

**Universidad Autónoma de Sinaloa**  
Colegio en Ciencias Agropecuarias  
Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia  
**Maestría en Ciencias Agropecuarias**



**TESIS:**

*“Perfil de microbiota vaginal y sensibilidad a los antimicrobianos en cabras de sistemas extensivos”*

**Que para obtener el grado de  
Maestra en Ciencias Agropecuarias**

**PRESENTA:**

**Amizdcky Aracely Lizárraga Roa**

**DIRECTORA DE TESIS:**

**Dra. Nohemí Castro Del Campo**

**CO-DIRECTORA DE TESIS:**

**Dra. Idalia Enríquez Verdugo**

**ASESORES:**

**Dra. Soila Maribel Gaxiola Camacho**

**MC. Daniel Eduardo Zatarain**

**MC. Higinio Zepeda Quintero**

**Culiacán, Sinaloa, México; Diciembre de 2024.**



Dirección General de Bibliotecas  
Ciudad Universitaria  
Av. de las Américas y Blvd. Universitarios  
C. P. 80010 Culiacán, Sinaloa, México.  
Tel. (667) 713 78 32 y 712 50 57  
dgbuas@uas.edu.mx

## UAS-Dirección General de Bibliotecas

### Repositorio Institucional Buelna

#### Restricciones de uso

Todo el material contenido en la presente tesis está protegido por la Ley Federal de Derechos de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

Queda prohibido la reproducción parcial o total de esta tesis. El uso de imágenes, tablas, gráficas, texto y demás material que sea objeto de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente correctamente mencionando al o los autores del presente estudio empírico. Cualquier uso distinto, como el lucro, reproducción, edición o modificación sin autorización expresa de quienes gozan de la propiedad intelectual, será perseguido y sancionado por el Instituto Nacional de Derechos de Autor.

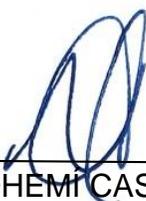
Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-No Comercial  
Compartir Igual, 4.0 Internacional



ESTA TESIS FUE REALIZADA POR **AMIZDKY ARACELY LIZÁRRAGA ROA**, BAJO LA DIRECCIÓN DEL CONSEJO PARTICULAR QUE SE INDICA, Y HA SIDO APROBADA POR EL MISMO, COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL GRADO DE:

**MAESTRA EN CIENCIAS AGROPECUARIAS**

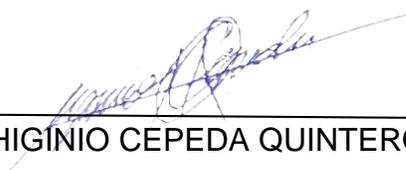
CONSEJO PARTICULAR

DIRECTORA   
DRA. NOHEMI CASTRO DEL CAMPO

CO-DIRECTORA   
DRA. IDALIA ENRÍQUEZ VERDUGO

ASESORA   
DRA. SOILA MARIBEL GAXIOLA CAMACHO

ASESOR   
MC DANIEL EDUARDO ZATARAIN

ASESOR   
MC HIGINIO CEPEDA QUINTERO

CULIACÁN, SINALOA, DICIEMBRE DE 2024

## **DEDICATORIA**

A mi hermosa hija Isabella Dayanara. Su nacimiento ha coincidido con la finalización de esta tesis. Sin duda ella es lo mejor que me ha pasado, y ha llegado en el momento justo para darme el último empujón que me faltaba para terminar el proyecto.

## **AGRADECIMIENTOS**

Agradezco a Dios, por permitirnos estar día con día, y todas las bendiciones que nos da.

A mis padres Araceli y Santiago por todo su amor y apoyo incondicional, a mis hermanos Anery y Carlos por apoyarme siempre que los he necesito.

A mi esposo Ángel por su amor, paciencia y apoyo. Que como su nombre lo dice, ha sido un ángel en mi vida.

A mi hermosísima bebé Isabella Dayanara, su mera existencia me hace inmensamente feliz y me da fuerza para continuar.

A mi amiga y hermana Elizabeth por estar siempre conmigo, apoyándome en las buenas y malas, y aun a pesar de la distancia. Y a mi segunda, su familia, por aguantarnos y querernos.

A la Dra. Nohemi Castro Del Campo, por acompañarme en el proceso y su valioso apoyo para poder concluir con este proyecto.

A la Dra. Idalia Enríquez Verdugo, por guiarme con el trabajo de laboratorio aun estando en pandemia, y su invaluable apoyo para concluir este proyecto, infinitamente agradecida.

Al MC Higinio Zepeda Quintero por su valiosísimo apoyo en el laboratorio de bacteriología.

Al MC Daniel Zatarain, fue una parte fundamental para poder terminar esta tesis.

Seguramente hay personas que olvido mencionar, pero no por ello son menos importantes, gracias por estar en alguna etapa, dándome su apoyo y amistad.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

RESUMEN .....	xi
ABSTRACT .....	xii
I. INTRODUCCIÓN .....	1
II. ANTECEDENTES .....	3
2.1. Panorama de la producción caprina en el mundo .....	3
2.1.1. Inventario mundial de ganado caprino.....	3
2.1.2. Producción mundial de carne y leche de caprino.....	6
2.2. Panorama de la producción caprina en México.....	7
2.2.1. Inventario nacional de caprinos.....	7
2.2.2. Producción de carne de caprino en México .....	8
2.3. Producción de caprinos en Sinaloa.....	9
2.3.1. Producción de carne caprina en el estado de Sinaloa.....	10
2.4. Sistemas de producción caprina en México.....	10
2.4.1. Sistema extensivo.....	10
2.4.2. Sistema intensivo.....	11
2.4.3. Sistema semi-intensivo .....	11
2.5. Características reproductivas de las cabras .....	11
2.5.1. Estacionalidad de las cabras .....	11
2.6. Ciclo estral de la cabra.....	12
2.7. Anatomía y función del aparato reproductor .....	12
2.7.1. Respuesta inmunológica en la vagina .....	13
2.8. Problemáticas en la caprinocultura .....	13
2.8.1. Aborto en cabras.....	13
2.9. Microbiota vaginal.....	14
2.10. Infecciones del sistema reproductor de la hembra.....	16
III. HIPÓTESIS .....	18
IV. OBJETIVOS .....	19
4.1. Objetivo general.....	19
4.2. Objetivos específicos.....	19
V. MATERIAL Y MÉTODOS .....	20
5.1. Localización del área de estudio .....	20
5.2. Tipo de estudio.....	20

5.3. Colección de muestras a través de hisopado vaginal .....	20
5.4. Transporte de muestras .....	21
5.5. Procedimiento de laboratorio .....	21
5.5.1. Cultivo de bacterias .....	21
5.5.2. Aislamiento bacteriano .....	21
5.5.3. Identificación bacteriana mediante pruebas bioquímicas .....	21
5.5.4. Perfil de sensibilidad a antimicrobianos .....	22
5.6. Análisis estadístico .....	23
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	25
VII. CONCLUSIONES.....	32
VIII. LITERATURA CITADA .....	33

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Identificación y frecuencia de los aislamientos bacteriológicos de los hisopados vaginales.....	26
Cuadro 2. Resistencia a antibióticos de las cepas aisladas de muestras de hisopados vaginales de cabras. ....	27
Cuadro 3. Promedio de tamaños de halos de Inhibición por Antibióticos.....	30

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Comportamiento de la población mundial de caprinos del 2013 – 2022. (Elaboración propia con datos de la FAO, 2023). .....	3
Figura 2. Participación en porcentaje de la producción de Cabras por continente en 2013 (FAO, 2023). .....	4
Figura 3. Participación en porcentaje de la producción de cabras por continente en 2022 (FAO, 2023). .....	4
Figura 4. Diez países con la mayor población de cabras en 2019 (Elaboración propia, con datos de la FAO, 2020). .....	5
Figura 5. Países con mayor población caprina en América de 2010 – 2019 (Elaboración propia con datos de la FAO, 2020). .....	5
Figura 6. Producción mundial de carne de caprino de 2010 – 2019 (Elaboración propia con datos de la FAO, 2020). .....	6
Figura 7. Producción mundial de leche de cabra de 2010 – 2019 (Elaboración propia con datos de la FAO, 2020). .....	6
Figura 8. Inventario nacional de caprinos de 2010 – 2021 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2022). .....	7
Figura 9. Principales productores de ganado caprino en México en 2021 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2022). .....	8
Figura 10. Producción de carne de caprino en México de 2009 – 2019 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2020). .....	9
Figura 11. Inventario de caprinos en Sinaloa de 2009 – 2019 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2020). .....	9
Figura 12. Producción de carne de caprino en Sinaloa de 2009 – 2019 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2020). .....	10
Figura 13. Distribución de Inhibición por Antibiótico y Familia .....	29
Figura 14. Resultados de Comparaciones Post-Hoc de Conover-Dunn (Significativas). .....	29

## ÍNDICE DE GRÁFICAS

<b>Gráfica 1.</b> Interacción entre Antibióticos y Bacterias .....	31
--	----

## RESUMEN

En pequeños rumiantes la microbiota vaginal ha cobrado relevancia en los últimos años, debido al uso de tecnologías reproductivas, principalmente en la ganadería. En Cabras, el cambio en la composición de la microbiota vaginal se ha vinculado con vaginitis y con infertilidad. El objetivo de este trabajo fue determinar el perfil de la microbiota vaginal y la sensibilidad a los antimicrobianos en cabras de sistemas extensivos. Se tomaron 25 muestras de hisopado vaginal de cabras (6 primas y 19 multíparas), se realizó el aislamiento bacteriano en agar sangre y se identificaron las bacterias por pruebas bioquímicas, por último, se determinó la resistencia antimicrobiana por difusión en disco con método de Kirby-Bauer. Las bacterias aisladas fueron Gram positivas, *Staphylococcus* spp. y *Aerococcus* spp. (36.74 y 19.39%, respectivamente), *Bacillus* spp., *Streptococcus* spp., *Arcanobacterium pyogenes* y *Campylobacter* spp. La resistencia antimicrobiana mostrada por *Staphylococcus* spp. y *Aerococcus* spp. fue a los beta-lactámicos (penicilinas, ampicilinas y dicloxacilina). En conclusión, la presencia de las diversas bacterias, indica que puede ser debido tanto a la raza, estado fisiológico de las cabras y el sistema de producción extensivo y en condiciones favorables pueden proliferar como potenciales patógenos y causar enfermedades como vaginitis, metritis y abortos.

**Palabras clave:** cabras, microbioma vaginal, resistencia antimicrobiana.

## ABSTRACT

In small ruminants, the vaginal microbiota has gained relevance in recent years, due to the use of reproductive technologies, mainly in livestock. In goats, changes in the composition of the vaginal microbiota have been linked to vaginitis and infertility. The aim of this work was to determine the profile of the vaginal microbiota and sensitivity to antimicrobials in goats from extensive systems. 25 vaginal swab samples were taken from goats (6 primiparous and 19 multiparous), bacterial isolation was performed on blood agar and the bacteria were identified by biochemical tests. Finally, antimicrobial resistance was determined by disk diffusion using the Kirby-Bauer method. The isolated bacteria were Gram positive, *Staphylococcus* spp. and *Aerococcus* spp. (36.74 and 19.39%, respectively), *Bacillus* spp., *Streptococcus* spp., *Arcanobacterium pyogenes* and *Campylobacter* spp. The antimicrobial resistance shown by *Staphylococcus* spp. and *Aerococcus* spp. was to beta-lactams (penicillins, ampicillins and dicloxacillin). In conclusion, the presence of the various bacteria indicates that it may be due to the breed, physiological state of the goats and the extensive production system and under favorable conditions they can proliferate as potential pathogens and cause diseases such as vaginitis, metritis and abortions.

Keywords: goats, vaginal microbiome, antimicrobial resistance.

## I. INTRODUCCIÓN

El ganado caprino se distribuye en casi todo el mundo, bajo diferentes condiciones agroecológicas (FAO, 2020). En el año 2022, la población mundial caprina fue de más de 1,145.3 millones de cabezas (FAO, 2023), siendo India, China, Nigeria, Pakistan y Bangladesh los principales productores de ganado caprino.

En tanto a la población caprina de América, México figura entre los principales productores, con una producción en 2019 de más de 8.7 millones de cabezas (FAO, 2020), concentrando la mayor población en la región Lagunera y el Bajío (SADER, 2015).

En el año 2021 los principales estados productores de ganado caprino fueron Puebla, Oaxaca, San Luis Potosí, Zacatecas y Coahuila (SIAP, 2022). Sinaloa se posiciona en el 13° lugar (SIAP, 2020).

En tanto a producción de carne en el país, a partir del año 2012, la producción ha mostrado una tendencia negativa, disminuyó -2,346.8 toneladas respecto a la producción del año anterior (SIAP, 2020).

En el estado de Sinaloa, desde el año 2009, la producción de carne caprina ha mostrado una tendencia negativa, con una disminución anual promedio de -51.80 toneladas (SIAP, 2020).

Rueda (2019) menciona que una de las razones a las que se puede atribuir a que no haya incremento en la población caprina en el país, es la baja tasa de parición anual, causada por la estacionalidad reproductiva, los problemas de fertilidad, bajo o nulo manejo reproductivo, alto porcentaje de abortos, entre otros.

El aborto es el suceso que más frustración provoca en una unidad de producción (Rueda, 2019) y puede originarse por distintas causas, siendo las infecciosas las más comunes (Mellado, 2008), que pueden ser causada por varios microorganismos pertenecientes o no a la microbiota natural de la vagina (Fraga *et al.*, 2008). Bajo condiciones normales, este ambiente es estable, protegiendo al hospedador del ataque de microorganismos saprofitos patógenos o potencialmente patógenos (Otero *et al.*, 2000). Si existe alguna alteración, los microorganismos transitorios pueden responder aprovechando la situación, es decir, proliferar y producir una enfermedad (Fernández, 2006).

Aunado a esto, la sensibilidad a los antibióticos en los animales ha cobrado mayor relevancia, ya que los animales destinados a la alimentación se han identificado como una fuente de bacterias resistentes a los antimicrobianos (Economou y Gousia, 2015). El objetivo de este trabajo fue determinar el perfil de la microbiota vaginal, y la sensibilidad a los antimicrobianos en cabras de sistemas extensivos.

## II. ANTECEDENTES

### 2.1. Panorama de la producción caprina en el mundo

#### 2.1.1. Inventario mundial de ganado caprino

El ganado caprino se distribuye en casi todo el mundo, bajo diferentes condiciones agroecológicas, concentrándose la mayor población en las zonas áridas y semiáridas del planeta (FAO, 2020).

Según la FAO (2023) el inventario mundial de caprinos en el año 2013, ascendía a más de 917.9 millones de cabezas (Figura 1), concentrándose el mayor porcentaje en Asia (54.1%) y África (40.1%), el continente americano ocupa el tercer lugar en cuanto a población caprina concentrándose el 3.7% (Figura 2). En el año 2022, la población mundial caprina fue de más de 1,145.3 millones de cabezas (Figura 1), con un comportamiento similar como en 2013 en tanto a concentración en Asia y África, y América participó con el 3.4% (Figura 3).

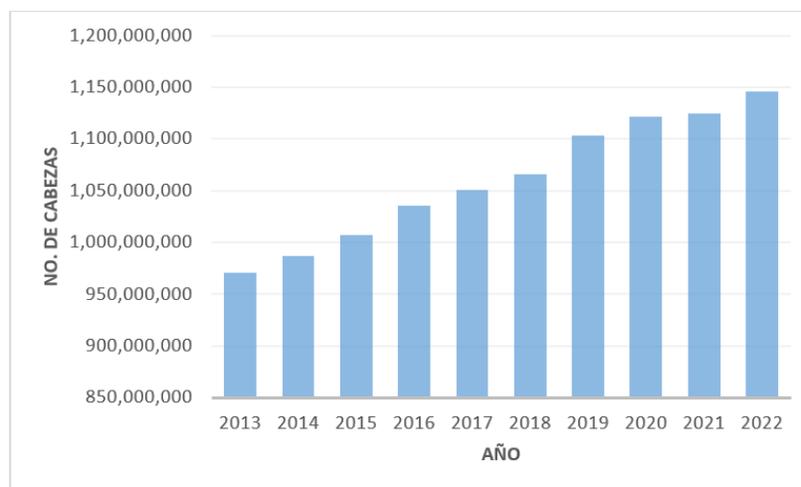


Figura 1. Comportamiento de la población mundial de caprinos del 2013 – 2022. (Elaboración propia con datos de la FAO, 2023).

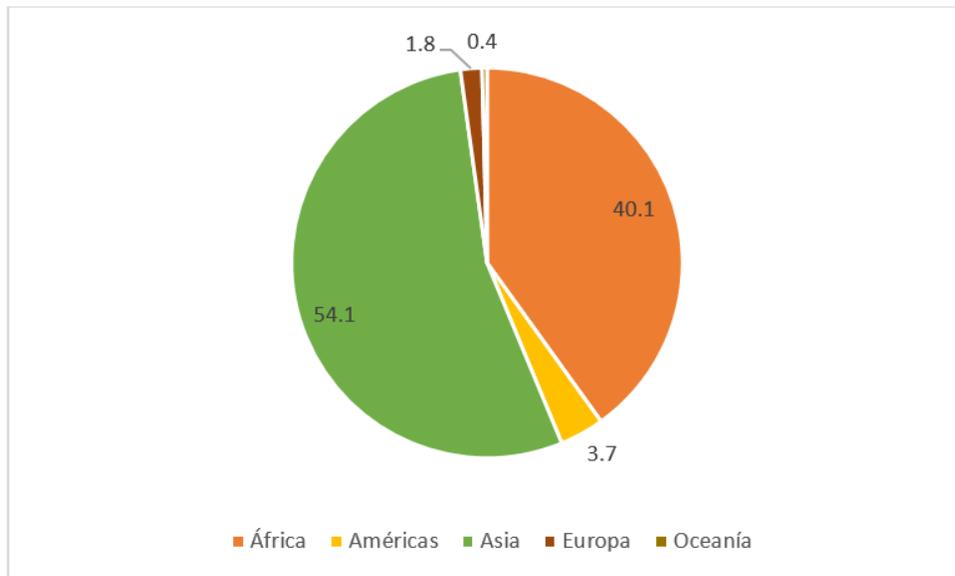


Figura 2. Participación en porcentaje de la producción de Cabras por continente en 2013 (FAO, 2023).

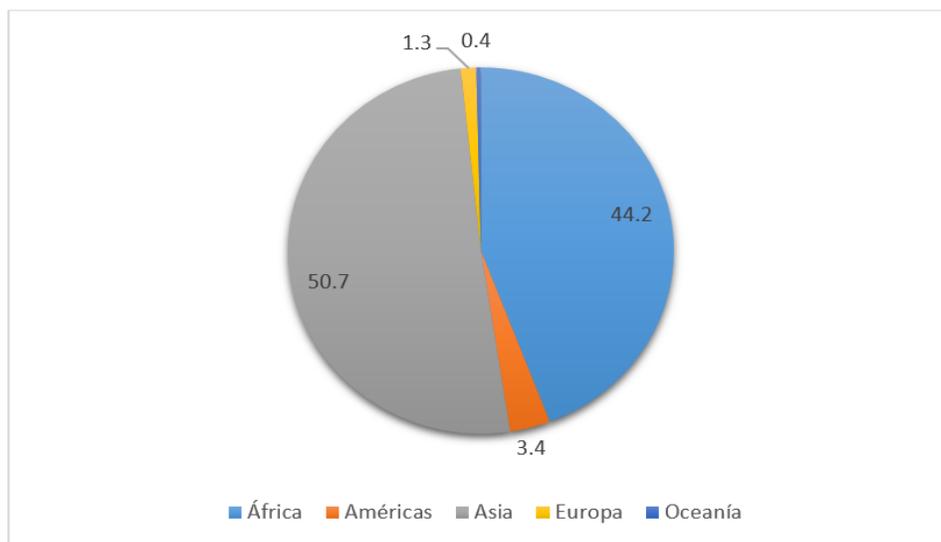


Figura 3. Participación en porcentaje de la producción de cabras por continente en 2022 (FAO, 2023).

En el año 2019, India, China, Nigeria, Pakistán y Bangladesh ocuparon los cinco primeros lugares con producción de más de 148.8 millones, 137.2 millones, 81.8 millones, 76.1 millones y 61.1 millones de cabezas respectivamente (Figura 4).

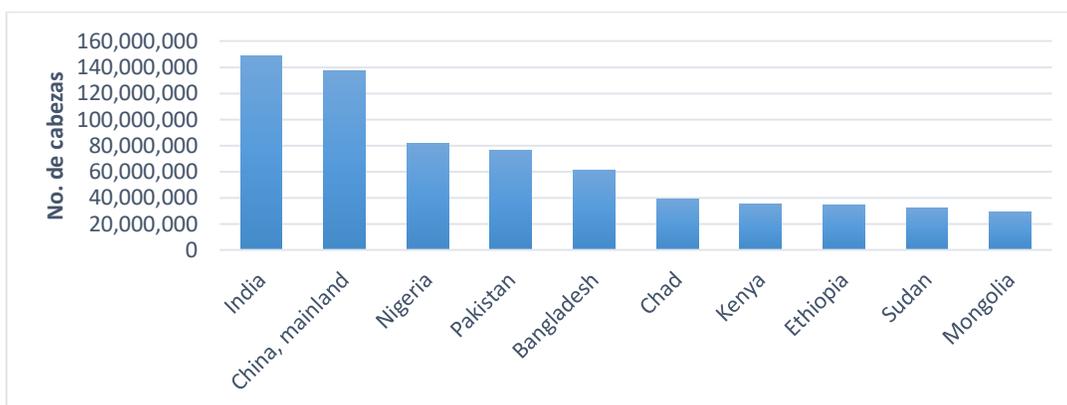


Figura 4. Diez países con la mayor población de cabras en 2019 (Elaboración propia, con datos de la FAO, 2020).

En tanto a la población caprina de América, desde 2010 – 2019, los principales países productores de caprinos son Brasil, México, Argentina y Estados Unidos de América. Se puede destacar que aunque ha disminuido la producción de México en 2019 respecto a la producción de 2010, sigue siendo un importante productor de esta especie en el continente Americano (Figura 5).

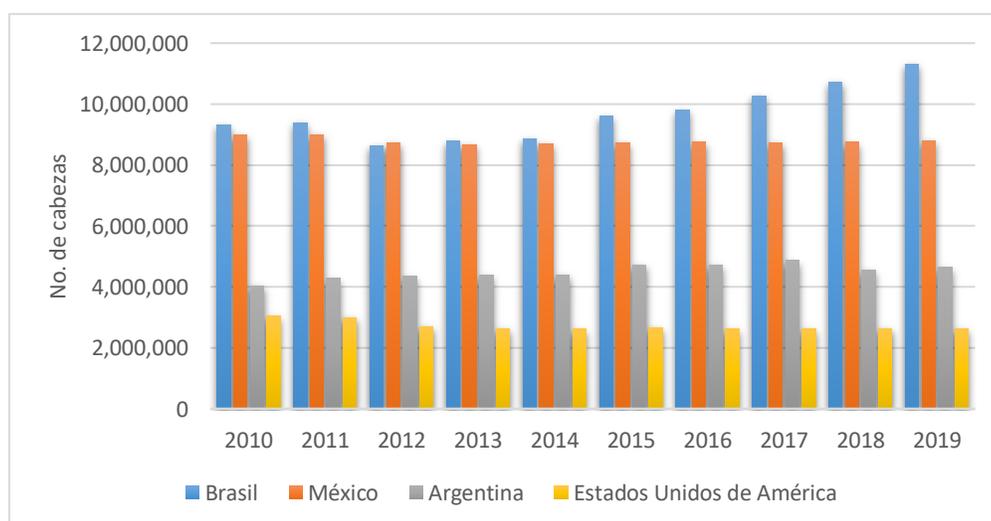


Figura 5. Países con mayor población caprina en América de 2010 – 2019 (Elaboración propia con datos de la FAO, 2020).

2.1.2. Producción mundial de carne y leche de caprino

En la Figura 6 se muestra el comportamiento de la producción mundial de carne de caprino, donde de 2010 a 2019, hubo una TMC de 20.5 %. Con un incremento promedio de 118,243 toneladas cada año.

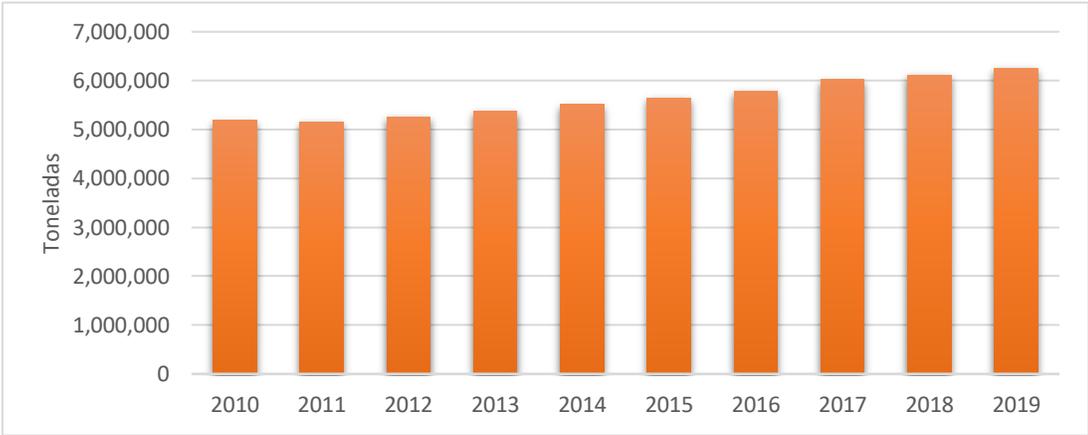


Figura 6. Producción mundial de carne de caprino de 2010 – 2019 (Elaboración propia con datos de la FAO, 2020).

En lo que corresponde a la producción de leche de cabra a nivel mundial ha incrementado de 417,090 toneladas en promedio, y en 2019 hubo una disminución de -447,357 toneladas con respecto al año anterior (Figura 7).

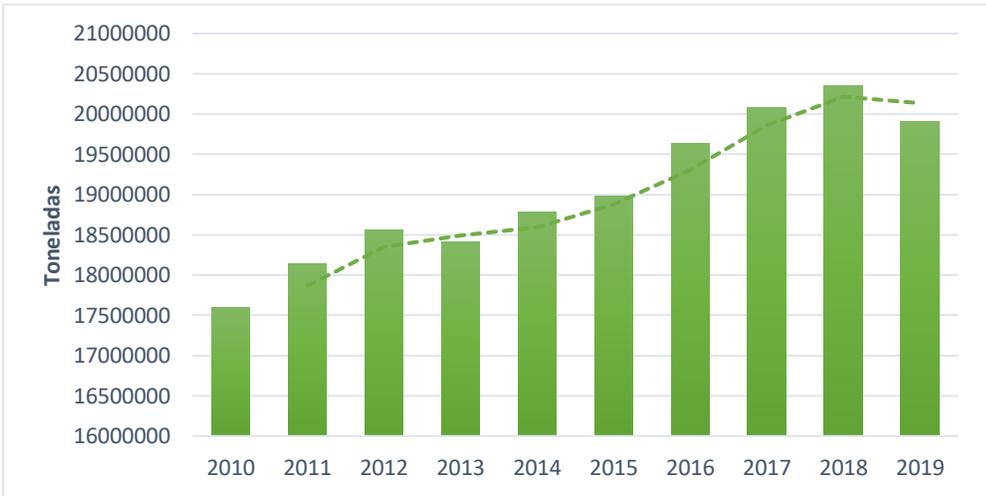


Figura 7. Producción mundial de leche de cabra de 2010 – 2019 (Elaboración propia con datos de la FAO, 2020).

## 2.2. Panorama de la producción caprina en México

La crianza de ganado caprino en México encuentra su rentabilidad en la producción de carne que se destina para venta y consumo, así mismo, en la producción de leche de cabra tanto para consumo humano como para la elaboración de dulces y quesos. Las principales razas de cabras criadas en México son, para producción de leche: Alpina, Anglonubia, Saanen, y para carne: Angora, Boer, Toggenburg y Criolla (SAGARPA, 2017).

### 2.2.1. Inventario nacional de caprinos

El inventario nacional de ganado caprino en el año 2021 fue de 8,786,027 de cabezas, disminuyendo 44,693 cabezas con respecto al año anterior, sin embargo, ha disminuido 207,194 comparado con el inventario que se tuvo en el año 2010 (Figura 8). La Mayor población se concentra en la región Lagunera y el Bajío (SADER, 2020). Los principales productores de ganado caprino en 2021 son Puebla con una población de 1,118,150 cabezas, seguido de Oaxaca con 1,098,522, San Luis Potosí 772,075, Zacatecas 750,875 y Coahuila con 702,947 (Figura 9).

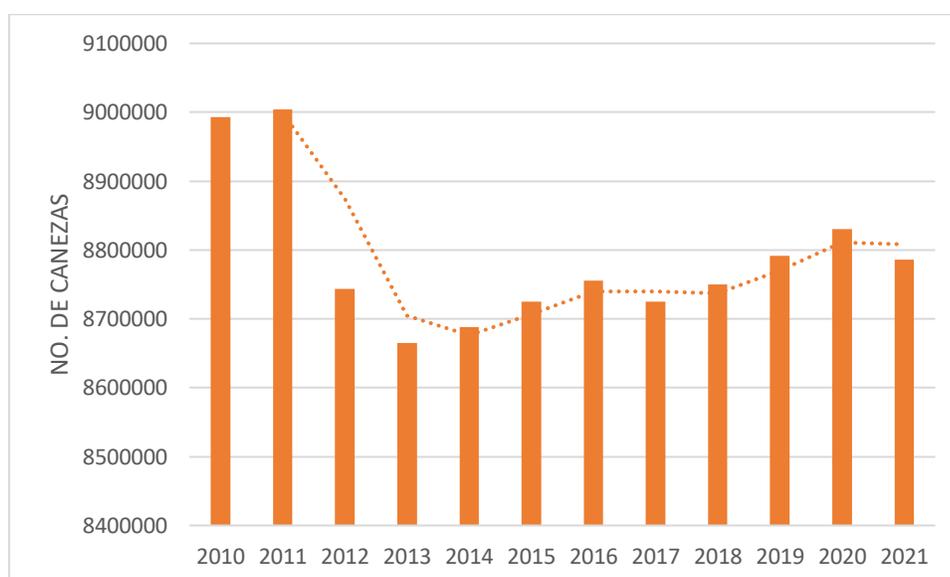


Figura 8. Inventario nacional de caprinos de 2010 – 2021 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2022).

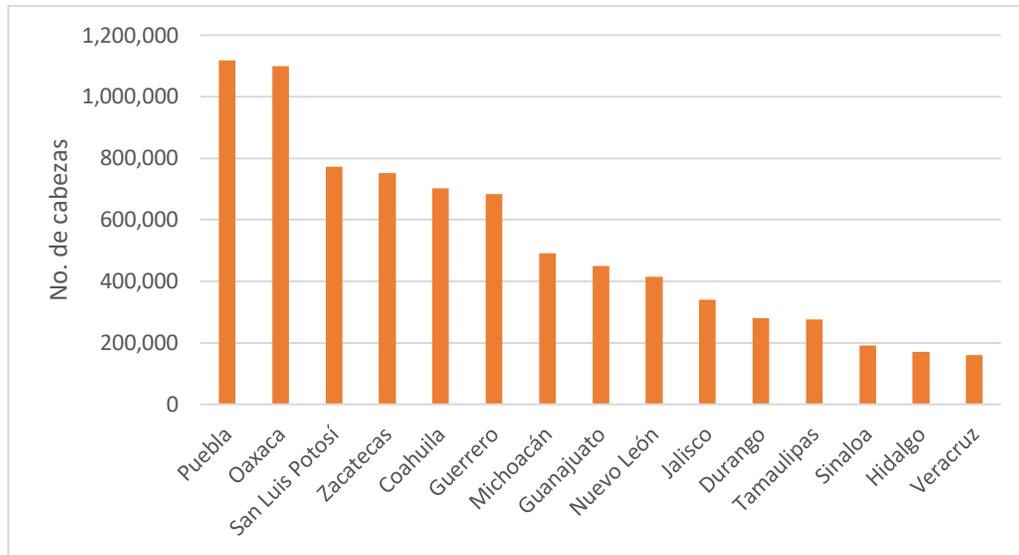


Figura 9. Principales productores de ganado caprino en México en 2021 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2022).

### 2.2.2. Producción de carne de caprino en México

A partir del año 2012, la producción de carne de caprino en el país ha mostrado una tendencia negativa, hay una disminución de -2,346.8 toneladas en 2012 respecto a la producción del año anterior. A partir del 2015 se detuvo la tendencia negativa e incrementó en promedio 136.66 toneladas por año (Figura 10).

Los principales estados productores en 2019 fueron Zacatecas con 4,540.45 toneladas, San Luis Potosí con 4,142.81, Coahuila con 3,925.87, Puebla 3,878.56 y Oaxaca con 3,670.48 toneladas (SIAP, 2020).

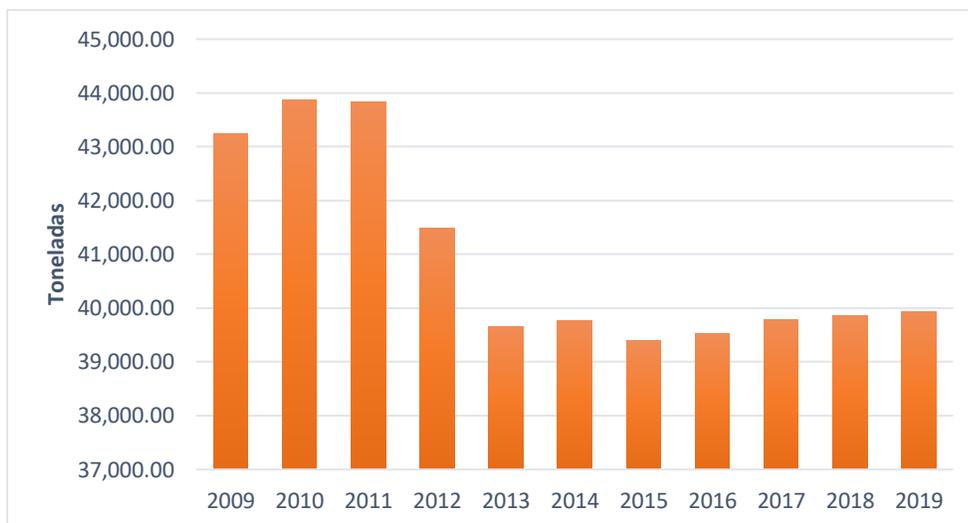


Figura 10. Producción de carne de caprino en México de 2009 – 2019 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2020).

### 2.3. Producción de caprinos en Sinaloa

El inventario de caprinos en Sinaloa en el año 2019 fue 180,510 cabezas, posicionándose en el 13° lugar a nivel nacional (Figura 9), con un aumento de 351 cabezas respecto al año anterior, y un aumento de 31,668 cabezas con respecto al año 2009 (Figura 11).

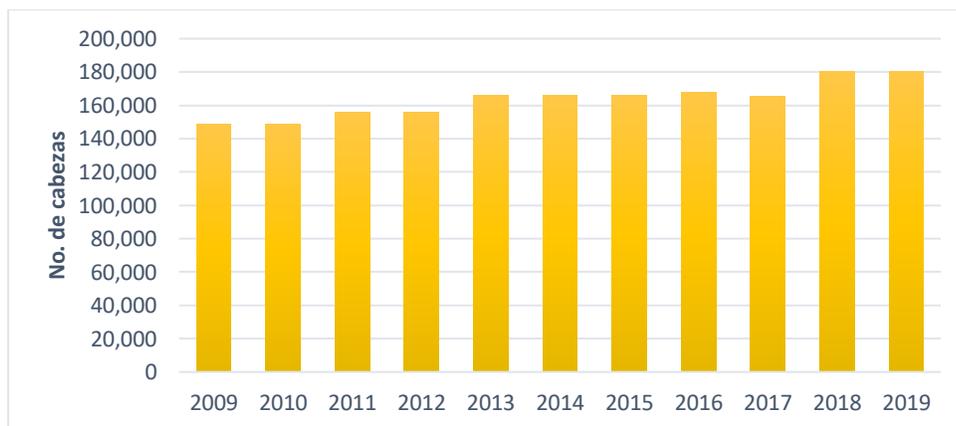


Figura 11. Inventario de caprinos en Sinaloa de 2009 – 2019 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2020).

### 2.3.1. Producción de carne caprina en el estado de Sinaloa

Desde el año 2009 en el estado de Sinaloa la producción de carne caprina ha mostrado una tendencia negativa (Figura 12), ya que tiene una disminución anual promedio de -51.80 toneladas.

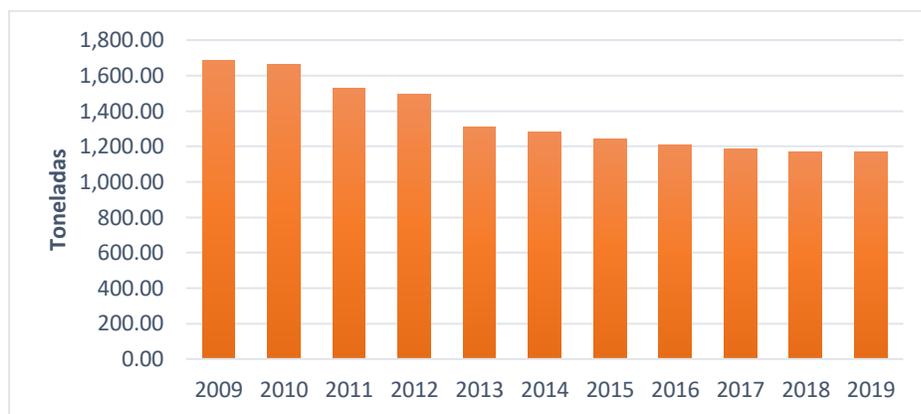


Figura 12. Producción de carne de caprino en Sinaloa de 2009 – 2019 (Elaboración propia con datos de SIAP, 2020).

## 2.4. Sistemas de producción caprina en México

Los sistemas de producción se dividen en tres, sistema extensivo, intensivo y semi-intensivo.

### 2.4.1. Sistema extensivo

Este tipo de sistema es el que se practica en la mayor parte del territorio nacional. Basa su alimentación en el ramoneo y pastoreo en agostaderos, cerros, y a las orillas de caminos y canales de riego durante la época de lluvias y se complementa el resto del año con dietas a base de esquilmos agrícolas (Hernández, 2000; Martínez-González *et al.*, 2017), presenta la ventaja de abaratar costos en alimentación e instalaciones pero generalmente sus rendimientos productivos son menores (Aréchiga *et al.*, 2008).

#### 2.4.2. Sistema intensivo

Son sistemas en los que el ganado está confinado y depende por completo del hombre para satisfacer las necesidades diarias básicas tales como alimento, refugio y agua (OIE, 2012). Presenta la desventaja de requerir mayores costos pero facilita el manejo de los animales y se obtienen mejores índices productivos en producción de carne y leche (Aréchiga *et al.*, 2008).

#### 2.4.3. Sistema semi-intensivo

En este tipo de sistema el ganado está sometido a cualquier combinación de métodos de cría extensivo e intensivo, o bien simultáneamente o bien de forma alternada (OIE, 2012). Los animales pastorean y en la tarde-noche los animales se estabulan y se les proporciona un suplemento alimenticio. Requiere la inversión en instalaciones y alimentos concentrados. Generalmente, presenta mejores rendimientos productivos que en el sistema extensivo (Aréchiga *et al.*, 2008).

### **2.5. Características reproductivas de las cabras**

La cabra (*Capra hircus*) alcanza la pubertad entre los 5 y 7 meses de edad. El ciclo estral tiene una duración media de 21 días. El estro dura entre 24 y 36 h. Por cada ciclo estral se liberan entre 1 y 3 óvulos y la vida media del cuerpo lúteo (fase luteal) es de 16 días (Durán-Ramírez *et al.*, 2007).

#### 2.5.1. Estacionalidad de las cabras

Como una estrategia especial para contribuir a la preservación de su especie, mejorando la supervivencia de sus crías al nacer y durante la lactancia, las cabras son poliéstricas estacionales, y buscan hacer coincidir su época de apareamiento y por consiguiente del nacimiento de sus crías en las épocas del año en que las condiciones ambientales sean más favorables, cuando hay mayor disponibilidad de alimento y temperaturas más favorables (Martin *et al.*, 2004). Naturalmente, las cabras se

reproducen cuando el fotoperiodo es decreciente, es decir principalmente en el otoño (Galina, 2008).

## **2.6. Ciclo estral de la cabra**

El ciclo estral está definido por el tiempo transcurrido entre un estro y el siguiente, o de dos ovulaciones sucesivas, y dura alrededor de 21 días (Fatet *et al.*, 2011). Es un proceso fisiológico complejo en el que se basa la actividad sexual cíclica de las cabras, y está regido por diversas hormonas como lo son: Hormona Liberadora de Gonadotropina (GnRH), Hormona Folículo Estimulante (FSH), Estrógeno ( $E2\beta$ ), Hormona Luteinizante (LH), Progesterona (P4), Prostaglandina ( $PGF2\alpha$ ) y Oxitocina. La GnRH es de origen hipotalámico, y estimula en el lóbulo anterior de la hipófisis (adenohipófisis) la secreción de FSH y LH. La FSH estimula el crecimiento folicular, y los folículos desarrollados secretan estradiol, la hormona responsable de los síntomas del estro. La LH ocasiona la ovulación del o de los folículos desarrollados por acción de FSH, y transforma las células del folículo ovulado, para formar el cuerpo lúteo (CL). El cuerpo lúteo secreta progesterona (P4), la hormona cuya acción consiste en preparar el útero para una posible anidación del embrión o de los embriones resultantes de una fecundación. La hormona prostaglandina ( $PGF2\alpha$ ) es secretada por el útero, y actúa a nivel de ovario para ocasionar la regresión del cuerpo lúteo, y la consiguiente terminación de la fase luteal, con lo que se da paso a una nueva fase folicular y nuevo celo de la hembra (Hafez y Hafez, 2002).

## **2.7. Anatomía y función del aparato reproductor**

El aparato reproductor femenino está compuesto por la vulva que es la porción terminal del aparato reproductor; vagina, la cual posee diversas funciones: es el conducto excretor del útero, órgano femenino del coito, y conducto del parto; su permeabilidad permite el paso de medicamentos, tiene capacidad inmunitaria y actúa como medio de depuración o defensa contra los microorganismos; el cérvix es el órgano que separa el útero de la vagina protegiendo al primero del contacto externo, a excepción del

momento del parto y el periodo del estro, entre sus funciones esta facilitar, por medio del moco cervical, el transporte de espermatozoides, así como ser el primer filtro, selección y barrera de los espermatozoides; el útero, consta de cuello, cuerpo y dos cuernos, entre sus funciones está el transporte de espermatozoides desde el sitio de la eyaculación hasta el de la fecundación en el oviducto, regulación del funcionamiento del cuerpo amarillo, y el inicio de la implantación, preñez y parto; oviducto y ovarios, estos últimos realizan tanto funciones exocrinas (liberación de óvulos) como endocrinas (esteroidogénesis) (Galina, 2008; Hafez y Hafez, 2002; Sheldon, 2004).

#### 2.7.1. Respuesta inmunológica en la vagina

La vagina, al igual que la vulva y el cervix, presentan diferentes barreras de protección contra las bacterias que ascienden al tracto genital, siendo cada uno de estos órganos una barrera física. Los niveles de estrógeno y progesterona influyen, además, en la remodelación del epitelio de la mucosa vaginal. Estas hormonas también incrementan la presencia de leucocitos polimorfonucleares neutrófilos a ese nivel, y potencian la expresión de moléculas de histocompatibilidad de tipo I (MHC-I), y de receptores de reconocimiento de patrones moleculares asociados a patógenos (Ababneh y Degefa, 2006; Hafez y Hafez, 2002; Sheldon, 2004; Sheldon *et al.*, 2002; Dunbar *et al.*, 2012; Gregorczyk y Krzyzowska, 2013).

### 2.8. Problemáticas en la caprinocultura

De acuerdo al inventario caprino SIAP 2022, la población caprina en el país no se ha incrementado de manera importante en los últimos años. Rueda (2019) menciona que una de las razones a las que se puede atribuir dicho suceso es la baja tasa de parición anual, causada por la estacionalidad reproductiva, los problemas de fertilidad, bajo o nulo manejo reproductivo, alto porcentaje de abortos, etc.

#### 2.8.1. Aborto en cabras

El aborto es el suceso que más frustración provoca en una unidad de producción, debido a que representa una pérdida económica importante (Rueda, 2019). Puede originarse por distintos agentes infecciosos, deficiencias nutricionales, estrés, intoxicación, siendo las causas infecciosas las más comunes (Mellado, 2008), que

pueden ser causada por varios microorganismos pertenecientes o no a la microbiota natural (Fraga *et al.*, 2008).

## **2.9. Microbiota vaginal**

La microbiota vaginal está constituida por una mezcla dinámica de microorganismos aerobios, anaerobios facultativos y anaerobios obligados en la que constantemente se introducen cepas nuevas (Hafez y Hafez, 2002), y puede variar de acuerdo al estatus inmunológico del animal (Sánchez *et al.*, 2011) y etapa del ciclo estral (Manes *et al.*, 2018).

Bajo condiciones normales, este ambiente es estable, protegiendo al hospedador del ataque de microorganismos saprofitos patógenos o potencialmente patógenos (Otero *et al.*, 2000). Si existe alguna alteración, los microorganismos transitorios pueden responder aprovechando la situación, es decir, proliferar y producir una enfermedad (Fernández, 2006).

La microbiota vaginal normal es rica en *Lactobacillus* productores de peróxido, que forman ácido láctico a partir del glucógeno, cuya producción y secreción son estimuladas por los estrógenos. Este mecanismo proporciona una acidez adecuada entre 3.8 y 4.5 del ambiente vaginal, dificultando la proliferación de patógenos (Martin *et al.*, 2008).

Diversos autores reportan la presencia de bacterias vaginales, como Seija (2006), quien menciona a *Staphylococcus spp.*, que es una bacteria se encuentra de manera normal en la piel y mucosas. Oliveira *et al.* (2013) reporta la presencia de esta bacteria en la microbiota vaginal en cabras sin que presenten alguna patología del tracto reproductivo. Por su parte, Penna *et al.* (2013) y Flores-Hernández *et al.* (2020) mencionan a *Streptococcus spp.* indicando que estas bacterias forman parte de la microbiota vaginal; aunque este género bacteriano se ha relacionado ampliamente como patógeno de cabras produciendo mastitis (Steward *et al.*, 2017). No se ha reportado la presencia de vaginitis o infecciones urinarias a causa de especies de *Streptococcus spp.* (Flores-Hernández *et al.*, 2020).

En un estudio realizado por Zaid (2009), realizó hisopados vaginales en ovejas y cabras de diferentes estados reproductivos; en cabras encontró que la mayor cantidad de bacterias aisladas fue *Pseudomonas aeruginosa* y *Streptococcus faecalis* (21.8 %), *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus aureus*, *Lactobacillus* spp., *Enterobacter* spp., *Proteus mirabilis* (8.7 %), *Brucella melitensis*, *Escherichia coli* y *Listeria monocytogenes* (4.3 %).

Al-Hilli y Ajeel (2015) realizaron un estudio para determinar la microbiota normal de la vagina de ovejas en el sacrificio y ovejas vivas. En las ovejas vivas se encontró *Escherichia coli* (58.7 %), *Proteus mirabilis* (13.75 %), *Klebsiella pneumonia* (12.5 %), *Staphylococcus aureus* (8.75 %), *Staphylococcus epidermidis* (3.75 %) y *Streptococcus* spp. (5 %).

El-Arabi *et al.* (2013) aislaron *Escherichia coli* (35 %), *Streptococcus* spp. (21 %), *Corynebacterium* spp. (3.5 %), *Staphylococcus* spp. (3.5 %), *Enterococcus* spp. (10.5 %), *Staphylococcus aureus* (3.5 %), *Proteus* spp. (3.5 %) y 14% de bacterias no identificadas.

Flores-Hernández *et al.* (2020) obtuvieron aislamiento bacteriano en el 41.2 % de sus muestras. Las bacterias aisladas con mayor frecuencia fueron *Staphylococcus* spp. (31.2 %) y *Aerococcus* spp. (21.9 %). En cuanto a bacterias Gram negativas (GN), los aislamientos correspondieron a *Escherichia coli* (15.6 %).

### 2.9.1 Microbiota vaginal y sensibilidad a antimicrobianos

La resistencia a los antimicrobianos representa uno de los problemas más importantes que amenazan la salud humana y animal en el mundo (Palma *et al.*, 2020). Es una peculiaridad tanto de microorganismos patógenos y no patógenos, ya que es necesaria para la supervivencia y evolución de las bacterias en un entorno dinámico (Palma *et al.*, 2020; Sultan *et al.*, 2018; Sommer *et al.*, 2010; Olivares *et al.*, 2013).

Las investigaciones sobre la distribución de bacterias y su patrón de sensibilidad a los antibióticos en los animales ha cobrado importancia porque los animales destinados a la alimentación se han identificado como una fuente de bacterias resistentes a los

antimicrobianos (Economou y Gousia, 2015). Las infecciones en el tracto reproductivo femenino en animales de granja, así como en mascotas, a menudo se deben a invasores secundarios oportunistas (Mshelia *et al.*, 2014).

Actualmente, en Italia, se han descrito bacterias cocos Gram positivos catalasa-negativos (GPCNC), donde a partir de 110 animales (76/69.09 %) identificaron en la microbiota vaginal en ovejas y cabras, incluidas cepas de Streptococcaceae (37/33.64 %), Aerococcaceae (30/27.27 %), Enterococcaceae (6/5.45 %) y otras especies menores. Así mismo, un 22.81 % mostró perfiles de multirresistencia a los antibióticos, principalmente se detectaron resistencias combinadas a betalactámicos, macrólidos, lincosamidas y tetraciclinas en cepas de *Streptococcus plurianimalium*; otras combinaciones, incluida la resistencia a betalactámicos, pleuromutilinas, aminoglucósidos y lincosamidas, en cepas de *Streptococcus uberis* y *Enterococcus* spp. (Mrenoshki *et al.*, 2024).

En México, detectaron bacterias multirresistentes a antibióticos en vaginas de cabras, a partir de 51 muestras de animales, 21/41.2 % resultaron positivas al aislamiento bacteriológico, de estos aislamientos se identificaron Gram positivas *Staphylococcus* spp. 31.2 % (10/32), *Aerococcus* spp. 21.9 % (7/32), *Corynebacterium jeikeium* 15.6 % (5/32), *Staphylococcus chromogenes* 6.3 % (2/32), *Corynebacterium renale* 3.1 % (1/32), *Staphylococcus xylosus* 3.1 % (1/32), *Streptococcus* spp. 3.1 % (1/32) y Gram negativas *Escherichia coli* 15.6% (5/32). De los antibióticos probados eritromicina y tetraciclina mostraron resistencia contra los aislamientos Gram positivos, en Gram negativos, se presentó una multirresistencia en los antibióticos, excepto a ciprofloxacina y nitrofurantóina (Flores-Hernández *et al.*, 2020).

## **2.10. Infecciones del sistema reproductor de la hembra**

La microbiota bacteriana suele ser inofensiva hasta la presencia de factores como traumatismos, dispositivos intravaginales utilizados para inducir el estro, condiciones de estrés u otra infección (Martins *et al.*, 2009; Shallali *et al.*, 2001).

La vaginitis, una infección común del tracto genital de los rumiantes domésticos, es a menudo causada por invasores bacterianos secundarios, principalmente especies de *E. coli* (Sargison *et al.*, 2007; Manes *et al.*, 2010).

Cortéz-López *et al.* (2013) menciona que patógenos oportunistas como *Shigella* spp., *Enterobacter* spp., *Citrobacter* spp., *E. coli* y además de patógenos oportunistas como *Pseudomonas* spp. y *Acinetobacter* spp. pueden ser causantes de vaginitis.

Estos cambios en la microbiota bacteriana vaginal pueden afectar la respuesta reproductiva y la fertilidad posterior al estro (Manes *et al.*, 2013).

### **III. HIPÓTESIS**

Las bacterias obtenidas en los aislamientos no corresponden a una microbiota vaginal de cabras sanas y presentan resistencia antimicrobiana por lo menos a un antibiótico.

## **IV. OBJETIVOS**

### **4.1. Objetivo general**

Determinar el perfil de la microbiota vaginal, y la sensibilidad a los antimicrobianos en cabras de sistemas extensivos.

### **4.2. Objetivos específicos**

1. Conocer el perfil de la microbiota vaginal en cabras.
2. Determinar la sensibilidad a los antimicrobianos de las bacterias aisladas.

## **V. MATERIAL Y MÉTODOS**

### **5.1. Localización del área de estudio**

Las muestras se colectaron en 2 unidades de producción (UP) ubicadas en la sindicatura de El Dorado, Sinaloa (24° 19' 27.998" N; 107° 22' 1.997" O). La temperatura media anual del estado es alrededor de 25° C, con temperaturas mínimas promedio de 10.5 °C en el mes de enero y las máximas promedio mayores a 36° C durante los meses de mayo a julio (INEGI, 2020).

### **5.2. Tipo de estudio**

El estudio fue observacional descriptivo retrospectivo (Jaramillo y Martínez, 2010). Para el cual se realizaron 2 muestreos entre Diciembre de 2020 a Febrero de 2021; se tomaron 10 muestras en la primera UP y 15 en la segunda, para un total de 25 muestras de hisopos vaginales. Los rebaños de cabras presentaron una población con mezcla de dos razas (población criolla), con encaste Alpino y Nubia. Del total de muestras, fueron 6 cabras primíparas y 19 multíparas, de las cuales se registró la información de edad, raza, gestación, parto, abortos, fecha aproximada de aborto. Los criterios de inclusión fueron UP donde hubiera historial de abortos.

### **5.3. Colección de muestras a través de hisopado vaginal**

Se utilizaron hisopos estériles Copan Transystem™ de 13.3 cm de longitud, cada unidad contiene un hisopo estéril y un tubo que contiene medio de transporte Stuart, comercialmente diseñados para la recolecta, transporte y conservación de muestras clínicas para exámenes bacteriológicos. La técnica empleada siguió los siguientes pasos:

Se seleccionaron al azar las hembras que fueron muestreadas, se realizó contención física con el mínimo de estrés posible para insertar el hisopo estéril en el vestíbulo vaginal.

Previo a la toma de la muestra, se realizó limpieza con agua destilada, desinfección con alcohol al 70 % y secado con sanitas, con el objetivo de eliminar la suciedad del área vulvar y evitar la contaminación del hisopo, una vez realizada la limpieza y desinfección se procedió a abrir los labios vulvares con el fin de introducir el hisopo

hacia el fórnix anterior de la vagina, muy cerca del cérvix realizando movimientos circulares. A cada cabra se le tomó un hisopado vaginal y fue colocado en su tubo correspondiente con el medio de transporte.

#### **5.4. Transporte de muestras**

Las muestras se depositaron en una hielera con gel refrigerante para preservarlas a 5° C, posteriormente se trasladaron al Laboratorio de Bacteriología y Micología Veterinaria de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Autónoma de Sinaloa.

#### **5.5. Procedimiento de laboratorio**

##### 5.5.1. Cultivo de bacterias

La muestra se inoculó en la placa directo del hisopo, y se realizaron 2 estriados con un asa microbiológica estéril, una vez que la muestra fue absorbida por el agar, se incubaron en condiciones aeróbicas a 37° C durante 24 h.

##### 5.5.2. Aislamiento bacteriano

Se identificaron las colonias que presentaban características macroscópicas diferentes (forma, color, tamaño, elevación, superficie) en cada una de las cajas Petri, y posteriormente se tomó con un asa estéril una colonia de cada una y se aislaron en agar sangre nuevamente mediante la técnica de estriado por agotamiento, se incubaron a 37° C durante 24 h.

Una vez aisladas, se realizó tinción de Gram, y se diferenciaron de acuerdo a sus características microscópicas (Gram positivas y negativas, forma y agrupamiento).

##### 5.5.3. Identificación bacteriana mediante pruebas bioquímicas

###### Catalasa

En una caja de Petri se colocaron gotas de peróxido de hidrógeno (H<sub>2</sub>O<sub>2</sub>), con un asa microbiológica estéril se tomó una colonia y se emulsionó en una gota, la prueba fue positiva si el peróxido de hidrógeno tenía descomposición por acción de la enzima catalasa.

Para Bacilos:

Las colonias identificadas como bacilos, tanto Gram positivos como negativos, fueron inoculadas en los medios Agar Hierro y Triple azúcar (TSI), Agar Lisina Hierro (LIA), Agar Citrato de Simmons y Sulfuro Indol Motilidad (SIM), e incubados a 37° C durante 24 h para caracterizar el metabolismo de la bacteria aislada. En TSI se evaluó la capacidad de fermentar carbohidratos como glucosa, sacarosa y lactosa, en LIA se evaluó la presencia de la enzima descarboxilasa que metaboliza (descarboxila) la lisina y la fermentación de la glucosa, en citrato de Simmons se comprobó la utilización de citrato de sodio como única fuente de carbono, en SIM se evidenció la motilidad de las cepas aisladas, además de su capacidad de producir H<sub>2</sub>S y la producción de indol.

Para cocos:

Se inocularon las colonias identificadas como cocos en Agar Sal y Manitol y se evaluó la capacidad para fermentar manitol. A las colonias identificadas microscópicamente como *Staphylococcus* se les realizó la prueba de coagulasa.

La identificación se realizó siguiendo los estándares del manual de identificación bacteriana de Cowan y Steel (Barrow y Feltman, 2004).

#### 5.5.4. Perfil de sensibilidad a antimicrobianos

Se seleccionaron de 1 a 3 UFC (dependiendo del tamaño de las colonias) de cada aislamiento en cultivo, mismas que fueron sembradas en caldo soya tripticaseína (MCD LAB) e incubadas a 37° C. El tiempo de incubación varió para cada aislamiento, hasta obtener un inóculo equivalente al estándar 0.5 McFarland de turbidez, correspondiente a  $1 \times 10^8$  UFC/ml. Se sembró con un hisopo estéril de cada aislamiento en agar Müller-Hinton (MCD LAB) y en agar sangre (MCD LAB) las bacterias exigentes nutricionalmente. Los aislamientos fueron evaluados en diferentes antibióticos, se realizó la prueba *in vitro* a través del método de Kirby-Bauer de difusión en disco (Humphries *et al.*, 2018). Los multidiscos para las bacterias Gram positivas (PT-34 Multibac I.D.) que se utilizaron incluían Ampicilina (AM) 10 µg/disco, Cefalotina (CF) 30 µg/disco, Cefotaxima (CFX) 30 µg/disco, Ciprofloxacino (CPF) 5 µg/disco, Clindamicina (CLM) 30 µg/disco, Dicloxacilina (DC) 1 µg/disco, Eritromicina (E) 15 µg/disco, Gentamicina (GE) 10 µg/disco, Penicilina (PE) 10 U, Tetraciclina (TE) 30

µg/disco, Sulfametoxazol/Trimetroprim (STX) 25 µg/disco y Vancomicina (Va) 30 µg/disco.

Para las bacterias Gram negativas los multidiscos (PT-35 Multibac I.D.) incluían Amikacina (AK) 30 µg/disco, Ampicilina (AM) 10 µg/disco, Carbenicilina (CB) 100 µg/disco, Cefalotina (CF) 30 µg/disco, Cefotaxima (CFX) 30 µg/disco, Ciprofloxacino (CPF) 5 µg/disco, Cloranfenicol (CL) 30 µg/disco, Gentamicina (GE) 10 µg/disco, Netilmicina (NET) 30 µg/disco, Nitrofurantoína (NF) 300 µg/disco, Norfloxacin (NOF) 10 µg/disco, Sulfametoxazol/Trimetroprim (STX) 25 µg/disco.

Se incubaron de 16 a 18 h, y 48 h las bacterias de crecimiento lento a 37° C. se midieron con una regla graduada en milímetros y la interpretación se realizó siguiendo las normas del fabricante Investigación Diagnóstica (ID, 2020).

## **5.6. Análisis estadístico**

Los resultados de la identificación bacteriana se presentan a través de tablas de frecuencia, el análisis se realizó con el programa Minitab® 18.1.

Para el análisis de sensibilidad a los antimicrobianos, se realizó la prueba de normalidad (Shapiro-Wilk) y prueba de homogeneidad de varianzas (Levene). Los supuestos de las pruebas paramétricas no se cumplieron ( $p < 0.05$ ) por lo cual se utilizó la prueba de Friedman para el análisis de diferencias significativas en datos emparejados o bloqueados. Posteriormente, se aplicó la prueba post-hoc de Conover-Dunn para realizar comparaciones múltiples. Se realizó un Análisis de Componentes Principales (ACP) para identificar la mayor variabilidad en los datos. Finalmente, se emplearon diversas herramientas de visualización, como biplots y boxplots, para interpretar las relaciones y distribuciones entre los grupos analizados.

Los datos obtenidos fueron capturados en Excel y luego procesados en el programa RStudio (R Core Team, 2024). En RStudio, los datos fueron organizados en una tabla, en donde, se separaron en cuatro variables: Bacterias, en las cuales se incluyeron los nombres de las bacterias; Familia, en la cual se registraron las familias de las bacterias; Antibióticos, el cual contenía los nombres codificados de los antibióticos utilizados y finalmente Inhibición, la cual tenía las medidas (mm) de los halos de inhibición.

Los análisis estadísticos realizados incluyeron la prueba de normalidad (Shapiro-Wilk) para evaluar la distribución de los datos y la prueba de homogeneidad de varianzas (Levene) para comprobar la uniformidad de las varianzas entre grupos. Al no cumplirse los supuestos ( $p < 0.05$ ) para las pruebas paramétricas, se optó por utilizar la prueba de Friedman, esto se debe a que cada bacteria representa un “bloque” en el cual se evalúa el efecto de los diferentes antibióticos y la prueba de Friedman es una prueba no paramétrica que se usa para datos apareados o bloqueados, una alternativa no paramétrica al ANOVA de medidas repetidas. Posteriormente, se aplicó la prueba post-hoc de Conover-Dunn, diseñada específicamente para datos emparejados, a fin de realizar comparaciones múltiples ajustadas, este método es considerado una extensión de la prueba de Friedman para identificar diferencias significativas entre pares de grupos, y se utilizó la para comparar. Finalmente, se realizó un Análisis de Componentes Principales (ACP) para identificar la mayor variabilidad en los datos. Los resultados se visualizaron con gráficas para interpretar las relaciones y distribuciones entre los grupos analizados.

El programa que se utilizó para el análisis estadístico fue RStudio (R Core Team, 2024), los paquetes utilizados fueron tidyverse (Wickham, 2019) para la edición de datos, nortest (Gross y Ligges, 2015) para la prueba de normalidad, car (Fox y Weisberg, 2019) para la prueba de homogeneidad, PMCMRplus (Pohlert, 2023) para el test de Friedman y Conover-Dunn, factoextra (Kassambara, 2020) para el análisis de componentes principales y clústeres y ggplot2 (Wickham, 2016) para la visualización gráfica de los resultados.

## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

De las 25 muestras obtenidas de vagina de cabra se obtuvieron 98 aislamientos como se observa en el Cuadro 1, la identificación y frecuencia de los aislamientos bacteriológicos, estos diferentes resultados indican la alta variabilidad del aislamiento bacteriano que puede ser debido tanto a la raza, estado reproductivo y estado fisiológico de las cabras. Las bacterias más frecuentes son *Staphylococcus* spp. con 36.73 %, seguido de *Aerococcus* spp. con 19.39 %, resultados coinciden con Flores-Hernández *et al.* (2020) en tanto a las bacterias con mayor frecuencia de aislamiento, quien obtuvo el 31.2 % y 21.9 % de *Staphylococcus* spp y *Aerococcus* spp. respectivamente, el estudio se llevó a cabo en el estado de Tamaulipas, México para el cual se muestrearon cabras sanas, lo que podría indicar que estas bacterias forman parte de la microbiota normal de las cabras.

*Aerococcus* spp. es una de las bacterias productoras de ácido láctico (Khalid, 2011). Los géneros *Bacillus* spp y *Staphylococcus coagulasa negativo* tuvieron una frecuencia de 7.14 %. Bragança *et al.* (2017) reportaron 26.7% de *Bacillus* spp., similar a lo encontrado por Méndez-Leal *et al.* (2014) con 33.3 %. Sin embargo, otros autores reportan pocos aislamientos de la bacteria, como Yaseen *et al.* (2019) (10 %) y El-Arabi *et al.* (2013) (3.5 %).

Respecto a *Staphylococcus coagulasa negativo*, la frecuencia es muy baja en comparación a los estudios de Bragança *et al.* (2017) (66.7 %) y Boscan *et al.* (2010) (17.71 %).

*Staphylococcus epidermidis* (5.1 %) tiene una frecuencia baja en comparación a los estudios de Manickam *et al.* (2019) (52.63 %) y Boscan *et al.* (2010) (25 %). *Streptococcus* spp. tuvo una frecuencia de 3.06 %, similar a los resultados obtenidos por Al-Hilli y Ajeel (2015), Al-Qasi (2014), Al-Zubaidi *et al.* (2013), Manickam *et al.* (2019) y Silva *et al.* (2011), quienes tuvieron aislamiento de la bacteria en 6.52 %, 11.1 %, 6.75 %, 10.52 % y 7.5 % respectivamente. Petit *et al.* (2009) mencionan que esta bacteria al igual que *Bacillus* spp. y *Staphylococcus* spp. forman parte de la microbiota de animales sanos.

*Arcanobacterium pyogenes* tuvo una frecuencia de 2.04 %, al igual que *Bacillus subtilis*. Mientras que *Actinomyces* spp., *Campylobacter* spp., *Corynebacterium*

*jeikeium*, *Corynebacterium* spp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Vibrio* spp. solo el 1.02 % cada uno.

*Arcanobacterium pyogenes* es una bacteria oportunista de la vagina, en espera condiciones favorables para proliferar y convertirse en patógeno (Boscan *et al.*, 2010). Díaz-Cao *et al.* (2018) encontraron en 4/8 granjas caprinas *Campylobacter* spp., asociado a abortos en el ganado.

Cuadro 1. Identificación y frecuencia de los aislamientos bacteriológicos de los hisopados vaginales.

Bacterias Aisladas	Conteo	Frecuencia (%)
<i>Staphylococcus</i> spp.	36	36.73
<i>Aerococcus</i> spp.	19	19.39
<i>Bacillus</i> spp.	7	7.14
<i>Staphylococcus coagulasa negativo</i>	7	7.14
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	5	5.1
<i>Streptococcus</i> spp.	3	3.06
<i>Arcanobacterium pyogenes</i>	2	2.04
<i>Bacillus subtilis</i>	2	2.04
<i>Actinomyces</i> spp.	1	1.02
<i>Campylobacter</i> spp.	1	1.02
<i>Corynebacterium jeikeium</i>	1	1.02
<i>Corynebacterium</i> spp.	1	1.02
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1	1.02
<i>Vibrio</i> spp.	1	1.02
Sin identificar	11	11.22

Con respecto a la sensibilidad antimicrobiana se observa en el cuadro 2, donde se observa que los Gram positivos más frecuentes como *Staphylococcus* spp. presentó resistencia a los beta-lactámicos (penicilinas y ampicilinas) y a las lincosamidas (clindamicina); *Aerococcus* spp. solo presentó resistencia a beta-lactámicos (dicloxacilina); sin embargo, *Streptococcus* spp. mostró sensibilidad a todos los antibióticos probados.

Cuadro 2. Resistencia a antibióticos de las cepas aisladas de muestras de hisopados vaginales de cabras.

Antibiótico	<i>Staphylococcus spp</i>	<i>Aerococcus spp</i>	<i>Streptococcus spp</i>
AM	R	I	S
CFX	S	S	S
CPF	S	S	S
CLM	R	S	S
E	S	S	S
PE	R	S	S
TE	S	S	S
CF	S	S	S
DC	S	R	S
GE	S	S	S
SXT	S	S	S
VA	S	S	S

R- Resistente I-Intermediario S-Sensible. AM: Ampicilina, CFX: Cefotaxima, CPF: Ciprofloxacino, CLM: Clindamicina, E: Eritromicina, PE: Penicilina, TE: Tetraciclina, CF: Cefalotina, DC: Dicloxacilina, GE: Gentamicina, STX: Sulfametoxazol/trimetoprim VA: Vancomicina.

Mrenoshki *et al.* (2024), quienes aislaron de muestras vaginales de cabras con mayor frecuencia *Streptococcus spp.* (37/33.64 %), *Aerococcus spp* (30/27.27 %) y *Enterococcus spp.* (6/5.45 %), indicando la presencia de las bacterias de forma similar con respecto a este trabajo, sin embargo, difiere en frecuencias aisladas. Con respecto a resistencia antimicrobiana, *Streptococcus spp.*, encontraron heterogeneidad, indicando resistencia a cinco clases de antimicrobianos como los betalactámicos (14.71–17.65 %), tetraciclinas (23.53 %), aminoglucósidos (26.47–50 %), macrólidos (11.76–20.59 %) y lincosamidas (23.53 %); con respecto al perfil de resistencia antimicrobiana de *Aerococcus spp.* se encontró una susceptibilidad disminuida a pleuromutilinas (70.59 %), cefalosporinas (58.82 %), aminoglucósidos (5.88 % a 17.65 %), tetraciclinas (5.88 %) y macrólidos (5.88 %), en cuanto a los betalactámicos, todas estas cepas fueron sensibles a la penicilina y la ampicilina. Esto revela que la microbiota genital de los pequeños rumiantes puede servir como reservorio de patógenos oportunistas, algunos de ellos portadores de resistencias a múltiples fármacos, lo que puede representar un alto riesgo tanto para la salud animal como para la humana.

Por su parte, Flores-Hernández *et al.* (2020), quienes aislaron *Staphylococcus* spp., *Aerococcus* spp., *Corynebacterium jeikeium*, *Staphylococcus chromogenes*, *Corynebacterium renale*, *Staphylococcus xylosus*, y *Streptococcus* spp. en vaginas de cabras, en su análisis del perfil de resistencia a antimicrobianos, obtuvieron como resultado que todas las bacterias aisladas fueron resistentes a Eritromicina y Tetraciclina. Los aislados de *Staphylococcus* spp. tuvieron un porcentaje general de resistencia de 87.5% ( $\chi^2= 18.51$ ,  $p=0.0704$ ), siendo la penicilina el antibiótico con menor resistencia (70%). *Streptococcus* spp. tuvo porcentaje de resistencia de 83.3% ( $\chi^2= 12.0$ ,  $p=0.3636$ ). Por otro lado, los aislamientos del género *Aerococcus* spp. (resistencia 80.9%) mostraron una resistencia menor contra dicloxacilina (28.6%,  $\chi^2= 22.85$ ,  $p=0.0185$ ). Así mismo, los aislamientos de *C. jeikeium* mostraron un menor porcentaje de resistencia ante cefotaxima y ampicilina (20% y 40%, respectivamente  $\chi^2= 34.9$ ,  $p<0.001$ ).

Oliveira *et al.* (2013) realizaron un estudio sobre los cambios en la microbiota vaginal de cabras sometidas a la inducción y sincronización del estro mediante esponjas intravaginales, del cual obtuvieron aislamientos de *Staphylococcus* spp., *Klebsiella pneumoniae*, *E. coli*, *Proteus vulgaris* y *Pseudomonas aeruginosa*. En el perfil de resistencia, encontraron que *Staphylococcus* spp. tiene resistencia a penicilina del 64.7% y tetraciclina 34.1%.

Penna *et al.* (2013) realizaron su investigación con el objetivo de caracterizar las bacterias vaginales, su sensibilidad antimicrobiana y la incidencia de vaginitis en cabras antes y después de la inserción de esponjas intravaginales en cabras, en el cual obtuvieron aislamientos de *Streptococcus* spp., *Staphylococcus coagulasa negativo* y *Staphylococcus coagulasa positivos*. En el perfil de resistencia, obtuvieron que ciprofloxacino, gentamicina y tetraciclina fueron los más efectivos (100, 98,6 y 97,2 % de sensibilidad, respectivamente). La penicilina (64,4%) fue el compuesto menos eficaz.

La prueba de Friedman indicó que existe diferencia estadística significativa ( $p < 0.05$ ) entre, al menos uno de los grupos en cuanto a la variable Inhibición (Figura 13).

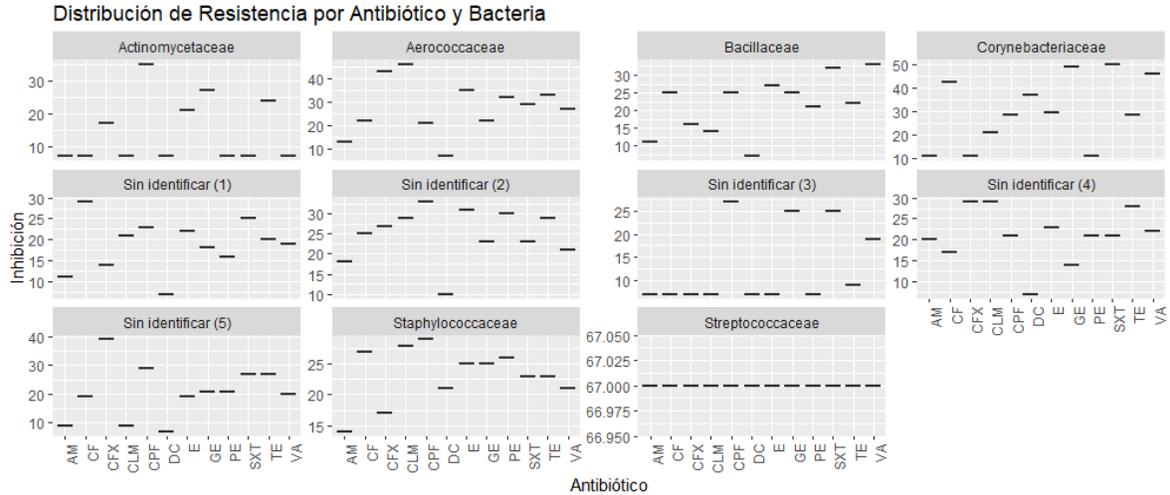


Figura 13. Distribución de Inhibición por Antibiótico y Familia AM (Ampicilina), CF (Cefalotina), CFX (Cefotaxima), CLM (Clindamicina), CPF (Ciprofloxacino), DC (Dicloxacilina), E (Eritromicina), GE (Gentamicina), PE (Penicilina), SXT (Sulfametoxazol/Trimetoprim), TE (Tetraciclina), VA (Vancomicina).

Al determinar que al menos uno de los grupos era diferente, fue necesario determinar los grupos diferentes, con la prueba de Conover-Dunn se analizaron 121 combinaciones de las cuales solo 10 mostraron diferencia significativa (Figura 14).

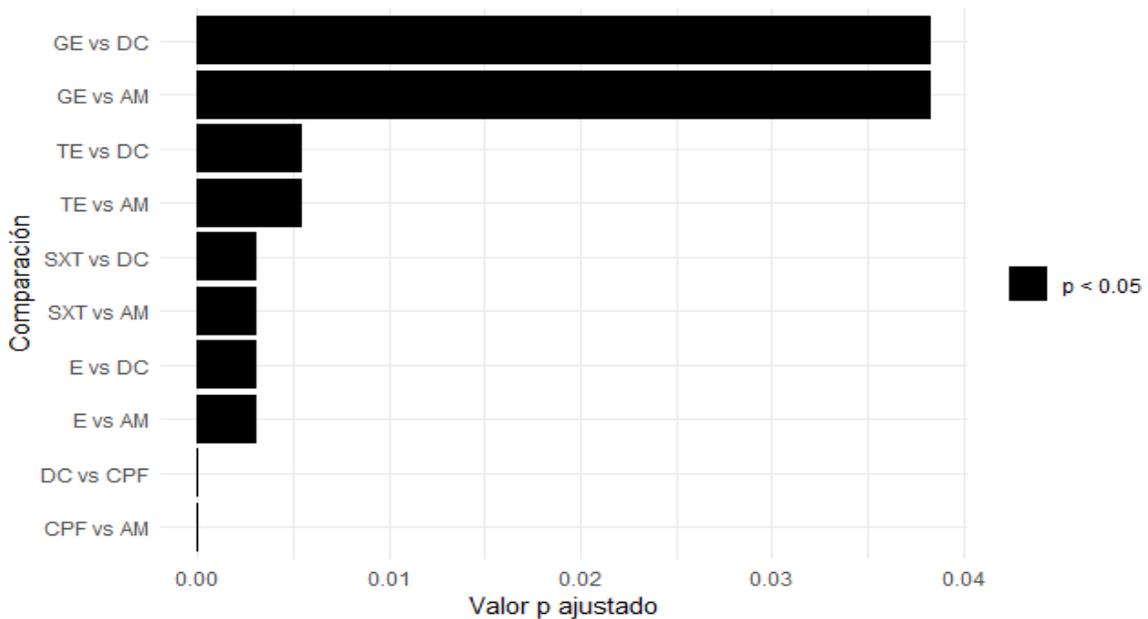


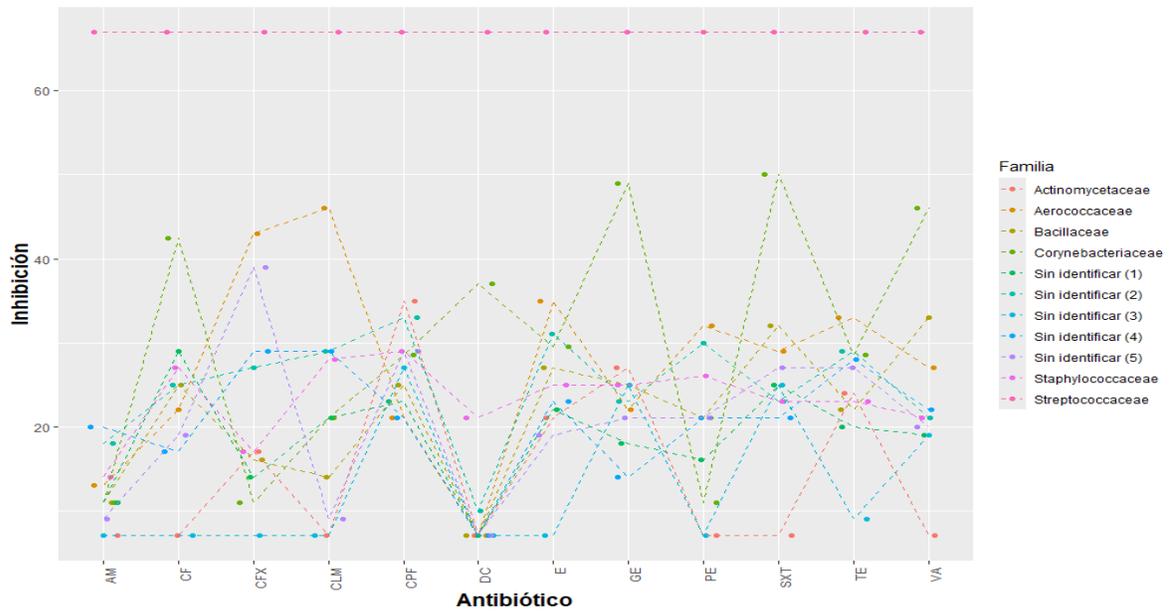
Figura 14. Resultados de Comparaciones Post-Hoc de Conover-Dunn (Significativas).

Aquellos antibióticos que muestran diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) son considerados que su eficiencia contra las bacterias es diferente y es necesario determinar cuál de los dos es el mejor utilizando el promedio de los halos de inhibición por antibióticos (Cuadro 3). Mientras que los que no mostraron diferencia significativa ( $p > 0.05$ ), se podría concluir que su eficiencia contra las bacterias es similar.

Cuadro 3. Promedio de tamaños de halos de Inhibición por Antibióticos

<b>Antibiótico</b>	<b>Promedio (mm)</b>
AM	15.05
CFX	27.13
CPF	28.34
CLM	27.69
E	29.80
PE	23.80
TE	27.15
CF	30.79
DC	22.49
GE	32.47
SXT	34.36
VA	31.79

Para determinar el mejor antibiótico en relación a las bacterias estudiadas se realizó una gráfica de interacción en la cual se compararon los halos de inhibición por Familia (Bacteria) de cada bacteria por antibiótico (Gráfica 1).



**Gráfica 1.** Interacción entre Antibióticos y Bacterias

Se puede observar que cada antibiótico tiene un efecto, tanto positivo como negativo, en la formación de los halos de inhibición. Esto sugiere que, dependiendo de la familia bacteriana, un antibiótico puede ser más efectivo que otro. Sin embargo, según los resultados obtenidos en la prueba de Conover-Dunn, la mayoría no son diferentes estadísticamente ( $p > 0.05$ ).

## VII. CONCLUSIONES

La microbiota vaginal presente en cabras criollas del municipio de Culiacán, Sinaloa, está compuesta principalmente por bacterias Gram positivas, cepas representadas principalmente por el género *Staphylococcus* spp. y *Aerococcus* spp. (36.74 y 19.39%, respectivamente), *Bacillus* spp., *Streptococcus* spp., *Arcanobacterium pyogenes* y *Campylobacter* spp. La presencia de las diversas bacterias, indica que puede ser debido tanto a la raza, estado fisiológico de las cabras y el sistema de producción extensivo. La presencia de resistencia antimicrobiana mostrada por *Staphylococcus* spp. y *Aerococcus* spp. fue a los beta-lactámicos (penicilinas, ampicilinas y dicloxacilina), esto sugiere que en condiciones favorables pueden proliferar como potenciales patógenos y causar enfermedades como vaginitis, metritis y abortos.

## VIII. LITERATURA CITADA

- Ababneh, M. M. and T. Degefa. 2006. Bacteriological findings and hormonal profiles in the postpartum Balady goats. *Reprod. Dom. Anim.* 41: 12-16.
- Al- Hilli Z. B. and H. H. Ajeel. 2015. Isolation and Identification of Bacterial Flora from Vagina in Normal Ewes (Slaughter and Living Ewes). *Journal of Pharmacy and Biological Sciences.* 10 (6): 1-4.
- Al-Qasi L. M. A. 2014. Effect of hormonal injection on bacterial content in uterus of postpartum in Iraqi ewes. *Al-Anbar J. Vet. Sci.* 7 (2).
- Al-Zubaidi S. F., S. O. Hasson and H. H. Ajeel. 2013. Isolation and identification of microflora species at different levels of the ewe genital tract. *Journal of Agriculture and Veterinary Science.* 6 (3); 54-57.
- Aréchiga, C. F., J. I. Aguilera, R. M. Rincón, S. Méndez de Lara, V. R. Bañuelos y C. A. Meza-Herrera. 2008. Situación actual y perspectivas de la producción caprina ante el reto de la globalización. *Tropical and Subtropical Agroecosystems.* 9: 1-14.
- Boscán J. O., S. N. Zambrano, J. Nava y G. M. Portillo. 2010. Perfil de la flora bacteriana vaginal. Un riesgo potencial para la reproducción de vacas criollo limonero. *Revista Científica, FCV-LUZ.* 20 (3); 227 - 234.
- Bragança J. F. M., J. M. Maciel, L. K. Girardini, S. A. Machado, J. F. X. da Rocha, A. A. Tonin and R. X. da Rocha. 2017. Influence of a device intravaginal to synchronization/induction of estrus and its reuse in sheep vaginal flora. *Comp Clin Pathol.*
- Córtez-López, N. G., J. Abad-Zavaleta, H. R. Bravo-Delgado, V. M. Meza-Villalvazo, B. Sachman-Ruiz, C. García-Arellano y S. T. del Moral-Ventura. 2013. Efecto del acetato de fluorogestona en la microbiota vaginal de borregas pelibuey en la cuenca del Papaloapan. *Tropical and Subtropical Agroecosystems.* 16: 309-314.

- Díaz-Cao, J. M., A. Prieto, G. López-Lorenzo, P. Díaz-Fernandez, C. López-Sández, P. Morrondo, G. Fernández-Rodríguez. 2018. Broadening the diagnosis panel of reproductive pathogens associated with abortion in ruminants. Spanish Journal of Agricultural Research. 16 (2).
- Dunbar, B., M. Patel, J. Fahey and C. Wira. 2012. Endocrine control of mucosal immunity in the female reproductive tract: impact of environmental disruptors. Mol. Cell. Endocrinol. 354: 85-93.
- Durán-Ramírez, F., N. A. Prado-Rincón y M.H. Delgado-Gómez. 2007. Manual de explotación y reproducción de caprinos. Latino Editores. Bogotá.
- Economou, V. and P. Gousia. 2015. Agriculture and food animals as a source of antimicrobial-resistant bacteria. Infec. Drug Resist. 8: 49-61.
- El-Arabi A. A., D. J. Taylor, D. N. Logue and M. Benothman. 2013. Isolation and Identification of Bacterial Flora from Reproductive Tracts of Normal Ewes in Glasgow. J. Vet. Adv. 3 (10): 275-280.
- FAO. 2023. <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL>
- FAO. FAOSTAT, cultivos y productos de ganadería. 23 de Diciembre de 2023. Disponible en <https://www.fao.org/faostat/es/#data/QCL> accesada 29 de Agosto de 2024.
- FAO. FAOSTAT, Live Animals. 22 de Diciembre de 2020. Disponible en <http://www.fao.org/faostat/en/#data/QA/visualize> Accesada 20 de Enero de 2021.
- Fatet, A., M. T. Pellicer-Rubio and B. Leboeuf. 2011. Reproductive cycle of goats. Anim Reprod Sci. 124: 211-219.
- Fernández A. M., E. A. P. Silveira and O. F. R. López. 2006. Uterine infections in bovine female. Revista Electrónica de Veterinaria REDVET. 7 (10).

- Flores-Hernández, W., G. Luna-Castro, L. Peña-Avelino, H. Barrios-García and J. Alva-Pérez. 2020. Microbiota vaginal y susceptibilidad quimioterapéutica en cabras criollas. *Abanico Veterinario*. 10.
- Fox, J. and S. Weisberg. 2019. *An R Companion to Applied Regression*, Third edition. Sage, Thousand Oaks CA. <<https://socialsciences.mcmaster.ca/jfox/Books/Companion/>>.
- Fraga, M. E., M. E. Fraga, F. A. Baroni, M. G. Carvalho, A. G. Santos, and J. B. Adrade. 2008. Cervicovaginal fluid mycobiota from nanny goats, bitches and female cats. *Micobiota de fluido cérvico-vaginal de cabras, cadelas e gatas. Revista Brasileira de Medicina Veterinária*. 30(1):50-54 2008.
- Galina, C. 2008. *Reproducción de los animales domésticos*. Tercera edición. Editorial Limusa. México.
- Gregorczyk, K. P. and M. Krzyżowska. 2013. Innate immunity to infection in the lower female genital tract. *Postepy. Hig. Med. Dosw.* 67:388-401.
- Gross, J and U. Ligges. 2015. nortest: Tests for Normality. R package version 1.0-4. <<https://CRAN.R-project.org/package=nortest>>.
- H. Wickham. *ggplot2: Elegant Graphics for Data Analysis*. Springer-Verlag New York, 2016.
- Hafez, E. S. E. y B. Hafez. 2002. *Reproducción e inseminación artificial en animales*. Séptima edición. Editorial Mc Graw-Hill Interamericana Editores. México.
- Hernández, Z. J. S. 2000. LA CAPRINOCULTURA EN EL MARCO DE LA GANADERÍA POBLANA (MÉXICO): CONTRIBUCIÓN DE LA ESPECIE CAPRINA Y SISTEMAS DE PRODUCCIÓN. *Arch. Zootec.* 49: 341-352.
- ID (Investigación Diagnóstica). 2020. Laboratorio de reactivos para diagnóstico. <https://idlab.com.mx/catalogos/investigacion-diagnostica/dialab/>

INEGI (Instituto Nacional de Estadística y Geografía). 2020. Clima. Disponible en: <https://cuentame.inegi.org.mx/monografias/informacion/sin/territorio/clima.asp>  
[X](#)

Jaramillo C.J y J. J. Martínez, 2010. Epidemiología Veterinaria. El Manual Moderno  
Smith, R., 2004. Veterinary Clinical Epidemiology. 3th Ed.

Kassambara, A. and F. Mundt. 2020. factoextra: Extract and Visualize the Results of Multivariate Data Analyses. R package version 1.0.7. <<https://CRAN.R-project.org/package=factoextra>>.

Khalid, K. 2011. An overview of lactic acid bacteria. International Journal of Biosciences. 1 (3).

Manes, J., M. A. Fiorentino, S. San Martino y R Ungerfeld. 2018. Changes in the vaginal microbiota in ewes after insertion of intravaginal sponges at different stages of the oestrous cycle. Environmental Science, Biology. 208: 55-59.

Manes, J. y R. Ungerfeld. 2015. Sincronización de celos en ovejas y cabras con dispositivos intravaginales liberadores de progestágenos: alteraciones en ambiente vaginal y su relación con la fertilidad. Rev. Bras. Reprod. Anim., Belo Horizonte. 39 (1): 104-108.

Manes, J., M. A. Fiorentino, F. Hozbor, F. Paolicchi, R. Alberio and R. Ungerfeld. 2013. Changes in the aerobic vaginal bacteria load and antimicrobial susceptibility after different oestrous synchronisation treatments in goats. Anim. Prod. Sci. 53: 555–559.

Manes, J., M. A. Fiorentino, G. Kaiser, F. Hozbor, R. Alberio, E. Sanchez and F. Paolicchi. 2010. Changes in the aerobic vaginal flora after treatment with different intravaginal devices in ewes. Small Rumin. Res. 94: 201-204.

Manickam R., T. L. Reetha and B. Puvarajan. 2019. Isolation and identification of bacterial species from vagina of apparently healthy ewes. International Journal of Science, Environment and Technology. 8 (5): 1017–1022.

- Martin, G.B., J. Rodger and D. Blache. 2004. Nutritional and environmental effects on reproduction in small ruminants. *Reprod. Fertil. Dev.*, 16:491-501.
- Martin, R., N. Soberón, F. Vázquez y J. E. Suárez. 2008. La microbiota vaginal: composición, papel protector, patología asociada y perspectivas terapéuticas. *Enferm Infecc Microbiol Clin.* 26(3):160-7.
- Martínez-González, J. C., S. P. Castillo-Rodríguez, A. Villalobos-Cortés, J. Hernández-Meléndez. 2017. Sistemas de producción con rumiantes en México. *Ciencia agropecuaria.* 26:132-152.
- Martins, G., F. Z. Brandão, L. Figueira, B. Penna, R. Vargas, C. O. Vasconcelos and W. Lilenbaum. 2009. Prevalence and antimicrobial susceptibility of *Staphylococci* isolated from the vagina of healthy ewes. *R. bras. Ci. Vet.* 16 (1): 37-40.
- Martins, G., L. Figueira, B. Penna, F. Brandão, R. Vargas, C. Vasconcelos and W. Lilenbaum. 2009. Prevalence and antimicrobial susceptibility of vaginal bacteria from ewes treated with progestin-impregnated intravaginal sponges. *Small Rumin. Res.* 81: 182-184.
- Mellado, M. 2008. Técnicas para el manejo reproductivo de las cabras en agostadero. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 9: 47-63.
- Méndez-Leal D. C., A. Góngora-Orjuela and L. A. Gómez- Leal. 2014. Aislamiento e identificación de la flora bacteriana uterina en vacas donantes de embriones. *ORINOQUIA - Universidad de los Llanos - Villavicencio, Meta, Colombia.* 18 (1).
- Mrenoshki, D., Lucente, M.S., Corrente, M., Grassi, A., Del Sambro, L., Parisi, A., Elia, G., Koraney Zarea, A.A., Tempesta, M., Greco, G. 2024. Antimicrobial susceptibility rates in gram-positive catalase-negative cocci from sheep and goat genital microbiota. *Acta Tropica.* 257: 107305.

- Mshelia, G. D., V. T. Bilal, V. A. Maina, K. Okon, S. A. Mamza, I. D. Peter and G. O. Egwu. 2014. Microbiological Studies on genital infections in slaughtered ewes from tropical arid zone of Nigeria. *Sok. J. Vet. Sci.* 12: 18-22.
- OIE. 2012. Bienestar animal y sistemas de producción de ganado vacuno de carne. Código Sanitario para los Animales Terrestres de la OIE.
- Olivares, J., A. Bernardini, G. Garcia-Leon, F. Corona, M. B. Sanchez and J. L. Martinez. 2013. The intrinsic resistome of bacterial pathogens. *Front. Microbiol.* 4: 103.
- Oliveira, J. K., G. Martins, L. V. Esteves, B. Penna, C. Hamond, J. F. Fonseca, A. L. Rodrigues, F. Z. Brandão and W. Lilenbaumb. 2013. Changes in the vaginal flora of goats following a short-term protocol of oestrus induction and synchronisation with intravaginal sponges as well as their antimicrobial sensitivity. *Small Ruminant Research.* 113: 162– 166.
- Otero, C., L. Saavedra, C. Silva de Ruiz, O. Wilde, A. R. Holgado and M. E. Nader-Macías. 2000. Vaginal bacterial microflora modifications during the growth of healthy cows. *Letters in Applied Microbiology.* 31(3):251–254.
- Palma E., B. Tilocca and P Roncada. 2020. Antimicrobial Resistance in Veterinary Medicine: An Overview. *International Journal of Molecular Sciences.* 21: 1914.
- Penna, B., H. Libonati, A. Director, A. C. Sarzedas, G. Martins, F. Z. Brandão, Jeferson Fonseca and W. Lilenbaum. 2013. Progesterin-impregnated intravaginal sponges for estrus induction and synchronization influences on goats vaginal flora and antimicrobial susceptibility. *Animal Reproduction Science.* 142: 71-74.
- Petit, T., J. Spargser, J. Rosengarten and J. Arich. 2009. Prevalence of potentially pathogenic bacteria as genital pathogens in dairy cattle. *reproduction in Domestic Animals.* 44, 88-91.

- Pohlert, T. 2023. PMCMRplus: Calculate Pairwise Multiple Comparisons of Mean Rank Sums Extended. R package version 1.9.12. <<https://CRAN.R-project.org/package=PMCMRplus>>.
- Quinn, P. J., B. K. Markey, M. E. Carter, W. J. C. Donnelly, F. C. Leonard and D. Maghri. 2006. Veterinary microbiology and microbial diseases. sixth edition. Black well Publishing company. Great Britain.
- R Core Team (2024). *\_R: A Language and Environment for Statistical Computing\_*. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. <<https://www.R-project.org/>>.
- Rueda, G. Y. I. 2019. Seroprevalencia de enfermedades abortivas en cabras de unidades de producción pertenecientes a la región centro-oriente de Guanajuato. Tesis Especialidad en Nutrición y Reproducción de Ovinos y Caprinos. Universidad Autónoma de Querétaro. Santiago de Querétaro, Querétaro.
- Sánchez M. L., C. C. González, R. S. Castañeda, A. V. Pulido, H. M. Guáqueta, M. S. Aranda and M. V. Rueda. 2011. Evaluación citológica y microbiológica de lavados uterinos en bovinos con problemas reproductivos (estudio preliminar). *Rev.MVZ Córdoba*. 16 (3): 2711-2720.
- SAGARPA. 2017. Secretaría de agricultura y desarrollo rural. La caprinocultura en México. Disponible en <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/la-caprinocultura-en-mexico> Acceso, Julio 22 de 2020.
- SADER. 2020. Servicio de información agroalimentaria y pesquera. Servicio de información agroalimentaria de consulta. Disponible en <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430> Acceso, Julio 22 de 2020.
- Sargison, N. D., F. Howie, R. Mearns, C. D. Penny and G. Foster. 2015. Shiga toxin-producing *Escherichia coli* as a perennial cause of abortion in a closed flock of Suffolk ewes. *Vet. Record*. 160: 875-876.

Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. La capricultura en México. 09 de Noviembre de 2015. Disponible en <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/la-capricultura-en-mexico> Accesada 21 de Enero de 2021.

Secretaría de agricultura y desarrollo rural. La caprinocultura en México. 28 de noviembre de 2017. Disponible en <https://www.gob.mx/agricultura/es/articulos/la-caprinocultura-en-mexico> Accesada Julio 22 de 2020.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Población ganadera. 18 de Julio de 2022. Disponible en <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430> Accesada 22 de Abril de 2023.

Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Población ganadera. 20 de Julio de 2020. Disponible en <https://www.gob.mx/siap/documentos/poblacion-ganadera-136762?idiom=es> Accesada 21 de Enero de 2021.

Servicio de información agroalimentaria y pesquera. Servicio de información agroalimentaria de consulta. 30 de junio de 2020. Disponible en <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430> Accesada Julio 22 de 2020.

Shallali, A. A., A. M. Hussein, M. M. Salih and E. A. Dafalla. 2001. A preliminary report on bacteria isolated from the female genital tract of sudanese sheep and goats. *The Sudan J. Vet. Res.* 17: 55-63.

Sheldon, I. M., D. E. Noakes, A. N. Rycroft and H. Dobson. 2002. Effect of postpartum manual examination of the vagina on uterine bacterial contamination in cows. *Vet. Record.* 151: 531-534.

Sheldon, M. 2004. The postpartum uterus. *Vet. Clin. Food Anim.* 20: 569-591.

Silva V. F., T. E. F. Damasceno, N. J. D. Souza, I. Franco y M. M. Costa. 2011. Microbiota cérvico-vaginal de ovelhas mestiças e sua susceptibilidade aos antibióticos. *Pesq. Vet. Bras.* 31(7): 586-590.

SIAP. 2022. <https://www.gob.mx/siap/documentos/siacon-ng-161430>

Sommer, M.O., G. M. Church, G. Dantas. 2010. El microbioma humano alberga una reserva diversa de genes de resistencia a los antibióticos. *Virulencia.* 44: 299-303.

Software\_, 4(43), 1686. doi:10.21105/joss.01686  
<<https://doi.org/10.21105/joss.01686>>.

Steward K.F., C. Robinson, M. T. G. Holden, S. R. Harris, A. F. Ros, G. C. Pérez, R. Baselga and A. S. Waller. 2017. Diversity of *Streptococcus equi* subsp. *zooepidemicus* strains isolated from the Spanish sheep and goat population and the identification, function and prevalence of a novel arbutin utilisation system. *Veterinary Microbiology.* 207:231–238.

Sultan, I., S. Rahman, A. T. Jan, M. T. Siddiqui, A. H. Mondal and Q. M. R. Haq. 2018. Antibiotics, resistome and resistance mechanisms: A bacterial perspective. *Front. Microbiol.* 9: 2066.

Ungerfeld, R. and L. Silva. 2005. The presence of normal vaginal flora is necessary for normal sexual attractiveness of estrous ewes. *Applied Animal Behaviour Science.* 93: 245-250.

Wickham H, Averick M, Bryan J, Chang W, McGowan LD, François R, Golemund G, Hayes A, Henry L, Hester J, Kuhn M, Pedersen TL, Miller E, Bache SM, Müller K, Ooms J, Robinson D, Seidel DP, Spinu V, Takahashi K, Vaughan D, Wilke C, Woo K, Yutani H (2019). “Welcome to the tidyverse.” *\_Journal of Open Source*

Zaid, N. W. 2009. Vaginal flora of Iraqi sheep and goats during different reproductive. *Al-Anbar J. Vet. Sci.* 2 (1): 25-30.