



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
PROGRAMA DE MAESTRÍA Y DOCTORADO EN CIENCIAS DE LA
PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL
EPIDEMIOLOGÍA

ESTUDIO EPIDEMIOLÓGICO DE LA CLAMIDIASIS CAPRINA EN
LA ZONA CENTRO DEL ESTADO DE VERACRUZ.

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS DE LA PRODUCCIÓN Y DE LA SALUD ANIMAL

PRESENTA:

MVZ. SURIT ALEJANDRO CALLEJAS GARCÍA

TUTOR PRINCIPAL:

Dr. DAVID I. MARTÍNEZ HERRERA

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana

COMITÉ TUTOR

Dr. JOSÉ JUAN MARTÍNEZ MAYA

Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, UNAM

Dr. JOSÉ FRANCISCO MORALES ÁLVAREZ

Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM

CIUDAD UNIVERSITARIA, CIUDAD DE MÉXICO ENERO 2017



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

CONTENIDO

	PÁG
CONTENIDO	i
LISTA DE CUADROS	iii
LISTA DE FIGURAS	iv
DEDICATORIAS	vi
AGRADECIMIENTOS	vii
DATOS BIBLIOGRÁFICOS	viii
RESUMEN	ix
ABSTRACT	x
1. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Generalidades y antecedentes	1
1.2 Etiología	3
1.3 Aspectos Genéticos	4
1.3.1 Características generales del genoma de Chlamydia abortus	5
1.4 Aborto enzoótico de los pequeños rumiantes	6
2. Situación e Impacto en la caprinocultura Mexicana Caprinocultura en México	10
2.1 Situación de AEPR en México	10
2.2 Impacto económico	11
3. Distribución espacial	13
3.1 Mapas	14
3.1.1 Coropléticos	14
3.1.2 Isopléticos	15
4. JUSTIFICACIÓN	17
5. HIPÓTESIS	18
6. OBJETIVOS	19
6.1 General	19
6.2 Específicos	19
7. MATERIAL Y MÉTODOS	20

7.1	Lugar de estudio y localización	20
7.2	Diseño de la investigación y tamaño de muestra	21
7.3	Criterios de selección.....	21
7.4	Muestreo.....	21
7.5	Técnicas de laboratorio.....	22
7.5.1	Extracción de ADN.....	23
7.5.2	Iniciadores.....	23
7.5.3	Condiciones de PCR.....	24
7.6	Variables de estudio	25
7.7	Georeferenciación de las unidades de producción	25
7.8	Análisis estadístico	26
8.	RESULTADOS	28
8.1	Seroprevalencia general.....	28
8.2	Frecuencia por municipio.....	28
8.3	Frecuencia por unidad de producción.....	29
8.4	Seroprevalencia por estado productivo.....	29
8.5	Prevalencia por edad.....	30
8.6	Seroprevalencia por el lugar de procedencia.....	30
8.7	Seroprevalencia en animales con disminución de la condición corporal	31
8.8	Seroprevalencia de acuerdo a los signos clínicos	32
8.9	Análisis de los factores de riesgo asociados a clamidiasis caprina	32
8.10	PCR.....	33
8.11	Distribución espacial.....	36
8.11.1	Distribución de la seroprevalencia en los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.....	36
8.11.2	Distribución de las unidades de producción caprina	37
8.11.3	Predicción de la clamidiasis caprina en México	38
8.11.4	Distribución de la clamidiasis caprina por análisis geo estadístico de kriging ordinario.	40
9.	DISCUSIÓN.....	42
10.	CONCLUSIÓN.....	46
	LITERATURA CITADA	47
	ANEXOS.....	60
	Anexo A.....	60
	Anexo B.....	64

LISTA DE CUADROS

CUADRO 1. Prevalencia de clamidiasis caprina en la zona centro del estado de Veracruz.....	28
CUADRO 2. Frecuencia de clamidiasis caprina en municipios de la zona centro del estado de Veracruz.....	28
CUADRO 3. Seroprevalencia de clamidiasis caprina en unidades de producción de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.	29
CUADRO 4. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por estado productivo de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.....	29
CUADRO 5. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por edad de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.	30
CUADRO 6. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por lugar de procedencia de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.	31
CUADRO 7. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por condición corporal de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.....	31
CUADRO 8. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por signos clínicos de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.....	32
CUADRO 9. Interacción de factores de riesgo.	32
CUADRO 10. Prevalencia de clamidiasis caprina mediante la técnica PCR en la zona centro del estado de Veracruz.	33

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. Potencial zoonótico de Clamidias patógenas de origen animal (Longbottom y Coulter 2003).	1
FIGURA 2. Ciclo de desarrollo de <i>Chlamydia</i> spp. a) Unión y penetración del CE a una célula b) Transformación primaria, c) Crecimiento y replicación, d) Transformación secundaria, e) Liberación de los CE (Stamm, 2006).....	4
FIGURA 3. Representación circular del cromosoma de <i>C. abortus</i> (Thomson <i>et al.</i> , 2005).....	5
FIGURA 4. Cordero abortado a las 18 semanas de gestación se notan las membranas intercotiledonarias rojas y engrosadas y los cotiledones de color rojo oscuro.” (Longbottom y Coulter 2003).	8
FIGURA 5. Sitios de la República Mexicana donde se ha encontrado evidencia de la presencia de <i>Chlamydia abortus</i> mediante el uso de técnicas de ELISA, aislamiento bacteriológico y PCR. (Díaz <i>et al.</i> , 2012).	11
FIGURA 6. Municipios de estudio de la zona centro del Estado de Veracruz	20
FIGURA 7. Detección y diferenciación de especies de clamidias usando un PCR anidado dirigida al gen <i>omp1</i>	24
FIGURA 8. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: M) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). P) Control positivo de <i>C. abortus</i> cepa A.22. N) Control negativo. 1-16) Muestras provenientes de Veracruz.	33
FIGURA 9. Detección de <i>Chlamydia abortus</i> mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 1-10) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.....	34
FIGURA 10. Detección de <i>Chlamydia abortus</i> mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 13-21) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.	34
FIGURA 11. Detección de <i>Chlamydia abortus</i> mediante la técnica PCR en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: M) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). P) Control positivo de <i>C. abortus</i> Cepa A.22. N) Control negativo. 17-23) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz	35

FIGURA 12. Detección de <i>Chlamydia abortus</i> mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 22-30) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.	35
FIGURA 13. Detección de <i>Chlamydia abortus</i> mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 31-38) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.	36
FIGURA 14. Mapa coroplético de distribución de la clamidiasis caprina en los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.	37
FIGURA 15. Mapa coroplético puntual de la clamidiasis caprina en unidades de producción de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.	38
FIGURA 16. Mapa de modelación que representa la distribución geográfica de clamidiasis en base a la máxima entropía.	39
FIGURA 17. Mapa de modelación que representa la distribución geográfica de clamidiasis así como también aquellas zonas donde se ha reportado la enfermedad.	40
FIGURA 18. Mapa isoplético del comportamiento de la clamidiasis en la zona centro del estado de Veracruz.	41

DEDICATORIAS

Quiero agradecer **a Dios** por permitirme tener, salud, confianza, esperanza y una meta firme por cual luchar y seguir adelante, quiero agradecerle por lograr concluir este sueño profesional y darme todos los medios necesarios para lograrlo, por darme el carácter, la paciencia y determinación para crecer en mi vida profesional.

Quiero agradecer **a mi Mamá** por ser un ejemplo en mi vida, amarme, educarme y enseñarme a respetar, valorar, confiar y lo más importante que es amar y tener fe en Dios. Dedico este logro a ella, pues siempre ha estado ahí en los momentos más difíciles de mi vida, así como en los más alegres. Agradezco mucho por haberme convertido en un hombre de valor y consciencia.

A **Itzel T. Talamantes** por estar conmigo en todo este proceso desde mi ingreso al posgrado hasta el día en que lo concluí, y también formar parte de los momentos más importantes en mi vida, ella es mi mejor amiga y también la persona que amo con todo el corazón, gracias Ith por tu amor, cariño, apoyo y comprensión.

A **mí Tía Isabel** por su infinito amor, apoyar mis decisiones y aconsejarme en todo momento.

A **mis Tíos** José Luis, Luz y Juana por mostrarme su perseverancia y amor.

A **mis Primos** Uriel, Diana, Marcos, Toño, Miguel, Alejandro y César, porque han sido como mis hermanos a los cuales aprecio y amo mucho.

A **Ricardo Arreola** por ser mi mejor amigo y enseñarme el valor de la amistad, por estar ahí en los momentos más difíciles y ser de gran apoyo con sabios consejos y siempre una palabra de ánimo.

A **mis grandes amigos** Rafael Salguero, Ernesto Guerrero, Joel Villa, Cristian Castellanos, Jorge Zamorano, Víctor Nava, Aldo García, Manuel García por ser de gran bendición en mi vida y apoyo incondicional.

A mis **amigos del Casco de Santo Tomás** Elías, Alfredo, Irving, Juan Carlos, Julio, Esteban, Felipe, Germán, Fanny, Brigitte, Aimee, Arantxa, Daniela, Vero y Ximena a los cuales admiro y aprecio demasiado.

AGRADECIMIENTOS

Al **Dr. David I. Martínez Herrera** por su gran apoyo durante mi carrera aconsejándome y brindándome siempre la asesoría adecuada, así como también por invitarme a formar parte de su equipo de trabajo y enseñarme en gran medida la formación de un MVZ y estar presente en mis etapas profesionales,

A la **Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la UNAM** por recibirme y permitirme continuar mis estudios de posgrado brindándome las mejores instalaciones y los mejores investigadores a nivel nacional.

Al **INIFAP-CENID Microbiología** por abrirme las puertas de sus laboratorios y permitirme aprender dentro de sus instalaciones, generando un conocimiento de forma integral.

Al **Dr. José Francisco Morales Álvarez** por asesorarme, por brindarme su valioso tiempo y darme las herramientas necesarias para mejorar mi trabajo.

Al **Dr. José Juan Martínez Maya** por asesorar el trabajo de investigación y darme consejos en cuanto a las asignaturas del posgrado.

A la **Dra. Gabriela Palomares Reséndiz** por ser un apoyo en el laboratorio y revisión de mi trabajo, por apoyarme en la preparación del material y porque sin su valiosa ayuda no habría terminado en tiempo y forma algunos procesos.

Al **Dr. Efrén Díaz Aparicio** por permitirme aprender en el laboratorio que tiene a su cargo y darme información necesaria para detallar mi trabajo.

Al **Dr. Rigoberto Hernández Castro** por permitirme trabajar en su laboratorio que se encuentra en el “Hospital General Dr. Manuel Gea González” así como asesorarme y brindarme parte de los recursos para desarrollar el proyecto.

Agradezco finalmente al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (**CONACYT**) por su total apoyo durante mis estudios de posgrado, por ser una institución que impulsa el desarrollo e investigación científica. “CVU 639532”

DATOS BIBLIOGRÁFICOS

- Realicé mi Licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia en la UNIVERSIDAD VERACRUZANA en la facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
- Trabajé en el Cuerpo Académico de Salud Animal **UV-CA-259**. al participar en la coordinación, exposición y organización de operativos de vacunación contra brucelosis en municipios de la región del Cofre y Valle de Perote en el Estado de Veracruz, así como en las actividades de diagnóstico serológico y epidemiológico cálculos estadísticos de factores de riesgos asociados a Brucelosis, Salmonelosis, Leptospirosis, Paratuberculosis, Artritis-encefalitis caprina Toxoplasmosis, Clamidiasis y Neosporosis
- Realicé un Estudio Epidemiológico de la Paratuberculosis Caprina en la Zona Centro del estado de Veracruz así como en la geolocalización de enfermedades en cabras en la misma entidad (Brucelosis, Leptospirosis, Neosporosis, CAEV, Micoplasmosis, Toxoplasmosis).
- Trabajé como Auxiliar de Investigador apoyando en actividades académicas y apoyo en algunas asignaturas “enfermedades infecciosas e inmunología” así como trabajo de campo, de laboratorio, bases de datos y análisis estadístico.
- Tomé un curso en Inmunología Básica y Clínica en la Escuela Nacional de Ciencia Biológicas del IPN en el departamento de inmunología.
- He participado como conferencistas en varios congresos y autor de divulgación de algunas memorias de congresos.
- Actualmente me encuentro participando en un proyecto de Genómica para la divulgación y mejoramiento en la producción animal.

RESUMEN

MVZ Callejas García, Surit Alejandro. 2017. **ESTUDIO EPIDEMIOLÓGICO DE LA CLAMIDIASIS CAPRINA EN LA ZONA CENTRO DEL ESTADO DE VERACRUZ.**

Tutor principal. Dr. David Itzcoatl Martínez Herrera. Comité Tutor. Dr. José Juan Martínez Maya, Dr. José Francisco Morales Álvarez. Proyecto financiado por FUNPROVER clave 30-2009-0896, “Estudio integral de los principales agentes etiológicos que afectan la producción de los pequeños rumiantes”

Se realizó un estudio para determinar la seroprevalencia de la clamidiasis caprina, factores de riesgo y su distribución espacial, mediante un estudio transversal polietápico y estratificado en 14 municipios del centro del estado de Veracruz. El tamaño de la muestra se calculó con el programa WinEpiscope Ver.2.0, bajo la modalidad de “estimar porcentajes” para una prevalencia estimada de 50%, 5% de error y 95% de confianza, obteniéndose un total de 556 animales y una fracción de muestreo de seis animales por (UP). El diagnóstico serológico se realizó en serie con dos kits comerciales de ELISA indirecto en modalidades de tamiz y confirmatorio. Así como también la técnica de PCR anidado. La seroprevalencia se calculó con el programa en línea VassarStats®, la asociación entre variables mediante la razón de momios (RM) con los programas Win Episcope para el análisis univariado y con SPSS 20 para la regresión logística, y la distribución espacial con el programa ArcGIS Ver. 10.1. Se construyeron dos mapas coropléticos (uno de distribución y otro puntual) y uno isoplético por el método de Kriging ordinario, también se utilizó el programa Maxent para hacer un mapa de modelación. La seroprevalencia general fue de 5.9%, por municipio 57.1% y 22.2% por UP; se observó 12.3% en las hembras gestantes, 30.7% en las que tenían antecedentes de aborto. Se encontraron como factores de riesgo animales pertenecientes a los municipios de Perote y Villa Aldama, las hembras en gestación (RM=2.5; IC95%:1.1–6.2) y que las hembras seropositivas son 7.8 (IC95%:2.3–27.1) veces más susceptibles al aborto por clamidiasis. Se regresó a muestrear aquellos municipios que resultaron ser un factor de riesgo para realizar la técnica de PCR, obteniendo una seroprevalencia general de 21.05% (IC95%: 10.14- 37.78). Se concluye que la clamidiasis caprina se encuentra presente en la entidad y tiene una baja seroprevalencia en los caprinos, pero con alta distribución entre los municipios del centro de Veracruz y se encuentra asociada con varios factores de riesgo.

Palabras clave: Clamidiosis caprina, *Chlamydia abortus*, seroprevalencia, factores de riesgo, PCR, distribución espacial.

ABSTRACT

Surit Alejandro Callejas García. Epidemiological study of caprine clamidiosis in the central zone of the state of Veracruz, Mexico. Thesis Director: PhD. David Itzcoatl Martínez Herrera. Tutor Committee. Dr. José Juan Martínez Maya and Dr. José Francisco Morales Álvarez. Project funded by FUNPROVER clave 30-2009-0896, "Integral study of the main etiological agents that affect the production of small ruminants".

A study was carried out to determine the seroprevalence of caprine chlamydia, risk factors and their spatial distribution, through a multistage and stratified cross-sectional study in 14 municipalities and 81 farms, located in the center of the state of Veracruz, Mexico. The sample size was estimated by using the Win Episcopo 2.0® software, under the "estimating percentage" mode for a seroprevalence of 50%, 5% accepted error and 95% confidence level, obtaining a total of 556 animals and a sampling fraction of six animals by farm. Serological diagnosis was performed by two commercial indirect ELISA kits for screening and verification. As well as the nested PCR technique. The seroprevalence was calculated using the online program VassarStats®, and the association between variables was evaluated by the odds ratio (OR) using Win Episcopo for univariate analysis and SPSS 20 for logistic regression. Spatial distribution was determined using ArcGIS Ver 10.1. Two choropleth and one isopleth maps were constructed by ordinary Kriging method, The Maxent program was also used to make a modeling map. The general seroprevalence was 5.9%, by municipality 57.1% and 22.2% by UP; 12.3% were observed in pregnant females, 30.7% in those with a history of abortion. Females in gestation (RM = 2.5; 95% CI: 1.1-6.2) were found as animal risk factors in the municipalities of Perote and Villa Aldama, and that seropositive females were 7.8(95% CI:2.3-27.1) times more Susceptible to chlamydial abortion. We returned to sample those municipalities that proved to be a risk factor for performing the PCR technique, obtaining a general seroprevalence of 21.05%(95% CI:10.14-37.78). It is concluded that caprine chlamydia is present in the entity and has a low seroprevalence in goats, but with high distribution among the municipalities of the center of Veracruz and is associated with several risk factors

Key words: Caprine chlamydia, *Chlamydia abortus*, seroprevalence, risk factors, PCR, spatial distribution.

1. INTRODUCCIÓN

1.1 GENERALIDADES Y ANTECEDENTES

Las clamidias son bacterias intracelulares obligadas Gram-negativas, se distribuyen ampliamente por todo el mundo causando diversas enfermedades en los animales y los seres humanos (Chen *et al.*, 2014). De acuerdo a la taxonomía los miembros de la familia *Chlamydiaceae* se componen de nueve especies y hasta el año 2011 se encontraban clasificados en dos géneros, *Chlamydophila* y *Chlamydia* (Pantchev *et al.*, 2010). Sin embargo en el 2011 se retomó la clasificación inicial quedando nuevamente un solo género: *Chlamydia* con nueve especies *C. psittaci*, *C. abortus*, *C. pecorum*, *C. felis*, *C. caviae*, *C. pneumoniae*, *C. suis*, *C. trachomatis* y *C. muridarum*, respectivamente. *Chlamydia abortus* es el agente causal del aborto enzoótico ovino (Figura 1) (Krieg, *et al.* 2011).

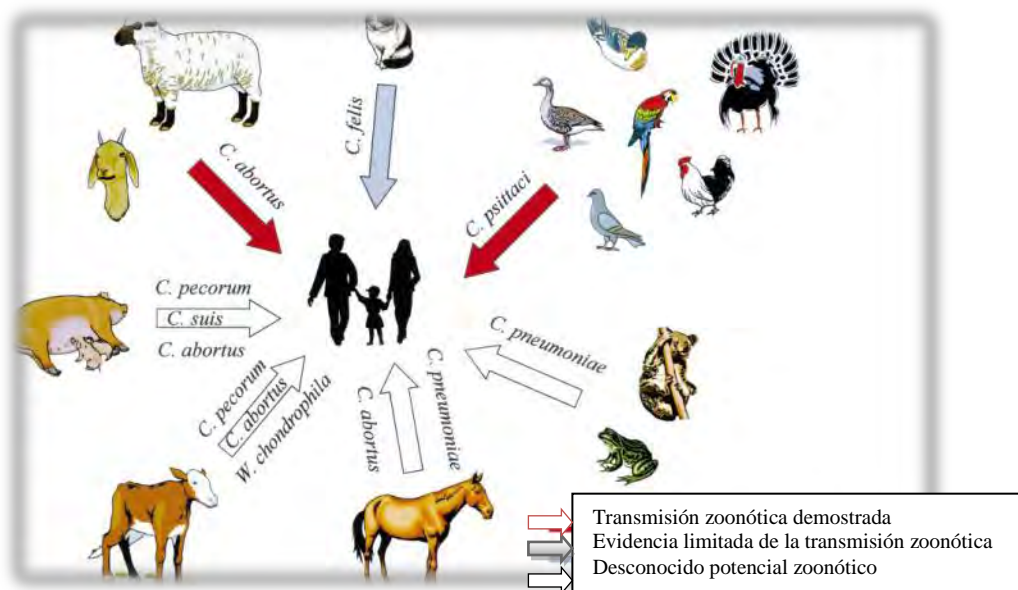


FIGURA 1. Potencial zoonótico de Clamidias patógenas de origen animal (Longbottom y Coulter 2003).

El origen de las clamidias se remonta aproximadamente 700 millones de años, mientras que *C. trachomatis* probablemente se separó de la familia *Chlamydiaceae* durante los últimos 6 millones de años, el último ancestro común de las especies consideradas patógenas fueron adaptadas a la supervivencia intracelular en los

primeros seres eucariotas y contenía muchos factores de virulencia que se encuentran actualmente en las especies patógenas, incluyendo el sistema de secreción de tipo III. (Horn *et al.*, 2004). Desde el punto de vista clínico, las primeras descripciones de infecciones por clamidiasis son tan antiguas que datan desde hace cuatro milenios con descripciones de *C. trachomatis* causante de ceguera en el papiro de Ebers del 1500 aC (Bryan, 1930). Teniendo en cuenta esta larga historia evolutiva, la estructura genética actual de Chlamydiaceae debe ser el resultado de la coevolución con varios hospedadores implicados, además de los que ahora ocupan las especies existentes. Desde este punto de vista, estos patógenos intracelulares bien adaptados han desarrollado mecanismos de evasión inmune como lo demuestran las infecciones por clamidiasis persistentes conocidos en los seres humanos y los animales (Hogan *et al.*, 2004; Magnino *et al.*, 2009; Wyrick, 2010).

Las especies de la familia Chlamydiaceae han experimentado una reducción masiva del genoma, debido al sesgo delecional "usarlo o perderlo", estabilizándose en 1- 1.2 Mb manteniendo una sintenia del genoma (Nunes y Gomes, 2014). El genoma de las clamidias es pequeño en tamaño y se cree que está sometido a un proceso de evolución reductiva (Read *et al.*, 2000).

La clamidiasis fue descrita por primera vez por von Prowazek y Halberstädter en el año de (1907a,b) ellos hicieron referencia a las inclusiones citoplasmáticas típicas del género *Chlamydia*. Más tarde Greig descubre por primera vez en el año 1936 el aborto ocasionado por *Chlamydia*, denominándolo aborto enzoótico ovino. Esta enfermedad en un principio fue asociada a deficiencias nutricionales en los animales y a factores medioambientales. Sin embargo, más tarde en 1950, Stamp *et al.*, demostraron que la enfermedad era ocasionada por un agente infeccioso perteneciente al grupo "psitacosis-linfogranuloma venéreo". La clamidiasis es una importante zoonosis y existen informes de aborto espontáneo en mujeres, causado por *Chlamydia* que se remontan a la década de 1950 (Pospischil *et al.*, 2002). Pero se documentó por primera vez en 1967 por Roberts *et al.*, quienes lograron identificar varios casos de aborto en mujeres, aislando a *C. abortus*.

1.2 ETIOLOGÍA

Chlamydia abortus es una bacteria Gram negativa, se replica en las células del sistema retículo endotelial y dentro de vacuolas en el citoplasma de las células epiteliales de las mucosas genital, conjuntival y tracto respiratorio. Se caracterizan por ser bacterias muy pequeñas de forma cocoide, no móvil y mostrar un parasitismo intracelular obligado así como formar inclusiones en las células infectadas (Díaz *et al.*, 2015; Read *et al.*, 2000).

C. abortus no puede crecer fuera de las células hospederas a causa de su incapacidad para producir ATP por lo cual dependen completamente de las células para lograr multiplicarse privándolas de fuentes de energía así como de nutrientes (Moulder *et al.*, 1984; Quinn *et al.*, 2002) es por ello que poseen un ciclo de desarrollo bifásico que se caracteriza por dos estructuras distintas en su morfología, una forma infectiva de la bacteria llamado cuerpo elemental (CE) adaptado para sobrevivir fuera de la célula, tiene un diámetro de 0.2-0.3 μm , también cuentan con una forma multiplicativa la cual es metabólicamente activa no infecciosa llamado cuerpo reticular (CR) posee un diámetro entre 0.5 y 1.3 μm , también es posible encontrar formas intermedias o cuerpos intermedios (CI) (Karin, 2000; Longbottom y Coulter 2003; Rodríguez, 2005).

Su ciclo de desarrollo dura entre 48 y 72 horas aproximadamente y se divide en 5 fases importantes:

1. Unión y penetración: Ocurre por endocitosis mediante receptores específicos.
2. Transformación primaria: Una vez que han entrado los cuerpos elementales a la membrana de la célula, se forman poros para ser permeables al ATP del hospedador, se da la conversión de CE en CR.
3. Crecimiento y replicación: el CR se multiplica por fisión binaria, el núcleo de la célula es desplazado a la periferia debido al crecimiento de la inclusión que llega a ocupar gran parte del citoplasma.
4. Transformación secundaria: La transformación secundaria ocurre entre las 24 a 48 horas (dependiendo de la especie de *Chlamydia* spp) los cuerpos reticulares reorganizan su pared celular para formar los cuerpos intermedios para posteriormente transformarse a su forma infecciosa y metabólicamente inactiva de CE.

5. Liberación de los CE: Ocurre la lisis celular liberando los nuevos CE formados, los que infectarán células susceptibles. (Figura 2) (Andersen, 2004; Días *et al.*, 2015; Lopez, 2009; Sánchez, 2014)

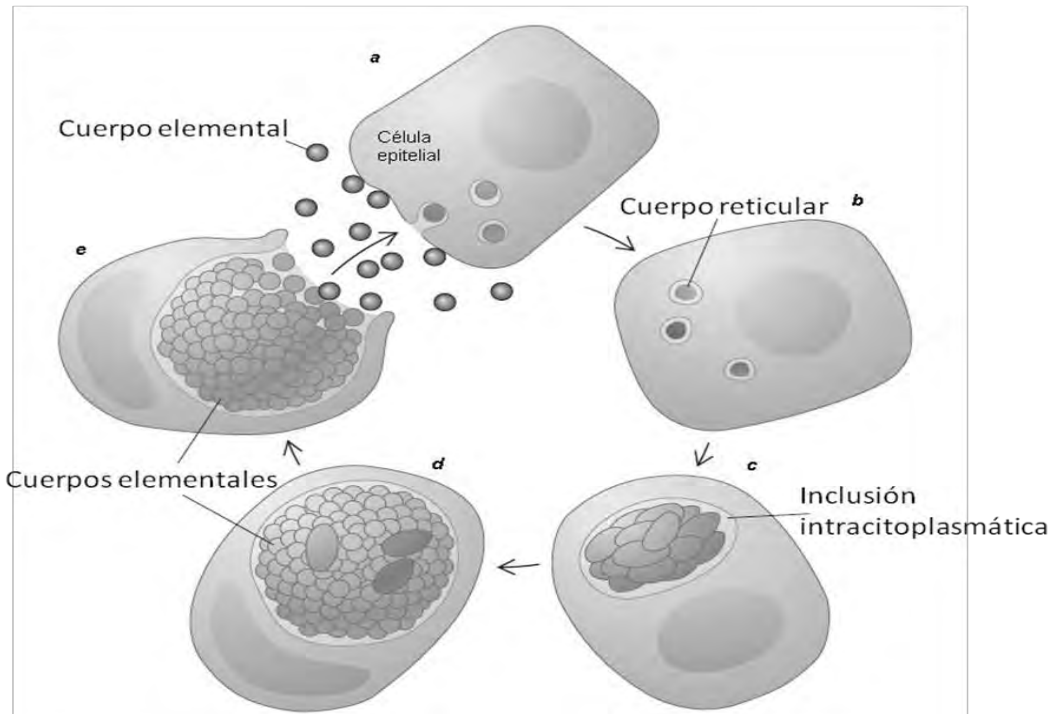


FIGURA 2. Ciclo de desarrollo de *Chlamydia* spp. a) Unión y penetración del CE a una célula b) Transformación primaria, c) Crecimiento y replicación, d) Transformación secundaria, e) Liberación de los CE (Stamm, 2006)

1.3 ASPECTOS GENÉTICOS

Filogenéticamente la familia Chlamydiaceae es diferente a las bacterias Gram-negativas, y hasta ahora todas las publicaciones de los genomas de la familia Chlamydiaceae pertenecen a importantes patógenos de humanos y animales. Aunque las manifestaciones clínicas de las infecciones por clamidia son de origen proteico, la secuenciación de todo el genoma ha demostrado que es muy conservado (Thomson *et al.*, 2005). El phylum se puede dividir en dos grandes grupos: El primero que incluye a la familia Chlamydiaceae, que abarcan patógenos de gran importancia tales como son *C. trachomatis* y *C. pneumoniae*, y el segundo: un grupo de familias que comprenden las del medio ambiente como Simkaniaceae, Waddliaceae, y Parachlamydiaceae denominados colectivamente como clamidias ambientales. Recientemente, se demostró

que la diversidad del phylum es mayor, con más de 200 familias que abarcan casi cada medio ambiente (Lagkouvardos *et al.* 2013).

Las diferencias en el Genoma se basan en la aparición de mutaciones en los >700 genes ortólogos, así como los eventos de recombinación, la pérdida de genes, inversión simétrica alrededor de los ejes del origen de replicación, y la expansión de genes paralogos, que afecta tanto a una región hipervariable llamada la zona de plasticidad (Nunes y Gomes, 2014). Todos los miembros del filo Chlamydiae muestran reducciones notables genómicas y las vías metabólicas se encuentran truncadas que incluyen la incapacidad para sintetizar muchos aminoácidos y nucleótidos (Domman *et al.*, 2014).

1.3.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL GENOMA DE CHLAMYDIA ABORTUS

Chlamydia abortus es un patógeno de importancia económica y a su vez fue el primer genoma clamidial determinado. (Longbottom y Coulter 2003). El genoma se compone de un cromosoma circular de 1144377-pb (Figura 3) con un contenido total de G+C de 39.87%. Un aspecto característico de *Chlamydia abortus* es el hecho de que solo posee copias individuales de los genes rRNA 23S, 16S y 5S, a diferencia de otras especies de *Chlamydia*, que poseen dos copias (Everett *et al.* 1999).

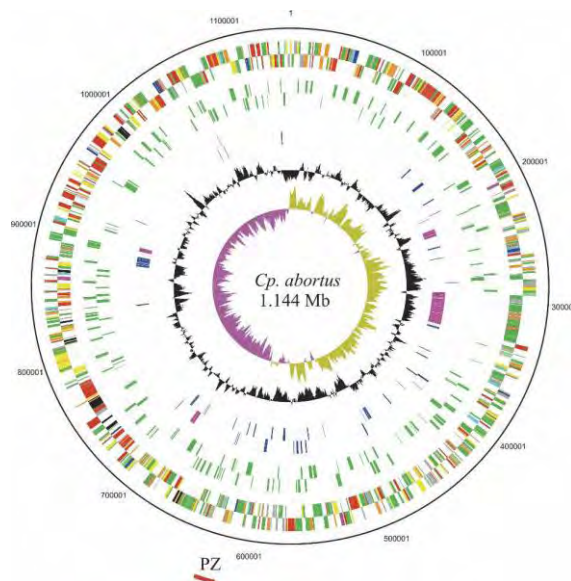


FIGURA 3. Representación circular del cromosoma de *C. abortus* (Thomson *et al.*, 2005).

1.4 ABORTO ENZOÓTICO DE LOS PEQUEÑOS RUMIANTES

Definición

La clamidiosis, clamidiasis o aborto de los pequeños rumiantes (AEPR) es una enfermedad altamente contagiosa, ocasionando afecciones de tipo reproductivo, también considerada una importante zoonosis que puede causar abortos, vesiculitis, epididimitis y orquitis su agente causal es *Chlamydia abortus*, el cual se encuentra ampliamente distribuido en el mundo, y ha sido reconocida como la principal causa de las pérdidas reproductivas en borregos y cabras en países del norte de Europa (Azamar, 2013; Stuen y Longbottom 2011; Jiménez *et al.*, 2008).

Especies susceptibles

C. abortus es un patógeno que afecta a rumiantes y cerdos. En muchos países es la causa más común de aborto en ovejas y cabras, como resultado de su capacidad para colonizar la placenta, también representa una amenaza para la salud humana, las mujeres embarazadas que están expuestas a animales infectados también corren un alto riesgo de aborto (Thomson *et al.*, 2005). Se ha encontrado su presencia en caballos, cobayos, ratones, conejos, serpientes y tortugas verdes de agua (Azamar, 2013).

Fuente de infección

Las bacterias se eliminan a través de secreciones nasales, heces, orina, flujo vaginal, membranas de la placenta y la saliva, los animales pueden adquirir la infección a través del sistema respiratorio, por vía ocular, u oral (Talafha *et al.*, 2012). También la exposición con materiales contaminados, secreciones vaginales, o bien la contaminación ambiental puede provocar que los animales contraigan la infección (Menzies, 2011). La vía intrauterina y la transmisión venérea a través del semen infectado o después del apareamiento de las hembras infectadas también son factores que influyen para que se presente la enfermedad, sin embargo la vía oral es la forma de transmisión más importante (Rossi *et al.*, 2012).

Patogenia

La puerta de entrada de las clamidias suele ser la vía bucofaríngea y se sugiere que las amígdalas son el primer sitio de replicación (Jones y Anderson, 1988). Una vez que la infección se produce por ingestión, la bacteria puede alojarse en las tonsilas o el epitelio intestinal llegando a producir una infección subclínica (Buxton *et al.*, 1996). Cuando ocurre un cambio en el sistema inmune el microorganismo se multiplica en las tonsilas o el epitelio intestinal y se disemina vía sanguínea o vía linfática para una colonización secundaria en órganos como hígado, bazo y pulmón, en donde la bacteria permanecerá en estado latente (Papp *et al.*, 1993).

En hembras no preñadas la infección permanece latente y posiblemente el microorganismo permanezca en el tejido linfoide, cuando las hembras se encuentra en estado de gestación ocurren cambios fisiológicos que inducen una segunda clamidemia y la bacteria se disemina a partir de los órganos en donde había permanecido latente llegando a las células endometriales, infectando toda la pared endometrial, esto ocurre entre los 40 y 50 días de gestación, entre los días 60 y 90 el microorganismo infecta al feto a través de los placentomas, el cual se cree que es el microambiente donde las clamidias que se encuentran presentes en sangre materna entra en contacto directo con el epitelio coriónico, el crecimiento de la bacteria es excesivo provocando el aborto en las últimas semanas de la gestación (Buxton *et al.*, 1996; Díaz *et al.*, 2015)

Signos Clínicos

En borregas por lo general se manifiesta el aborto en las últimas dos a tres semanas de gestación, mientras que las cabras pueden abortar en cualquier etapa, pero la mayoría de los abortos son durante los últimos dos a tres semanas de gestación, *C. abortus* tiene afinidad por tejidos de la placenta. En carneros y machos cabríos puede provocar orquitis y vesiculitis seminal, lo que resulta en la difusión del organismo en el semen (Al-Qudah *et al.*, 2004). Algunas veces se puede observar un flujo vaginal marrón rojizo persistente por varios días después del parto o el aborto. Algunas cabras desarrollan poliartritis, tos persistente, y queratoconjuntivitis. En estudios experimentales en machos se ha observado epididimitis, orquitis, vesiculitis seminal, y esterilidad (CFSPH, 2009). Se observan también con frecuencia a cabritos débiles y algunos que nacen

mueritos, se cree que la causa de la muerte fetal se debe a una placentitis severa, que causa hipoxia y el retraso del crecimiento fetal (Menzies, 2011).



FIGURA 4. Cordero abortado a las 18 semanas de gestación se notan las membranas intercotiledonarias rojas y engrosadas y los cotiledones de color rojo oscuro.” (Longbottom y Coulter 2003).

Diagnóstico

Para el diagnóstico presuntivo de infección por clamidia, particularmente en animales de granja y aves, puede realizarse sobre la historia clínica, los signos clínicos y la patología que presenta, estos aspectos deben ser considerados antes de tomar las muestras. Por tratarse de bacterias intracelulares obligados, requieren técnicas de cultivo celular para su aislamiento, es necesario embrión de pollo o líneas celulares de las cuales existe una gran variedad, siendo las más utilizadas McCoy, HeLa, L929 y células de riñón de hámster neonato (BHK) (Días *et al.*, 2015; Sachse *et al.*, 2009).

Existen varias técnicas de detección de antígenos, incluyendo la tinción histoquímica de frotis de tejido de la placenta o muestras de frotis vaginales y tinción histoquímica o inmunológica de inclusiones clamidiales después del aislamiento del organismo en cultivo celular. Todas estas pruebas dependen de un buen manejo de las muestras obtenidas así como la disponibilidad de instalaciones de cultivo y conocimientos especializados. Los métodos más simples para la detección de animales infectados se

basan en la detección de anticuerpos contra clamidias en sueros animales, tales como ensayos de inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA), y la prueba de fijación del complemento (CFT) (Longbottom *et al.*, 2002).

Las técnicas moleculares que han sido desarrolladas utilizan *primers* diseñados para amplificar el gen ARNr 16S y 23S (Hirsh *et al.*, 2004). Mediante la técnica de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) se lleva a cabo utilizando cebadores específicos de especie para distinguir *C. abortus* y *C. pecorum* (Quinn *et al.*, 2011). Aunque existen varias técnicas de diagnóstico hasta el momento no hay una que sea capaz de detectar aquellos animales que se encuentren con una infección latente hasta el parto, también aquellos animales que han sido vacunados pueden generar una respuesta de falsos positivos de anticuerpos, en las pruebas de diagnóstico serológico (Longbottom *et al.*, 2013).

Control

El control y prevención de la clamidiasis en pequeños rumiantes puede basarse en tres niveles: a) medidas de manejo, b) administración de quimioterapéuticos y c) vacunas que confieren al rebaño inmunidad (Rodríguez, 2005).

En ovejas y cabras el control se efectúa ya sea a través de la supresión de la infección, mediante el uso de fármacos antimicrobianos durante la gestación, o mediante la estimulación de una respuesta inmune protectora. El control durante un brote de aborto normalmente no tiene éxito porque el periodo de incubación de la enfermedad tiende a ser prolongado (Navarro *et al.*, 2004).

Chlamydia spp es generalmente susceptible a las tetraciclinas, por lo que muchos de los programas de control se basan en cualquiera de las inyecciones de acción prolongada de oxitetraciclina a mediados o finales de gestación o bien a través de la medicación de la alimentación o el agua, el tratamiento tiene un aumento significativo en la duración media de la gestación, disminuyendo el número de abortos y aumentando el número de animales vivos de aquellos que no fueron tratados (Menzies, 2011; Rodríguez, 2005).

2. SITUACIÓN E IMPACTO EN LA CAPRINOCULTURA MEXICANA

CAPRINOCULTURA EN MÉXICO

En la actualidad la caprinocultura es una de las actividades pecuarias más importantes para el hombre, son uno de los pocos animales que aprovechan eficientemente zonas áridas, semiáridas, zonas templadas, trópico (Cruz, 2010; FAO, 2000). Debido a que las cabras tienen una gran capacidad reproductora, que incluso pueden llegar a parir hasta dos veces al año y a su vez paren dos o más crías en cada parto (Lesur, 2004).

La caprinocultura se realiza principalmente en zonas marginadas, donde se carece de conocimiento acerca de las buenas prácticas en cuanto al manejo, su estudio permite determinar el impacto negativo en la rentabilidad del hato y como se está comportando su diseminación en los rebaños cercanos (Callejas, 2013). Así como Identificar las causas de mortalidad en un rebaño permite establecer las medidas correctivas y preventivas que mejoren la eficiencia productiva del mismo (Torres *et al.*, 2001).

2.1 SITUACIÓN DE AEPR EN MÉXICO

En México la clamidiasis era considerada oficialmente como una enfermedad exótica, actualmente forma parte del grupo 3 del “Acuerdo mediante el cual se dan a conocer en los Estados Unidos Mexicanos, las enfermedades y plagas exóticas y endémicas de notificación obligatoria de los animales terrestres y acuáticos”, el cual está constituido por aquellas enfermedades y plagas que se encuentran presentes en el territorio nacional y son consideradas como endémicas; y que por representar un riesgo menor desde el punto de vista epidemiológico, económico, de salud pública y de comercio nacional e internacional, son consideradas de notificación mensual obligatoria a las dependencias oficiales de salud animal y sanidad acuícola del país (SAGARPA, 2007). Gracias a los estudios realizados en el año de 1996 se logró su aislamiento en rebaños ovinos de 5 estados del país (Escalante *et al.*, 1996) y por mencionar algunos otros reportes, en el 2004 se encontró evidencia serológica de la presencia de *C. abortus* en hatos ovinos del Estado de México así como también el aislamiento de *Chlamydia* spp en el tracto reproductor de hembras adultas y un feto abortado de estos mismos

rebaños que procedían del Estado de México. En el 2005 y 2006, se reportó la presencia de infecciones mixtas de *C. abortus* y *C. pecorum* en hatos caprinos del Estado de Michoacán. (Figura (Lazcano *et al.*, 2014).



FIGURA 5. Sitios de la República Mexicana donde se ha encontrado evidencia de la presencia de *Chlamydia abortus* mediante el uso de técnicas de ELISA, aislamiento bacteriológico y PCR. (Díaz *et al.*, 2012).

2.2 IMPACTO ECONÓMICO

De acuerdo con datos del SIAP de la SAGARPA, México cuenta con un aproximado de 8.7 millones de caprinos (SAGARPA, 2016). Teniendo en cuenta esta cifra en países como en Reino Unido el AEPR ha llegado a ser el causante del 45% de todos los abortos diagnosticados. (Aitken *et al.*, 1990). Estimando que puede afectar del 6 - 8% del rebaño, lo que equivaldría a un total de 1.5 millones de ovinos anualmente afectados, sin contar los caprinos (Leonard *et al.*, 1993). Y los costos estimados para la industria que ha llegado a generar *C. abortus* en este país han sido de £20, 000,000 por año (Wood, 1992).

En el 2012 se produjeron 155,636 miles de litros de leche, con un valor total de producción de \$731,179,000, en cuanto a la carne en canal, se obtuvieron en este mismo año 41,492 toneladas, con un valor total de producción de \$1,867,178. Enfermedades de tipo reproductivo podrían afectar el desarrollo de la caprinocultura (SIAP, 2012).

El AEPR no sólo se limita a un solo país, puede llegar a provocar grandes pérdidas financieras en la industria ovina y caprina en todo el mundo (Chisu *et al.*, 2013). Las pérdidas generadas por causa del aborto se deben a que una tercera parte de las hembras preñadas en un rebaño pueden abortar después de la primera exposición al agente. Este alto nivel de aborto persiste durante dos o tres años hasta que casi todas las hembras abortan. Entonces la enfermedad adquiere un carácter cíclico y sólo 1.5% de los abortos se producen durante varios años hasta un nuevo brote, cuando todas las hembras primarias abortan (Rodolakis y Mohamad, 2010).

3. DISTRIBUCIÓN ESPACIAL

La aplicación del análisis espacial en el contexto de vigilancia epidemiológica ha incrementado de manera exponencial durante los últimos 25 años debido a que la transmisión de enfermedades infecciosas está estrechamente ligada a los conceptos de proximidad espacial y espaciotemporal, ya que es más probable que ocurra si los individuos en situación de riesgo se encuentran cerca de un espacio y un sentido temporal de transmisión (Pfeiffer *et al.*, 2008).

Gracias a la creación de nuevo “software” como *Geographical Information System* (GIS, por sus siglas en inglés), *Spatial Analysis* y *Remote Sensing* (RS), han permitido el desarrollo de métodos para la creación de mapas provocando un fuerte avance en el estudio de la epidemiología. (Cringoli *et al.*, 2005). Siendo GIS el resultado de la integración de diversas tecnologías, fuentes de datos y grupos de interés con el propósito de recolectar, almacenar, analizar, presentar y difundir la información geográfica que ha sido procesada; es decir, los datos espaciales (Pfeiffer y Hugh-Jones, 2002).

En medicina veterinaria el uso de la distribución espacio-temporal permite identificar aquellas áreas que tienen una alta incidencia de la enfermedad así como también evaluar los efectos que tienen los factores de riesgo importantes (Ron *et al.*, 2013).

Los datos espaciales pueden ser definidos como accidentes geográficos y los atributos de estas características, las cuales se refieren a líneas, puntos o polígonos, las que pueden representar la ubicación de algún punto en particular (Pfeiffer y Hugh-Jones, 2002).

Dentro de la salud pública se pueden mencionar tres propósitos de los modelos espaciales:

1. Entender aquellos mecanismos biológicos que conducen a la aparición de la enfermedad
2. Describir los patrones espaciales existentes de riesgo al usar mapas de inferencia.

3. Lograr predecir lo que sucederá en el futuro a mediano y largo plazo (predicción temporal) o en diferentes áreas geográficas (predicción espacial) (Stevens y Pfeiffer, 2011).

En investigaciones de enfermedades epidemiológicas es importante incluir una evaluación de la distribución espacial, gracias a que esta herramienta proporciona importantes pistas que conducen a explicaciones causales (Pfeiffer *et al.*, 2008).

3.1 MAPAS

Los mapas son posiblemente una de las herramientas más utilizadas en nuestros días. En el Siglo XX los mapas en conjunto con la tecnología de los sistemas de información geográfica han brindado excelentes alternativas que permiten comparar, escoger y tomar decisiones, se basan en información actualizada e integral (Fallas, 2003). Los mapas son modelos gráficos de la superficie terrestre a una escala reducida donde se representan objetos espaciales, tan sólo unos rasgos o atributos de la realidad y sus propiedades topológicas y métricas, Puede ser analógico (presentado en papel) o digital (almacenado en un ordenador y presentado en una pantalla) (Mejía, 2011).

3.1.1 COROPLÉTICOS

Su nombre deriva del griego *choros* (lugar) y *pleth* (valor) y son mapas que exhiben las características del área en forma simple y concisa, tienen como objetivo comparar las distribuciones entre diferentes mapas, así como también mostrar la distribución general de los valores de los datos en un mapa. Son mapas estadísticos en el cual los valores registrados de las unidades informantes son asignados primero a una cantidad discreta de clases o categorías Hay dos tipos de mapas coropléticos de distribución y puntuales. (Fallas, 2003; Organización de las Naciones Unidas, 2000)

3.1.1.1 Distribución

Son mapas que muestran áreas en donde una enfermedad aparece, en el cual se pueden indicar zonas geográficas endémicas y epidémicas de la misma por lo que en el área de epidemiología son de gran importancia (Elliot *et al.*, 2001).

3.1.1.2 Puntuales o de localización

Pueden ser utilizados para ilustrar brotes de enfermedad que se presentan en diferentes localizaciones y son representadas con puntos, círculos, cuadrados u otros símbolos, son mapas cualitativos y no indican la extensión del brote, pero cada unidad puede representar cualquier número de individuos (Elliot *et al.*, 2001).

3.1.2 ISOPLÉTICOS

Se elaboran a partir de puntos o centros de observación y muestran líneas con un valor constante, el cual puede ser estimado mediante inferencia estadística a partir de diferentes tipos de métodos, como el inverso cuadrático de la distancia, la interpolación lineal, o Kriging y puede hacerse de manera manual o asistida a través de programas de computación, la creación de mapas de riesgo isopléticos, ha sido el tema de varios artículos en la literatura de ciencia estadística y la salud logrando avances significativos en el tema de distribución espacial de las enfermedades (Fallas, 2003; Goovaerts, 2006).

3.1.2.1 Análisis geoestadístico (Kriging)

Kriging es un método Geo-Estadístico para la interpolación espacial la cual es un proceso que utiliza puntos con valores conocidos a los valores estimados en otros puntos (Chang, 2006). El análisis de kriging surge en los años 50 en Sudáfrica con el trabajo del ingeniero minero llamado Danie Krige y el estadista Herbert Sichel que se encontraban trabajaban en las minas de oro de Witwatersrand, en su trabajo lograron resolver la estimación de mineral recobable ya que la variabilidad afectaba en gran medida las ganancias de las minas, años más tarde el geólogo y matemático Georges

Matheron adopta el trabajo realizado en Sudáfrica y formalizó así en su mayor parte los conceptos de la teoría que llamó geoestadística (Zavaleta, 2010).

Dentro de sus ventajas, el modelo permite estimar los errores de los valores imputables, esto se logra no sólo al representar la medida de los valores reales de las muestras y la predicción de su distancia con la localización, sino que también incorporando un modelo matemático de dependencia espacial entre las medidas de las muestras (Pfeiffer *et al.*, 2008).

4. JUSTIFICACIÓN

En Veracruz la caprinocultura es una práctica que se realiza principalmente en zonas marginadas, donde el conocimiento sobre las buenas prácticas pecuarias es deficiente. Además de que no se cuenta con una base de datos que permita conocer el estado real de la clamidiasis caprina en el centro del estado de Veracruz, sabiendo que en la entidad los animales han llegado a presentar signos característicos de la enfermedad, afectando su producción y el comercio; y por tratarse de un problema de salud pública es necesario realizar un estudio epidemiológico de la enfermedad para poder conocer la seroprevalencia general y específica, los posibles factores de riesgo que se encuentran asociados a la clamidiasis y la distribución espacio temporal para identificar la posible diseminación en los rebaños cercanos.

5. HIPÓTESIS

La seroprevalencia de clamidiasis caprina en los Municipios de Chiconquiaco, Coacoatzintla, Coatepec, Emiliano Zapata, Ixhuacán de los Reyes, Jalacingo, Las Minas, Las Vigas, Perote, Tatatila, Tlacolulan, Villa Aldama, Xico y Yecuatla, ubicados en la zona centro del estado de Veracruz, es de al menos 50%, se encuentra asociada con varios factores de riesgo y tiene una amplia distribución entre municipios.

6. OBJETIVOS

6.1 GENERAL

Determinar la situación epidemiológica que guarda la clamidiasis caprina en la zona centro del Estado de Veracruz

6.2 ESPECÍFICOS

6.2.1 Determinar la prevalencia general y específica de la clamidiasis caprina en la zona centro del Estado de Veracruz.

6.2.2 Identificar algunos factores de riesgo asociados con la presentación de la clamidiasis caprina en los municipios de la zona centro del Estado de Veracruz.

6.2.3 Determinar la distribución espacio-temporal de la clamidiasis caprina en las unidades de producción de Veracruz, para así poder delimitar las zonas geográficas que se encuentran en riesgo.

7. MATERIAL Y MÉTODOS

7.1 LUGAR DE ESTUDIO Y LOCALIZACIÓN

El presente estudio se realizó en el área de influencia del Distrito de Desarrollo Rural (DDR) 004 “Coatepec” de la Delegación Estatal de la SAGARPA en el estado de Veracruz, el cual se encuentra ubicada en la zona centro de la entidad y abarca 33 municipios, en los cuales solo 14 de ellos son los que concentran más del 90% del inventario caprino. El DDR 004 colinda al norte con el DDR 003 Martínez de la Torre, al este con el DDR 006 La Antigua, al sur con el DDR 005 Fortín y al oeste con el estado de Puebla y cuenta con una superficie de 5.49% (402,056 has) del total del estado (SAGARPA, 2007). Los municipios tienen una altitud que varía desde los 885 hasta 2,400 msnm. El clima en la mayoría es templado húmedo subtropical, a excepción del municipio de Perote en el que predomina el clima frío seco. Las temperaturas promedio oscilan entre 12 y 25 °C (Centro Nacional de Desarrollo Municipal, 2000).

Municipios

1. Coacoatzintla
2. Coatepec
3. Ixhuacan
4. Jalacingo
5. Las Minas
6. Las Vigas
7. Tatatila
8. Tlacolulan
9. Villa Aldama
10. Yecuatla
11. Perote
12. Xico
13. Emiliano Zapata
14. Chiconquiaco

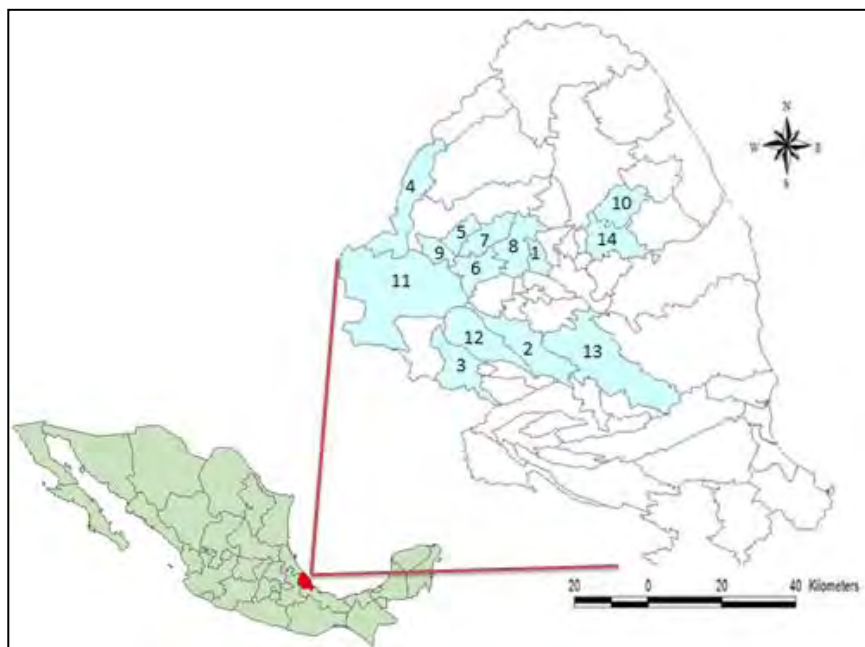


FIGURA 6. Municipios de estudio de la zona centro del Estado de Veracruz

7.2 DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN Y TAMAÑO DE MUESTRA

Se realizó un estudio transversal polietápico y estratificado, en el cual los rebaños se seleccionarán al azar a partir de conglomerados con la tabla de valores propuesta por Cannon y Roe (1982), para una seroprevalencia de 50%, confiabilidad de 95% a partir de las 536 UP ubicadas en el DDR 004 Coatepec, por lo que se tomará una “n” de 81 unidades de producción (UP) a muestrear. El tamaño de muestra se estimó con el programa Win Episcopo Ver. 2.0 (Thrusfield et al., 2001), bajo la modalidad de “estimar porcentajes”, en donde se consideró una prevalencia de 50%, con un 95% de confianza y un 5% de error, a partir de 36,660 caprinos por lo que la muestra será de al menos 385 caprinos, con una fracción de muestreo de seis animales por UP.

7.3 CRITERIOS DE SELECCIÓN

Para el presente estudio, se tomaron muestras al azar mediante un sorteo del total de de hembras mayores a los tres meses de edad, así como todos los sementales presentes en cada UP (incluidos los prestados por otro productor).

7.4 MUESTREO

Las muestras se obtuvieron por duplicado de sangre por medio de punción de la vena yugular con el empleo de tubos al vacío y sin anticoagulante, las cuales, se transportaron en hieleras a 4 °C al Laboratorio de Microbiología de la Posta Zootécnica “Torreón del Molino” de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Veracruzana, en donde se centrifugaron por 15 minutos a 1,000 x g para extraer el suero, una vez separado se almacenó en tubos cónicos de tipo Eppendorf® y se congelaron a -20°C. También se tomaron muestras de exudados vaginales, los cuales fueron obtenidos de aquellas UP que resultaron ser un factor de riesgo en el análisis serológico previo, procedentes de los municipios de Perote y Villa Aldama del estado de Veracruz en donde se obtuvieron 38 muestras, fueron seleccionadas cabras con historial de abortos y que se encontraran dentro de las dos semanas próximas al parto, así como aquellas que habían parido como máximo cuatro semanas antes. Las muestras de exudado vaginal se tomaron con el uso de hisopos estériles, para posteriormente ser transportadas al laboratorio en un tubo tipo falcón de 15 ml; el cual

contenía 2 ml de medio de transporte (sacarosa-fosfato/glutamato (SPG) (sacarosa 217 mM, KH₂PO₄ 4 mM, K₂HPO₄ 7 mM y L-glutamina 1%) suplementados con 10% de suero fetal bovino (SFB), a 4°C y en el laboratorio se congelaron a -20°C hasta su procesamiento.

7.5 TÉCNICAS DE LABORATORIO

Se utilizó la prueba de ELISA indirecta con el empleo de un kit comercial (IDEXX®) para la identificación de anticuerpos contra *Chlamydia abortus*. La cual tiene una sensibilidad y especificidad absolutas entre 89% y 95% respectivamente.

El procedimiento consiste en diluir una concentración de 1 en 10 la solución de lavado “CHEKIT-10X” concentrada con agua destilada para preparar la solución de lavado “CHEKIT1X”, con la cual se pre-diluyen los controles y sueros, para ser incubados a 37 °C por una hora. Las placas se lavaron con la solución CHEKIT (3 x 300 µl), distribuyéndose en cada pozo 100 µl de conjugado (CHEKIT-CHLAMYDIA-PO), se cubre la placa y se incuba nuevamente (37 °C) en la cámara húmeda. Posteriormente se lavó la placa y se distribuyen 100µl de substrato CHEKIT-TMB para incubarse 15 minutos a temperatura ambiente (18 – 25 °C) después se detuvo la reacción con la solución de frenado TMB en cada pozo (100 µl). La lectura se realizó a 450 nm en un espectrofotómetro de ELISA marca Biotek modelo ELX800”.

Se utilizó la prueba de Reacción en cadena de la polimerasa anidado (PCRa). Esta técnica representa una vía alternativa para comprobar la presencia de clamidias en muestras biológicas sin recurrir al cultivo (Manual OIE, 2004c). Actualmente existen kits de extracción comerciales que funcionan con la mayoría de las muestras clínicas. Para esta técnica se empleó un par de oligonucleótidos para amplificar una parte pequeña del genoma del agente infeccioso (Manual OIE, 2004a; Chisu *et al.*, 2013.). La técnica consta de tres etapas por cada ciclo (desnaturalización, hibridación y extensión). Al final de la PCR, los productos de amplificación se visualizan en geles de agarosa teñidos con bromuro de etidio. (Tamay *et al.*, 2013).

7.5.1 EXTRACCIÓN DE ADN

Para la extracción de ADN se utilizó un kit comercial de la marca AXYGEN en el cual las muestras de exudado vaginal que habían sido almacenadas a -20°C se centrifugaron durante tres minutos a 13000 rpm y de cada muestra se transfirieron 500 μl a un microtubo estéril. Se añadió 1 μl de RNasa y 8 μl de proteinasa k, seguido de 150 μl de bufer C-L, posterior a esto se vortexeó durante 30 segundos, para incubar las muestras a 56°C durante 15 minutos, nuevamente se dio vortex a la muestra para quitar las gotas del interior de la tapa. Después se añadió 350 μl de bufer P-D, vortexeando nuevamente la muestra y fueron centrifugadas durante 10 minutos a 12,000 rpm. Posterior a ello se fijó una columna a un tubo colector en el que fue añadido el sobrenadante de las muestras que habían sido centrifugadas con anterioridad, añadiendo 500 μl de bufer W1, se centrifugó durante un minuto a 12,000 rpm y se desechó el producto de la centrifugación junto con el tubo colector, la columna fue puesta en otro tubo colector al que se le añadió 700 μl de bufer W2, nuevamente se centrifugó durante un minuto y se repitió el mismo lavado, tirando el tubo colector, colocando la columna en un nuevo tubo y se añadió nuevamente 700 μl de bufer W2 centrifugándose durante un minuto a 12, 000 rpm y desechando el tubo colector, por último la columna fue colocada en un tubo estéril de 1.5mL, añadiéndose 50 μl aguda desionizada en el centro de la membrana, se dejó reposar durante 5 minutos a temperatura ambiente y se centrifugó durante un minuto a 12, 000 rpm.

7.5.2 INICIADORES

Para la identificación de *C. abortus* mediante la técnica de PCR anidado se utilizaron iniciadores que amplifican dos regiones genómicas diferentes, la región de ARN ribosómico, y el gen que codifica el antígeno MOMP designado a *omp1* u *ompA*. Se amplificó un fragmento de 576-597 pb para el género y 389-404 pb para la especie. (Sachse y Frey, 2002).

Forward 191CHOMP (5'-GCI YTI TGG GAR TGY GGI TGY GCI AC-3')

Reverse CHOMP371 (5'- TTA GAA ICK GAA TTG IGC RTT IAY GTG IGC IGC -3')

Forward 218PSITT (5'- GTA ATT TCI AGC CCA GCA CAA TTY GTG-3')

Reverse CHOMP336s (5'- CCR CAA GMT TTT CTR GAY TTC AWY TTG TTR AT -3')

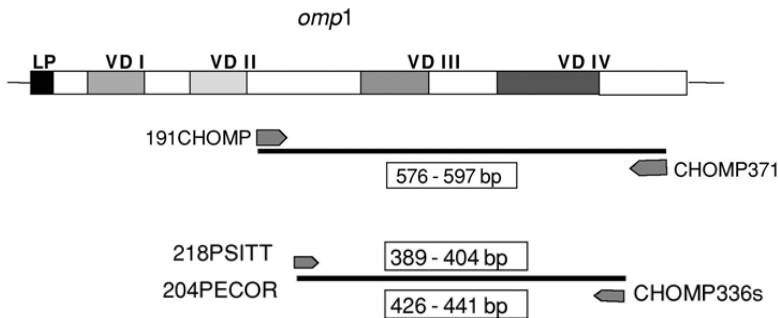


FIGURA 7. Detección y diferenciación de especies de clamidias usando un PCR anidado dirigida al gen *omp1*.

7.5.3 CONDICIONES DE PCR

La primera reacción de PCR se realizó en un volumen final de 25µl, con los siguientes elementos: 12.5 µl de Taq polimerasa, 1 µl primer (191CHOMP) y 1µl primer (CHOMP371), 5µl de ADN y 5.5µl de agua.

Las reacciones de PCR se realizaron en un termociclador (PCR Express, Thermo Hybaid). El programa que se utilizó para la primera amplificación de *C. abortus* fue el siguiente: Después de un periodo de desnaturalización inicial de 5 min a 95°C, se realizaron 35 ciclos de 30 seg a 95°C para desnaturalización, 30 seg a una temperatura de alineación de 50°C, luego 72°C durante 40 seg para la extensión y finalmente un paso de extensión final de 72°C por 5 min.

Para la segunda amplificación la condiciones fueron las siguientes: Después de un periodo de desnaturalización inicial de 5 min a 95°C, se realizaron 30 ciclos de 30 seg a 95°C para la desnaturalización, 30 seg a una temperatura de alineación de 60°C, luego 72°C durante 30 seg y finalmente un paso de extensión final de 72°C por 5 min.

Los productos de amplificación se observaron en un gel de agarosa al 1.5%, teñido con bromuro de etidio (0.9 µg/ml). Para visualizar las bandas se utilizó un fotodocumentador (Kodak, Gel Logic200). Las figuras fueron digitalizadas con el programa Kodak, Molecular Imaging Software v.4.0.2.

7.6 VARIABLES DE ESTUDIO

Se realizaron dos cuestionarios (Anexo A y B), uno general para cada unidad de producción muestreada, el otro fue aplicado de forma individual a cada uno de los animales muestreados. Las variables consideradas con el cuestionario general, fueron el tipo de explotación, tipo de ordeña y si se realiza inseminación artificial o monta directa. Para el cuestionario individual, las variables de forma general fueron: lugar de procedencia del animal, la edad y la ingesta de calostro. De acuerdo a lo propuesto por Solaiman (2010) se evaluó la condición corporal lumbar, caudal y esternal. Así como también se realizó un examen físico general que nos permitió conocer las constantes fisiológicas y los signos clínicos que presentaron los animales muestreados. Las variables de interés para este estudio fueron, la presencia de abortos, la procedencia de los animales, el tipo de explotación, raza, condición corporal, edad, si hay limpieza de los comederos y bebederos, el manejo de las excretas, la etapa reproductiva del animal.

7.7 GEOREFERENCIACIÓN DE LAS UNIDADES DE PRODUCCIÓN

Para el presente estudio se utilizó la ubicación geográfica de cada UP muestreada con un dispositivo GPS 60 de la marca Garmin®, con un margen de error de ± 3 m, en donde se tomarán las coordenadas “universal transversal mercator” (UTM). Para poder tener referenciada cada UP e identificar las que tuvieron animales que resultaron seropositivos a clamidiasis y a su vez permitiera construir un mapa de distribución, un mapa coroplético, uno isoplético y de modelación, para poder observar cómo se encuentra distribuida la clamidiasis dentro de los 14 municipios de la zona centro del estado de Veracruz, con la finalidad de poder hacer las recomendaciones pertinentes que eviten que la infección sea diseminada entre las diferentes UP que existen alrededor de la zona.

Se utilizó “ArcGIS 10.1” en que fueron elaborados dos mapas coropléticos; el primero, para representar la distribución de las seroprevalencias de cada municipio y el segundo fue un mapa puntual que muestra la distribución de cada UP en donde los puntos de rojos marcan aquellas UP que resultaron ser seropositivas, y los puntos de color negro

son para las UP seronegativas a clamidiasis, mismas que además se les realizó un análisis de proximidad búfer en un radio de 5km para saber la distancia aproximada entre cada UP y así poder inferir el área donde se puedan presentar los casos nuevos y las medidas que deben utilizarse para un mejor control de la enfermedad en caso de su diseminación.

Además, se realizó un mapa isoplético con el empleo de un Kriging ordinario, para conocer la distribución espacial de la clamidiasis caprina, el cual tiene como objetivo poder interpolar los datos para inferir donde podrían presentarse los casos en un futuro, el mapa permitió examinar la relación entre las UP analizadas con el resto de UP que se encuentran distribuidas en la zona circundante.

Se elaboró un mapa de modelación en Maxent el cual es un programa para el modelado de distribución de las especies a partir de registros de especies de presencia solamente, Maxent es un algoritmo cuya teoría está sumamente bien entendida (Elith *et al.*, 2011; Phillips y Dudik, 2008). El mapa es de gran utilidad cuando se desea interpolar entre puntos de ocurrencia.

7.8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

La seroprevalencia se determinó con la fórmula propuesta por Thrusfield (2005), en la cual se divide el número de animales reactivos confirmados por la prueba de ELISA entre el número total de animales que van a ser muestreados con el programa en línea Vassarstats®, bajo la modalidad “estimar proporciones”, para obtener también los IC_{95%}. También se calculó la asociación entre variables mediante la razón de momios (RM) con el programa Win Episcope Ver. 2.0® (Thrusfield *et al.*, 2001) en el que además, se considerarán para la interpretación de riesgo, los intervalos de confianza 95% (IC_{95%}) en aproximación logarítmica.

$$RM = (A/B)/(C/D)$$

Donde:

A= Expuestos que enfermaron

B= Expuestos que no enfermaron

C= No expuestos que enfermaron

D= No expuestos que no enfermaron

(Jaramillo y Martínez, 2010).

Al tener más de dos variables identificadas como factores de riesgo, se realizó la regresión logística (Thrusfield 2005) con el programa (IBM SPSS Statistics 20) para observar si además existe interacción entre éstas.

8. RESULTADOS

8.1 SEROPREVALENCIA GENERAL

Se obtuvieron un total de 556 muestras de 81 UP las cuales pertenecen a los 14 municipios que fueron seleccionados (Cuadro 1). De los animales muestreados, 33 resultaron seropositivos por lo que la prevalencia general de clamidiasis fue de 5.9% (IC_{95%} 4.1 – 8.3).

CUADRO 1. Prevalencia de clamidiasis caprina en la zona centro del estado de Veracruz

Prevalencia	Total	Positivos	Prevalencia (%)	*IC _{95%}
General	556	33	5.9	4.1 – 8.3

*IC= Intervalo de Confianza

8.2 FRECUENCIA POR MUNICIPIO

De 14 municipios que fueron estudiados, ocho presentaron animales positivos para una frecuencia de 57.1%(IC_{95%}: 29.6 – 81.1); De los cuales, Villa Aldama, Perote Ixhuacán presentaron las frecuencias más elevadas con 20.4%, 19.7%, 7.6% respectivamente, resultando ser un factor de riesgo el vivir en dichos municipios (cuadro 2).

CUADRO 2. Frecuencia de clamidiasis caprina en municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Municipio	No. de animales	Animales positivos	Frecuencia%	*IC _{95%}	RM	IC _{95%}
Emiliano Zapata	34	1	2.9	0.1 – 17.0	0.5	0.1 – 3.5
Coacoatzintla	36	1	2.7	0.1 – 16.2	0.4	0.1 – 3.3
Villa Aldama	49	10	20.4	10.7 – 34.7	5.4	2.4 – 12.1
Yecuatla	34	1	2.9	0.1 – 17.0	0.5	0.1 – 3.5
Las Vigas	40	0	0	0	0	0 – 0
Jalacingo	33	2	6.0	1.0 – 21.6	1.0	0.2 – 4.5
Perote	71	14	19.7	11.5 – 31.1	6.0	2.9 – 12.7
Tatatila	39	0	0	0	0	0 – 0
Tlacolulan	39	0	0	0	0	0 – 0
Chiconquiaco	32	0	0	0	0	0 – 0
Coatepec	41	0	0	0	0	0 – 0
Ixhuacán	26	2	7.6	1.34 – 26.6	1.3	0.3 – 5.9
Las Minas	33	0	0	0	0	0 – 0
Xico	49	2	4.0	0.7 – 15.1	0.7	0.2 – 2.8
Total	556	33	57.1			

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios

8.3 FRECUENCIA POR UNIDAD DE PRODUCCIÓN

De las 81 UP que fueron muestreadas, se encontró una mayor frecuencia en Perote con 60% (IC_{95%}: 27.37 – 86.31), siguiéndole Ixhuacán con 50% (IC_{95%}: 9.19 – 90.81), Villa Aldama con 42.8% (IC_{95%}: 11.81 – 79.76), Jalacingo 40% (IC_{95%}: 7.26 – 82.96) y por último Xico con 28.5% (IC_{95%}: 5.11 – 69.74). Los municipios de Coacoatzintla, Emiliano Zapata, Yecuatla obtuvieron una frecuencia de 20% (IC_{95%}: 1.05 – 70.12). Y aquellas donde no se encontró la presencia de clamidiasis fueron las UP de producción que pertenecen a los municipios de Chiconquiaco, Coatepec, Las Minas, Las Vigas, Tatatila, Tlacolulan (Cuadro 3).

CUADRO 3. Seroprevalencia de clamidiasis caprina en unidades de producción de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Municipio	UP	UP Positiva	Frecuencia (%)	*IC _{95%}
Villa Aldama	7	3	42.8	11.8 – 79.7
Coacoatzintla	5	1	20	1.0 – 70.1
Emiliano Zapata	5	1	20	1.0 – 70.1
Jalacingo	5	2	40	7.2 – 82.9
Perote	10	6	60	27.3 – 86.3
Yecuatla	5	1	20	1.0 – 70.1
Las Vigas	6	0	0	0
Tatatila	6	0	0	0
Tlacolulan	6	0	0	0
Chiconquiaco	5	0	0	0
Coatepec	5	0	0	0
Ixhuacán	4	2	50	9.1 – 90.8
Las Minas	5	0	0	0
Xico	7	2	28.5	5.1 – 69.7
Total	81	18	22.2	

*IC= Intervalo de Confianza

8.4 SEROPREVALENCIA POR ESTADO PRODUCTIVO

Considerando el estado productivo de los animales que fueron muestreados, la mayor prevalencia fue en animales que se encontraban gestantes (12.3%), 7.1% a cabras secas, 6.7% a sementales, 5.8% a las hembras en producción láctea y 3.5% a hembras primaras (Cuadro 4).

CUADRO 4. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por estado productivo de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Etapa productiva	No animales	Animales positivos	Seroprevalencia (%)	*IC95%	*RM	IC95%
Destetados	34	0	0	0	0	0
Gestantes	57	7	12.3	5.5 – 24.3	2.5	1.0 – 6.1
Producción						
Láctea	277	16	5.8	3.4 – 9.4	0.9	0.4 – 1.91
Primalas	85	3	3.5	0.9 – 10.7	0.5	0.1 – 1.8
Seca	28	2	7.1	1.2 – 25	1.2	0.3 – 5.4
Sementales	75	5	6.7	2.5 – 15.5	1.1	0.4 – 3.09
Total	556	33				

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios

8.5 PREVALENCIA POR EDAD

En cuanto a la seropositividad por edades de los animales, se encontró la mayor prevalencia en aquellos cuya edad era > 60 meses (11.1%), las cabras de 36 a 48 meses tuvieron seroprevalencia de 8.14 y aquellos cuya edad oscilaba entre 13 y 24 meses fue de 6.7%; sin embargo, ninguna de las edades represento un factor de riesgo en el presente estudio (Cuadro 5).

CUADRO 5. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por edad de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Edad (Meses)	No animales	Animales positivos	Seroprevalencia (%)	*IC95%	*RM	IC95%
3 a 6	38	1	2.6	0.1 – 15.4	0.4	0.05 – 3.0
7 a 12	97	4	4.1	1.3 – 10.8	0.6	0.2 – 1.8
13 a 24	89	6	6.7	2.7 – 14.6	1.8	0.4 – 2.9
25 a 36	82	4	4.8	1.6 – 12.7	0.7	0.2 – 2.3
36 a 48	172	14	8.1	4.7 – 13.5	1.7	0.8 – 3.4
49 a 60	69	3	4.3	1.1 – 13	0.6	0.2 – 2.3
> 60	9	1	11.1	0.5 – 49.3	2	0.2 – 16.5
Total	556	33				

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios

8.6 SEROPREVALENCIA POR EL LUGAR DE PROCEDENCIA

Se realizaron encuestas epidemiológicas que indicaron que de los 556 animales muestreados, 385 de ellos nacieron en el rebaño, pero alcanzaron una prevalencia del 6.75%, de los 134 animales que procedieron del estado de Veracruz. 3.7% fueron

seropositivos, de Puebla se adquirieron ocho animales y 12.5% fue positivo y por último 2 procedían de Tlaxcala con una seroprevalencia del 50% (Cuadro 6).

CUADRO 6. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por lugar de procedencia de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Procedencia	Animales muestreados	Animales positivos	Prevalencia (%)	*IC 95%	*RM	*IC 95%
Nacido en el rebaño Veracruz	385	26	6.7	4.5 – 9.8	1.6	0.7 – 3.9
Querétaro	134	5	3.7	1.4 – 8.9	0.5	0.2 – 1.4
Guanajuato	4	0	0	0	0	0
Jalisco	16	0	0	0	0	0
Michoacán	2	0	0	0	0	0
San Luis Potosí	2	0	0	0	0	0
Puebla	1	0	0	0	0	0
Tlaxcala	8	1	12.5	0.6 – 53.3	2.3	0.2 – 19.3
Prestado	2	1	50	2.6 – 97.3	16.3	0.9 – 266.8
Prestado	2	0	0	0	0	0
Total	556	33				

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios

8.7 SEROPREVALENCIA EN ANIMALES CON DISMINUCIÓN DE LA CONDICIÓN CORPORAL

Los caprinos fueron evaluados con base en la condición corporal y agrupados en escalas del 1 al 5 de acuerdo con lo propuesto por Solaiman (2010) (Cuadro 7).

CUADRO 7. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por condición corporal de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Condición Corporal	No animales	Animales positivos	Seroprevalencia (%)	*IC95%	*RM	IC95%
1.5	7	0	0	0	0	0
2	116	8	6.9	3.5 – 13	1.2	0.5 – 2.8
2.5	267	18	6.8	4.3 – 10.4	1.3	0.6 – 2.7
3	159	6	3.8	1.7 – 8	0.5	0.2 – 1.3
3.5	6	1	16.6	3 – 56.3	3.2	0.4 – 28.5
4	1	0	0	0	0	0
5	0	0	0	0	0	0
Total	556	33				

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios

8.8 SEROPREVALENCIA DE ACUERDO A LOS SIGNOS CLÍNICOS

Fueron evaluados 6 signos clínicos que corresponden a una posible presencia de la enfermedad, tales como artritis, mastitis, problemas respiratorios, baja en la producción láctea y aborto. Del total de animales que presentaron estos signos, la seroprevalencia fue de 8.7% para mastitis, 5.7% para artritis, 1.9% para problemas respiratorios y 30.7% para cabras que sufrieron aborto. El 5.7% no presentó ningún signo. Cabe señalar que no hubo seropositivos con baja de la producción láctea (Cuadro 8).

CUADRO 8. Seroprevalencia de clamidiasis caprina por signos clínicos de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

Signo clínico	No animales	Animales positivos	Seroprevalencia (%)	*IC95%	*RM	IC95%
Artritis	52	3	5.7	1.5 – 16.9	0.9	0.2 – 3.2
Mastitis	23	2	8.7	1.5 – 29.5	1.5	0.3 – 6.8
Problemas respiratorios	52	1	1.9	0.1 – 11.5	0.2	0.04 – 2.1
Aborto	14	4	28.5	9.5 – 58	7.07	2.09 – 23.92
Baja en la producción láctea	12	0	0	0	0	0
Sin signo	403	23	5.7	3.7 – 8.5	0.8	0.4 – 1.8
Total	556	33				

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios

8.9 ANÁLISIS DE LOS FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A CLAMIDIASIS CAPRINA

Se analizaron aquellas variables que representaron ser un factor de riesgo para saber si existía alguna interacción entre ellas (Cuadro 9).

CUADRO 9. Interacción de factores de riesgo.

Variable	*RM	*IC95%	P
Presencia de Aborto ^{FR}	7.07	2.09 – 23.92	0.001
Cabras Gestantes	2.5	1.0 – 6.1	0.998
Municipio de Perote	6	2.9 – 12.7	0.997
Municipio de Villa Aldama	5.4	2.4 – 12.1	0.999

*IC= Intervalo de Confianza; RM= Razón de Momios FR= Factor de Riesgo.

8.10 PCR

De aquellos municipios que tuvieron la seroprevalencia más alta cuando se hizo el primer muestreo serológico en los 14 municipios de la zona centro del estado de Veracruz, se tomaron un total de 38 muestras de exudados vaginales, en cabras con historial de abortos y que se encontraron dentro de las dos semanas próximas al parto así como aquellas que tenían menos de un mes de haber parido (Cuadro 10). Tres animales resultaron positivas provenientes del municipio de Perote y cinco del municipio de Villa Aldama como se muestran en las (Figuras 9-13)

CUADRO 10. Prevalencia de clamidiasis caprina mediante la técnica PCR en la zona centro del estado de Veracruz.

Municipio	Animales muestreados	Animales positivos PCR	Prevalencia %	*IC _{95%}
Perote	23	3	13.04	3.43 – 34.66
Villa Aldama	15	5	33.33	12.99 – 61.31
Total	38	8	21.05	10.14- 37.78

*IC= Intervalo de Confianza

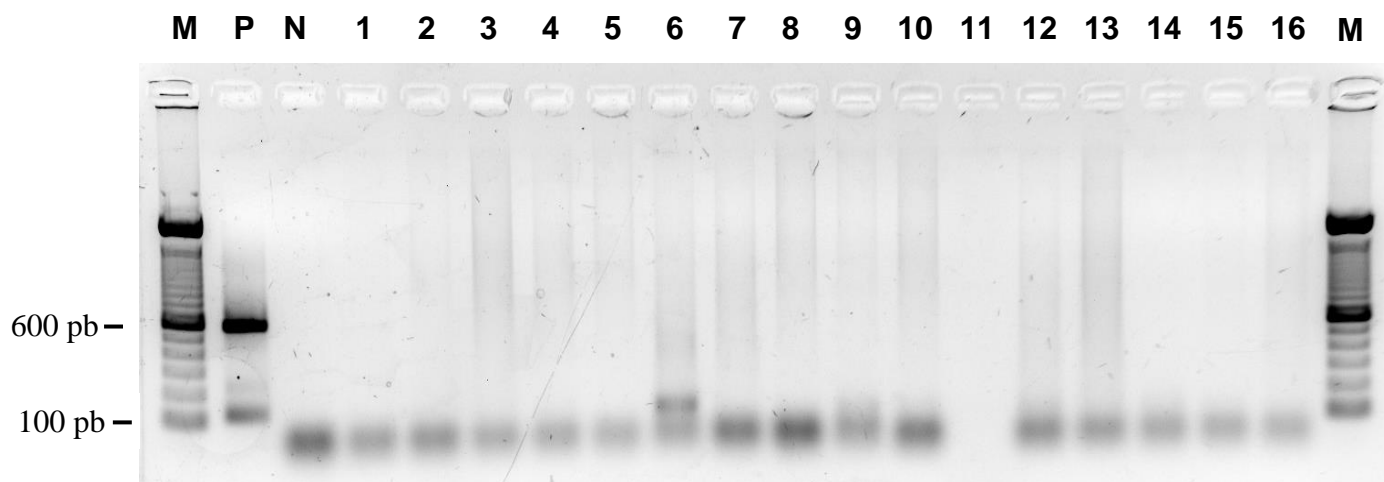


FIGURA 8. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: M) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). P) Control positivo de *C. abortus* cepa A.22. N) Control negativo. 1-16) Muestras provenientes de Veracruz.

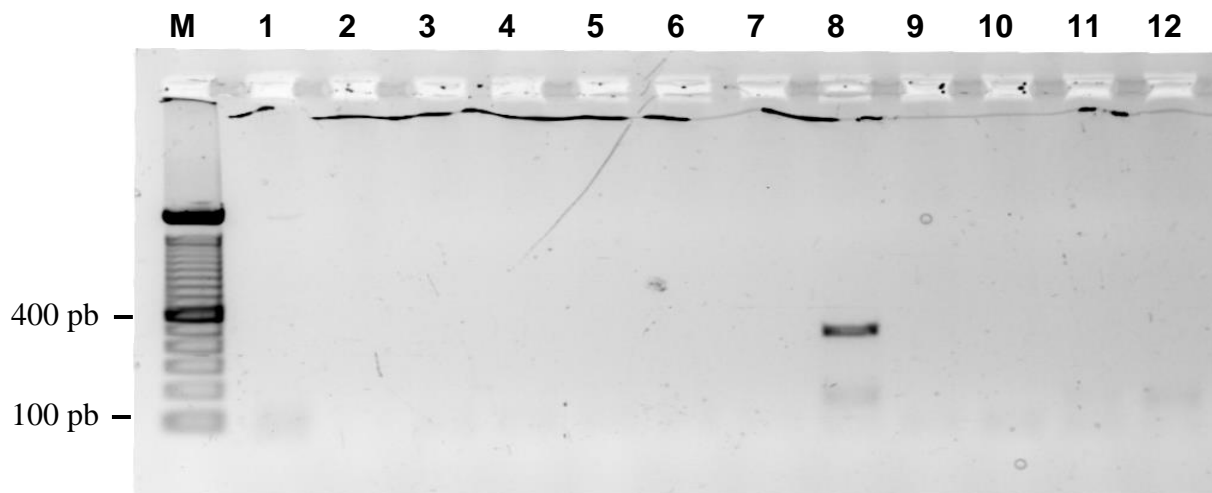


FIGURA 9. Detección de *Chlamydia abortus* mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 1-10) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.

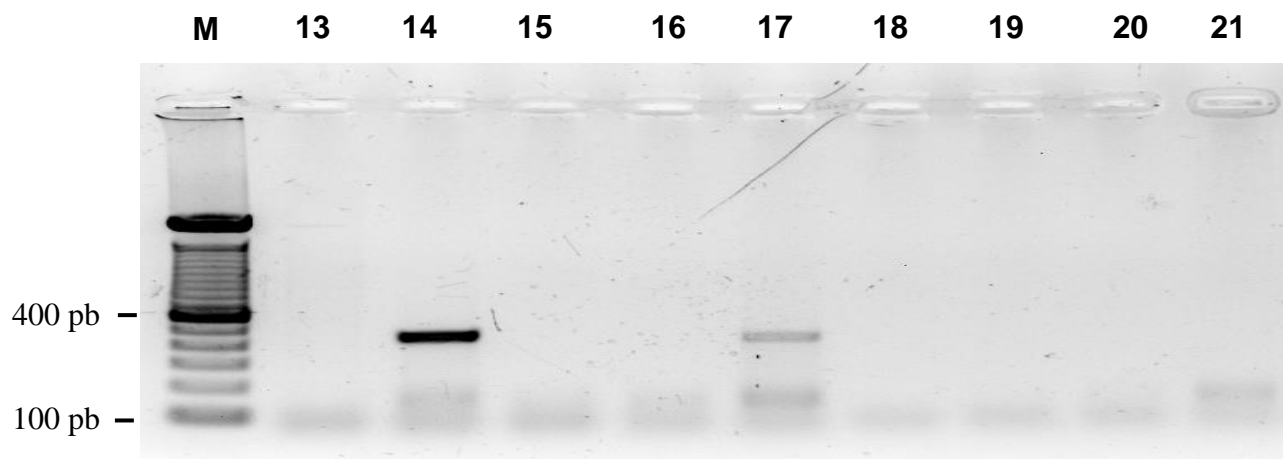


FIGURA 10. Detección de *Chlamydia abortus* mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 13-21) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.

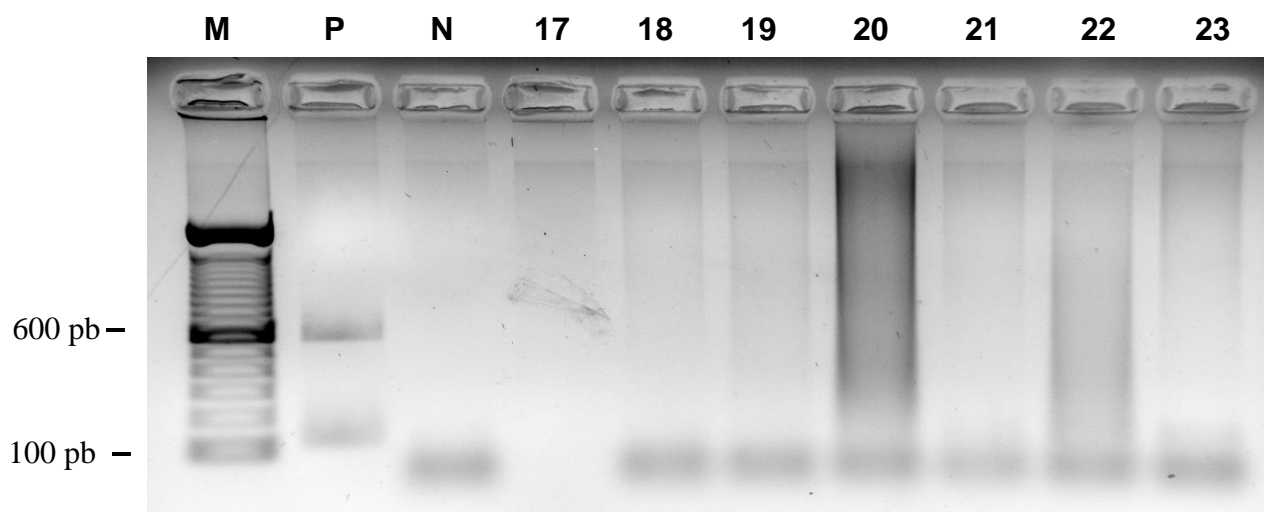


FIGURA 11. Detección de *Chlamydia abortus* mediante la técnica PCR en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: M) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). P) Control positivo de *C. abortus* Cepa A.22. N) Control negativo. 17-23) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz

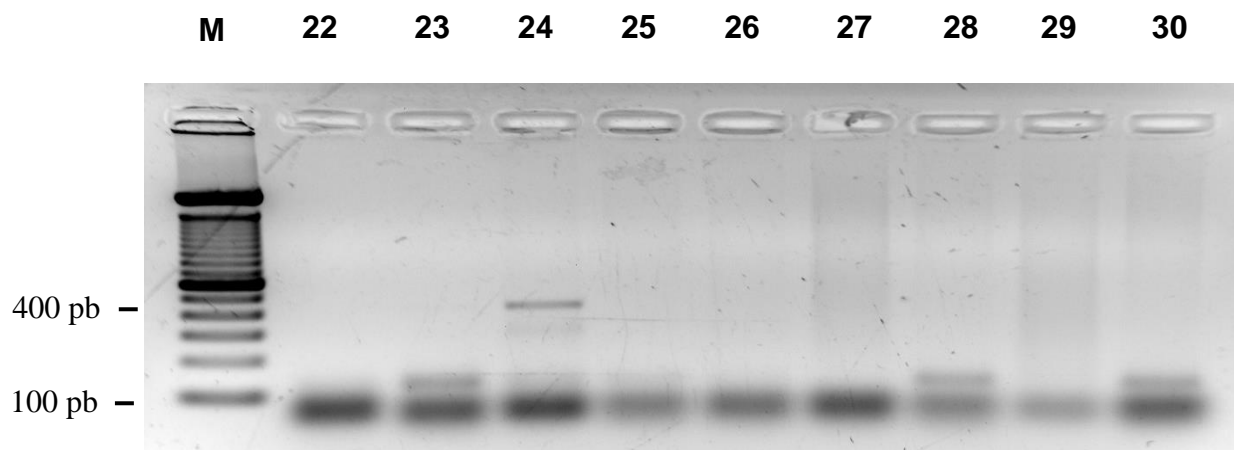


FIGURA 12. Detección de *Chlamydia abortus* mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 22-30) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.

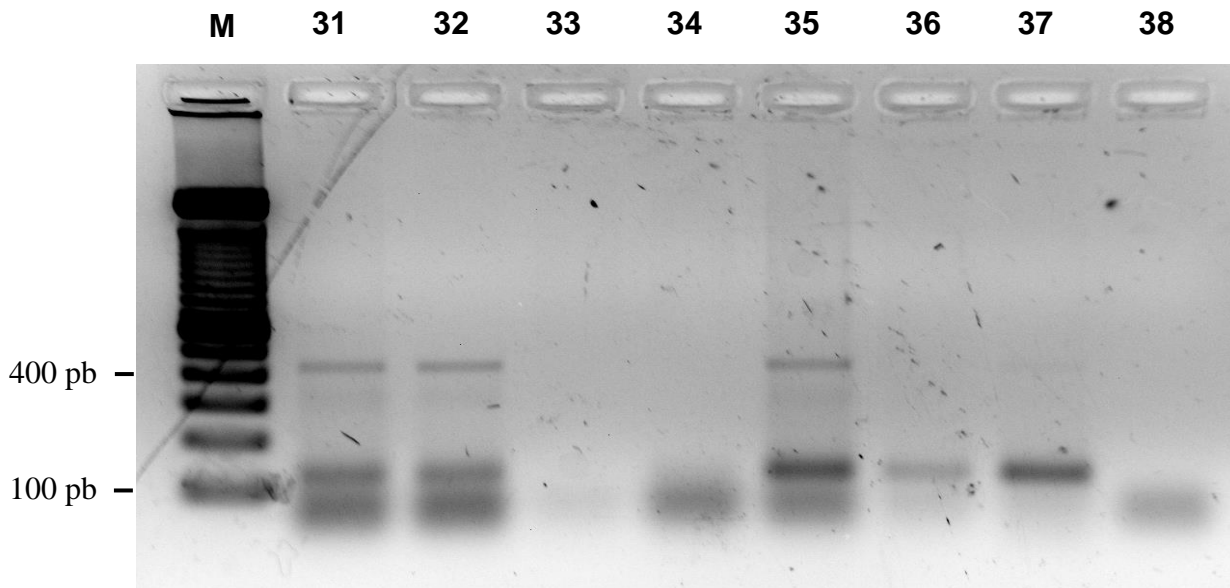


FIGURA 13. Detección de *Chlamydia abortus* mediante la técnica PCR anidado en muestras de exudado vaginal. Gel de agarosa al 1.5% teñido con bromuro de etidio. Carriles: 1) Marcador de peso molecular (Thermo Scientific™ 100bp). 31-38) Muestras provenientes de la zona centro del estado de Veracruz.

8.11 DISTRIBUCIÓN ESPACIAL

8.11.1 DISTRIBUCIÓN DE LA SEROPREVALENCIA EN LOS MUNICIPIOS DE LA ZONA CENTRO DEL ESTADO DE VERACRUZ

La clamidiasis es una enfermedad que cuenta con una distribución media dentro de los 14 municipios estudiados, la tonalidad de color amarillo corresponde a los municipios que no presentaron casos seropositivos, y fueron: Las Minas, Las Vigas, Tatatila, Tlacolulan y Chiconquiaco. Las siguientes tres tonalidades en la escala después del color amarillo fueron aquellos municipios que presentaron animales seropositivos, y corresponde a Coacoatzintla, Yecuatla, Emiliano Zapata, Xico, Ixhuacán, y Jalacingo, y los tonos más oscuros corresponden a los municipios con una mayor frecuencia que los demás, como lo fue Villa Aldama (20.4%; IC_{95%}: 10.7 – 34.7) y Perote (19.7%; IC_{95%}: 11.5 – 31.1) (Figura 14).

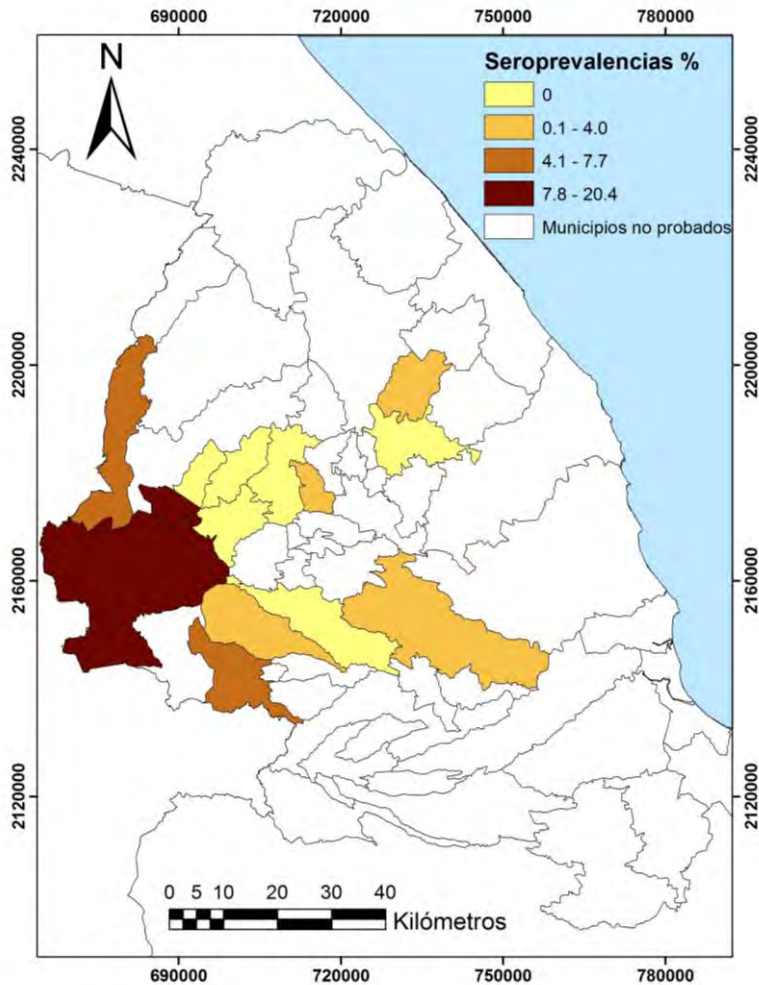


FIGURA 14. Mapa coroplético de distribución de la clamidiasis caprina en los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

8.11.2 DISTRIBUCIÓN DE LAS UNIDADES DE PRODUCCIÓN CAPRINA

De las 81 UP que fueron muestreadas, 18 de ellas tienen animales seropositivos a clamidiasis, como se observa en la Figura 15 las UP positivas están representadas con puntos de color rojo y aquellas UP que resultaron negativas con puntos de color negro; la clamidiasis tiene una distribución media entre las UP.

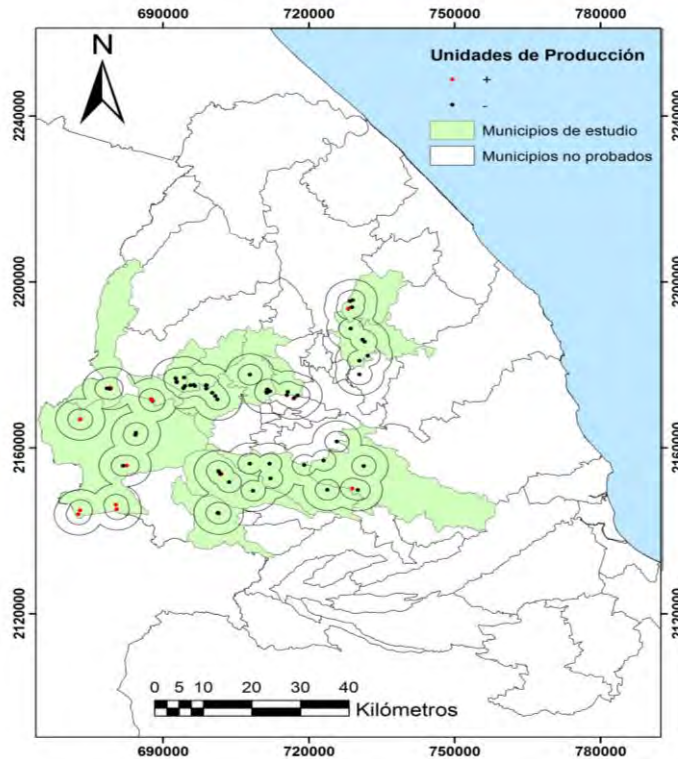


FIGURA 15. Mapa coroplético puntual de la clamidiasis caprina en unidades de producción de los municipios de la zona centro del estado de Veracruz.

8.11.3 PREDICCIÓN DE LA CLAMIDIASIS CAPRINA EN MÉXICO

De las 18 UP que resultaron positivas el mapa de la figura 16 logra "interpolarse" los datos entre aquellos puntos de ocurrencia de la enfermedad, y predice mediante variables climáticas aquellas áreas no observadas en donde podrían encontrarse las condiciones ambientales adecuadas para que el microorganismo provoque la enfermedad. La imagen usa los colores para indicar la probabilidad que las condiciones son adecuadas, en la cual el color rojo indica que existe una alta probabilidad de condiciones adecuadas para que la enfermedad se presente, el tono naranja indica las condiciones típicas de aquellos lugares donde la especie se encuentra, y sombras más tenues de amarillo indican que existe una baja probabilidad de condiciones adecuadas para que la enfermedad se desarrolle, con lo que se relaciona la triada epidemiológica que indica que es necesario la interacción entre el hospedero, el agente causal y el ambiente para que ocurra la enfermedad..

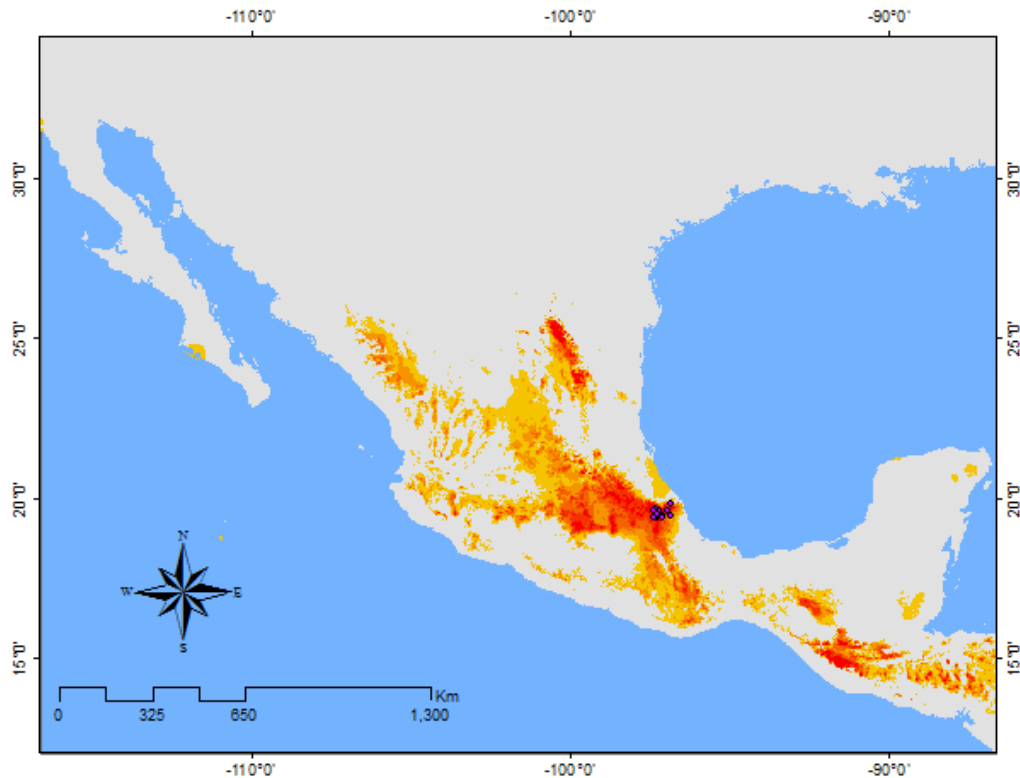


FIGURA 16. Mapa de modelación que representa la distribución geográfica de clamidiasis en base a la máxima entropía.

En la figura 17 se muestran algunas zonas donde se ha reportado la enfermedad, en el estado de Michoacán los municipios de (Ecuandureo y La Piedad) y en el estado de México (zona ovejera del Valle de Toluca, Almoloya de Juárez y Xalatlaco) (Lazcano *et al.*, 2014). Donde también se puede observar la zona de riesgo sobre el eje neovolcánico. La cual es una cadena de volcanes que se encuentra localizada en nuestro país que lo atraviesa cerca del paralelo 19° N, desde las islas Revillagigedo en el océano Pacífico hasta el Golfo de México, pasando por la Ciudad de México así como los estados de: Jalisco, Nayarit, Michoacán, Colima, Querétaro, Morelos, Hidalgo, Tlaxcala, Puebla y Veracruz, algunos donde la enfermedad ha sido reportada.

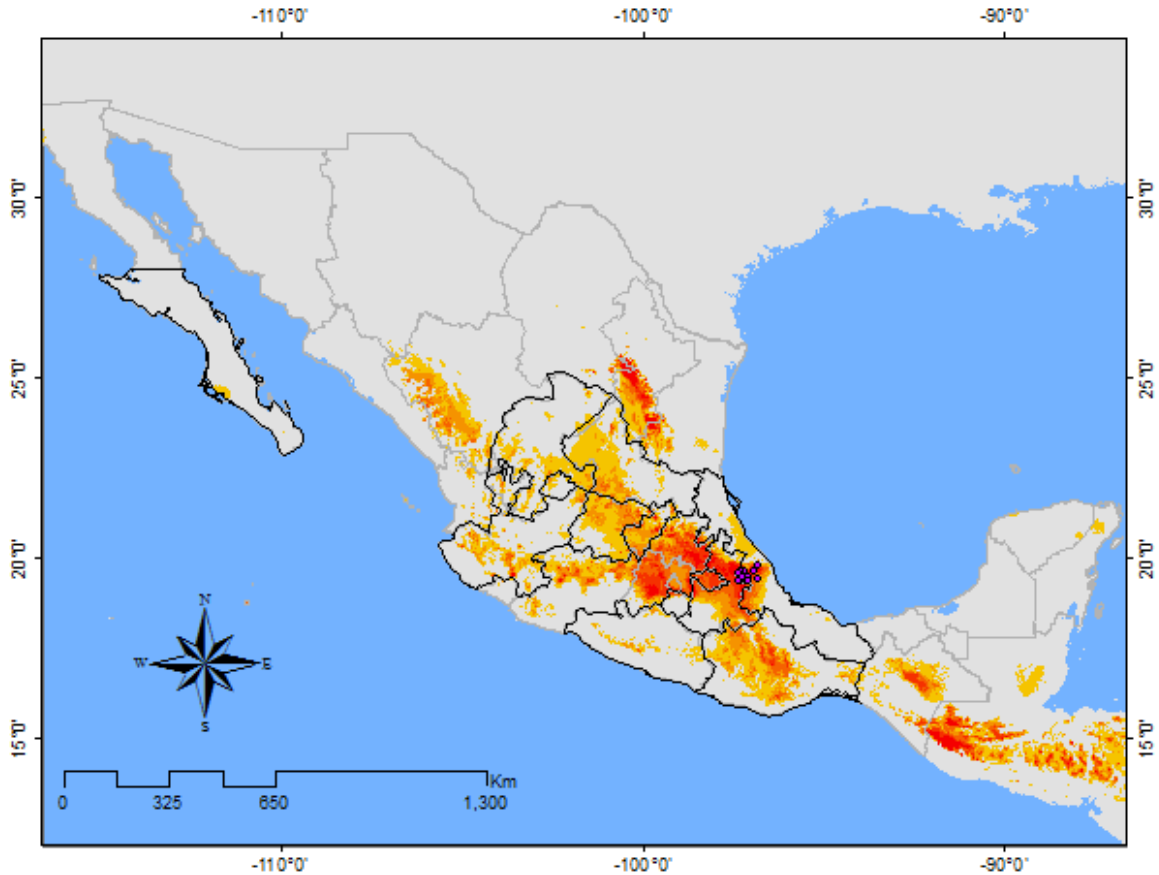


FIGURA 17. Mapa de modelación que representa la distribución geográfica de clamidiasis así como también aquellas zonas donde se ha reportado la enfermedad.

8.11.4 DISTRIBUCIÓN DE LA CLAMIDIASIS CAPRINA POR ANÁLISIS GEO ESTADÍSTICO DE KRIGING ORDINARIO.

El mapa estadístico de interpolación con Kriging ordinario (KO) (Figura 18) estima los valores de la clamidiasis caprina en aquellos lugares que no fueron muestreados, en el mapa se muestra que los municipios de color rosa tienen una menor probabilidad de adquirir la enfermedad, mientras que para aquellos municipios de color rojo, se muestran el patrón de la distribución de la enfermedad que oscila entre una seroprevalencia de 1.5 y 20.41%.

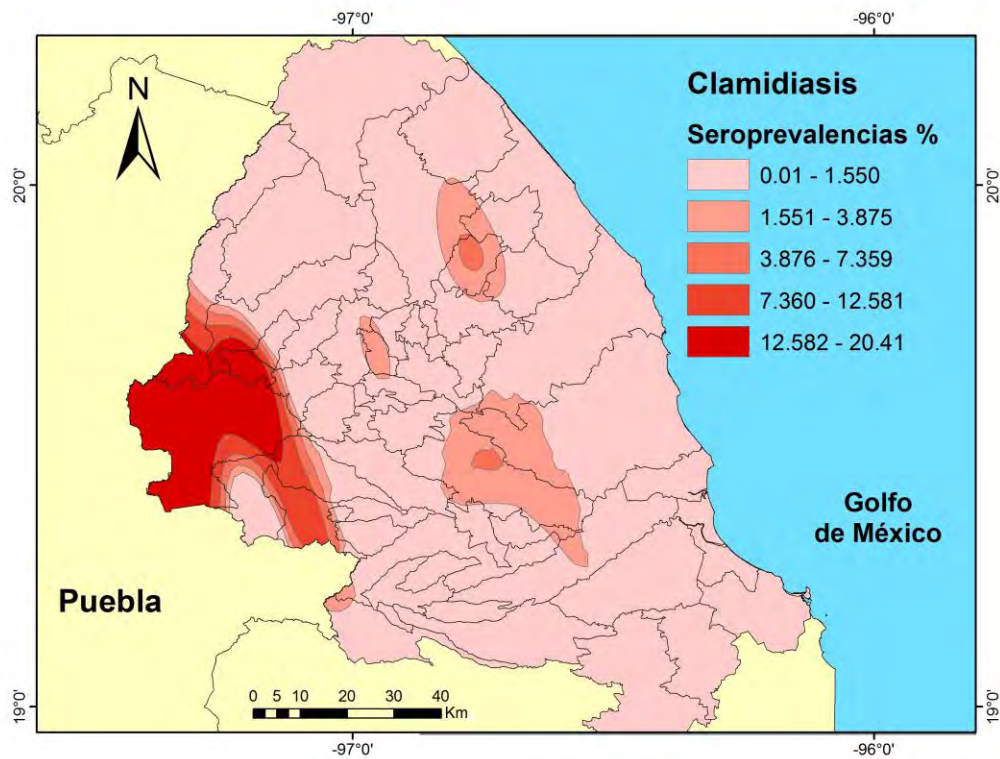


FIGURA 18. Mapa isoplético del comportamiento de la clamidiosis en la zona centro del estado de Veracruz.

9. DISCUSIÓN

Los resultados obtenidos indican que la seroprevalencia general es baja; sin embargo, en el estado de Michoacán, mediante la prueba de ELISA se encontró un 20.1% de reactivos (Lazcano *et al.*, 2014). Por otra parte, en un estudio realizado en la región del Tibet en China donde es una región que cuenta con una altitud media y clima que en algunos meses es muy similar a los de la zona del estado de Veracruz (Huang *et al.*, 2012) se obtuvo una prevalencia general del 20.9%.

Aparentemente el municipio de Perote y Villa Aldama representan ser un factor de riesgo, debido a las condiciones climáticas que prevalecen en la zona durante las diferentes épocas del año, en un estudio realizado en ovinos donde se utilizó también la prueba de ELISA en animales del Estado de México y los animales salieron positivos a clamidiasis en los municipios de Almoloya de Juárez y Xalatlaco municipios que tienen las condiciones ambientales muy similares a las de Perote y Villa Aldama en el cual hacen mención que es importante conocer la distribución de esta enfermedad en las diversas explotaciones ovinas de la entidad para evitar la diseminación y dirigir las medidas sanitarias adecuadas en función de su ubicación (Soriano *et al.*, 2011). Por otra parte un estudio realizado en el estado brasileño de Alagoas (Wilton *et al.*, 2010) se determinó que de 23 municipios analizados, 20 (86.9%) tenían animales positivos, de donde resultó que el de Sertão obtuvo una prevalencia de 34.6% (RM=3.48, IC95%: 1.79- 6.79) que fue la más alta y que es incluso, superior a la encontrada en el municipio de Perote (Cuadro 2) considerado como factor de riesgo.

En Suiza se realizó un estudio (Borel *et al.*, 2004), en donde se encontraron anticuerpos contra clamidiasis en un 18.6% (IC95%: 16-21) de los rebaños examinados y en el presente trabajo la seroprevalencia fue de 22.2% (IC95%: 14.04 – 33.08); sin embargo, en ese trabajo se menciona que los rebaños son de tipo extensivo y eso reduce la diseminación de la clamidiasis, puesto que las UP de los municipios analizados, en su mayoría el tipo de manejo en intensivo y semintensivo lo que significa

que el hacinamiento favorece la diseminación por el estrecho contacto entre animales infectados y sanos (Rodolakis y Mohamad, 2010).

Las cabras que se encuentran en estados de gestación representan un factor de riesgo ya que estas tienen 2.5 más posibilidad de infectarse. Durante la gestación las hembras se inmunodeprimen porque sus exigencias nutricionales aumentan y si la alimentación no es adecuada, la condición corporal baja por las exigencias del desarrollo del feto y eso ocasiona que las defensas disminuyan y sean más propensas a infectarse (Tizard, 2000). Esto es una consecuencia del estrés provocado por una alimentación deficiente que genera la producción de cortisol endógeno que contribuye a la inmunodepresión por ser tóxico para los linfocitos y obliga a los animales incluso a consumir alimentos contaminados con heces y otros productos que contienen a las clamidias (Griffiths, 2011). También la ausencia de estrategias que permitan segregarse a las hembras próximas al parto y las recién paridas de las que están gestantes, contribuye a que se infecten con mayor facilidad, pues durante el parto y aborto, se eliminan al medio ambiente la mayor cantidad de bacterias (Buxton, 1998; Diab y Uzal, 2007). Las clamidias se eliminan al ambiente mediante fluidos vaginales y fetos abortados, y el microorganismo es capaz de sobrevivir varias semanas en el ambiente, sobre todo si las condiciones del mismo son frías y húmedas (Talafha *et al.*, 2012; Menzies, 2011). Como ya se refirió con anterioridad, los municipios de la zona centro del estado de Veracruz tienen un clima templado húmedo regular, y las temperaturas promedio oscilan entre 12 y 25 °C, situación que debe ser considerada, ya que según lo descrito el ambiente favorece que el agente sobreviva por más tiempo en el medio, lo cual puede estar asociado con la infección de los animales.

Del total de animales que presentaron aborto, cuatro de ellos fueron seropositivos a clamidiasis; sin embargo, la cantidad de abortos es relativamente baja como para considerarlo un verdadero factor de riesgo, ya que solo fueron trece las que pasaron por este. A pesar de que *C. abortus* se elimina en grandes cantidades por las heces y por las placentas de animales enfermos (Acha y Szyfres, 2003) la cantidad de animales seropositivos es baja. Dentro del segundo muestreo de un total de ocho animales

positivos a la técnica de PCR anidado, fueron encontrados 5 de ellos con presencia de abortos. Por otra parte, Buxadé (1993) indica que en los rebaños con infección crónica, los abortos sólo suelen afectar animales de nueva adquisición y reposición, y que en los rebaños primoinfectados puede alcanzarse una tasa de abortos de 30-50%. Si se considera lo anterior como referencia, y basándose en la baja seropositividad en los municipios muestreados, se puede inferir que los animales han sido expuestos a la bacteria y han obtenido resistencia o bien, son enfermos asintomáticos.

En cuanto a la mastitis ocurre algo similar que en el aborto, donde en apariencia se pueden considerar como factor de riesgo, pero el número de animales que presentaron esos signos también son muy pocos.

No se encontraron diferencias significativas en las variables edad, lugar de procedencia y condición corporal. Sin embargo en Alagoas, Brasil se realizó un estudio (Wilton *et al.*, 2010) para determinar la prevalencia de clamidiasis en animales con edad igual o superior a los 24 meses, 21.5% fueron positivas; este dato es de importancia para compararse con el resultado obtenido en este trabajo donde la prevalencia que domina es en aquellos animales con edad mayor a 60 meses, a pesar de que la diferencia en meses es significativa, se hace referencia a que a medida que aumenta la edad de los animales, también aumentan las posibilidades de exposición y por lo tanto que resulten seropositivos. También se debe considerar que hembras a esa edad se han quedado en el rebaño porque gestan con facilidad, pero también por tener más edad cronológica, se deprimen más por las condiciones de crianza y por ende aumenta la susceptibilidad (Hafez, 2002).

Como se observa, se tiene el mayor porcentaje de animales positivos en animales que nacieron dentro del rebaño que aquellos que provienen de otros estados. Entre las cabras examinadas en la región costera de Wasteland y la Zona Mata de Pernambuco en Brasil, la frecuencia de animales seropositivos fue de 13.8% pertenecientes a otras provincias, el 10% eran de otros estados y el 14.8% fueron adquiridas en exposiciones, pero ningún animal fue encontrado positivo en el grupo de animales de la misma provincia (Pereira *et al.*, 2009); así que al comparar este estudio que se ha realizado en la zona centro del estado de Veracruz, permite inferir que quizá

sea más probable que los animales que se trajeron de otras entidades a Veracruz, se hayan infectado al llegar, ya que el tipo de explotación que, la mayoría de las UP que se manejan en la zona son de tipo semi intensivo y la infección se propaga con mayor facilidad al confinar a los animales y carecer de esquemas apropiados de limpieza y desinfección de instalaciones (Griffiths, 2011).

Fueron analizadas las variables de riesgo por regresión logística en la cual sólo resultó significativa ($P < 0.05$) la variable aborto, lo que indica que es una variable dependiente mientras que en las demás variables no hubo interacción ($P > 0.05$) lo que demuestra que son independientes.

Por tratarse de una importante zoonosis, considerada durante algún tiempo como una enfermedad exótica en el país, así como también afectar el comercio internacional, identificar aquellos patrones espaciales de riesgo es importante en el estudio de enfermedades con causas ecológicas (Thompson y Morgan. 2007), de los mapas que fueron construidos, el mapa coroplético muestra la distribución de la enfermedad entre los municipios, es importante mencionar que el intercambio o préstamo de animales entre los municipios cercanos, puede permitir la diseminación de la infección, dentro de los cuales contienen animales positivos y la cercanía entre los municipios es un factor a considerar. El mapa coroplético puntual sugiere que existe la posibilidad de que las áreas focales se incrementen en un futuro, puesto que al hacer un análisis de proximidad de búfer, representadas por dos círculos, los cuales rodean a los puntos en un radio aproximado de 2.5 para representar la zona focal y 5 kilómetros de distancia para la zona perifocal, las cabras caminan entre 9 y 12km diarios no en forma lineal sino en zigzag y esto incrementa las posibilidades de diseminar la enfermedad entre las UP cercanas. Los mapas de predicción nos permite estimar los errores de los valores imputables y así poder inferir aquellos puntos que no fueron estudiados (Pfeiffer *et al.*, 2008). Conocer las condiciones climáticas junto con los puntos de ocurrencia de la enfermedad del agente, favorecen para la prevención, control y erradicación de la clamidiasis.

10. CONCLUSIÓN

En 556 cabras y 81 unidades de producción de 14 municipios de la zona centro del estado de Veracruz, se encontró una seroprevalencia general de clamidiasis caprina de 5.9%, de 57.1% por municipio y de 22.2% por rebaño.

Se identificaron como factores de riesgo para la clamidiasis caprina a los animales con presencia de aborto.

Se logró identificar mediante PCRa a *Chlamydia abortus*, como el agente causal de la clamidiasis caprina mostrando así su presencia dentro de la entidad.

La clamidiasis caprina es una enfermedad que mostró una media distribución geoespacial, es importante su monitoreo, así como crear planes para su control y futura erradicación, por tratarse de una importante zoonosis,

LITERATURA CITADA

1. Acha P.N., Szyfres B. 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales: Clamidirosis y Riketsiosis. Organización panamericana de la salud. Tercera edición. Biblioteca Sede OPS. 3ra edición Vol 3. p 8-10.
2. Aguilar, A. 2013. "SEROPREVALENCIA Y FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS A LA CLAMIDIOSIS CAPRINA EN LOS MUNICIPIOS DE COATEPEC, CHICONQUIACO, YECUATLA, COACOATZINTLA, TLACOLULAN, XICO Y LAS VIGAS VERACRUZ". Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana. Veracruz, México.
3. Al Qudah K.M., Sharif. L.A., Raouf R.Y., Hailat N.Q., Al-Domy., F.M. 2012. Seroprevalence of antibodies to Chlamydia abortus shown in Awassi sheep and local goats in Jordan. Vet. Med –Czech. 49(12): 460–466.
4. Aitken, I. D., Clarkson, M. J. and Linklater, K. (1990). Enzootic abortion of ewes. Veterinary Record, 126, 136-138.
5. Azamar, M. 2013. "SEROPREVALENCIA Y FACTORES DE RIESGO ASOCIADOS DE LA CLAMIDIOSIS CAPRINA EN SIETE MUNICIPIOS DE LA ZONA CENTRO DEL ESTADO DE VERACRUZ". Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana. Veracruz, México.
6. Borel N., Doherr M. G., Vretou E., Psarrou E., Thoma R., Pospischil A., 2004. Seroprevalences for ovine enzootic abortion in Switzerland. Preventive Veterinary Medicine, 65: 205-216.
7. Buxadé C. 1993. Zootecnia bases de producción animal. Mundi-prensa. Tomo IV. p 251-252

8. Buxton D., Rae A.G., Maley S.W., Thomson K.M., Livingstone M., Jones G.E., Herring A.J. 1996. Pathogenesis of *Chlamydia psittaci* infection in sheep: detection of the organism in a serial study of the lymph node. J Comp Pathol. 114(3): 221-230.
9. Buxton D. 1998. Aborto infeccioso en ovejas y cabras por toxoplasma y otros agentes infecciosos. Veterinary. p 289-310.
10. Bryan, C.P. 1930. The Papyrus Ebers: Translated from the German Version. Bles, London.
11. Callejas S.A. 2013. ESTUDIO EPIDEMIOLÓGICO DE LA PARATUBERCULOSIS CAPRINA EN LA ZONA CENTRO DEL ESTADO DE VERACRUZ. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana. Veracruz, México. Pp. 3.
12. Cannon, R.M., Roe, R.T. 1982. Livestock disease surveys: a field manual for veterinarians. Bureau of Animal Health. Canberra, Australia.
13. Chang, K.T., 2006. Introduction to Geographic Information Systems. McGraw-Hill Higher. Boston. Pp 243-263.
14. Chen Q., Gong X., Zheng F., Cao X., Li Z., Zhou J. 2014 Seroprevalence of *Chlamydophila abortus* infection in yaks (*Bos grunniens*) in Qinghai, China. Trop Anim Health Prod. 46:503–507
15. Chisu V., Porcu R., Tanda A., Masala G. 2013. First isolation and characterization of *Chlamydophila abortus* from abortion tissues of sheep in Sardinia, Italy. Veterinaria Italiana. 49 (4):331-334.
16. Cringoli G., Rinaldi L., Veneziano V., Musella V. 2005. Disease mapping and risk assessment in veterinary parasitology: some case studies. Parassitologia. 47: 9-25.

17. Cruz L., A. 2010. Mortalidad de cabritos. Curso bases de la cría caprina. Coatepec, Veracruz. 20 pp.
18. Diab S. S., Uzal F. A. 2007. Diagnostico de las causas más comunes de aborto infeccioso en ovinos y caprinos. University of California Davis.
19. Díaz E., Tórtora J.L., Palomares E.G., Gutierrez J.L. 2015. Enfermedades de las cabras. CENID Microbiología. México. Pp. 277-284.
20. Domman, D., Collingro, A., Lagkouvardos, I., Gehre, L., Weinmaier, T., Rattei, T., Subtil, A., Horn, M. 2014. Massive Expansion of Ubiquitination-Related Gene Families within the Chlamydiae. *Mol. Biol. Evol.* 31(11):2890–2904
21. Elliot P., Wakefield J.C., Best N., Briggs D. 2001. *Spatial Epidemiology. Methods and Applications.* Oxford Univ. Press.
22. Elith J., Philips S.J., Hastie T., Dudik M., Chee Y. E., Yates C.J. 2011. A statistical explanation of MaxEnt for ecologists. (*Diversity Distrib.*). 17: 43–57
23. Entrican G., Wheelhouse N., Wattegedera S.R., Longbottom D. 2012. New challenges for vaccination to prevent chlamydial abortion in sheep. *Comp Immunol, Microbiol Infect Dis.* 35(3): 271-276.
24. Everett, K.D., Bush, R.M., Andersen, A.A. 1999. Emended description of the order Chlamydiales, proposal of Parachlamydiaceae fam. nov. and Simkaniaceae fam.nov., each containing one monotypic genus, revised taxonomy of the family Chlamydiaceae, including a new genus and five new species, and standards for the identification of organisms. In: *Int. J. Syst. Bacteriol.* 49(2): 415–440.
25. FAO. Mejorando la nutrición a través de huertos y granjas familiares. [Internet]. 2000. Available from: <http://www.fao.org/docrep/v5290s/v5290s24.htm>

26. Fallas, J. 2003. Conceptos básicos de cartografía, Laboratorio de Teledetección y Sistemas de Información Geográfica, Universidad Nacional de Heredia, Costa Rica. Pp. 17.
27. Greig, J. R. (1936). Enzootic abortion in ewes: a preliminary note. *Veterinary Record*, 48, 1225-1227.
28. Gibson F., Freitas J.C., Ekehardt E. 2006. *Chlamydia abortus* em animais de produção. *Ciência Rural*, Santa Maria. 36(1): 342-348.
29. Griffiths P. C. 2011. Las infecciones por clamidia en animales. *Veterinary Laboratorties Agency (Weybridge)*.
30. Hafez, E. S. E., 2002. *Reproduccion e Inseminacion en animales 7° Edicion*. McGraw-hill.
31. Halberstaedter, L. and von Prowazek, S. (1907a). Über Zelleinschlüsse parasitärer Natur beim Trachom. *Arbeiten aus dem Kaiserlichen Gesundheitsamte*, 26, 44-47.
32. Halberstaedter, L. and von Prowazek, S. (1907b). Zur Aetiologie des Trachoms. *Deutsche Medizinische Wochenschrift*, 33, 1285-1287.
33. Hirsh, D.C., Maclachlan, N.J., Walker, R.L. 2004. *Veterinary Microbiology*. Second ed., Blackwell publishing. Iowa, USA. Pp. 235-239.
34. Hogan, R.J., Mathews, S.A., Mukhopadhyay, S., Summersgill, J.T., Timms, P., 2004. Chlamydial persistence. beyond the biphasic paradigm. *Infect. Immun.* 72, 1843–1855.
35. Horn, M., Collingro, A., Schmitz-Esser, S., Beier, C.L., Purkhold, U., Fartmann, B., Brandt, P., Nyakatura, G.J., Droege, M., Frishman, D., Rattei, T., Mewes, H.W.,

- Wagner, M. 2004. Illuminating the evolutionary history of Chlamydiae. *Science* 304: 728–730.
36. Huang S. Y., S.M.Wua, M.J.Xua, D.H. Zhoua, C. Danbab, G. Gongb, X.Q. Zhua,c, 2012. First record of *Chlamydia abortus* seroprevalence in Tibetan sheep in Tibet, China. *Small Ruminant Research*, 112: 243–245
37. Jaramillo, C.J., Martínez, J.J. 2010. *Epidemiología Veterinaria. El Manual Moderno*, México D.F. Pp. 61-63
38. Jiménez E.J., Marcos E.G., Gabriel A.T., Marcela L.H., María de Jesús D.C., Roberto D.J., Fernando G.I. 2008. Detection of *Chlamydophila Abortus* in Sheep (*Ovis aries*) in Mexico. *American Journal of Animal and Veterinary Sciences*. p 91-95.
39. Jones, G.E., Anderson, I.E. 1988. *Chlamydia psittaci*: is tonsillar tissue the portal of entry in ovine enzootic abortion. *Research in veterinary science* 42(2): 260-261.
40. Karin D.E. 2000. *Chlamydia and Chlamydiales: More than meets the eye*. *Veterinary Microbiology*. 75:109-126.
41. Krieg RN, Staley TJ, Brown RD, Edlund PB, Paster JB, Ward LN, Ludwig W, Whitman BW. 2011. *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*. 2nd Ed. Vol. 4.
42. Lagkouvardos, I., Weinmaier, T., Lauro, F.M., Cavicchioli, R., Rattei, T., Horn. M. 2013. Integrating metagenomic and amplicon databases to resolve the phylogenetic and ecological diversity of the Chlamydiae. *ISME J*. 8:115–125.
43. Lazcano C., Escalante C., Ducöing A. 2014. Reconocimiento de la Clamidiosis caprina en México ¿La punta del iceberg? <http://amaltea.fmvz.unam.mx/7%20semana%20caprinocultura/simposium/Reconocim>

[iento de la clamidiosis caprina en mexico.doc](#). [Consultado el 2 de diciembre de 2014].

44. Leonard, C., Caldow, G. L. and Gunn, G. J. (1993). An estimate of the prevalence of enzootic abortion of ewes in Scotland. *Veterinary Record*, 133, 180-183.
45. Lesur, L. 2004. *Manual del ganado caprino*. Trillas. México. 80 pp.
46. Livingstone M., Wheelhouse N., Maley S.W., Longbottom D. 2009. Molecular detection of *Chlamydia abortus* in post-abortion sheep at oestrus and subsequent lambing. *Veterinary Microbiology*. 135:134–141
47. Longbottom, D., Coulter, L.J. 2003. Animal chlamydioses and zoonotic implications. *J. Comp. Pathol*. 128: 217–244
48. Longbottom D., Fairley S., Chapman S., Psarrou E., Vretou E., Livingstone M. 2002. Serological Diagnosis of Ovine Enzootic Abortion by Enzyme-Linked Immunosorbent Assay with a Recombinant Protein Fragment of the Polymorphic Outer Membrane Protein POMP90 of *Chlamydia abortus*. *J. CLIN. MICROBIOL*. 40(11): 4235-4243.
49. Longbottom D., Entrican G., Wheelhouse N., Brough H., Milne C. 2013. Evaluation of the impact and control of enzootic abortion of ewes. *The Veterinary Journal* 195: 257–259
50. Lopez Villegas E. Estudio de las características del ciclo de desarrollo de *Chlamydia trachomatis* relacionadas a la presencia del plásmido 7.5 Kb. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional; 2009. p. 72.
51. Magnino, S., Haag-Wackernagel, D., Geigenfeind, I., Helmecke, S., Dovic, A., Prukner-Radovic, E., Residbegovic, E., Ilieski, V., Laroucau, K., Donati, M.,

- Martinov, S., Kaleta, E.F. 2009. Chlamydial infections in feral pigeons in Europe: Review of data and focus on public health implications. *Vet. Microbiol.* 135: 54–67.
52. Martínez, M.G. 2013. “DESARROLLO DE UNA PRUEBA DE INMUNOENSAYO ENZIMÁTICO PARA EL DIAGNÓSTICO DE LA CLAMIDIOSIS EN CAPRINOS” Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
53. Mejía, E. 2011. Manual práctico de ArcView GIS 3.2. Biblioteca Básica de Agricultura, México. Pp. 78.
54. Menzies P.I. 2011. Control of Important Causes of Infectious Abortion in Sheep and Goats. *Vet Clin Food Anim* 27:81–93
55. Moulder, J.W., Hatch, T.P., Kuo, C.C., Schachter, J., Storz, J. 1984. Genus I. *Chlamydia* Jones, Rake and Stearns 1945, 55^{AL}, In *Bergey’s Manual of Systematic Bacteriology*. Vol. 1. Pp. 729-739 Edited by N. R Krieg & J.G Holt. Baltimore: Williams & Wilkins.
56. Navarro J.A., Garcia de la Fuente JN., Sanchez J., Martínez C.M., Buendía A.J., Gutiérrez C.B., Rodriguez E.F., Ortega N., Salinas J. 2004. Kinetics of infection and effects on the placenta of *Chlamydia abortus* in experimentally infected pregnant ewes. *Vet Pathol.* 41:498–505.
57. Nunes A y Gomes J. 2014. Evolution, phylogeny, and molecular epidemiology of *Chlamydia*. *Infection, Genetics and Evolution* 23: 49–64
58. OIE. 2014. INFECCIÓN POR *CHLAMYDOPHILA ABORTUS* (ABORTO ENZOÓTICO DE LAS OVEJAS, CLAMIDIOSIS OVINA). Código sanitario para los animales terrestres

- 59.OIE. 2004a. Manual de la OIE sobre animales terrestres, Capítulo 1.1.4. Validación y control de calidad de los métodos de la reacción en cadena de la polimerasa utilizados para el diagnóstico de enfermedades infecciosas. Pp 32 39.
- 60.OIE. 2004b. Manual de la OIE sobre animales terrestres, Capítulo 2.4.7. Aborto enzótico de las ovejas (clamidiosis ovina) Pp 683 689.
- 61.OIE. 2004c. Manual de la OIE sobre animales terrestres, Capítulo 2.7.4. Clamidiosis aviar Pp 921 933.
- 62.Organización de las Naciones Unidas. 2000. Manual de sistemas de información geográfica y cartografía digital. Departamento de Asuntos Económicos y Sociales División de Estadística. Organización de las Naciones Unidas. Nueva York. Pp. 186.
- 63.Pantchev A., Sting R., Bauerfeind R., Tyczka J., Sachse K. 2010. Detection of all *Chlamydophila* and *Chlamydia* spp. of veterinary interest using species-specific real-time PCR assays. *Comp. Immun. Microbiol. Infect. Dis.* 33: 473-484.
- 64.Papp J.R., Shewen P.E., Gartley C.I. 1993. *Chlamydia psittaci* infection and associated infertility in sheep. *Can J Vet Res.* 57:185-189
- 65.Peña, J.A. 2012. Estudio epidemiológico de leptospirosis caprina en la zona centro del estado de Veracruz. Tesis de Maestría. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Veracruzana. Veracruz, México. Pp. 19.
- 66.Pereira M., Peixoto R., Piatti R. M., De Medeiros S., Oliveira I., Santos S., Apareci R., 2009. Ocorrência e fatores de risco para *Chlamydophilaabortus* em ovinos e caprinos no estado de Pernambuco. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, vol. 29: p. 33-40.
- 67.Pfeiffer, D.U., Hugh-Jones M. 2002. Geographical information systems as a tool in epidemiological assessment and wildlife disease management. *Revue scientifique et technique OIE.* 21(1): 91-102.

68. Pfeiffer, D.U., Robinson, T.P., Stevenson, M., Stevens K.B., Rogers, D.J., Clements A.C.A. 2008. Spatial analysis in epidemiology. Oxford: Oxford University Press. Pp. Xi, 73-80.
69. Phillips, S.J. & Dudi'k, M. (2008) Modeling of species distributions with Maxent: new extensions and a comprehensive evaluation. *Ecography*, 31, 161–175.
70. Pospischil A. 2006. Enzootic abortion in ewes: A review of recent developments in diagnostics. *Small Ruminant Research* 62: 113-115
71. Pospischil A., Thoma R., Hilbe M., Grest P., Gebbers J.O. 2002. Abortion in woman caused by caprine *Chlamydophila abortus* (*Chlamydia psittaci* serovar 1). *SWISS MED WKLY*. 132: 64–66
72. Roberts W, Grist NR, Giroud P. Human abortion associated with infection by ovine abortion agent. *Br Med J*. 4:37.
73. Quinn PJ, Markey BK, Carter ME, Donnelly WJC, Leonard FC, Maghire D. *Veterinary Microbiology and Microbial Diseases*. 2nd Ed. Great Britain: Blackwell, Science 2002; 196-202.
74. Quinn P.J., Markey B.K., Leonard F.C., FitzPatrick E.S., Fanning S., Hartigan P.J. 2011. *Veterinary Microbiology and Microbial Disease*. Wiley-Blackwell. United States. Pp. 384-391.
75. Read, T.D., Brunham, R.C., Shen, C., Gill, S.R., Heidelberg, J.F., White, O., Hickey, E.K., Peterson, J., Utterback, T., Berry, K., Bass, S., Linher, K., Weidman, J., Khouri, H., Craven, B., Bowman, C., Dodson, R., Gwinn, M., Nelson, W., DeBoy, R., Kolonay, J., McClarty, G., Salzberg, S.L., Eisen, J., Fraser, C.M. 2000. Genome sequences of *Chlamydia trachomatis* MoPn and *Chlamydia pneumoniae* AR39. *Nucleic Acids Res*. 28: 1397–1406.

76. Rodolakis A., Mohamad K.Y. 2010. Zoonotic potential of *Chlamydia*. *Veterinary Microbiology*. 140: 382–391.
77. Rodríguez V, R.I. 2005. Enfermedades de importancia económica en Producción Animal. McGraw-Hill. México. Pp. 249-272.
78. Rossi R.S., Rizzo H., Piatti R.M., Gregory L. 2012. Sinais clínicos e ocorrência de anticorpos anti-*Chlamydia abortus* em ovinos de São Paulo e Minas Gerais. *Ciência Rural*, Santa Maria. 42(11): 2018-2024.
79. Sachse K, Frey J. PCR detection of microbial pathogens. *Methods in Molecular Biology*, vol. 216. Totowa, NJ: Humana Press; 2002.
80. Sachse K., Vretou E., Livingstone M., Borel N., Pospischil A., Longbottom D. 2009. Recent developments in the laboratory diagnosis of chlamydial infections. *Veterinary Microbiology*. 135: 2–21.
81. Sánchez L. 2014. PRESENCIA DE *Chlamydia abortus* EN CABRAS DE MÉXICO. Tesis de Maestría. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México. Ciudad de México. Pp. 7-9
82. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación, SAGARPA. 2007. Acuerdo mediante el cual se enlista las enfermedades y plagas de los animales, exóticas y endémicas de notificación obligatoria en los Estados Unidos Mexicanos. *Diario Oficial de la Federación* miércoles 4 de mayo 2016. México. Pp. 12.
83. SAGARPA, 2016. Informe sobre la situación de los recursos genéticos pecuarios en México.
[http://www.sagarpa.gob.mx/ganaderia/Publicaciones/Lists/Informe%20sobre%20la%](http://www.sagarpa.gob.mx/ganaderia/Publicaciones/Lists/Informe%20sobre%20la%20situacion%20de%20los%20recursos%20geneticos%20pecuarios%20en%20Mexico)

[20situacion%20de%20los%20Recursos%20Genticos/Attachments/1/infofao.pdf](http://www.siap.gob.mx/ganaderia-produccion-anual/20situacion%20de%20los%20Recursos%20Genticos/Attachments/1/infofao.pdf).

[Consultado el 16 de Mayo de 2016].

84. SIAP. Producción anual, Resumen Nacional y Cierre de la producción pecuaria por estado [Internet]. 2012. Available from: www.siap.gob.mx/ganaderia-produccion-anual
85. Solaiman S. G, 2010. Goat science and production. Blackwell publishing, Iowa, USA. Pp. 77-87
86. Soriano V.E., Jiménez E.J., Salgado M.C., López H.M., Guerra I.F. 2011. Identificación de *Chlamydia abortus* en un aborto ovino en Almoloya Juárez, México. REDVET. Vol. 12 No 11 p. 1 – 6.
87. Stamm W.E. 2006. Diseases due to Chlamydia. ACP Medicine. Hamilton, Ontario, Canada. Pp. 1-10.
88. Stamp JT., McEwen AD., Watt JAA., Nisbet UD. 1950. Enzootic abortion in ewes. I. Transmission of the disease. *Vet. Rec.* 62: 251-254.
89. Stuenkel S, Longbottom D. Treatment and control of chlamydial and rickettsial infections in sheep and goats. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* [Internet]. Elsevier Ltd; 2011 Mar [cited 2014 Feb 6];27(1):213–33. Available from: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21215905>
90. Talafha A.Q., Mohammed M.A., Mustafa M.A., Ahmad M.A. 2012. Prevalence and risk factors associated with *Chlamydia abortus* infection in dairy herds in Jordan. *Tropical Animal Health and Production.* 44:1841 – 1846.
91. Tamay L., Ibarr C., Velasquillo C. 2013. Fundamentos de la reacción en cadena de la polimerasa (PCR) y de la PCR en tiempo real. *Medigraphic.* 2(2): 70-80

92. The Center for Food Security and Public Health (CFSPH). 2009. Clamidiosis Zoonótica. Institute for international cooperation in animal biologics. Iowa State University. Pp. 1-7
93. Thomson N.R., Yeats C., Bell K., Holden M.T., Bentley S.D., Livingstone M., Cerdeño A.M., Harris B., Doggett J., Ormond D., Mungall K., Clarke K., Feltwell T., Hance Z., Sanders M., Quail M.A., Price C., Barrell B.G., Parkhill J., Longbottom D. 2005. The *Chlamydomonas abortus* genome sequence reveals an array of variable proteins that contribute to interspecies variation. *Genome Research*. 15:629–640.
94. Thrusfield, M. 2005. *Veterinary Epidemiology*. 3a. edition. Blackwell Science. Oxford, England. Pp. 90, 600.
95. Thrusfield, M., Ortega, C., Blas, I., Noordhuizen, J.P., Frankena, K. 2001. WinEpiScope 2.0: Improved epidemiological software for veterinary medicine. *Veterinary Record*. 148:567-572.
96. Tizard I. 2000. *Veterinary Immunology. An Introduction*. 6^a edition. WB Saunders Company. Philadelphia, USA.
97. Wilton J. P., Aparecido R., Piatti M., Da Fonseca A. A., Melo A., De Abreu S. R., Aires G., Barreto R. M., 2010. Seroprevalence of antibodies to *Chlamydomonas abortus* in ovine in the State of Alagoas, Brazil. *Brazilian Journal of Microbiology*, Vol. 41: 358-364 pp.
98. Wood, R. (1992). Enzootic abortion costs home industry £20m pa. *Farmers Weekly*, 117, 60.
99. Wyrick, P.B., 2010. *Chlamydia trachomatis* persistence in vitro: an overview. *J. Infect. Dis.* 201 (Suppl 2), S88–S95.

100. Zavaleta, J. 2010. Kriging: Un Método de Interpolación sobre Datos Dispersos. Laboratorio de Cómputo Científico, F. C. Universidad Nacional Autónoma de México. México. Pp. 2.

ANEXOS

ANEXO A

Cuestionario general

Número de control _____

Encuestador: _____ Fecha: (____/____/____)

Nombre del Rancho _____

Nombre del propietario _____

Domicilio _____

Municipio _____ Localidad: _____

Tipo de explotación: Estabulado Semi-estabulado Pastoreo.

Número total de caprinos: _____

Etapa	Raza	Cantidad
Crías lactantes		
Destetados		
Hembras en producción		
Engorda		
Sementales		
Gestantes		

Método de identificación: Arete de campaña Arete SINIIGA Tatuaje Otro arete

Otro método: _____

Unidades de producción vecinas: SI ¿Cuántas? ____ NO

Especie	Fin Zootécnico	Distancia

Otras especies: Domesticas:

X	Especie	No.	X	Especie	No.
	Ovinos			Aves de corral	
	Bovinos			Perros y/o Gatos	
	Porcinos			Equinos	
	Otros, Especifique:				

Fauna Silvestre:

Zopilotes () Tlacuaches () Venados () Armadillos () Murciélagos

Alimentación: Suplementación Libre pastoreo Ensilado Henificado Concentrado

Vitaminas Sales minerales Otro _____

Tipo de comedero: _____

Animales/Comedero: _____ ¿Limpia los comederos? SI NO

¿Cómo los limpia?: _____

Frecuencia de la limpieza: _____

Sanidad y Manejo: Recibe algún tipo de atención veterinaria: Si NO, en caso afirmativo, ¿Con que frecuencia?: _____

Motivo de la consulta: _____

¿Vacuna a sus animales?: Si NO

Enfermedad	Periodicidad

¿Desparasita a sus animales?: Si NO

Producto	Periodicidad

Lotifica los animales: SI NO

En caso afirmativo, ¿con qué criterio? Etapa productiva Edad Peso Raza

Otro: _____

Densidad (m² /animal/corral): _____

¿Dónde almacena los alimentos? _____

Limpieza de instalaciones:

¿Limpia sus instalaciones (corrales, sala de ordeña, bodega, etc.)?: S NO

¿Cómo limpia sus instalaciones? _____

¿Con qué frecuencia? _____

Eliminación de excretas: Abono/Potrero Composta Las Vende

Otros _____

Eliminación de Cadáveres: Incineración Se entierra Encalado

Descomposición/aire libre Otro (s) _____

Reemplazos: Porcentaje de reemplazos por año: _____ %

Procedencia de reemplazos: Nacidos en el rancho: No. _____ Importados: No. _____

Estado (s): _____ Municipio (s): _____ País: _____

Moviliza sus animales: Si NO

En caso afirmativo, lugar: _____

Frecuencia: _____ Número de animales que moviliza _____

Motivos por los cuales moviliza sus animales: Engorda Venta Cambio de potreros
 Cambio de instalaciones Ferias y/o exposiciones Otros: _____

Manejo reproductivo: Empadre Controlado Inseminación artificial Ambos
¿Presta su semental(es)? Si NO

En caso afirmativo, ¿a quién se los presta? (Rancho o Lugar): _____

¿Le prestan semental(es)? Si NO

En caso afirmativo, ¿quién se los presta? (Rancho o Lugar): _____

Abortos: ¿ha tenido casos de abortos en el rancho?: Si NO

En caso afirmativo, última vez que se presentaron casos: _____

No. de animales afectados _____

Manejo al nacimiento:

Toma calostro: Si No Uso de madres sustitutas: Si NO Otros: _____

Última temporada de partos:

Fecha: _____ Número de nacimientos: _____ Hembras: _____ Machos: _____

Muertes dentro de los primeros 60 días: _____ Hembras: _____ Machos: _____ Total
de corderos destetados: _____

Comentarios:

ANEXO B
Cuestionario individual

Número de control: _____

Encuestador: _____ Fecha: (____/____/____)

Nombre del Rancho: _____

Nombre del propietario: _____

Domicilio: _____

Municipio: _____ Localidad: _____

No. Identificación: _____ Raza: _____ Sexo: _____

Edad (meses): ____ Condición corporal (1-5): ____ Estado Productivo: ____

Procedencia: Estado: _____ Municipio: _____

País: _____ ¿Tomó calostro?: Si NO

Signos clínicos en animales adultos:

- Fiebre Dificultad para respirar
- Ruidos a la auscultación
- Pérdida de apetito
- Palidez de las mucosas
- Mucosas de color amarillo
- Aborto Infertilidad
- Pérdida de la Condición Corporal
- Retención placentaria
- Baja en la producción de leche
- Diarrea: aguda ó crónica

Crías:

- Incapacidad para mamar Debilidad
- Postración
- Parálisis: Miembros afectados M.A. M.P. Flacidez muscular Fiebre,
- Movimientos de pedaleo Tos
- Secreción nasal
- Ruidos pulmonares a la auscultación
- Diarrea: aguda ó crónica.