos biliares que pueden ser eliminados a través del tracto gastrointestinal (Guyton y Hall, 2011). El colesterol es un metabolito afectado por condiciones climáticas y especialmente por la temperatura ambiental, es así que los niveles de ingesta de alimento se incrementan en épocas frías para mantener el calor corporal (Quíntela *et al.*, 2011).

Triglicéridos

Los valores de triglicéridos séricos (Tabla 9) no presentaron diferencias estadísticas ($P>0.05$) en ninguno de los tratamientos. El valor de triglicéridos reportado por González *et al.*, (2015) en cabras en pastoreo con *Pennisetum purpureum* fue 13,15 mg/100 mL/dl cuando se suplementó con *Moringa oleífera* el valor aumentó a 14,23 mg/100 mL/dl, concordando con lo reportado por Ayala *et al.*, (2001), quienes manifestaron que los niveles de triglicéridos en el grupo de animales suplementados con *Saccharomyces cerevisiae* había disminuido en el tiempo y que los valores eran similares ($P>0.05$) al del grupo testigo. El comportamiento de este metabolito, como indicador primario del aporte energético de la dieta, pudiera afirmar el balance energético positivo alcanzado en este estudio (Mazur *et al.*, 2009). Ayala *et al.*, (2001), manifestaron que los triglicéridos en el grupo de los rumiantes

suplementados con la levadura habían disminuido con el progreso de los días y que dichos valores eran similares ($P>0.05$) a los del grupo testigo.

Tabla 9. Triglicéridos séricos en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos

Tratamiento	Valor de referencia	Triglicéridos mg/dL	
		Sin probiótico	Con probiótico
<i>Pennisetum purpureum</i>		30,15 ± 12,19	28,35 ± 13,69
<i>Hibiscus-rosa sinensis</i>		26,96 ± 8,91	24,41 ± 9,68
<i>Moringa oleifera</i>	—	29,95 ± 9,30	23,10 ± 5,86
<i>Morus alba</i>		34,75 ± 19,18	33,00 ± 11,47
Salvado de trigo		28,15 ± 7,63	21,80 ± 6,79

*Letras diferentes en la misma fila indica diferencias estadísticamente significativas según prueba de Mauchly. ($p<0.05$)

Los triglicéridos sirven principalmente como una fuente de energía metabólica celular, se acumulan en el tejido adiposo, y son movilizados y transportados en respuesta a las demandas de energía del cuerpo. Los triglicéridos de la dieta son hidrolizados por las lipasas pancreáticas para posteriormente ser esterificados a ácidos grasos. Su metabolismo se produce principalmente en el hígado y tejido adiposo. La acumulación de grasa en el hígado se asocia generalmente con menores valores de triglicéridos en plasma. Son considerados como una fuente de energía, las cuales son consumidos según las necesidades del cuerpo; los valores de triglicéridos sanguíneos varían según la especie; es muy complejo determinar el motivo de variación, pero se relaciona con factores nutricionales, intestinales, hepáticos, hormonales, cardíacos y renales (Evans 2009).

El organismo utiliza los triglicéridos para el abastecimiento de energía a los diferentes procesos metabólicos, función que comparten casi por igual con los carbohidratos. Sin embargo, algunos lípidos, especialmente el colesterol, fosfolípidos y pequeñas cantidades de triglicéridos, se emplean para elaborar las membranas de todas las células del organismo y para ejecutar otras funciones celulares. Los triglicéridos se encuentran habitualmente en forma líquida dentro de los adipocitos (Miguel *et al.*, 2013; Guyton y Hall, 2011).

Alanina aminotransferasa (ALT)

Las pruebas de efecto intra-sujetos en la variable ALT (Tabla 10) mostraron que no hubo efecto de la inclusión de probiótico en la dieta, ni interacción con la suplementación sobre la varianza observada en esta variable ($P > 0.05$). En la prueba de comparación por pares (Prueba de Bonferroni) se observó diferencia estadística en la suplementación de *Hibiscus-rosa sinensis* sin probiótico con respecto a la adición del mismo ($11,55 \pm 1,54$ UI/L) ($P < 0.05$); para todas las demás comparaciones no hubo diferencias ($P > 0,05$) entre las suplementaciones y la adición de probiótico. Los valores de ALT concordaron con los de referencia para la especie del estudio realizado por Benjamin, (1988). lo cual puede sugerir que el periodo experimental del presente estudio fue muy corto para lograr la obtención de resultados significativos en el perfil lipídico.

Tabla 10. Alanina aminotransferasa sérica en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos

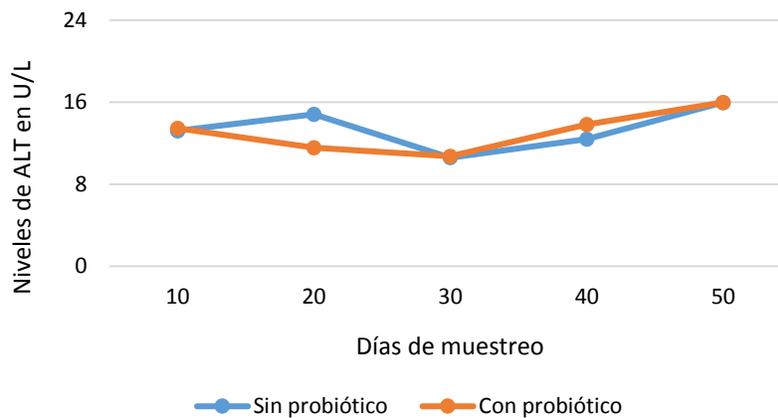
Tratamiento	Valor de referencia	ALT UI/L	
		Sin probiótico	Con probiótico
<i>Pennisetum purpureum</i>	7 a 24 UI/L	13,21 \pm 2,83	13,46 \pm 2,50
<i>Hibiscus-rosa sinensis</i>		14,81 \pm 1,04 ^a	11,55 \pm 1,54 ^b
<i>Moringa oleifera</i>		10,58 \pm 2,14	10,71 \pm 0,77
<i>Morus alba</i>		12,40 \pm 2,90	13,83 \pm 2,52
Salvado de trigo		15,96 \pm 1,84	15,91 \pm 3,66

ALT: Alanina aminotransferasa

*Letras diferentes en la misma fila indica diferencias estadísticamente significativas según prueba de Mauchly. ($p < 0.05$).

Los valores encontrados en este estudio fueron superados por los reportados por Guerrero *et al.*, (2016) en Maracaibo (Venezuela) con $22,37 \pm 3,9$ UI/L en ovinos alimentados con residuo seco de cervecería y fibra de maíz, lo cual es un complemento adecuado para la alimentación de rumiantes, debido a la concentración de proteína y su alta cantidad de fibra que estimula el buen funcionamiento del rumen, conteniendo aproximadamente de 71 a 75% de nutrientes digestibles totales, lo cual es mayor en comparación con las arbustivas forrajeras estudiadas en el presente trabajo.

En la gráfica 3, la adición del probiótico en la suplementación con *Hibiscus-rosa sinensis* produjo una disminución en el nivel de ALT, lo cual supone concordancia con diferentes ensayos *in vitro* e *in vivo*, así como estudios clínicos, donde se destacan los efectos beneficiosos del cayeno para la prevención y tratamiento de diferentes afecciones hepáticas y procesos inflamatorios, que podrían aumentar el nivel de ésta enzima, según lo describe Carretero y Ortega (2016).



Gráfica 3. Comportamiento de los niveles de aspartato aminotransferasa sérica en ovino

Es una enzima para valorar la función hepática, leves incrementos se asocian con daños en hepatocitos (Liu *et al.*, 2014). Se debe tener en cuenta que la ALT tiene una liberación pico en la sangre de alrededor de tres a cuatro días después de la lesión, y luego regresa a niveles basales después de aproximadamente dos semanas. La persistencia de niveles elevados durante un período más largo puede indicar el establecimiento de una enfermedad crónica como una neoplasia o hepatitis crónica (Scheffer y González, 2015; Willard y Tvedten, 2012).

Los niveles de ALT son bajos en hígado de cerdos, equinos y rumiantes, por lo que no es útil en diagnóstico de alteración hepática (Evans, 2009; Noro y Wittwer, 2004).

La ALT plasmática puede disminuir tras la administración de xenobióticos debido a los efectos sobre la piridoxal fosfato (forma metabólicamente activa de la vitamina B6), que es necesaria para la acción de las aminotransferasas AST y ALT (Evans, 2009). Varios fármacos como: acetaminofén, barbitúricos, glucocorticoides, ketoconazol, mebendazol, fenobarbital, fenilbutazona, primidona y tetraciclina pueden aumentar el nivel de ALT en el suero sanguíneo (Willard y Tvedten, 2012).

Aspartato aminotransferasa (AST)

La variable AST (Tabla 11) en las pruebas de efecto intra-sujetos mostró que no hubo efecto ni de la suplementación, ni del probiótico ni la interacción de éstos en ninguno de los tratamientos ($P > 0.05$). Los niveles de la enzima AST plasmática de los tratamientos coinciden con los valores fisiológicos de referencia para la especie (Kaneko, 1997; Meyer y Harvey, 2004).

Tabla 11. Aspartato aminotransferasa sérica en ovinos suplementados con arbustivas y probióticos

Tratamiento	Valor de referencia	AST UI/L	
		Sin probiótico	Con probiótico
<i>Pennisetum purpureum</i>		95,15 ± 26,12	117,48 ± 32,31
<i>Hibiscus-rosa sinensis</i>		116,45 ± 8,82	96,03 ± 21,31
<i>Moringa oleifera</i>	60 – 280 UI/L	108,95 ± 7,18	103,46 ± 10,75
<i>Morus alba</i>		95,90 ± 29,37	116,03 ± 20,33
Salvado de trigo		106,26 ± 12,63	103,56 ± 16,17

AST: Aspartato aminotransferasa

Autores como Galvis *et al.*, (2003) han asociado la AST con la salud y funcionalidad hepática, considerando que es de esperar que animales que tengan la capacidad de detoxificar grandes cantidades de amoníaco en el rumen y, por ende, de generar altos niveles de urea en sangre, tengan una buena funcionalidad hepática y presenten valores más bajos de AST.

Anteriormente llamada transaminasa glutámico-oxalacético (GOT). Se encuentra en mayor concentración en hígado, músculo cardíaco y esquelético. Al igual que la ALT, la AST está presente en cantidades significativas en los hepatocitos (Willard y

Tvedten, 2012). La concentración de transaminasas hepáticas circulantes: ALT, AST y en menor medida Gemma-glutamil transferasa (GGT) son comúnmente utilizados como marcadores de daño hepático debido a la infiltración de ácido graso y estímulos inflamatorios. Niveles séricos de estas enzimas se asocian con múltiples componentes del síndrome metabólico (Liu *et al.*, 2014) y de daño muscular (Cerón, 2014)

Los perfiles metabólicos se han utilizado para evaluar el grado de efectividad de la alimentación y la magnitud del desequilibrio energético, entre otros trastornos (Ceballos *et al.*, 2002; Salas *et al.*, 2003) y podrían ser utilizados para establecer y evaluar las estrategias que lleven a la vaca a una condición metabólica ideal para su condición corporal, y el inicio o reinicio de su actividad reproductiva (Berrio *et al.*, 2003).

CONCLUSIONES

El perfil lipídico en la población estudiada representada por glucosa, colesterol, triglicéridos, alanina aminotransferasa, y aspartato aminotransferasa varió con las diferentes suplementaciones e inclusión de probiótico entre 50 - 80 mg/dL, 52 - 76 mg/dL, 44 - 74 mg/dL, y 7 - 24 UI/L, 60 - 280 UI/L respectivamente.

La suplementación con arbustivas forrajeras no mostro influencia en el comportamiento de los niveles sanguíneos de glucosa, colesterol, triglicéridos, ALT y AST en la población de ovinos estudiada, mientras que la inclusión de probiótico si evidenció tal efecto.

Suplementar ovinos con arbustivas forrajeras y probiótico es una estrategia productiva viable para mejorar el desempeño metabólico de las ganaderías ovinas de la región. A pesar de que varios estudios experimentales en campo han reportado que la adición de levaduras y/o probiótico junto con bancos de proteína a los rumiantes generan incrementos significativos en los niveles de proteína sérica, en el presente trabajo no se encontraron diferencias considerables entre las dietas suministradas a base de gramínea suplementadas con arbustivas forrajeras, por lo que se recomienda que en posteriores estudios se emplee un periodo mayor para la experimentación.

BIBLIOGRAFÍA

1. Agromontez I. 2018. *Saccharomyces cerevisiae* y *Lactobacillus acidophilus*: estimuladores y modificadores de la fermentación y crecimiento ruminal. *Revista de Producción animal*, 30, (2), 1-9.
2. Allen MS, Ying Y (2012) Effects of *Saccharomyces cerevisiae* fermentation product on ruminal starch digestion are dependent upon dry matter intake for lactating cows. *Journal of Dairy Science* 95: 6591-6605.
3. Apprich S, Tirpanalan O, Hell J, Reisinger M, Böhmendorfer S, Siebenhandl-Ehn S, Kneifel W. 2014. Wheat bran-based biorefinery 2: Valorization of products. *LWT- Food Science and Technology*. 56(2): 222-231
4. Araya, M. M. y Boschini, F. C. (2005). Producción de forraje y calidad nutricional de variedades de *Pennisetum purpureum* en la meseta central de Costa Rica. *Agro. Meso*. 16: 37-43.
5. Ayala J, Pinos JM, Sabas JG, Salinas PS. 2001. Perfil metabólico sanguíneo de vacas lecheras alimentadas con dietas conteniendo lasalocida y cultivos de levadura. *Invest. Agr. Prod. Sanid. Anim.* 16 (1):143-155, 2001.
6. Bemhaja M. 200. Pasto elefante (*Pennisetum purpureum* Schum.) INIA Lambaré. 28 de octubre de 2019. En: <http://www.ainfo.inia.uy/digital/bitstream/item/2771/1/111219240807160841.pdf>
7. Benjamin M. Manual de patología clínica en veterinaria. México: Limusa, 1988. p. 284-286.
8. Berrio M, Correa MC, Jiménez ME. 2003. El Hemograma: análisis e interpretación con las tres generaciones. Universidad de Antioquia. 138 p.
9. Blanch A. 2015. Aplicación de probióticos, prebióticos y simbióticos en rumiantes. *NutriNews*. NUTRICIONANIMAL.INFO. 04-10-2019. En: <https://nutricionanimal.info/aplicacion-de-probioticos-prebioticos-y-simbioticos-en-rumiantes/>
10. Blass C, Mateos GG, Rebollar PG. 2010. Tablas FEDNA de composición y valor nutritivo de los alimentos para la fabricación de piensos compuestos. Tercera edición. Fundación española para el desarrollo de la Nutrición Animal. Madrid. 502 pp.
11. Bonal R, Rivera RM, Bolívar ME. 2012. *Moringa oleifera*: una opción saludable para el bienestar. *Medisan*.16(10):1596
12. Boschini C, Dormond H, Castro A. 2000. Composición química de la morera (*Morus alba*) para la alimentación animal: densidades y frecuencias de poda. *Agronomía Mesoamericana*. 11(1): 41-49.
13. Bradford P. 2010. Medicina interna de grandes animales. 4ª Ed, Elseiver. Barcelona, España, 1868 p.
14. Bruss M. 2008. Chapter 4, Lipids and Ketones. En: Kaneko J, Harvey JW, Bruss ML. (Eds.). *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, 6ª. Ed. Academic Press. San Diego, USA. 81-115 pp.
15. CANIMOLT. 2014. Cámara Nacional de la Industria Molinera del Trigo. Reporte estadístico. *Panorama global*

16. Cardona O. 2018. La producción de ovinos y caprinos espera tener un crecimiento de entre 20% a 30%. *Agronegocios*. Recuperado: 09-08-2019. En: <https://www.agronegocios.co/ganaderia/la-produccion-de-ovinos-y-caprinos-busca-crecimiento-de-20-a-30-durante-el-ano-2769328>
17. Carretero ME, Ortega T. 2016. Propiedades terapéuticas del Hibisco En: <https://botplusweb.portalfarma.com/documentos/2017/2/14/107965.pdf>
18. Carro MD, Saro C, Mateos I, Díaz A, Ranilla MJ. Empleo de probióticos en la alimentación de rumiantes. *Ganadería*. 42-49 p. ISSN 1695-1123
19. Casas S. 2018. *Saccharomyces cerevisiae* y *Aspergillus oryzae*: estimuladores y modificadores de la fermentación y crecimiento microbiano ruminal. Artículo de revisión. *Revista producción animal*. 30 (2), 1-9.
20. Castañeda C. 2018. Probiotics: an update. *Revista Cubana de Pediatría*, 90 (2), 286-298.
21. Castellanos R, Castellano A. 2010. Estudio de valores referenciales para bioquímica sérica en población canina de la Parroquia San José, Distrito Valencia, Estado Carabobo. REDVET. *Revista Electrónica de Veterinaria*. Vol. 11. N° 5.
22. Castro A, Orozco E. 2011. Cultivo de morera (*Morus spp*) y su uso en la alimentación animal. INTA Costa Rica. Sector Agroalimentario. En: 30-09-2019. <http://www.platicar.go.cr/images/buscador/documents/pdf/07/00447-manualmorera.pdf>
23. Castro AM. 2013. El árbol moringa (*Moringa oleifera Lam.*): una alternativa renovable para el desarrollo de los sectores económicos y ambientales de Colombia. En: <http://repository.unimilitar.edu.co/bitstream/10654/10956/1/Plantaciones%20de%20moringa%20en%20Colombia.pdf>
24. Ceballos AP, Gómez M, Vélez N, López L. 2002. Variaciones de los indicadores bioquímicos del balance de energía según el estado productivo en bovinos lecheros de Manizales, Colombia.
25. Cervantes, M. (2012). Los abonos orgánicos. (En línea). URL: http://infoagro.com/abonos/abonos_organicos.htm. Fecha de acceso: 11 agosto de 2012.
26. Cepal. 2013. Comisión económica para América Latina y el Caribe. Anuario estadístico de América Latina y el Caribe. Santiago de Chile: Cepal/ONU. En: <https://www.cepal.org/publicaciones/xml/5/51945/AnuarioEstadistico2013.pdf>
27. Cerón MJ. 2014. Análisis clínicos en pequeños animales. Ed Inter-Médica. Buenos Aires – Argentina, 400 p
28. Cifuentes OD, Gonzales YO. 2013. Evaluación de la levadura (*Saccharomyces cerevisiae*) en la ganancia de peso de ovinos criollos. *Conexión agropecuaria* (3) 1, 41-49.
29. CONABIO. 2016. *Moringa oleifera Lam.* 27-09-2019. En: <http://www.naturalista.mx/taxa/165529-Moringa-oleifera>
30. Correa. H. J. 2006. Calidad Nutricional del pasto Maralfalfa (*Pennisetum sp*) cosechado a dos Edades de Rebrote. Fac. Cienc. Agrop, UNC. Medellín. <http://www.cipav.org.co/lrrd/lrrd18/6/corr18084.htm>.
31. Corpoica. (2013). Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria. Sistema de Toma de Decisión para la selección de especies Forrajeras. Pasto

- elefante enano. *Pennisetum purpureum* cv. Mott. URL: http://www.corpoica.org.co/NetCorpoicaMVC/STDF/Content/fichas/pdf/Ficha_70.pdf. Fecha de acceso: 26 de septiembre de 2014
32. Cruz HA, Hernández GA, Enríquez QF, Gómez VA, Ortega JE, Maldonado GM. 2011. Producción de forraje y composición morfológica del pasto Mulato (*Brachiaria híbrido* 36061) sometido a diferentes regímenes de pastoreo. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 2(4):429-443.
 33. Cruz R. 2010. Manual de Producción ovina. Rostros, voces y lugares— Organización Panamericana de la Salud. 09-08-2019. En: https://www.paho.org/par/index.php?option=com_docman&view=download&alias=163-manual-de-produccion-ovina&category_slug=ambiente-y-desarrollo&Itemid=253
 34. Danisco Animal Nutrition. 2013. Enzimas y Levaduras en la alimentación animal. 8, 1- 4 http://animalnutrition.dupont.com/fileadmin/user_upload/live/animal_nutrition/documents/open/Danisco-Animal_-_Nutrition-About-Us.pdf
 35. Debela E, Torela A. 2013. Nutritive value of botanical fractions of *Moringa oleifera* and *Moringa stenopetala* grown in the mid-Rift Valley of southern Ethiopia. *Agroforestry Systems*. 87(5)
 36. Devendra C. 2006. Small ruminants in Asia; contribution to food security, poverty alleviation and opportunities for productivity enhancement. Recuperado: 09 de Agosto de 2019 desde: https://www.researchgate.net/publication/254245430_Small_ruminants_in_Asia_Contribution_to_food_security_poverty_alleviation_and_opportunities_for_productivity_enhancement
 37. Dexter JE, Sarkar AK. 2004. Dry Milling. In Wrigley C, Corke H and Walker YC (Eds.), *Encyclopedia of Grain Science* (pp. 363-375). New York, USA: Editorial Elsevier Ltd.
 38. Doležal P, Dvořáček J, Doležal J, Čermáková J, Zeman L, Szwedziak K. 2011. Effect of feeding yeast culture on ruminal fermentation and blood indicators of Holstein dairy cows. *Acta Vet. Brno*. 80: 139-145.
 39. Doney L, Ruiz-Zesma AC, Lara-Lara AC, Sierra-Vázquez E, Aguilar-Urquizo E, Magaña-Magaña MA, Sanguinés-García Y. 2006. Evaluación nutritiva y productiva de ovinos alimentados con heno de *Hibiscus rosa-sinensis*. *Zootecnia Tropical*. 24(4):467 – 482.
 40. Doreau M, Jouany JP. 1998. Effect of a *Sacharomyces cerevisiae* culture on nutrient digestion in lactating dairy cows. *Journal Dairy Science*. 81:3214-3221
 41. Duarte KMR, Gomes LH, Sampaio ACK, Issakowicz J, Rocha F, Granato TP, Terra SR. 2012. *Saccharomyces cerevisia* used as probiotic: Strains characterization and cell viability. *Journal of Agriculture and Veterinary Science* 1(2): 17-19.
 42. Escobar JE. 2017. Evaluación de un cultivo microbiano como promotor de crecimiento en pollos de engorde, Médico Veterinario Zootecnista. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Técnica de Ambato, Ambato, Ecuador. 84 pp.
 43. Espinosa M, Sánchez D, Peralta M, Cerrilla M, Martínez G, Arcos-García J. 2006. Productive lambs performance and ruminal fermentation using cocoite

- (*Gliricidia sepium*), morera (*Morus alba*) and tulipan (*Hibiscus rosa-sinensis*) meal as supplement. *Revista Científica-Facultad de Ciencias Veterinarias*, 16: 249-256.
44. Evans GO. 2009. Animal clinical chemistry. a practical guide for toxicologists and biomedical researchers. (2^a. ed). CRC Press, New York, USA. 368 p.
 45. Falasca S. 2008. Las especies del género *Jatropha* para producir biodiesel. *Revista Virtual Redesma*, (1), 1–19
 46. FAO. 2014. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Agricultura Familiar en América Latina y el Caribe: Recomendaciones de Política. En: <http://www.fao.org/3/i3788s/i3788s.pdf>
 47. FAO. 2012. Official Statistics. FAO; En: <http://faostat.fao.org/site/569/DesktopDefault.aspx?PageID=569#ancor>
 48. FAO. 2009. La agricultura mundial en la perspectiva del año 2050. En: http://www.fao.org/fileadmin/templates/wsfs/docs/Issues_papers/Issues_papers_SP/La_agricultura_mundial.pdf
 49. Faostat. 2013. Official Statistics. FAO. En: <http://faostat.fao.org/site/569/DesktopDefault.aspx?PageID=569#ancor>
 50. Faostat. 2016. Statistics Division of the Food and Agriculture Organization of the United Nations–FAO. Disponible en: <http://faostat3.fao.org/browse/Q/QC/E>
 51. Freire CA, Saquicela J, Basantes C. 2013. Elaboración de probióticos artesanales para su aplicación en ganado caprino. *Revista DIPA*. Universidad de Guayaquil. 5:5:1-12.
 52. Frizzoa LS, Zbruna MV, Sotoa LP, Signorinib ML. 2011. Effects of probiotics on growth performance in young calves: A meta-analysis of randomized controlled trials. *Anim. Feed Science & Technology*. 169 (3-4):147-156.
 53. Gaggia F, Mattarelli P, Biavati B. 2010. Probiotics and prebiotics in animal feeding for safe food production. *Intern. Journal Food Microbiology*. 141 (supl.): S15-28.
 54. Galvis R, Correa H, Ramírez N. 2003. Alteraciones entre el balance nutricional, los indicadores del metabolismo energético y proteico y las concentraciones plasmáticas de Insulina e IGF-1 en vacas en lactancia temprana. *Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias*. 16(3):237-48.
 55. García PP. 1976. Cetosis bovina. *Boletín informativo Consejo General Colegio Veterinaria*. España. 43(78): 204-205.
 56. García DE. 2003. Evaluación de los principales factores que influyen en la composición fitoquímica de *Morus alba* (Linn.). Tesis presentada en opción al Título Académico de Master en Pastos y Forrajes.EEPF “Indio Hatuey”, Matanzas, Cuba. 97 pp.
 57. García Y, García Y, López A, Boucourt R. 2005. Probióticos: una alternativa para mejorar el comportamiento animal. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola*. 39 (2): 129-140.
 58. García HR, Albarracín LC, Toscano A, Santaná NJ, Insuasty O. 2007. Guía tecnológica para el manejo integral del sistema productivo de caña panelera. Corpoica - Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.
 59. Gioffredo JJ. 2011. Sanidad en ovinos y caprinos. Enfermedades metabólicas. En: <http://www.produccion-animal.com.ar>

60. Gnoni GV, Natali F, Geelen MJH, Siculella L. 2010. Oleic acid as an inhibitor of fatty acid and cholesterol synthesis. *Olives and olive oil in health and disease prevention* chapter 152: 1365 - 1373.
61. Gómez C. 2019. Situación global del sector de la carne de ovino. Euroganadería.eu. 09-08-2019. En: http://www.euroganaderia.eu/sector-carne-ovino/reportajes/situacion-global-del-sector-de-la-carne-de-ovino_895_11_1472_0_1_in.html
62. González CA, Grajales HA, Manrique C, Téllez G. 2011. Gestión de la información en los sistemas de producción animal-una mirada al caso de la ovino-caprinocultura. *Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria y de Zootecnia*. 58 (III): 176-193.
63. González, I.; Betancourt, M.; Fuenmayor, A. y Lugo, M. (2011). Producción y composición química de forrajes de dos especies de pasto elefante (*Pennisetum* sp.) en el Noroccidente de Venezuela. *Zootecnia Trop*. 29: 103-112.
64. González LA, Herrera CE. 2012. Inclusión de harina de hoja de Marango (*Moringa oleifera*) en la alimentación de conejos de engorde y su efecto en el comportamiento productivo. Requisito para obtener el título de licenciado en Zootecnia. Universidad Nacional Agraria. Managua, Nicaragua. 30 p.
65. González NN, Gutiérrez D, García R, Fernández A. 2015. Metabolitos sanguíneos en caprinos alimentados con mezclas integrales frescas con *Moringa oleífera: Pennisetum purpureum* Clon-OM22. *Avances en Investigación Agropecuaria*, vol. 19, núm. 3. Universidad de Colima
66. Grajales HA, Moreno DC, Atuesta JE. 2011. Guía técnica de producción ovina y caprina: I. aspectos favorables y desfavorables para la producción ovina y caprina. Universidad Nacional de Colombia, Universidad de La Salle, Asociación Nacional de caprinocultores y ovinocultores de Colombia-ANCO, Corpoica. Recuperado: 09-08-2019. En: <https://repository.agrosavia.co/bitstream/handle/20.500.12324/34285/5773.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
67. Guerrero L, Rossini M, Bethencourt A, Colmenares O, Rueda de Arvelo E, Ríos de Álvarez L. Efecto de la suplementación con semilla de *Canavalia ensiformis* sobre parámetros sanguíneos de ovinos tropicales con infecciones parasitarias gastrointestinales *Revista de la Facultad de Ciencias Veterinarias*, UCV, vol. 57, núm. 2, 2016, pp. 101-113 Universidad Central de Venezuela Maracay, Venezuela.
68. Guzmán O, Díaz C, Macías M, Leiva L, Delgado E, Lemus C. 2011. Ensilados de follaje de Hibiscus (*Hibiscus rosa-sinensis*) para la alimentación animal. *Revista Computadorizada de Producción Animal* Volumen 18 (número 4).
69. Guyton A, Hall J. 2011. Tratado de Fisiología Médica. 12ª. Ed. Elsevier, España. 1112 p.
70. Hahn-von-Hessberg CM, Grajales-Quintero A, Grajales-Hahn S. 2018. Boletín científico museo historia natural. 22 (2). 42-48. ISSN: 0123-3068
71. Herrera, R. S. y Ramos, N. (2006). Factores que influyen en la producción de biomasa y la calidad. En: Herrera, R. S, Febles, G. y Crespo, G. (Editores). *Pennisetum purpureum* para la ganadería tropical. Instituto de Ciencia Animal. Cuba. pp. 79-126.

72. Heuzé V, Tran G, Baumont R, Lebas F, Lessire M, Noblet J, Renaudeau D. 2013. Animal feeds resources information system. Wheat bran. A programme by INRA, CIRAD, AFZ and FAO, in Feedipedia.org.
73. Holmann F, Rivas L, Carulla J, Giraldo L, Guzmán S, Martínez M, Rivera B, Medina A, Farrow A. 2003 Evolución de los sistemas de Producción de Leche en el Trópico Latinoamericano y su interrelación con los Mercados. Un Análisis del Caso Colombiano. CIAT, Cali. p 53.
74. Hurtado DI, Nocua S, Narváez-Solarte W, Vargas-Sánchez JE. 2012. Valor nutricional de la morera (*Morus sp.*), matorrón (*Gliricidia sepium*), pasto india (*Panicum máximum*) y arboloco (*Montanoa quadrangularis*) en la alimentación de cuyes (*Cavia porcellus*). *Revista veterinaria zootecnia*. 6(1): 56-65
75. ICA. 2019. Instituto Colombiano Agropecuario. Programa Nacional de Ovinos/Caprinos. Recuperado: 09 de agosto de 2019. En: <https://www.ica.gov.co/areas/pecuaria/servicios/enfermedades-animales/especie-ovino-caprina.aspx>
76. ICA. 2012. Dirección Técnica de Vigilancia Epidemiológica: Censo Pecuario por Departamento, Colombia 2012.
77. IDEAM. 2018. Instituto de Hidrología, Meteorología y estudios ambientales. Boletín Climatológico mensual, 1 (1), 8-12.
78. Ipharraguerre IR, Villalba JJ. 2010. Diet palatability influences the feeding behavior of sheep. *Journal Animal Science*. 88 (Suppl. 2):790.
79. Jarquín JA, Rocha JD, Rocha L, Reyes N, Mendieta B. 2013. Degradabilidad ruminal del follaje de *Moringa oleifera* a tres diferentes edades de rebrote. *Revista Científica La Calera*. 13(21):76-81
80. Javed M, Zahoor S, Shafaat S, Mehmooda I, Ambreen G, Rashee H, Ikram-ul-Haq. 2012. Wheat bran as a brown gold: Nutritious value and its biotechnological applications. *African Journal of Microbiology Research*. 6(4): 724-733.
81. Kaneko JJ, Harvey JW, Bruss ML. 1997. Clinical Biochemistry of domestic animals. 5Th edition. ISBN: 9780080529196.
82. Koehler P, Wieser H. 2013. Handbook on sour-dough biotechnology. In M. Gobbetti and M. Gänzle (Eds.), Chapter 2: Chemistry of Cereal Grains (Sixth edition) (pp. 11- 45). New York, USA: Springer Science+Business Media.
83. Lamela L, Soto RB, Sánchez T, Ojeda F, Montejo I. 2010. Producción de leche de una asociación de *Leucaena leucocephala*, *Morus alba* y *Pennisetum purpureum* CT-115 bajo condiciones de riego. *Pastos y Forrajes*. 33(3):73-81.
84. Lara PE, Bolio RE, Magaña MM, Sanginés GJR. 2006. Producción forrajera del tulipán (*Hibiscus rosa-sinensis*) según intervalo de corte y densidad de siembra. *Técnica Pecuaria de México*. 44 (3):379-388.
85. Lara PE, Canché MC, Marrufo MN, Sangi-Nés JR. 2007. Pastoreo restringido de ovejas Pelibuey en bancos de proteína de morera (*Morus alba*). *Pastos y Forrajes*. 30 (2): 267-277.
86. Lara PE, Itzá MF, Sanginés JR, Magaña MA. 2012. *Morus alba* o *Hibiscus rosa-sinensis* como sustituto parcial de soya en dietas integrales para conejos. *Avances en Investigación Agropecuaria*, 16(3): 9 et seq

87. Leyva-Cambar L, Olmo-González C, León-Álvarez E. 2012. Inclusión de harina deshidratada de follaje de morera (*Morus alba L.*) en la alimentación del pollo campero. *Revista Científica UDO Agrícola*, 12 (3): 653-659.
88. Lila Z, Mohammed N, Yasui T, Kurokawa Y, Kanda S, Itabashi H. 2004. Effects of a twin strain of *Saccharomyces cerevisiae* live cells on mixed ruminal microorganism fermentation in vitro. *Journal of Animal Science*. 82 (6): 1847-1854.
89. Liu X, Hamnvik OP, Chamberland JP, Petrou M, Gong H, Christophi CA, Mantzoros CS. 2014. Circulating alanine transaminase (ALT) and γ -glutamyl transferase (GGT), but not fetuin-A, is associated with metabolic risk factors, at baseline and at two-year follow-up: the prospective Cyprus Metabolism Study. *Metabolism: Clinical and experimental*, 63 (6): 773-782.
90. Lombardi G. 2005. Optimum management and quality pastures for sheep and goat in mountain areas. En: Molina AE, Ben Salem H, Biala K, Morand-Fehr P, editores. Sustainable grazing, nutritional utilization and quality of sheep and goat products. Zaragoza (ES): CIHEAM. p. 19-29.
91. López Y, Arece J, Ojeda F, Aróstica N. 2012. Efecto de la inclusión del probiótico Sorbifauna en el crecimiento de crías ovinas. *Pastos y Forrajes*. 35 (1):109-117.
92. López Y, Arece J, Ojeda F, Molina M. 2014. Uso del probiótico Sorbifauna en el crecimiento de crías ovinas estabuladas. *Pastos y forrajes*. Vol.37 no.1 Matanzas ene.-mar.
93. López Y, Arece J, Ojeda F, Molina M. 2015. Effect of the inclusion of the sorbifauna probiotic in the diet of confined weaned sheep. *Pastos y Forrajes*, 38 (2), 202-206.
94. Llagostera E. 2006. History and legends of the Chinese silk: the way of the silk. Espacio, Tiempo y Forma UNED. Serie II, Historia Antigua, t. 21// Alicante: Biblioteca Virtual Miguel de Cervantes.
95. Magaña-Benítez W. 2012. Aprovechamiento postcosecha de la moringa (*Moringa oleífera*). *Revista iberoamericana de tecnología postcosecha*. Vol.12, Num.2, pp.171-174.
96. Mahmood KT, Mugal T, Haq IU. 2010. *Moringa oleifera*: a natural gift - A review. *Journal of Pharmaceutical Science and Research*. 2: 775-781.
97. Marshall WJ, Bangert SK, Lapsley M. 2013. Bioquímica clínica. StudentConsult. 7ª Ed, Elsevier, España. 384 p.
98. Martín GJ, Pentón G, Noda Y, Contino Y, Díaz M, Ojeda F. 2013. La morera (*Morus alba*) una planta multipropósito de gran potencial para la producción animal en Cuba. Memorias de la XXIII Reunión de la Asociación Latinoamericana de Producción Animal (ALPA). La Habana.
99. Mata EMA, Hernández SD, Cobos PMA, Ortega CME, Mendoza MGD, Arcos GJL. 2006. Comportamiento productivo y fermentación ruminal de corderos suplementados con harina de Cocoíte (*Gliricidia sepium*), Morera (*Morus alba*) y Tulipán (*Hibiscus rosa-sinensis*). *Revista Científica, FCV-LUZ*. 16(3): 249-256.
100. Maza JA, Navarrete LF, Aguilar A, Zamora R. 2015. Calidad seminal en ovinos pelibuey con inclusión de *Hibiscus rosa-sinensis* en la dieta. Researchgate. DOI: 10.21640/ns.v7i15.25 En:

- <https://www.researchgate.net/publication/307702307> Calidad seminal en ovinos pelibuey con inclusión de *Hibiscus rosa-sinensis* en la dieta
101. Mazur A, Ozgo M, Rayssiguier Y. 2009. Altered plasma triglyceride-rich lipoproteins and triglyceride secretion in feed-restricted pregnant ewes. *Veterinary Medicine*. 54: 412-418.
 102. McDermott JJ, Staal SJ, Freeman HA, Herrero M, Van de Steeg JA. 2010. Sustainig intensification of smallholder livestock systems in the tropics. *Livestock Science*. 130(1-3): 95-109. Doi: 10.1016/j.livsci.2010.02.014.
 103. Meyer DJ, Harvey JW. 2004. *Veterinary laboratory medicine. Interpretation and diagnosis*.
 104. Meza Z, Olivares E, Gutiérrez E, Bernal H, Aranda J, Vázquez R, Carranza R. 2016. Crecimiento y producción de biomasa de moringa (*Moringa oleifera* Lam.) bajo las condiciones climáticas del Noreste de México. *Tecnociencia Chihuahua* 10: 143-153.
 105. Miguel P, Salinas L, Corella I. 2013. Dislipidemia en el síndrome de preeclampsia. *Corsalud*, 5(2), 221-225. Recuperado de <http://www.medigraphic.com/pdfs/corsalud/cor2013/cor132o.pdf>
 106. Montesinos S. 2010. Moringa oleífera un árbol promisorio para la ganadería. *Asociación Cubana de Producción Animal (ACPA)*. 51: 50 – 53.
 107. Noda Y, Pentón G, Martín G. 2004. Comportamiento de nueve variedades de *Morus alba* (L.) durante la fase de vivero. *Pastos y Forrajes*. 27 (2): 131-138.
 108. Noro M, Wittwer F. 2004. Enzimas hepáticas de utilidad diagnóstica en la clínica de los animales domésticos. *Instituto Ciencias Clínicas Veterinarias. UACH*: 7-9
 109. Nouman W, Basra SMA, Siddiqui MT, Yasmeen A, Gull T, Alcaide AMC. 2014. Potential of *Moringa oleifera* L. as livestock fodder crop: a review. *Turkish Journal of Agriculture and Forestry*, 38, 1-14. doi: 10.3906/tar-1211-66
 110. NRC. 2007. Nutrient requirements of small ruminants: sheep, goats, cervids, and new world camelids. National Research Council. Committee on Nutrient Requirements of Small Ruminants, Washington, DC, USA. 362 pp.
 111. NutriNews. 2015. <https://nutricionanimal.info/download/0615-blanch-pre-probioticos&simbioticos-porcino.pdf>
 112. Nwachukwu C, Mbagwu F, Iwu J. 2008. Anatomical features of the roots and leaves of *Hibiscus rosa-sinensis* and *Abelmoschus esculenta*. *New York Science Journal*, 1: 27-32.
 113. Odom SR, Howell MD, Silva GS, Nielsen VM, Gupta AM, Shapiro NI, Talmor D. 2013. Lactate clearance as a predictor of mortality in trauma patients. *Journal of Trauma and Acute Care Surgery*, 74 (4): 999–1004.
 114. Olson M, Fahey J. 2011. *Moringa oleifera*: un árbol multiusos para las zonas tropicales secas. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 82: 1071-1082.
 115. Osorio-Hernández WA, Lara-Lara PE, Magaña-Magaña MA, Sierra-Vásquez AC, Sanginés-García JR. 2007. Mulberry (*Morus alba*), freshor in the form of meal, in growing and fattening pigs. *Cuban Journal Agriculture Science*. 41 (1): 49-63. 2007
 116. Osorio JH, Flórez JD, Pérez JE. 2012. Evaluación de los métodos directo, precipitado y Friedewald para la cuantificación de colesterol LDL y HDL en pollos de engorde. *Revista de Medicina Veterinaria*, 24: 85-90.

117. Paiva P, Napoleão T, Sá R, Coelho L. 2012. Insecticide activity of lectins: *Advances in Integrated Pest Management*, 22, 579-598.
118. Pereira V, Rodríguez R, Orjales I, Chapel JM, Dominguez R, Vázquez, P. 2010. Empleo de prebióticos y probióticos en la alimentación de rumiantes. *Imas de Agroalimentaria SL*, 27 (16), 11-18.
119. Perez A, Sánchez T, Armengol N, Reyes F. 2010. Características y potencialidades de *Moringa oleifera* Lamark: Una alternativa para la alimentación animal. *Pastos y Forrajes*. 33: 1-1.
120. Perez A, Benítez J, Vásquez E, Obregón J. 2010. *Moringa oleifera*, una alternativa forrajera para Sinaloa, Culiacán, Sinaloa, México, 1–30.
121. Pinto-Ruiz R, Hernández D, Gómez H, Cobos MA, Quiroga R, Pezo D. 2010. Árboles forrajeros de tres regiones ganaderas de Chiapas, México: Usos y características nutricionales. *Universidad y Ciencia*. 26(1): 19-31.
122. Piva G, Belladonna S, Fusconi G, Sicbaldl F. 1993. Effects of yeast on dairy cow performance, ruminal fermentation, blood components, and milk manufacturing properties. *Journal Dairy Science*. 76:2717-2722
123. Posada R, Noguera R, Bedoya O. 2012. Perfil metabólico de cabras lactantes de las razas Saanen y Alpina. *Livestock Research for Rural Development*. 24 (10).
124. Prieto M. 2015. Evaluación de tres variedades de *Morus alba* en la crianza y producción del polihíbrido chul thai-6 de *Bombyx mori*. Tesis en opción al título académico de Máster en Pastos y Forrajes. Matanzas, Cuba: EEPF Indio Hatuey, Universidad de Matanzas.
125. Prückler M, Siebenhandl-Ehn S, Apprich S, Höltinger S, Haas C, Schmid E, Kneifel W. 2014. Wheat bran-based biorefinery 1: Composition of wheat bran and strategies of functionalization. *Food Science and Technology*. 56(2): 211-221.
126. Radovich T. 2009. Farm and forestry production and marketing profile for *Moringa (Moringa Oleifera)*, 1–135
127. Ramos-Trejo O, Castillo-Huchín J, Sandoval-Gío JJ. 2015. Efecto de intervalos y alturas de corte en la productividad forrajera de *Moringa oleifera*. *Revista Bio Ciencias* 3(13):187-194.
128. Ramírez E, Dávila O, Ibrahim M. 2005. El uso de bancos forrajeros para la alimentación de verano. 30-09-2019. En: http://web.catie.ac.cr/silvopastoril/folleto/BFL_banco%20forrajero.pdf
129. Reisinger M, Tirpanalan Ö, Huber F, Kneifel W, Novalin S. 2014. Investigations on a wheat bran biorefinery involving organosolv fractionation and enzymatic treatment. *Bioresource Technology*. 170: 53-61.
130. Reyes N, Rodríguez R, Mendieta B, Mejía L, Mora AP. 2009. Efecto de la suplementación con *Moringa oleifera* sobre el comportamiento productivo de ovinos alimentados con una dieta basal de pasto guinea (*Panicum maximum*). *Revista Nicaragua, La Calera. Nutrición Animal (UNA)*, Vol.9, Num.3, pp.6-69.
131. Ríos, C.; Marín, M.P. y Murasso, M. y Rudolph, W.F. (2001). Concentraciones de urea sanguínea y leche de cabra y su correlación en sistemas intensivos lecheros de la región metropolitana. *Archivos de Medicina Veterinaria*. 16: 52-57.

132. Ríos RF, Bernal BH, Cerrillo SMA, Estrada AA, Saúl JRA, Francisco OJ, Portillo LJ. 2012. Características de la canal, rendimiento en cortes primarios y composición tisular de corderos Katahdin x Pelibuey alimentados con garbanzo de desecho. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*. 3(3):357-371.
133. Rodríguez R, González J, Domínguez M, Sarday L. 2014. Valor nutritivo de harinas de follaje de cuatro especies arbóreas tropicales para rumiantes. *Revista Cubana de Ciencia Agrícola* 48: 371-378.
134. Rueda GA. 2019. Metabolitos sanguíneos energéticos y proteicos asociados al estado nutricional en ovejas criollas. Universidad Cooperativa de Colombia. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Maestría en salud y producción animal
135. Salas RG. 2007. Efecto de la suplementación con grasa de by-pass sobre el perfil lipídico y concentración plasmática de progesterona y de reinicio de la actividad ovárica postparto de vacas indobrasil en el trópico seco de Michoacán (tesis doctoral). Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Instituto de investigaciones agropecuarias y forestales. Tarímbaro. Michoacán. 1-85.
136. Sales J. 2011. Effects of *Saccharomyces cerevisiae* supplementation on ruminal parameters, nutrient digestibility and growth in sheep: A meta-analysis. *Small Ruminant Research* 100: 19-29.
137. Salmeron I, Fuciños P, Charalampopoulos D, Pandiella SS. 2009. Volatile compounds produced by the probiotic strain *Lactobacillus plantarum* NCIMB 8826 in cereal-based substrates. *Food Chemical*. 117 (2):265-271.
138. Sánchez V, Chávez E, Paucar R, López J, Córdova J. 2011. Perfil sanguíneo de la vicuña (*Vicugna vicugna*) en condiciones de cautiverio en Huancavelica, Perú. *Archivos de Zootecnia*, 60 (229): 141-143.
139. Saro C, Mateos I, Ranilla MJ, Carro MD. 2017. Uso de probióticos para mejorar la salud digestiva de los rumiantes. *Sitio Argentino de Producción Animal*, 20 (9), 50-62.
140. Scheffer J, González F. 2015. Enzimología clínica em Medicina Veterinária. En https://www.researchgate.net/publication/266866583_ENZIMOLOGIA_CLINICA_EM_MEDICINA_VETERINARIA/download
141. Serna-Saldivar SO. 2010. Cereal grains. Properties, Processing and nutritional attributes. Boca Raton, FL: CRC Press Taylor and Francis Group. 1 Pp.
142. Silva P, Ramos D, Laschi D. 2001. Efecto do ácido indol butírico no enraizamento de estacas de variedades de Hibiscus (*Hibiscus rosa-sinensis* L.) sob nebulização intermitente. Botucatu: UNESP-FCA. Departamento de Produção Vegetal-Horticultura.
143. Sorrondegui M, López Y, Vera CA. 2012. Empleo de probióticos en animales. *Sitio Argentino de Producción Animal*, 5 (8), 10-17.
144. Sosa REE, Pérez RD, Ortega RL, Zapata BG. 2004. Evaluación del potencial forrajero de árboles y arbustos tropicales para la alimentación de ovinos. *Técnica Pecuaria de México*. 42(2): 129-144.
145. Stevenson L, Phillips F, O'sullivan K, Walton J. 2012. Wheat bran: its composition and benefits to health, a european perspective. *International Journal of Food Sciences and Nutrition*. 63(8): 1001-1013.

146. Suárez C, Guevara CA. 2017. Levadura *Saccharomyces cerevisiae* en la alimentación de rumiantes. *Instituto Cubano de Investigaciones de los derivados de la caña de Azúcar*, 1 (1), 21-30.
147. Ruíz TE, Febles GJ, Galindo JL, Savón LL, Chongo BB, Torres V. 2014. *Tithonia diversifolia*, its possibilities in cattle rearing systems. *Cuban Journal Agriculture Science*. 48 (1):79-81.
148. Quíntela LA, Becerra JJ, Rey C, Díaz C, Cainzos J, Rivas F, Huanca W, Prieto A, Herradón PG. 2011. Perfiles metabólicos en preparto, parto y postparto en vacas de raza rubia gallega: estudio preliminar. *Recursos Rurais* (2011) nº 7: 5-14
149. Tronchoni J, Rozès N, Amparo Q, JM 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.
150. Valenciaga D, Chongo B, La O O. 2001. Characterization of Pennisetum CUBA CT 115 clone. Chemical composition and rumen DM degradability. *Cub. Journal Agriculture Science*. 35:325-329.
151. Vázquez S. 2015. Efecto de probióticos en el desarrollo productivo de becerras lactantes, Médico Veterinario Zootecnista. División Regional de Ciencia Animal, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Torreón, Cohauila, Mexico. 36 pp.
152. Velázquez AJ, González M, Perezgrovas R, Bórquez J, Domínguez I. 2011. Production, digestibility and cost/benefit of lamb's diets including *Acacia farnesiana* pods. *Archives Zootecnic*. 60(231):479-488
153. Willard M, Tvedten H. 2012. Small animal clinical diagnosis by laboratory methods. 5a ed. Elsevier, St Louis, Usa, 432 p.
154. Zaworski EM, Shriver-Munsch CM, Fadden NA, Sanchez WK, Yoon I, Bobe G. 2014. Effects of feeding various dosages of *Saccharomyces cerevisiae* fermentation product in transition dairy cows. *Journal of Dairy Science* 97(4): 3081-3098
155. Zervas G, Tsiplakou E. 2011. The effect of feeding systems on the characteristics of products from small ruminants. *Small Ruminant Research*. 101(1-3): 140-149. Doi: 10.1016/j.smallrumres.2011.09.034.