

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN CRISTÓBAL
DE HUAMANGA**

FACULTAD DE CIENCIAS AGRARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA



**Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*)
faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m.**

Ayacucho - 2018

**TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO**

PRESENTADO POR:

Iván Becker Tito Condori

Ayacucho - Perú

2019

Dedico principalmente a Dios, por ser el inspirador y darnos fuerza para continuar en este proceso de obtener uno de los anhelos más deseados.

A mis padres, por su amor, trabajo y sacrificio en todos estos años, gracias a ellos logré llegar hasta aquí y convertirme en lo que soy. Es un orgullo y un privilegio ser su hijo, son los mejores padres, a mis familiares por estar siempre presente acompañándome y por el apoyo que me brindaron a lo largo de esta etapa de mi vida.

A todas las personas que me apoyaron y han hecho que el trabajo se realice con éxito en especial a aquellos que me abrieron las puertas y compartieron sus conocimientos.

AGRADECIMIENTO

Quiero agradecer en primer lugar a la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga a la Facultad de Ciencias Agrarias y la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria por brindarme los conocimientos necesarios para ser un buen profesional.

A la M.V.Z. Magaly, Rodríguez Monje quien me asesoró, orientó y dispuso su tiempo para culminar el presente trabajo de investigación.

Al M.V. Yiyson Rojas Yupanqui quien me autorizó el ingreso al matadero de Quicapata para extraer las muestras biológicas de dicho proyecto.

A la clínica veterinaria “Vet Medic” y a los Médicos Veterinarios Joel Porras Palomino y Miguel Rodríguez Quispe, quienes me proporcionaron su laboratorio para el procesamiento de las muestras biológicas.

Al Laboratorio de Microbiología y al Laboratorio Clínico de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, en la cual se realizó la parte experimental de este proyecto.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
Dedicatoria.....	ii
Agradecimiento.....	iii
Índice general.....	iv
Índice de tablas	vi
Índice de figuras.....	vii
Índice de anexos.....	viii
RESUMEN	9
INTRODUCCIÓN	11
CAPÍTULO I	
MARCO TEÓRICO	13
1.1. Toxoplasmosis	13
1.1.1. Etiología	13
1.1.2. Clasificación taxonómica	14
1.1.3. Ciclo biológico	14
1.1.4. Epidemiología	16
1.1.5. Patogenia	17
1.1.6. Signos clínicos y lesiones	18
1.1.7. Diagnóstico	19
1.1.8. Control	20
1.2. Cronometría dentaria.....	20
1.3. Constantes fisiológicas del ovino.....	21
1.3.1. Temperatura	21
1.3.2. Auscultación del corazón	21
1.3.3. Auscultación respiratoria	22
1.4. Condición corporal.....	22
1.5. Pruebas serológicas	23
1.5.1. Prueba de hemaglutinación indirecta (HAI)	23
1.5.2. Prueba de aglutinación del látex	24
1.5.3. Elisa (enzyme linked immunosorbent assay).....	24
1.5.4. Test de inmunofluorescencia indirecta (IFI).....	24

1.6.	Pruebas no serológicas	25
1.6.1.	Reacción en cadena de la polimerasa.....	25
1.6.2.	Histopatología	25
1.6.3.	Prueba intradermal con toxoplasmina.....	25
1.6.4.	Examen fecal.....	25
1.7.	Antecedentes	25

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA.....	29
2.1. Lugar de ejecución.....	29
2.2. Ubicación geográfica	29
2.3. Materiales, equipos y reactivos.....	29
2.4. Problemas específicos.....	30
2.5. Tamaño de muestra	30
2.6. Toma de muestras y procesamiento	31
2.7. Análisis estadístico.....	32

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSIÓN	34
3.1. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos; según edad, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018.....	34
3.2. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (Ovis aries) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018.....	36
3.3. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos; según sexo, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018.....	38
3.4. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos; según estado de salud, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018	39
CONCLUSIONES	40
RECOMENDACIONES	41
REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	42
ANEXO.....	45

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1.1. Edad en que se cambian los incisivos de acuerdo con la precocidad del ovino.....	21

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1.1. Ciclo biológico de <i>Toxoplasma gondii</i>	16
Figura 1.2. Feto momificado.....	18
Figura 1.3. Evaluación de la condición corporal.....	23
Figura 2.1. Lectura de Toxotest HAI.....	32
Figura 3.1. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018.....	34
Figura 3.2. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M); según edad, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho – 2018.....	36
Figura 3.3. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M); según sexo, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho – 2018.....	38
Figura 3.4. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M); según estado de salud, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho – 2018.....	39

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
Anexo 1. Registros de ovinos muestreados.....	46
Anexo 2. Resultados estadísticos.....	50
Anexo 3. Panel fotográfico.....	51

RESUMEN

El objetivo de la presente investigación fue determinar la seroprevalencia del *Toxoplasma gondii* en ovinos (*Ovis aries*) en el matadero de Quicapata departamento de Ayacucho, Perú. Ubicado a 2780 m.s.n.m a una latitud: 13.175752°, longitud: -74.226381°, mediante la técnica de hemaglutinación indirecta, con el producto comercial del Toxotes HAI que tiene una sensibilidad 86.4% y una especificidad 96.2%, se realizó la titulación con 2 – ME (Mercaptoetanol) la cual indica la presencia de inmunoglobulina M, que es característica de una infección aguda. El tamaño muestral fue de 156 ovinos al azar entre machos y hembras, distintas edades y por último entre enfermos y aparentemente sanos que se evaluaron en el matadero de Quicapata antes de ser faenados, se recolectó las muestras de sangre con punción directa de la vena yugular y/o la safena, se colocó la muestra de sangre en vacutainer con gel amarillo, y se centrifugó a 4000 rpm x 15 minutos para obtener el suero sanguíneo, para posteriormente congelarlo a una temperatura de -20°C, hasta el día que fue procesado en el Laboratorio Clínico de la Escuela de Medicina Veterinaria, realizando la prueba de hemaglutinación indirecta (HAI) siguiendo el protocolo del Test Toxotes HAI. Se encontró una seroprevalencia de 15.38% de toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*); según edad (1, 2, 3 y 4 años a más) se obtuvo 21%, 11%, 17% y 14% respectivamente; según el sexo: en machos se encontró 9% y en hembras 19%; según el estado de salud se obtuvo 31% en ovinos enfermos y 14% en ovinos aparentemente sanos. Los resultados obtenidos a la prueba de Chi - cuadrado según edad es $P > 1.1002$, según sexo $P > 2.3804$ y estado sanitario $P > 3.4473$, encontrándose que no hay diferencia significativa ($P > 0.05$) en ninguno de los objetivos planteados.

Palabras clave: HAI, ovinos, toxoplasmosis, seroprevalencia.

INTRODUCCIÓN

El *Toxoplasma gondii* es el agente etiológico de la toxoplasmosis, una zoonosis de amplia distribución mundial. (Dubey, 1994).

La familia Felidae (gatos y otros felinos) son los huéspedes definitivos. Siendo el gato doméstico (*Felis catus*), la especie clave para el mantenimiento del ciclo biológico de este parásito, ya que puede excretar millones de ooquistes en un corto periodo de tiempo (una a dos semanas) (Dubey, 1994). Esto produce la contaminación fecal del suelo, el alimento, el agua, fuentes de infección para diferentes huéspedes intermediarios mamíferos y aves (Dubey & Beattie, 1998).

La toxoplasmosis es una parasitosis infecciosa causada por *Toxoplasma gondii*, protozoo intracelular obligado del Phylum Apicomplexa, que afecta a seres humanos y diversos vertebrados. Esta zoonosis es considerada como una de las más difundidas a nivel mundial, porque no existe mamífero o ave que sea resistente a esta infección (Edwards & Dubey, 2013; Zanetti, *et al.*, 2013). El consumo de carne infectada insuficientemente cocida es un importante factor de riesgo para la infección por toxoplasmosis en los seres humanos (Cook, *et al.*, 2000).

La Prueba de hemoaglutinación, Toxotest HAI indirecta, se fundamenta en la propiedad que tienen los anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* de producir aglutinación en presencia de glóbulos rojos sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana del parásito. Al utilizar 2-ME indicarían la presencia de IgM, característica de infección aguda. (Wiener lab, 2000).

Se realizó el estudio de seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos faenados en el matadero de Quicapata, planteándose así los siguientes objetivos.

Objetivo general

Determinar la seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho – 2018.

Objetivos específicos

1. Determinar la seroprevalencia de toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) según edad; faenados en el matadero de Quicapata.
2. Determinar la seroprevalencia de toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) según sexo; faenados en el matadero de Quicapata.
3. Determinar la seroprevalencia de toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*), según estado de salud; faenados en el matadero de Quicapata.

CAPÍTULO I

MARCO TEÓRICO

1.1. TOXOPLASMOSIS

1.1.1. Etiología

La toxoplasmosis es una zoonosis de amplia distribución mundial producida por *Toxoplasma gondii*. La infección puede cursar con o sin sintomatología, lo que depende de factores asociados al parásito o al hospedador. La cantidad de parásitos que inician la infección pueden determinar el curso de la misma así como factores propios del hospedador, como la edad, el estado de las defensas, la gestación u otros (Laboratorio de inmunoparasitología FCV, UNLP, 2018).

La toxoplasmosis es el resultado de la infección por *Toxoplasma gondii*, un parásito obligado protozoo intracelular en el filo Apicomplexa. Las formas principales del parásito son:

- Ooquistes (que contienen esporozoítos), que son excretados en las heces.
- Taquizoítos, organismos de rápida multiplicación que se encuentran en los tejidos.
- Bradizoítos, organismos de multiplicación lenta que se encuentran en los tejidos.
- Quistes del tejido: estructuras revestidas, a menudo encontradas en los músculos y el sistema nervioso central (SNC), que contienen bradizoítos *Toxoplasma gondii* (Institute For International Cooperation In Animal Biologics, 2005).

En los hospedadores definitivos el ciclo es intestinal y extra intestinal. El ciclo intestinal ocurre en el epitelio entérico, la reproducción asexual es seguida por la reproducción sexual y la formación de ooquistes, que salen al exterior con la materia fecal. En el medio, con condiciones adecuadas, se forman en el interior de los ooquistes dos esporocistos con 4 esporozoítos cada uno, denominándose desde ese momento, ooquistes esporulados o maduros (Laboratorio de inmunoparasitología FCV, UNLP, 2018).

En la fase extraintestinal, tanto de hospederos definitivos como intermediarios, estas formas infectivas llegan simultáneamente a la lámina propia del intestino, multiplicándose en el endotelio vascular, fibroblastos, células mononucleares y leucocitos segmentados, y como resultado se forman los taquizoítos, y a partir de estos los bradizoítos. Estos últimos permanecen dentro de quistes tisulares en diferentes órganos, estableciéndose la fase crónica de la enfermedad. Para algunos autores, los taquizoítos ingeridos por vía oral pueden morir debido a su baja resistencia al jugo gástrico; sin embargo, es probable que algunos de ellos penetren en la mucosa bucofaríngea y desencadenen las fases mencionadas anteriormente (Reiden, *et al.*, 2013).

Varios aspectos de la historia de la toxoplasmosis son importantes. El primero de ellos es el ya mencionado descubrimiento del agente causal, *Toxoplasma gondii* en 1908, por parte de Charles Nicolle y Louis Manceux que observaron al parásito en muestras de hígado y bazo del roedor de la especie *Ctenodactylus gondii*. En el mismo año el médico italiano Alfonso Splendore demostró la presencia de este microorganismo en cerebro de conejos; un año más tarde Nicolle le dio el nombre de *Toxoplasma gondii* en referencia a su forma arqueada y por su presencia en el gundi (Becerril, 2014).

1.1.2. Clasificación taxonómica

Reino : Protozoa.
Phylum : Apicomplexa
Clase : Sporozoea
Subclase : Coccidia
Orden : Eucoccidiida (Eucoccida)
Suborden : Eimeriina
Familia : Sarcocystidae
Subfamilia : Toxoplasmatinae
Género : Toxoplasma
Especie tipo : *Toxoplasma gondii* (Siachoque, 2006).

1.1.3. Ciclo biológico

Los gatos y los miembros de la familia de los felinos son los hospedadores definitivos del parásito. Por lo general, los gatos se infectan por primera vez cuando empiezan a

cazar e ingieren roedores y aves silvestres infectadas. El parásito comienza su ciclo sexual en el intestino del gato que resulta en la formación de ooquistes (huevos) que eliminan con las heces. Una vez en el exterior, los ooquistes esporulan, lo que les convierte en una semana en infecciosos, y presentan una capa externa resistente que les permite sobrevivir en el ambiente durante 12 – 18 meses en condiciones templadas y húmedas. Si los ooquistes los ingiere un mamífero, *Toxoplasma gondii* invade y se multiplica dentro de las células y llega a través de la sangre a distintos órganos y tejidos. Investigaciones llevadas a cabo en el Instituto de Investigación Moredum han demostrado que tan solo 200 ooquistes esporulados pueden causar un aborto en una oveja susceptible. Siguiendo el estado agudo de la infección y bajo presión del sistema inmunitario, el parásito se diferencia en una forma persistente en el animal en quistes tisulares, en los que pueden permanecer durante toda la vida del hospedador. Las ovejas pueden infectarse con *Toxoplasma* al ingerir pastos, alimentos o agua contaminados con ooquistes (Francesca & Daniela, 2014).

A. Ciclo extraintestinal de la toxoplasmosis (en el resto de los animales y también en el gato).

Si los ooquistes maduros son ingeridos por otros animales, el parásito pasa del intestino a la sangre y por esta vía se dirige a cualquier tejido del organismo, se ha encontrado en músculo, ojos, tejido nervioso, ganglios, hígado etc. Una vez llegado al órgano, se reproduce (en forma asexual) y se desarrolla una estructura que se denomina quiste tisular que provoca una reacción inflamatoria y una reacción inmunológica con la formación de anticuerpos, que limitan el crecimiento del mismo, quedando los parásitos de su interior en vida latente, durante toda la vida del huésped. De esta forma, no producen ninguna alteración clínica, excepto si el huésped (que puede ser también un humano) por cualquier razón, sufre una baja en las defensas. En este caso el parásito comenzará a reproducirse activamente y producirá sintomatología clínica (Gatti, 2009).

Este quiste tisular que se desarrolla en los huéspedes intermediarios es infectante cuando es ingerido por otro huésped (carnívoros e inclusive el hombre), esto es de suma importancia en la cadena epidemiológica. Los quistes son muy pequeños, miden alrededor de 250 micras (1/4 de milímetro) de diámetro, por lo cual no son vistos a simple vista ni detectados en el control de los frigoríficos, y esta carne con los quistes van al consumo general de la población (Gatti, 2009).

B. Ciclo intestinal de la toxoplasmosis

Cuando un felino (doméstico o salvaje) ingiere tejidos animales contaminados o huevos infectantes de toxoplasma del medio ambiente, los parásitos pasan al intestino, se reproducen y vuelven a formar huevos (llamados ooquistes) no infectantes o inmaduros al principio, que se eliminan con la materia fecal. Al cabo de 1 a 5 días maduran (en el medio ambiente) y se convierten en ooquistes infectantes. Estos ooquistes eliminados se diseminan por aire, agua e insectos (Gatti, 2009).

La eliminación de ooquistes por un gato enfermo, dura de 15 a 20 días, durante este tiempo el gato va formando anticuerpos contra el parásito hasta que llegan a controlar la enfermedad y se suspende la eliminación de huevos (Gatti, 2009).

Como vemos de este ciclo, el gato solo es peligroso como transmisor de la toxoplasmosis durante esos 15 a 20 días durante los cuales elimina ooquistes. Fuera de estos periodos el gato no transmite la toxoplasmosis (Gatti, 2009).

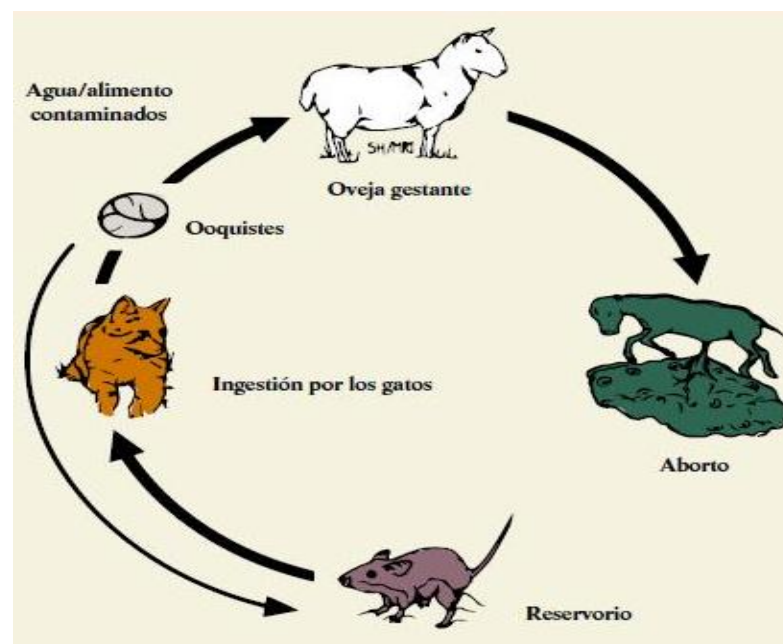


Figura 1.1. Ciclo biológico de *Toxoplasma gondii*. (Chianini & Chiebao, 2016)

1.1.4. Epidemiología

Los rumiantes, al ser animales herbívoros la única forma en la que pueden infectarse con el parásito es por medio de ooquistes, estos pueden estar en el ensilado, el heno o las praderas para pastoreo, sobre todo si existen gatos alrededor de la producción. Los

ovinos y los caprinos son los más susceptibles a la infección, mientras que los bovinos pueden eliminar o detener la reproducción del parásito de forma más eficiente, sin embargo, los músculos de cualquiera de estos animales infectados son una fuente de transmisión para el ser humano. (Gonzalez, 2018).

La seroprevalencia mundial se considera entre 30 – 50%, pero esto varía de manera importante entre regiones, debido a variables tales como el clima, dieta, higiene y la susceptibilidad de los hospederos. Debe considerarse la falta de control de las poblaciones de gatos salvajes (y de dueños irresponsables) y las deficiencias en las medidas de control en los sitios de consumo/revisión de carnes para el consumo humano. Los gatos jóvenes eliminan millones de ooquistes por unas dos o tres semanas, mientras que es poco probable que los gatos adultos lo hagan. El gato infectado elimina la forma infectante en sus areneros o en el ambiente si se le permite deambular en el exterior. (Uribarren, 2017).

1.1.5. Patogenia

Toxoplasma gondii presenta en su porción apical los organelos comunes de organismos de este phylum, involucrados en la adhesión e invasión. El complejo interno de membrana y la membrana plasmática forman la tricapa lipídica característica de estos protozoos, también de relevancia en la replicación, la movilidad y la invasión. Una vez que ingresa *Toxoplasma gondii* a la célula hospedera, se apropia de algunas funciones en beneficio propio. Los antígenos de superficie, proteínas y otras moléculas de componentes estructurales del complejo apical: roptrias, micronemas y gránulos densos, contribuyen de manera importante en el reconocimiento de células blanco, invasión activa, formación de la vacuola parasitófora y reproducción, con la lisis final de la célula.

Otras proteínas se consideran "efectoras" cruciales, y mantienen un equilibrio en la interacción entre el parásito y la célula, con gran eficiencia, si se considera la persistencia de la infección con poco o nulo efecto (es decir, sin enfermedad).

En años recientes chaperone Hsp90 se ha asociado, dentro del ciclo del parásito, a la replicación e invasión. Actualmente es blanco de algunos estudios, en busca de tratamientos efectivos para la toxoplasmosis latente y crónica.

La persistencia del parásito en el organismo después de la infección primaria, se atribuye en gran medida a los mecanismos que previenen la apoptosis (Uribarren, 2017).

1.1.6. Signos clínicos y lesiones

Como ya se mencionó anteriormente, este protozoo depende en gran parte del estado inmunitario del animal afectado, dado que este parásito es oportunista, la infección puede ser controlada cuando existe inmuno competencia por parte del hospedero.

En el caso de los ovinos la enfermedad generalmente es de tipo sub-clínico aunque con fiebre, caso contrario a los caprinos, quienes cursan la enfermedad de un modo más severo presentando distintos cuadros clínicos dependiendo del órgano afectado, como ya se mencionó los bovinos parecen ser resistentes a la infección, sin embargo, los estudios serológicos en esta especie demuestran que si pueden adquirir esta enfermedad.

El problema principal de infectarse con *Toxoplasma gondii* ocurre cuando el animal afectado es una hembra gestante, ya que puede ocasionar muerte embrionaria, abortos, malformaciones o toxoplasmosis congénita que generalmente conlleva a la muerte del recién nacido. Además esto varía según la especie afectada, en los ovinos la mayoría de las veces ocurre el aborto si la infección empezó durante el periodo gestante, sin embargo a diferencia de los caprinos, en los ovinos el aborto a causa de la toxoplasmosis solo ocurre una sola vez (Gonzalez, 2018).



Figura 1.2. Feto momificado (Chianini & Chiebao, 2016)

Por otro lado los problemas asociados a este protozoario dependen también del periodo de la gestación en que se encuentre, así básicamente tenemos 4 presentaciones:

A. Fase de implantación

En este periodo ocurre la muerte embrionaria provocada por la infección del embrión y la respuesta materna.

B. Días 50 a 60

En este periodo, también ocurre la muerte del feto a causa de la parasitemia, puede haber expulsión del producto o momificación.

C. Días 60 a 120

En esta fase el producto puede producir respuesta inmunológica ante el parásito sin embargo el problema radica en los focos de necrosis que este provoca sobre los cotiledones placentarios, ocasionando anoxia del feto y por consiguiente, abortos, partos prematuros, maceración fetal, o recién nacidos débiles que mueren pocos días después, además de que la placenta no puede separarse de manera adecuada y por tanto arrancar tejido uterino ocasionando metritis séptica.

D. Último mes de gestación

La infección en esta etapa generalmente se controla y los productos nacen con la enfermedad de tipo subclínico y con anticuerpos que los protegerán contra alguna probable infección futura (Gonzalez, 2018).

1.1.7. Diagnóstico

El diagnóstico de *Toxoplasma gondii* es relativamente difícil, ya que los signos clínicos que pudiera llegar a ocasionar pueden confundirse con otras enfermedades más frecuentes, además dado que la mayoría de las veces el curso de la enfermedad es subclínico no existen signos claros de infección, aunque si existen abortos en el hato tiene que considerarse dentro de los diagnósticos diferenciales (Gonzalez, 2018).

Se deben enviar al laboratorio los corderos muertos y sus placentas, si están disponibles. Se examinarán las muestras de tejido para detectar la presencia de *Toxoplasma gondii* y las lesiones asociadas a una infección. Además, pueden analizarse muestras de sangre

(suero) del feto abortado y de la oveja para detectar anticuerpos frente a *Toxoplasma gondii*, lo que indicaría una exposición al parásito (Francesca & Daniela, 2014).

1.1.8. Control

El control de esta parasitosis se enfoca principalmente en evitar que felinos domésticos o silvestres contaminen la comida o el agua de los animales, aunque esta tarea la mayoría de las veces no es fácil, otra manera de control es incinerar los fetos y placentas contaminados para así no continuar el ciclo biológico.

Por último se puede sugerir hacer una revisión periódica con alguna prueba serológica con el objetivo de ver el estado del hato en general o vigilar algún brote que pudiera llegar a existir. (Gonzalez, 2018).

La vacunación es un método efectivo para prevenir la toxoplasmosis que estimula la inmunidad protectora antes de la cubrición de las ovejas. Investigaciones en Nueva Zelanda han descubierto una cepa incompleta de *Toxoplasma* que sólo experimentaría una multiplicación limitada en el hospedador. Otro trabajo realizado en el Moredun mostró que la cepa de Nueva Zelanda indujo respuestas inmunitarias celulares y humorales que protegían a los animales frente a infecciones subsecuentes con *Toxoplasma* y una dosis concedería inmunidad de larga duración hasta al menos 18 meses. Existe una vacuna con licencia para su uso en el Reino Unido, Nueva Zelanda, Irlanda y Francia, y se recomienda utilizarla al menos tres semanas antes de la monta. (Francesca & Daniela, 2014).

1.2. CRONOMETRÍA DENTARIA

El conocimiento de la edad en los ovinos mediante el examen de la dentadura es un aspecto clave de la práctica ganadera, ya que puede resultar relevante, no sólo en la determinación de la edad en sí, sino que además, a través de la inspección de los dientes se pueden inferir aspectos relacionados con la nutrición y el régimen de alimentación y estado general de los vientres del rebaño. El examen de la dentadura cobra especial relevancia para el criador, el vendedor y el comprador, en la comercialización de los animales. Los ovinos son clasificados como una especie de dentición de tipo heterodonte, de dentición incompleta y difionte. (Helman, 1965).

El término heterodonte implica una dentición formada por dientes morfológicamente distintos: incisivos, premolares y molares. Que la dentición sea Incompleta, significa que en esta especie no existen los dientes caninos. Dentición de tipo Difonte significa que los ovinos poseen dientes temporarios (de leche) los que posteriormente son reemplazados por dientes permanentes. En su etapa adulta, una oveja tiene 32 dientes, de los cuales 24 son molares y 8 incisivos. (Speroni, 2017).

Tabla 1.1. Edad en que se cambian los incisivos de acuerdo con la precocidad del ovino

INCISIVOS	MUY PRECOCES	PRECOSIDAD ORDINARIA	TARDIAS
Pinzas	10 meses	15 -16 meses	18 meses
1° mediano	18 meses	24 meses	30 meses
2° mediano	23 meses	30 - 33 meses	40-42 meses
Extremos	26 - 36 meses	42 meses	48 - 54 meses

Fuente: García, 1986.

1.3. CONSTANTES FISIOLÓGICAS DEL OVINO

1.3.1. Temperatura

Los ovinos, como todas las especies domesticas son animales homeotermos, es decir de temperatura constante (39-40°C), gracias al centro regulador de la temperatura, que se encuentra en el hipotálamo. Sin embargo de manera normal pueden ocurrir oscilaciones en algunas condiciones fisiológicas como el celo, la preñez, el parto. La temperatura del medio ambiente no debe influir, salvo que cambie súbitamente, por lo general los mecanismos compensatorios logran establecer el equilibrio corporal. (Macaldowie & Small, 2004).

1.3.2. Auscultación del corazón

La palpación del área del corazón se realiza en forma externa. Aquí solo nos permite valorar la fuerza y la tensión del impulso cardíaco (latidos). La auscultación tiene como finalidad determinar el volumen e intensidad del tono cardíaco, el ritmo y secundariamente ruidos anormales producidos por el latido o asociados a este, el corazón produce dos tonos o ritmos que son producidos por dos movimientos del mismo; uno llamado sístole y el otro diástole, que son los que van a determinar las pulsaciones por minuto en la circulación (60 - 80 latidos/min), pero algunos sonidos son

producidos por causas patológicas y son llamados también ruidos cardíacos. (Pacheco & González, 1991).

1.3.3. Auscultación respiratoria

Durante la inspiración se dilata el tórax en forma activa por contracción de los músculos intercostales externos y especialmente del diafragma; de manera tal que al contraerse empuja hacia atrás las vísceras abdominales, expandiendo el tórax y el abdomen. Para evaluar la actividad respiratoria se observan los movimientos respiratorios ubicándonos a un costado del animal (12- 20 resp./min.), con el animal en reposo, evaluando el *FRIT*, término utilizado para facilitar el aprendizaje de Frecuencia, Ritmo, Intensidad y Tipo (Rosenberger, 1994).

1.4. CONDICIÓN CORPORAL

Se utiliza una escala que clasifica los estados corporales según el grado de gordura. Los requerimientos alimenticios dependerán de la edad, sexo, estado fisiológico y nivel de producción de cada animal del rebaño. En términos generales, estos requerimientos cambiarán a lo largo del año, según el estado fisiológico en que se encuentre el animal. Dependiendo de esto, será el grado de condición corporal que aceptaremos como adecuado. Esta técnica está basada en la palpación (con los dedos índice y pulgar) de la profundidad del “ojo” del músculo Longissimus dorsi y del grado de cobertura de grasa subcutánea de la zona entre la apófisis espinosa y transversa de la primera vértebra lumbar anterior. (Thompson & Meyer 1994).

Desde el punto de vista productivo la nota de la condición corporal adecuada, en general, tendría que ser 3. Una nota 3 puede ser utilizada para planes reproductivos, una nota 1, 2, 4 y 5 indica un mal uso de los recursos forrajeros, nutricionales y el estado sanitario del ovino lo que puede provocar problemas en el proceso productivo general del ovino. (Oriella, 2015).

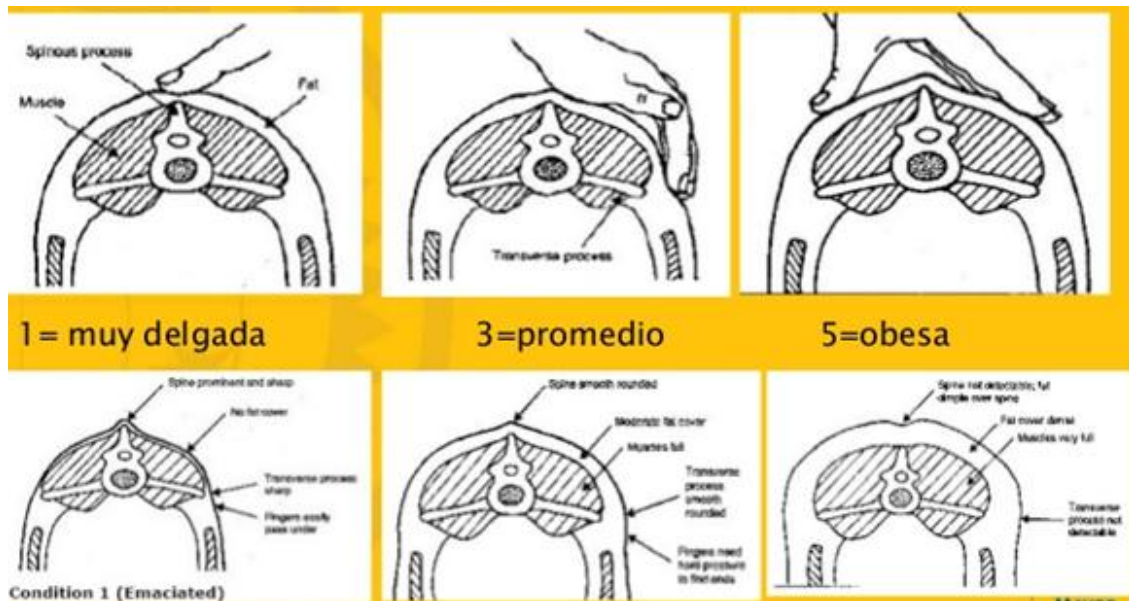


Figura 1.3. Evaluación de la condición corporal. (Zapata, 2011)

1.5. PRUEBAS SEROLÓGICAS

1.5.1. Prueba de hemaglutinación indirecta (HAI)

Esta prueba se fundamenta en la propiedad que tienen los anticuerpos anti *Toxoplasma gondii* de producir aglutinación en presencia de glóbulos rojos sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana del parásito. El empleo de ambos tipos de antígenos incrementa la sensibilidad del método permitiendo la detección precoz de la infección. Tanto la presencia de antígenos heterófilos como la aparición de inmunoglobulina M, característica del período agudo de la parasitosis, se investigan empleando tratamiento con 2-mercaptoetanol y eritrocitos no sensibilizados para el control y absorción de la heterofilia (Wiener Lab. Toxotest HAI, 2000).

La Prueba de Hemoaglutinación Indirecta (HAI) que detecta IgM. Esta técnica fue introducida por Borden en 1951, perfeccionada por Staritsky en 1954 y fue empleada por primera vez para toxoplasmosis por Jacobs y Lunde en 1957. Es una reacción cualitativa que nos indica infección, pero no si el parásito se encuentra en actividad o inactividad, excepto si los títulos obtenidos son elevados. Su principal limitación es no detectar infecciones recientes, pues se alcanzan títulos diagnósticos a los 30 días (Velasco, *et al.*, 1992).

1.5.2. Prueba de aglutinación del látex

Es un método relativamente sencillo de realizar. Detecta anticuerpos de tipo IgG. La reacción debe practicarse con sueros previamente tratados con el 2-mercaptoetano, que destruye tanto las macroglobulinas inespecíficas (aglutininas naturales) como los anticuerpos IgM antitoxoplasma. Se calculó una sensibilidad de 82.9% y una especificidad de 90.29% para la prueba de aglutinación modificada y una sensibilidad de 45.9% y una especificidad de 96.6% para la prueba de aglutinación látex (Dubey, *et al.*, 1995).

1.5.3. Elisa (enzyme linked immunosorbent assay)

Esta prueba se utiliza para demostrar antígenos circulantes y anticuerpos IgG e IgM en casos de toxoplasmosis congénita. Los títulos obtenidos con la Prueba de ELISA para anticuerpos específicos IgG correlacionan bien con los obtenidos por la reacción de inmunofluorescencia indirecta o por la Dye Test. Los anticuerpos IgA contra la superficie proteica P30 del toxoplasma puede ser detectado por la técnica de doble sándwich, puede probar ser más sensible que la IgM-ELISA para el diagnóstico de la toxoplasmosis aguda o congénita; se estima que la prueba de ELISA para anticuerpos específicos IgM tiene una sensibilidad de 97% y una especificidad de 100% (Acha & Szyfres, 1992).

1.5.4. Test de inmunofluorescencia indirecta (IFI)

La prueba IFI es un método simple y se utiliza ampliamente. Los taquizoítos intactos y muertos de toxoplasma se incuban con el suero problema diluido, se añade el antisuero específico anti especie fluorescente apropiado, y el resultado se visualiza entonces con un microscopio de fluorescencia antinucleares (Munday & Corbould, 1971).

Se dispone comercialmente de anticuerpos marcados con fluorescencia para una variedad de especies animales; el método es relativamente económico y se encuentran disponibles comercialmente los kits adecuados. Sin embargo, el método requiere un microscopio de fluorescencia y como los datos son interpretados visualmente, se pueden producir variaciones subjetivas. Puede resultar difícil encontrar algunos conjugados específicos de las especies y existe riesgo de una posible reacción cruzada con anticuerpos frente al factor reumatoide y con anticuerpos antinucleares. (Munday & Corbould, 1971).

1.6. PRUEBAS NO SEROLÓGICAS

1.6.1. Reacción en cadena de la polimerasa

La prueba de la reacción en cadena de la polimerasa (polimerase chain reaction: PCR) se aplica extensamente para detectar ADN del parásito, que confirman la infección en muestras de origen muy diverso (líquido amniótico, placenta, humor acuoso, tejido nervioso, carnes de consumo etc. (Atías, 1994).

1.6.2. Histopatología

El *Toxoplasma Gondii* se puede reconocer por medio del examen microscópico de muestras al fresco o teñidas y en cortes histológicos (Atías, 1994); también biopsia de los ganglios, piel, pulmón, hígado, bazo, músculo, cotiledones placentarios y los tejidos cerebrales del feto; para su posterior fijación y coloración por los métodos de Leishman y Giemsa (Amato & Neto, 1971). La investigación ofrece grandes dificultades y rara vez es concluyente para establecer el diagnóstico (Atías, 1994).

1.6.3. Prueba intradermal con toxoplasmina

Es una prueba cualitativa que sólo permite detectar infección y es de cierta utilidad para los estudios epidemiológicos. La intensidad de la reacción varía con la calidad del antígeno y con la sensibilidad del sujeto sometido a la prueba. La lectura se hace a las 24, 48, y en lo posible, a las 72 horas de efectuada la intradermorreacción (Atías, 1994).

1.6.4. Examen fecal

EL examen coproparasitológico se realiza al hospedero definitivo, Su diagnóstico se basa en la observación de ooquiste en la materia fecal. Debido a que estos pacientes suelen eliminar los ooquistes sólo durante una o dos semanas después de su primera exposición, raras veces se encuentran ooquistes en el examen coproparasitológico de rutina (Leguía, 1996).

1.7. ANTECEDENTES

Seroprevalencia de la toxoplasmosis en gatos (*Felis catus*) atendidos en los establecimientos veterinarios del distrito de Ayacucho 2016, el tamaño muestral fue de 160 gatos, mayores de 2 meses, que acudieron a los consultorios veterinarios del distrito de Ayacucho ya sea para desparasitación, vacunas, baños o tratamientos durante el periodo de un año, el producto comercial utilizado fue del Toxotest HAI. Se obtuvo una

seroprevalencia de 22.64% de toxoplasmosis en gatos domésticos (*Felis catus*); según edad y sexo no se encontró diferencia estadísticamente significativa ($P>0.05$), así mismo según estado sanitario se obtuvo 36.38% en gatos enfermos y en aparentemente sanos 13.24% de prevalencia; según el hábitat la prevalencia fue en gatos que viven de manera libre (fuera de casa) 46.76%, semiconfinados 18.79% y confinado (no salen de casa) 10.92%; según tipo de alimentación los gatos que consumen alimento casero es 40.5%, alimento mixto 23.89% y comercial 9.93%. (Sandoval, 2016).

Determinación de la seroprevalencia del *Toxoplasma gondii* en dos localidades de la provincia de Lampa, departamento de Puno, Perú. Trabajó con 100 muestras de sangre de ovinos de diversas edades usando la prueba de inmunofluorescencia indirecta (IFI). La seroprevalencia hallada fue de 44%. El sexo no fue considerado como factor de riesgo, pero la frecuencia de casos positivos aumentó en relación directa a la edad de los animales ($p<0.05$) (Bernal, *et al.*, 2014).

Seroprevalencia del *Toxoplasma gondii* en borregas de una empresa ganadera de la Sierra Central. El *Toxoplasma gondii* es un parásito intracelular de distribución universal, causante de problemas reproductivos en animales y el hombre. Los animales de sangre caliente constituyen los hospederos intermediarios, presentan quistes tisulares y diseminan la enfermedad al contaminar las pasturas con heces conteniendo ooquistes. Los felinos domésticos y silvestres son los hospederos definitivos. El objetivo del estudio fue determinar la seroprevalencia del *Toxoplasma gondii* en borregas en edad reproductiva del departamento de Junín, mediante la prueba de Inmunofluorescencia Indirecta (IFI). Se evaluaron 387 sueros de borregas de diferentes edades durante la esquila en marzo del 2002. Se halló una seroprevalencia a *Toxoplasma gondii* de $65.9 \pm 4.7\%$ (255/387). La seroprevalencia se incrementó con la edad de las borregas ($p<0.05$) (Caldas, *et al.*, 2002).

Concordancia entre las pruebas de hemaglutinación indirecta e inmunofluorescencia indirecta para determinar la prevalencia de *Toxoplasma gondii* en ovinos. El presente estudio fue medir el grado de concordancia entre las técnicas de HAI e IFI para la detección del *Toxoplasma gondii* en ovinos. Se colectaron 310 sueros de ovinos hembras de diferentes edades del Fundo Santa María, Distrito de Nuñoa, Provincia de Melgar, Departamento de Puno, los cuales fueron almacenados a -20°C para su

posterior análisis serológico. Las muestras fueron analizadas en el Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Al evaluar el grado de concordancia entre ambas técnicas se halló un valor de Kappa (K) igual a 24% indicando que el grado de asociación entre ambas técnicas fue del tipo regular y mediante la prueba de Mc Nemar se encontró que existen diferencias significativas entre ambas, no siendo reemplazable una por la otra. Adicionalmente se halló una seroprevalencia para *Toxoplasma gondii* de 50.3 ± 5.56 % por el método de HAI y 88.1 ± 3.6 % por el método de IFI. La frecuencia por edades en animales menores de 1 año, mayores de 1 año y menores de 2 años, mayores de 2 años y menores de 3 años y mayores de 3 años fue de 23.2 %, 33.3 %, 52.1 % y 58.7 % respectivamente por el método de HAI y de 72.01 %, 90,0 %, 91.2 % y 90.5 % por el método de IFI. Estos resultados confirmarían que la concordancia entre las pruebas de HAI e IFI en el diagnóstico de la toxoplasmosis ovina fue de tipo regular no siendo reemplazables entre ellas (Huerta, 2005).

Seroprevalencia y factores de riesgo en toxoplasmosis ovina en Minas Gerais, Brasil. Se evaluaron muestras séricas de 711 ovinos de 109 establecimientos de Minas Gerais, Brasil, fueron analizadas a fin de determinar la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* por medio de ELISA e IFAT (prueba de inmunofluorescencia indirecta). Las seroprevalencias obtenidas han sido de 31,1% para ELISA y de 43,2% para IFAT. Entre los sueros positivos ELISA, 19% de las muestras contenían una débil avidéz lo cual sugiere una fase reciente de toxoplasmosis en Minas Gerais. La edad, el sexo, la raza, el origen geográfico de los animales y otras variables ligadas a las modalidades de la infección por *T. gondii* fueron analizadas en tanto qué factores de riesgo de la toxoplasmosis, pero solamente la edad aparece como significativamente asociada a esta enfermedad: los animales mayores (de más de 36 meses) están infectados con más frecuencia que los más jóvenes. Tomando la variable de acuerdo al sexo se logra determinar que no es un factor de riesgo. (Vitor, *et al.*, 2009).

Posibilidad de transmisión congénita de *Toxoplasma gondii* en ovejas mediante seguimiento serológico en Rosário do Sul, RS, Brasil. En el presente trabajo, se describen los resultados de la detección de anticuerpos anti-*T. gondii* (IgG e IgM) en muestras de suero secuenciales de corderos recién nacidos y sus madres sin signos clínicos aparentes de infección. Los anticuerpos IgG se cuantificaron mediante

inmunofluorescencia indirecta (IFI) y pruebas de hemaglutinación indirecta (HAI). Los anticuerpos IgM se detectaron mediante el método de hemaglutinación indirecta 2-mercaptoetanol (HAI / 2-ME) utilizando kits comerciales. Se recogió suero de 247 en total entre ovejas (n = 123) y corderos (n = 124). Después de tres meses, solo corderos (n = 120). Del número total de animales, 175 eran de una propiedad y 72 de otra propiedad, ambos ubicados en la zona rural de Rosário do Sul, RS, Brasil. Veintidós corderos (18.3%) del total analizado presentaron títulos en la primera colección. Hubo una disminución o negación de la respuesta inmune que indica la transferencia pasiva de anticuerpos. Solo cuatro animales (3.3%) cuyas madres indicaron infección reciente tenían títulos crecientes de IgG de la primera a la segunda colección, lo que sugiere la posibilidad de transmisión congénita de *T. gondii*. El resultado obtenido en todas las colecciones se observó que en ovejas (n = 123) a la prueba de IFI resultaron 48 positivos (39.02%) y a la prueba HAI 25 positivos (20.23%). En tanto los resultados de la primera colección en corderos (n = 124) a la prueba IFI resultaron 26 positivos (20.96%) y a la prueba HAI se obtuvo 10 positivos (8.06%). En la segunda colección de corderos (n = 120) a la prueba IFI resultaron positivos 16 (13.33%), por tanto a la prueba HAI se obtuvo 4 positivos (3.33%). (Silva, 2001).

CAPÍTULO II

METODOLOGÍA

2.1. LUGAR DE EJECUCIÓN

El presente estudio de investigación se realizó en el matadero de Quicapata distrito de Carmen Alto, provincia Huamanga, departamento de Ayacucho, a 2780 m.s.n.m.

2.2. UBICACIÓN GEOGRÁFICA

Latitud : -13.175752°
Longitud : -74.226381°
Altitud : 2780 m.s.n.m.

2.3. MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS

a) Materiales

a.1. Materiales biológicos

- Suero sanguíneo de ovinos

a.2. Materiales de laboratorio

- Agujas vacunaite n° 20.
- Vacutainer con gel color amarillo.
- Policubetas con 96 pocillos de fondo en U (8 hileras y 12 columnas).
- Tips.
- Goteros.
- Envases estériles de 100 ml.
- Frascos vacíos estériles.
- Mascarillas.
- Guantes de látex n° 7.
- Algodón.
- Alcohol.

- Gorros descartables.
- Cloruro de sodio 9%.
- Jeringas de 1 y 5ml.

b) Equipos y reactivos

- Micro pipetas.
- Centrífuga.
- Estufa.
- Agitador de microplacas.
- Kit de Toxotest HAI.

2.4. PROBLEMAS ESPECÍFICOS

¿Cuál será la seroprevalencia de toxoplasmosis, en ovinos (*Ovis aries*), según sexo, faenados en el matadero de Quicapata del distrito de Ayacucho?

¿Cuál será la seroprevalencia de toxoplasmosis, en ovinos (*Ovis aries*) según edad, faenados en el matadero de Quicapata del distrito de Ayacucho?

¿Cuál será la seroprevalencia de toxoplasmosis, en ovinos (*Ovis aries*), según estado de salud?

2.5. TAMAÑO DE MUESTRA

La cantidad poblacional de ovinos se calculó usando la fórmula estadística para muestras poblacionales conocidas.

Población total: 426 (Fuente: Registro matadero Quicapata 2018).

$$n = \frac{z^2 p(1 - p)N}{E^2(N - 1) + z^2 P(1 - P)}$$

Dónde:

Z: Nivel de confianza de 95% (Z= 1.96)

E: Error muestral del 5% (0.05)

NT: Población total (N= 426)

P: Probabilidad a favor (p= 0.2)

Q: Probabilidad en contra (1- p)

Tamaño de muestra: 156.

2.6. TOMA DE MUESTRAS Y PROCESAMIENTO

2.6.1. Toma de muestra

- Los ovinos faenados en el matadero de Quicapata, fueron registrados en la ficha de recopilación, tomando en cuenta la edad (Tabla 1.1.), sexo y estado sanitario mediante constantes fisiológicas y condición corporal (Figura 1.3.).
- La muestra de sangre del ovino se obtuvo con una punción directa de la vena yugular y/o safena, usando alcohol al 70° empapado en algodón con un vacutainer sin anticoagulantes y agujas vacutainer n° 20, y posteriormente se trasladó en una caja de Tecnopor a una temperatura que oscila entre los 2°C a 10°C.

2.6.2. Procesamiento

- La muestra se centrifugó en la clínica veterinaria “Vet Medic” a 4000 rpm por 15 min y se obtuvo los sueros sanguíneos que posteriormente fueron congelados a una temperatura de -20°C hasta su posterior procesamiento.
- Los sueros sanguíneos fueron transportados al laboratorio Clínico de la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria, donde se descongeló a temperatura ambiente para realizar la prueba de aglutinación con el Toxotest HAI.

2.6.3. Prueba de hemaglutinación indirecta (HAI)

- Se colocó una gota (25ul) de suero sanguíneo con una micropipeta en cada uno de los pocillos de la columna.
- Se agregó una gota (25ul) de 2-mercaptoetanol al 1% con una micropipeta a los mismos pocillos.
- Se selló los pocillos con una cinta adhesiva y se agitó la policubeta golpeando con los dedos en las paredes laterales.
- Se llevó a la estufa para ser incubado durante 30 minutos a 37°C.
- Se retiró la cinta adhesiva, con un microgotero, se colocó una gota (25ul) de diluyente de suero HAI en los pocillos restantes de las hileras utilizadas.
- Se realizó las diluciones a partir de la columna 1 (dilución 1/2), pasando los microdilutores a la columna 2 (dilución de 1/4) y así sucesivamente hasta la columna 6 (dilución 1/64).
- Se colocó en las columnas 1 y 2 (diluciones de 1/2 y 1/4) una gota (25ul) de glóbulos rojos no sensibilizado, para control de heterofilia.
- En el resto de los pocillos, se agregó una gota (25ul) de antígeno HAI.

- Se Agitó las policubetas golpeando con los dedos en las paredes laterales, durante 30 segundos.
- Se dejó en reposo, al resguardo de vibraciones, durante 90 minutos.
- Se realizó la lectura.

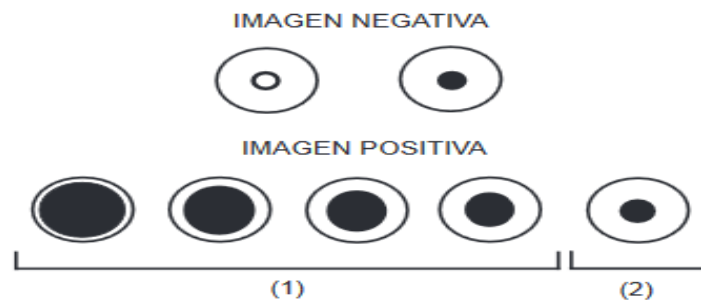


Figura 2.1. Lectura de Toxotest HAI

Fuente: Wiener lab, 2000

2.7. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se desarrolló con el método Chi - cuadrado, en funciones al sexo, edad, estado de salud y su relación con presencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii*.

a) Prueba de chi - cuadrada

Es una distribución de probabilidad continua con un parámetro que representa los grados de libertad de la variable aleatoria.

$$X^2 = \frac{(O - E)^2}{E}$$

Dónde:

O = Valor observado.

E = Valor esperado.

b) Prevalencia aparente

Prevalencia aparente se calculará por medio de la siguiente fórmula:

$$P = \frac{N}{n} \times 100$$

Dónde:

p = Prevalencia

n = Tamaño muestral

N = animales positivos

Los resultados fueron expresados utilizando un intervalo de confianza de 95%.

$$IC = \frac{p + Z \cdot \sqrt{pq}}{n}$$

Dónde:

IC = Intervalo de confianza

p = Proporción hallada

Z = 1.96

q = (1 - p)

n = Tamaño muestral

Ö = raíz cuadrada.

CAPÍTULO III

RESULTADOS Y DISCUSION

3.1. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

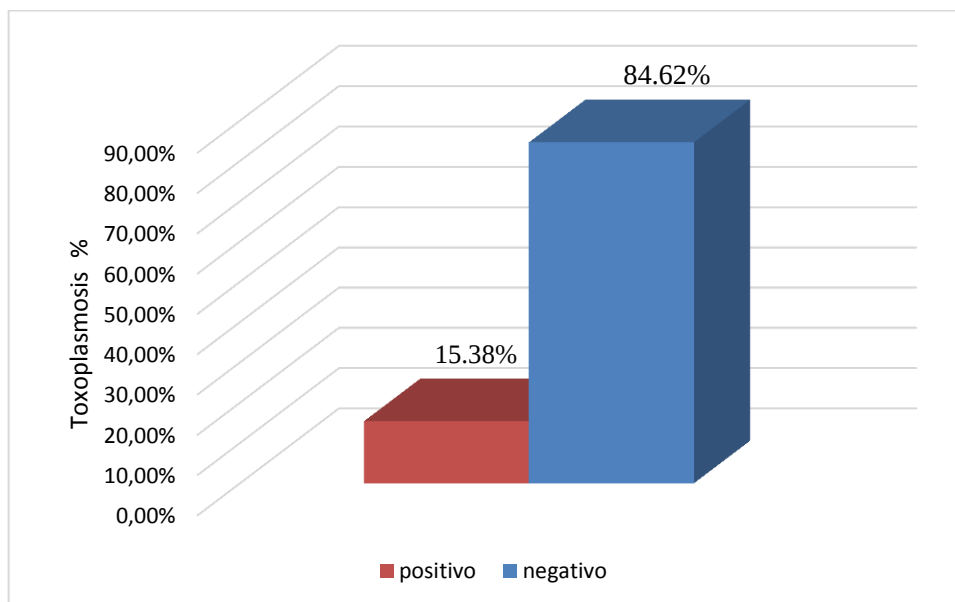


Figura 3.1. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho -2018

En la figura 3.1 se muestra la seroprevalencia de toxoplasmosis en ovinos faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho. Obteniéndose los siguientes resultados de un total de 156 ovinos muestreados, se observa una seroprevalencia de un 15.38% (24 ovinos) con un intervalo de confianza de 95%.

Sandoval, L. (2006). En su investigación reportó una seroprevalencia de 22.64% de toxoplasmosis en gatos domésticos (*Felis catus*) en un tamaño muestral de 160 gatos. Con la prueba HAI, a comparación de nuestros resultados que es de 15.38%, esta diferencia podría deberse a que el gato como hospedero definitivo no siempre está en

contacto con los ovinos, y por otro lado Sandoval realizó su muestreo solo en la ciudad de Huamanga y los ovinos que nosotros muestreamos son generalmente de zonas alejadas a la ciudad.

Bernal, *et al.*, (2014) en el departamento de Puno reportaron una prevalencia de 44% con la técnica de inmunoflorecencia indirecta (IFI), siendo superior a los datos obtenidos en la presente investigación, esto podría deberse a que la inmunoflorecencia indirecta detecta el antígeno G y nuestra prueba solo detecta el antígeno M.

Al respecto, Caldas *et al.*, (2002). Encontraron mayor seroprevalencia, cuya investigación fue realizada en una empresa ganadera de la Sierra Central del departamento de Junín, mediante la prueba de Inmunofluorescencia Indirecta (IFI). Obteniendo 65.9% de prevalencia, esta diferencia podría deberse a la cantidad de tamaño muestral utilizado que fue de 387 sueros y también podría deberse a que se realizó solo en ovinos hembras en etapa reproductiva. Otra de las causas podría ser la disminución de la inmunidad del hospedero por el estrés del manejo durante las faenas de esquilas ya que se aprovechan esas faenas para realizar otras actividades como dosificaciones, baños medicados, sobrecarga de pastoreo y también que se realiza cerca a zonas pobladas y consecuentemente cerca a hospederos definitivos ya que en nuestra presente investigación se realizó a ovinos que no pasan por esas etapas generalmente y la crianza que se hace es solo para consumo humano y lo llevan al matadero en diferentes edades sin pasar muchos de ellos por el proceso de esquila.

Así mismo, Huerta (2005). Reportó *Toxoplasma gondii* de 50.3 % por el método de HAI y 88.1% por el método IFI. En este trabajo de investigación que se realizó en la provincia de Melgar, departamento de Puno, se logró diferenciar con más claridad que la prueba IFI tiene mayor la eficacia, con respecto al método HAI. Esto se debe a que la inmunoflorecencia indirecta (IFI) tiene una especificidad de 95% y sensibilidad 100%, y la prueba (HAI) solo tiene una especificidad de 96.2% y sensibilidad de 86.4%. Con respecto a nuestra investigación comparando con los resultados se podría decir que probablemente las hembras tienen mayor sensibilidad porque Huerta (2005) hizo su trabajo de investigación en un solo sexo (hembras).

Vitor, *et al.*, (2009). Investigación realizada en Brasil, de 711 ovinos y de 109 establecimientos de Minas Gerais, la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* obtenida mediante IFAT (prueba de inmunofluorescencia indirecta) fue de 43,2% y 31,1% para ELISA. Siendo superior a nuestros resultados obtenidos, lo cual nos indica que la prueba que utilizó al igual que otras investigaciones resulta ser más eficaz a comparación de la prueba HAI también se puede mencionar que su tamaño muestral fue altamente superior al nuestro y la cual podría ser también determinante a la hora de comparar los resultados con este trabajo de investigación.

3.2. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos; según edad, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

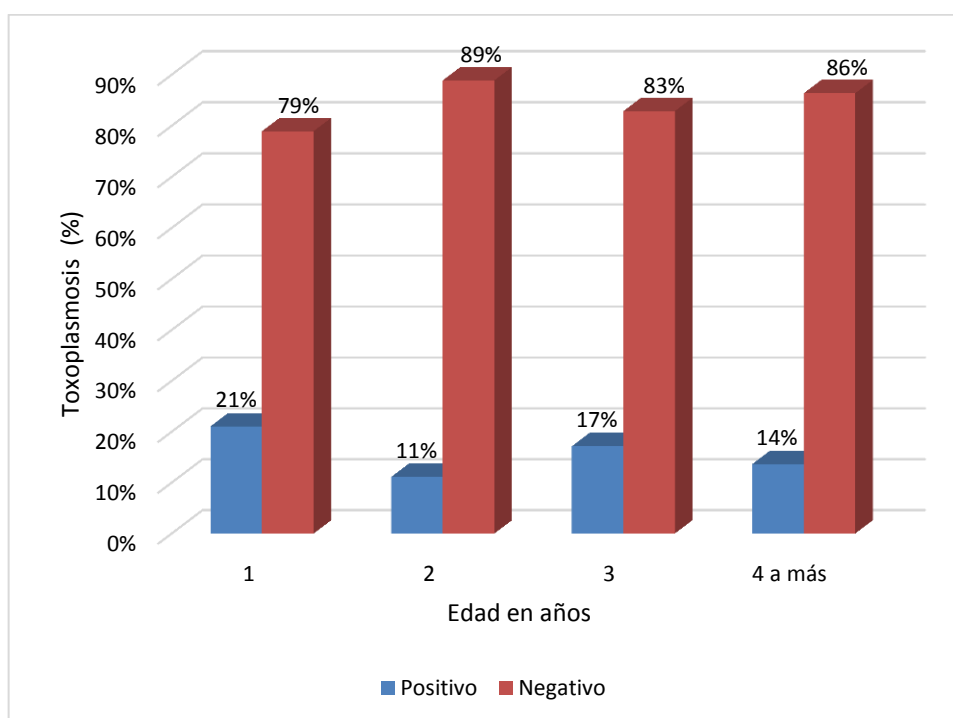


Figura 3.2. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M); según edad, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

En la Figura 3.2 se observa el porcentaje de animales con toxoplasmosis evaluados según la edad (se determinó mediante dentición), en el matadero de Quicapata. A la prueba de X^2 ($P > 1.1002$) en la relación de la edad con los casos positivos y negativos, se ha encontrado que no existe dependencia de la edad con los casos positivos y negativos, esto indica que el porcentaje de animales positivos casi tiene el mismo valor

en las diferentes edades; solamente se puede indicar que a la edad de (1 año) se encontró un mayor porcentaje ya que se ha atribuido al azar.

En relación con la edad se obtuvo los siguientes resultados positivos a *Toxoplasma gondii* en ovinos de un año 21%, ovinos de dos años 11%, ovinos de 3 años 17% y en ovinos de cuatro años a más 14% de un total de (19, 45, 70, 22 ovinos) respectivamente no existiendo una diferencia significativa mediante la prueba de Chi cuadrado ($P>0.05$). A diferencia de Huerta (2005) que se encontraron 23.3%, 33.3%, 52.1%, 58.7%, respectivamente no encontrándose una diferencia significativa, solo en la edad de un año hay una relación parecida a nuestros resultados y una amplia diferencia significativa en la edad de cuatro años a más esto podría deberse a la cantidad de muestras que recolecto en esa edad. Bernal, *et al.*, (2014) encontraron mayor porcentaje de positividad entre las edades de 3 y 4 años de un 41% que se podría decir que esto se debió a la etapa reproductiva que se encuentran a esas edades. Caldas, *et al.*, (2002) sus resultados en borregas de la raza Junín la seroprevalencia se incrementó según la edad. Vitor, *et al.*, (2009) reportaron en ovinos de 1 año (215 ovinos) 34.9%, de 2 años (225 ovinos) 40%, de 3 años (158 ovinos) 47.5% y de 4 años a más (113 ovinos) 59.3% de seroprevalencia a la prueba RIFI no encontrando una diferencia significativa en cuanto a la edad, a comparación de nuestros resultados se puede notar en relación a porcentaje una amplia diferencia y esto puede deberse primero por la cantidad de ovinos muestreados y al clima tropical, ya que estos parásitos esporulan en el medio ambiente cálido y con humedad y que pueden mantenerse infectantes por varios meses ya que son resistentes a congelación, desecación y a temperaturas altas de hasta 70°C. (Mercier & Cesbron, 2015).

Silva (2001) en sus resultados de corderos recién nacidos con la prueba HAI obtuvo 10 positivos (8.06%) a toxoplasmosis de 124 ovinos muestreados y en la segunda recolección que fue a los tres meses de nacido reportó 4 positivos (3.33%) dando como criterio que la madre durante los primeros meses les transfiere anticuerpos de forma pasiva a comparación de nuestro resultado en ovinos mayores de un año se puede concluir que a medida que avanza el tiempo (edad) ya son más propensos a la enfermedad.

3.3. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos; según sexo, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

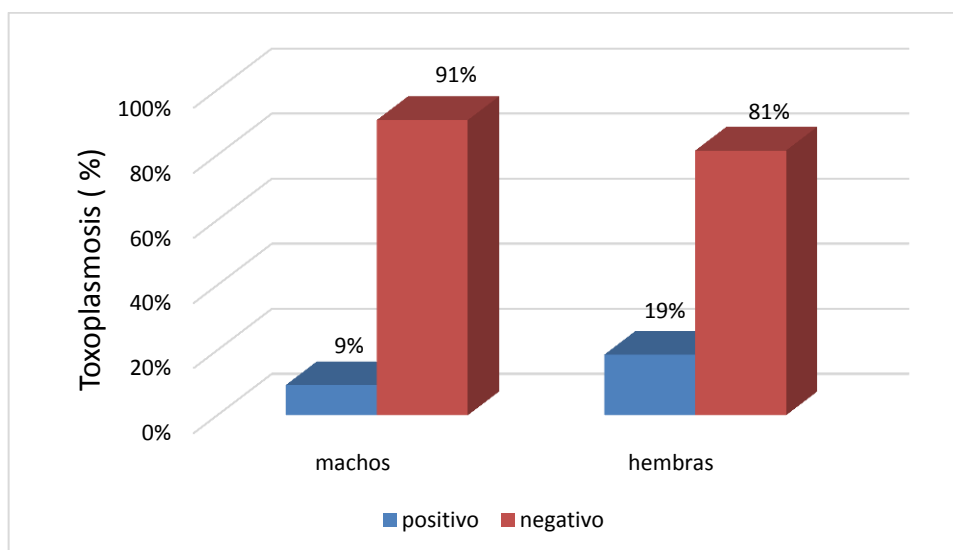


Figura 3.3. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M); según sexo, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

En la figura 3.3 se muestra el porcentaje de animales con toxoplasmosis, según sexo en el matadero de Quicapata obteniéndose los siguientes resultados, en machos encontramos un 9% de positivos de un total de 54 ovinos y en hembras un 19% de positivos de un total de 102 ovinos respectivamente. A la prueba de X^2 ($P > 2.3804$) en relación al sexo con los casos negativos y positivos, se encontró que no existe dependencia en cuanto al sexo con los casos positivos y negativos, esto indica que el porcentaje de animales positivos tiene el mismo valor en relación al sexo; que es atribuido al azar.

Según sexo, se obtuvo la seroprevalencia en ovinos hembras 19% y en machos 9% no existiendo una diferencia significativa mediante la prueba de Chi cuadrado ($P > 0.05$). Bernal, *et al.*, (2014) reportaron la mayor seroprevalencia en hembras con respecto a los machos (44.8% y 38.5%, respectivamente) puede deberse al menor número de machos en la población muestreada al igual que nuestro muestreo. En la que podemos deducir que no hay una diferencia significativa con respecto a nuestro resultado. Vitor, *et al.*, (2009) reportaron en machos de un total de 189 ovinos y en hembras de un total de 522 ovinos (42% y 43.8% de seroprevalencia) respectivamente a la prueba RIFI, no

encontrando una diferencia estadística al igual que nuestros resultados y por lo cual concluye que el sexo no es un factor de riesgo para contraer la toxoplasmosis. En cuanto Silva (2001), reportó con la prueba HAI, 25 positivos (20.23%) de 123 ovejas recién paridas, en relación a los resultados que obtuvimos en ovinos hembras que fue de 19% de positivos con parecido tamaño muestral deducimos que nuestros resultados se asemejan.

3.4. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos; según estado de salud, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

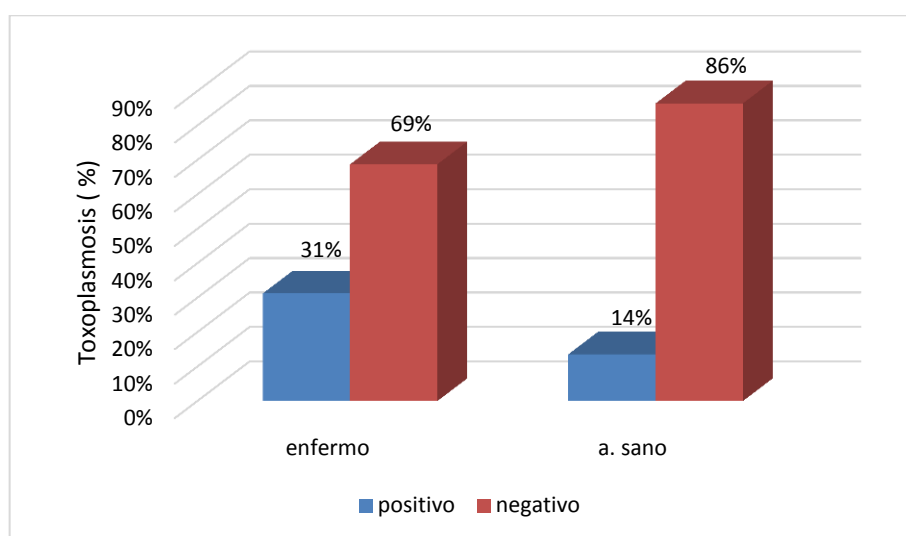


Figura 3.4. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (detección de inmunoglobulina M); según estado de salud, faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho - 2018

En la figura 3.4. Se observa el porcentaje de animales con toxoplasmosis, según el estado de salud, en el matadero de Quicapata obteniéndose los siguientes resultados, en ovinos enfermos encontramos un 31% de un total de 16 ovinos, y en aparentemente sanos se encontró un 14% de un total de 140 ovinos. A la prueba de X^2 ($P > 3.4473$) en relación al estado de salud con los casos positivos y negativos, se ha encontrado que no existe dependencia con relación al estado de salud con los casos positivos y negativos (no existe diferencia significativa), esto indica que el porcentaje de animales positivos casi tiene el mismo valor en relación a estado de salud; se puede indicar que el estado de salud tiene una mínima relación ya que se tomó un margen de certeza de 95%.

No existen estudios relacionados en cuanto al estado de salud.

CONCLUSIONES

1. Se encontró una seroprevalencia 15.38% de toxoplasmosis, en ovinos (*Ovis aries*). Mediante la prueba de hemaglutinación indirecta toxotest HAI (detección de inmunoglobulinas M, anti *Toxoplasma gondii*) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho, con un intervalo de confianza de 95%.
2. Según edad se obtuvo una seroprevalencia en ovinos de un año de edad un 21%, en ovinos de 2 años de edad un 11%, en ovinos de 3 años de edad un 17% y en ovinos de 4 años a más un 14%, no encontrándose diferencias significativas a la prueba de Chi cuadrado ($P>0.05$).
3. Según sexo se obtuvo una seroprevalencia en ovinos hembras 19% y en ovinos machos 9%, no se encontró diferencia significativa a la prueba de Chi cuadrado ($P>0.05$).
4. Según el estado de salud, se obtuvo una seroprevalencia de 31% en ovinos enfermos, y de 14% en los aparentemente sanos, no se encontró diferencia significativa a la prueba de Chi cuadrado ($P>0.05$).

RECOMENDACIONES

1. Se recomienda realizar estudios teniendo en cuenta el lugar de procedencia, ya que se pudo observar una positividad consecutiva en un lote de ovinos.
2. Realizar estudios de seroprevalencia solo en ovinos del sexo hembra, ya que en diversos estudios se observó una gran cantidad de seropositivos a *Toxoplasma gondii*.
3. Realizar estudios complementarios mediante la prueba de inmunofluorescencia indirecta (IFI) ya que tiene una especificidad de 95% y sensibilidad 100%, ya que nuestra prueba (HAI) solo tiene una especificidad de 96.2% y sensibilidad de 86.4%.
4. Promover la sensibilización a las personas para que puedan controlar a los hospederos definitivos (felinos).
5. Como actividad ganadera evitar el sobre pastoreo de los ovinos en los pastizales.

REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA

- Acha, P. & Syfres B. (1992)** “Zoonosis y Enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales”. Segunda Edición. OPS. Washington USA. P. 646-657.
- Atías, A., (1994.)** “Parasitología Clínica”, Tercera Edición. Publicaciones Mediterráneo. Santiago de Chile. P. 269- 282.
- Amato & Neto, V. (1971).** Toxoplasmosis: aspectos clínicos, diagnósticos, terapéuticos e profilácticos. Rev. Paul. Med. 77: 151 – 156.
- Becerril, M. (2014).**Parasitología Medica 4 Edición. Madrid: McGraw-Hill.
- Bernal M. D., Suárez A. F., Huanca L. W., Chávez V. A., (2014).** Prevalencia de Toxoplasmosis Ovina en Dos Localidades de Puno, Perú.
- Caldas J. P., Chávez V. A., Casas A. E., (2002).** Seroprevalencia del toxoplasma gondii en borregos de una empresa ganadera de la sierra central.
- Chianini F & Chiebao D. (2016).** La toxoplasmosis en el Ganado ovinos, Portal Veterinaria.
- Cook AJ, Gilbert RE, Buffolano W, Zufferey J, Petersen E, Jenum P. A, Foulon W, (2000).**Sources of *Toxoplasma*infection in pregnantwomen: European multicentre case-control study. European Research Network on Congenital Toxoplasmosis. BrMedJ321:142-147. doi:10.1136/bmj.321.7254.142.
- Dubey, J., Thulliez, P., Weigel, R., ANDREWS, C., Ijnd, I., Powell, E., (1995).”** Sensibity and specifity of various serologic test for detection of *Toxoplasma gondii*infection in naturally infected sows”. Am J Vet Res.
- Dubey, J. & Beattie C. (1998).** Toxoplasmosis of animals and man. Florida, bocaraton: CRC PRESS, P320.
- Dubey, J. (1994).** Toxoplasmosis J Am Vet Med Assoc.205.
- Edwards JF & Dubey JP. (2013).** *Toxoplasma gondii* abortion storm in sheep on a Texas farm and isolation of mouse virulent atypical genotype *T. gondii* from an aborted lamb from a chronically infected ewe. Vet Parasitol192: 129-136. doi: 10.1016/j. vetpar. 2012.09.037.
- Francesca, C. & Daniela, C. (2014).**La Toxoplasmosis en el ganado ovino. Recuperado el 19 de Julio de 2018, de Albeitar Portal Veterinario: <https://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/13608/articulos-rumiantes-archivo/la-toxoplasmosis-en-el-ganado-ovino.html>.

- García G. (1986).** Producción Ovina. Fac. Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad de Chile. 344 p.
- Gatti, R. (2009).** Ciclo Biológico De La Toxoplasmosis Del Gato. Recuperado el 19 de Julio de 2018, de Mascotas Foyel:
http://www.foyel.com/paginas/2009/09/830/ciclo_biologico_de_la_toxoplasmosis_en_el_gato/.
- Gonzalez, K. (2018).** Toxoplasmosis en Rumiantes. Recuperado el 20 de Julio de 2018, de Zootecnia y Veterinaria es mi pasión:
<https://zoovetesmpasion.com/ganaderia/enfermedades-bovinas/toxoplasmosis-en-rumiantes/>.
- Helman, M.B. (1965).** Ovinotecnia. Tomo primero. El Ateneo. Buenos Aires, Argentina 805 p.
- Huerta, S. (2005).** Concordancia entre las pruebas de hemaglutinación indirecta e inmunofluorescencia indirecta para determinar la prevalencia de *Toxoplasma gondii* en ovinos.
- Institute For International Cooperation In Animal Biologics. (2005).** Infección de Toxoplasmosis. The Center For Food Security & Public Health, 1.
- Laboratorio de inmunoparasitología FCV, UNLP. (2018).** Toxoplasmosis. Facultad de Ciencias Veterinarias Universidad Nacional De La Plata.
- Leguía, G. (1996).** “Enfermedades Parasitarias de Perros y Gatos. Epidemiología y control”. Editorial De Mar. Lima- Perú. P. 114- 119.
- Macaldowie, C; Eales, A. & Small John. (2004).** Practical Lambing and Lamb Care. Blackwell Publishing. USA.
- Mercier C. & Cesbron – Delauw M. (2015).** Toxoplasma secretory granules: one population or more? Trends in Parasitology. Pag. 60 -71.
- Munday, B. & Corbould, A. (1971).** “The application of the Toxoplasma indirect fluorescent-antibody test to sheep sera. Aust. J. Med. Technol”.
- Oriella R. (2015).** instituto de investigaciones agropecuarias, Ministerio de Agricultura, Temuco – Chile. Evaluación de la Condición Corporal y Edad de los ovinos.
- Pacheco, J. y Gonzalez, R. (1991).** *Propedéutica Clínica Veterinaria*. Continental, S. A. de C. V. México. DF
- Reiden, G., Angel, E., & Jeddú, C. (2013).** Toxoplasmosis. Scielo, 133-134.
- Rosenberger, G. (1994).** Exploración Clínica de los ovinos. Hemisferio sur S. A. Buenos Aires, Argentina.

- Sandoval, L. (2016).** Seroprevalencia de la toxoplasmosis en gatos (*Felis catus*) atendidos en los establecimientos veterinarios del distrito de Ayacucho. Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga.
- Siachoque, H. (2006).** Inmunología diagnóstico e interpretación de pruebas de laboratorio. Bogotá: Centro Editorial Universidad Del Rosario.
- Silva, J. (2001).** Analise de tranmissao congenita de *Toxoplasma gondii* em ovinos em duas propriedades no municipio de Rosario do Sul. Santa Maria-Rs. 16p. Dissertacao (Mestrado). Universidad federal de Santa María.
- Speroni N. Á. (2017).** Revista veterinaria argentina, cronometría dentaria de los ovinos. file:///C:/Users/Equipo/Downloads/cronometria-dentaria-de-los-ovinos.pdf.
- Thompson, J. & Meyer, H. (1994).** Body condition scoring of sheep. 1994. Oregon State University Extension Service. EC 1433. 4 p.
- Uribarren, T. (2017).** Toxoplasmosis. Recuperado el 20 de Julio de 2018, de Univeridad Autónoma De México:
<http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/toxoplasmosis.html>.
- Velasco, O., Salvatierra, B., Valdespino, J., Sedano, A., Galindo S., Magos, C., Llausas, A., Tapia, R., Gutiérrez, G., Sepúlveda, J. (1992).** “Seroepidemiología de la Toxoplasmosis en México. Salud Pública en México”. 34 (2).
- Vitor R., Carneiro A., Carneiro M., Gouveia A., Vilas-Boas L. (2009).** Seroprevalencia y factores de riesgo en Toxoplasmosis ovina en Minas Gerais, Brasil. Revue Med Vet.
- Wiener Lab. TOXOTEST HAI (2000).** “Prueba de hemoaglutinación Indirecta (HAI) para la detección de anticuerpos contra el *Toxoplasma gondii*”.
- Zanetti WD, Rodriguez J, Souza F, Rabelo T, Silva R, Matheus W, Zanetti WR. (2013).** Sexual transmission of *Toxoplasma gondii* in sheep. Vet Parasitol 195: 47-56.doi: 10.1016/j.vetpar.2012.
- Zapata S. B. (2011).** Comportamiento ovino para mejorar su manejo, Universidad Mayor. Jornadas Ganaderas de Magallanes - Punta Arenas.

ANEXOS

Anexo 1. Registros de ovinos muestreados

N°	ESPECIE	EDAD	SEXO	ESTADO SANITARIO	RESULTADOS
1	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
2	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
3	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
4	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
5	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
6	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
7	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
8	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
9	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
10	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
11	OVINO	1	HEMBRA	ENFERMO	NEGATIVO
12	OVINO	1	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
13	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
14	OVINO	1	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
15	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
16	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
17	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
18	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
19	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
20	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
21	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
22	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
23	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
24	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
25	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
26	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
27	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
28	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
29	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
30	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
31	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
32	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
33	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
34	OVINO	1	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
35	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
36	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
37	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
38	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
39	OVINO	1	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
40	OVINO	1	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
41	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
42	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
43	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
44	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO

45	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
46	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
47	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
48	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
49	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
50	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
51	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
52	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
53	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
54	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
55	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
56	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
57	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
58	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
59	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
60	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
61	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
62	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
63	OVINO	4 a más	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
64	OVINO	1	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
65	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
66	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
67	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
68	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
69	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
70	OVINO	3	HEMBRA	ENFERMO	POSITIVO
71	OVINO	3	HEMBRA	ENFERMO	NEGATIVO
72	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
73	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
74	OVINO	1	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
75	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
76	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
77	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
78	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
79	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
80	OVINO	4 a más	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
81	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
82	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
83	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
84	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
85	OVINO	1	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
86	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
87	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
88	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
89	OVINO	3	HEMBRA	ENFERMO	POSITIVO
90	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO

91	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
92	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
93	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
94	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
95	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
96	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
97	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
98	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
99	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
100	OVINO	1	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
101	OVINO	1	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
102	OVINO	3	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
103	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
104	OVINO	3	HEMBRA	ENFERMO	POSITIVO
105	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
106	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
107	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
108	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
109	OVINO	2	MACHO	ENFERMO	NEGATIVO
110	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
111	OVINO	2	HEMBRA	ENFERMO	NEGATIVO
112	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
113	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
114	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
115	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
116	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
117	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
118	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
119	OVINO	2	HEMBRA	ENFERMO	NEGATIVO
120	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
121	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
122	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
123	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
124	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
125	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
126	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
127	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
128	OVINO	3	HEMBRA	ENFERMO	POSITIVO
129	OVINO	3	HEMBRA	ENFERMO	POSITIVO
130	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
131	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
132	OVINO	1	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
133	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
134	OVINO	4 a más	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
135	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
136	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO

137	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
138	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
139	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
140	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	POSITIVO
141	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
142	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
143	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
144	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
145	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
146	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
147	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
148	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
149	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
150	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
151	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
152	OVINO	2	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
153	OVINO	2	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
154	OVINO	3	MACHO	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
155	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO
156	OVINO	3	HEMBRA	APARENTEMENTE SANO	NEGATIVO

Fuente: Elaboración propia

Anexo 2. Resultados estadísticos

Tabla 1. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) faenados en el matadero de Quicapata a 2780 m.s.n.m. Ayacucho – 2018.

Toxoplasmosis	Positivo	Negativo	Total ovinos
Fi	24	132	156
%	15.38%	84.62%	100%

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 2. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) según edad, faenados en el matadero de Quicapata.

Edad (años)	Seroprevalencia de la Toxoplasmosis						
	Positivo		negativo		X ² _c	X ² _t	Total
	Fi	%	Fi	%			
1	4	21%	15	79%	1.1002	7.8147	19
2	5	11%	40	89%			45
3	12	17%	58	83%			70
4 a más	3	14%	19	86%			22
Total	24		132				156

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 3. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) según sexo, faenados en el matadero de Quicapata.

Seroprevalencia de la Toxoplasmosis							
Sexo	Positivo		negativo		X ² _c	X ² _t	Total
	Fi	%	Fi	%			
Macho	5	9%	49	91%	2.3804	3.8415	54
Hembra	19	19%	83	81%			102
Total	24		132				156

Fuente: Elaboración propia.

Tabla 4. Seroprevalencia de la toxoplasmosis en ovinos (*Ovis aries*) según estado de salud, faenados en el matadero de Quicapata.

Estado de salud	Seroprevalencia de la Toxoplasmosis						
	Positivo		negativo		X ² _c	X ² _t	Total
	Fi	%	Fi	%			
A. Sano	19	14%	121	86%	3.4473	3.8415	140
Enfermo	5	31%	11	69%			16
Total	24		132				156

Fuente: Elaboración propia

Anexo 3. Panel fotográfico

Recojo de muestras



Foto 1. Extracción de muestras.

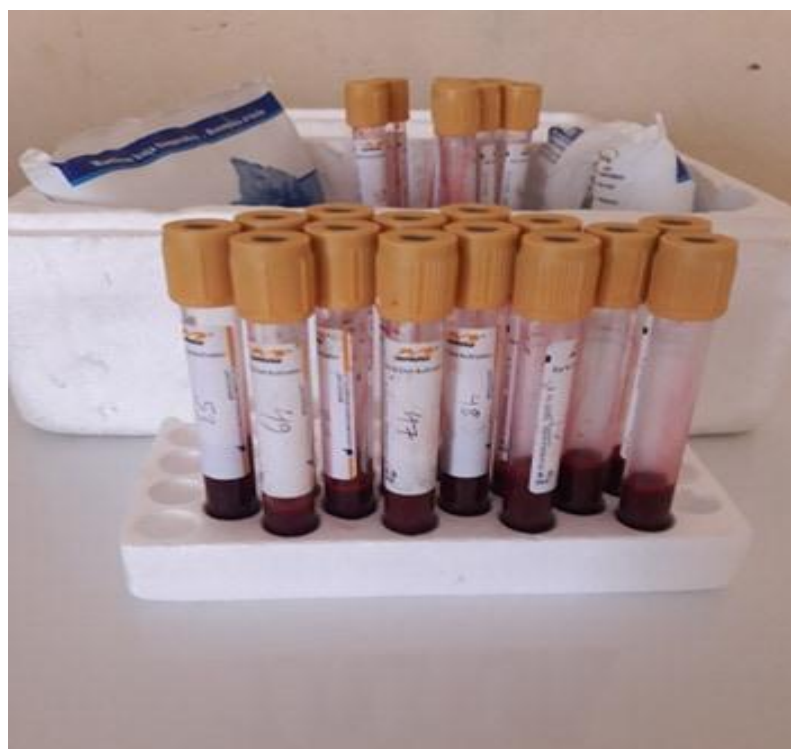


Foto 2. Muestras de sangre.



Foto 3. Extracción de suero sanguíneo.

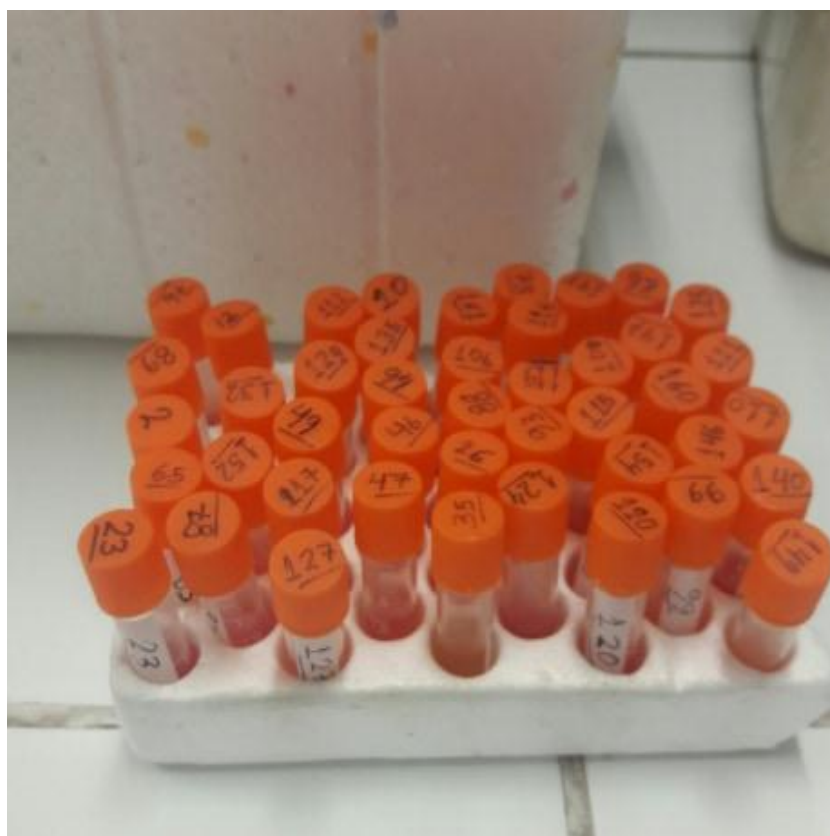


Foto 4. Muestras de suero sanguíneo

Kit Toxotest HAI



Foto 5. Kit Toxotest HAI.



Foto 6. Reconstitución del antígeno HAI.



Foto 7. Preparación del diluyente de sueros HAI.

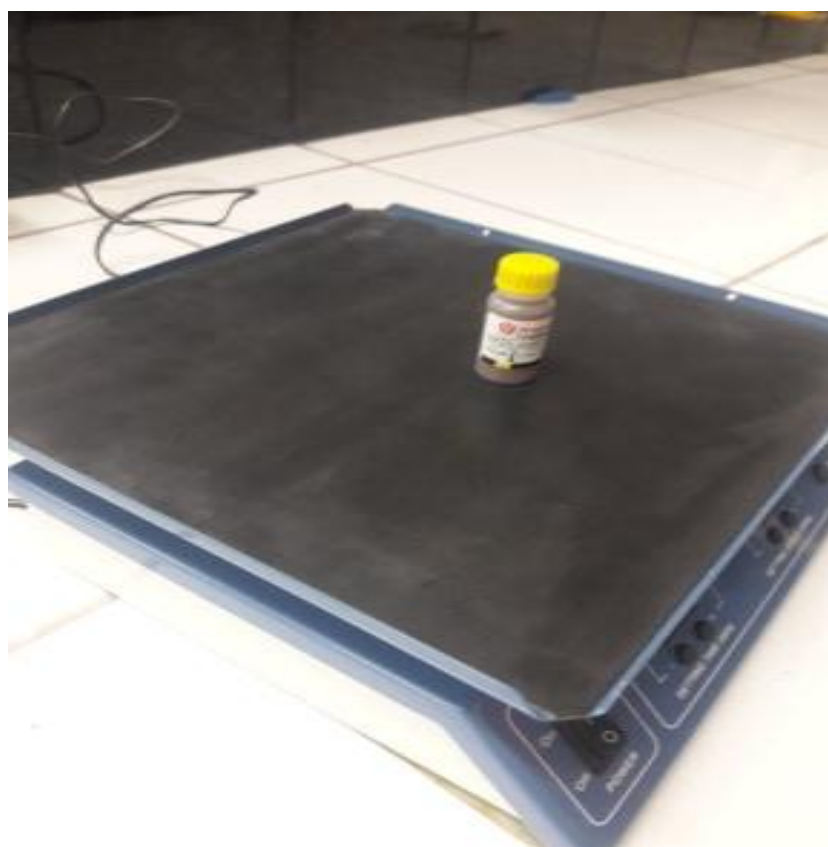


Foto 8. Homogenización de glóbulos rojos no sensibilizados.



Foto 9. Preparación del 2 – Mercaptoetanol al 1% (dilución 1/100).

Procesamiento de muestra



Foto 10. Se colocó 25ul de suero en el pocillo.



Foto 11. Agregamos 25ul de 2-Mercaptoetanol al 1% a los mismos pocillos de suero



Foto 12. Se llevó a la estufa para incubar a 37°C por 30 min.



Foto 13. Agregamos diluyente HAI en todos los pocillos restantes.

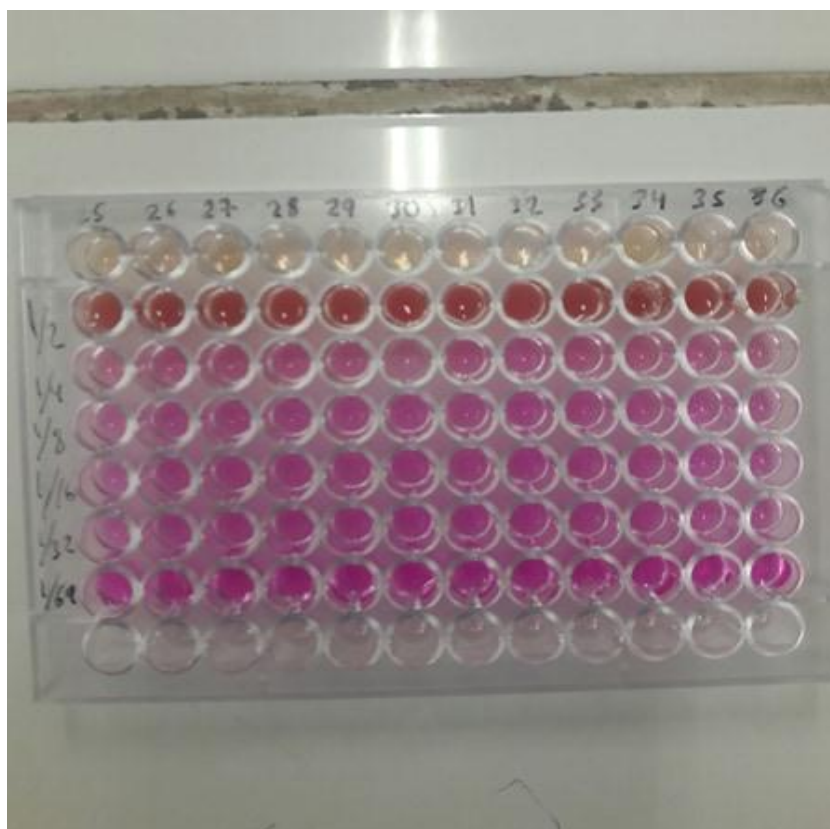


Foto 14. Realizamos la dilución 1/2 hasta 1/64.



Foto 15. Se agregó el glóbulo rojo no sensibilizado (25ul) en las diluciones 1/2 y 1/4.



Foto 16. Se agregó al resto de los pocillos 25ul de antígeno HAI (1/8 hasta 1/64).



Foto 17. Se colocó cinta adhesiva.



Foto 18. Se colocó al agitador de microplacas a vibración durante 90 min.

Lectura de resultados

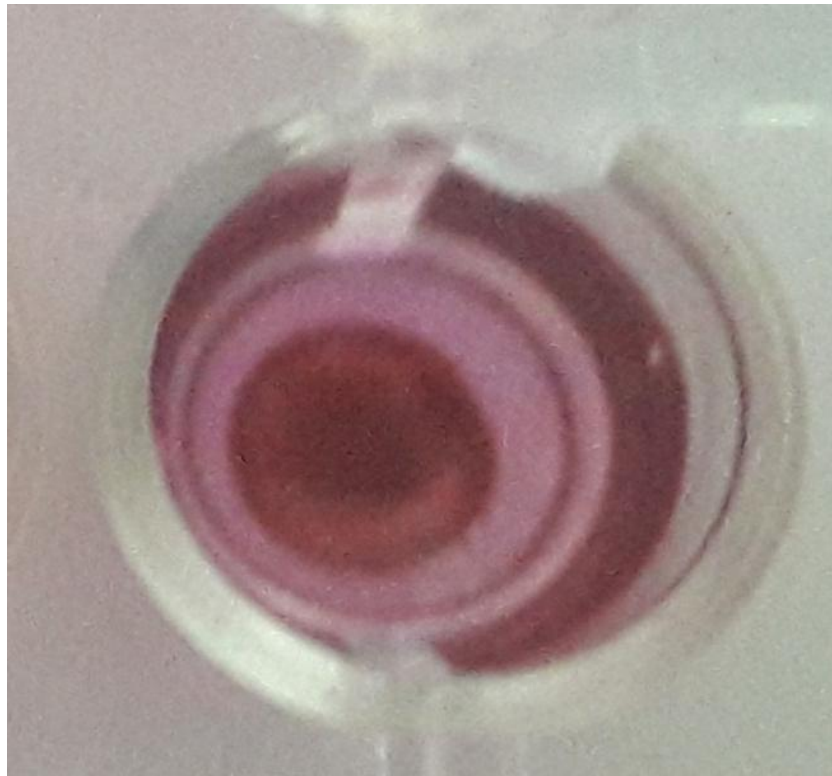


Foto 19. Control positivo.



Foto 20. Control negativo.

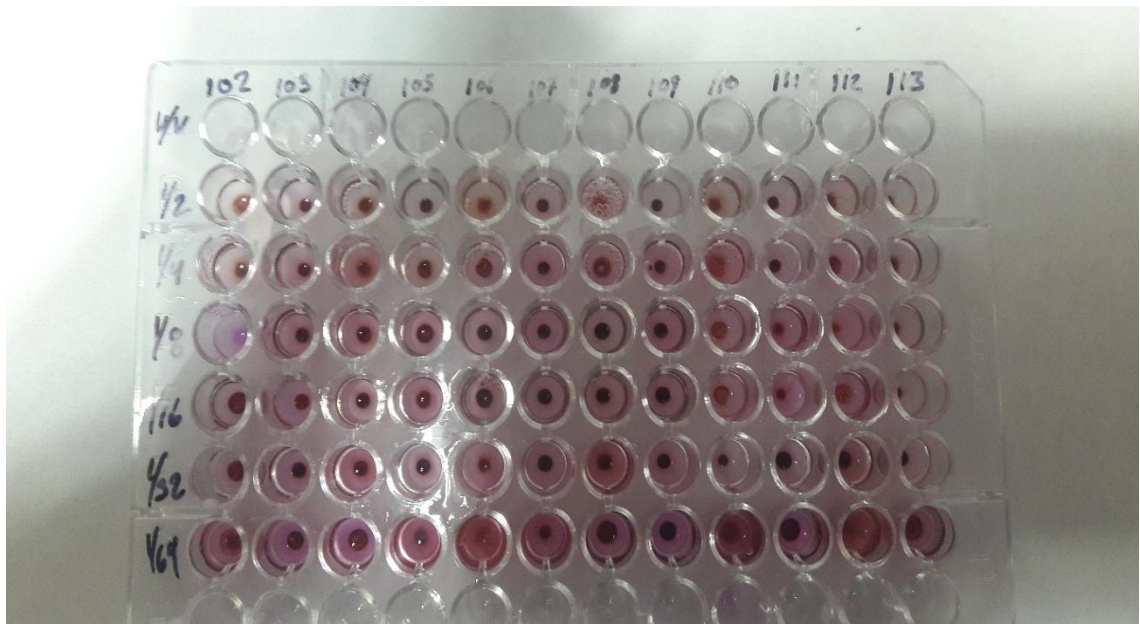


Foto 21. Resultados de seroprevalencia de *Toxoplasma gondii*.