

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**“PREVALENCIA DE TUBERCULOSIS BOVINA EN HATOS LECHEROS DEL
DISTRITO DE TARACO”**

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. FRANCISCO VIDAL OJEDA GUTIERREZ

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2017

**UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

TESIS

“Prevalencia de tuberculosis bovina en hatos lecheros del Distrito de Taraco”

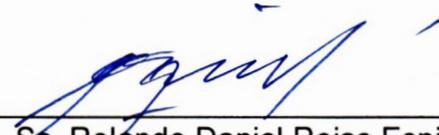
PRESENTADA POR:

Bach. FRANCISCO VIDAL OJEDA GUTIERREZ
PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA



APROBADA POR:

PRESIDENTE:


Mg. Sc. Rolando Daniel Rojas Espinoza
Presidente de Jurado.

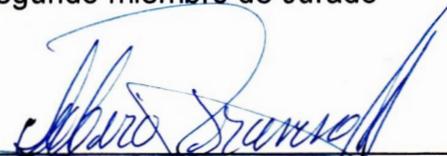
PRIMER MIEMBRO:


MVZ. Harnol Segundo Portocarrero Prado
Primer miembro de Jurado

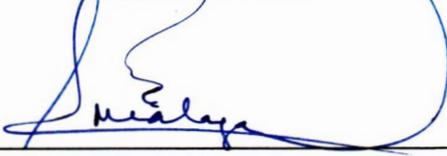
SEGUNDO MIEMBRO:


Mg. Sc. Oscar David Oros Butrón
Segundo miembro de Jurado

DIRECTOR:


Dr. Cirio Marino Traverso Arguedas
Director de Tesis

ASESOR:


Dr. Julio Málaga Apaza
Asesor de Tesis

ASESOR:


M.V.Z. Yadsen Galileo Ojeda Gutiérrez
Asesor de Tesis

Área : Sanidad animal
Tema : Enfermedades infecciosas

DEDICATORIA

El presente trabajo le dedico con eterna gratitud y entrañable cariño a mis Padres Genaro y Nery, quienes con su invaluable apoyo y paciencia me formaron para ser un profesional de éxito.

A mi amada esposa Ediht Yovana Parisuaña Yucra, a mis hijos Lenin Yamil y Michelle Peyton por comprenderme y ser motivo de mi constante esfuerzo, para alcanzar todas mis metas en mi Formación profesional.

A mis hermanos Yadsen, Edith, Rosvelia, Rocío y Cristian, amigos y familiares como testimonio de gratitud y constante apoyo.

A mi director de tesis Msc. Ciro Traverso Arguedas, a mis asesores: Dr. Julio Málaga Apaza, M.V.Z. Yadsen Galileo Ojeda Gutiérrez, Por el apoyo brindado y las sugerencias respectivas durante mi formación y asesoramiento del presente trabajo.

AGRADECIMIENTO

A la Universidad Nacional del Altiplano, alma mater de la ciencia y tecnología.

A la facultad de medicina Veterinaria y Zootecnia, alma mater de mi formación profesional, a los docentes y administrativos quienes imparten sus sabias experiencias y conocimientos.

Mi profundo agradecimiento a:

Dr. Ciro Traverso Arguedas. Por su grandiosa dirección y participación en la presente investigación.

Dr. Julio Málaga Apaza y a MVZ. Yadsen Galileo Ojeda Gutiérrez, por su valiosa orientación y apoyo incondicional.

Un gran agradecimiento a todos los trabajadores de la facultad de medicina Veterinaria y Zootecnia por su constante e incondicional apoyo.

Mi profunda gratitud a mis hermanos, familiares, compañeros y amigos (as), quienes de alguna u otra forma hicieron posible la culminación de este trabajo de investigación

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTO	ii
ÍNDICE GENERAL.....	iii
ÍNDICE DE FIGURAS	v
ÍNDICE DE TABLAS	vi
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS.....	vii
RESUMEN	viii
ABSTRACT	ix
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. MARCO TEÓRICO	3
2.1.1. TUBERCULOSIS BOVINA.....	3
2.1.2. ETIOLOGÍA.....	3
2.1.3. TRANSMISION	4
2.1.4. SIGNOS CLINICOS.	4
2.1.5. PATOGENIA	5
2.1.6. DIAGNOSTICO	5
2.1.6.1. Diagnóstico Indirecto	6
2.1.6.2. Diagnóstico Directo.....	8
2.1.7. TRATAMIENTO	11
2.1.8. CONTROL DE TUBERCULOSIS BOVINA.	11
2.2. ANTECEDENTES.....	12
2.2.1. PREVALENCIA DE LA TUBERCULOSIS	12

III. MATERIALES Y METODOS.....	18
3.1. LUGAR DE ESTUDIO.....	18
3.2. MATERIAL DE ESTUDIO.....	19
3.3. METODOLOGIA.....	20
3.3.1. FUNDAMENTACIÓN DE LA PRUEBA DE PPD.....	22
3.4. CALCULOS DE PREVALENCIA.....	23
3.4.1. PREVALENCIA.....	23
IV. RESULTADOS Y DISCUSION.....	24
4.1. PREVALENCIA DE LA TUBERCULOSIS BOVINA EN VACUNOS SEGÚN CLASE ANIMAL.....	24
4.2. PREVALENCIA DE LA TUBERCULOSIS BOVINA EN VACUNOS SEGÚN COMUNIDADES DEL DISTRITO DE TARACO.....	28
V. CONCLUSIONES.....	32
VI. RECOMENDACIONES.....	33
VII.- REFERENCIAS.....	34
ANEXO.....	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Preparación de Materiales para la prueba de PPD - Bovino.....	48
Figura 2: Preparación de Materiales para la prueba de PPD - Bovino.....	48
Figura 3 y 4: Derivado Proteínico purificado Bovino	49
Figura 5: Identificando a los animales en cada hato a ser muestreados.....	49
Figura 6: Identificando a los animales en cada hato a ser muestreados.....	50
Figura 7: En horas de la mañana comprendida entre las 6 a 7 de la mañana, se sujetó debidamente a los animales.	50
Figura 8 y 9: Se realizó la antisepsia con alcohol yodado al 3% del pliegue interno ano-caudal.....	51
Figura 10: Se procedió a anotar en el registro, el grosor del pliegue ano- caudal interno antes de la inoculación del PPD, que esta fue medida mediante el uso de la regla de Vernier, también se registró el número de arete y/o nombre del animal, nombre del hato, clase animal, estado productivo del animal, nombre del propietario.	52
Figura 11, 12 y 13: Se inoculo 0.1 ml de PPD-bovino en el pliegue ano- caudal de forma intradérmica, con la ayuda de la jeringa y aguja de tuberculina.....	52
Figura 14 y 15: Luego de 72 horas pos-inoculación, se hizo la lectura de la prueba de intradermorreacción para la tuberculosis.	53

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Distribución de los vacunos en el Distrito de Taraco para el estudio.....	20
Tabla 2: Prevalencia de la tuberculosis bovina en vacunos según clase animal en el Distrito de Taraco.....	24
Tabla 3: Prevalencia de la tuberculosis bovina en vacunos según localidades del Distrito de Taraco.	28

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

PA:	prevalencia aparente
PPD-B:	derivado proteínico purificado bovino
PR:	prevalencia real
Se:	sensibilidad
Sp:	especificidad de la técnica
TB:	Tuberculosis Bovina

RESUMEN

El trabajo de investigación se realizó en el distrito de Taraco, provincia de Huancané, Región Puno; con el objetivo de determinar la Prevalencia de la tuberculosis bovina en hatos lecheros del distrito de Taraco según clase animal y comunidad; para lo cual se han utilizado 191 vacunos cruzados entre raza Brown swiss y Criollos pertenecientes a los criadores de la comunidad de Collana y la parcialidad de Jasana Huarizán. La prueba realizada fue la intradermorreacción, se administró 0.1 ml de PPD-bovino en el pliegue ano-caudal interno con una jeringa de tuberculina; pasado el tiempo prudencial de 72 horas post inoculación, se procedió a realizar la medición del grosor del pliegue ano-caudal con posibles resultados en la respuesta. Los datos obtenidos fueron interpretados descriptivamente en forma proporcional, siendo los resultados para la prevalencia de la tuberculosis Bovina en vacunos, según clase animal no se registra positivos a la tuberculosis en terneros (0/67) ni en vacas (0/124) en producción de leche. Asimismo, en la comunidad Collana fue 0.0 % (0/83) de prevalencia a la tuberculosis y en la parcialidad de Jasana Huarizán (0/108). Por lo tanto, no existen reactores positivos a la prueba de tuberculina en vacunos de las zonas de estudio del distrito de Taraco.

Palabras Clave: Prevalencia tuberculosis, Vacunos, tuberculina PPD

ABSTRACT

The research work was carried out in the district of Taraco, province of Huancané, Puno Region; with the objective of determining the Prevalence of bovine tuberculosis in dairy herds of the Taraco district according to animal and community class; for which 191 crossed cattle have been used between Brown swiss and Criollos belonging to the breeders of the community of Collana and the partiality of Jasana Huarizán. The test performed was the intradermoreaction, 0.1 ml of PPD-bovine was administered in the internal ano-caudal fold with a tuberculin syringe; After the prudential time of 72 hours post inoculation, we proceeded to measure the skin fold and this is done by reading the response. The data obtained were interpreted descriptively in proportional form, being the results for the prevalence of Bovine tuberculosis in cattle, according to animal class does not register positive to tuberculosis in calves (0/67) or in cows (0/124) in production milk. Likewise, in the Collana community it was 0.0% (0/83) of prevalence to tuberculosis and in the partiality of Jasana Huarizán (0/108). Therefore, there is no presence of tuberculosis in cattle from the study areas of the Taraco district.

Key Words: Prevalence, tuberculosis, Cattle, tuberculin PPD

I. INTRODUCCIÓN

El departamento de Puno cuenta con una población de 547,180 vacunos, los cuales están distribuidos en su mayoría en tres provincias: Azángaro, Melgar y Huancané. Esta última posee 60,770 vacunos y el distrito de Taraco tiene aproximadamente 12 560 vacunos; los cuales son utilizados para la crianza familiar y por ende constituyen el sustento económico de las familias del área rural. (MINAG. OIA 1999).

Siendo la Tuberculosis Bovina (TB), una enfermedad zoonótica infectocontagiosa que produce un deterioro de la salud y disminución de la producción en los vacunos, la enfermedad es causada por *Mycobacterium bovis* (*M. bovis*) que afecta a los animales y al humano, siendo la principal vía de infección de la tuberculosis bovina la vía aerógena, donde cerca del 80-90% del ganado son infectados por inhalación y las vías de eliminación de las micobacterias pueden ser a través de la leche, orina, heces y por vía respiratoria mediante el acceso de tos, que contaminan el medio ambiente, conduciendo a infecciones en bovinos e incluso al hombre (Phillips, et al., 2003).

La expansión de la industria lechera en el distrito de Taraco - Huancané en los últimos años, causada por la alta demanda de leche y subproductos, como resultados del aumento de la población, ha estimulado la intensificación de los hatos lecheros y por consiguiente, un contacto más cercano entre los animales, específicamente en hatos grandes es ahí donde radica la importancia de la Tuberculosis Bovina, en vista que los programas de control de la Tuberculosis por parte de SENASA-Puno, el cual pareciera que su cobertura no es la

adecuada, a pesar que los reportes de tuberculosis en la Región de Puno no muestra datos estadísticos como los que se reportaron en Moquegua, Arequipa, Lima, y otras regiones del país, por lo que fue menester realizar el trabajo de investigación a fin de conocer la prevalencia de la tuberculosis bovina y los resultados obtenidos servirán para tomar medidas de prevención y de control por parte de las autoridades competentes del gobierno local y/o regional, para lo cual se planteó los siguientes objetivos: Determinar prevalencia de la tuberculosis en vacunos Brown swiss, terneras y vacas adultas en producción. Determinar prevalencia de la tuberculosis en vacunos Brown swiss en la parcialidad de Jasana Huarizán y comunidad campesina de Collana del Distrito de Taraco.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. MARCO TEÓRICO

2.1.1. TUBERCULOSIS BOVINA.

La Tuberculosis Bovina (TB), es una importante enfermedad zoonótica infectocontagiosa que produce un deterioro de la salud y disminución de la producción en los hatos infectados (Radostis *et al.*, 2002). La enfermedad es causada por *Mycobacterium bovis* (*M. bovis*) que afecta al bovino y al humano, aunque ocasionalmente pueden estar afectados animales domésticos y silvestres (Acha y Szyfres, 2001), entre ellos, caprinos, ovinos, cerdos, equinos, perros, gatos, zorros, rumiantes silvestres, búfalos, llamas, alpacas, cerdos silvestres, primates no humanos (Biet, *et al.*, 2005). Dentro del complejo *Mycobacterium tuberculosis*, se encuentra el *M. bovis* y a su vez también incluye al: *M. tuberculosis*, *M. bovis* BCG, *M. micotti*, *M. africanum*, *M. caprae*, *M. piennipedii* y *M. canetti* (Jawetz, 2005). La principal vía de infección de la tuberculosis bovina es la vía aerógena, donde cerca del 80-90% del ganado son infectados por inhalación; mientras que, las vías de eliminación de las micobacterias pueden ser: la leche, orina o heces; las cuales, contaminan el medio ambiente, conduciendo a infecciones en bovinos e incluso en el hombre (Phillips, *et al.*, 2003).

2.1.2. ETIOLOGÍA

El agente causante de Tuberculosis bovina es *M. bovis*, un bacilo anaerobio, inmóvil, ácido- alcohol resistente, Gram positivo y de crecimiento lento (Ryan, *et al.*, 2004).

2.1.3. TRANSMISION

La principal vía de ingreso es la aerógena, cerca del 80-90% del ganado son infectados por esta vía (Hernández *et al.*, 2000). La importancia de la vía aérea radica en la baja dosis infectiva que necesita el *M. bovis* para infectar el tejido pulmonar (Cousins, 2001; Menzies & Neil, 2000). Del mismo modo, la vía digestiva es otra vía de contagio, para la cual se requieren grandes dosis del bacilo tuberculoso bovino para establecer la infección (Shirakawa *et al.*, 1997). Por otro lado, el agua y los pastos contaminados podrían tener un rol en la transmisión de *M. bovis*. Sin embargo, la radiación solar y la desecación eliminan a *M. bovis* del ambiente en un periodo variable, dependiendo de las condiciones climáticas (O'Reilly & Daborn, 1995).

La transmisión congénita podría ocurrir por los vasos umbilicales, pero se describe que esto solo ocurre en el 1% de los casos (Phillips *et al.*, 2003). La vía digestiva es importante para el contagio de terneros amamantados con leche que contiene la bacteria, el agua y el alimento contaminado de bebederos y comederos son otras fuentes de infección, pero para esto se necesita grandes dosis del bacilo tuberculoso bovino para establecer la infección (Rivera *et al.*, 2010). La infección adquirida a través de la ingestión del *M. bovis* da lugar a la forma no pulmonar de la enfermedad (Cosivi, *et al.*, 1998).

2.1.4. SIGNOS CLINICOS.

La tuberculosis generalmente es una enfermedad de tipo crónica y debilitante, pero en ocasiones puede ser de tipo aguda y de rápido

desarrollo, con infecciones tempranas que suelen ser asintomáticas. Los síntomas frecuentes son: de la forma crónica: tos (algunas veces con secreción mucopurulenta), fiebre sin signos clínicos especiales, disminución paulatina de la producción láctea en periodos avanzados de la enfermedad, mastitis tuberculosa con los ganglios linfáticos mamarios duros y aumentados de volumen (SENASA, 2007)

2.1.5. PATOGENIA

Para que la infección tuberculosa y su propagación sea exitosa, depende de factores como el número de micobacterias infectantes, la ruta de entrada, la capacidad del bacilo de esquivar los mecanismos inmunológicos del animal infectado (Quinn, *et al.*, 2006).

Al ingresar las micobacterias a los alveolos pulmonares, son atrapadas por los macrófagos y pueden seguir diferentes fases; pueden ser destruidas dentro de los macrófagos, o pueden sobrevivir y multiplicarse formando una lesión necrótica de tipo caseosa, eliminándose en el esputo, exudado nasal y leche. Las micobacterias que detuvieron su crecimiento, pueden reactivarse cuando el animal está inmunodeprimido y desarrollar la enfermedad, produciendo una necrosis licuefactiva, diseminando las micobacterias por vía hematógica a otros órganos (Gil, 2012).

2.1.6. DIAGNOSTICO

Existen métodos directos e indirectos para diagnosticar la tuberculosis bovina. En los primeros se determina la presencia del agente en el huésped y en los segundos se determinan la respuesta del huésped al

agente, ya sea esta de tipo celular o humoral.

2.1.6.1. Diagnóstico Indirecto: El método estándar utilizado para el diagnóstico de rutina de tuberculosis son las pruebas de tuberculina, las cuales consisten en una reacción cutánea a través de la aplicación intradérmica de un derivado proteínico purificado (PPD) (Shakespeare, 2002). El PPD bovino que es un derivado proteínico purificado producido a partir de cultivos inactivados de *M. bovis* por precipitación con sulfato de amonio o ácido tricloroacético (Thoen & Ebel, 2006).

La tuberculosis primaria puede diagnosticarse solamente por el desarrollo de una respuesta positiva a la prueba de tuberculina (Krauss *et al.*, 2003). La prueba se basa en la respuesta inmune en la piel (Test intradérmico o Skin Test) y la consiguiente reacción inflamatoria llamada Hipersensibilidad tardía tipo IV, mediada por células (Tizard, 2002).

a) Prueba Tuberculínica Ano-Caudal: Esta prueba se realiza en el pliegue ano-caudal interno a unos 6 cm de la base de la cola y en el tercio medio del pliegue ano-caudal interno. Esta zona es menos sensible a la tuberculina que la piel del cuello. Se inyectan 0.1 ml de PPD bovina, previa limpieza con un producto no irritante. La lectura se hace a las 72 horas (+/-6 horas). Las reacciones se consideran negativas cuando no se observa ni palpa ningún cambio en la piel del sitio de aplicación y rectoras cuando es visible y/o palpable un engrosamiento de 4-5 mm. (OIE, 2008).

b) Prueba Tuberculínica Cervical Simple: Consiste en la

inoculación intradérmica de 0,1 ml de PPD bovina, previa limpieza con un producto no-irritante, en el tercio medio del cuello, previo corte de pelo a máquina o tijera en el lugar de inyección, en una superficie de 5 a 6 cm. La lectura se hace a las 72 horas (más o menos 6 horas). Las reacciones se consideran negativas cuando no se observa ni palpa ningún cambio en la piel del sitio de aplicación y rectoras cuando es visible y/o palpable un engrosamiento de 4-5 mm. (OIE, 2008).

- c) Prueba tuberculínica comparativa:** La prueba intradérmica comparativa se utiliza para la realización de un diagnóstico diferencial entre animales infectados por *M. bovis* y aquellos sensibilizados a la tuberculina por exposición a otras micobacterias. Esta prueba consiste en la inyección de tuberculina bovina y tuberculina aviar, previa limpieza con un producto no irritante, en diferentes puntos del cuello y en la subsiguiente evaluación de la respuesta transcurrida 72 horas. Para esta prueba comparativa la dosis de tuberculina no debe ser inferior a 2 000 UI de tuberculina bovina y 200 UI de tuberculina aviar. La distancia entre ambas inyecciones debe ser de aproximadamente 12 a 15 cm. Un animal se considera positivo cuando en la zona de inyección de la tuberculina bovina hay una reacción de 4 mm mayor que la tuberculina aviar y se considera dudoso cuando esa reacción es entre 1 y 4 mm mayor que la tuberculina aviar. El animal es negativo cuando no hay reacción o cuando la reacción es igual o menor que la tuberculina aviar (OIE, 2008).

2.1.6.2. Diagnóstico Directo

Otras pruebas disponibles para el diagnóstico de la tuberculosis en humanos, las cuales son de poca o ninguna aplicabilidad en bovinos. Estas se han desarrollado y estudian la respuesta de tipo celular, detectando la presencia de citocinas circulantes, incluyen:

a) Coloración (Baciloscopia), actualmente siguen constituyendo la forma más rápida y económica para diagnosticar la tuberculosis bovina. No obstante, dado que su sensibilidad (40-70% en muestras respiratorias) y su especificidad no son absolutas, es necesario realizar siempre cultivos para un diagnóstico de certeza. Las dos más utilizadas son:

- **La tinción de Ziehl-Neelsen.** Utiliza fucsina y fenol junto con el calentamiento de las preparaciones. Las micobacterias se tiñen de rojo, colorante que perdura pese a la posterior decoloración con una mezcla de alcohol-clorhídrico, sobre un fondo azul o verde, según se utilice como colorante de contraste el azul de metileno o la verde malaquita. Exige la observación con el objetivo de inmersión (1.000 aumentos), por lo que, debido a que en muchas preparaciones la presencia de bacilos puede ser escasa, es necesario un mínimo de 10 minutos de observación antes de valorar el examen como negativo (Dorronsoro & Torroba, 2007).
- **Las tinciones con fluorocromos.** Emplean como primer colorante la auramina-rodamina. Se tiñen en frío y no se decolora con la mezcla de alcohol-ácido clorhídrico. Al observarlos en un

microscopio de fluorescencia, las micobacterias emiten una luz fluorescente. Esta luz emitida puede ser detectada rápidamente. Las preparaciones se observan con un objetivo de menor aumento, con lo que la superficie visualizada es mayor, lo cual hace que la tinción resulte más sensible y requiera menos tiempo de observación (1-2 minutos). Los inconvenientes de esta técnica son la dificultad del enfoque, que requiere un microscopio de fluorescencia, que algunas micobacterias no tuberculosas de crecimiento rápido puede que no se tiñan, que puede a la larga dañar la vista del observador y, sobre todo, que es necesario personal con suficiente experiencia para visualizarlas. La decisión de utilizar una u otra en cada laboratorio está en función del número de bacilos copias que se realizan, la dotación de personal (su número y su experiencia) y del material disponible. En una jornada laboral un solo observador es prácticamente imposible que pueda ver más de 15-20 tinciones de Ziehl con garantías, mientras que podría ver 50-60 tinciones fluorescentes (Dorronsoro & Torroba, 2007).

- b) Cultivo**, primero se homogeniza el tejido utilizando un mortero, homogeneizador o batidora y después se descontamina con un ácido o un álcali, como ácido oxálico al 5% o 2-4% de hidróxido sódico. La muestra se agita 10 minutos a temperatura ambiente y, a continuación, se neutraliza. Se centrifuga la suspensión, se elimina el sobrenadante, y se utiliza el sedimento para cultivo y para examen microscópico. Para el aislamiento primario, el

sedimento se inocula por lo general en varios medios sólidos con huevo como el de Lowestein-Jensen, el medio base de Coletsos o el medio de Stonebrinks; estos medios deben contener piruvato o glicerol, o ambos. También se debería utilizar un medio con agar como el de Middlebrook 7H10 ó 7H11. Los cultivos se incuban durante 8 semanas a 37°C con y sin CO₂. Se deben utilizar los medios en tubos con cierre hermético, para evitar la desecación. Los cultivos se examinan a intervalos durante el período de incubación para observar el posible crecimiento macroscópico. Cuando el crecimiento es visible, se preparan frotis y se tiñen por la técnica de Ziehl-Neelsen. Generalmente, el crecimiento de *M. bovis* se aprecia a las 3-6 semanas de incubación. *M. bovis* crece en medio de Lowestein-Jensen sin piruvato, y crece peor cuando se añade glicerol (Radostits *et al.*, 2002).

- c) **Prueba de ELISA indirecto**, para la detección de anticuerpos séricos. Posee baja sensibilidad, pero es muy fiable en la detección de vacas "alérgicas" a las pruebas de la tuberculina y gamma-Interferón (Clavijo, 2004); examinando anticuerpos para definir los antígenos de *M. bovis* antes y después de la prueba dérmica puede ser muy útil para detectar animales con reacción positiva inespecífica (Radostits *et al.*, 2002). El ELISA podría ser de utilidad, como prueba complementaria de la intradérmica, para detectar en un rebaño los animales tuberculosos alérgicos que presentan un riesgo para el resto del rebaño (Acha y Szyfres, 2003; Estrada-Chávez *et al.*, 2001; Ritacco *et al.*, 1991).

d) Prueba de PCR, para la instrumentación de esta prueba se puede partir de cualquier muestra biológica, lográndose importante sensibilidad y especificidad para el diagnóstico de tuberculosis, como se ha demostrado en humanos y bovinos (Wards *et al.*, 1995). En el estudio de (Proaño-Pérez *et al.*, 2011), uso el método de Mangiapan *et al.*, (1996), aplicando una PCR anidada dirigida al gen 16s ribosomal para detectar ADN específico de *M. complex*, así también puede permitir la confirmación del diagnóstico de tuberculosis en 24 horas (Estrada *et al.*, 2004). En un estudio en la ciudad de Querétaro (México), de 255 muestras humanas, 5 muestras mostraron espoligotipo de *M. bovis* (Pérez-Guerrero *et al.*, 2008), al igual que en un estudio realizado por (Días *et al.*, 2003), usando exudado nasal bovino que demostró 6/11 animales positivos por spoligotiping.

2.1.7. TRATAMIENTO

No existe tratamiento medicamentoso o clínico. La única forma efectiva para el control de la tuberculosis en los animales es el sacrificio y eliminación de las carcasas, para evitar el contagio de los demás animales susceptibles del hato (Radostits O., Blood O., Gay C., Hinchcliff K. 2002).

2.1.8. CONTROL DE TUBERCULOSIS BOVINA.

Se debe detectar a los bovinos infectados con la prueba intradérmica ano-caudal simple, en el caso de existir reacciones positivas, se debe eliminar al animal; en animales sospechosos y negativos, se debe repetir

la tuberculinización después de 60 días. Los animales positivos se los eliminan y a los negativos se les realiza dos pruebas consecutivas con 60 días de intervalo y se lo considerara rodeo libre. Para obtener el certificado oficial y ser declarado rodeo oficialmente libre de tuberculosis bovina, deberá realizar dos tuberculizaciones más con intervalo de 60 días. (OIE. 2008)

2.2. ANTECEDENTES

2.2.1. PREVALENCIA DE LA TUBERCULOSIS

Investigaron sobre tuberculosis bovina en el cantón El Carmen, provincia de Manabí - Ecuador; que inocularon 160 bovinos correspondientes a las zonas norte, sur, este y oeste; De los 40 bovinos analizado en el sector Norte se identificó 1 positiva (2.5%). 37 negativas (92.5%) y 2 sospechosas (5%). En sector Sur de los 60 bovinos analizado se identificó 1 positivo (1.67%). 57 negativas (95%). y 2 sospechosas (3.33%); en el sector Este de los 40 bovinos analizado se identificaron 2 positivas (6.67%) 27 negativas (90%). y 1 sospechosa (3.33%). En el sector Oeste de los 40 bovinos analizados se identificaron 1 positiva (3.33%) 28 negativas (93.33%) y 1 sospechosa (3.33%) los resultados de la prevalencia tuberculosis fue un 12.86% (casos positivos).

La investigación se realizó con la finalidad de determinar la prevalencia de Brucelosis y Tuberculosis en condiciones tradicionales en hatos de doble propósito en diferentes comarcas del municipio de San José de los Remates de Managua. Boaco. Se llevó a cabo un estudio

preliminar en 72 fincas, con un total 3,992 bovinos. Para la detección de anticuerpos contra *Brucella abortus* se utilizó la prueba de Rosa de Bengala y la prueba tuberculina ano-caudal para diagnosticar Tuberculosis. Los resultados manifiestan una prevalencia global de Brucelosis y Tuberculosis Bovina del 0.0% de las comarcas situadas en el municipio (Olivar Sequeira, et al., 2009).

La determinación de la prevalencia de tuberculosis bovina en el distrito de Vegueta, provincia de Huaura, departamento de Lima – Perú, para los años 2001 y 2002, mediante la evaluación de 3,240 y 3,230 bovinos mayores de cuatro semanas de edad, respectivamente. Se utilizó la prueba de intradermoreacción simple a la tuberculina (PPD) y la doble comparativa en la tabla del cuello para la confirmación. En el 2001 se obtuvo 0.12% (4/3,240) de casos positivos, de los cuales uno resultó positivo a la prueba doble comparativa. En el 2002 se obtuvo 0.06% (2/3,230) de casos positivos a la prueba caudal, y ambos resultaron positivos a la prueba doble comparativa (Mauricio, et. al., 2002).

La investigación tuvo como objetivo estimar la presencia de tuberculosis bovina en la parte baja de la provincia de El Oro (Ecuador), utilizando como método de diagnóstico la prueba tuberculina PPD-bovis, cepa “AN5”, se realizó entre el mes de junio y agosto del 2017, se utilizó la prueba de hipersensibilidad retardada, con el método de tuberculinización en el pliegue ano-caudal.

Los resultados obtenidos en esta investigación, revelaron que, de 269 bovinos muestreados, se obtuvo 0% de animales positivos a Tuberculosis bovina (Ramos, 2017).

Se estudiaron la presencia de *Mycobacterium bovis* en la tuberculosis humana. Para lo cual analizaron 255 muestras de pacientes sintomáticos, sembradas en medios de Stonebrink y Löwenstein-Jensen y analizadas por PCRMPB70 anidada y luego por *spoligotyping*. Los resultados de las 255 muestras, 74 fueron positivas a la PCR y 20 al aislamiento: de las primeras, 58 (78%) mostraron espoligotipo de *M. tuberculosis* y 5 (6.7%) de *M. bovis*; de las segundas, 8 (47%) revelaron espoligotipo de *M. tuberculosis* y 8 (47%) de *M. bovis*. De las 94 muestras positivas al aislamiento o PCR, 66 (70%) correspondieron a *M. tuberculosis* y 13 (13.8%) a *M. bovis*. Los patrones moleculares de cuatro muestras de *M. bovis* de seres humanos fueron idénticos a los de las cepas de *M. bovis* de ganado. Y se concluye, que *M. bovis* juega un papel importante en la epidemiología de la tuberculosis humana y representa un riesgo para la salud pública (Laura, et al. 2008).

La tuberculosis bovina (TBB) es una enfermedad crónica granulomatosa que afecta una amplia gama de hospederos entre los que se encuentra el ser humano, el agente causal es *Mycobacterium bovis*. El Ecuador se encuentra clasificado entre los países de alta prevalencia en el ganado vacuno, pero el dato nacional es desconocido. Se realizó un muestreo aleatorio simple tomando muestras de pulmón de los bovinos faenados en los Camales

Municipales de los cantones Cayambe y Pelileo, la metodología de laboratorio incluyó extracción de DNA mediante secuencias de captura (SC) empleando el protocolo de Mangiapan, et al. (1996), modificado para el procesamiento de biopsias, posteriormente se realizó una amplificación mediante nested-PCR de dos fragmentos, el primero de 962 pb., para *Mycobacterium spp.* y el segundo de 271pb. Específico para MTC. Complementariamente, se analizaron los casos positivos con la información tomada de cada animal, para la determinación de: (i) la prevalencia aparente (PA), (ii) sensibilidad (Se) y especificidad (Sp) de la técnica, (iii) prevalencia real (PR), (iv) concordancia de pruebas diagnósticas, con estudios adicionales (León, 2011; Espinoza, 2011) que se realizaron con diferentes tejido de los mismos animales utilizados en la presente investigación, (v) factores que influyen en la aparición de esta patología en los bovinos muestreados y (vi) se analizó igualdades poblacionales de los sitios. Las pruebas estadísticas permitieron calcular una PA total de 4.33% y una PR de 2.51%, mientras que para cada Camal la PA se estimó en 4.06 y 4.56%, Cayambe y Pelileo respectivamente, la Se fue de 89.7 % y la Sp de 97.6% mostrando que la metodología empleada fue muy eficiente para la detección de *M. bovis* y confirmó la importancia de la ruta respiratoria en la transmisión de la enfermedad, (Echeverría y Gustavo, 2011).

El último estudio de prevalencia a nivel nacional del Perú se realizó en 1965 y se encontró una prevalencia de 18.1% utilizando la prueba de tuberculina ano-caudal (Castagnino, 1968). Evaluaciones regionales

realizadas por el Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) para el programa nacional de control y erradicación de la tuberculosis bovina reportan 0.17% de reactores positivos en Junín (n=1,798), 0% en el Cusco (n=1,500), 0.075% en Arequipa (n=63,702), 0.21% en Puno (n=1,901), y 0.64% en Cajamarca (n=7,487) (Daniel Sánchez R. y Raúl Rosadio A. 2000; SENASA, 1999).

Se realizó un estudio para determinar la presencia de bovinos con tuberculosis en la provincia de Parinacochas, Ayacucho; empleando la prueba de intradermorreacción en el pliegue ano-caudal. El estudio se llevó a cabo en los 4 distritos (Chumpi, Coracora, Pullo y Puyusca) de mayor población bovina de la provincia de Parinacochas, departamento de Ayacucho. La zona de estudio se encuentra a 3,000 msnm y las razas predominantes son Holstein y Brown Swiss y sus cruces con el ganado criollo. El sistema de crianza es de tipo extensivo, (Sánchez, 2002). Se evaluaron bovinos mayores de 4 semanas de edad en base a la estratificación del tamaño muestra entre los 4 distritos bajo estudio. Se inoculó tuberculina PPD bovina en dosis de 0.1ml (concentración 1mg/ml de PPD bovino) en el pliegue ano-caudal, para medir la intradermorreacción. La lectura se realizó a las 72 horas (+/- 6 horas) post inoculación, considerándose como negativos a aquellos animales que no mostraron reacción inflamatoria alguna, y positivos, o simplemente reactores a la prueba de tuberculina, a todo aquel bovino que presentó una reacción inflamatoria, (SENASA, 2000). En el trabajo realizado no se detectó ningún animal que reaccionara positivo al PPD, La ausencia de

animales reactivos, a diferencia de las cuencas lecheras como la de Lima, donde la prevalencia de la tuberculosis bovina ha alcanzado niveles de 38% (Castagnino, 1968), y de otras como Cajamarca y Arequipa que presentan la enfermedad con una prevalencia baja, pero importante (SENASA, 1999). El tipo de explotación extensiva predominante en estas zonas limita la infección a casos esporádicos a diferencia de explotaciones intensivas, donde la enfermedad alcanza niveles más altos (Blaha, 1995; Estela, 1989).

La presencia de tuberculosis bovina fue determinada en 503 bovinos mayores de 4 semanas de edad en la provincia de Canta, departamento de Lima, con la prueba de tuberculina (PPD). La lectura de la prueba fue realizada 72 horas después de la inyección intradérmica. Once de 503 bovinos (2.2%) fueron reactivos positivos a la prueba de tuberculina. Estos resultados fueron analizados por la técnica de evaluación de riesgos por simulación Monte Carlo (programa @Risk) indicando que la probabilidad de encontrar un animal infectado en los bovinos de la provincia de Canta; Lima, es mayor al 1% y menor al 3.2% (Flores, 2005).

III. MATERIALES Y METODOS

3.1. LUGAR DE ESTUDIO

El estudio se realizó en la comunidad de Collana y la parcialidad de Jasana Huarizán pertenecientes al distrito de Taraco, provincia de Huancané, Región de Puno, el cual se encuentra ubicado a una altitud de 3820 m, a 15°10'10.5" latitud sur y a 60°58'11.6" longitud oeste. La superficie es llana y esta bordeado por una cadena de cerros, además cuenta con un área de 553 km²; la cual está distribuido para el cultivo de pastos (alfalfa + *dactylis glomerata*), forraje (avena, cebada y habas), cultivos de autoconsumo (papa, quinua, habas, oca, etc.) y una pequeña proporción de pastos naturales. Predomina un clima frío seco, con una temperatura máxima de 15.36°C y una mínima de -1.42°C; además una precipitación pluvial de 42.59mm/m²; observándose dos épocas bien marcadas, época lluviosa (noviembre a abril); época de estío (mayo a octubre) (SENAMHI, 2015).

La crianza de vacunos en Taraco se efectúa mediante una Sistema semi intensivo, donde la alimentación se basa en pastoreo y suplementación con alimentos concentrados, al pastoreo en cultivos de la asociación alfalfa-*dactylis glomerata*; así como también en rastrojos de cebada, avena y habas; el pastoreo es intercalado por el sistema de manejo que consiste en estaqueo de los animales, aquí los animales reciben el alimento que comúnmente consiste en heno de cebada, avena, alfalfa, broza de quinua, habas, cañihua o paja de cebada (DRA, 2016).

La sanidad en los animales de la zona de estudio, fue mediante el servicio netamente profesional, técnicos, y en algunos casos es el mismo productor,

que interviene sobre los problemas que aqueja sus animales.

3.2. MATERIAL DE ESTUDIO.

Tamaño de Muestra: Para el tamaño de muestra se utilizó la fórmula por el método de probabilidades, siendo la siguiente:

$$n = \frac{N \times Z_a^2 \times p \times q}{d^2 \times (N - 1) + Z_a^2 \times p \times q}$$

En donde, N = tamaño de la población Z = nivel de confianza al 95%, P = probabilidad de presencia de TBB 50% Q = probabilidad no presencia de TBB 50%. D = precisión (Error máximo admisible en términos de proporción 10%).

De acuerdo a la población de cada comunidad se obtuvieron 52 vacas y 31 terneras para la Comunidad Campesina de Collana y de 72 vacas y 36 terneras para la Comunidad de Jasana Huarisan.

En el estudio de investigación se evaluaron un total de 191 vacunos de la raza Brown Swiss y de diferente clase (vacas y terneras), se evaluaron todas las vacas y sus respectivas crías de ambas comunidades, hasta completar el número de la población en estudio.

MUESTREO POBLACIONAL

$$N = \frac{Z^2 \times PQ}{D^2}$$

Donde;

Z^2 = Grado de confiabilidad

P = prevalencia de tuberculosis (resultado de otros autores)

q = no presentación de la enfermedad

d = grado de precisión de muestreo

$$n = \frac{(1.96)^2 \times 0.145 (0.855)}{(0.05)^2}$$

$$n = \frac{3.8416 \times 0.124}{0.0025}$$

$$n = \frac{0.47635}{0.0025}$$

$$n = 190.543$$

$$n = 191.00$$

Tabla 1: Distribución de los vacunos en el Distrito de Taraco para el estudio

LUGAR	TERNERAS	VACAS	TOTAL
CC. COLLANA	31	52	83
P. JASANA HUARISAN	36	72	108
TOTAL	67	124	191

Fuente: Elaboración propia 2017

3.3. METODOLOGIA.

- Primeramente, se realizó la coordinación con los criadores de las dos comunidades del distrito de Taraco.
- En cada uno de los hatos de las diferentes comunidades en estudio, se caracterizó a los animales de acuerdo a la clase.
- Se muestrearon a animales menores de 6 meses de edad hembras y vaca en lactación de la raza Brown swiss.

- Mediante el uso de registros y/o formatos de los criadores, se obtuvo datos, en la cual se consideró la clase animal.

Prueba de intradermorreacción para la Tuberculosis en vacas en lactación y terneras menores a 6 meses, mediante el siguiente procedimiento:

- Se identificó a los animales en cada hato a ser muestreados.
- En horas de la mañana comprendida entre las 6 a 7, se sujetó debidamente a los animales.
- Se realizó la desinfección con alcohol yodado al 3% del pliegue interno ano-caudal.
- Se procedió a anotar en el registro, el grosor del pliegue ano-caudal interno antes de la inoculación del PPD, que esta fue medida mediante el uso de la regla de Vernier, también se registró el número de arete y/o nombre del animal, nombre del hato, clase animal, estado productivo del animal, nombre del propietario.
- Se inoculo 0.1 ml de PPD-bovino en el pliegue ano-caudal, intradérmica con una jeringa y aguja de tuberculina.
- Luego de 72 horas pos-inoculación, se hizo la lectura de la prueba de intradermorreacción para la tuberculosis.
- Para la interpretación de la lectura del grosor de piel, se mensuro el mismo pliegue en el que se inoculo el PPD, mediante el uso de la Regla de Vernier.
- Para la interpretación de los resultados se empleó la diferencia entre

la primera y segunda medida del pliegue interno ano-caudal.

- Las interpretaciones de los resultados fueron de la siguiente forma:
 - a) Menores de 3 mm = negativas.
 - b) Entre 3 mm y 5 mm = sospechosas.
 - c) Mayores de 5 mm = positivas.

- Con los datos obtenidos y anotados en los registros de cada animal, fueron digitados y almacenados en el programa EXCEL, para su posterior análisis.

3.3.1. FUNDAMENTACIÓN DE LA PRUEBA DE PPD.

Cuando la reacción al PPD es positiva, la reacción cutánea consiste en el enrojecimiento de la piel (eritema) acompañado de un endurecimiento (induración) de la misma con la elevación de su superficie en aproximadamente un milímetro en relación a la piel circundante. El aspecto que adquiere la piel en la respuesta positiva al PPD recibe el nombre pápula. Este es el resultado de la acumulación de células inmunológicas, principalmente de linfocitos, en la piel. Ocasionalmente, pueden aparecer una o varias ampollas (flictenas) con líquido claro amarillento en su interior. Esta situación, o cuando la respuesta es muy intensa (mayor de 5 mm de induración), se denomina reacción hiperergia (Delgado, 2000).

3.4. CALCULOS DE PREVALENCIA

3.4.1. PREVALENCIA

Para determinar la prevalencia de la Tuberculosis Bovina se ha utilizado la siguiente fórmula (Zambrano y Martha. 2013).

$$P = \frac{\text{Número de casos positivos a la prueba de PPD}}{\text{Total, de animales sometidos a la prueba de PPD}} \times (100)$$

IV. RESULTADOS Y DISCUSION.

4.1. PREVALENCIA DE LA TUBERCULOSIS BOVINA EN VACUNOS SEGÚN CLASE ANIMAL

Los resultados obtenidos de la determinación de la prevalencia de la tuberculosis bovina en vacunos según clase animal se presentan en la Tabla siguiente (Tabla 02).

Tabla 2: Prevalencia de la tuberculosis bovina en vacunos según clase animal en el Distrito de Taraco.

CLASE ANIMAL	NEGATIVOS		POSITIVOS		TOTAL VACUNOS
	N°	%	N°	%	
VACAS	124	100	0	0	124
TERNERAS	67	100	0	0	67

Fuente: Elaboración propia 2017

La tabla 02 muestra prevalencias de la tuberculosis bovina en vacunos Brown Swiss según clase animal, donde no se encontró ningún positivo a la prueba intradermorreacción en las vacas (0/124) e igualmente en terneras (0/67).

Los resultados del presente trabajo de investigación demuestran que la prevalencia de la infección de vacas en lactación y terneras es cero por ciento, debido probablemente a la baja densidad poblacional de animales tal es el caso de la comunidad de Collana, al sistema de crianza, al medio ambiente que no es propicio para el desarrollo de agente y por último a la vigilancia epidemiológica realizada por SENASA que prohíbe el ingreso de animales positivos a la tuberculosis bovina en la zona de Taraco, las pruebas que realizan son mediante la prueba de tuberculina.

Similar al resultado del presente estudio reporta (Ramos, 2017), quién investigó la presencia de tuberculosis bovina en la parte baja de la provincia El Oro, donde utilizó la prueba de hipersensibilidad retardada, con el método de tuberculinización en el pliegue ano-caudal. Este estudio demostró que la prevalencia de Tuberculosis Bovina es del 0.0 %, en vista que es la primera investigación de este tipo realizada en la Provincia de El Oro, no se contó con incidencias comparativas de la enfermedad, sin embargo, investigaciones cercanas a la provincia realizadas en los últimos años han demostrado prevalencias relativamente bajas de la enfermedad.

El resultado del presente estudio es inferior al reporte de (Flores, 2005), quién investigó la prevalencia de tuberculosis bovina en 503 bovinos mayores de 4 semanas de edad en la provincia de Canta, departamento de Lima, mediante la prueba de tuberculina (PPD); la lectura de la prueba fue realizada a las 72 horas después de la inyección intradérmica y encontró 11 animales reactores positivos a la prueba de tuberculina que representa el 2.2 %. Además, manifiesta que estos resultados fueron analizados por la técnica de evaluación de riesgos por simulación Monte Carlo (programa @Risk) donde refleja que, la probabilidad de encontrar un animal infectado en los bovinos de la provincia de Canta - Lima, es mayor al 1% y menor al 3.2%. Esta diferencia se debería al factor manejo, que en Lima la crianza de esta actividad es mediante el sistema semi intensivo, lo que favorecería la frecuencia de presentación de la enfermedad.

El resultado del presente estudio es similar al reporte (Sánchez, 2002) quién estudió con el objetivo de determinar la prevalencia de la tuberculosis bovina en 461 animales criados en explotaciones pequeñas y medianas en

el distrito de Parinacochas, departamento de Ayacucho, mediante la prueba de intradermorreacción tuberculina; donde indica que, todos los animales resultaron negativos para la tuberculosis bovina 0.0 % de prevalencia en la zona. Esta semejanza de resultados se debería al tipo de manejo de los animales que se caracteriza a nivel de pequeños criadores tanto en Ayacucho como en Puno.

Las prevalencias de 0.0 % obtenidas en el presente de trabajo de investigación en vacunos de raza Brown swiss, es inferior al reporte de (Castagnino, 1968) quién registra el 38% de prevalencia; diferencia que se debería al tipo del sistema de crianza, ya que en la zona de Taraco es semi intensivo baja estaqueo, mientras en Lima es el sistema intensivo que se caracteriza en confinamiento, lo que sería un factor de riesgo para la transmisión del agente al huésped (Delgado, 2000). En la zona de Taraco, si bien la mayoría de predios son de explotación semi intensivo, éstos se encuentran distanciados y los animales disponen de mayores áreas, lo que evita la transmisión de la enfermedad. Además, el movimiento de animales es restringido debido a que los ganaderos trabajan con su propia cría, la mayoría de predios cuenta con terrenos propios de sembrío y la leche se vende al porongueo, lo cual evita el ingreso de vehículos a los predios. Además, indica que, la incidencia de la tuberculosis en el ganado de engorda es baja, coincidiendo ligeramente con nuestros resultados de los vacunos sometidos a la prueba de PPD en el distrito de Taraco.

Además, las evaluaciones regionales realizadas por el Servicio Nacional de Sanidad Agraria (SENASA) del programa nacional de control y erradicación de la tuberculosis bovina reportan 0.17% de reactores positivos en Junín

(n=1,798), 0% en el Cusco (n=1,500), 0.075% en Arequipa (n=63,702), 0.21% en Puno (n=1,901), y 0.64% en Cajamarca (n=7,487) (SENASA, 1999). La prueba de tuberculina (PPD) para el diagnóstico de rutina de la tuberculosis bovina es el único método disponible (Acha P., N.; B. Szyfres., 2003), comparando con los resultados de Puno, el distrito de Taraco se excluye de este porcentaje de 0.21%, probablemente sea en otras zonas donde las condiciones de alimentación no son las adecuadas en los vacunos.

La tuberculina es un medio líquido purificado que contiene el extracto de las proteínas del bacilo tuberculoso. Esta fracción proteica es capaz de desencadenar reacción local (hipersensibilidad retardada) en animales que hayan tenido contacto previo con el bacilo mediante la infección natural o artificial (Villamil, 1990), tal es el caso que se utilizó en los animales vacunos y terneros de la Comunidad de Collana y Parcialidad Jasana Huarizán, que si estos animales hubieran tenido contacto con el bacilo tuberculoso es probable que se hubiese presentado reacción de hipersensibilidad. A pesar de las desventajas que presenta el diagnóstico tuberculínico en bovinos, se ha comprobado que la ejecución e interpretación cuidadosa con tuberculinas purificadas como es el PPD, sumado a los antecedentes clínicos y de necropsia, y el apoyo de los laboratorios diagnósticos, pueden permitir llegar a controlar la enfermedad e incluso erradicarla (Sánchez, 2000).

4.2. PREVALENCIA DE LA TUBERCULOSIS BOVINA EN VACUNOS SEGÚN COMUNIDADES DEL DISTRITO DE TARACO.

Los resultados obtenidos de la determinación de la prevalencia de la tuberculosis bovina en vacunos de la comunidad de Collana y la parcialidad de Jasana Huarizán se presentan en la tabla siguiente (tabla 03).

Tabla 3: Prevalencia de la tuberculosis bovina en vacunos según localidades del Distrito de Taraco.

LOCALIDADES	NEGATIVOS		POSITIVOS		TOTAL VACUNOS
	Nº	%	Nº	%	
COLLANA	83	100	0	0	83
JASANA HUARIZAN	108	100	0	0	108

Fuente: Elaboración propia 2017

La tabla 03 muestra prevalencias de la tuberculosis bovina en vacunos Brown Swiss según localidad. En donde los animales de la comunidad de Collana no mostraron positividad a la tuberculosis bovina (0/83) e igualmente en los vacunos de la parcialidad de Jasana Huarizán no se encontró ningún positivo a la prevalencia de seroreactores a PPD-Bovino (0/67).

Similar resultado a este estudio presenta (Olivar Sequeira, *et al.*, 2009), en una investigación realizada para determinar la prevalencia Tuberculosis en condiciones tradicionales en hatos de doble propósito en diferentes comarcas del municipio de San José de los Remates; de un total 3,992 bovinos muestreados, para la detección de anticuerpos contra TBC la prueba tuberculina ano-caudal. Los resultados manifiestan una prevalencia global de Tuberculosis Bovina del 0.0%.

Este resultado del presente estudio es diferente al reporte de (Zambrano O. y Martha G. 2013) quienes investigaron tuberculosis bovina en el cantón El Carmen, provincia de Manabí; empleando la prueba tuberculina en el pliegue ano-caudal”, inocularon 160 bovinos correspondientes a las zonas norte, sur, este y oeste; De los 40 bovinos del sector Norte identificó 1 positivo (2.5%). 37 negativas (92.5%) y 2 sospechosas (5%). En sector Sur de 60 bovinos identificó 1 positivo (1.67%). 57 negativas (95%). y 2 sospechosas (3.33%); en el sector Este de 40 bovinos identificaron 2 positivas (6.67%) 27 negativas (90%). y 1 sospechosa (3.33%). En el sector Oeste de los 40 bovinos se identificaron 1 positiva (3.33%) 28 negativas (93.33%) y 1 sospechosa (3.33%); La prevalencia de tuberculosis que encontraron fue de 12.86% (casos positivos); diferencia que debería al diferente medio ambiente y manejo que permitirían la viabilidad del agente. Igualmente (Mauricio *et. al.*, 2002) estudiaron para determinar la prevalencia de tuberculosis bovina en el distrito de Végueta, provincia de Huaura, para los años 2001 y 2002, mediante la evaluación de 3,240 y 3,230 bovinos mayores de cuatro semanas de edad, respectivamente. Se utilizó la prueba de intradermorreacción simple a la tuberculina (PPD) y la doble comparativa en la tabla del cuello para la confirmación. En el 2001 se obtuvo 0.12% (4/3,240) de casos positivos, de los cuales uno resultó positivo a la prueba doble comparativa. En el 2002 se obtuvo 0.06% (2/3,230) de casos positivos a la prueba caudal, y ambos resultaron positivos a la prueba doble comparativa; diferencia que se debería al método de diagnóstico.

Se evaluaron bovinos mayores de 4 semanas de edad (SENASA, 2000), en

base a la estratificación del tamaño muestra entre los 4 distritos bajo estudio, donde inocularon tuberculina PPD bovina en dosis de 0.1ml (concentración 1mg/ml de PPD bovino) en el pliegue ano-caudal, para medir la intradermorreacción. La lectura se realizó a las 72 horas (\pm 6 horas) post inoculación, considerándose como negativos a aquellos animales que no mostraron reacción inflamatoria alguna, y positivos, o simplemente reactivos a la prueba de tuberculina, a todo aquel bovino que presentó una reacción inflamatoria. En el trabajo realizado no se detectó ningún animal que reaccionara positivo al PPD. La ausencia de animales reactivos en el presente trabajo podría deberse a que ésta es una región aislada y lejana de las grandes cuencas lecheras como la de Lima; y de otras como Cajamarca y Arequipa que presentan la enfermedad con una prevalencia baja, pero importante (SENASA, 1999). El tipo de explotación extensiva en estas zonas de estudio, limita la infección a casos esporádicos a diferencia de explotaciones intensivas, donde la enfermedad alcanza niveles más altos (Blaha, 1995; Estela, 1989). Una condición importante para la sobrevivencia del *M. bovis* es la humedad relativa alta (Villamil, 1990). La humedad relativa promedio en el lugar de estudio fue de 56% (INEI, 2000), lo que sería una condición adversa para que sobreviva el bacilo.

En el presente estudio se utilizó la prueba de intradermorreacción ano-caudal (prueba obligatoria en el Perú); la cual presenta la ventaja de ser una prueba simple (Villamil, 1990), pero presenta una sensibilidad promedio de 78%, lo que condiciona la ocurrencia de falsos negativos. También puede fallar la detección en animales que son pobremente

sensibles (Sherwood, 1985), y que puede influir en la respuesta alérgica. Se indica que a mayor edad hay una disminución del número total de leucocitos en la sangre, por tanto, también de linfocitos responsables de la respuesta de hipersensibilidad retardada mediada por células. El lugar de aplicación es otro factor que puede llevar a variación en la respuesta a la tuberculina ya que la sensibilidad de la piel disminuye progresivamente desde la cabeza hacia el pliegue ano-caudal (Radostits et al., 1998); aunque la razón no está claramente definida (Cotrina, 1987).

Los resultados demuestran que la prevalencia de la infección es cero, debido probablemente a la baja densidad poblacional de animales, al sistema de crianza bovina, al medio ambiente que no es propicio para el desarrollo de germen, y por último a la vigilancia epidemiológica realizada por SENASA que prohíbe el ingreso a la zona de animales positivos a la prueba de tuberculina.

V. CONCLUSIONES.

- La prevalencia a la intradermorreacción con el PPD según clase animal, no mostro positivo a la tuberculosis, en terneros (0/67) y en vacas en producción de leche (0/124).
- La prevalencia según la Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán fue de 0.0 % de positivos a la prueba de tuberculosis con PPD en las vacas y terneras sometidas a estudio.

VI. RECOMENDACIONES

En el distrito de taraco los criadores de vacunos se encuentran libres de esta enfermedad zoonótica y se recomienda implementar con programas de vigilancia epidemiológica bajo la intervención de las autoridades de la zona ó Municipalidad Distrital de Taraco a fin de que no se presente en el futuro la presencia de tuberculosis bovina.

El uso de PPD para la prueba de tuberculosis en bovinos, se debe realizar en el pliegue ano caudal, puesto que esta zona represento ser la más factible de realizarla.

VII.- REFERENCIAS

- Abdala, A. (1998). XVIII Curso Internacional de Producción Lechera. Tuberculosis Bovina. Tomo III. INTA-Argentina. p 1-6.
- Acha P., Szyfres B, (2001). Zoonoses and Communicable Diseases Common to Man and Animals. Bacterioses and Mycoses. Third edition. Washington, DC: *Pan American Health Organization. Scientific and Technical Publication No. 580*, 283-299.
- Acha P., N.; B. Szyfres. (2003). Zoonosis y enfermedades transmisibles al hombre y animales. Vol. I. 3a ed. p 266-280. *Organización Panamericana de la Salud*. Washington DC.
- Biet F., Boschioli M., Thorel M., Guilloteau L. (2005). Zoonotic aspects of Mycobacterium bovis and Mycobacterium avium-intracellulare complex (MAC). *Veterinary Research*, 36(3), 411-36.
- Blahe, T. (1995). Epidemiología especial veterinaria. p 164-173. Ed. Acribia. España.
- Castagnino, D. (1968). Resultados del muestreo de la tuberculosis bovina en el Perú. IVITA. Fac. Med. Vet., Univ. Nac. Mayor San Marcos. Lima. Tercer Boletín Extraordinario. p 158-162.
- Cotrina, N. (1987). Epizootiología de la tuberculosis bovina. p 1-134. Ed. Científica Técnica. La Habana, Cuba.
- Cosivi O., Grange J., Daborn C., Raviglione M., Fujikura T., Cousins D., Robinson R., Huchzermeyer H., de Kantor I & Meslin F. (1998).

Zoonotic Tuberculosis due to *Mycobacterium bovis* in Developing Countries. *Emerging Infectious Diseases* 4: 59-70.

Cousins D. (2001). – *Mycobacterium bovis* infection and control in domestic livestock. In Infecciones micobacterianas en animales domésticos y salvajes (E.J.B. Manning & M.T. Collins, edit). *Revue Scientifique Et Technique-Office International Des Epizooties* 20 (1), 71-85.

Sánchez R. y Rosadio A. (2000). Prevalencia de la Tuberculosis Bovina en la provincia de Parinacochas, Ayacucho. Laboratorio de Microbiología y Parasitología, FMV-UNMSM. E-mail: rrosadio@terra.com.pe

Días F., Banda R., Jaramillo L., Arriaga C., Gonzales D., Estrada C. (2003). Identificación de bovinos portadores de *Mycobacterium bovis* aplicando Técnicas inmunológicas y moleculares. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias Disciplinaria en Microbiología. *Departamento de Biotecnología Aplicada*, Carretera México-Toluca, D.f., Teléfono 55701720, Fax: 55704073, E-mail: diof0009@servidor.unam.mx

Delgado, A. 2000. Evaluación de la prueba de inmunoabsorbancia ligada a enzimas (ELISA) en el diagnóstico de la tuberculosis bovina. *Rev. Inv. Vet. Perú* 11: 30-37.

Dorronsoro I., Martín C., Cabodevilla B., Ojer M., Ruz A. (2007). Influencia del número de muestras estudiadas en el diagnóstico de la tuberculosis; 18: 215-218.

DRA (2016). Dirección Regional Agraria – Puno. Boletín Informativo

Trimestral D-T Nro. 23. Puno.

Echeverría F., Gustavo A. (2011). Determinación de la prevalencia de tuberculosis bovina (tbb) mediante la aplicación de Nested-PCR en bovinos faenados en los camales municipales de los cantones Cayambe (Pichincha) y Pelileo (Tungurahua). Carrera de Ingeniería en Biotecnología. ESPE. Sede Sangolquí.

Estrada C., Díaz F., Arriaga C., Villegas N., Sepulveda N., Pérez R., Gonzales D. (2004). Concordancia de la PCR y métodos rutinarios para el diagnóstico de tuberculosis bovina.

Estrada-Chávez C., Mancilla C., Arriaga R., Pérez F. (2001). Determinación de anticuerpos anti-PPD en hatos lecheros con distintas prevalencias de tuberculosis bovina en México. *Veterinaria México*. 32: 207-210.

Estela, I. (1989). Programa de control y erradicación de tuberculosis, brucelosis bovina y fiebre aftosa. OPS. Arequipa, Perú.

Flores F. (2005). Determinación de la presencia de tuberculosis bovina en la provincia de Canta, Lima. Clínica de la Facultad de MV. Universidad Mayor de San Marcos. Lima Perú.

Flores C., Flor, Delgado C., Alfredo, González Z. (2005). Determinación de la presencia de tuberculosis bovina en la provincia de Canta, Lima. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, ene / jun, vol.16, no.1, p.65-70. ISSN 1609-9117

Gil A. (2012) Tuberculosis Bovina: Enfermedad Reemergente en poblaciones bovinas de América: *La Experiencia Uruguaya*. Marzo.

- Hernández P., Jeyanathan M., Mengistu G., Aguilar D., Orozco H., Harboe M., Rook G., Bjune G. (2000) Persistence of DNA from *Mycobacterium tuberculosis* in superficially normal lung tissue during latent infection. *Lancet*, 356: 2133.
- INEI (2000). Instituto Nacional de Estadística e Informática. Registros mensuales estadísticos- Puno.
- Krauss H., Weber A., Appel M., Enders B., Isenberg H., Schiefer G., Slenczka W., Von Graevenitz A. & Zahner, H. (2003). *Zoonoses infectious diseases transmissible from animals to humans. Third edition.* ASM Press. Washington D.C., p. 210 – 216.
- Laura Pérez-Guerrero, M; Feliciano Milián-Suazo; Camila Arriaga-Díaz, Q; Cecilia Romero-Torres, Minerva Escartín-Chávez, MC. (2008). Epidemiología molecular de la tuberculosis bovina y humana en una zona endémica de Querétaro, México Programa Nacional de Epidemiología-CENID-FA, INIFAP. Querétaro, México.
- Mauricio Arcelles P., Alfredo Delgado C., César Alzamora P., Alberto Manchego S. y César Gavidia Ch. (2002). Prevalencia de tuberculosis bovina en el distrito de Végueta, Huaura. Laboratorio de Medicina Veterinaria Preventiva, FMV-UNMSM
- OIE ((World Organization for Animal health). (2008). Manual de la OIE sobre animales terrestres 2008. Extraído 25/06/2012 <http://www.oie.int/esp/normes/mmanual/pdf>

Olivar Sequeira, et al., (2009) Diagnóstico epidemiológico de la prevalencia de brucelosis y tuberculosis a través de las pruebas de campo Rosa de Bengala y Tuberculinica (Ano-caudal) respectivamente en bovinos del municipio de San José de los Remates, Boaco. Licenciatura thesis, Universidad Nacional Agraria, UNA.

O'Reilly, L, Daborn, C. (1995). The epidemiology of Mycobacterium bovis infections in animals and man: A review. *Tubercle and Lung Disease* Vol. 76, pp. 1-46.

Pérez G., Milian S., Ariaga D., Romero T., Escartin Ch. (2008). Epidemiologia molecular de la tuberculosis bovina y humana en una zona endemica de Queretaro, Mexico.

Phillips C., Foster C., Morris P., Teverson R. (2003). The transmission of Mycobacterium bovis infection to cattle. *Research in Veterinary Science* 74:1-15.

Porras, A., Mauricio Alfredo. (2004). Prevalencia de tuberculosis bovina en el distrito de Vegueta provincia de Huaura en los años 2001 y 2002. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Proaño - Pérez F. (2011). Contribution to the epidemiology of bovine tuberculosis in northern Ecuador. *Thesis submitted for obtaining the degree of Doctor of Veterinary Science Academic Year 2011 – 2012*. Press de la Faculte de Médecine Vétérinaire de l'Université de Liege.

Ramos M. (2017) Determinación de prevalencia de tuberculosis bovina a nivel de hatos ganaderos en la parte baja de la provincia del Oro (Trabajo

de titulación). UTMACH, Unidad Académica de Ciencias Agropecuarias, Machala, Ecuador.

<http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/3.0/ec/>

Radostits O., Blood O., Gay C., Hinchcliff K. (2002). *Medicina veterinaria.*

Tratado de las enfermedades del ganado bovino, ovino, porcino, caprino y equino. 9a ed. p 1076-1085. Ed. Mc Graw-Hill Interamericana. España.

Ritacco V., López B., De Kantor I., Barrera L., Errico F., Nader L. (1991).

Diagnostic tests of the bovine tuberculosis. Research in Veterinary Science 50: 365-367.

Ryan, *et al.*, 2004. New tertiary constraints between the RNA components of active yeast spliceosomes: a photo-crosslinking study. *RNA* 10(8):1251-65

Sánchez, M. (2000). Diagnóstico tradicional de tuberculosis bovina. Taller de actualización de tuberculosis en Chile. Disponible:

www://A:TBCSENASA/Chile,DiagnosticotradicionaldeTBCbovina.htm

SENASA. (1999). Evaluación técnica 1999. Dirección General de Sanidad/ Dirección de Programas Zoonosarios. Lima, Perú. 130 p.

SENASA. (2007). Pruebas Tuberculínicas (inoculación, lectura e interpretación) Preguntas y Respuestas. Extraído el 11/10/2012.

<http://senasa.mecon.gov.ar>

- SENASA. (2000). Reglamento para el Control y Erradicación de la Tuberculosis Bovina. D.S. No. 031-2000-AG. Normas Legales. Diario “El Peruano”. 189944–189947 p.
- SENAMHI (2015). Servicio Nacional de Hidrología y Meteorología de la Ciudad de Puno. Registros estadísticos mensuales. Puno – Perú.
- Sánchez D. (2002). Prevalencia de la Tuberculosis Bovina en la provincia de Parinacochas, Ayacucho. Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Medicina Veterinaria. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima Peru.
- Szyfres, B. (1972). Primer Seminario Internacional sobre Tuberculosis Bovina para las Américas. Estado Actual de la Tuberculosis Animal en las Américas. Stgo. de Chile 21-25 setiembre 1970. OPS/OMS. Publicación Científica N° 258. USA.
- Thoen C., Ebel E. (2006). *Chapter 6: Diagnostic teste for bovine Tuberculosis. Mycobacterium bovis Infection in Animals and Humans. Second edition.* Blackwell Publishing Ltd., Ames, pp. 49-53.
- Thrusfield M. (2005). *Veterinary Epidemiology.* (Third Ed.) (pp. 327 – 328). Australia. Wiley-Blackwell.
- Tizard I. (2002). Capítulo 29: hipersensibilidad tipo IV: hipersensibilidad tardía, Tizard I. *Inmunología Veterinaria. Sexta edición.* Editorial Mc Graw Hill, Interamericana, pp 371-379.
- Villamil, L. (1990). Notas sobre la epidemiología de la tuberculosis con énfasis en bovinos. *El Cebú* 19: 4954.

Wards B., Collins D., de Lisle G. (1995). Detectation of *Mycobacterium bovis* in tissues by polymerase chain reaction. *Veterinary Microbiology*, 43, 227 – 240.

Zambrano O. y Martha G. (2013) Determinación de tuberculosis (*Mycobacterium Bovis*) con la prueba tuberculina en el área de influencia del Cantón El Carmen. Quevedo. UTEQ. 56 p.

Zavala I., Siever M. Huamán U., Angulo J. (2011). Presencia de brucelosis bovina en el distrito de Codo del Pozuzo, Huánuco. Laboratorio de Microbiología y Parasitología Veterinaria, E-mail: sieverm@gmail.com. Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima.

ANEXO**a). MATERIALES PARA LA PRUEBA DE PPD-Bovino.**

- PPD-B (Derivado Proteínico Purificado-Bovino)
- Centímetro graduado en mm, Regla de Vernier, (Hauptner Herberholz, Germany)
- Jeringas de tuberculización graduada en 0,1 ml
- Agujas de Tuberculina
- Guantes de látex
- Registros de muestreo
- Caja térmica
- Hielo
- Gasas
- Algodón
- Alcohol yodado al 3%
- Tablero
- Lapiceros

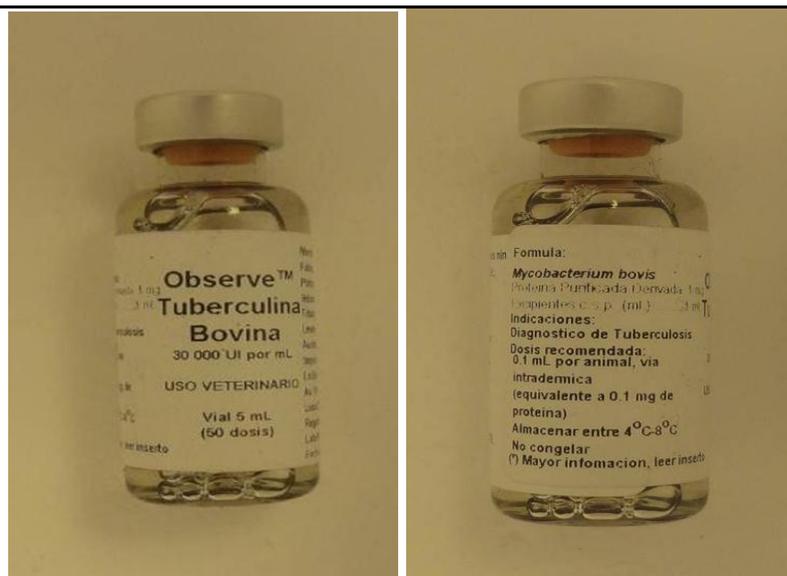
PRUEBA DE TUBERCULOSIS EN GANADO VACUNO LECHERO - DISTRITO DE TARACO (COLLANA)						
N°	NOMBRE DE CRIADOR	EDAD	REG. DE VACA / TERNERA	DOSIS cm. PPD	GORSOR DE PIEL ANTES	GROSOR DE PIEL DESPUES
					mm.	mm.
1	Licia Cusilayme - Collana	Vaca	Choccola	0.1	4.97	4.98
2		Vaca	Quello	0.1	4.74	4.73
3		Vaca	Mocha	0.1	4.59	4.74
4		Ternera	Lucy	0.1	2.39	2.42
5		Ternera	Candy	0.1	2.54	2.55
6		Ternera		0.1	4.43	4.45
7	Marcelina Yucra Yucra - Collana	Vaca	Lucifer	0.1	3.34	3.35
8		Vaca	Candy	0.1	3.64	3.65
9		Vaca	Cachuda	0.1	4.03	4.03
10		Vaca	Blanca	0.1	3.53	3.52
11		Vaca	Negra	0.1	3.99	3.99
12		Vaca	Chumpi	0.1	3.17	3.17
13		Vaca	Bonita	0.1	4.61	4.62
14		Vaca	Lulu	0.1	3.42	3.42
15		Vaca	Yaqui	0.1	4.06	4.06
16		Vaca	Gorda	0.1	3.68	3.68
17		Vaca	Calabera	0.1	4.31	4.32
18		Vaca	Luna	0.1	3.04	3.04
19		Ternera	Naty	0.1	2.87	2.87
20		Ternera	Blanquita	0.1	3.12	3.15
21		Ternera	Rosita	0.1	2.56	2.56
22		Ternera	Colitas	0.1	3.11	3.12
23		Ternera	Layla	0.1	3.02	3.02
24		Ternera	Huaylaca	0.1	2.77	2.77
25	Reyna Parisuaña Yucra - collana	Vaca	Mocha	0.1	3.89	3.89
26		Vaca	Rebeca	0.1	4.26	4.27
27		Vaca	Calinda	0.1	3.61	3.62
28		Vaca	Coneja	0.1	3.93	3.93
29		Vaca	Mula	0.1	4.59	4.59
30		Vaca	Blanca	0.1	3.85	3.85
31		Vaca	Negra	0.1	3.89	3.91
32		Vaca	Caly	0.1	3.14	3.15
33		Ternera	Treysi	0.1	2.36	2.36
34		Ternera	Layla	0.1	3.02	3.02
35		Ternera	Cul	0.1	2.72	2.75
36		Ternera	Maga	0.1	3.08	2.95
37	NESTOR GUEVARA - COLLANA	Vaca	Tula	0.1	3.65	3.6
38		Vaca	Negra	0.1	2.86	4.18
39		Vaca	Rosa	0.1	2.62	2.66

40		Vaca	Maria	0.1	4.56	4.62
41		Vaca	Correlona	0.1	5.62	5.62
42		Tenera	Cielo	0.1	3.28	3.08
43		Tenera	Moni	0.1	2.32	2.34
44		Tenera	Princesa	0.1	3.42	3.43
45	AMANCIO GUEVARA QUISPE - COLLANA	Vaca	Rosa	0.1	4.24	4.24
46		Vaca	Blanca	0.1	3.67	3.67
47		Vaca	Negra	0.1	4.26	4.26
48		Vaca	Tula	0.1	4.35	4.35
49		Vaca	Cachuda	0.1	2.98	3.01
50		Vaca	Mocha	0.1	3.33	3.33
51		Vaca	Carmen	0.1	3.45	3.45
52		Vaca	Ali	0.1	2.95	2.95
53		Vaca	Blanca 2	0.1	3.23	3.23
54		Vaca	Ros	0.1	3.97	3.99
55		Vaca	Eva	0.1	2.73	2.73
56		Vaca	Elsa	0.1	3.43	3.43
57		Vaca	Cuchi	0.1	4.13	4.15
58		Tenera	Keiko	0.1	2.78	2.78
59		Tenera	Luz	0.1	2.93	2.93
60		Tenera	Flaca	0.1	2.87	2.86
61		Tenera	Reveca	0.1	3.03	3.03
62		Tenera	Lisa	0.1	2.85	2.84
63		Tenera	Elsa	0.1	3.28	3.28
64		Tenera	Yola	0.1	3.19	3.18
65	VICTOR YAGUNO PANDIA - COLLANA	Vaca	Tula	0.1	3.23	3.23
66		Vaca	Blanca	0.1	3.97	3.99
67		Vaca	C. De Blanca	0.1	2.73	2.73
68		Vaca	Tiza	0.1	3.43	3.43
69		Vaca	Lasy	0.1	4.13	4.15
70		Tenera	Rosita	0.1	2.56	2.56
71		Tenera	Lisa	0.1	2.85	2.85
72	Tenera	Negrita	0.1	2.78	2.79	
73	Tenera	Blanquita	0.1	2.99	2.99	
74	LUZMARINA YCRA LEON - COLLANA	Vaca	Blanca	0.1	4.24	4.24
75		Vaca	Rosa	0.1	3.67	3.67
76		Vaca	Negra	0.1	4.26	4.26
77		Vaca	Candy	0.1	4.35	4.35
78		Vaca	Rata	0.1	2.98	3.01
79		Vaca	Mocha	0.1	3.33	3.33
80		Tenera	Calinda	0.1	3.03	3.03
81		Tenera	Elsa	0.1	2.85	2.84
82		Tenera	Gabi	0.1	3.28	3.28
83		Tenera	Gemma	0.1	3.19	3.21

PRUEBA DE TUBERCULOSIS EN GANADO VACUNO LECHERO - DISTRITO DE TARACO (JASANA HUARIZAN)						
N°	NOMBRE DE CRIADOR	EDAD	REG. DE VACA / TERNERA	DOSIS cm. PPD	GROSOR DE PIEL ANTES	GROSOR DE PIEL DESPUES
					mm.	mm.
1	José Luis Quispe Huancollo - Jasana Huarizán	Vaca	Rosaura	0.1	3.76	3.76
2		Vaca	Mariel	0.1	3.65	3.66
3		Vaca	Negra	0.1	3.86	4.01
4		Vaca	Sami	0.1	3.62	3.66
5		Vaca	Yovi	0.1	4.56	4.62
6		Vaca	Esther	0.1	3.62	3.62
7		Ternera	Cielo	0.1	3.28	3.28
8		Ternera	Campe	0.1	3.42	3.43
9		Ternera	Estrella	0.1	3.26	3.27
10	Feliciano Mamani Mamani - Jasana Huarizán	Vaca	Blanca	0.1	3.99	3.99
11		Vaca	Mocha	0.1	4.52	4.49
12		Vaca	Cachuda	0.1	4.93	4.96
13		Vaca	Canela	0.1	3.72	3.71
14		Vaca	Candy	0.1	4.97	4.97
15		Vaca	Susy	0.1	4.59	4.57
16		Ternera	Sasy	0.1	2.69	2.68
17		Ternera	Morocho	0.1	2.63	2.65
18		Ternera	Cata	0.1	3.24	3.26
19	Nery Gutiérrez Mamani - Jasana Huarizán	Vaca	Trevi	0.1	4.98	4.99
20		Vaca	Lucy	0.1	4.59	4.59
21		Vaca	Negra	0.1	4.68	4.67
22		Vaca	Tula	0.1	4.24	4.24
23		Vaca	Geno	0.1	3.67	3.67
24		Vaca	Tren	0.1	4.26	4.26
25		Vaca	Carla	0.1	4.35	4.35
26		Vaca	Xina	0.1	3.33	3.33
27		Vaca	Blanca	0.1	3.23	3.23
28		Vaca	Lechera	0.1	3.43	3.43
29		Vaca	Tarca	0.1	4.14	4.14
30		Ternera	Charo	0.1	2.75	2.76
31		Ternera	Greis	0.1	2.87	2.86
32		Ternera	Chata	0.1	3.03	3.03
33		Ternera	Chuqui	0.1	2.85	2.84
34		Ternera	Marle	0.1	2.72	2.73
35	JUAN CANASA RAMOS - J. HUARIZAN	Vaca	Yosi	0.1	4.06	4.07
36		Vaca	Lula	0.1	3.68	3.68
37		Vaca	Calavera	0.1	3.95	3.95
38		Vaca	Maricucha	0.1	3.04	3.04
39		Ternera	Bonita	0.1	2.87	2.87

40		Tenera	Blanquita	0.1	3.12	3.15
41		Tenera	Tula	0.1	2.56	2.56
42	JUAN DE DIOS SUCASACA - JASANA HUARIZAN	Vaca	Chola	0.1	3.85	3.85
43		Vaca	Cachuda	0.1	3.99	3.99
44		Vaca	Lisa	0.1	3.14	3.15
45		Tenera	Vanesa	0.1	2.36	2.36
46	TIBURCIO PUMA CALLATA - JASANA HUARIZAN	Vaca	Mula	0.1	2.98	3.01
47		Vaca	Lisa	0.1	3.45	3.45
48		Vaca	Alvaca	0.1	3.95	2.95
49		Vaca	Luz	0.1	3.23	3.23
50		Vaca	Traviessa	0.1	3.97	3.97
51		Vaca	Ana	0.1	2.71	2.71
52		Vaca	Loca	0.1	4.13	4.15
53		Tenera	Blanquita	0.1	2.79	2.8
54		Tenera	Greis	0.1	2.86	2.86
55	Tenera	Bella	0.1	3.03	3.03	
56	BALTAZARA MAMANI MAMANI J. HUARIZAN	Vaca	Manuela	0.1	4.24	4.13
57		Vaca	Rosi	0.1	4.96	4.97
58		Vaca	Luz	0.1	4.58	4.57
59		Tenera	Camila	0.1	2.67	2.68
60	DALAMBERTO SUCASACA QUISPE - Jasana Huarizán	Vaca	Julia	0.1	3.76	3.8
61		Vaca	Yuli	0.1	3.65	3.6
62		Vaca	Canario	0.1	2.86	4.18
63		Vaca	Barrosa	0.1	2.62	2.66
64		Vaca	Negra	0.1	4.56	4.62
65		Vaca	Cola	0.1	4.62	4.62
66		Tenera	Yovi	0.1	3.08	3.08
67		Tenera	Canela	0.1	3.43	3.43
68		Tenera	Cielo	0.1	3.26	3.27
69	SIMEON MAMANI MAMANI - J. HUARIZAN	Vaca	Coneja	0.1	3.89	3.89
70		Vaca	Cali	0.1	4.26	4.26
71		Vaca	Sandra	0.1	3.72	3.72
72		Vaca	Blanca	0.1	3.93	3.93
73		Vaca	Rosa	0.1	3.85	3.85
74		Vaca	Camila	0.1	3.99	3.99
75		Vaca	Caty	0.1	3.14	3.15
76		Tenera	Ratona	0.1	2.36	2.36
77		Tenera	Castaña	0.1	2.3	2.31
78		Tenera	Mia	0.1	2.72	2.75
79		Tenera	Marta	0.1	3.08	3.09
80	DAVID YUCRA YUCRA - JASANA HUARIZAN	Vaca	Blanca	0.1	3.65	3.65
81		Vaca	Negra	0.1	3.86	4.18
82		Vaca	Cachuda	0.1	2.62	2.66
83		Vaca	Caty	0.1	4.62	4.62
84		Tenera	Lulu	0.1	3.28	3.08

85		Ternera	Lila	0.1	3.42	3.43
86	JULIAN PUMA LEON - HUARIZAN	Vaca	Crema	0.1	3.23	3.23
87		Vaca	Blanca	0.1	3.97	3.99
88		Vaca	Lucy	0.1	2.73	2.73
89		Vaca	Caty	0.1	3.43	3.43
90		Vaca	Ivon	0.1	4.13	4.15
91		Ternera	Negra	0.1	2.78	2.78
92		Ternera	Loca	0.1	2.7	2.7
93	FRANCISCO PUNMA LEON	Vaca	Tula	0.1	4.24	4.24
94		Vaca	Tania	0.1	3.67	3.67
95		Vaca	Calinda	0.1	4.26	4.26
96		Vaca	Ros	0.1	4.35	4.35
97		Vaca	Lucha	0.1	2.98	3.01
98		Ternera	Cola	0.1	3.03	3.03
99		Ternera	Llama	0.1	2.85	2.85
100	Ternera	Rana	0.1	3.19	3.18	
101	MAURICIO QUISPE QUISPE - J. HUARIZAN	Vaca	Lucy	0.1	3.67	3.67
102		Vaca	Luna	0.1	4.26	4.26
103		Vaca	Layla	0.1	4.35	4.35
104		Vaca	Reveca	0.1	3.35	3.36
105		Vaca	Lorena	0.1	3.33	3.33
106		Ternera	Guise	0.1	3.04	3.03
107		Ternera	Blanca	0.1	2.84	2.84
108		Ternera	Mary	0.1	3.23	3.23



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 3 y 4:: Derivado Proteínico purificado Bovino



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 5: Identificando a los animales en cada hato a ser muestreados.



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 6: Identificando a los animales en cada hato a ser muestreados.



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 7: En horas de la mañana comprendida entre las 6 a 7 de la mañana, se sujetó debidamente a los animales.



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 8 y 9: Se realizó la antisepsia con alcohol yodado al 3% del pliegue interno ano-caudal.



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 10: Se procedió a anotar en el registro, el grosor del pliegue ano-caudal interno antes de la inoculación del PPD, que esta fue medida mediante el uso de la regla de Vernier, también se registró el número de arete y/o nombre del animal, nombre del hato, clase animal, estado productivo del animal, nombre del propietario.



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 11, 12 y 13: Se inoculo 0.1 ml de PPD-bovino en el pliegue ano-caudal de forma intradérmica, con la ayuda de la jeringa y aguja de tuberculina.



LUGAR DE ESTUDIO: Comunidad de Collana y la Parcialidad de Jasana Huarizán

Figura 14 y 15: Luego de 72 horas pos-inoculación, se hizo la lectura de la prueba de intradermorreacción para la tuberculosis.