



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA  
DE MEXICO**

---

---

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTILÁN**

**DIAGNÓSTICO DE LAS PRINCIPALES ENFERMEDADES  
BACTERIANAS QUE AFECTAN AL GANADO OVINO ADULTO  
Y PLANTEAMIENTO DE ESTRATEGIAS DE CONTROL  
EN CINCO UNIDADES DE PRODUCCIÓN OVINA DEL  
ESTADO DE MÉXICO.**

**T E S I S**

**QUE PARA OBTENER EL TITULO DE:  
MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA**

**PRESENTAN  
CARMEN CORAL DOMÍNGUEZ MEDINA  
RAQUEL TORRES VÉLEZ**

**ASESOR: DR. JOSÉ FRANCISCO MORALES ÁLVAREZ  
COASESOR: M. en C. J. ALFREDO CUELLAR ORDAZ**

**CUAUTILÁN IZCALLI, ESTADO DE MÉXICO. 2012**



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.



**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN  
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR  
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLÁN

**ASUNTO: VOTO APROBATORIO**

**DRA. SUEMI RODRÍGUEZ ROMO  
DIRECTORA DE LA FES CUAUTITLÁN  
PRESENTE**

**ATN: L.A. ARACELI HERRERA HERNÁNDEZ  
Jefa del Departamento de Exámenes  
Profesionales de la FES Cautitlán**



Con base en el Art. 28 del Reglamento de Exámenes Profesionales nos permitimos comunicar a usted que revisamos **LA TESIS:**

Diagnóstico de las Principales Enfermedades Bacterianas que afectan al Ganado Ovino Adulto y Planteamiento de Estrategias de control en Cinco Unidades de Producción Ovina del Estado de México.

Que presenta la pasante: **Carmen Coral Domínguez Medina**  
Con número de cuenta: **40701296-9** para obtener el Título de: **Médica Veterinaria Zootecnista**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

**ATENTAMENTE**  
**“POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU”**  
Cuautitlán Izcalli, Méx. a 29 de Febrero de 2012.

**PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO**

	<b>NOMBRE</b>	<b>FIRMA</b>
<b>PRESIDENTE</b>	MVZ. José Margarito Rojo López	
<b>VOCAL</b>	Dr. Jorge Luis Tórtora Pérez	
<b>SECRETARIO</b>	Dr. José Francisco Morales Álvarez	
<b>1er SUPLENTE</b>	MVZ. Patricia Gómez de la Cruz	
<b>2do SUPLENTE</b>	MVZ. Yasmín Luis Ceballos	





**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTILÁN  
UNIDAD DE ADMINISTRACIÓN ESCOLAR  
DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES**

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTILÁN

**ASUNTO: VOTO APROBATORIO**

**DRA. SUEMI RODRÍGUEZ ROMO  
DIRECTORA DE LA FES CUAUTILÁN  
PRESENTE**

**ATN: L.A. ARACELI HERRERA HERNÁNDEZ  
Jefa del Departamento de Exámenes  
Profesionales de la FES Cuautilán**

DEPARTAMENTO DE EXÁMENES PROFESIONALES

Con base en el Art. 28 del Reglamento de Exámenes Profesionales nos permitimos comunicar a usted que revisamos **LA TESIS:**

Diagnóstico de las Principales Enfermedades Bacterianas que afectan al Ganado Ovino Adulto y Planteamiento de Estrategias de control en Cinco Unidades de Producción Ovina del Estado de México.

Que presenta la pasante: **Raquel Torres Vélez**

Con número de cuenta: **40700381-5** para obtener el Título de: **Médica Veterinaria Zootecnista**

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutido en el **EXAMEN PROFESIONAL** correspondiente, otorgamos nuestro **VOTO APROBATORIO**.

**ATENTAMENTE**

**“POR MI RAZA HABLARA EL ESPÍRITU”**

Cuautilán Izcalli, Méx. a 29 de Febrero de 2012.

**PROFESORES QUE INTEGRAN EL JURADO**

	<b>NOMBRE</b>	<b>FIRMA</b>
<b>PRESIDENTE</b>	MVZ. José Margarito Rojo López	
<b>VOCAL</b>	Dr. Jorge Luis Tórtora Pérez	
<b>SECRETARIO</b>	Dr. José Francisco Morales Álvarez	
<b>1er SUPLENTE</b>	MVZ. Patricia Gómez de la Cruz	
<b>2do SUPLENTE</b>	MVZ. Yasmín Luis Ceballos	

NOTA: los sinodales suplentes están obligados a presentarse el día y hora del Examen Profesional (art. 120).

HHA/pm

## AGRADECIMIENTOS

Gracias...

### *A mi familia:*

Especialmente a mi papá, por estar siempre a mi lado, por apoyarme y enseñarme que nunca hay que darse por vencidos, gracias por confiar en mí y ser el mejor de los amigos. A mi mamá, por apoyarme y brindarme su cariño, te quiero mucho. A mi hermano Sergio, por estar siempre a mi lado, a pesar de los enojos y malos ratos sé que siempre podré contar contigo.

A mis abuelos, tíos, y primos, gracias por estar conmigo.

### *A mis amigos:*

A mi amiga y compañera de tesis Raquel, ñoña por fin lo logramos!, gracias por todo pero en especial por tu amistad.

A mis amigos de la universidad: Araceli, Alberto, Vera, Laura, Vero, César, Nancy, Anabel, Arturo, Tania, Diego y Marvin. Gracias por todos los momentos que pasamos juntos. A Daniela, Iván y Tovar, gracias, porque nunca hubiéramos terminado de muestrear tantos borregos sin su ayuda.

A Ariana, Lala, Filos, Eder, Oso, Poncho, Gabo, y Pilas, los primeros semestres nunca hubieran sido tan divertidos sin ustedes.  
Gracias a todos por su amistad.....

A mi amiga Ara, por ser mi mejor amiga y porque hemos vivido muchos momentos rasmuseros juntas, te quiero amiga!

A Alex, porque sé que siempre estarás ahí cuando lo necesite, por escucharme y ser mi amiga, gracias loca!

To Jim, you will always have a special place in my heart. Thanks for those nice, funny and incredible moments, but overall thank you for your friendship.

### *AL UNQFAP:*

Por las facilidades y conocimientos adquiridos durante la elaboración de esta tesis. Al Dr. Francisco Morales, por brindarnos su apoyo y confianza, gracias por su amistad y por compartir con nosotras el gusto por la Patología. A Lupita, gracias por tu ayuda y por todo lo que nos enseñaste.

A Alma, por estar siempre a nuestro lado y apoyarnos, gracias no solo por ofrecernos tu ayuda sino también tu amistad.

Al Dr. Marco, Lucy, y Dr. Dionisio, gracias por el tiempo que dedicaron para ayudarnos.  
A Mary, porque no hubiera sido lo mismo sin tu desagradable compañía, gracias por ser mi amiga!

A Samy, Susy, Ricky, Eric, Ángel, Eve y Selene, gracias por el tiempo juntos y por esos momentos divertidos en INIFAP.

### *A la FESC:*

Por ser el lugar donde pase los mejores años de mi vida.

Gracias a todos y cada uno de los profesores de la FES Cuautitlán.

Al Prof. Alfredo Cuéllar, porque además de ser un excelente profesor es una excelente persona. Gracias por aceptar formar parte de este proyecto.

A Héctor, gracias por llevarnos a los ranchos y ayudarnos a muestrear borregos.

Gracias a todas las personas que formaron parte en esta etapa de mi vida pero en especial

a los *Animales*:

Gracias, porque sin ustedes no hubiera sido capaz de aprender todo lo que se necesita para ser una buena Médico Veterinario.

*Coral*

## AGRADECIMIENTOS

### *A Mi Familia:*

Mis Padres; Por Cimentar Los Valores Que Han Hecho Y Hacen Que Trate De Ser Una Mejor Persona, Por Enseñarme El Valor Y La Confianza Que Se Debe Tener Para Alcanzar Las Metas. Por Su Apoyo. Gracias.

Mis Hermanos: Karina, Por La Perseverancia Y Fortaleza Que Una Persona Puede Llegar A Tener; Anayeli, Por Su Dedicación A La Educación Especial; Oscar, Por Siempre Tener Algo Gracioso Que Decir; Lucero, Por Escuchar, Preguntar Y Ayudarme; Ángel, Por Estar Conmigo Y Aguantar Mis Enojos. A Lalito Por Regalarme Siempre Un Momento Sonriente.

### *A Mis Amigos:*

Alberto, Araceli, Laura-Carnalita, Vera, Nancy, Coral, Vero, Cesar, Anabel Y Arturo; Que Estuvieron Conmigo Compartiendo Sonrisas Y Locuras E Hicieron Que La Universidad Fuera Mucho Mejor. A Ñoñiela, Tovar, Ivan Y Miguel; Por Su Amistad Y Por Acompañarnos, Aunque Terminaran Cansados Y Mugrosos Después De Ir A Visitar Borregos.

### *Al Inifap:*

Al Laboratorio De Diagnóstico; Al Dr. Morales, Por Su Apoyo Como Persona Y Profesor, Por Ver Más Allá Que El Día De Hoy. Lupita Por El Ejemplo De: - Si Se Puede!-; A Alma Y Sus Leptospiras; A Marisol Por Su Amistad Y Confianza, A Samy, Susy, Ricardo Y Selene Por Su Compañía. Al Dr. Marco, Lucy y Dr. Dionisio Por Su Ayuda.

Al Profesor Alfredo Cuellar Y Su Equipo De Trabajo; Porque Sin Sus Borregos, Hubiera Sido Muy Difícil Encontrar Los Necesarios Para Esta Tesis.

### *A Alan:*

Por Estar Conmigo, Ofrecerme Su Apoyo, Amor Y Confianza...Te Amo.

### *A Los Animales:*

Por Permitirme Aprender De Ellos, Y No Necesitar Hablar, Ni "Razonar" Para Demostrar Su Valor. Y Que Gracias A Ellos Existe La Medicina Veterinaria.

*Raquel.*

## ÍNDICE GENERAL

	<b>Página</b>
Resumen	
1. Introducción	1
1.1. Características generales de los ovinos.	1
1.2. Producción Ovina.	2
1.2.1. Producción Ovina a nivel mundial.	2
1.2.2. Producción Ovina a nivel nacional.	3
1.3. Principales enfermedades bacterianas en los ovinos.	6
1.3.1. Enfermedades bacterianas en ovinos adultos a nivel mundial.	6
1.3.2. Principales enfermedades bacterianas en ovinos adultos a nivel nacional.	7
1.4. Medicina preventiva.	14
1.5. Situación de control en México.	16
1.6. Papel del MVZ en la Ovinocultura.	16
2. Justificación.	18
3. Objetivos.	19
3.1. Objetivo general.	19
3.2. Objetivos particulares.	19
4. Hipótesis.	19
5. Materiales y métodos.	20
5.1. Visita a las Unidades de Producción Ovina (UPO).	20
5.1.2. Aplicación de encuestas.	20
5.2. Obtención de sueros.	21
5.3. Brucelosis.	22
5.4. Leptospirosis.	23
5.5. Linfadenitis Caseosa.	25
5.6. Paratuberculosis.	26
5.7. Queratoconjuntivitis Infecciosa.	29
5.8. Análisis estadístico.	32
6. Resultados.	33
7. Discusión.	44
8. Conclusiones.	50
9. Recomendaciones.	51
9.1. Recomendaciones Generales.	51
9.2. Recomendaciones Particulares.	51
10. Bibliografía.	55
11. Anexos.	65



## ÍNDICE DE FIGURAS

		<b>Página</b>
FIGURA 1	Gráfica de porcentaje (%) de la Población Mundial Ovina.	2
FIGURA 2	Estados de la Republica Mexicana con mayor población ovina.	4
FIGURA 3	Epididimitis por <i>B. ovis</i> .	8
FIGURA 4	Borrega con Linfadenitis caseosa cutánea.	10
FIGURA 5	Borrega con bajo peso.	11
FIGURA 6	Riñón friable de ovino.	12
FIGURA 7	Borrego con queratoconjuntivitis infecciosa.	13
FIGURA 8	Parálisis completa de las extremidades.	14
FIGURA 9	Punción de la vena yugular.	21
FIGURA 10	Sueros en tubos eppendorf.	21
FIGURA 11	Prueba de tarjeta al 3% para el diagnostico de brucelas lisas.	22
FIGURA 12	Prueba de IDR.	23
FIGURA 13	Prueba de IDD.	22
FIGURA 14	Cepario de Leptospira.	24
FIGURA 15 y 16	Sueros problema diluidos con PBS.	24
FIGURA 17	Diseño de la prueba de MAT.	25
FIGURA 18	Microplaca de ELISA.	26
FIGURA 19	Microplaca de ELISA y Espectrofotómetro de 8 canales.	27
FIGURA 20 y 21	Frotis de heces teñidos con Zhiel-Neelsen.	28
FIGURA 22	Caja para cultivo celular.	30
FIGURA 23	Gráfica de % de Prevalencia Total.	33
FIGURA 24	Porcentaje de prevalencia total de brucelosis de las 5 UPO.	35
FIGURA 25	Porcentaje de prevalencia total de leptospirosis de las 5 UPO (animales con resultados positivos en diluciones 1:100 y 1:200).	38
FIGURA 26	Porcentaje de prevalencia total de linfadenitis caseosa en las 5 UPO.	40
FIGURA 27	Cantidad de animales positivos a ELISA, PCR-Anidada y Tinción Zhiel Neelsen a paratuberculosis.	42

## ÍNDICE DE CUADROS

		Página
CUADRO 1	Clasificación de las Unidades de Producción Ovina (UPO) y su localización.	20
CUADRO 2	Iniciadores usados en PCR y su Secuencia de Bases.	28
CUADRO 3	Resultados Generales de Brucelosis de las cinco UPO.	34
CUADRO 4	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de las cinco UPO.	34
CUADRO 5	Resultados de Brucelosis a la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 1: La Quinta Mejor.	35
CUADRO 6	Resultados Generales de la prueba Microaglutinación en placa de las cinco unidades de producción ovina (UPO).	36
CUADRO 7	Prevalencia General a cada serovariedad de <i>L. interrogans</i> de las cinco UPO (1:100).	36
CUADRO 8	Resultados Generales de la prueba Microaglutinación en placa de las cinco UPO.	37
CUADRO 9	Prevalencia General de 9 serovariedades de <i>L. interrogans</i> de las cinco UPO (1:200).	37
CUADRO 10	Resultados Generales de las cinco UPO de la prueba ELISA para el diagnóstico de linfadenitis caseosa en ovinos.	39
CUADRO 11	Resultados a la prueba de ELISA en placa de la UPO 5.	40
CUADRO 12	Resultados Generales de las cinco UPO de la prueba ELISA para el diagnóstico de paratuberculosis en ovinos de las 5 UPO.	41
CUADRO 13	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 3: El Coyote.	42
CUADRO 14	Resultados y prevalencia al aislamiento de <i>Chlamydia</i> de las cinco UPO.	43
CUADRO 15	Resultados y prevalencia al aislamiento de <i>Chlamydia</i> en la UPO 1: La Quinta Mejor.	44

## CUADROS DE ANEXOS

### Página

#### Brucelosis

CUADRO 16	Resultados de Brucelosis a la Prueba de Tarjeta 3% de acuerdo al sexo de las cinco UPO.	81
CUADRO 17	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDR de sueros positivos a Tarjeta 3% de las cinco unidades de producción ovina (UPO).	81
CUADRO 18	Resultados de Brucelosis la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 2: La Moca.	82
CUADRO 19	Resultados a la Brucelosis la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 3: El Coyote.	82
CUADRO 20	Resultados de Brucelosis la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 4.	82
CUADRO 21	Resultados de Brucelosis a la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 5.	83
CUADRO 22	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 1: La Quinta Mejor.	83
CUADRO 23	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 2: La Moca.	83
CUADRO 24	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 3: El Coyote.	84
CUADRO 25	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 4.	84
CUADRO 26	Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 5.	84

#### Leptospirosis

CUADRO 27	Resultados Generales de la prueba Microaglutinación en placa de acuerdo al sexo de las cinco UPO (En diluciones 1:100).	85
CUADRO 28	Resultados de la prueba Microaglutinación en placa de la UPO 1: La Quinta Mejor.	85
CUADRO 29	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 2: La Moca.	86
CUADRO 30	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 3: El Coyote.	86
CUADRO 31	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 4.	86

CUADRO 32	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 5.	87
CUADRO 33	Prevalencia de cada serovariedad de <i>L. interrogans</i> en la UPO 1: La Quinta Mejor.	87
CUADRO 34	Prevalencia de cada serovariedad de <i>L. interrogans</i> en la UPO 2: La Moca.	88
CUADRO 35	Prevalencia de cada serovariedad de <i>L. interrogans</i> en la UPO 3: El Coyote.	88
CUADRO 36	Prevalencia de cada serovariedad de <i>L. interrogans</i> en la UPO 4.	89
CUADRO 37	Prevalencia de cada serovariedad de <i>L. interrogans</i> en la UPO 5.	89
CUADRO 38	Resultados de la prueba Microaglutinación en placa de acuerdo al sexo de las cinco UPO.	90
CUADRO 39	Resultados de la prueba Microaglutinación en placa de la UPO 1: La Quinta Mejor.	90
CUADRO 40	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 2: La Moca.	90
CUADRO 41	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 3: El Coyote.	91
CUADRO 42	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 4.	91
CUADRO 43	Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 5.	91
CUADRO 44	Prevalencia de 9 serovariedades de <i>L. interrogans</i> en la UPO 1: La Quinta Mejor.	92
CUADRO 45	Prevalencia de 9 serovariedades de <i>L. interrogans</i> en la UPO 2: La Moca.	92
CUADRO 46	Prevalencia de 9 serovariedades de <i>L. interrogans</i> en la UPO 3: El Coyote.	93
CUADRO 47	Prevalencia de 9 serovariedades de <i>L. interrogans</i> en la UPO 4.	93
CUADRO 48	Prevalencia de 9 serovariedades de <i>L. interrogans</i> en la UPO 5.	94

### **Linfadenitis Caseosa**

CUADRO 49	Resultados de la prueba ELISA de acuerdo al sexo de las cinco UPO.	94
CUADRO 50	Resultados a la prueba de ELISA de UPO 1: La Quinta Mejor.	95

CUADRO 51	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 2: La Moca.	95
CUADRO 52	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 3: El Coyote.	95
CUADRO 53	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 4.	96

### **Paratuberculosis**

CUADRO 54	Resultados de la prueba ELISA de acuerdo al sexo de las cinco UPO.	96
CUADRO 55	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 1: La Quinta Mejor.	96
CUADRO 56	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 2: La Moca.	97
CUADRO 57	Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 4.	97
CUADRO 58	Resultados a la prueba de ELISA en placa de la UPO 5.	97
CUADRO 59	Resultados de PCR Anidada para diagnóstico de paratuberculosis de las 5 UPO.	98
CUADRO 60	Resultados de PCR Anidada de acuerdo al sexo de las cinco UPO.	98
CUADRO 60.1	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de acuerdo al sexo de las cinco UPO.	98
CUADRO 61	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA.	99
CUADRO 62	Resultados de PCR Anidada de la UPO 1: La Quinta Mejor.	99
CUADRO 62.1	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 1: La Quinta Mejor.	99
CUADRO 63	Resultados de PCR Anidada de la UPO 2: La Moca.	100
CUADRO 63.1	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 2: La Moca	100
CUADRO 64	Resultados de PCR Anidada de la UPO 3: El Coyote.	101
CUADRO 64.1	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 3: El Coyote.	101
CUADRO 65	Resultados de PCR Anidada de la UPO 4.	101
CUADRO 65.1	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 4.	102
CUADRO 66	Resultados de PCR Anidada de la UPO 5.	102



CUADRO 66.1	Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 5.	102
CUADRO 67	Resultados de Tinción de Heces con Zhiel-Neelsen de animales positivos a paratuberculosis en ELISA.	103
CUADRO 68	Resultados de Frotis Teñidos con Tinción STAMP.	103

## ÍNDICE DE ANEXOS

	<b>Página</b>	
Anexo 1	Encuesta.	65
Anexo 2	Protocolo de la Prueba de Tarjeta al 3% para el Diagnóstico de Brucelas lisas.	70
Anexo 3	Protocolo de la Prueba de Inmunodifusión Radial (IDR) como Diagnóstico Confirmatorio de <i>Brucella melitensis</i> .	70
Anexo 4	Protocolo de la Prueba de Inmunodifusión Doble en Gel (IDD) para el Diagnóstico de <i>Brucella ovis</i> .	72
Anexo 5	Protocolo de la Prueba de Aglutinación en Placa para Diagnóstico de Leptospirosis.	73
Anexo 6	Protocolo de ELISA para el Diagnóstico de Linfadenitis caseosa.	74
Anexo 7	Protocolo de ELISA para el Diagnóstico de Paratuberculosis.	75
Anexo 8	Protocolo de la Tinción de Ziehl-Neelsen en Heces para el Diagnóstico de Paratuberculosis.	76
Anexo 9	Protocolo de Extracción de ADN a partir de Heces.	77
Anexo 10	Protocolo de Cultivo Celular para el Diagnóstico de Queratoconjuntivitis infecciosa.	79
Anexo 11	Protocolo para Tinción de STAMP para <i>Brucella</i> , <i>Chlamydia</i> y <i>Rickettsia</i> .	80
Anexo 12	Cuadros de Resultados.	81
Anexo 13	Fotos de PCR-Anidada.	104

## RESUMEN

El objetivo del estudio fue diagnosticar las principales enfermedades bacterianas, determinar la prevalencia, y sugerir medidas de control en ovinos adultos en cinco unidades de producción ovina (UPO) del Estado de México, localizadas en los municipios de Zumpango y Tonanitla. Se realizó una encuesta a cada uno de los productores. Las enfermedades a diagnosticar fueron brucelosis, leptospirosis, linfadenitis caseosa, paratuberculosis y queratoconjuntivitis infecciosa. Se obtuvieron 492 muestras de suero que fueron analizadas por medio de las pruebas de Tarjeta 3%, IDD (Inmunodifusión en Gel), IDR (Inmunodifusión Radial), Microaglutinación en Placa, ELISA con antígeno Maptb y ELISA con antígeno de *Corynebacterium pseudotuberculosis* rico en fosfolipasa D. Adicionalmente, de los animales positivos a ELISA para el diagnóstico de paratuberculosis (ptb) se recolectaron muestras de heces para ser analizadas por PCR-Anidada y Tinción de Zhiel Neelsen. En animales con cuadro clínico de queratoconjuntivitis se tomó muestra de exudado conjuntival para la detección del agente por frotis y cultivo celular. El análisis estadístico se hizo utilizando % de prevalencia. De los 492 sueros analizados la enfermedad con mayor seroprevalencia en las cinco UPO fue la de linfadenitis caseosa con 16.86% (83/492 animales), seguida de paratuberculosis con 10.36% (51/492 animales), leptospirosis con 2.64% (13/492 animales), y brucelosis con 0.40% (2/492 animales). La enfermedad de queratoconjuntivitis infecciosa solo fue detectada en un 0.40% (2/147 animales) de los casos con signos clínicos encontrados por frotis y cultivo celular en una de las UPO. Las enfermedades diagnosticadas estuvieron presentes en por lo menos una de las UPO por lo que es necesario continuar realizando este tipo de estudios, para determinar los posibles factores de riesgo por los cuales los rebaños se están infectando y de esta manera emitir recomendaciones como el aislamiento de animales enfermos, evitar la ruptura de abscesos por sí solos, vacunación para prevenir la brucelosis, control de fauna nociva, sacrificio de animales positivos a ptb, medidas de higiene y apoyarse en pruebas de laboratorio para controlar las enfermedades.

---

El presente trabajo se realizó en el Laboratorio de Diagnóstico del Centro Nacional de Investigación Disciplinaria en Microbiología Animal del Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias (INIFAP).  
Becarias de la Red de Desarrollo de Fármacos y Métodos de Diagnóstico (REDFARMED) CONACyT.

## **1. INTRODUCCIÓN**

### **1.1 Características Generales de los Ovinos**

Los ovinos se extienden por diferentes regiones del mundo mostrando una gran adaptación a diversidad de ambientes y condiciones de producción. Independientemente de esta diversidad, esta variación tiene como punto en común que en todas esas situaciones la producción ovina se realiza, en su inmensa mayoría, en condiciones de pastoreo<sup>1</sup>.

Los ovinos en el mundo han sido reconocidos desde hace muchos siglos por ser una especie denominada multiproducto es decir; que puede aportar carne, leche, lana, piel y otros recursos al hombre.

Los ovinos integran sistemas de producción orientados con un objetivo económico. Los ovinos además; son una especie cosmopolita, ello significa que se les encuentra prácticamente en todo el mundo, porque se adaptan relativamente bien a condiciones climáticas muy diversas. Además en muchas partes la producción ovina juega un papel importante en la ganadería, ya que estos pequeños rumiantes utilizan las pasturas para producir lana y carne<sup>2</sup>.

El ganado ovino está sometido a una amplia gama de condiciones extensivas e intensivas de producción que llevan en conjunto diversos problemas relacionados con su bienestar. Cualquier enfermedad tiene un efecto adverso sobre el bienestar, en particular aquellas que afectan a varios animales en la explotación<sup>3</sup>.

En México, al igual que en otros países, en general se destina a los ovinos a los pastizales o agostaderos que los bovinos no pueden aprovechar o que ya han sido intensamente utilizados por éstos, en estas condiciones los animales pasan la mayor parte del día en la búsqueda de alimento. Por la noche, a diferencia de lo que ocurre en otras latitudes, los animales son encerrados en corrales reducidos en condiciones de hacinamiento y pésima higiene. La falta de higiene y las construcciones inadecuadas favorecen la transmisión y permanencia de los agentes infecciosos<sup>4,5</sup>.

## 1.2 Producción Ovina

### 1.2.1. Producción Ovina a Nivel Mundial

Los ovinos a nivel mundial ocupan un lugar importante en el contexto de la producción pecuaria. El ganado ovino es una especie básica en la ganadería mundial, encontrándose distribuida por todos los continentes para el aprovechamiento de su carne, leche, lana, cuero y estiércol.

La población mundial de ovinos según la FAO (2009) es de alrededor de 1 billón de cabezas, los cuales se distribuyen por continente de la siguiente manera: Asia 42 %, África 27 %, Europa 12 %, Oceanía 10 %, América del Sur 7 % y América del Norte y Central 2 %<sup>6</sup> (Figura 1).



Figura 1. Gráfica de porcentaje (%) de la Población Mundial Ovina

La mayor cantidad de ganado ovino se encuentra en Asia y en África. En el continente africano los países con mayor número son Sudáfrica y Sudán. En Norte América: Estados Unidos y México. En América del Sur Uruguay, Brasil y Argentina. En Asia: China e Irán. En Europa: Reino Unido y España y en Oceanía: Australia y Nueva Zelanda. Los países que individualmente poseen el mayor número de ovinos en forma decreciente son: China, India, Australia, Nueva Zelanda e Irán.



En áreas donde la producción extensiva es predominante, las razas de lana son las más explotadas (Oceanía, Sudamérica, Suroeste americano, Sudáfrica). por otro lado, en lugares con superficies medias o reducidas en condiciones de producción más tecnificadas, la orientación es más enfocada a la producción de carne y leche<sup>2,7</sup>.

Los ovinos se crían para carne y lana en el norte de Europa, Australia, Nueva Zelanda y las Américas (Norte y Sur, principalmente). En el Sur de Europa, Norte de África, Medio Oriente y la parte Sur de Rusia, existen 100 millones de ovinos para la producción de leche esencialmente, en donde ella constituye un tercio del total de la leche consumida. En Jordania, Arabia Saudita, Irak, Afganistán y Pakistán, el 75% de la carne consumida es de ovinos. Por su parte, en Australia y Sudáfrica hay grandes cantidades de ovinos destinados para producir lana principalmente.

Un caso especial lo representan las razas de pelo que en zonas tropicales y subtropicales en años recientes han tenido un incremento significativo sobre todo en países del sureste asiático, Sudáfrica y en América; Canadá, Estados Unidos, México y Brasil<sup>8,9</sup>.

### **1.2.2. Producción Ovina a Nivel Nacional**

México es un país que a pesar de poseer un territorio más apropiado para la ganadería que para la agricultura, la primera nunca ha podido superar o siquiera igualar los logros de esta última<sup>2</sup>.

La población estimada actual de ovinos en México es de aproximadamente 7.8 millones de cabezas, siendo la zona centro, los estados de México, Puebla Morelos, Tlaxcala, Guanajuato, Querétaro e Hidalgo los de mayor concentración con casi el 44 % del total<sup>10</sup> (Figura 2). La producción ovina generalmente se realiza bajo sistemas de pastoreo tradicionales, con escasa tecnología y con una productividad limitada.



**Figura 2. Estados de la República Mexicana con Mayor Población Ovina**

La distribución geográfica del ganado ovino abarca la mayoría de los estados de la República Mexicana, siendo los que mayores inventarios poseen el Estado de México e Hidalgo. Las razas ovinas que existen en México, con cobertura de lana: Suffolk, Hampshire, Rambouillet, Poll Dorset, Columbia, Merino, Polypay, Ile de France, Charollais, Corriedale, Rideau Arcott, East Friesan, Romanov, Texel y Dorset Down. Y, las que tienen pelo como capa: Pelibuey (también llamada Tabasco), Blackbelly (Barbados), Saint Croix, Dorper, Damara y Katahdin<sup>2, 11, 12</sup>.

Actualmente, la ovinocultura nacional presenta una difícil problemática, ya que es incapaz de satisfacer la cada vez mayor demanda de carne de borrego en México. Los modelos productivos prevaecientes, en su gran mayoría, son rebaños de traspatio con índices de producción muy deficientes y con productores sin posibilidades de constituir empresas económicamente redituables.

El origen principal de las importaciones a México de productos y subproductos ovinos son Australia, Nueva Zelanda y Uruguay, este último ocupa el 1.7% del mercado mundial. En cuanto a los Estados Unidos dentro del comercio internacional de la carne de ovino clasificada como cordero, no es un oferente sino

un demandante, por lo que podría representar para México una posibilidad de mercado<sup>11, 12</sup>.

Las exportaciones mexicanas tanto de ganado en pie como de carne no han sido significativas. El año de mayor exportación de ganado fue el de 1996 con 3 mil 100 cabezas, cantidad que ha venido disminuyendo cada año<sup>6</sup>.

La producción ovina tiene características regionales, el Norte del país, basa su producción en ovinos de lana así como de pelo especializados en producción de carne, se encuentran sistemas de pastoreo tecnificados ocupando por lo regular grandes extensiones. La región Centro, basa su producción en el ganado cruzado con Suffolk o Hampshire así como razas de pelo, esta se efectúa de manera importante, en zonas marginadas en agostaderos de zonas áridas o semiáridas y en terrenos agrícolas, en donde utilizan los residuos de las cosechas. En la Región Sur Sur-Este con características tropicales, las razas empleadas son de pelo. En Chiapas, Tabasco, Campeche, Yucatán y Veracruz, se explotan generalmente razas Pelibuey y Black Belly actualmente incorporando razas especializadas en carne como Dorper, principalmente emplean el pastoreo extensivo<sup>11,12</sup>.

La producción de lana es insignificante, y en muchos casos representa pérdidas para el dueño de los animales, ya que sólo es empleada con fines artesanales en algunos estados de la República. La comercialización del ganado ovino en México es muy rudimentaria, existiendo pocos centros de abasto y realizándose con frecuencia a «bulto» y directamente por las personas que procesan la barbacoa en sus propias casas<sup>11</sup>.

Cabe destacar, que una de las limitantes en la producción ovina es el buen o mal manejo que tengan los productores dentro de esta así como, las medidas de control empleadas para evitar la presencia y diseminación de enfermedades.

### **1.3. Enfermedades Bacterianas en los Ovinos**

#### **1.3.1 Principales Enfermedades Bacterianas en Ovinos Adultos a Nivel Mundial**

La especie ovina no está exenta de la influencia de factores que propician la aparición de enfermedades, los cuales van a estar beneficiados por la inestabilidad del clima y por la vulnerabilidad de los animales<sup>13</sup>.

Un indicador del estado de salud de un animal es la observación de su comportamiento. Un animal sano está tranquilo, se mezcla en el rebaño, tiene el pelo brillante, buena condición corporal, ausencia de huecos en los flancos, buen apetito, camina y pastorea sin ninguna dificultad y reacciona a diferentes ruidos. Mientras que un animal enfermo está apartado, apático, postrado, tiene cambios en el pelo desde seco, áspero, hirsuto, opaco, ojos tristes y sin brillo así como cambios en su apetito<sup>14</sup>.

Dentro de los factores que pueden influir sobre los animales haciéndolos susceptibles a numerosos cambios expresados anteriormente se encuentran: el estrés, el hacinamiento, el comportamiento social, la circulación de agentes infecciosos que pueden incrementar su virulencia, la presencia de microorganismos oportunistas que ocasionan alta morbilidad provocando pérdidas económicas por muerte, disminución de la tasa de crecimiento y gastos en tratamiento.

Otros factores como el medio ambiente, el manejo, la higiene de las instalaciones, las alteraciones metabólicas, la alta humedad relativa, la ventilación deficiente y la raza, son factores que pueden actuar en conjunto o como factores aislados, predisponiendo también a la ocurrencia de enfermedades<sup>15,16</sup>.

Las principales enfermedades bacterianas de los ovinos a nivel mundial son: brucelosis, leptospirosis, queratoconjuntivitis infecciosa, colibacilosis, carbunco sintomático, enterotoxemia tipo D y C, hepatitis necrosante, listeriosis, linfadenitis caseosa, paratuberculosis, pleuroneumonía contagiosa, pastereiosis, pododermatitis, dermatofilosis, tétanos.

Los problemas respiratorios son enfermedades multifactoriales, ya que normalmente no se puede hablar de una sola causa o un solo patógeno. Además,

existen grandes variaciones en los signos clínicos producidos por un mismo patógeno, en la edad de aparición de los primeros signos, debidos fundamentalmente a las diferencias en el estado inmunitario de los animales y al manejo de las explotaciones, y se pueden encontrar patógenos normalmente asociados con adultos en animales jóvenes y a la inversa<sup>3</sup>.

### **1.3.2. Enfermedades Bacterianas Más Comunes en Ovinos Adultos a Nivel Nacional**

Las enfermedades infecciosas del ganado ovino juegan un papel importante en las unidades de producción ovina, debido a las pérdidas económicas que ocasionan. Entre las enfermedades que más afectan a los ovinos se encuentran las que involucran a los sistemas respiratorio, digestivo y reproductor. Sin embargo, existen muchas otras enfermedades que afectan los diferentes sistemas del animal<sup>17</sup>.

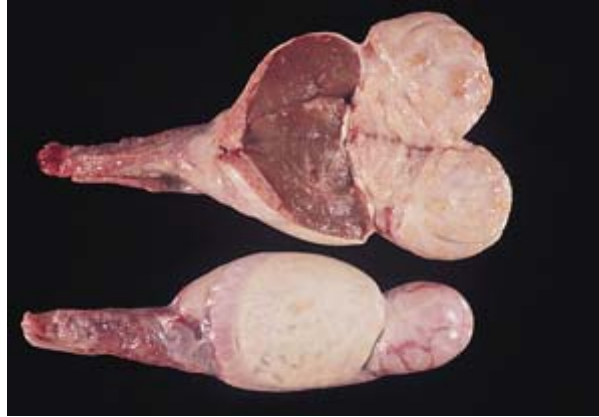
El Estado de México es uno de los principales estados de producción ovina. Existen reportes de la presencia de diversas enfermedades en ovinos sin que al momento se conozca su importancia y repercusión económica; el diagnóstico preciso y oportuno de las causas de enfermedad o muerte que afectan a los ovinos es de suma importancia para tomar las medidas adecuadas para aplicar el tratamiento y las medidas de control necesarias, por lo que es importante llegar a un buen diagnóstico a partir de pruebas de laboratorio que ayuden a determinar el agente etiológico de la enfermedad<sup>3</sup>.

Las principales enfermedades bacterianas en ovinos presentes en México son las siguientes:

**La brucelosis:** es ocasionada por especies lisas (*B. abortus*; *B. melitensis* o *B. suis*) es una enfermedad para la que no existe tratamiento efectivo y si bien no produce muertes en forma directa, es de presentación recurrente en las personas infectadas con cuadros por demás insidiosos, con episodios febriles y trastornos articulares. En los animales la enfermedad se caracteriza por la presentación de cuadros de aborto, en particular de las hembras primíparas, en los rebaños infectados.



En los sementales ovinos, ocurre la epididimitis ovina producida por *B. ovis*, especie rugosa (Figura 3). Esta enfermedad produce esterilidad en los machos, pero no es de carácter zoonótico<sup>18, 19</sup>.



(<http://www.asmexcriadoresdeovinos.org/empezar/infecciosas.html>)

**Figura 3. Epididimitis por *B. ovis***

La brucelosis es una enfermedad en la que son fácilmente demostrables por pruebas serológicas los animales infectados y esto permite vender animales con razonable seguridad. Sin embargo, asegurar que un queso de oveja es apto para el consumo humano no es tan sencillo y aún pudiendo demostrar que un animal no está infectado, muchos países no adquieren animales de países problema o de rebaños problema. Sin duda esta es la enfermedad que más dificultades le genera a México para el comercio internacional de animales y sus productos. El país ha sostenido desde inicios de los 60's una campaña nacional contra la Brucelosis y a pesar de los cuantiosos gastos realizados, los indicadores de su prevalencia prácticamente continúan sin cambios aparentes y se mantienen serios problemas en la instrumentación de componentes básicos de la campaña como la seguridad del diagnóstico y la cobertura de la vacunación. En contraparte el país cuenta con personal altamente capacitado y realiza investigación básica de frontera en la enfermedad. Finalmente es pertinente subrayar que la brucelosis es controlable con la aplicación de medidas de bioseguridad, pero se requieren adecuados sistemas de control de movilización, diagnóstico y rediscutir las cepas vacunales a emplear<sup>20</sup>.

**La leptospirosis;** puede ocasionar bajas en corderos por infección congénita, causa agalactia aguda en ovejas con la serovariedad *hardjo* e infección fatal en lotes de corderos en engorda por *grippotyphosa*. La mortalidad es mayor en los animales en condición fisiológica pobre, los que son más afectados y es posible que la morbilidad llegue al 100%<sup>21</sup>.

Los signos clínicos en ovinos son:

En estado agudo: fiebre, depresión, falta de apetito, respiración agitada, diarrea o constipación, sangre en orina, anemia, color amarillo de piel, encías y ojos, así como baja súbita de la producción de leche en hembras lactantes.

En estado crónico provoca: abortos, mortinatos, nacimiento de animales débiles que mueren a las 24 - 48 hrs. El aborto se produce alrededor de los 3 - 4 meses de gestación. Hay que realizar un diagnóstico diferencial de enfermedades abortivas como: Brucelosis, clamidiasis, salmonelosis y listeriosis.

La enfermedad en ovinos ha sido poco estudiada en México, los estudios se han limitado únicamente a reportes serológicos. Hasta el momento en la literatura consultada las serovariedades más frecuentes reportadas en ovinos en México han sido *icterohaemorrhagiae*, *bratislava* y *canicola*<sup>22</sup>.

**La linfadenitis caseosa;** es un proceso infeccioso causado por *Corynebacterium pseudotuberculosis* caracterizado por la formación de abscesos caseosos en ganglios linfáticos superficiales (Figura 4) y profundos (mediastínicos y mesentéricos principalmente) así como en órganos internos, y que provoca cuadros clínicos de emaciación progresiva. Las pérdidas económicas asociadas a dicho proceso se deben a la disminución en el peso corporal, trastornos reproductivos (mortalidad perinatal y retraso de la edad reproductiva), disminución de la producción láctea, sacrificio de animales crónicos y abaratamiento de la piel o lana<sup>23, 24</sup>.



(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 4. Borrega con linfadenitis caseosa cutánea**

**La paratuberculosis (PTB);** es una infección intestinal de los rumiantes domésticos y salvajes producida por *Mycobacterium avium* subespecie *paratuberculosis* (Bacilo de Johne). Se caracteriza por una enteritis granulomatosa de curso crónico que ocasiona un síndrome de mala absorción.

Clínicamente es común el adelgazamiento progresivo (Figura 5) y los episodios diarreicos. La importancia de la enfermedad en el rebaño nacional radica en las pérdidas económicas que conlleva en los rebaños de pequeños y grandes rumiantes, debidas principalmente a sacrificios, disminución de la producción, trastornos reproductivos y mayor incidencia de infestaciones parasitarias. Además, puede aumentar en los modelos empresariales de estabulación total que se están estableciendo en México y que presentan condiciones que facilitan la transmisión de la bacteria<sup>21, 25, 26</sup>.



(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 5. Borrega con bajo peso**

**La enterotoxemia;** es causada por la toxina épsilon producida por *Clostridium perfringens* tipo D y la toxina beta producida por *C. perfringens* tipo C. El tipo C es el agente causal de “struck” ó enterotoxemia tipo C, y el tipo D es el causante de la clásica enterotoxemia de los ovinos, la enfermedad del “riñón pulposo”. La enterotoxemia tipo D puede afectar a ovinos de cualquier edad y categoría, pero es algo más común en corderos y borregos. Corderos alimentados con dietas succulentas (granos, concentrado, un buen pasto, leche), son los más susceptibles, aunque los animales adultos también pueden ser afectados. La condición corporal de los animales muertos es por lo general buena, y unas horas después de la muerte los riñones se vuelven suaves y friables, de ahí que se denomine “enfermedad del riñón pulposo”<sup>27</sup> (Figura 6).



(<http://www.asmexcriadoresdeovinos.org/empezar/infecciosas.html>)

**Figura 6. Riñón friable de ovino**

**La queratoconjuntivitis infecciosa;** es un padecimiento de tipo agudo, contagioso, caracterizado por la presentación de hiperemia conjuntival, opacidad del córnea y la formación de folículos linfoides en la membrana nictitante y párpados. Recientemente, la etiología de la enfermedad se ha atribuido a microorganismos tipo *Chlamydia pecorum*, *Chlamydia abortus* y *Mycoplasma conjunctivae*<sup>3, 28</sup>. En ovinos y caprinos el principal agente causante de la queratoconjuntivitis infecciosa es *Chlamydia pecorum* (conocida anteriormente como *Chlamydophila pecorum*)<sup>29</sup>. Esta enfermedad aparentemente es transmitida por aerosoles contaminados, y por contacto, con vectores como moscas y garrapatas. En general la enfermedad se caracteriza por: descarga nasal y de conjuntiva (Figura 7). La enfermedad se disemina rápidamente en el rebaño y puede afectar a uno o ambos ojos. Los animales con lesiones bilaterales severas están ciegos, tiene una morbilidad del 90%, raramente es fatal y su severidad está determinada por infecciones secundarias bacterianas<sup>4</sup>.





(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 7. Borrego con queratoconjuntivitis infecciosa**

**La listeriosis;** es una enfermedad infectocontagiosa de los animales y del hombre; va acompañada frecuentemente de trastornos del sistema nervioso central en los borregos y sigue casi siempre un curso mortal. Esta enfermedad se manifiesta en tres formas diferentes: aborto de borregas, septicemia en corderos y meningoencefalitis. La listeriosis ovina es comúnmente causada por *L. monocytogenes*. El modo de producirse la infección es a través del ingreso de la bacteria por el nervio trigémino; representa fuente de contagio el silo en mal estado y con un pH inadecuado, además de la cama, la tierra y la suciedad contaminada con el agente<sup>30</sup>.

La forma cerebral de la listeriosis puede afectar a los ovinos de cualquier edad y de ambos sexos. El estado inicial se caracteriza por estupor, inapetencia, rechinar de dientes, hipertermia y a veces flujo nasal y ocular. Un signo que se presenta regularmente es la conjuntivitis hemorrágica bilateral. La monoplejía auricular constituye un signo precoz. En el curso posterior se produce una fase de depresión con manifestaciones encefalíticas como apatía, dificultad en la coordinación de los movimientos con tendencia a los circulares, propensión a topar con la pared, parálisis o contracciones espasmódicas de la musculatura cefálica y cervical. En la fase final, después de tres o cuatro días de enfermedad,

los animales yacen permanentemente y ejecutan con las extremidades movimientos natatorios indecisos y espasmódicos o mueren después de un sopor previo. La mortalidad llega casi al 100%<sup>31, 32</sup> (Figura 8).



(<http://www.asmexcriadoresdeovinos.org/empezar/infecciosas.html>)

**Figura 8. Parálisis completa de las extremidades**

#### **1.4. Medicina Preventiva**

Se debe tener presente que la salud de un rebaño siempre debe ser planteada desde el punto de vista preventivo y no curativo. Así, a través de distintas acciones es importante prevenir la presentación de enfermedades en los animales.

En este sentido, la salud debe ser un equilibrio entre el animal y su medio ambiente, ya que un rebaño tiene requerimientos nutricionales y de manejo, y la enfermedad puede presentarse al no satisfacerse estos requerimientos<sup>33, 34</sup>.

El aspecto sanitario comprende el control y prevención de las enfermedades, tanto de etiología infecciosa como parasitaria, mediante la aplicación de las medidas apropiadas en momentos estratégicos.

La aplicación de estas medidas depende fundamentalmente de la epidemiología de la enfermedad, contemplada además, en una región o incluso en concreto en las unidades de producción ovina<sup>33, 34</sup>.



Los programas de medicina preventiva pueden ser usados desde el punto de vista individual o incorporado a programas gubernamentales orientados al control y erradicación de enfermedades ya sea en forma voluntaria o por mandato gubernamental. Los programas individuales son generalmente elaborados en forma anual y están hechos de acuerdo a las características de la unidad de producción.

Estos programas en forma general contemplan cuatro puntos:

1. Diagnóstico para prevenir las enfermedades comunes de la unidad de producción y generalmente con el uso de apropiados programas de vacunación.
2. Manejo estratégico que minimice los factores de riesgo de las enfermedades más comunes.
3. Nutrición estratégica, cuidando los niveles adecuados de nutrición para los diferentes estadios de producción
4. Valorar la conversión alimenticia y la producción<sup>33,34</sup>.

Las enfermedades pueden afectar al rebaño al:

- Reducir la producción durante el período en que el animal está enfermo.
- Interferir con la habilidad del animal para alcanzar su máxima producción.
- Incrementar el número de muertes, aumentar los costos de reemplazo.
- Aumentar la susceptibilidad del animal a otras enfermedades.
- Aumentar los costos de producción por tratamiento y servicio veterinario.
- Aumentar los costos de alimentación por unidad producida.
- Impedir la comercialización de animales y productos<sup>17</sup>.

Las enfermedades que pueden afectar a los animales son numerosas y por lo general se presentan como “complejos”, entre los que se pueden mencionar, el complejo respiratorio, las diarreas neonatales, síndromes entéricos, complejos abortivos y reproductivos y las enfermedades misceláneas. Por esta razón, se

debe hacer un análisis profundo y minucioso de los factores de riesgo que pueden determinar su presentación, todo con el afán de “prevenir” y no “lamentar”.

Ante la presencia de casos específicos y con el propósito de realizar medidas de control y profilaxis, lo más importante es realizar un diagnóstico definitivo o etiológico. Un mal diagnóstico puede llevar a establecer medidas de control y profilaxis equivocadas y con ello elevar las pérdidas económicas que de por sí pueden ser ya cuantiosas<sup>33, 34</sup>.

### **1.5. Situación de Control en México**

En los últimos años la industria ovina ha sufrido cambios y se ha ido deteriorando, causando grandes pérdidas económicas, lo que hace pensar al productor en tratar de reducir costos y al mismo tiempo evitar pérdidas en el rebaño al prevenir y controlar la presencia de enfermedades; por lo que es necesario basarse en la historia clínica, la presencia de signos clínicos y análisis de laboratorio para llegar a un diagnóstico definitivo<sup>20</sup>.

Cuando se quiere introducir animales, al ser provenientes de otro país, lo que se busca es asegurarse de que éstos entren libres de enfermedades al momento de entrar al país. Sin embargo, no solo depende del país importador sino también del país exportador el llevar a cabo las medidas de control pertinentes para reducir la presencia y diseminación de enfermedades a otros países.

Es muy importante llevar a cabo lo anterior, no solo para evitar introducir animales enfermos y prevenir el contagio a otros dentro del país sino también como medida preventiva en la salud pública para evitar la transmisión de enfermedades que puedan resultar zoonóticas para el ser humano.

### **1.6. Papel del MVZ en la Ovinocultura**

Tradicionalmente, el productor ovino ha realizado por sí mismo las tareas rutinarias de su granja, tanto zootécnicas como clínicas. Los servicios del veterinario sólo se requerían ocasionalmente para diagnosticar y resolver problemas cuyo origen el ovinocultor desconocía. En muchos casos, después de

tratamientos farmacológicos innecesarios o mal dirigidos, que desembocaban en estados terminales difíciles de corregir.

Por otra parte, la escasa atención de los veterinarios al ganado ovino, que no producían tantas motivaciones económicas como en otras especies de su profesión acentuó la independencia de los productores ovinos.

Es importante considerar que un adecuado monitoreo de las enfermedades que afectan al rebaño, repercute en buen control de estas, afortunadamente en ovinos no existen enfermedades epidémicas que cursen con elevados índices de morbilidad y mortalidad.

Actualmente es necesaria la colaboración más estrecha entre los productores ovinos y los técnicos. Se tiene el deber de mejorar el estado nutritivo de los animales, incrementar el aprovechamiento de los pastos, dirigir la cría y mejora genética, así como aconsejar sobre la comercialización de los productos animales obtenidos, controlando además las enfermedades más frecuentes. El trabajo del veterinario deja de ser así únicamente clínico, para convertirse en un asesor de los ovinocultores, que vigila la salud de sus rebaños y aconseja su optimización en términos productivos<sup>8, 20, 33</sup>.

## **2. JUSTIFICACIÓN**

El Estado de México es uno de los principales estados de producción ovina. Existen reportes de la presencia de diversas enfermedades bacterianas en ovinos adultos sin que al momento se conozca su importancia y repercusión económica; el diagnóstico preciso y oportuno de las causas de enfermedad o muerte que afectan a los ovinos es de suma importancia para tomar las medidas adecuadas para aplicar el tratamiento y las medidas de control necesarias y adecuadas, por lo que es importante llegar a un buen diagnóstico a partir de pruebas de laboratorio que ayuden a determinar el agente etiológico de la enfermedad<sup>35</sup>.

A través de pruebas de laboratorio se podrá llegar al diagnóstico definitivo y podrán establecerse estrategias de control en las unidades de producción.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1. Objetivo General.**

- ✿ Determinar las enfermedades bacterianas más comunes que afectan al ganado ovino adulto en cinco unidades de producción ubicadas en el Estado de México y plantear estrategias de control.

#### **3.2. Objetivos Particulares.**

- ♣ Obtener por medio de encuestas datos que ayuden al diagnóstico de las enfermedades en las unidades de producción visitadas.
- ♣ Diagnosticar, basado en pruebas de laboratorio, las enfermedades bacterianas más frecuentes en cinco unidades de producción ovina.
- ♣ Plantear estrategias de control que disminuyan el número de animales afectados en las unidades de producción.

### **4. HIPÓTESIS**

Al obtener el diagnóstico de laboratorio de las enfermedades bacterianas presentes en las unidades de producción ovina (UPO) se podrán establecer estrategias de control a partir de los resultados obtenidos.

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

El objetivo de este trabajo fue determinar las enfermedades bacterianas más comunes en ovinos adultos en 5 unidades de producción ovina en el Estado de México, por lo que se llevó a cabo lo siguiente:

### 5.1 Visita a las Unidades de Producción Ovina (UPO)

Se eligieron 5 unidades de producción ovina localizadas en el Estado de México, y se clasificaron de la siguiente manera:

**Cuadro 1. Clasificación de las UPO y su localización**

UPO	Municipio	No. de Animales
La Quinta Mejor	Zumpango	147
La Moca	Zumpango	47
El Coyote	Tepotzotlán	174
UPO 4	Tonanitla	83
UPO 5	Tonanitla	41

Dos de las UPO visitadas no tenían nombre por lo que fueron clasificadas solo con el número de UPO correspondiente. De estas, las 3 primeras se dedican a la producción de pie de cría y las 2 últimas a la producción de corderos para abasto.

#### 5.1.2 Aplicación de Encuestas

Con el fin de tener un panorama general de las enfermedades bacterianas presentes en las UPO se aplicó una encuesta (Anexo 1) a cada productor para recabar información y en base a éstas se estableció un diagnóstico presuntivo para realizar las pruebas necesarias para el diagnóstico de las enfermedades.

En todas las UPO se realizó el muestreo serológico de todos los animales adultos, tanto hembras como machos.

## 5.2 Obtención de Suero

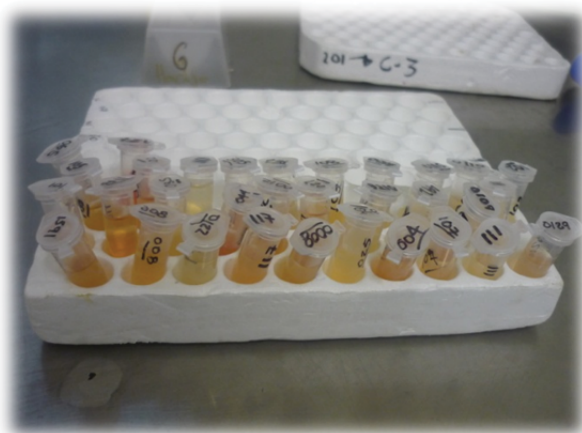
Se tomaron muestras de sangre en tubos sin anticoagulante de todos los borregos adultos de las cinco unidades de producción ovina (UPO) visitadas por medio de punción de la vena yugular (Figura 9).



(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 9. Punción de la vena yugular**

Las muestras se centrifugaron a 3500 rpm (1200 xg) por 5 minutos, los sueros se separaron en tubos eppendorf, identificaron y se almacenaron en congelación a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  (Figura 10).



(Dominguez, Torres. 2011)

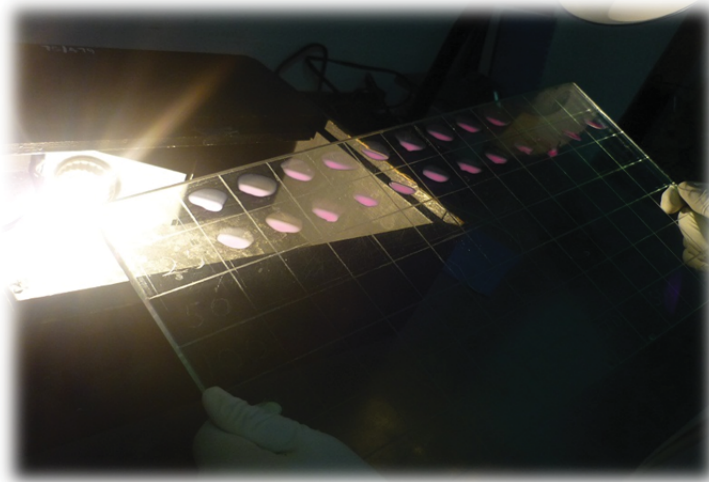
**Figura 10. Sueros en tubos eppendorf**



A cada uno de los sueros se les realizaron diferentes pruebas para la detección de enfermedades bacterianas:

### 5.3 Brucelosis

A todos los sueros se les realizó como prueba tamiz la Prueba de Tarjeta al 3% (Anexo 2) para el diagnóstico de brucelas lisas, la prueba se realizó como está indicado en la NOM-041-ZOO-1995<sup>36</sup> y siguiendo el procedimiento establecido por la NOM- 056-ZOO-1995<sup>37</sup> utilizando como antígeno Aba Test Tarjeta al 3%<sup>1\*</sup> Antígeno de *Brucella abortus* para caprinos y ovinos (Figura 11).



(Dominguez, Torres. 2011)

**Figura 11. Prueba de Tarjeta al 3% para diagnóstico de brucelas lisas**

La prueba se consideró negativa cuando no se observó aglutinación, y se consideró positiva cuando se observó algún grado de aglutinación, ésta se observó con formación de grumos color rosa<sup>38, 39</sup>.

Los sueros que resultaron positivos en esta prueba fueron sometidos a la prueba de IDR (Inmunodifusión Radial) como prueba confirmatoria (Figura 12) (Anexo 3). Esta se realizó utilizando como antígeno el hapteno nativo elaborado a partir de la cepa de *Brucella melitensis* 16M (virulenta) en el Laboratorio de Diagnóstico del CENID Microbiología Animal<sup>40, 41</sup>.

<sup>1\*</sup> (Productora Nacional de Biológicos Veterinarios PRONAVIBE).

A los sueros de los machos también se les corrió la prueba de IDD (Inmunodifusión Doble en Gel) para el diagnóstico de *B. ovis* utilizando antígeno de *B. ovis* cepa REO 198 elaborado en el Laboratorio de Diagnóstico del CENID Microbiología Animal<sup>36, 40</sup> (Figura 13) (Anexo 4).



(Dominguez, Torres. 2011)

**Figura 12. Prueba de IDR**



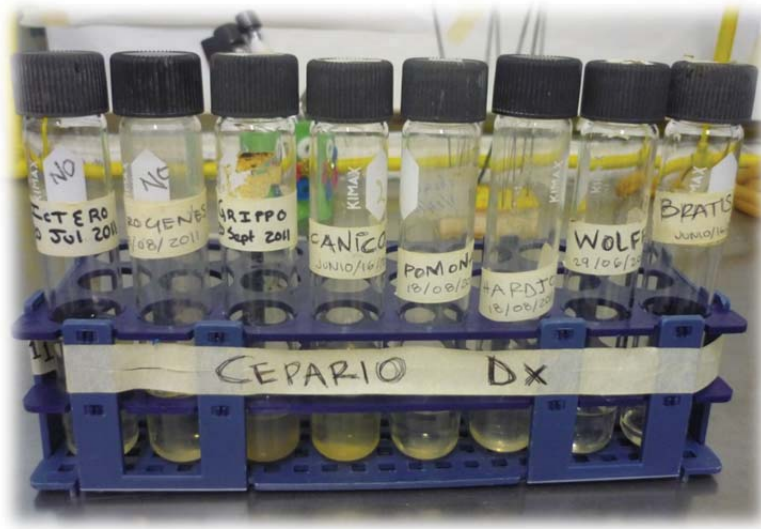
(Dominguez, Torres. 2011)

**Figura 13. Prueba de IDD**

#### 5.4 Leptospirosis

Para el diagnóstico de leptospirosis se utilizó la prueba de Microaglutinación en Placa<sup>41, 42, 43</sup> (Anexo 5).

Siguiendo un procedimiento similar al descrito por Céspedes y Glenny 2002<sup>41</sup>. Se añadieron los sueros diluidos en la microplaca de 96 pozos con solución amortiguadora de fosfatos (PBS), se realizaron 3 diluciones (1:50, 1:100, 1:200) y posteriormente se añadieron 50µl de las 9 serovariedades empleadas (*icterohaemorrhagiae*, *pyrogenes*, *grippotyphosa*, *canicola*, *pomona*, *hardjo*, *wolffi*, *tarassovi* y *bratislava*) (Figura 14, 15, 16 y 17).

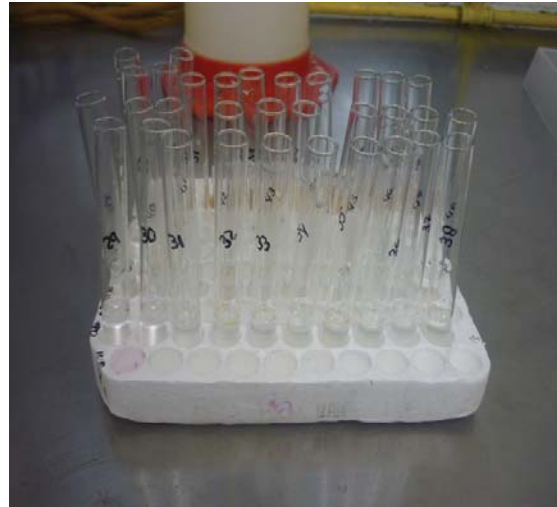


(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 14. Cepario de Leptospira**

Se incubó la microplaca por 1 hora a temperatura ambiente en una cámara húmeda para después continuar con la lectura en el microscopio de campo oscuro.

Los sueros que presentaron aglutinación en 1:200 se tuvieron que titular para obtener la dilución a la cual eran positivos.

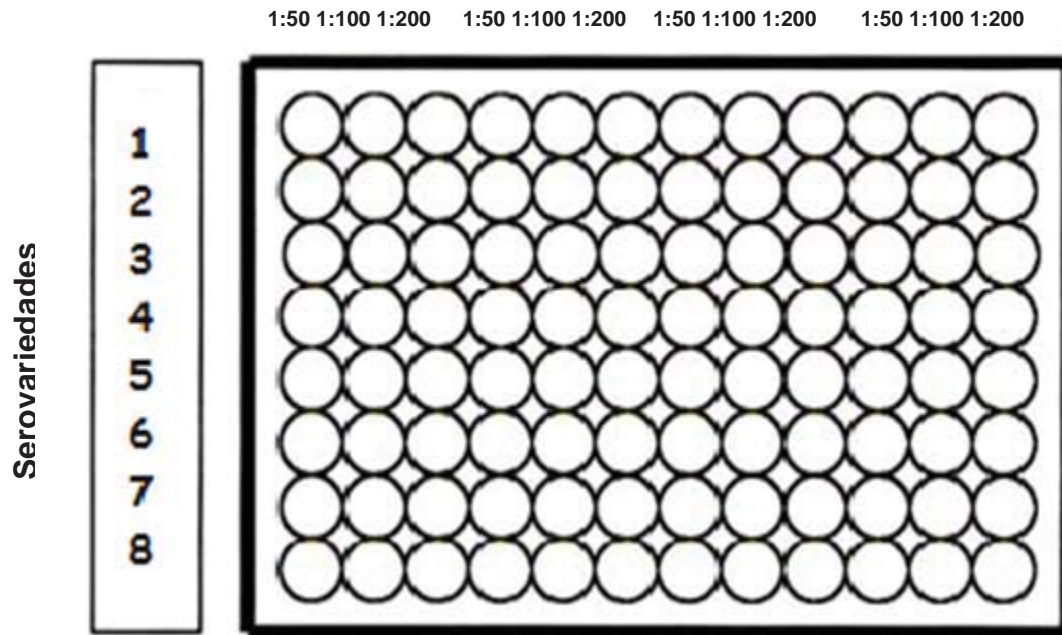


(Domínguez, Torres. 2011)

**Figuras 15 y 16. Sueros problema diluidos con PBS**

## Id. Sueros

### Diluciones



1.icterohaemorrhagiae, 2. pyrogenes, 3. grippotyphosa, 4.canicola, 5.pomona, 6.hardjo, 7.wolffi, 8.tarassovi,  
9.bratislava

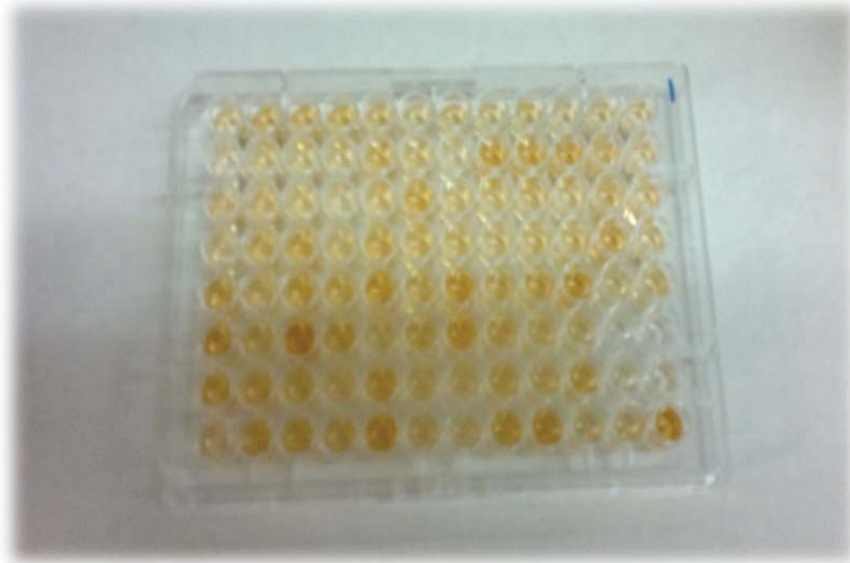
**Figura 17. Diseño de la Prueba de MAT**

### 5.5 Linfadenitis Caseosa

Para el diagnóstico de esta enfermedad se les corrió la prueba de ELISA a todos los sueros. Para sensibilizar las microplacas se utilizó como antígeno el sobrenadante del cultivo en medio líquido de *Corynebacterium pseudotuberculosis*, rico en fosfolipasa D con la dilución obtenida por Corona et al. 2011<sup>44</sup> (Anexo 6). Los sueros fueron diluidos con solución amortiguadora de carbonatos a una concentración de 1:80.

Se utilizó un suero control positivo y un suero control negativo, como antiglobulina se utilizó la Anti IgG Ovina a una dilución de 1:2000 y como sustrato o-fenilendiamina (OPD)<sup>2\*</sup>(Figura 18).

La lectura de resultados se realizó con un filtro de 450nm.



(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 18. Microplaca de ELISA**

## 5.6 Paratuberculosis

Para el diagnóstico de esta enfermedad se realizaron 3 pruebas: ELISA, PCR-Anidada y Tinción de muestras de heces con Zhiel-Neelsen.

Primero se les realizó la prueba de ELISA a todos los sueros de las 5 UPO. Se sensibilizaron las placas con antígeno Maptb 3065<sup>45,46</sup> elaborado en INIFAP, a una concentración de 0.02 mg/l con solución amortiguadora de carbonatos y la prueba se realizó siguiendo el procedimiento descrito por Martínez 2009<sup>47</sup> (Anexo 7).

---

<sup>2</sup> \* (SigmaFast OPD-Sigma Aldrich)



Se utilizó un suero control positivo y un suero control negativo, como antiglobulina se utilizó la Anti IgG Caprina a una dilución de 1:2000 y como sustrato el ABTS (ácido 2,2'-azino-bis (3-etilbenzo-tiazolin-6-sulfónico)<sup>3\*</sup>.

La lectura de resultados se realizó con un filtro de 650nm (Figura 19).



(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 19. Microplaca de ELISA y Espectrofotómetro de 8 canales**

De los animales que resultaron positivos a Paratuberculosis (PTB) en la prueba de ELISA se recolectaron muestras de heces, directamente del recto, utilizando guantes de látex y se identificaron con el fin de darles seguimiento y confirmar el diagnóstico con las pruebas de PCR-Anidada y tinción de frotis de heces con Zhiel-Neelsen<sup>48</sup> (Anexo 8).

Para la tinción de Zhiel-Neelsen se colocó un poco de la muestra en un portaobjetos con agua inyectable (3 diluciones), se identificó cada uno de los frotis, se dejaron secar y se tiñeron para posteriormente observar al microscopio (Figura 20 y 21).

---

<sup>3</sup> \* (AMRESCO Inc.)



(Domínguez, Torres. 2011)

### Figuras 20 y 21. Frotis de heces teñidos con Zhiel-Neelsen

Para la prueba de PCR- Anidada primero se realizó la extracción de ADN de muestras de heces, ésta se llevo a cabo con la técnica descrita por Garrido et al. 2000<sup>49</sup> (Anexo 9).

Se realizó la prueba de PCR-Anidada siguiendo el procedimiento descrito por Jaimes et al. 2008<sup>25</sup>. Se utilizaron los iniciadores<sup>4\*</sup>, descritos por Erume et al. 2001 ptb1 y ptb4 con los que se obtiene un producto de amplificación de 563 pares de bases para la primer reacción y ptb2 y ptb3 con los que se obtuvo un producto de 210 pares de bases para la segunda reacción<sup>50</sup> (Cuadro 2).

### Cuadro 2. Iniciadores usados en PCR y su Secuencia de Bases

Iniciadores	Secuencia de Bases
ptb1	5' TGA TCT GGA CAA TGA CGG TTA CGG A 3'
ptb2	5' GCC GCG CTG CTG GAG TTA A 3'
ptb3	5' AGC GTC TTT GGC GTC GGT CTT G 3'
ptb4	5' CGC GGC ACG GCT CTT GTT 3'

<sup>4</sup> \* (Accesolab, S.A. de C.V.)



Se utilizó amortiguador de PCR<sup>5\*</sup>, dNTP<sup>6\*</sup>, ADN Polimerasa Termoestable<sup>7\*</sup>, agua miliQ y ADN proveniente de las muestras de heces de ovinos. Para la segunda reacción se sustituyó el DMSO<sup>8\*</sup> por la misma cantidad de agua miliQ.

Las muestras se trabajaron en un termociclador con el siguiente programa: Desnaturalización inicial a 98 °C por 3 min, seguido de 35 ciclos a 98 °C por 30 seg, 72 °C por 30 seg y 72 °C por 30 seg, así como extensión final a 72 °C por 3 min y 5°C por 3 min.

Los productos de amplificación fueron visualizados en geles de agarosa al 2% teñidos con bromuro de etidio<sup>9\*</sup>.

### **5.7 Queratoconjuntivitis Infecciosa**

Se tomaron muestras de conjuntiva de animales clínicamente enfermos y sospechosos a queratoconjuntivitis infecciosa. Se utilizaron hisopos estériles para recolectar la secreción conjuntival y se depositaron en tubos con medio de transporte SPG (Sucrosa-Fosfatos-Ácido Glutámico). El procedimiento para el diagnóstico de esta enfermedad se llevó a cabo siguiendo el protocolo de Martínez 2006<sup>51</sup> (Anexo 10).

### **FILTRACIÓN DE MUESTRAS**

Con el fin de tener una muestra menos contaminada, las muestras se filtraron en condiciones de esterilidad con filtros de 0.8µm y 0.4 µm y se almacenaron e identificaron en tubos eppendorf.

### **PREPARACIÓN DEL CULTIVO CELULAR PARA LA INOCULACIÓN**

Para el cultivo celular, se descongelaron las células L-929 (fibroblastos de ratón, donadas por el Laboratorio de Brucelosis y Tuberculosis de la UNAM en

---

<sup>5</sup> \* (Infusion Reaction Buffer [5x] - Finnzymes)

<sup>6</sup> \* (10 mM dNTP Mix PCR Grade – Invitrogen Lot. 783600)

<sup>7</sup> \* (Fynnzymes)

<sup>8</sup> \* (F-515 DMSO – Finnzymes Lot. 59)

<sup>9</sup> \* (Sigma Chemical Co., Estados Unidos de América)

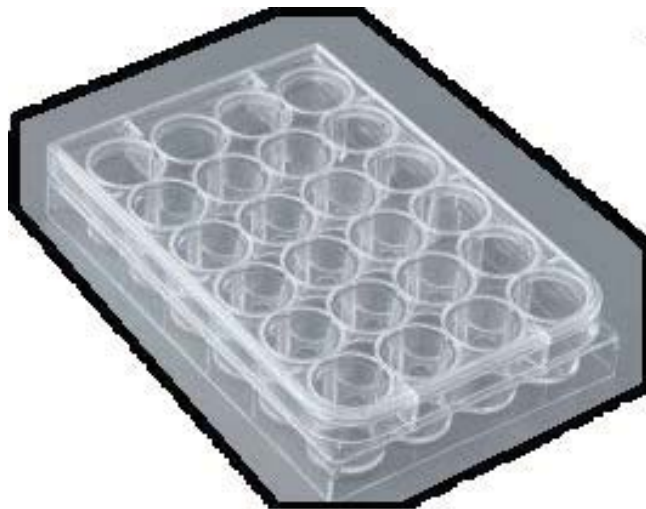
Ciudad Universitaria), se inocularon en medio MEM enriquecido (EMEM: Eagle's Minimum Essential Medium) Medio Eagle para Cultivo Celular Complementado), y se incubaron a 37° C en estufa de CO<sub>2</sub> durante 48 hrs.

Se realizó la tripsinización y disgregación celular, como lo indica Moscona 1952<sup>52</sup>. Posteriormente, se tomó 1 ml de la suspensión celular de cada pozo, se colocaron en otra botella nueva Nunc®<sup>10\*</sup> de 25 ml para cultivo celular y se agregaron 5 ml de medio MEM enriquecido. Finalmente, se observaron en el microscopio para rectificar la presencia de células y su correcta disgregación.

La botella se incubó en estufa de CO<sub>2</sub> a 37° C durante 24 a 48 hrs, observándose diario; el pase de células se hizo cada vez que la monocapa celular estaba entre el 70% y el 100% de su desarrollo.

#### INOCULACIÓN DE CÉLULAS CON LAS MUESTRAS YA FILTRADAS.

Una vez con la monocapa de células en crecimiento de un 70%, se procedió a la inoculación.



(Domínguez, Torres. 2011)

**Figura 22. Caja para cultivo celular**

---

<sup>10</sup> \* (Thermo Scientific)

Posteriormente, se realizó un pase de las células a otra caja nueva con otra capa celular nueva; y a los siete días después de la inoculación celular, se realizó otro pase de las células contenidas en la caja de cultivo celular.

#### OBTENCIÓN DE *Chlamydia spp.*

Para la obtención de *Chlamydia spp.*, se despegó el tapete de células y se tomó la primer muestra para frotis. Se recolectó todo el medio, y las muestras fueron sonicadas a una potencial real de 100 watts, manteniendo la suspensión celular en un baño de hielo; repitiéndose así hasta completar 3 ciclos de 15 segundos por 15 segundos de descanso; para ello se empleo un generador Sonifier-450<sup>11\*</sup> equipado con micropunta. Posteriormente se centrifugaron durante 10 minutos a 1000 rpm.

Después, se recolectaron 20ml del sobrenadante y depositaron lentamente en tubo de UFC con Ioditras al 76%<sup>12\*</sup>. Se ultracentrifugaron a 50,000 xg/1hr a 4°C y se retiró el sobrenadante. El botón que se formó, se resuspendió en 2 ml de Solución Amortiguadora TRIS-HCL. Se procedió a tomar la segunda muestra de las muestras, pero ya sonicadas.

Se realizaron los frotis con las muestras obtenidas durante la purificación, fueron teñidos con tinción de STAMP<sup>53</sup>, y observadas al microscopio para su valorización (Anexo 11).

---

<sup>11\*</sup> (Branson Ultrasonic Co., Danbury. Co. EEUU)

<sup>12 \*</sup> (Justesa. Imagen Mexicana S. A .de C. V.)

## 5.8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Las pruebas para diagnóstico fueron de tipo cualitativo y los resultados se analizaron en base a:

- ✓ Prevalencia<sup>54, 55</sup>: Para conocer la proporción de ovinos que presentaban la enfermedad en el momento del muestreo. La fórmula empleada fue:

$$P = \frac{\text{Número de animales positivos a la prueba diagnóstica}}{\text{Total de población en ese momento}} \times 100$$

## 6. RESULTADOS

De los resultados obtenidos, se pudo observar que la enfermedad con mayor seroprevalencia en las cinco UPO fue la de linfadenitis caseosa con 16.86% (83/492 animales), seguida de paratuberculosis con 10.36% (51/492 animales), leptospirosis con 2.64% (13/492 animales), y brucelosis con 0.40% (2/492 animales). La queratoconjuntivitis infecciosa solo fue detectada en un 0.40% (2/492 animales) de los cuales los casos con signos clínicos fueron encontrados en una sola de las UPO (Figura 23).

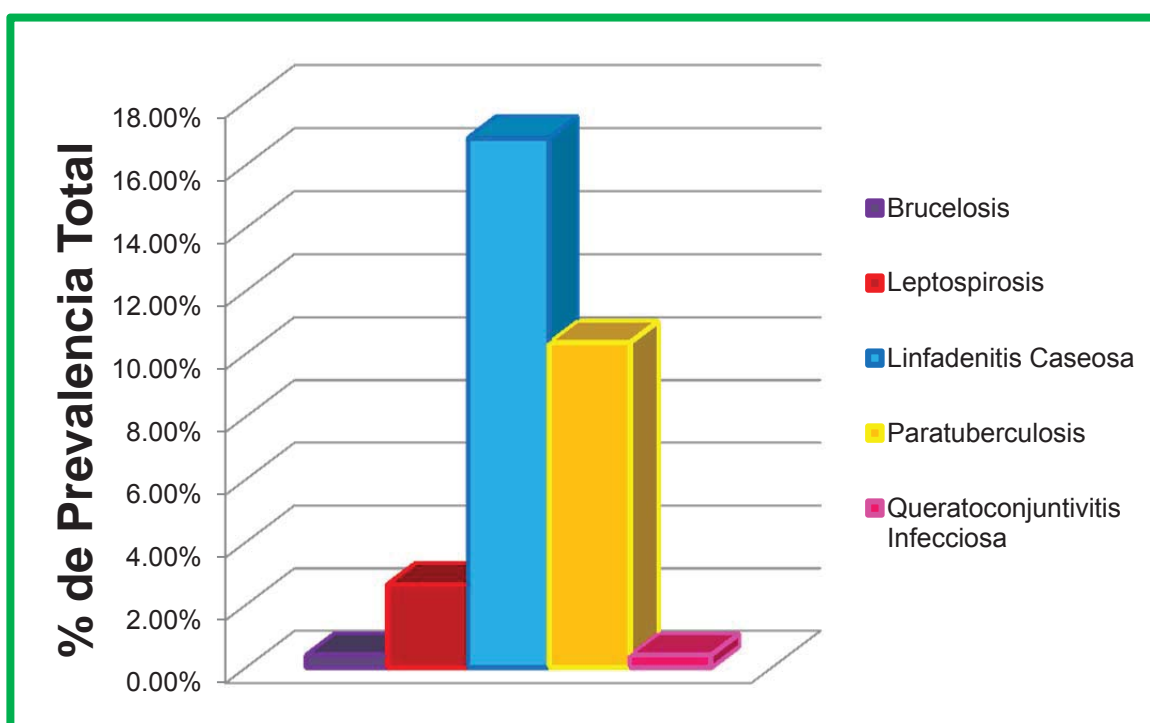


Figura 23. Gráfica de % de Prevalencia Total

### Brucelosis:

La prevalencia total de brucelosis fue de 0.40% y en el caso de machos, la prevalencia de animales infectados a *B. ovis* fue nula en las cinco UPO (Cuadros 3 y 4).

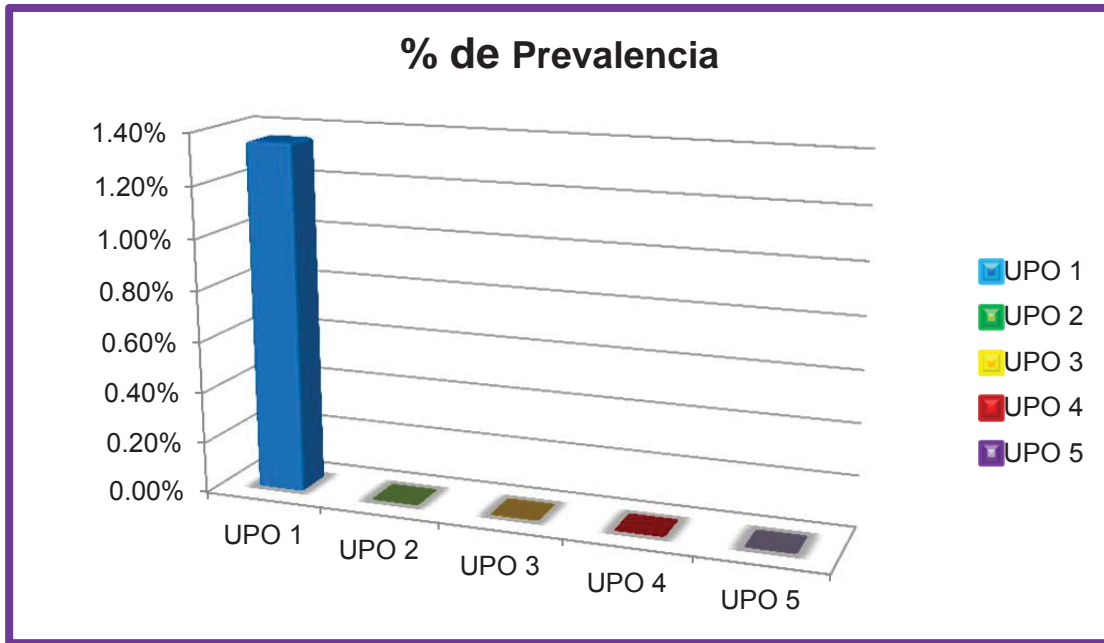
**Cuadro 3. Resultados Generales de Brucelosis de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total animales de las cinco UPO	Número de animales Positivos a Brucelosis	Número de animales Negativos a Brucelosis	% prevalencia de las cinco UPO
492	2	490	0.40%

**Cuadro 4. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total machos de las cinco UPO	Número de animales Positivos a IDD	Número de animales Negativos a IDD	% prevalencia de las cinco UPO
63	0	63	0%

Cabe destacar que solo la UPO 1, resultó positiva a *Brucella sp.* (1.36%) (Figura 24). Solo dos de los animales de esta fueron positivos, una hembra y un macho, a la prueba de Tarjeta al 3% (Cuadro 5) y negativas a las pruebas de IDR e IDD (macho) (Anexo 12).



**Figura 24. Porcentaje de prevalencia total de brucelosis de las 5 UPO**

**Cuadro 5. Resultados de Brucelosis a la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 1:  
La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor					
		Número de animales Positivos a Tarjeta 3%	Número de animales Negativos a Tarjeta 3%	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	100	101	0.99%
	Machos	1	45	46	2.17%
UPO	Total	2	145	147	1.36%



## Leptospirosis:

La prevalencia total de leptospirosis considerando que la OIE<sup>58</sup> indica que títulos  $\geq 1:100$  se consideran positivos, de los 492 animales, 122 fueron positivos resultando una prevalencia general de 24.79% (Cuadro 6). Las serovariedades registradas con mayor frecuencia en las cinco UPO fueron: *L. pyrogenes*, *L. canicola* y *L. hardjo* (Cuadro 7). La UPO 1 fue la que mayor prevalencia presentó: 49.65% (Anexo 12).

**Cuadro 6. Resultados Generales de la prueba Microaglutinación en placa de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total animales de las cinco UPO	Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	% prevalencia de las cinco UPO
492	122	370	24.79%

**Cuadro 7. Prevalencia General a cada serovariedad de *L. interrogans* de las cinco UPO (1:100).**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	♀	♂	Total de animales	♀	♂	Total de animales
<i>L. icterohaemorrhagiae</i>	14	3	17	3.26%	4.76%	3.45%
<i>L. pyrogenes</i>	19	5	24	4.42%	7.93%	4.87%
<i>L. grippotyphosa</i>	11	1	12	2.56%	1.58%	2.43%
<i>L. canicola</i>	17	3	20	3.96%	4.76%	4.06%
<i>L. pomona</i>	12	0	12	2.79%	0%	2.43%
<i>L. hardjo</i>	17	1	18	3.96%	1.58%	3.65%
<i>L. wolffi</i>	15	1	16	3.49%	1.58%	3.25%
<i>L. tarassovi</i>	14	0	14	3.26%	0%	2.84%
<i>L. Bratislava</i>	11	1	12	2.56%	1.58%	2.43%

En diluciones  $\geq 1:200$ , de los 492 animales, 13 fueron positivos; con una prevalencia general de 2.64% (Cuadro 8). Las serovariedades más frecuentes en las cinco UPO fueron: *L. pyrogenes*, *L. icterohaemorrhagiae*, *L. pomona* y *L. hardjo* (Cuadro 9). La UPO 1 fue la más afectada seguida de la UPO 2, ni en la UPO 4 ni 5 se encontraron títulos positivos a leptospirosis en ninguna serovariedad (Figura 25)(Anexo 12).

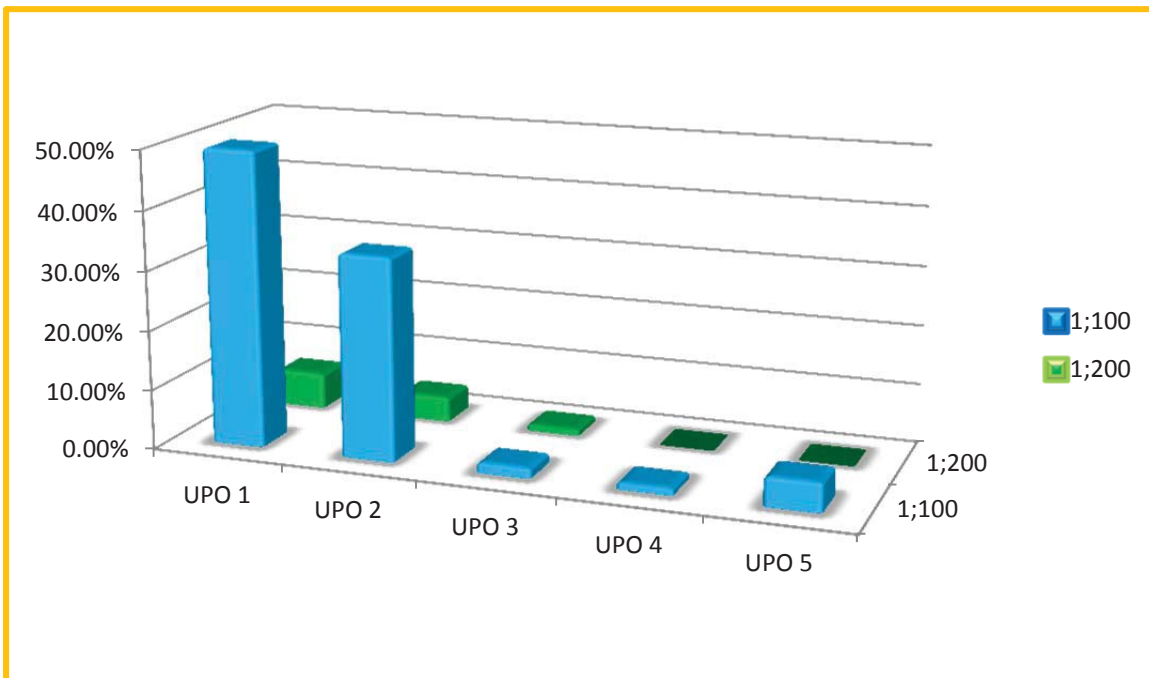
**Cuadro 8. Resultados Generales de la prueba Microaglutinación en placa de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total animales de las cinco UPO	Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	% prevalencia de las cinco UPO
492	13	480 %	2.64%

**Cuadro 9. Prevalencia General de 9 serovariedades de *L. interrogans* de las cinco UPO. (1:200)**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	♀	♂	Total de animales	♀	♂	Total de animales
<i>L. icterohaemorrhagiae</i>	1	1	2	0.23%	1.58%	0.40%
<i>L. pyrogenes</i>	2	2	4	0.46%	3.17%	0.81%
<i>L. grippotyphosa</i>	1	0	1	0.23%	0%	0.20%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	2	0	2	0.46%	0%	0.40%
<i>L. hardjo</i>	2	0	2	0.46%	0%	0.40%
<i>L. wolffi</i>	1	0	1	0.23%	0%	0.20%
<i>L. tarassovi</i>	0	1	1	0%	1.58%	0.20%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

En la Figura 25 se pueden observar las diferencias con respecto a los animales positivos en 1:100 y en 1:200 por UPO:



**Figura 25. Porcentaje de prevalencia total de leptospirosis de las 5 UPO, (animales con resultados positivos en diluciones 1:100 y 1:200).**

**Linfadenitis caseosa:**

De los 492 animales muestreados para la detección de linfadenitis caseosa 83 dieron positivos en la prueba de ELISA, 108 sospechosos y 301 negativos. (Cuadro 10). Para la interpretación de resultados se tomaron en cuenta los siguientes valores como punto de corte:

Interpretación de resultados:

	NEGATIVO	SOSPECHOSO	POSITIVO
VALOR	< 0.192	= 0.192 - 0.288	> 0.480

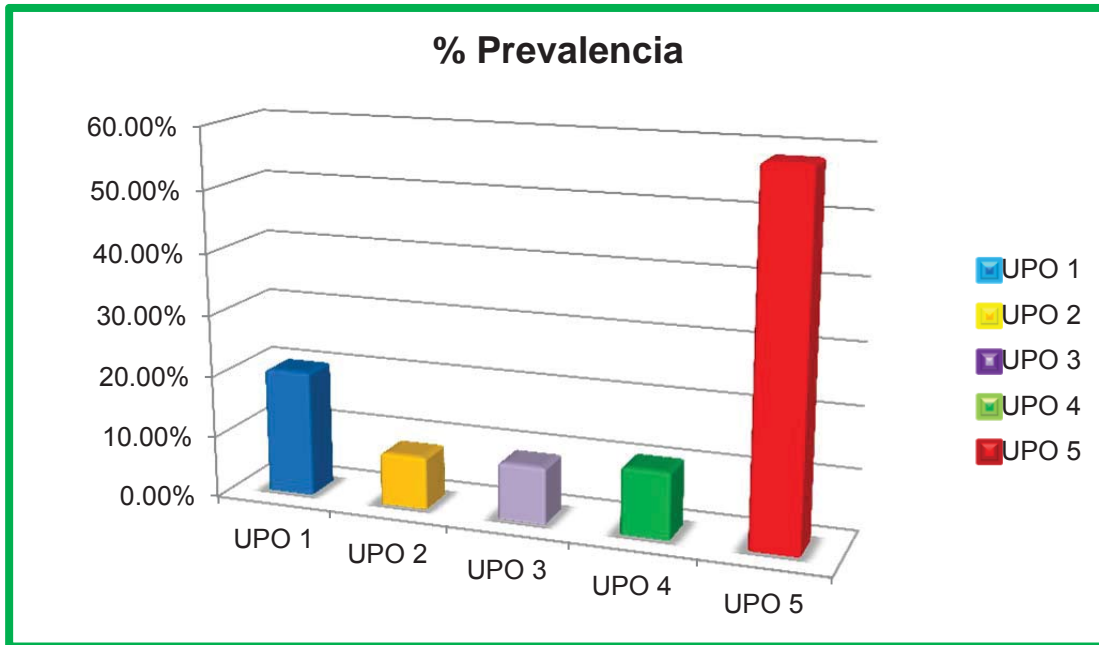
Los puntos de corte se establecieron, basándose en la densidad óptica obtenida a partir del control positivo (0.480), este valor se tomó como el 100%; valores mayores a esto, se consideraron como positivos. Las densidades ópticas de 0.192 y 0.288 se establecieron como el 40 y 60% y sueros dentro de estos valores se consideraron sospechosos. Sueros con densidades ópticas menores a 0.192 se consideraron negativos.

De los animales examinados, solo alrededor de un 10% mostraban signología clínica, los demás fueron detectados serológicamente.

**Cuadro 10. Resultados Generales de las cinco UPO de la prueba ELISA para el diagnóstico de linfadenitis caseosa en ovinos**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.				
Total animales de las cinco UPO	Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Sospechosos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	% prevalencia de las cinco UPO
492	83	108	301	16.86%

La UPO 5 fue la que mayor prevalencia a linfadenitis caseosa mostró con 58.53%. Tan solo 4 animales resultaron negativos, 13 sospechosos y 24 positivos de un total de 41 animales y a pesar de ser menor el número de animales que en el resto de las UPO, la positividad es mayor (Figura 26) (Cuadro 11) (Anexo 12).



**Figura 26. Porcentaje de prevalencia total de linfadenitis caseosa en las 5 UPO.**

**Cuadro 11. Resultados a la prueba de ELISA en placa de la UPO 5.**

Unidad de Producción Ovina 5.						
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Sospechosos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	22	13	4	39	56.41%
	Machos	2	0	0	2	100%
UPO	Total	24	13	4	41	58.53%

**Paratuberculosis:**

Para el diagnóstico de paratuberculosis 51 de los 492 animales muestreados salieron positivos a la prueba de ELISA (Cuadro 12). Solo se

muestrearon animales adultos y las edades variaban entre los 2 y más de 4 años de edad.

A los animales positivos a la prueba de ELISA, se les aplicó PCR-Anidada y se hicieron frotis de heces teñidos con Zhiel-Neelsen. Sin embargo, no todos los animales positivos al ELISA se pudieron muestrear después, ya que los animales no se encontraron a la segunda visita a las UPO, la cual se realizó 3 meses después del primer muestreo. De esto, solo 35 animales fueron muestreados, 14 salieron positivos a PCR (Anexo 13) y ninguno a la tinción de heces (Figura 27).

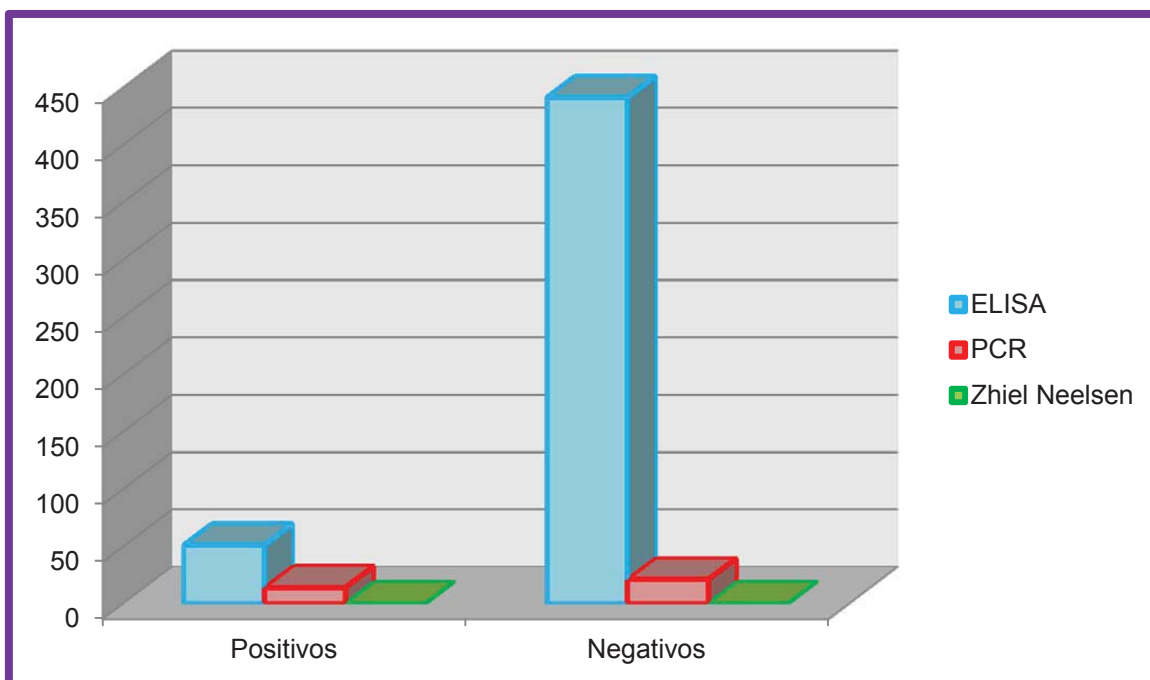
Para la interpretación de resultados como puntos de corte se tomaron los valores establecidos en una prueba de ELISA para ptb desarrollada en el CENID Microbiología Animal:

Interpretación de resultados:

	NEGATIVO	POSITIVO
VALOR	< 0.296	> 0.296

**Cuadro 12. Resultados Generales de las cinco UPO de la prueba ELISA para el diagnóstico de paratuberculosis en ovinos de las 5 UPO.**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total animales de las cinco UPO	Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	% prevalencia de las cinco UPO
492	51	441	10.36%



**Figura 27. Cantidad de animales positivos a ELISA, PCR-Anidada y Zhiel Neelsen a paratuberculosis**

La UPO con mayor prevalencia a paratuberculosis fue la UPO 3 con 23.56%. (Cuadro 13) (Anexo 12).

**Cuadro 13. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote					
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	38	132	170	22.23%
	Machos	3	1	4	75%
UPO	Total	41	133	174	23.56%



### Queratoconjuntivitis infecciosa:

En el caso de la queratoconjuntivitis infecciosa, de las muestras analizadas solo la UPO 1 resultó positiva a la presencia de *Chlamydia spp.*; de los diez animales con signos clínicos encontrados solo dos dieron positivas al cultivo celular y Tinción STAMP (Anexo 12).

La prevalencia general fue de 0.40% (Cuadro 14) y en la UPO 1 la prevalencia fue de 1.36% (Cuadro 15).

**Cuadro 14. Resultados y prevalencia al aislamiento de *Chlamydia* de las cinco UPO**

Prevalencia al aislamiento de <i>Chlamydia</i> de las cinco UPO					
		Número de animales Positivos al aislamiento	Número de animales Negativos al aislamiento	Total de animales	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	428	429	0.23%
	Machos	1	62	63	1.58%
UPO	Total	2	490	492	0.40%

**Cuadro 15. Resultados y prevalencia al aislamiento de *Chlamydia* en la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Prevalencia al aislamiento de <i>Chlamydia</i> de la UPO 1: La Quinta Mejor					
		Número de animales Positivos al aislamiento	Número de animales Negativos al aislamiento	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	100	101	0.99%
	Machos	1	45	46	1.58%
UPO	Total	2	145	147	1.36%

## 7. DISCUSIÓN

En la **brucelosis**, los ovinos constituyen huéspedes naturales de *B. ovis* y *B. melitensis*. Según Blasco<sup>57</sup>, *B. ovis* ha sido descrita en Nueva Zelanda, Australia, EU, Rusia, Rumania, Hungría, Francia, Alemania, España, Canadá, Perú, Uruguay, Chile, Brasil y México. De acuerdo con Garibay 1986<sup>58</sup> y Ramos 1986<sup>59</sup>, en México es frecuente la explotación mixta de ovinos y caprinos y es importante considerar la infección de ovinos por *B. melitensis* aunado a que éstos no se vacunan contra este tipo de brucella. Es posible también, que la presencia de anticuerpos a *B. abortus* en ovinos corresponda a una contaminación cruzada entre especies animales por prácticas pecuarias, donde existe un continuo contacto entre las especies en las UPO<sup>60</sup>.

Serológicamente, la UPO 1, resultó positiva. Solo dos de los animales de esta fueron positivos, una hembra y un macho, a la prueba de Tarjeta al 3%, sin embargo, al salir negativos a las pruebas de IDR e IDD se sugiere la posible presencia de falsos positivos.

La aplicación de sistemas de crianza semiestabulados y no trashumantes, que permiten que los animales tengan un lugar fijo, tanto de residencia como de alimentación, el tamaño de la UPO y el tipo de producción, se ha asociado con la seroprevalencia de brucelosis, en pequeños rumiantes<sup>61, 62</sup>.

Con base a un estudio realizado en 1997, los estados con mayor cantidad de hatos afectados por *B. ovis* fueron Hidalgo, Puebla, Estado de México y Jalisco<sup>63</sup>. En otros estudios realizados en los años 2000, 2001 y 2002 los estados con mayor seroprevalencia fueron el Estado de México con 15.6%, Tlaxcala y Guanajuato con 26.3% y 37.2% y Yucatán con 8.3% respectivamente<sup>64</sup>. Sin embargo, en este trabajo, de los sementales muestreados en las 5 UPO del Estado de México ninguno salió positivo (0%). Cabe destacar que las muestras tomadas correspondían solo a 63 animales, sin ser este un número representativo para el Estado, solo de interés para fines de este trabajo.

En el caso de **leptospirosis**, Blaha 1995<sup>65</sup> menciona que las serovariedades más comunes en pequeños rumiantes son *L. grippityphosa* y *L. pomona*, siendo las serovariedades de más rara presentación: *L. icterohaemorrhagiae*, *L. hardjo* y *L. sejroe*. Sin embargo, varios autores concuerdan en que los ovinos pueden ser afectados por otras serovariedades menos comunes y que además, llegan a actuar como portadores accidentales, infectándose de otras serovariedades comúnmente halladas en otros animales domésticos y salvajes de la región <sup>21, 66, 67</sup>.

De acuerdo con Ayanegui 2009<sup>68</sup>, la leptospirosis es poco frecuente en ovinos y caprinos y cuando se presenta es similar a bovinos; de asintomática a clínica y encontró que las serovariedades *hardjo* y *pomona* fueron las de mayor prevalencia en ambos rumiantes.

En diluciones  $\geq 1:200$ , las serovariedades más frecuentes en las cinco UPO fueron: *L. pyrogenes*, *L. icterohaemorrhagiae*, *L. pomona* y *L. hardjo*. En un estudio realizado en México, Luna 2009<sup>22</sup> reportó que las serovariedades más frecuentes de *Leptospira* encontradas fueron *L. icterohaemorrhagiae* cepa Palo Alto (aislado mexicano) 33%, *L. bratislava* 23%; *L. canicola* 10% y *L. hardjo* genotipo hardjoprajitno cepa H-89 (aislado mexicano) 9%.

Sin embargo cabe aclarar, que las serovariedades aisladas de otros grupos de ovinos en otras partes del mundo difieren, tal y como lo demuestra: Hermann 2004<sup>69</sup> en un estudio realizado en Brasil con 1360 sueros de ovino en donde las serovariedades más comunes encontradas fueron *hardjo* (28.4%), *sentot* (16.8%), y *hardjoprajitno* (14.5%); *pyrogenes* se encontró en un 1.8%. Escócio 2008<sup>70</sup> realizó otro estudio en donde las serovariedades de mayor prevalencia en cuatro UPO fueron *autumnalis* y *pyrogenes*, al igual que Cardoso 2008<sup>71</sup> quien encontró que *icterohaemorrhagiae* y *pyrogenes* eran las de mayor prevalencia, de la misma manera como lo encontrado en este trabajo para la serovariedad de *pyrogenes*.

En México hay pocos reportes del aislamiento de leptospira en ovinos naturalmente infectados y todo se restringe principalmente al diagnóstico

serológico. En ningún animal que dio como positivo en este trabajo se detectó el cuadro clínico, por lo que en vez de tomar la dilución 1:100 como lo marca la OIE<sup>56</sup> se tomó la de 1:200 como positiva y aun así los animales no presentaban el cuadro clínico sugerente de leptospirosis.

Según Paton 2005<sup>72</sup>, la **linfadenitis caseosa** es una enfermedad de curso crónico cuya presentación aumenta con la exposición repetida a *Corynebacterium pseudotuberculosis* en el medio ambiente y durante las esquilas del animal por lo que es considerada más frecuente en animales adultos.

En México no se han realizado reportes oficiales sobre la prevalencia de linfadenitis caseosa. Se han realizado estudios en animales adultos en distintos países con porcentajes que van de un 50% a un 60% de acuerdo con lo mencionado por Lloyd 2000<sup>23</sup>, superiores al 16.86% encontrado en este trabajo. Cetinkaya 2002 menciona que en Norteamérica la prevalencia promedio es del 8%<sup>73</sup> e Ivanovic 2009 reporta una prevalencia del 22%<sup>74</sup>.

En este trabajo, esta fue la enfermedad de mayor prevalencia, sin embargo, no es representativa de todo el Estado, ya que solo fueron cinco UPO las muestreadas. La UPO 5 fue la que mayor prevalencia mostró con 58.53%, situándose dentro del % citado por Lloyd 2000<sup>23</sup>. Cabe señalar, que el alto porcentaje de prevalencia de esta enfermedad pudo estar determinado por el punto de corte establecido; es por eso, que al ser una técnica de diagnóstico nueva, es necesario continuar con estos estudios para poder establecer un punto de corte más preciso.

García 2008 menciona que en el 90% de los casos no se observan los signos clínicos<sup>75</sup>. Clínicamente, se encontraron pocos animales con cuadro clínico y muchos seropositivos, esto puede deberse a que estos animales se encontraban en una etapa temprana de presentación de la enfermedad, además, también existe la posibilidad de que al ser un organismo intracelular el causante de la enfermedad, esta no haya sido detectada por la prueba de ELISA al momento del muestreo.

En este estudio, de los 492 animales, 83 resultaron positivos, es decir, un 16.86%. Esto se determinó solamente por serología y no por aislamiento o necropsia.

Santillán 2006<sup>76</sup> habla de una prevalencia de 2.6% a 21.6% de **paratuberculosis** en México. En estudios realizados por Chávez 2009<sup>77</sup> la prevalencia de paratuberculosis en ovinos en algunos estados de la República Mexicana fue de: Guanajuato 8.04% (16/199 animales), Jalisco 19.01% (27/142 animales), San Luis Potosí 58.33% (14/24 animales), Querétaro 0% (0/5 animales) y DF 80% (4/5 animales). Serológicamente, en el presente trabajo, la prevalencia fue del 10.36% en total y al menos en cada una de las UPO se encontró un positivo. Sin embargo, De Juan 2010<sup>78</sup> señala que esta enfermedad se caracteriza por el denominado “efecto iceberg”: solo un pequeño porcentaje de seropositivos (15-25%) se detectan mediante pruebas diagnósticas y muchos animales quedan como falsos negativos, razón por la cual, no todos los animales que dieron positivos a ELISA dieron positivos a PCR, al igual que aquellos que nos dieron como negativos al ELISA nos pudieron haber dado positivos en el resto de las pruebas.

De los animales positivos solo unos cuantos presentaban baja condición corporal y solo uno presentaba diarrea. De Juan 2010<sup>78</sup> indica que solo entre el 10-20% presentan diarrea crónica y la pérdida crónica de peso es el signo característico.

Las pérdidas económicas derivadas de esta enfermedad son cuantiosas y se deben tanto a causas directas (disminución de la producción láctea, mayor susceptibilidad a otras enfermedades, infertilidad, y disminución del valor de los animales en el matadero en casos crónicos) como a causas indirectas e inaparentes (restricciones en el mercado ganadero, movimiento de los animales, instauración de medidas preventivas y pérdidas de potencial genético).

Con los resultados obtenidos hasta el momento, se pone de manifiesto que la enfermedad está presente en la ovinocultura del Estado de México afectando a

un 10.36% de la población muestral y que, a nivel explotación se incrementa hasta un 23.56%, es una enfermedad crónica, un animal tarda 2 a 3 años para presentar la signología y es común que mueran sin presentar signos, por lo que tomar las medidas necesarias para su control podría disminuir el riesgo de su propagación.

En el caso de la **queratoconjuntivitis infecciosa**, de las muestras analizadas solo se tuvieron dos muestras positivas a la presencia de *Chlamydia spp.*

Existen varias variedades de *Chlamydia spp.*: *C. psittaci* infecta a una gran variedad de aves, mamíferos y ocasionalmente humanos y la *C. pecorum* infecta a rumiantes, cerdos y koalas. En ovejas y cabras la *C. pecorum* causa neumonía, conjuntivitis y artritis pero es aislada con frecuencia de infecciones intestinales asintomáticas<sup>79</sup>.

*Chlamydia pecorum* y *Mycoplasma conjunctivae* son consideradas los principales agentes etiológicos de la queratoconjuntivitis infecciosa en borregos<sup>80</sup>.

Conociendo las bases de la epidemiología y de la transmisión de la queratoconjuntivitis, algunos de los factores que predisponen a un ovino a contraer la enfermedad es la época del año; se sabe que las lesiones corneales por exceso de luz ultravioleta, nubes de polvo, insectos voladores y hasta la carencia de vitamina A; son todas causas predisponentes que se presentan en verano<sup>28</sup>. Es importante aclarar que las muestras se tomaron en época de otoño, es decir, cuando los ovinos no están tan expuestos a los factores predisponentes.

En cuanto al manejo, todas las maniobras que impliquen concentrar animales, favorece la transmisión de los agentes de la enfermedad por contacto de los animales entre sí<sup>81</sup>.

El diagnóstico realizado en base a la detección de la bacteria en frotis y el cultivo celular fueron de gran ayuda para establecer la importancia de la queratoconjuntivitis en las UPO donde se trabajo. Varios intentos se han hecho para poder desarrollar técnicas más específicas que puedan distinguir entre

infecciones por *C. psittaci* y *C. pecorum*. Sin embargo, ninguna de estas pruebas - era lo suficientemente sensible y específica<sup>28, 82</sup>.

Esta es una enfermedad de gran importancia económica. La tasa de morbilidad es muy alta, alrededor del 90%, es mayor en los jóvenes que en los adultos, raramente es fatal y todos los animales muestran una evidente caída en su estado físico y por lo tanto en su productividad. Su severidad está determinada por infecciones secundarias bacterianas<sup>82, 83</sup>.

Finalmente cabe aclarar que las 5 enfermedades diagnosticadas están presentes en por lo menos una de las 5 UPO, por lo que es importante establecer medidas de control para evitar su propagación.



## 8. CONCLUSIONES

- ♣ Se obtuvieron por medio de encuestas datos que ayudaron al diagnóstico de las enfermedades en las unidades de producción visitadas y en base a pruebas de laboratorio se diagnosticaron las enfermedades bacterianas más frecuentes en cinco UPO del Estado de México.
- ♣ Se detectó la presencia de brucelosis, leptospirosis, linfadenitis caseosa, paratuberculosis y queratoconjuntivitis infecciosa en las cinco UPO. La prevalencia detectada de estas enfermedades fue de: linfadenitis caseosa 16.86% (83/492 animales), paratuberculosis 10.36% (51/492 animales), leptospirosis 2.64% (13/492 animales), brucelosis 0.40% (2/492 animales) y queratoconjuntivitis infecciosa 0.40% (2/492 animales en una UPO).
- ♣ La presencia de estas enfermedades indica que aún hacen falta medidas de control para evitar su propagación las cuales dependen también de la cooperación del productor.
- ♣ Se sugirieron algunas medidas de control para evitar y controlar la presencia de las enfermedades detectadas en las cinco UPO.

## 9. RECOMENDACIONES

### 9.1 RECOMENDACIONES GENERALES

- ♣ Al establecer programas de control le permitirá al productor reducir las pérdidas económicas, mejorar las condiciones de rebaños afectados, disminuir la transmisión de las enfermedades, y proteger a los rebaños infectados o de bajo riesgo.
  
- ♣ Limitar la movilización de animales entre explotaciones de aquellas que hayan sido diagnosticadas negativas y continuar con el monitoreo y diagnóstico de las enfermedades antes de ingresar un animal de reciente adquisición.
  
- ♣ Apoyarse en pruebas de laboratorio y determinar posibles factores de riesgo para controlar las enfermedades.
  
- ♣ Asesoramiento con un Médico Veterinario Zootecnista capacitado en la producción ovina.

### 9.2 RECOMENDACIONES PARTICULARES

#### BRUCELOSIS

- ♣ La vacunación debe ser considerada como una herramienta importante para evitar la transmisión de la brucelosis entre los animales, para ovinos se utiliza la cepa Rev1 de *B. melitensis*. Sin embargo, el uso de vacunas solamente no es suficiente para el control de la enfermedad, sobretodo en explotaciones con alta prevalencia de brucelosis. Hasta el momento las vacunas para combatir la brucelosis en ovinos por *B. ovis* no son prácticas.

- ♣ Además, se requiere medidas de bioseguridad adicionales como el monitoreo serológico continuo, con la finalidad de identificar oportunamente animales que empiezan la enfermedad y evitar que contagien a otros animales sanos al momento del parto o el aborto, no alimentar a las crías con la leche de madres brucelosas. Se deben mejorar las prácticas de manejo en la unidad de producción, evitar la entrada de fauna nociva como roedores, perros o predadores. Se deben eliminar los animales con resultados positivos a brucelosis.

## LEPTOSPIROSIS

- ♣ El tipo de asociación epidemiológica es la base para establecer las medidas de control e impacto de la leptospirosis.
- ♣ Se recomienda llevar un control permanente de fauna silvestre y fauna nociva como ratas, palomas, moscas e insectos; limitación de entrada de perros a las instalaciones y a la zona de pastoreo en explotaciones semí y extensivas y no pastorear en ella otras especies como bovinos ya que pueden favorecer un brote de leptospirosis por la serovariedad *hardjo* principalmente.
- ♣ Las medidas higiénicas y de manejo son básicas para el control de la leptospirosis, se recomienda el uso de tapetes sanitarios, control de entrada y salida de personal y de vehículos, un buen funcionamiento del drenaje, suministrar agua potable a los animales y para una adecuada limpieza, evitar encharcamientos, desinfección de instalaciones después de ser utilizadas por animales enfermos o en cuarentena.

## LINFADENITIS CASEOSA

- ♣ Se recomienda aislar a los animales que hayan cursado con la enfermedad ya que permanecen como portadores por toda su vida. Evitar el contacto con agua, tierra, estiércol y alimentos contaminados; y limpiar y desinfectar todo objeto que haya tenido contacto con el exudado. Separar a los animales con

signología clínica con el fin de que los animales tengan menos contacto con las secreciones de los linfonodos afectados al debridar.

- ♣ Existen vacunas comerciales para combatir la linfadenitis caseosa, sin embargo no están disponibles en México.

## PARATUBERCULOSIS

- ♣ La enfermedad es importante y frecuente cuando los animales son mantenidos en estabulación total, principalmente en corderos engordados o finalizados en corral o los ovinos que son sometidos a estrés de transporte, manejo, destete, etcétera.
- ♣ Para lograr su control debe contarse con pruebas de diagnóstico sensibles y específicas que sirvan como herramientas para detectar y eliminar fuentes infecciosas en las explotaciones, así como también evitar la movilización de animales enfermos que sirvan como diseminación de la misma.
- ♣ Considerando que la paratuberculosis es un problema de rebaño y que conforme pase el tiempo esta se irá incrementado dentro del mismo, la clave en el control de la enfermedad es detectar y enviar al rastro a todos los animales que muestren signos clínicos de paratuberculosis.

## QUERATOCONJUNTIVITIS INFECCIOSA

- ♣ Como esta enfermedad cursa en un periodo relativamente corto y desaparece sin dejar lesiones ni cicatrices, es importante evitar el contacto con aerosoles contaminados, evitar el contacto directo y controlar la presencia de vectores como moscas y garrapatas. Se pueden administrar antibióticos por vía parenteral, o vía local; la base del tratamiento son los colirios tópicos, con formulaciones que contengan antibióticos como penicilina, furazolidona, cloranfenicol u oxitetraciclina., tanto en líquido, ungüento, polvo como en spray.

Es importante contemplar que la realización de algunas de estas medidas están condicionadas a la capacidad económica del productor y de la estrecha comunicación con el Médico Veterinario para la aclaración de dudas respecto a cada una de las principales enfermedades presentes en su unidad de producción.

## 10. BIBLIOGRAFÍA

1. Oficialdegui R. Sheep Production Systems at pasture. Revista Alpa. 2002; 10(2): 110-116.
2. DeLucas, J. y Aribiza A. Producción Ovina en el Mundo y México. México: Editores Mexicanos Unidos; 2000.
3. Martin W.B. Enfermedades de la Oveja. 2°ed. España: Acribia; 2002: 10, 230-239.
4. Pijoan P, Tórtora J. Principales Enfermedades de los Ovinos y Caprinos. México: UNAM; 1986: 1-13, 323-327.
5. Cunnigham JMM. Ganado Ovino: Un Recurso Mundial. En: Martin WB, Aitken ID. Enfermedades de la Oveja. 2° ed. España: Acribia S.A; 2000: 3-9.
6. FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. FAOSTAT México; 2009.
7. Rodríguez H, Acurero M, Quintana H. La Producción Ovina en Venezuela: Antecedentes y Zonas de Cría. FONAIAP Divulga. 1989: 32.
8. Pérez P. Características de la Producción Ovina y Caprina Mundial. Chile: Universidad de Chile; 2010.
9. Suárez DH, Sagarnaga VM, Salas GJM. Efecto de la Globalización de Mercados en la Ovinocultura. V Curso de Bases de la Cría Ovina. Asociación Mexicana de Técnicos Especialistas en Ovinocultura. Chapingo, México; 2000.
10. SIAP-SAGARPA. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. Población Ganadera Ovina de 2008. México: Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. SAGARPA; 2008.

11. Cuéllar OJA. Perspectivas de la Ovinocultura en México. Segundo Seminario sobre Producción Intensiva de Ovinos. Villahermosa (Tabasco) México; 2003.
12. Cuéllar OJA, Soto DLC, Delgado EM. La Producción Ovina Empresarial de México. La Revista del Veterinario. 2005; 0: 10-12.
13. Perea A, Arenas A, Maldonado A et al. Patología de los Pequeños Rumiantes en Imágenes Tomo II. Enfermedades de los Adultos, Enfermedades Infecciosas; 2002.
14. Nava LJ, Oliva H, Cuellar H. Mortalidad de los Ovinos de Pelo en Tres Épocas Climáticas en un Rebaño Comercial en la Chontalpa, Tabasco, México. Universidad y Ciencia. 2006; 22:119-129.
15. Turkson PK. Lamb and Kid Mortality in Village Flocks in the Coastal Savanna Zone of Ghana. Tropical Animal Health and Production. 2003; 35: 477-490.
16. Sargison Neil. Sheep Flock Health a Planned Approach. UK: Blackwell Publishing; 2008: 13-20, 25-27.
17. Aguilar RF. Toma y Envío de Muestras en Ovinos y Caprinos. En: Editores Díaz AE, Aguilar RF, Vázquez NJ. Manual Para El Diagnóstico De Enfermedades En Ovinos y Caprinos en México. México: Comité de Salud y Producción Ovina y Caprina; 2005: 11-18.
18. Méndez NG, Díaz AE, Morales AJF, Aguilar RF, Suárez GF. Epididimitis ovina: Estudio Bacteriológico y Serológico. Veterinaria México. 1999; 30(4): 329-335.
19. Díaz AE. Brucelosis en Ovinos. En: Editores Díaz AE, Aguilar RF, Vázquez NJ. Manual para el Diagnóstico de Enfermedades en Ovinos y Caprinos en México. México: Comité de Salud y Producción Ovina y Caprina; 2005: 34-36.



20. Tortora, P.J.L. Situación Sanitaria del Rebaño Nacional. La Revista del Borrego Mayo-Junio 2007; 46.
21. Faine S, Adler B, Bolin C, Perolat P. *Leptospira* and leptospirosis. 2<sup>a</sup> ed. Melbourne: MediSci. 1999: 272.
22. Luna AM, Banda RV, Jiménez EJM, Montes de Oca J, Arteaga TG, Guerra I. Leptospirosis Ovina. Foro Ovinos: Prevención y Diagnóstico de las Principales Enfermedades de los Ovinos; Metepec, Estado de México: Complejo "SEDAGRO"; 2009.
23. Lloyd SS. Linfadenitis Caseosa en Ovejas y Cabras. En: editores Melling M, Alder M. Manual para la Práctica Veterinaria. Práctica Ovina y Caprina. 1<sup>a</sup>ed. Argentina: Inter-Médica; 2000: 165-174.
24. Tadich N, Álvarez C, Chacón T, Godoy H. Caseous Lymphadenitis in Sheep at the IX Region of Chile. Med Vet. 2005; 37 (2): 161.167.
25. Jaimes NG, Santillán FMA, Hernández COA, Córdova LD, Guzmán RCC, Arellano RB et al. Detection of *Mycobacterium avium* subspecies paratuberculosis by Nested PCR of Ovine Fecal Samples. Veterinaria México. 2008; 39 (4).
26. Retamal P, Beltrán C, Abalos P, Quera P, Hermoso M. *Mycobacterium avium* subsp *paratuberculosis* y Enfermedad de Crohn: Evidencias de una Zoonosis. Revista Médica Chile. 2011; 139 (6): 794-801.
27. Mancera MA. Enterotoxemia Infecciosa de las Ovejas, Enfermedad de la Sobrealimentación, Riñón Pulposo, Enterotoxemia tipo D. En: Editores Díaz AE, Aguilar RF, Vázquez NJ. Manual para el Diagnóstico de Enfermedades en Ovinos y Caprinos en México. México: Comité de Salud y Producción Ovina y Caprina; 2005: 82-83.
28. Nietfeld JC. Chlamydial Infections in Small Ruminants. Vet Clin North Am Food Anim Pract. 2001; 17 (2): 301-314.

29. Krieg RN, Stayley TJ, Brown RD, Hedlund PB, Paster JB, Ward LN, Ludwig W, Whitman BW. *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*. 2<sup>nd</sup>ed, vol. 4. USA: Springer; 2011.
30. Mancera MA. Listeriosis. En: Editores Díaz AE, Aguilar RF, Vázquez NJ. *Manual para el Diagnóstico de Enfermedades en Ovinos y Caprinos en México*. México: Comité de Salud y Producción Ovina y Caprina; 2005: 52-53.
31. Carter GR. *Essentials of Veterinary Bacteriology and Mycology*. 1st ed. Michigan, USA: Michigan State University Press; 1982.
32. Pineda Y, Mora Y. Listeriosis. *Revista Digital CENIAP HOY*. 2006; 11.
33. Ortiz A. Prácticas Sanitarias en el Rebaño Ovino. *La Revista del Borrego* 2008; 51.
34. Tórtora J. Manejo sanitario del Rebaño Ovino. En: Pijoan P, Tórtora. *Principales Enfermedades de los Ovinos y Caprinos*. México: UNAM; 1986.
35. Scott Philip R. *Sheep Medicine*. UK: Manson Publishing Ltd; 2007: 7-11.
36. Secretaria de Agricultura, Ganadería y Desarrollo Rural. Norma Oficial Mexicana NOM-041-ZOO-1995. Campaña Nacional Contra la Brucelosis en los Animales. *Diario Oficial, México DF* 20 de agosto de 1996.
37. Norma Oficial Mexicana NOM-056-ZOO-1995. Especificaciones técnicas para las Pruebas Diagnósticas que realicen los Laboratorios de Pruebas aprobados en Materia Zoonosanitaria. *Diario Oficial, México DF*. Capítulo 11.
38. Alton GG, Jones LM, Angus RD, Verger JM. *Laboratory Techniques in Brucellosis*. Paris, France: INRA; 1988.
39. Blasco JM, Garin-Bastuji B, Marin CM, Gerbier G, Fanlo J, Jimenez de Bagues MP, Cau C. Efficacy of Different Rose Bengal and Complement

Fixation Antigens for the Diagnosis of *Brucella melitensis* Infection in Sheep and Goats. Vet Rec. 1994; 134: 415-420.

40. Díaz E. et al. Diagnóstico de Brucelosis Animal. Memorias “Curso Teórico Práctico de Brucelosis Animal”; 2001; Guanajuato: INIFAP, IICA, OPS y Fundación Guanajuato Produce.
41. Céspedes M, Glenny M. Manual de Procedimientos Bacteriológico y Serológico para el Diagnóstico de la Leptospirosis. Perú: Ministerio de Salud; 2002: 33-39.
42. Cole JR, Sulzer CR, Pursell AR. Improved Microtechnique for the Leptospiral Microscopic Agglutination Test. Appl. Microbiol. 1973; 25: 976-980.
43. Galton MM, Sulzer CR, Santa Rosa CA, Fields MJ. Application of a Microtechnique to the Agglutination Test for Leptospiral Antibodies. Appl. Microbiol. 1965; 13: 81–85.
44. Corona R, Morales JF, Martínez MG, García SE, Favila L, Cuéllar JA. Desarrollo de las Pruebas de ELISA e Inmunodifusión en Gel para el Diagnóstico de Linfadenitis Caseosa en Ovinos. 8° Seminario Internacional de Producción de Ovinos en el Trópico y 16° Congreso Nacional de Técnicos en Ovinocultura; Septiembre 2011; Villahermosa (Tabasco), México.
45. Yokomizo Y. et al. A Method for Avoiding False Positive Reaction in a Enzyme-Link Immunosorbent Assay (ELISA) for the Diagnosis for Bovine Paratuberculosis. Jpn J Vet Sci. 1983.
46. Milner AR et al. Analysis by ELISA and Western Blotting of Antibody Reactivities in Cattle Infected with Mycobacterium Paratuberculosis after Absorption of Serum With *M. phlei*. Res Vet SCI. 1987; 42: 140-144.

47. Martínez CAG. Desarrollo de una ELISA para el Diagnóstico de Paratuberculosis en Bovinos. (Tesis de Licenciatura). México DF: FMVZ, UNAM; 2009.
48. Payeur B. et al. Manual of Laboratory Methods in Veterinary Mycobacteriology for the Isolation and Identification of *Mycobacterium*. Ames, Iowa: United States Department of Agriculture, Animal and Plant Health Inspection Service, Veterinary Services. NSLV; 1993.
49. Garrido JM. et al. Use of PCR method on fecal samples for diagnosis of sheep paratuberculosis. *Vet Microbiol.* 2000; 77: 379-386.
50. Erume J et al. Rapid Detection of *Mycobacterium avium* subspecies paratuberculosis from cattle and zoo animals by Nested PCR. *Afr Health Sci.* 2001; 1: 83-89.
51. Martínez CCM. Papel de las Células NK y de los Linfocitos en la Respuesta Inmune frente a *Chlamydia abortus* en Modelo Murino. (Tesis Doctoral). Murcia, España: Universidad de Murcia; 2006.
52. Moscona AA. Cell Suspension from Organ Rudiments of Chick Embryos. *Exp Cell Res.* 1952; 3: 535.
53. Stamp JT, McEwen AD, Watt AA, Nisbet DI. Enzootic Abortion of Ewes. *Vet Rec.* 1950; 62: 251-254.
54. Jaramillo CJ. Epidemiología Veterinaria. México: Editorial Manual Moderno; 2009.
55. Daniel W. Bioestadística, Base para el análisis de las ciencias de la salud. 4ª Ed. México: Limusa Wiley; 2002: 150 - 202
56. OIE, Office International des Epizooties. Manual of Standards Diagnostic Test and Vaccines. 4 ed. OIE. Suiza, 2000.

57. Blasco JM. *Brucella ovis*. En: Animal Brucellosis. Editado por: Nielsen K, Duncan JR. Boca Ratón, Florida: CRC Press, 1990: 351-378.
58. Garibay LC. Encuesta serológica de brucelosis en ovinos y caprinos en cuatro diferentes ranchos del municipio de Tula, Hidalgo (Tesis de Licenciatura). México DF: FMVZ UNAM;1986.
59. Ramos RH. Determinación de anticuerpos contra *Brucella ovis* en suero de ovinos (Tesis de Licenciatura). México DF: FMVZ UNAM; 1986.
60. Lucero N, Ayala S, Escobar G, Jacob N. *Brucella* isolated in humans and animals in Latin America from 1968 to 2006. Epidemiol Infect. 2008; 136 (4): 496-503.
61. Toledo M, Delgado A, Suarez F, Noe N. Prevalencia de brucelosis caprina en tres distritos de la provincia de Cañete, Lima. Rev. Inv. Vet Perú. 2007; 18 (2):136-140.
62. Coelho AM, Coelho AC, G'ois J, Pinto M, Rodrigues J. Multifactorial correspondence analysis of risk factors for sheep and goat brucellosis seroprevalence. Small Ruminant Res. 2008; 78:181-185.
63. Núñez ED, Díaz E, Velázquez F, Trigo F, Suárez F. Presencia de Anticuerpos contra Diferentes Especies de *Brucella* en Sementales Ovinos Jóvenes. Vet. Méx. 1997; 28 (3).
64. Hernández AL, Palomares RG, Ochoa DV. Seroprevalencia de *Brucella ovis* en sementales procedentes de diferentes estados de la República Mexicana. XXVII Congreso Nacional de Buiatría. Villahermosa (Tabasco) México; 2003.
65. Blaha, T. Epidemiología Especial Veterinaria. España: Ed. Acribia; 1995: 164-172.
66. Levett Paul. Leptospirosis. Clinical Microbiology Reviews 2001; 14 (2): 296.

67. Ellis WA. Leptospirosis as a cause of reproductive failure. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.* 1994; 10 (3): 463-478.
68. Ayanégui MA. Relevance of Sheep and Goats Leptospirosis vs the Recognized Information in Cattle and Farmed Deer: Systematic Review. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán, UNAM. México; 2009.
69. Herrmann GP, Lage AP, Moreira EC, Haddad JPA, Resende JR, Rodrigues RO, et al. Soroprevalência de aglutininas anti-*Leptospira* spp. em ovinos nas mesorregiões sudeste e sudoeste do Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. . *Ciênc Rural.* 2004; 34(2): 443-8.
70. Escócio CF, Genovez ME, Castro V, Paulin LMS, Piatti RM, Okuda LH, et al. Perfil Sanitario de Rebaños Ovinos Criados Exclusivamente en Conjunto con Bovinos de la Región de Sorocaba, Sao Paulo. 35° Congreso Brasileño de Medicina Veterinaria, CONBRAVET. Brasil; 2008.
71. Cardoso MV, Lara MCCSH, Chiebao D, Gabriel FHL, Villalobos EMC, Paulin LM, et al. Determinación de la Condición Sanitaria de Rebaños Caprinos y Ovinos en la Región del Suroeste de Sao Paulo, Brasil. 35° Congreso Brasileño de Medicina Veterinaria, CONBRAVET. Brasil; 2008.
72. Paton MW, SS Sutherland, IR Rose, RA Hart, AR Mercy, TM Ellis. The Spread of *Corynebacterium pseudotuberculosis* Infection to Unvaccinated and Vaccinated Sheep. *Aus Vet.* 2005; *J* 72: 266-269.
73. Cetinkaya B, Karahan M, Atil E, Kalin R, De Baere T, Vaneechoutte M. Identification of *Corynebacterium pseudotuberculosis* Isolates from Sheep and Goats by PCR. *Veterinary Microbiology.* 2002; 88: 75-83.

74. Ivanovic S, Zutic M, Pavlovic I, Zujovic M. Caseous Lymphadenitis in Goats. *Biotechnology in Animal Husbandry*. 2009; 25: 999-1007.
75. García VSE, Martínez RHA, Muñoz GMA, Mendoza SMA, Sánchez PMJ, Urquiza PMP. Establecimiento de una Prueba de ELISA para el Diagnóstico de Linfadenitis Caseosa en Cabras. XXI Congreso Panamericano de Ciencias Veterinarias. Guadalajara (Jalisco) México; 2008: 956-960.
76. Santillán FMA, Córdova LD, Guzmán RCC, Jaimes MNG, Hernández COA. Situación Epidemiológica de la Paratuberculosis Ovina en el Estado de Guanajuato, Resultados Preliminares. XXX Congreso Nacional de Buiatría. Guerrero, México; 2006.
77. Chávez G. Taller de Planeación Enfocado a la Atención de la Paratuberculosis en México. Tequisquiapan (Querétaro) México; 2009.
78. De Juan L, Castellanos E, Aranz A. Herramientas para el Diagnóstico de la Paratuberculosis. *Portal Veterinaria Albéitar*. 2010; 419
79. A. Rodolakis. Clamidiosis en Cabras. *International Veterinary Service*; 2008.
80. Lysnyansky I, Levisohn S, Bernstein M, Kenigswald G, Blum S, Gerchman I, Elad D, Brenner J. Diagnosis of *Mycoplasma Conjunctivae* and *Chlamydophila* spp. in an Episode of Conjunctivitis/Keratoconjunctivitis in Lambs. *Israel Journal of Veterinary Medicine*. 2007; 62 (3)(4).
81. Jones GE. Infectious Keratoconjunctivitis. En: *Diseases of Sheep*, de WB Martin y ID Aitken. Blackwell Scientific Publication; 1991: 280-283.
82. Kaltenboeck B, Heard D, DeGraves FJ, et al. Use of Synthetic Antigens Improves Detection by Enzyme-Linked Immunosorbent Assay of Antibodies

Against Aborigenic *Chlamydia psittaci* in Ruminants. J Clin Microbiol. 1997; 35: 2293-2298.

83. Everett KDE. Chlamydia and Chlamydiales more than Meets the Eye. Vet Microbiol. 2000; 75:109-126.



## 11. ANEXOS

### ANEXO 1. Encuesta

Fecha \_\_\_\_\_ Encuestador (es) \_\_\_\_\_

Nombre del propietario \_\_\_\_\_

Nombre la de Unidad Productiva \_\_\_\_\_

Ubicación de la Unidad Productiva \_\_\_\_\_

Municipio \_\_\_\_\_

1.- ¿Actualmente cuántos borregos tiene en su rancho?

( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Hembras reproductoras

2.- ¿Qué tipo de sistema de producción maneja?

( ) Estabulado (corrales) ( ) Pastoreo ( ) Mixto (en corrales y salen a pastorear)

3.- ¿De Enero del 2011 a la fecha ha comprado borregos?

( ) Si (pase a la siguiente pregunta) ( ) No (pase a la pregunta 6)

4.- ¿Dónde los compro?

( ) Ranchos cercanos ( ) De otros municipios ( ) De otros estados ( ) De otro país

Nota: Especificar el lugar según sea el caso: \_\_\_\_\_

5. ¿Cuándo compra borregos que hace antes de meterlo o juntarlos con sus animales?

5.1 los baña contra piojos, moscas, garrapatas, etc. ( ) Si ( ) No ( ) A veces

5.2 los desparasita ( ) Si ( ) No ( ) A veces

5.3 los revisa para ver si están enfermos ( ) Si ( ) No ( ) A veces

5.4 Los vacuna ( ) Si ( ) No ( ) A veces

5.5 Pide a un veterinario que los revise ( ) Si ( ) No ( ) A veces

6.- ¿Cómo separa a sus borregos?

( ) Por edades ( ) Por Sexo ( ) Por Etapa reproductiva

7. ¿Qué manejo acostumbra darle a sus borregos?

7.1 los baña ( ) Si ( ) No ( ) A veces

7.2 Los desparasita ( ) Si ( ) No ( ) A veces

7.3 Los revisa para ver si están enfermos ( ) Si ( ) No ( ) A veces

7.4 Los vacuna ( ) Si ( ) No ( ) A veces

7.5 Llama al veterinario para que los revise ( ) Si ( ) No ( ) A veces

8.- ¿Lleva un control de registros productivos (ganancia de peso, condición corporal, peso, etc.) y reproductivos (montas, partos, gestaciones) por cada animal?

( ) Si ( ) No

9. ¿De enero del 2010 a esta fecha tuvo problemas de enfermedades con sus borregos?  
( ) Si ( ) No (pase a la pregunta 16) ( ) No recuerda

10. Con cuales animales tuvo problemas de enfermedades?  
( ) Con los nacidos en su rancho  
( ) Con los comprados ( ) Igual con los nacidos en el rancho que con los comprados.

11. De enero del 2010 a la fecha, con cuales animales tuvo problemas de enfermedades?  
( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Hembras reproductoras

12.- ¿Contra qué enfermedades vacuna a sus animales?  
Clostridiasis ( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Reproductoras  
Brucelosis ( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Reproductoras  
Neumonía ( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Reproductoras  
Leptospirosis ( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Reproductoras  
Rabia ( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Reproductoras

13.- ¿Cuándo fue la última vez que vacunó?  
( ) 1 mes más o menos ( ) 2-3 meses ( ) Más de 3 meses ( ) Más de 6 meses ( ) No recuerda

14.- ¿Cuándo fue la última vez que desparasitó a sus borregos?  
( ) 1 mes más o menos ( ) 2-3 meses ( ) Más de 3 meses ( ) Más de 6 meses ( ) No recuerda

15.- ¿Qué animales acostumbra desparasitar?  
( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Hembras reproductoras

16.- ¿Qué tipo de desparasitante usó recientemente?  
( ) Albendazol ( ) Levamizol ( ) Closantel ( ) Niclosamida ( ) Ivermectina ( )  
Mebendazol  
( ) Otro (Cuál: \_\_\_\_\_)

17.- Tipo de alimento dado en cada etapa productiva.  
Corderos \_\_\_\_\_  
Borregos en engorda \_\_\_\_\_  
Sementales \_\_\_\_\_  
Hembras reproductoras \_\_\_\_\_

18.- ¿Ha tenido borregos flacos o que no engorden?  
( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Hembras reproductoras

19.- ¿Administra vitaminas o minerales junto con el alimento?  
( ) No ( ) Si (pase a la pregunta 23) ( ) No recuerda

20. ¿Cuáles y en qué cantidad? \_\_\_\_\_

21.- ¿Trata de controlar la presencia de palomas, perros, gatos, ratones, ratas, moscas, cucarachas, mosquitos, etc.?

( ) No ( ) Si ¿Qué utiliza? \_\_\_\_\_

22.- ¿Qué otros animales tienen contacto con sus borregos?

( ) cabras ( ) caballos ( ) vacas ( ) aves ( ) cerdos ( ) perros ( ) gatos ( ) ninguno

23.- ¿Ha detectado problemas de chorro (diarreas) en sus animales?

( ) Si En: ( ) Corderos ( ) Adultos ( ) Ambos

( ) No (Pase a la pregunta 25)

24.- ¿Qué características presenta la diarrea?

( ) Sangre ( ) Moco ( ) Olor fétido ( ) Presencia de lombrices

25.- ¿Cómo carga a sus borregas?

( ) Monta directa

( ) Inseminación artificial

( ) Transferencia de embriones

26.- ¿Cuántas hembras maneja por semental? \_\_\_\_\_

27.- ¿Qué hace para que las hembras entren al mismo tiempo en celo (sincronización)?  
\_\_\_\_\_

28. De enero de 2010 a la fecha ha tenido borregas que a pesar de ser montadas o inseminadas más de 3 veces no se carguen?

( ) Si ( ) No ( ) No recuerda

29. De enero de 2010 a la fecha ha tenido borregas que hayan vuelto a alborotarse después de que parecían estar cargadas?

( ) Si ( ) No ( ) No recuerda

30.- ¿De enero de 2010 a la fecha han nacido en su rancho corderos débiles y que a los pocos días mueran?

( ) Si ( ) No ( ) No recuerda

31.- ¿De enero de 2010 a la fecha ha tenido problemas de abortos o borregas que tiren la cria?

( ) Si ¿Cuántos? \_\_\_\_\_ ( ) No ( ) No recuerda

32.- ¿Logra identificar a las borregas que abortan? ( ) Si ( ) No

33. ¿Cuales han abortado?

( ) Las nacidas en el rancho ( ) Las compradas ( ) Cualquiera de las dos

34.- ¿En qué mes de la gestación se han presentado los abortos? \_\_\_\_\_

35. De las hembras que le han abortado cuántas han sido de:

( ) 1er parto ( ) 2do parto ( ) 3er parto ( ) 4 partos o más

36.- ¿Recuerda como eran los corderos abortados?

( ) chicos y sin pelo ( ) deformes ( ) de buen tamaño y con pelo ( ) momias  
( ) Otro (especifique:\_\_\_\_\_)

37. ¿Qué hace usted con las placentas?

( ) las deja tiradas ( ) las echa a la basura ( ) las entierra  
( ) les echa cal ( ) deja que los perros se la coman ( ) no se fija  
( ) Otro (especifique:\_\_\_\_\_)

38.- ¿Ha tenido problemas de abscesos (abultamientos llenos de pus) en sus animales?

( ) Si ( ) No (Pasar a la pregunta 42)

39.- ¿En qué zonas del cuerpo del animal se han detectado los abscesos?

( ) Cuello ( ) Patas ( ) panza ( ) espalda ( ) tórax ( ) otro \_\_\_\_\_

40. Que hace con los borregos que se mueren?

( ) Los vende al carnicero ( ) los entierra  
( ) Nada, ahí los deja ( ) Los incinera (quema)

41.- ¿En rastro han detectado abscesos en las vísceras de sus animales?

( ) Si ( ) No

42.- ¿Ha observado algún tipo de cuadros con problemas respiratorios en sus animales?

(Tos, estornudos, secreción nasal, dificultad al respirar, etc)

( ) Si En: ( ) Corderos ( ) Borregos en engorda ( ) Sementales ( ) Hembras reproductoras  
( ) No

43.-¿Ha detectado problemas de irritación de ojos o lagrimeo en sus animales?

( ) Si ( ) No

44.- ¿Ha tenido algún otro tipo de problemas en sus animales que considere de importancia? ¿De qué tipo?

---

45.- ¿Ha realizado pruebas diagnósticas en sus animales?

( ) Si ¿Cuáles? \_\_\_\_\_  
¿Cuándo las realiza? \_\_\_\_\_

( ) No

( ) No sabe

46.- ¿Cuenta con la asesoría de alguna Médico Veterinario?

( ) Si ( ) No

47.- ¿Realizan necropsias de los animales muertos?

( ) Si

¿Qué lesiones han encontrado? \_\_\_\_\_

( ) No

**Gracias por su colaboración**

## **ANEXO 2. Protocolo de la Prueba de Tarjeta al 3% para el Diagnóstico de Brucelas lisas.**

### Reactivos:

- Aba Test Tarjeta al 3% (Antígeno de *Brucella abortus* para caprinos y ovinos) Productora Nacional de Biológicos Veterinarios
- Suero control positivo
- Suero control negativo

## **ANEXO 3. Protocolo de la Prueba de Inmunodifusión Radial (IDR) como Diagnóstico Confirmatorio de *Brucella melitensis*.**

### Reactivos:

- Agua destilada
- Agarosa
- Azida de Sodio
- Glicina
- Hidróxido de Sodio
- Amortiguador de Glicina
- Hapteno nativo
- Suero control positivo
- Suero control negativo

### Preparación de soluciones:

- Solución A: Amortiguador de Glicina (pH 7.8)
  - Glicina ----- 7.13 g
  - Cloruro de Sodio (NaCl) ----- 5.73 g
  - Agua destilada ----- 450 ml

Llevar el pH a 7.8 con NaOH (4g NaOH/100ml H<sub>2</sub>O) y aforar con H<sub>2</sub>O a 500 ml

- Solución B: Agarosa
  - Agarosa ----- 0.9 g
  - Azida de sodio ----- 50 mg
  - Agua destilada ----- 50 ml

Calentar el agua, añadir la azida de sodio y la agarosa agitando; calentar a baño María o en microondas (100°C) hasta que quede transparente y sin grumos.

- Solución C: Hapteno Nativo Concentrado (HN)
  - Hapteno nativo ----- 1 mg
  - Agua destilada ----- cbp 1 ml
- Gel Agarosa-Glicina

Se prepara suficiente gel para cuatro placas (2.5-3 ml /placa), calculando una concentración final de HN de 20 µg/ml.

1. Disolver 1g de NaCl en 5ml de Solución A.
2. Añadir 200 µl de la Solución C a 5 ml de Solución A + NaCl y mezclar.
3. Calentar la mezcla anterior en baño María a 60°C.
4. Añadir 5ml de Solución B previamente fundida y mezclar.
5. Verter la mezcla con pipeta caliente en las cajas a razón de 2.5-3 ml por caja o la cantidad que proporcione un espesor del gel de 2-3 mm.
6. Dejar polimerizar durante 15 minutos y esperar 24 hrs antes de emplearlas.
7. Las placas se pueden almacenar en refrigeración (4°C) y en un recipiente húmedo y bien sellado durante 15 días.

#### **ANEXO 4. Protocolo de la Prueba de Inmunodifusión Doble en Gel (IDD) para el Diagnóstico de *Brucella* spp.**

##### Reactivos:

- Agua Destilada
- Agarosa
- Azida de Sodio
- Cloruro de Sodio (NaCl)
- Cloruro de Potasio (KCl)
- Ácido Bórico
- Hidróxido de Sodio (NaOH)
- Buffer de Boratos
- Suero control positivo
- Suero control negativo

##### Preparación de Soluciones:

- Amortiguador de Boratos:
  - Ácido Bórico ----- 0.19 g
  - Cloruro de Potasio ----- 0.72 g
  - Agua Destilada ----- 95 ml

Disolver y ajustar el pH a 8.3 con NaOH (0.2N) y aforar con agua destilada a 100 ml, conservar a 4°C.

- Gel Agarosa – Boratos
  - Agarosa ----- 0.9 g
  - Amortiguador de Boratos ----- 5 ml
  - Sol. De NaCl al 11% ----- 95 ml
  - Azida de Sodio ----- 0.5 g

Para la solución de NaCl al 11% se diluyen 11 g de NaCl en 100 ml de agua destilada.



### Procedimiento para la Elaboración del Gel:

1. Calentar el agua, añadir la azida de sodio (0.1%) y la agarosa agitando, calentar a baño maría o en microondas (100 °C) hasta que quede transparente y sin grumos.
2. La cantidad de gel preparado es suficiente para 5 placas (10 ml/caja).
3. Se sirve el gel agarosa-boratos en las cajas de petri (10 ml/caja o la cantidad que proporcione un espesor de 3-5 ml)
4. Dejar solidificar durante 15 minutos y esperar 24 horas antes de empearlas.
5. Se hacen pocillos en forma de rosetas (8 rosetas por caja); cada una debe tener 6 pocillos y uno central.
6. Las cajas se pueden almacenar en refrigeración (4 °C) y en un recipiente bien sellado durante 15 días.

### **ANEXO 5. Protocolo de la Prueba de Aglutinación en Placa para Diagnóstico de Leptospirosis.**

#### Reactivos:

- Medio de Ellinghausen y Mc Cullough modificado por Jonson y Harris (EMJH)
- Medio de enriquecimiento EMJH
- Solución Amortiguadora de Fosfatos (PBS) 0.01 M pH 7.2

#### Preparación de Soluciones:

- PBS 1x pH 7.2:
  - NaCL ----- 8.0 g
  - KCL ----- 0.2 g
  - KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> ----- 0.2 g
  - Na<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> · 2H<sub>2</sub>O ----- 1.15 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml

## **ANEXO 6. Protocolo de ELISA para el Diagnóstico de Linfadenitis Caseosa.**

### Reactivos:

- Antígeno de *Corynebacterium pseudotuberculosis*, rico en fosfolipasa D
- Solución Amortiguadora de Carbonatos
- PBS Tween
- Albúmina 1%
- Anti IgG Ovina
- Solución Amortiguadora de Fosfatos (PBS)
- OPD
- Suero control positivo
- Suero control negativo

### Preparación de Soluciones:

- PBS Tween 20 pH 7.4
  - NaCl ----- 8 g
  - KCl ----- 0.2 g
  - Fosfato dibásico de Na -- 1.44 g
  - Fosfato monobásico de Na -- 0.24 g
  - Tween 20 ----- 500 µl
  - Agua destilada ----- 1000 ml
  
- Solución Amortiguadora de Carbonatos 50 mM pH 9.6
  - Carbonato de sodio ----- 3.5 g
  - Bicarbonato de sodio ----- 5.6 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml
  
- PBS 1x pH 7.2:
  - NaCl ----- 8.0 g
  - KCl ----- 0.2 g
  - KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> ----- 0.2 g
  - Na<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> · 12H<sub>2</sub>O ----- 1.15 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml

## **ANEXO 7. Protocolo de ELISA para el Diagnóstico de Paratuberculosis.**

### Reactivos:

- Antígeno Maptb
- Solución Amortiguadora de Carbonatos
- PBS Tween
- Albúmina 1%
- M. phlei
- Anti IgG Caprina
- Solución Amortiguadora de Fosfatos (PBS)
- ABTS
- Suero control positivo
- Suero control negativo

### Preparación de Soluciones:

- PBS Tween 20 pH 7.4
  - NaCl ----- 8 g
  - KCl ----- 0.2 g
  - Fosfato dibásico de Na -- 1.44 g
  - Fosfato monobásico de Na -- 0.24 g
  - Tween 20 ----- 500 µl
  - Agua destilada ----- 1000 ml
  
- Solución Amortiguadora de Carbonatos 50 mM pH 9.6
  - Carbonato de sodio ----- 3.5 g
  - Bicarbonato de sodio ----- 5.6 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml

- PBS 1x pH 7.2:
  - NaCL ----- 8.0 g
  - KCL ----- 0.2 g
  - KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> ----- 0.2 g
  - Na<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> · 12H<sub>2</sub>O ----- 1.15 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml

### **ANEXO 8. Protocolo de la Tinción de Ziehl-Neelsen en Heces para el Diagnóstico de Paratuberculosis.**

1. Colocar una gota de H<sub>2</sub>O al porta objetos (se hacen 3 diluciones de la muestra de heces)
2. Se coloca un pedazo de la muestra de heces en el porta objetos, se extiende y se pasa a la siguiente dilución y se deja secar.
3. Colocar un pedazo de papel filtro o papel absorbente de menor tamaño que la laminilla
4. Se empapa con fucsina fenicada y se coloca la laminilla sobre una platina caliente cuando se observe desprendimiento de vapores se cuentan 5 minutos durante los cuales debe tener cuidado de que no se seque el colorante se deja enfriar
5. Se enjuaga con agua corriente (llave)
6. Se agrega alcohol ácido de 2 a 3 minutos
7. Se enjuaga con agua corriente (llave)
8. Se añade azul de metileno o verde de malaquita de 1 a 2 minutos
9. Se enjuaga con agua corriente (llave) y se deja secar.
10. Se observa en el microscopio con el objetivo 100x **Nota:** Positivo: coloración roja      Negativo: coloración azul o verde

## ANEXO 9. Protocolo de Extracción de ADN a partir de Heces.

### Reactivos:

- HCP
- Solución Amortiguadora de Fosfatos (PBS)
- TE- triton x 100
- Isotiocinato de guanidina 5 M
- Acetato de amonio 6.3 pM
- Cloroformo-alcohol isoamílico (24:1)
- Isopropanol
- Etanol al 70%
- Agua destilada estéril

### Preparación de soluciones:

- HCP:
  - HCP ----- 7.6 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml
  
- PBS:
  - NaNO<sub>3</sub> ----- 0.085 g
  - KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> ----- 0.117 g
  - Na<sub>2</sub>PO<sub>4</sub> · 2H<sub>2</sub>O ----- 0.485 g
  - Agua destilada ----- 100 ml
  
- TE-Triton 1M pH8
  - Tris HCL 1M pH8 ----- 3.025 ml
  - EDTA ----- 0.7445 g
  - Triton 100x ----- 1 ml
  - Agua destilada ----- 46.9 ml

- Isotiocinato de Guanidina 5M
  - Isotiocinato de guanidina ----- 29.54 g
  - Agua destilada ----- 50 ml
  
- Acetato de Amonio 7.5 M 6.3 pH
  - Acetato de Amonio ----- 7.225 g
  - Agua destilada ----- 12.5 ml
  
- Cloroformo-alcohol isoamílico 24:1
  - Mezclar 20 volúmenes de cloroformo con 1 volumen de alcohol isoamílico.
  
- Isopropanol
  - HCP ----- 7.6 g
  - Agua destilada ----- 1000 ml
  
- Etanol al 70%
  - Etanol ----- 70 ml
  - Agua destilada ----- 30 ml

## ANEXO 10. Protocolo de Cultivo Celular para el Diagnóstico de Queratoconjuntivitis Infecciosa.

### Reactivos:

- Medio MEM-Enriquecido (Medio para Cultivo Celular-Complementado).

MEM	90 ml
L-Glutamina	1 ml
Suero Fetal Bovino (SFB)	10 ml

- Medio SPG (Sucrose-Phosphate/Glutamate Diluent). Medio de transporte de muestras

Solución para preparar 1 L	
Sucrosa	74.6 g/l
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0.512 g/l
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub> H <sub>2</sub> O	1.273 g/l
L-Glutamina	1%

- Solución Tampón (PBS) pH 7.2

Solución para preparar 1 L	
NaCl	7.65 g
Na <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0.724 g
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0.27 g
H <sub>2</sub> O destilada	1000 ml

## **ANEXO 11. Protocolo para Tinción de STAMP para Brucella, Chlamydia y Rickettsia.**

### Reactivos:

- Fucsina fenicada de Ziehl (solución hija).
- Solución tampón (PBS) de pH 7.2
- Solución ácido acético 1%
- Solución verde malaquita 3%

### Técnica:

1. Se cubre la preparación (frotis) con una solución de fucsina de Ziehl al 1/5 (una parte de colorante y 4 partes de PBS) realizada en el momento de su uso y filtrado; se deja reposar por 15 minutos, posteriormente se decolora con la solución ácido acético por 15 a 20 segundos y se lava con PBS.
2. Se tiñe con verde de malaquita por 30 segundos y se lava con agua destilada, se seca la laminilla y se observa al microscopio con aceite de inmersión.



## ANEXO 12. Cuadros de Resultados

### BRUCELOSIS

**Cuadro 16. Resultados de Brucelosis a la Prueba de Tarjeta 3% de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.					
Número de animales Positivos a Tarjeta 3%		Número de animales Negativos a Tarjeta 3%		% prevalencia de las cinco UPO	
Hembras	Machos	Hembras	Machos	Hembras	Machos
1	1	428	62	0.20 %	1.58%

**Cuadro 17. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDR de sueros positivos a Tarjeta 3% de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total animales positivos a Tarjeta 3%	Número de animales Positivos a IDR	Número de animales Negativos a IDR	% prevalencia de las cinco UPO
2	0	2	0%

**Cuadro 18. Resultados de Brucelosis la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca					
		Número de animales Positivos a Tarjeta 3%	Número de animales Negativos a Tarjeta 3%	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	45	45	0%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	0	47	47	0%

**Cuadro 19. Resultados a la Brucelosis la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote					
		Número de animales Positivos a Tarjeta 3%	Número de animales Negativos a Tarjeta 3%	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	170	170	0%
	Machos	0	4	4	0%
UPO	Total	0	174	174	0%

**Cuadro 20. Resultados de Brucelosis la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO 4.**

Unidad de Producción Ovina 4.					
		Número de animales Positivos a Tarjeta 3%	Número de animales Negativos a Tarjeta 3%	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	71	71	0%
	Machos	0	9	9	0%
UPO	Total	0	83	83	0%

**Cuadro 21. Resultados de Brucelosis a la Prueba de Tarjeta 3% de la UPO. 5**

Unidad de Producción Ovina 5.					
		Número de animales Positivos a Tarjeta 3%	Número de animales Negativos a Tarjeta 3%	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	39	39	0%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	0	41	41	0%

**Cuadro 22. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor.			
Total Machos	Número de animales Positivos a IDD	Número de animales Negativos a IDD	% prevalencia de las cinco UPO
46	0	0	0%

**Cuadro 23. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor.			
Total Machos	Número de animales Positivos a IDD	Número de animales Negativos a IDD	% prevalencia de las cinco UPO
2	0	0	0%

**Cuadro 24. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor.			
Total Machos	Número de animales Positivos a IDD	Número de animales Negativos a IDD	% prevalencia de las cinco UPO
4	0	0	0%

**Cuadro 25. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 4.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor.			
Total Machos	Número de animales Positivos a IDD	Número de animales Negativos a IDD	% prevalencia de las cinco UPO
9	0	0	0%

**Cuadro 26. Resultados de Brucelosis a la Prueba de IDD de machos de la UPO 5.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor.			
Total Machos	Número de animales Positivos a IDD	Número de animales Negativos a IDD	% prevalencia de las cinco UPO
2	0	0	0%

## LEPTOSPIROSIS

De acuerdo a la OIE: Diluciones iguales o mayores a 1:100 se consideran positivas a la prueba de Microaglutinación en placa (MAP) para el diagnóstico de leptospirosis.<sup>45</sup>

**Cuadro 27. Resultados Generales de la prueba Microaglutinación en placa de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO). (1:100)**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.					
Número de animales Positivos en MAP		Número de animales Negativos en MAP		% prevalencia de las cinco UPO	
Hembras	Machos	Hembras	Machos	Hembras	Machos
107	15	322	48	24.94%	23.80%

**Cuadro 28. Resultados de la prueba Microaglutinación en placa de la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	58	43	101	57.42%
	Machos	15	31	46	32.60%
UPO	Total	73	74	147	49.65%

**Cuadro 29. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	16	29	45	35.55%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	16	31	47	34.04%

**Cuadro 30. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	30	140	170	17.64%
	Machos	0	4	4	0%
UPO	Total	30	144	174	1.72%

**Cuadro 31. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 4**

Unidad de Producción Ovina 4.					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	73	74	1.35%
	Machos	0	9	9	0%
UPO	Total	1	82	83	1.20%

**Cuadro 32. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 5**

Unidad de Producción Ovina 5.					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	2	37	39	5.12%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	2	39	41	4.87%

**Cuadro 33. Prevalencia de cada serovariedad de *L. interrogans* en la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L. icterohaemorrhagiae</i>	7	3	10	6.93%	6.52%	6.80%
<i>L. pyrogenes</i>	7	5	12	6.93%	10.86%	8.16%
<i>L. grippotyphosa</i>	5	1	6	4.95%	2.17%	4.08%
<i>L. canicola</i>	6	3	9	5.94%	6.52%	6.12%
<i>L. pomona</i>	5	0	5	4.95%	0%	3.04%
<i>L. hardjo</i>	7	1	8	6.93%	2.17%	5.44%
<i>L. wolffi</i>	8	1	9	7.92%	2.17%	6.12%
<i>L. tarassovi</i>	2	0	2	1.98%	0%	1.36%
<i>L. bratislava</i>	11	1	12	10.89%	2.17%	8.16%

**Cuadro 34. Prevalencia de cada serovariedad de *L. interrogans* en la UPO 2:  
La Moca.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L.icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	5	0	5	11.11%	0%	10.63%
<i>L. grippotyphosa</i>	1	0	1	2.22%	0%	2.12%
<i>L. canicola</i>	5	0	5	11.11%	0%	10.63%
<i>L. pomona</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. hardjo</i>	2	0	2	4.44%	0%	4.25%
<i>L. wolffi</i>	2	0	2	4.44%	0%	4.25%
<i>L. tarassovi</i>	1	1	1	2.22%	0%	2.12%
<i>L. bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

**Cuadro 35. Prevalencia de cada serovariedad de *L. interrogans* en la UPO 3:  
El Coyote.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L.icterohaemorrhagiae</i>	1	0	1	0.58%	0%	0.57%
<i>L. pyrogenes</i>	1	0	1	0.58%	0%	0.57%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	1	0	1	0.58%	0%	0.57%
<i>L. pomona</i>	9	0	9	5.29%	0%	5.17%
<i>L. hardjo</i>	5	0	5	2.92%	0%	2.87%
<i>L. wolffi</i>	12	0	12	7.05%	0%	6.89%
<i>L. tarassovi</i>	1	0	1	0.58%	0%	0.57%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%



**Cuadro 36. Prevalencia de cada serovariedad de *L. interrogans* en la UPO 4.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L.icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. hardjo</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. wolffi</i>	1	0	1	1.35%	0%	1.20%
<i>L. tarassovi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

**Cuadro 37. Prevalencia de cada serovariedad de *L. interrogans* en la UPO 5.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L.icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. hardjo</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. wolffi</i>	2	0	0	5.12%	0%	4.87%
<i>L. tarassovi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

Para motivos de este trabajo: Diluciones iguales o mayores a 1:200 se consideran positivas a la prueba de Microaglutinación en placa (MAP) para el diagnóstico de leptospirosis.

**Cuadro 38. Resultados de la prueba Microaglutinación en placa de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.					
Número de animales Positivos en MAP		Número de animales Negativos en MAP		% prevalencia de las cinco UPO	
Hembras	Machos	Hembras	Machos	Hembras	Machos
9	2	420	61	2.09 %	3.17 %

**Cuadro 39. Resultados de la prueba Microaglutinación en placa de la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor.					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	5	96	101	4.95%
	Machos	4	42	46	8.69%
UPO	Total	9	138	147	6.12%

**Cuadro 40. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	2	43	45	4.44%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	2	45	47	4.25%

**Cuadro 41. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	2	168	170	1.17%
	Machos	0	4	4	0%
UPO	Total	2	172	174	1.14%

**Cuadro 42. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 4**

Unidad de Producción Ovina 4.					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	74	74	0%
	Machos	0	9	9	0%
UPO	Total	0	83	83	0%

**Cuadro 43. Resultados a la prueba de Microaglutinación en placa de la UPO 5**

Unidad de Producción Ovina 5.					
		Número de animales Positivos en MAP	Número de animales Negativos en MAP	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	39	39	0%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	0	41	41	0%

**Cuadro 44. Prevalencia de 9 serovariedades de *L. interrogans* en la UPO 1:  
La Quinta Mejor.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L. icterohaemorrhagiae</i>	1	1	2	0.99%	2.17%	1.36%
<i>L. pyrogenes</i>	1	2	3	0.99%	4.34%	2.04%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	1	0	1	0.99%	0%	0.68%
<i>L. hardjo</i>	2	0	2	1.98%	0%	1.36%
<i>L. wolffi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. tarassovi</i>	0	1	1	0%	2.17%	0.68%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

**Cuadro 45. Prevalencia de 9 serovariedades de *L. interrogans* en la UPO 2:  
La Moca.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L. icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. grippotyphosa</i>	1	0	1	2.22%	0%	2.12%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. hardjo</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. wolffi</i>	1	0	1	2.22%	0%	2.12%
<i>L. tarassovi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

**Cuadro 46. Prevalencia de 9 serovariedades de *L. interrogans* en la UPO 3: El Coyote.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L.icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	1	0	1	0.58%	0%	0.57%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	1	0	1	0.58%	0%	0.57%
<i>L. hardjo</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. wolffi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. tarassovi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

**Cuadro 47. Prevalencia de 9 serovariedades de *L. interrogans* en la UPO 4.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L.icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. hardjo</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. wolffi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. tarassovi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

**Cuadro 48. Prevalencia de 9 serovariedades de *L. interrogans* en la UPO 5.**

Serovariedad de <i>Leptospira interrogans</i>	Número de animales positivos a cada serovariedad			% de prevalencia a cada serovariedad		
	Hembras	Machos	Por todos los animales	Hembras	Machos	Por todos los animales
<i>L. icterohaemorrhagiae</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pyrogenes</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. grippotyphosa</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. canicola</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. pomona</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. hardjo</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. wolffi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. tarassovi</i>	0	0	0	0%	0%	0%
<i>L. Bratislava</i>	0	0	0	0%	0%	0%

### LINFADENITIS CASEOSA

**Cuadro 49. Resultados de la prueba ELISA de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.							
Número de animales Positivos en ELISA		Número de animales Sospechosos en ELISA		Número de animales Negativos en ELISA		% prevalencia de las cinco UPO	
Hembras	Machos	Hembras	Machos	Hembras	Machos	Hembras	Machos
78	5	104	4	247	54	18.18%	7.93%

**Cuadro 50. Resultados a la prueba de ELISA de UPO 1: La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor						
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Sospechosos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	29	26	46	101	28.71%
	Machos	1	1	44	46	2.17%
UPO	Total	30	27	90	147	20.4%

**Cuadro 51. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca						
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Sospechosos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	4	6	35	45	8.88%
	Machos	0	0	2	2	0%
UPO	Total	4	6	37	47	8.51%

**Cuadro 52. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote						
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Sospechosos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	16	24	130	170	9.41%
	Machos	0	1	3	4	0%
UPO	Total	16	25	133	174	9.19%

**Cuadro 53. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 4.**

Unidad de Producción Ovina 4.						
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Sospechosos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	7	35	32	74	9.45%
	Machos	2	2	5	9	22.22%
UPO	Total	9	37	37	83	10.84%

**PARATUBERCULOSIS**

**Cuadro 54. Resultados de la prueba ELISA de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.					
Número de animales Positivos en ELISA		Número de animales Negativos en ELISA		% prevalencia de las cinco UPO	
Hembras	Machos	Hembras	Machos	Hembras	Machos
47	4	382	59	10.95%	6.34%

**Cuadro 55. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor					
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	3	98	101	2.97%
	Machos	1	45	46	2.17%
UPO	Total	4	143	147	2.7%



**Cuadro 56. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca					
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	44	45	2.22%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	1	46	47	1.20%

**Cuadro 57. Resultados a la prueba de ELISA de la UPO 4.**

Unidad de Producción Ovina 4.					
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	73	74	1.36%
	Machos	0	9	9	0%
UPO	Total	1	82	83	1.20%

**Cuadro 58. Resultados a la prueba de ELISA en placa de la UPO. 5**

Unidad de Producción Ovina 5.					
		Número de animales Positivos en ELISA	Número de animales Negativos en ELISA	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	4	35	39	10.25%
	Machos	0	2	2	0%
UPO	Total	4	37	41	9.75%

**Cuadro 59. Resultados de PCR Anidada para diagnóstico de paratuberculosis de las 5 UPO.**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.		
Total de animales de las cinco UPO	Número de animales Positivos a PCR	% prevalencia de las cinco UPO
492	13	2.64%

**Cuadro 60. Resultados de PCR Anidada de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Número de animales Positivos a PCR		% prevalencia de las cinco UPO	
Hembras	Machos	Hembras	Machos
11	2	2.56%	3.17%

**Cuadro 60.1 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de acuerdo al sexo de las cinco unidades de producción ovina (UPO).**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.									
Número de animales Positivos en ELISA		Número de animales Positivos a PCR		Número de animales Negativos a PCR		Número de muestras no tomadas		% prevalencia de las cinco UPO	
H	M	H	M	H	M	H	M	H	M
47	4	11	2	20	2	16	0	23.40%	50%

**Cuadro 61 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA.**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.				
Total de animales positivos a ELISA de las cinco UPO	Número de animales Positivos a PCR	Número de animales Negativos a PCR	Número de muestras no tomadas	% prevalencia de las cinco UPO
51	13	51	16	25.49%

**Cuadro 62. Resultados de PCR Anidada de la UPO 1: La Quinta Mejor.**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor				
		Número de animales Positivos a PCR	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	2	101	1.98%
	Machos	1	46	2.17%
UPO	Total	3	147	2.04%

**Cuadro 62.1 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en LISA de la UPO 1: La Quinta Mejor**

Unidad de Producción Ovina 1: La Quinta Mejor					
		Número de animales Positivos a PCR	Número de animales Negativos a PCR	Total de animales Positivos a ELISA	% de prevalencia
SEXO	Hembras	2	0	3	66.66%
	Machos	1	0	1	100%
UPO	Total	3	0	4	75%

*No se pudo tomar muestra de heces para PCR de uno de los animales positivos a ELISA*

**Cuadro 63. Resultados de PCR Anidada de la UPO 2: La Moca.**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca				
		Número de animales Positivos a PCR	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	45	0%
	Machos	0	2	0%
UPO	Total	0	47	0%

*No se pudo tomar muestra de heces para PCR del animal positivo a ELISA*

**Cuadro 63.1 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 2: La Moca**

Unidad de Producción Ovina 2: La Moca					
		Número de animales Positivos a PCR	Número de animales Negativos a PCR	Total de animales Positivos a ELISA	% de prevalencia
SEXO	Hembras	0	0	1	0%
	Machos	0	0	0	0%
UPO	Total	0	0	0	0%

*No se pudo tomar muestra de heces para PCR del animal positivo a ELISA*

**Cuadro 64. Resultados de PCR Anidada de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote				
		Número de animales Positivos a PCR	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	4	170	2.35%
	Machos	1	4	25%
UPO	Total	5	174	2.87%

**Cuadro 64.1 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 3: El Coyote.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote					
		Número de animales Positivos a PCR	Número de animales Negativos a PCR	Total de animales Positivos a ELISA	% de prevalencia
SEXO	Hembras	4	20	38	10.52%
	Machos	1	2	3	33.33%
UPO	Total	5	22	41	12.19%

*No se pudo tomar muestra de heces para PCR de 14 de los animales positivos a ELISA*

**Cuadro 65. Resultados de PCR Anidada de la UPO 4.**

Unidad de Producción Ovina 4				
		Número de animales Positivos a PCR	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	74	1.35%
	Machos	0	9	0%
UPO	Total	1	83	1.20%

**Cuadro 65.1 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 4.**

Unidad de Producción Ovina 4					
		Número de animales Positivos a PCR	Número de animales Negativos a PCR	Total de animales Positivos a ELISA	% de prevalencia
SEXO	Hembras	1	0	1	100%
	Machos	0	0	0	0%
UPO	Total	1	0	1	100%

**Cuadro 66. Resultados de PCR Anidada de la UPO 5.**

Unidad de Producción Ovina 3: El Coyote				
		Número de animales Positivos a PCR	Total de animales en la UPO	% de prevalencia
SEXO	Hembras	4	39	10.25%
	Machos	0	2	0%
UPO	Total	4	41	9.75%

**Cuadro 66.1 Resultados de PCR Anidada de animales positivos a paratuberculosis en ELISA de la UPO 5.**

Unidad de Producción Ovina 5					
		Número de animales Positivos a PCR	Número de animales Negativos a PCR	Total de animales Positivos a ELISA	% de prevalencia
SEXO	Hembras	4	0	4	100%
	Machos	0	0	0	0%
UPO	Total	4	0	4	100%

**Cuadro 67. Resultados de Tinción de Heces con Zhiel-Neelsen de animales positivos a paratuberculosis en ELISA**

Cinco Unidades de Producción Ovina: La Quinta Mejor, La Moca, El Coyote, UPO 4, UPO 5.			
Total de animales positivos a ELISA de las cinco UPO	Número de animales Positivos en Zhiel-Neelsen	Número de animales Negativos en Zhiel-Neelsen	% prevalencia de las cinco UPO
51	0	51	0%

*Todos los animales positivos a paratuberculosis en ELISA salieron negativos a la tinción con Zhiel-Neelsen*

### QUERATOCONJUNTIVITIS

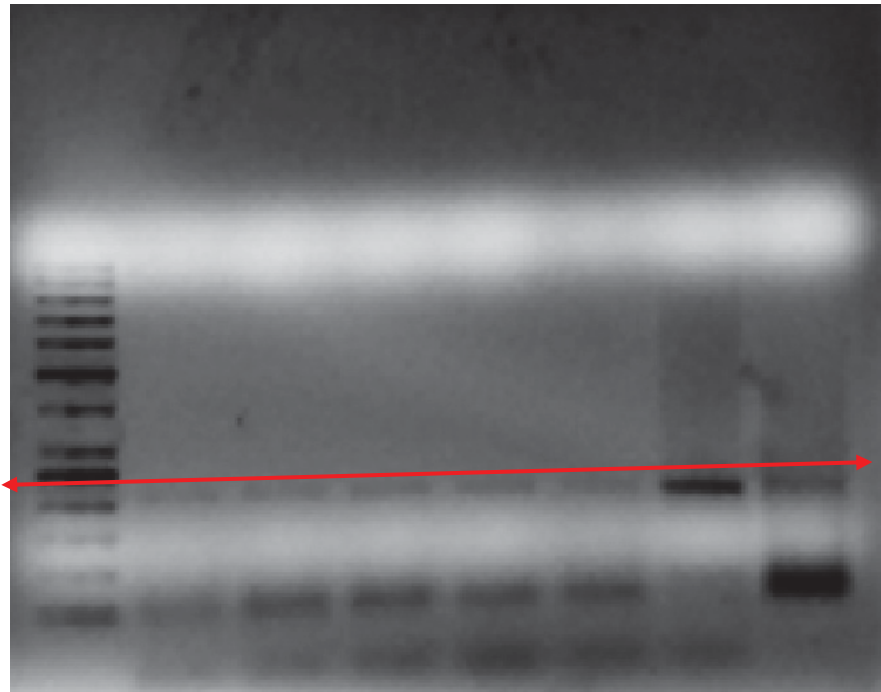
**Cuadro 68. Resultados de Frotis Teñidos con Tinción STAMP**

Identificación	Frotis tomado directo del cultivo celular	Frotis tomado después de sonicar
	Resultado general	
Muestra 1	-	Negativo
Muestra 2	-	Negativo
Muestra 3	+	Negativo
Muestra 4	-	Negativo
Muestra 5	+	Negativo
Muestra 6	-	Negativo
Muestra 7	++	Negativo
Muestra 8	++++	Positivo (se procedió reinoculación)
Muestra 9	++++	Positivo (se procedió reinoculación)
Muestra 10	-	Negativo

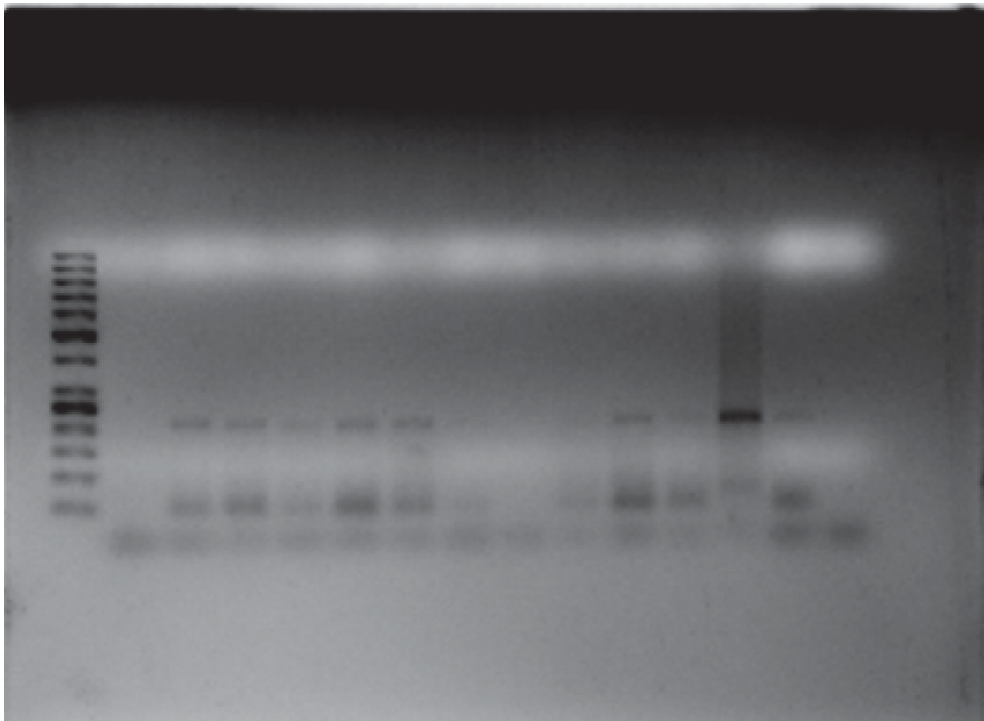
## ANEXO 13. Fotos PCR

Ejemplo Positivos: Positivos = 210 pares de bases

**Marcador de Peso Molecular**  
**Valores: De 50 en 50 pares de bases**

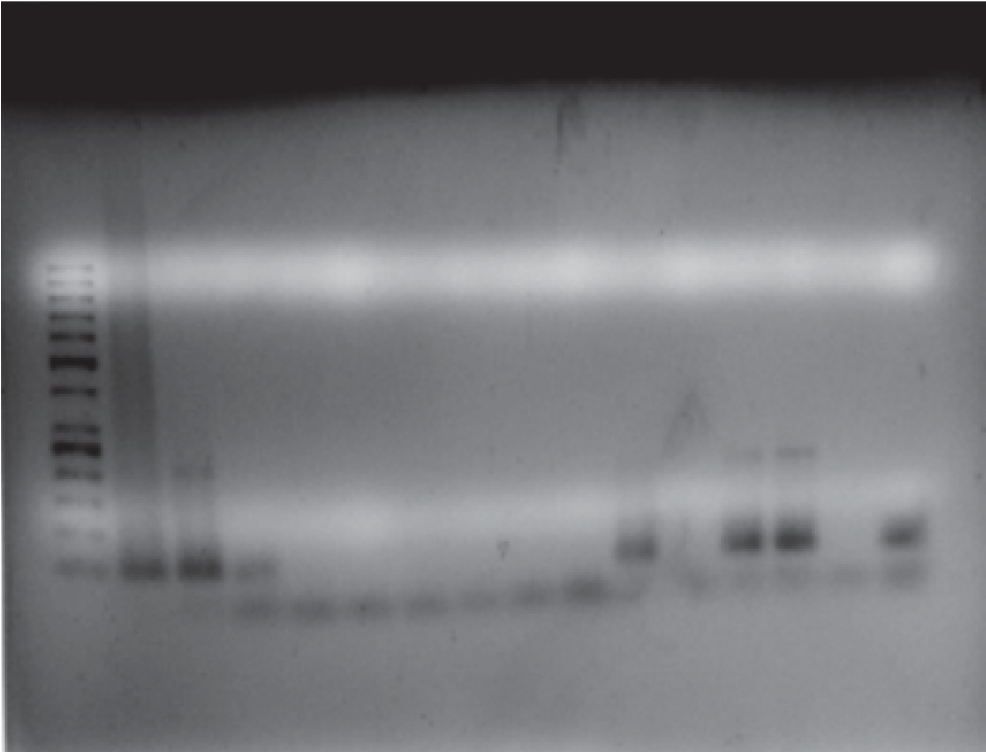


PCR 1:





PCR 2:



PCR 3 y 4:

