

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**SEROPREVALENCIA DEL VIRUS DE LA RINOTRAQUEÍTIS
BOVINA INFECCIOSA (IBR) EN VACUNOS DE LA RAZA BROWN
SWISS EN LAS COMUNIDADES Y PARCIALIDADES DEL
DISTRITO DE TARACO 2018**

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. SANDY SUSY MAMANI MEDINA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2019

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

SEROPREVALENCIA DEL VIRUS DE LA RINOTRAQUEÍTIS BOVINA
INFECCIOSA (IBR) EN VACUNOS DE LA RAZA BROWN SWISS EN LAS
COMUNIDADES Y PARCIALIDADES DEL DISTRITO DE TARACO 2018

TESIS PRESENTADA POR:

Bach. SANDY SUSY MAMANI MEDINA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA



APROBADA POR EL JURADO REVISOR CONFORMADO POR:

PRESIDENTE:


Mg.Sc. DANIEL HERMILIO RAMOS DUEÑAS

PRIMER MIEMBRO:


Mg.Sc. ABIGAIL TERESA DE LA CRUZ PEREZ

SEGUNDO MIEMBRO:


Mg.Sc. DIANNETT BENITO LOPEZ

DIRECTOR:


D.Sc. NATALIO LUQUE MAMANI

Área : Salud Animal

Tema : Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de raza Brown Swiss

Fecha de Sustentación: 23/08/2019

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de investigación a la Universidad Nacional del Altiplano, Facultad de medicina veterinaria y zootecnia, a todos los profesores por ayudarme en mi formación académica.

A mis padres Miguel Mamani Chuquicallata y Maria Medina Estofanero, quienes con su amor, paciencia y esfuerzo me han permitido llegar a cumplir hoy un sueño más, gracias por inculcar en mí el ejemplo de esfuerzo y valentía, de no temer las adversidades.

A mis hermanos Mary Lucy y Max Miguel, por su cariño y apoyo incondicional, durante todo este proceso. A toda mi familia porque con sus oraciones, consejos y palabras de aliento hicieron de mí una mejor persona y de una u otra forma me acompañan en todos mis sueños y metas.

AGRADECIMIENTO

A Dios por ser mi guía y acompañarme en el transcurso de mi vida, brindándome paciencia y sabiduría para culminar con éxito mis metas propuestas.

A la universidad nacional del altiplano, facultad de medicina veterinaria y zootecnia y docentes, que contribuyeron en la formación y culminación de mi carrera profesional.

A mis padres; Miguel y Maria, por haberme dado la oportunidad de formarme en esta prestigiosa universidad y haber sido mí apoyo durante todo este tiempo.

A mis hermanos; Mary Lucy y Max miguel por llenarme de alegría día tras día, por todos los consejos brindados.

A mis queridos tíos Juan Gualberto y Vicente por sus sabios consejos e invaluable apoyo moral.

Al Doctor Natalio Luque Mamani director de mi tesis por motivarme y apoyarme en la formulación y ejecución de mi trabajo de investigación.

A los jurados de mi tesis Mg.Sc. Daniel Hermilio Ramos Dueñas, Mg.Sc. Abigail Teresa De La Cruz Perez, Y Mg.Sc. Diannett Benito Lopez con sus sugerencias y recomendaciones perfeccionaron mi formación investigadora.

Al Doctor Uriel Marca Choque por su orientación en mi formación académica.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE TABLAS.....	7
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS	8
RESUMEN.....	8
ABSTRACT.....	10
I. INTRODUCCIÓN	10
1.1. Objetivo general	12
1.2. Objetivos específicos	12
II. REVISIÓN DE LITERATURA	13
2.1. Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)	13
2.1.1. Etiología	14
2.1.2. Genotipos del VHB-1	16
2.1.3. Replicación viral.....	16
2.1.4. Patogénesis.....	17
2.1.5. Entrada y diseminación	18
2.1.6. Infección restringida a áreas locales.....	19
2.1.7. Difusión sistémica por viremia.....	19
2.1.8. Difusión neuronal.....	20
2.1.9. Latencia.....	20
2.1.10. Cuadro clínico.....	21
2.1.11. Reactivación de la infección	25
2.1.12. Vías de transmisión.....	25
2.1.13. Susceptibilidad.....	26
2.1.14. Aspectos inmunológicos.....	26
2.1.15. Población hospedadora.....	27
2.1.16. Diagnostico.....	27
2.1.17. Control y prevención.....	29
2.1.18. Vacunación	30
2.1.19. Inmunidad de hato	32
2.2. Antecedentes	33
III. MATERIALES Y MÉTODOS	36
3.1. Lugar de estudio.....	36

3.2.	Material biológico de estudio	36
3.3.	Materiales, equipos y reactivos	36
3.3.1.	Materiales para la obtención de muestra de sangre.....	36
3.3.2.	Reactivos y materiales de laboratorio	37
3.4.	Metodología	38
3.4.1.	Procedimiento de muestreo de sangre.....	38
3.4.2.	Fundamento de la ELISA	38
3.4.3.	Principios del KIT IDDEX IBR gE (ELISA).....	39
3.4.4.	Procedimiento de laboratorio de ELISA.....	40
3.4.5.	Tamaño de muestra.....	41
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	44
4.1.	Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa (IBR) en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco.....	44
4.1.1.	Prevalencia general del IBR.....	44
4.1.2.	Prevalencia del IBR según sexo.....	46
4.1.3.	Prevalencia del IBR según edad.....	48
4.1.5.	Prevalencia del IBR según estado reproductivo.....	51
V.	CONCLUSIONES	53
VI.	RECOMENDACIONES.....	54
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	55
ANEXOS		61

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: <i>Distribución de animales para el estudio</i>	42
Tabla 2: <i>Seroprevalencia general de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco.</i>	44
Tabla 3: <i>Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según sexo</i> 46	
Tabla 4: <i>Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según edad</i> 48	
Tabla 5: <i>Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según estado productivo</i>	50
Tabla 6: <i>Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según estado reproductivo</i>	51
Tabla 7 <i>Composición de kit ELISA</i>	62
Tabla 8: <i>Ficha De Muestreo En Vacunos De La Raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco 2018 según Sexo, Edad, Estado Productivo y Estado Reproductivo.</i>	63
Tabla 9 <i>Resultados de laboratorio de la Seroprevalencia de Vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco. (Elisa).</i>	64
Tabla 10 <i>Resultados corregidos con fórmula del manual del kit de Elisa de vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco 2018.</i> 64	
Tabla 11: <i>Identificación de animales Seropositivos al virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco 2018.</i>	65
Tabla 12 : <i>Seroprevalencia del virus IBR de machos menores a 2 años.</i>	66
Tabla 13 : <i>Seropositivos al virus de IBR en hembras menores a 2 años.</i>	66
Tabla 14: <i>Seropositivos al virus IBR de hembras mayores a 2 años vacías / secas.</i>	67
Tabla 15: <i>Seropositivos al virus IBR en estado productivo vacías / lactación.</i>	67
Tabla 16: <i>Seropositivos al virus del IBR en estado productivo preñadas / secas.</i>	68
Tabla 17: <i>Seropositivos al virus del IBR estado productivo preñadas/ lactación.</i>	69

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

IBR: RINOTRAQUEÍTIS INFECCIOSA BOVINA

vIBR: VIRUS DE LA RINOTRAQUEÍTIS INFECCIOSA BOVINA

ELISA: INMUNOABSORCIÓN LIGADA A ENZIMAS

VHB-1: VIRUS HERPES BOVINO TIPO 1

BPI: BALANOPOSTITIS PÚSTULAR INFECCIOSA

VHB-5: VIRUS HERPES BOVINO TIPO 5

PI: PERSISTENTEMENTE INFECTADOS

g: GLICOPROTEÍNA

ni: TAMAÑO INICIAL DE LA MUESTRA

Z2: NIVEL DE CONFIANZA 95 %

P: PREVALENCIA

q: COMPLEMENTO (1-P)

n: TAMAÑO DE LA MUESTRA

N: TAMAÑO DE LA POBLACIÓN

IRPC: INDICE RELATIVO x 100

%IN: PORCENTAJE DE INHIBICIÓN

X²c: VALOR DE CHI-CUADRADO

Σ: SUMATORIA

θ: FRECUENCIA DE VALOR OBSERVADO

ei: FRECUENCIA DE VALOR ESPERADO

RESUMEN

La Rinotraqueítis Bovina Infecciosa es una enfermedad respiratoria aguda y contagiosa del ganado bovino, causado por el herpesvirus tipo 1 (BHV-1). El presente trabajo de investigación se realizó en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco de la Provincia de Huancané - Región Puno; con el objetivo de determinar la Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa, considerando los siguientes variables: sexo, edad, estado productivo y estado reproductivo; Se trabajó con un muestreo no probabilístico utilizándose 90 vacunos de la raza Brown Swiss de los que se obtuvo 05 ml de sangre de la vena yugular, los animales estuvieron en una crianza semi intensivo. La técnica diagnóstica utilizada fue la prueba ELISA indirecta, para la detección de anticuerpos contra el virus de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa, los datos fueron analizados a través de la prueba estadística de chi-cuadrado. La seroprevalencia general del Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss del Distrito de Taraco fue de 5.5%; según sexo fue en machos 18,18% y hembras 3,79% respectivamente ($p \geq 0.05$); según edad fue para los animales menores de 2 años 6,89% y en animales mayores a 2 años 4,91% ($p \geq 0.05$); según estado productivo fue para vacas en seca 3,33% y en lactación 6,45% ($p \geq 0.05$) y según estado reproductivo para vacas vacías fue 6,67% y vacas preñadas 3,22% ($p \geq 0.05$). En conclusión se encontró la presencia del vIBR de esta enfermedad; por lo que, es necesario la implementación de las medidas de prevención.

Palabras Claves : ELISA, IBR, Seroprevalencia, Vacunos

ABSTRACT

Infectious Bovine Rhinotracheitis is an acute and contagious respiratory disease of cattle, caused by herpes virus type 1 (BHV-1). This research work was carried out the Communities and Partialities in District the Taraco of the Province of Huancané - Puno Region; with the objective of determining the seroprevalence of the Bovine Infectious Rhinotracheitis virus, considering the following variables: sex, age, productive status and reproductive status; We worked with a non-probabilistic sampling using 90 cattle of the Brown Swiss breed from which 05 ml of blood from the jugular vein was obtained, the animals were in semi-intensive reproduction. The diagnostic technique used was the indirect ELISA test, for the detection of antibodies against the Infectious Bovine Rhinotracheitis virus, the data were analyzed using the chi-square statistical test. The general seroprevalence of Bovine Infectious Rhinotracheitis in cattle of the Brown Swiss breed of the Taraco District was 5.5%; according to sex, it was 18.18% men and 3.79% women respectively ($p \geq 0.05$); according to age, for animals under 2 years old, 6.89% and in animals older than 2 years old, 4.91% ($p \geq 0.05$); according to the productive state it was for dry cows 3.33% and lactation 6.45% ($p \geq 0.05$) and according to reproductive state for empty cows it was 6.67% and pregnant cows 3.22% ($p \geq 0.05$). In conclusion, the presence of the vIBR of this disease was found; Therefore, the implementation of prevention measures is necessary.

Keywords: ELISA, IBR, seroprevalence, bovine.

INTRODUCCIÓN

La población nacional de vacunos alcanza a 5'156,044 animales, de ésta 904,069 son la raza Brown Swiss, la Región Puno tiene una población de 617,163 vacunos representando una población primordial en relación al total del país. La provincia de Huancané tiene una población de 50,116 vacunos y el Distrito de Taraco posee una población de vacunos de 20,624 (MINAG, 2012). La crianza del ganado bovino es una actividad importante en la estructura económica y social de la región, ya que la industria pecuaria específicamente la crianza del bovino genera una gran cantidad de subproductos, ricos en proteína de alto valor nutritivo para satisfacer las necesidades del consumo humano dando origen a grandes cadenas de transformación. (Rojas *et al.*, 2007).

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR), es una patología viral infectocontagiosa, el virus puede permanecer en estado latente dentro de los ganglios nerviosos y reactivarse por diversas situaciones que provoquen stress como el transporte, parto y tratamientos con glucocorticoides ocasionando deficiencia reproductiva al producir abortos, lesiones necróticas en estructuras foliculares, lúteales, muerte embrionaria, neonatal, pérdida de peso y disminución de la producción láctea (Etchegaray, 2009). En el contexto ganadero de nuestro país, la falta de programas de control y profilaxis para las enfermedades virales se convierte en un entorno predisponente para la incidencia y prevalencia de enfermedades como el IBR, ya que el herpes virus bovina es una enfermedad que ataca al tracto respiratorio caracterizada por rinitis, traqueítis y fiebre, siendo el aborto la consecuencia directa más grave desde un punto de vista económico. También el VHB-1 produce vulvovaginitis pustular infecciosa, balanopostitis, conjuntivitis; ocasionalmente se le ha

asociado con metritis, endometritis, mastitis, epididimitis, dermatitis, enteritis y encefalomiелitis (Correa *et al.*, 2007).

La presente investigación tiene la finalidad de conocer la existencia de la enfermedad para posteriormente proponer medidas de prevención y control, para evitar y/o disminuir pérdidas económicas.

1. Objetivos de la investigación

1.1. Objetivo general

Determinar la seroprevalencia de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco.

1.2. Objetivos específicos

- Determinar la Seroprevalencia de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según sexo animal (machos y hembras).
- Determinar la Seroprevalencia de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según edad del animal. (menores a 2 años y mayores de 2 años).
- Determinar la Seroprevalencia de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según estado productivo (secas y lactación) y reproductivo (preñadas y vacías).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) es una enfermedad infectocontagiosa causada por un virus perteneciente a la familia herpesviridae y denominado virus herpes bovino tipo 1 (VHB-1) (Ackermann, 2006).

La enfermedad parece estacionada en distintas zona del país, el Ministerio de Agricultura y Ganadería no puede definir su campaña contra la IBR debido a la falta de información y conocimiento de la situación de la enfermedad (Medina, 2003).

La rinotraqueitis infecciosa bovina (IBR) es una enfermedad infecciosa. Cuando se hicieron estudios de inmunidad cruzada, se demostró que el virus de IBR era similar al virus de la vulvovaginitis pústular infecciosa (IPV); más recientemente se ha encontrado que la enfermedad puede presentarse en varias formas, afectando a sistema respiratorio genital y nervioso. El IBR también es conocida como rinotraqueitia infecciosa bovina, Rinotraqueítis infeccioso necrótica bovina, rinitis necrotica, enfermedad de la nariz roja, IPV y exantema coital bovino (Correa, 2007).

Rinotraqueítis infecciosa bovina (IBR) es una enfermedad infecciosa, muy contagiosa, y es causada por el Herpes Virus Bovino Tipo-1, caracterizada por producir trastornos en las vías respiratorias superiores, además de problemas reproductivos como el aborto que se presenta después de desarrollar la enfermedad respiratoria y frecuentemente ocurre en el último tercio de gestación (Banks, 1999; Pidone, 1999).

Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) es una enfermedad causada por el herpes virus bovino1 (hvb-1); lo mismo que otros miembros de esta subfamilia, este virus establece un estado de latencia después de la infección en neuronas ganglionares y puede

ser reactivado y excretado luego de circunstancias que conllevan a situaciones de estrés como el transporte, el parto, y tratamientos con glucocorticoides. Este virus, dependiendo del estado inmunitario, manejo del hato estado de nutrición del animal entre otros, pueden producir: abortos, muerte embrionaria y neonatal, pérdidas de peso y disminución en la producción láctea (Martinez y Riveira, 2008).

Mencionan que la glicoproteína D induce anticuerpos neutralizantes, pero también es responsable de la penetración, adsorción viral y la fusión celular. Además mencionan que la glicoproteína C participa en la unión inicial del virus a receptores similares a la heparina la superficie de las células permisivas y que la glicoproteína B también son anticuerpos neutralizantes, con proteínas celulares ocasionando los efectos citopáticos (Babiuk *et al.*, 1996).

2.1.1. Etiología

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) es causada por el Virus Herpes Bovino-1 (VHB-1), el cual es un miembro de la familia Herpesviridae, subfamilia Alphaherpesvirinae, género Varicellovirus (Babiuk *et al.*, 1996).

El VHB - 1 tiene un diámetro de 150 a 200 nm, su material genético está conformado por una doble cadena lineal de ADN dentro de una nucleocápside icosaédrica compleja. El ADN viral codifica más de 69 diferentes proteínas, entre estructurales y no estructurales. Entre las proteínas estructurales por lo menos 9 son glicoproteínas presentes en la envoltura viral formando 5 proyecciones y juegan un rol importante en las interacciones virus - célula, como adherencia, penetración, difusión célula - célula y salida. Las glicoproteínas además interactúan con el sistema inmune, como unión a

componentes del complemento o inmunoglobulinas. Las glicoproteína B, glicoproteína D y probablemente gH, gK y gL son esenciales en el proceso de replicación viral. Las glicoproteínas gC, gG, gI, y gE no son esenciales para la replicación viral (Kaashoek *et al.*, 1994).

El virus determinado como agente causal de IBR tiene las características generales de los virus del grupo Herpes, está clasificado en el género Herpes virus, Familia Herpesviridae y se denomina Virus Herpes Bovino tipo 1 (VHB- 1); se describen otros dos virus Herpes Bovinos (Tipos 2 y 3). Poseen ADN como material genético, su nucleocapside tiene forma cúbica y presentan una envoltura lipídica que los hace sensibles a los solventes de lípidos; son lábiles a pH extremos y se inactivan rápidamente a temperaturas superiores a 37° C. El VHB-1 se inactiva rápidamente con soluciones de NaOH al 0,5%, HgCl al 0,01%, derivados fenólicos al 1%, lugol yodado al 10%, cal clorinada (CaOCl₂) al 1%; la formalina (40% de solución de formaldehído al 5%) lo inactiva en un minuto (Bwagamoi, 2002).

El agente causal del IBR es el VHB-1 que pertenece a la familia herpesviridae, sub-familia alphaherpesvirinae, este virus, así como el virus herpes bovino tipo2 (responsable de la mamilitis bovina), virus herpes bovino tipo-4, virus herpes bovino tipo-5 (recientemente relacionado con signos neurológicos) y otros alphaherpesvirus de ruminantes están estrechamente relacionados, lo que pudiera comprometer en algún grado la eficacia de los métodos de diagnóstico convencionales por la ocurrencia de reacciones cruzadas (Bwagamoi, 2002). Existen tres subtipos diferentes de VHB-1: el respiratorio (VHB-1.1), el genital (VHB-1.2) y el neuropatogénico (VHB-1.3) aunque este último actualmente está clasificado como virus herpes bovino tipo 5 (VHB-5) (OMSA, 2004).

El VHB-1 se inactiva rápidamente con solventes orgánicos, hidróxido de sodio al

0,5%, bases de amonio al 1%, y solución de lugol al 10%. El virus es estable a pH entre 6,0 y 9,0. Puede mantenerse activo a 37°C por 10 días, pero se inactiva en 21 minutos a 56°C y se mantiene estable a temperatura de congelación de semen por años. El VHB-1 tiene la habilidad de multiplicarse en una amplia variedad de cultivos primarios de fetos bovinos, tales como riñón, cornete nasal, piel, testículos y pulmón, así como en líneas celulares facilita los trabajos de laboratorio con fines de diagnóstico (Lemaire, 2000).

2.1.2. Genotipos del VHB-1

Existen tres subtipos diferentes de VHB-1: el respiratorio (VHB-1.1), el genital (VHB-1.2) y el neuropatogénico (VHB-1.3) aunque este último actualmente está clasificado como virus herpes bovino tipo 5 (VHB-5) (OMSA, 2004).

2.1.3. Replicación viral

La replicación del VHB-1, como en todos los virus herpes, es muy compleja. El VHB-1 se replica en células epiteliales del tracto respiratorio y reproductivo. El VHB-1 se adhiere a los receptores celulares, por medio de las glicoproteínas, la nucleocápside penetra en el citoplasma mediante la fusión de la envoltura con la membrana celular o a través de vacuolas fagocíticas. En ese momento se libera de la nucleocápside un complejo ADN proteína que pasa al núcleo. Aquí se realiza la transcripción en cascada ARN mensajeros para la síntesis proteica y replicación del ADNm vírico de la progenie viral (Fenner, 1995; Engels y Ackermann, 1996).

2.1.4. Patogénesis

El VHB-1 se transmite en forma directa por aerosoles producto de estornudos o por contacto con animales infectados, a partir de secreciones respiratorias, oculares y del tracto reproductivo, o en forma indirecta a través de personas o equipos. El virus también puede ser transmitido por el semen durante la monta, natural o inseminación artificial (Van Oirschot, 1995).

Después de la infección primaria el VHB-1 tiene la capacidad de permanecer en estado de latencia en las neuronas ganglionares lo que le permite persistir dentro del huésped, para luego tener periodos de reactivación y re-excreción (Burgos et al., 2006). Ocasionando recurrencia de la enfermedad y la subsecuente transmisión del virus a animales susceptibles. Las infecciones recurrentes son más comunes y menos severas que las primarias y son la fuente de mantenimiento del virus en los rebaños la reactivación y excreción del VHB-1 en animales con infección latente están asociadas con eventos estresantes como consecuencia de cambios de las condiciones de manejo, concentraciones altas de animales, celo, parto, transporte o por el tratamiento con corticoides, lo que explicaría la aparición de la enfermedad donde la fuente de infección no es evidente (Costes, 2005).

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina produce alta mortalidad embrionaria durante los primeros 7 días después del servicio, a nivel ovárico produce ooforitis necrotizante y lesiones sobre el cuerpo lúteo, el cual es sumamente sensible al virus principalmente en los primeros tres días de la ovulación, periodo en donde se comienza a formar esta estructura, además puede ocasionar abortos en el último tercio de la gestación, inmunodepresión, infecciones del tracto respiratorio, genital y conjuntival(Duque *et al.*, 2014).

Una vez en el organismo el virus se replica en células epiteliales en el sitio de entrada para luego diseminarse por vía sanguínea o vía nerviosa o por difusión entre célula a célula (Pidone *et al.*, 1999).

2.1.5. Entrada y diseminación

Las vías potenciales para el ingreso del virus son la cavidad nasal, orofaríngea, ocular y tracto genital (Blood y Rodostits, 1992; Ruiz, 1997).

El paso del BHV-1 de una población a otra y el ingreso a territorios y países libres se produce casi exclusivamente a través de animales con la infección latente y, en ciertas circunstancias, mediante semen contaminado por el virus (Aycardy, 1976).

La forma de contagio más importante de la infección genital está dada por el toro, ya que el virus tiene receptores en el tracto genital de la vaca facilitando la infección para la presentación de la vulvovaginitis pustular infecciosa (Ruiz, 1977), otro factor importante para la infección genital son los golpes dados con la cola y las manipulaciones de los animales, no debe excluirse la diseminación del virus por insectos (Thrusfield, 1990).

El BHV-1 se transmite en forma directa por aerosoles o por contacto con animales infectados, a partir de secreciones respiratorias, oculares y del tracto reproductivo, o puede ser transmitido por el semen, durante la monta natural o inseminación artificial (Wiedmann, 1993; Van Oirshot, 1995). E incluso durante la transferencia de embriones (Ríos, 2000). En forma indirecta a través de personas y equipos, sobrecargas extremas por transporte pueden provocar la activación de la infección latente, la producción y excreción del virus y, en casos especiales, manifestaciones clínicas (Jubb, 1993).

El semen contaminado por BHV-1 puede venir de individuos clínicamente sanos.

En Argentina se realizó un estudio sobre la presencia del BHV-1 en semen congelado, el cual es comercializado en ese país y se detectó la presencia del virus en 17.5 % de las muestras analizadas (Golan, 1990). Una hembra infectada, introducida al hato puede ser factor desencadenante de la enfermedad, ya que puede infectar al toro y por ende a otras vacas (Ruiz, 1977).

El IBR en la forma respiratoria se presenta con mayor frecuencia en las fincas donde hay alta concentración de animales, en las cuales la enfermedad se disemina rápidamente, principalmente en el grupo de terneros menores de 8 meses de edad. Se ha demostrado la presencia del virus de IBR en cerdos aparentemente sanos los cuales podrían transmitir la infección a los bovinos si se establece convivencia entre ellos (Ruiz, 1977).

2.1.6. Infección restringida a áreas locales

Pueden ocurrir infecciones del tracto respiratorio superior o del tracto genital. Los síntomas de la enfermedad pueden ser principalmente atribuidos a la destrucción de las células, epiteliales debido a la replicación viral con producción y excreción de altos títulos virales. Debido a que la respuesta inmune es eficiente, estas infecciones son usualmente auto limitante y la recuperación del animal es dentro de 1 a 2 semanas. Las lesiones locales pueden facilitar las infecciones bacterianas secundarias, las cuales luego causan daños (Engels y Ackermann, 1996).

2.1.7. Difusión sistémica por viremia

El VHB-1. Puede infectar monocitos con moderada replicación viral y también puede infectar macrófagos y linfocitos los cuales pueden servirle de vehículo a diferentes

tejidos del animal (Engels y Ackermann, 1996).

2.1.8. Difusión neuronal

Durante la replicación inicial en las células epiteliales, el virus puede ingresar por los axones celulares de las terminaciones nerviosas. Luego, vía axonal, pueden alcanzar los cuerpos neuronales del ganglio trigémino donde el virus se establece en latencia (Engels y Ackermann, 1996).

2.1.9. Latencia

El virus latente puede ser reactivado y re-excretado durante la toda vida del animal, ocasionando recurrencia de la enfermedad y la subsecuente transmisión del virus a animales susceptibles. Las infecciones recurrentes son más comunes y menos severas que las primarias y son la fuente de mantenimiento del virus en los rebaños la reactivación y excreción del VHB-1 en animales con infección latente están asociadas con eventos estresantes como consecuencia de cambios de las condiciones de manejo, concentraciones altas de animales, celo, parto, transporte o por el tratamiento con corticoides, lo que explicaría la aparición de la enfermedad donde la fuente de infección no es evidente (Costes, 2005).

Ante una alta incidencia de la enfermedad es imprescindible que se tomen rápidamente medidas de control como la inmunización activa se han usado muchas vacunas vivas atenuadas e inactivadas así como vacunas de subunidades y marcadas, la vacunación reduce la severidad de la enfermedad, la replicación viral y la transmisión pero no es capaz de prevenir la infección, tampoco impide la latencia, ni protege contra la reactivación de la enfermedad del IBR (Antinone *et al.*, 2006).

Como otros miembros de la subfamilia de Alphaherpesvirinae, el BHV-1 puede establecer infecciones latentes en neuronas de ganglios sensoriales, principalmente en el ganglio trigémino, tonsilas y en ganglio sacro en caso de infecciones en los genitales, por la capacidad del virus de permanecer en estado latente y persistir por largos períodos de tiempo reactivándose periódicamente, como consecuencia de eventos estresantes o por tratamiento con corticoides (Whetstone *et al.*, 1989).

2.1.10. Cuadro clínico.

a) Enfermedad respiratoria

La sintomatología del IBR se caracteriza por fiebre (40 a 42°C), aumento de la frecuencia respiratoria, anorexia y depresión, tos seca y persistente, exudado nasal bilateral claro, salivación abundante; la mucosa nasal se presenta hiperémica pudiendo formarse membranas diferoides sobre ella, las que en casos graves se secan y se incrustan en el morro. Al caerse estas costras el tejido más interno se presenta de color rojo, determinando uno de los nombres, nariz roja (Vitale *et al.*, 2004).

El período de incubación es de aproximadamente 5 días, en casos agudos la enfermedad tiene una duración de 5 a 10 días. La mayoría de los animales se recupera salvo que se presenten complicaciones con infecciones bacterianas secundarias o infecciones virales concomitantes. En vacas en lactancia el IBR puede producir una marcada disminución en la producción de leche. Conjuntivitis clínicamente se asemeja a la queratitis Infecciosa de los bovinos causada por *Moraxella bovis*, de allí que muchos diagnósticos clínicos confundan ambas entidades infecciosa (Betancur, 2006).

La presencia del virus en el sistema respiratorio es el más importante por su elevada

morbilidad, de 1 a 3%. Los principales signos son fiebre, anorexia, dificultad respiratoria, enrojecimiento de las mucosas nasales acompañado de secreciones, clara al principio y luego mucopurulenta, en algunos casos, acompañada de conjuntivitis, moderada o severa. El aborto puede ser elevado en hembras gestantes (Fenner, 1992).

Las lesiones se desarrollan después de un período de incubación de 1 a 3 días los toros afectados presentan fiebre, depresión y anorexia, además de impotencia temporal si no se produce una infección bacteriana secundaria los animales se recuperan entre 10 y 14 días, ocasionalmente se ha informado sobre casos de endometritis, metritis y metroperitonitis ocurridos después de operaciones cesáreas, estos cuadros se caracterizan por descarga uterina mucopurulenta, fiebre y útero crepitante. Una de las posibles causas de endometritis es la inseminación artificial con semen contaminado con VHB-1; estas endometritis en último término se traducen en alteraciones de la fecundidad (Esteves *et al.*, 2003).

b) Forma abortigénica

Puede ser una manifestación de la forma genital o respiratoria en vacas gestantes. Pero por lo regular, los abortos ocurren independientemente de las otras manifestaciones, o si las hay son tan leves que son difíciles de apreciar (Ruiz, 1977).

Cuando se presenta la forma respiratoria en un hato se puede presentar abortos en las 3 a 6 semanas posteriores; aunque estos pueden presentarse en cualquier momento de la gestación, el aborto ocurre generalmente en el último trimestre, llegando a provocar falla gestacional hasta en el 21% de la población. Se ha demostrado el efecto abortigénico de algunos virus vacúnales (virus vivo) por lo cual su uso está contraindicado en animales gestantes (Arboleda *et al.*, 1996).

c) Enfermedad genital

La forma genital de IBR cursa con vulvovaginitis en las hembras o balanopostitis en los machos; esta forma se puede presentar, junto con la forma respiratoria; lo que se evidencio en un caso reportado fue la confluencia de las dos formas se reportó en Inglaterra en 1997 (Pritchard *et al.*, 1997). La enfermedad con herpesvirus bovino 1 se caracteriza por asociarse con la infección del tracto respiratorio alto en vacas jóvenes, y vulvo vaginitis postular y aborto en animales con poca inmunidad, aunque es poco común encontrar estas dos formas en un mismo hato (Murray, 1990).

Ocurren 1 a 3 días después de la monta y resulta en una severa reacción inflamatoria de la mucosa genital, que incluye edema, hiperemia, pequeñas pústulas y descarga mucopurulenta, la enfermedad frecuentemente resulta en infecciones bacterianas secundarias. La fase aguda de la enfermedad dura de 2 a 4 días y la recuperación es de 10 a 14 días posteriores al inicio de los signos (Chase *et al.*, 1995).

d) Enfermedad nerviosa

El BHV-1.3, agente etiológico de la forma encefálica, se replica en la mucosa ocular o respiratoria a los 3 días post infección, tiempo después del cual desaparecen las lesiones.; la replicación a nivel de tejido nervioso comienza a los 9 a 11 días post infección. Los animales más susceptibles a esta forma de presentación son los menores de 6 semanas de edad que no tiene adecuados niveles de anticuerpos adquiridos por inmunidad pasiva; aunque se ha reportado la enfermedad en animales de 6 meses (George, 1991).

En el sistema nervioso, está asociado a meningo-encefalitis, mayormente en terneros menores de seis meses, ocasionando ataxia, movimientos frenéticos, salivación profusa, rechinar de dientes, postración y muerte (Fenner, 1992).

e) Forma digestiva

Afectan terneros de 1 a 3 semanas, causando fiebre, dificultad respiratoria y diarrea, se observan lesiones necróticas de color blanco en el tracto digestivo. La enfermedad evoluciona en forma aguda con alta mortalidad Pueden presentarse brotes en recién nacidos en hatos susceptibles después de la introducción de animales portadores (Fenner, 1992).

f) Forma sistémica de IBR

Se presenta en terneros recién nacidos que se han infectado en el útero durante el último tercio de la gestación o inmediatamente después del nacimiento. Los animales presentan fiebre y problemas respiratorios, ocasionalmente diarrea y peritonitis difusa. En muchos casos se detectan lesiones necróticas blancas en mucosa de lengua, boca, esófago y estómagos, esta forma sistémica de IBR es frecuentemente fatal (Correa, 2007).

Hallazgos post-mortem

- Inflamación aguda de la laringe, tráquea y bronquios.
- Exudado profuso fibrino-purulento en el tracto respiratorio superior en los casos más severos.
- Gastroenteritis ulcerativa crónica en bovinos estabulados.
- Enfisema pulmonar.
- Bronconeumonía secundaria (Fenner, 1992).

2.1.11. Reactivación de la infección

El virus herpes simple, puede producir infecciones latentes, que pueden ser reactivadas mediante la sección de la raíz posterior del ganglio trigémico, así como también por factores que ocasionen stress y mediante la aplicación local, en la córnea, de hormonas corticosteroides. Al inocular ratones con virus Herpes simple tipos 1 y 2, se ha logrado también producir infecciones ganglionares latentes que pueden ser reactivadas mediante la sección del nervio ciático. Al reactivar la infección, el virus viaja a los ganglios hacia la periferia. El virus no es reactivado en las células epiteliales en el sitio donde aparecen las lesiones recurrentes. Al igual que en la especie humana, en los bovinos, el virus de IBR probablemente también persiste dentro o en la periferia del ganglio trigémino (Correa, 2007).

2.1.12. Vías de transmisión

Las fuentes principales de infección son el exudado nasal y aerosoles, secreciones genitales, semen, líquidos y tejidos fetales; los vacunos de todas las razas y edades son susceptibles a la enfermedad, pero principalmente son afectados animales mayores de 6 meses por hallarse más expuestos a la infección lo menciona (Blood y Radostits, 1992).

La infección también puede ser transmitida al ganado susceptible, por utilización de guantes, espéculos, o camas contaminadas. El virus es albergado en forma latente por animales portadores sanos que periódicamente sufren exacerbaciones de la enfermedad, que predispone a los animales a la infección por otros virus y bacterias, especialmente de *Moraxella bovis*, bacteria oportunista que aprovecha la enfermedad causada por IBR para instalarse en la conjuntiva (Pidone *et al.*, 1999).

2.1.13. Susceptibilidad

La presencia de anticuerpos neutralizantes contra el virus BHV1, está limitada a las especies que pertenecen a la familia Bovidae, y a familias cercanas a ésta, como los Cervidae. La susceptibilidad a la rinotraqueítis infecciosa bovina parece, por consiguiente, estar limitada al orden de los artiodáctilos con afinidad especial hacia la tribu de los bovinos. Se ha demostrado que el virus BHV1 puede infectar al menos dos especies (al ganado doméstico: *Bos taurus*, y *Capra hircus*), en condiciones naturales en forma latente; sin embargo, a la fecha no se sabe si el fenómeno de latencia podría repetirse en otras especies domésticas o salvajes. En este sentido, se han hecho experimentos con el fin de reactivar el virus BHV1 de cabras previamente infectadas, obteniéndose siempre resultados (Fenner, 1995).

2.1.14. Aspectos inmunológicos

La cinética de la replicación del VHB-1 es muy rápida después de la adherencia y entrada a la célula. La expresión del antígeno sobre la superficie celular ocurre 3 a 4 horas post infección, el ensamblaje viral 6 a 7 horas post infección, y la salida de la progenie media o una hora post ensamblaje (Babiuk *et al.*, 1996).

Una vez establecida la infección primaria, las primeras respuestas son del tipo no específico, como la aparición de citocinas producidas por los macrófagos y el interferón, que es inducido rápidamente, alcanzando niveles altos en la secreción nasal y sangre 36 a 72 horas post infección y permanece elevado hasta el cese de la replicación. La respuesta de anticuerpos a VHB-1 se considera más importante en prevenir una infección que en la recuperación, debido a que los anticuerpos no previenen la difusión célula – célula y la respuesta de anticuerpos es detectable cuando la recuperación de la infección ya está en

curso. Los anticuerpos son críticos en neutralizar el virus extracelular previniendo la difusión de la infección. Es así que en animales con altos niveles de anticuerpos en pasajes nasales, aunque el virus este reactivado, los anticuerpos neutralizan al virus y previenen la diseminación a otros animales (Babiuk *et al.*, 1996).

2.1.15. Población hospedadora

Además de la existencia de reservorios del virus y la disposición de mecanismos de transmisión intactos, otra premisa para la génesis y curso de una epizootia es la sensibilidad de la población para el BHV-1. El grado de sensibilidad de un individuo o una población viene determinado decisivamente por el estatus inmunológico existente en el momento del contagio. Las granjas de recría de terneros y vacunos jóvenes necesitan una particular protección frente a infecciones, si se desea que tenga éxito la prevención de contagios y enfermedades por BHV-1 en estos establecimientos, hay que eliminar todos los factores estresantes (Denis *et al.*, 1994).

Las granjas especializadas en la recría de terneros y vacunos jóvenes cuentan con unas características claves para el proceso epizootico y el mantenimiento de la cadena infecciosa por BHV-1. Tales establecimientos reúnen una serie de requisitos básicos para la presentación de manifestaciones clínicas (Ríos *et al.*, 2000).

2.1.16. Diagnostico

a) Diagnóstico epizootiológico

La anamnesis debe incluir datos sobre la época del año en la que apareció el brote, la aptitud del rebaño, el estado sanitario del mismo, el contacto con otras especies

domésticas, la sintomatología predominante y se realiza vacunación contra la IBR, Así mismo, deberá obtenerse información sobre el número de animales afectados, la edad de los mismos y la fase que de la gestación en que se produce el aborto (Betancur, 2006).

b) Diagnóstico clínico

El diagnóstico clínico de IBR no es sencillo debido a la existencia de otras enfermedades que presentan signos clínicos semejantes, es importante evaluar la historia clínica, estudiarlos signos clínicos y observar las diferentes lesiones que se presente en animales vivos y en las necropsias en animales muertos. Sin embargo la enfermedad puede ser diagnosticada por las afecciones del tracto respiratorio, de problemas de fertilidad, reabsorción embrionaria y abortos (Betancur, 2006).

c) Diagnóstico de laboratorio

Pruebas directas

Se basa en el aislamiento del virus (cultivo celular), detección de antígenos virales y (ELISA, Inmunofluorescencia o Inmunohistoquímica) o de material genético del mismo (PCR). Para estas pruebas se recolecta muestras de secreciones nasales, oculares, respiratoria y secreciones vaginales. Las muestras tomadas deben permanecer estériles para luego ser remitidas al laboratorio (OIE, 2000; Pariente, 2006).

Pruebas indirectas

Tienen como fundamento la identificación de anticuerpos específicos contra el VHB-1, mediante la seroneutralización, la cual es una prueba de referencia internacional;

o ELISA, ambas de alta sensibilidad y especificidad, por lo que son las más utilizadas en los laboratorios de diagnóstico. La técnica de ELISA, utiliza antígeno viral pegado en una placa a la que se le incorpora el suero problema y una enzima, para luego revelado mediante la incorporación de un sustrato específico. Esta admite la utilización de todos los sueros. Los resultados de ELISA nos permiten determinar animales positivos o negativos (OIE, 2000; Pariente, 2006).

d) Diagnóstico diferencial

Para estudiar hatos de animales con historias clínicas que corresponden a problemas respiratorios o reproductores, se pueden realizar pruebas serológicas, al iniciarse la infección y 3 semanas después. Se pueden hacer pruebas de virus neutralización para detectar anticuerpos contra IBR, BVD; por medio de la prueba de aglutinación en placa, se pueden detectar anticuerpos contra *Leptospira pomona*, *L. canicola*, *L. icterohemorrhagiae*, y contra *Brucella abortus*; también se pueden hacer algunas pruebas de aglutinación en tubo con varios antígenos de IBR; y en forma adicional se pueden detectar anticuerpos fijadores de complemento contra *Haemophilus somnus* (Correa, 2007).

2.1.17. Control y prevención

Una de las principales características del (HVB-1) que debe tenerse en cuenta para su control es su capacidad de persistir en el animal de por vida ya que el (HVB-1) permanece integrado por un periodo indefinido en células preferenciales, además se debe separar animales enfermos de sanos, revisión periódica del plantel y desinfecciones frecuentes, eliminar fetos y anexos producto de abortos evitando el contacto con animales

susceptibles se recomienda supervisar el movimiento de ganado evitando el ingreso de nuevos animales sin conocer su estado sanitario, realizar cuarentena y análisis serológicos anuales para evaluar el estado de la enfermedad en el hato con eliminación de animales seropositivos (Winkler *et al.*, 2000).

Para la prevención de la Rinotraqueítis infecciosa bovina se debe inmunizar a las vacas reproductoras y lecheras 3 a 4 semanas antes de la época de reproducción, se recomienda vacunar anualmente para que las madres tengan anticuerpos en calostro (Abril *et al.*, 2004).

Ante una alta incidencia de la enfermedad es imprescindible que se tomen rápidamente medidas de control como la inmunización activa se han usado muchas vacunas vivas atenuadas e inactivadas así como vacunas de subunidades y marcadas, la vacunación reduce la severidad de la enfermedad, la replicación viral y la transmisión pero no es capaz de prevenir la infección, tampoco impide la latencia, ni protege contra la reactivación de la enfermedad del IBR (Antinone *et al.*, 2006).

2.1.18. Vacunación

Correa (2007) desarrolla los siguientes programas de vacunación:

a) Vacunación de vacas reproductoras y lecheras

Si las vacas cuentan con buenos títulos de anticuerpos antes de la concepción, adquiridos mediante la vacunación o por infecciones, no habrá abortos. Por ello recomienda vacunar 3 o 4 semanas antes de la época de reproducción. Las madres inmunes producirán calostro con anticuerpos, que al ser consumidos por las terneras, les proporcionará

protección desde las primeras 24 horas de vida y ésta durará hasta los 3-6 meses de edad. Los animales vacunados la inmunidad dura 2 a 5 años. La vacuna intramuscular contra IBR está contraindicada en ganado gestante susceptible. La vacuna intranasal contra IBR es inocua. A las hembras susceptibles preñadas, que no fueron previamente inmunizadas, habrá que vacunarlas hasta después del parto (Correa, 2007).

b) Vacunación de vaquillas reproductoras

A las susceptibles no se les debe vacunar durante el mes anterior a la fecha de monta o inseminación, ni tampoco después de que hayan sido cubiertas. Si ya tienen buen estado de inmunidad, se les podrá revacunar siendo gestantes sin que exista peligro de aborto (Correa, 2007).

c) Vacunación de terneras para fines reproductivos

La buena inmunidad los protegerá de infecciones en las primeras etapas de vida y posteriormente durante la etapa reproductora. Es muy importante darles el calostro de sus madres inmunes, principalmente durante los primeros 15 minutos de vida. Los anticuerpos del calostro duran aproximadamente hasta los 4 meses de edad, por lo que se recomienda vacunar entre los 5 y 7 meses de edad (Correa, 2007).

d) Vacunación de terneras y becerros en engorde

Hay que mantener el hato siempre inmune. Se recomienda vacunarlos con vacunas para la prevención de IBR, BVD y PI-3, tres semanas antes de reunirlos en los pastizales o corrales. Observarlos diariamente y si alguno enferma, separarlo y tratarlo. Revacunar en caso de que se dude del buen estado de inmunidad (Correa, 2007).

e) Vacunación de reproductores machos

Es recomendable que los centros de inseminación adquieran únicamente animales negativos a IBR y que mantengan separados a los animales positivos del hato. Los lotes de semen de estos últimos deben ser probados con regularidad en cultivos celulares para comprobar que no contengan virus. Para ello se pueden intentar el aislamiento del virus, a partir de varias ampollas correspondientes a cada eyaculado, con lo cual se tendrá relativa seguridad de que el semen no está contaminado (Correa, 2007).

f) Vacuna ideal y la erradicación

Una vacuna ideal probablemente será una que: 1) estimule suficiente protección a través de factores de resistencia local, anticuerpos humorales, de modo que prevenga contra todas las formas de esta enfermedad; 2) tuviera suficiente atenuación como para que no produjera abortos ni signos respiratorios, y que no se disemine el virus vacunal; 3) evitara la reproducción y presencia del virus virulento en el tracto genital y respiratorio; 4) evitara la forma latente de la enfermedad (Correa, 2007).

2.1.19. Inmunidad de hato

La inmunidad de hato es la resistencia de un grupo de animales a la invasión y a la dispersión de un agente infeccioso debida a la inmunidad colectiva del grupo ya sea por vacunación o por la exposición previa a determinado patógeno. El propósito en programas de la vacunación es aumentar su inmunidad. En términos prácticos todas las medidas utilizadas rutinariamente como lavado y desinfección de equipos y fómites, y elementos de cirugía, sellado de pezones, utilización de agujas desechables entre otros, representan algunas de las metodologías eficientes para reducir probabilidad de la transmisión de una

infección (Santamaría *et al.*, 1983).

El aislamiento o la cuarentena de animales enfermos se pueden utilizar para reducir el número de contactos. De manera adicional, el tratamiento de enfermos cuando sea pertinente, o la vacunación pueden reducir la duración del período infeccioso y por lo tanto las medidas de prevención reducen el riesgo de transmisión. En algunas enfermedades especialmente de tipo bacteriano (Ej. salmonelosis) el uso de tratamientos puede prolongar el período infeccioso si existe resistencia antimicrobiana (Zambrano, 2007).

2.1.20. Manejo sanitario

Se debe evitar el ingreso del virus en el hato, entre las de control se recomienda supervisar el movimiento del ganado evitando el ingreso de nuevos animales sin conocer su estado sanitario, realizar cuarentena y análisis serológicos anuales para evaluar el estado de la enfermedad en el hato con eliminación de animales seropositivos (Vitale, 2006).

2.2. Antecedentes

El trabajo de investigación se realizó en la Comunidad de Huancollusco del En el Distrito de Taraco de la Provincia de Huancané se determinó la seroprevalencia de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina que fue de 7.69% de un total de 78 animales, este estudio se realizó en vacunos Brown Swiss, con el método de ELISA (Estofanero, 2015).

Estudios realizados en el Distrito de Azángaro, región Puno. Se determinó la seroprevalencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos del Distrito de

Azángaro, teniendo en cuenta la raza criollo y Brow Swiss, el sexo y la edad animales. Se utilizaron un total de 160 vacunos. Mediante prueba de ELISA. La seroprevalencia general de anticuerpos contra el virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) fue del 20%. La seroprevalencia de anticuerpos de la raza criollos fue del 11.25% y en tanto que en vacunos de la raza Brown Swiss fue del 8.75%; no observándose diferencia. Según sexo fue del 14.38% en hembras y 5.62% en machos; Según edad en vacunos >2años fue del 16.88%, mientras que en animales <2años fue del 3.12%; con una diferencia estadística altamente significativa (Vilca, 2014).

Estudios realizados en la seroprevalencia del Virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos del Distrito de Nuñoa – Melgar según zona de crianza, clase animal y tipo de servicio. Las muestras utilizadas fueron de 160 vacunos, las muestras fueron evaluadas por la prueba de ELISA. La seroprevalencia general del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos del Distrito de Nuñoa fue 22.50% (Tevez, 2015).

La Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en el distrito de Mañazo fue de 4.87%; según sexo fue en machos 8.33% y en hembras 4.28% ($p \geq 0.05$); según la edad fue para los animales menores de 2 años 3.84% y mayores de 2 años 5.35% ($p \geq 0.05$); según el estado reproductivo fue para preñadas en seca 14.3% y preñadas en producción 0% ($P \geq 0.05$) y finalmente para el estado productivo para vacías en producción fue de 7.7% y vacías en seca fue de 0% ($p \geq 0.05$) (Condori, 2019).

La Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en el centro poblado de Huacauta del distrito de Macari fue de 19.8%; según sexo fue en machos 20% y en hembras 19.7%; según la edad fue para los animales menores de 2 años 12% y mayores

de 2 años 23.2%; según el estado reproductivo fue para vacas preñadas 22.2% y vacas vacías 24.1 % y según estado productivo fue vacas en lactación 33.3% y vacas en seca 13.8% (Limachi, 2019).

El trabajo de investigación realizada en la comunidad de Huiosacollana del Distrito de Yauri – Espinar – Cusco en vacunos Brown Swiss, según estado productivo, sexo y clase animal, para este fin se utilizó 119 animales. Mediante la prueba ELISA. La seroprevalencia general del virus de RIB fue de 14.3%, según estado productivo 11.8% y 23.1% para vacas en seca y vacas en lactación respectivamente ($p \geq 0.05$); para machos 6.3% y 15.5% para hembras ($p \geq 0.05$) y según clase 0.0%, 11.1%, 14.3%, 20.3%, 14.3%, 0.0% y 0.0% en terneras, vaquillas, vaquillonas, vacas, terneros, toretes y toros respectivamente ($p \geq 0.05$) (Huacasi, 2018).

Según un estudio realizado para determinar la seroprevalencia del VHB-1 agente causal de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en 12 hatos lecheros del Valle de Lima. El 36% de las muestras estudiadas tuvieron anticuerpos neutralizantes contra el VHB-1. La prevalencia viral dentro de los 12 hatos estuvo entre 2% a 90%. Finalmente la prevalencia viral fue mayor en los establos con mayor tamaño poblacional siendo esta de 43%, así como en animales de más de dos años se halló la prevalencia de 40% a diferencia de los animales menores de 2 años que fue de 12% (Sánchez, 2003).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de estudio

El presente trabajo de investigación se realizó en las parcialidades de Jasana Pocsellin, Jasana Capallino y comunidad Requena del Distrito de Taraco de la Provincia de Huancané - Región Puno que está ubicado; 15°17'54'' de latitud sur y a 69°48'44'' de longitud oeste; a una altitud de 3820 m. El clima es seco y frígido, la precipitación fluvial en épocas de lluvias es de 750 mm y con una temperatura que oscila entre 0 a 16°C (SENAMHI, 2012).

Las muestras se analizaron en el laboratorio de Salud Animal de C. E. Chuquibambilla de la F.M.V.Z, UNA-PUNO, que se encuentra ubicado en el Distrito de Umachiri, Provincia de Melgar y Departamento de Puno a una altitud de 3910 m.

3.2. Material biológico de estudio

Para el presente trabajo de investigación se utilizó 90 vacunos de la raza Brown Swiss, de distintas clases entre hembras y machos; la alimentación fue a base de pastos cultivados y algunos con suplementos. La mayoría de productores cuentan con instalaciones de alojamiento para su descanso por las noches.

3.3. Materiales, equipos y reactivos

3.3.1. Materiales para la obtención de muestra de sangre

- Aguja hipodérmica 21G de extracción de sangre
- Holder

- Pipetas de Pasteur descartable
- Viales
- Tubos vacuteiner sin anticoagulante de 7 mL
- Porta tubos
- Alcohol yodado
- Algodón
- Termo
- Gradillas
- Etiqueta para rotular muestras
- Marcador indeleble
- Guantes descartables
- Mocheta
- Soga.

3.3.2. Reactivos y materiales de laboratorio

- Kit ELISA para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina
- Micropipetas de precisión y de multi-dispensadores
- Lector de placas de ELISA
- Agua destilada o desionizada
- Lavador de placas
- Incubadora
- Puntas de pipetas desechables

- Probetas graduadas para la solución de lavado
- Vortex
- Bandeja para depósito de reactivos
- Papel toalla
- Cubiertas de placa(tapa, papel de aluminio)
- Cámara húmeda
- Algodón.

3.4. Metodología

3.4.1. Procedimiento de muestreo de sangre

Las muestras de sangre fueron colectadas de la vena yugular, las que se colocaron al tubo vacuteiner de 5mL sin anticoagulante; previamente se desinfectó la piel con alcohol yodado. Luego se procedió a rotular las muestras para su conservación en un termo temperado a una temperatura de 2°C a 5°C colocándose en una posición de 45 grados para la separación del suero, posteriormente las muestras fueron llevadas al laboratorio de Salud Animal en C. E. Chuquibambilla de la F.M.V.Z, UNA-PUNO.

3.4.2. Fundamento de la ELISA

La prueba ELISA se basa en varias teorías:

1. El antígeno y anticuerpo pueden enlazarse a una superficie portadora insoluble y retener su reactividad inmunológica;
2. las enzimas tienen actividad específica alta y convierten una cantidad relativamente grande de sustrato en producto detectable, lo que permite detectar concentraciones

- muy bajas del ligando;
3. la actividad enzimática o reactividad inmunológica de los conjugados se preserva y permanece estable durante el análisis y el almacenamiento; y
 4. las enzimas no están presentes en el líquido biológico que se va a analizar. (Manual del kit para la detección de anticuerpos glicoproteínas E frente al BHV-1).

3.4.3. Principios del KIT IDDEX IBR gE (ELISA)

El análisis con el IDEXX IBR gE se lleva cabo en un pocillo tapizado con antígeno de BHV-1. Durante la primera incubación, los anticuerpos frente a IBR presente en la muestra, incluyendo los producidos frente a gE, reaccionan con los antígenos presentes en la placa. Después de un lavado, se agrega al pocillo un conjugado de anticuerpo monoclonal anti-BHV1-gE, el cual compite por el antígeno viral gE durante una segunda incubación. Si no hay anticuerpos a gE presentes en la muestra, el anticuerpo gE conjugados pueden reaccionar libremente con el antígeno gE. Por otra parte, si hay anticuerpos gE presentes en la muestra, se impide la reacción con el antígeno de los anticuerpos monoclonales conjugados con enzima. Después de este periodo de incubación, se hace un lavado para eliminar el conjugado que sobra reaccionado y se agrega una solución de substrato-cromogeno, en la presencia de la enzima, el substrato se convierte en producto que reacciona con el cromoforo y forma un color azul. La absorbancia de la solución se mide a 650nm, $A(650)$, en un espectrofotómetro, y los resultados se calculan dividiendo la $A(650)$ de la muestra por la $A(650)$ media del control negativo, lo cual resulta en un valor M/N. la cantidad de anticuerpos frente al gE es inversamente proporcional a la $A(650)$ y por consiguiente al valor M/N. la presencia de anticuerpos anti-gE BHV-1, indica que estuvo expuesto previamente a una cepa de campo de BHV-1 o

que fue inmunizado con una vacuna convencional positiva al gE de virus vivo modificado o de virus inactivado. (IDEXX Kit de ELISA)

3.4.4. Procedimiento de laboratorio de ELISA

- Se dispensó 50µl de Dilutor muestra
- Se Dispensó 50µl de Control +
- Se dispensó 50µl de Control -
- Se dispensó 50µl de muestra problema a cada pocillo
- Se Homogenizó
- Se dejó incubar la Placa de ELISA (A) por 1 hora a una temperatura de 18 a 26°C
- Se lavó los pocillos: pasando el tiempo de incubación, se lavó por 5 veces cada pocillo con 300µl de solución de Lavado
- Se Adicionó el conjugado 100µl. Se adicionó a cada pocillo un conjugado Antibody-Peroxidasa
- Se dejó incubar por 30 minutos de 18 a 26°C
- Se Lavó los pocillos: Pasado el tiempo de incubación, se lavó cada pocillo con 300µl de Solución Lavado
- Se adicionó Solución Sustrato: se adiciona a cada pocillo 100µl de Solución Sustrato
- Se dejó incubar por 15 minutos a 18 – 26°C
- Se adicionó 100µl de Solución de frenado: Se adicionó a cada pocillo 100µl de Solución Stop

- Se hizo la Lectura y se registró los resultados del test: inmediatamente añadida la Solución Stop.

Criterios de validación.

$$CN\check{X} - CP\check{X} \geq 0,300$$

Muestras.

$$M/N = \frac{\text{Muestra A}(650)}{CN\check{X}}$$

- Interpretación:

Negativo	Dudoso	Positivo
$M/N > 0,70$	$0,70 \geq M/N > 0,60$	$M/N \leq 0,60$

3.4.5. Tamaño de muestra

3.4.5.1. Determinación del tamaño de muestra.

Se determinó mediante la técnica de muestreo no probabilístico o por conveniencia, permite seleccionar aquellos casos accesibles que acepten ser incluidos. Esto fundamentado en la conveniente accesibilidad y proximidad de los sujetos para el investigador.

Los criterios de inclusión que se consideraron este trabajo de investigación fueron;

lugar, raza, sexo, edad, estado productivo, estado reproductivo y accesibilidad del material biológico.

Tabla 1: *Distribución de animales para el estudio.*

VARIABLE	SEGÚN CLASE	SUB TOTAL	TOTAL
Sexo	Macho	11	90
	Hembra	79	
Edad	> 2 años	61	90
	< 2 años	29	
Estado Productivo	Secas	30	61
	Producción	31	
Estado Reproductivo	Preñadas	31	61
	Vacías	30	

3.4.5.2. Estimación de la prevalencia

Para estimar la Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa se realiza mediante la fórmula (Kark, 1975).

$$p = \frac{N^{\circ} \text{ de muestras positivas}}{N^{\circ} \text{ total de muestras}} \times 100$$

3.4.5.3. Método estadístico

Es una investigación cuantitativa con variables o valores numéricos. Para el análisis estadístico se utilizó la prueba de Chi-Cuadrado para los variables: sexo, edad, estado reproductivo y productivo de los vacunos. La prueba de chi-cuadrado se usa para saber si las poblaciones son homogéneas o no, y para determinar el nivel de significancia, hace referencia al nivel de confianza (0.05) (Evans, 2005); para lo cual se utilizara la siguiente formula.

$$\chi^2_c = \sum \frac{(o_i - e_i)^2}{e_i}$$

χ^2_c = Valor calculado de Chi-cuadrado.

Σ = signo sumatoria (tabla de contingencia).

O_i = Valor observado de la variable (IBR)

e_j = Valor esperado de la variable

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa (IBR) en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco

4.1.1. Prevalencia general del IBR

Tabla 2: *Seroprevalencia general de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco.*

Variable	Número	Positivos	Porcentaje
	Total		(%)
Seroprevalencia	90	5	5,56

En la Tabla 2 podemos observar que de un total de 90 vacunos 5 animales resultaron seropositivos a anticuerpos contra el virus de IBR, lo que representa el 5,56% de seroprevalencia general en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco. La presencia de esta enfermedad se debería a que no existe un programa de control de salud animal, por otro lado la falta de información de los productores de la forma de transmisión de la enfermedad, ya que en su mayoría se estaría dando por la inseminación artificial en donde muchas veces se utiliza pajillas sin control de

calidad (certificado de sanidad). El 5.56% reportados en la presente investigación confirman la presencia de la enfermedad en el Distrito, corroborado por Estofanero (2015) y SENASA (2012).

Similar prevalencia fue reportada por Estofanero (2015) en vacunos de la comunidad de Huancollusco del Distrito de Taraco que fue de 7,69 % del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina. Al igual Condori (2019) reporto 4.87% de seroprevalencia general del virus de la Rinotraqueítis infecciosa bovina en la raza Brown Swiss del Distrito de Mañazo.

Mientras que a nivel del Dpto. de Puno, Vilca (2014) reporta 20.0 % de seroprevalencia general del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos criollos y Brown Swiss del Distrito de Azángaro; asimismo Tevez (2015) registró el 22,50% de Seroprevalencia general del Virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos del Distrito de Nuñoa; datos que son superiores al presente trabajo de investigación (5.56%); estas diferencias posiblemente se deban a algunos factores de riesgo que no están siendo controlados y vigilados debidamente, también a que no existen programas de salud animal orientados a la prevención de esta enfermedad.

También existen reportes de la enfermedad fuera del Dpto. Puno, así Huacasi (2018) reportó 14.3% de seroprevalencia general del virus de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos del Distrito de Yauri – Espinar, Cusco, siendo esta superior al presente trabajo de investigación; Incluso, Sánchez, (2003) reporta seroprevalencia general del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina del 36% en 12 hatos lecheros del valle de lima, pudiendo deberse al uso de semen importado sin ningún control epidemiológico en los años

anteriores. Con esto se demostraría que el virus de IBR esta diseminado en diferentes niveles de altitud, con una distribución cosmopolita.

4.1.2. Prevalencia del IBR según sexo

Tabla 3: *Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según sexo*

Sexo	Número	Positivos	Porcentaje
	Total		(%)
Macho	11	2	18,18
Hembra	79	3	3,79

En tabla 3, se observa la seroprevalencia de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos según sexo; que, de un total de 11 animales machos evaluados 2 resultaron seropositivos a la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa, lo que representa el 18,18% y de 79 hembras 3 fueron positivas lo que hace 3,79 % de seroprevalencia de IBR ($p \geq 0.05$); los cuales no muestran diferencias estadísticas significativa por efecto sexo. La presencia de esta enfermedad con respecto al sexo no tiene predisposición, introducida al hatu puede ser factor desencadenante de la enfermedad, ya que puede infectar al toro y la vacas por Ruiz, (1977).

Ya que la tecnología ha avanzado, la monta natural ha sido reemplazado por la inseminación artificial, y actualmente los animales machos son utilizados para engorde y están en constante movimiento se recomienda supervisar el movimiento de ganado evitando el ingreso de nuevos animales sin conocer su estado sanitario, realizar cuarentena y análisis serológicos anuales para evaluar el estado de la enfermedad en el hato con eliminación de animales seropositivos por Winkler et al., (2000).

Vilca (2014) encontró valores superiores al presente trabajo de investigación en machos 20,45 % y hembras 19,82 % en vacunos del Distrito de Azángaro. Condori (2019) en el Distrito de Mañazo encontró 8.33% y 4.28% de seroprevalencia del virus de IBR en machos y hembras respectivamente. Acosta (2012) reporta valores muy superiores, 36.3% en machos y 35,2% de seroprevalencia de IBR en hembras pertenecientes a las Comunidades de los Distritos de Chiara, Socos, Vinchos, Chuschi y los Morochucos del Departamento de Ayacucho. Estas diferencias según sexo posiblemente se deban a poco conocimiento sobre la vigilancia de factores de riesgo, traslado de vacunos machos para el engorde desde las zonas de mayor prevalencia del virus IBR, resultando así que el macho es portador asintomático, lo cual indica que los animales de sexo macho estarían expuestos a los factores de riesgo en mayor grado que las hembras, debido a que las hembras son sometidas a inseminación artificial utilizando semen comercial con registro sanitario que declara libre de IBR.

4.1.3. Prevalencia del IBR según edad

Tabla 4: *Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según edad*

Edad	Número	Positivos	Porcentaje
	Total		(%)
Menor a 2 años	29	2	6,89
Mayor a 2 años	61	3	4,91

En la tabla 4, se muestra Seroprevalencia de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco; según edad, en animales menores a 2 años se encontró 2 animales seropositivos lo que representa 6,89% de seroprevalencia del virus de IBR y de 61 animales mayores a 2 años resultó 3 animales seropositivos representando el 4,91 % de seroprevalencia del virus de IBR, los mismos que no muestran diferencias estadística significativa ($p \geq 0.05$).

Los terneros son inmuno susceptibles, causando fiebre, dificultad respiratoria y diarrea, se observan lesiones necróticas de color blanco en el tracto digestivo. La enfermedad evoluciona en forma aguda con alta mortalidad Pueden presentarse brotes en recién nacidos en hatos susceptibles después de la introducción de animales portadores por Fenner, (1992). Los eventos estresantes como consecuencia de cambios de las condiciones

de manejo, cambio de alimento, transporte o por el tratamiento con corticoides, lo que refiere Costes, (2005).

La diferencia según edad se debería a que los animales menores a 2 años contraerían el virus de IBR vía transplacentaria y por ser inmuno - susceptibles, también se explicaría que los animales mayores a 2 años habrían sido descartados por presentar problemas reproductivos razón por la cual la prevalencia sería menor.

Valores similares al presente estudio reporta Condori (2019) quién registra 3,70 % para animales menores a 2 años y para mayores de dos años 5,45 % de seroprevalencia del virus del IBR en vacunos de la raza Brown Swiss del Distrito de Mañazo. Esto se debería a la similitud del ambiente y sistema de crianza en los Distritos de Taraco y Mañazo.

Mientras Vilca (2014) en el Distrito Azangaro encuentra valores superiores, 19,23 % y 20,14 % de seroprevalencia del virus del IBR en animales menores a 2 años y mayores a 2 años, respectivamente y sin diferencia estadística entre edades; posiblemente se deba a que en los años anteriores los programas de prevención y control del virus de IBR se aplicaban con limitaciones.

4.1.4. Prevalencia del IBR según estado productivo

Tabla 5: *Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según estado productivo*

Estado	Número	Positivos	Porcentaje
Productivo	Total		(%)
Seca	30	1	3,33
Producción	31	2	6,45

En la tabla 5, se observa la seroprevalencia de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacas de la raza Brown Swiss de las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según estado productivo, donde de 30 animales en seca se obtuvo 1 animal seropositivo representando el 3,33% de seroprevalencia del virus del IBR y de 31 vacas en producción 2 fueron seropositivos lo que representa el 6,45% de seroprevalencia del virus del IBR ($p \geq 0.05$).

Según estado productivo no existe diferencia estadística significativa lo cual se debería a que los animales están sometidos al mismo sistema de manejo en cuanto a la alimentación, salud y reproducción animal. Pero existe diferencias porcentuales según estado productivo lo cual explicaría que los animales en producción están sometidos a un manejo con mayores factores de riesgo como la deficiente aplicación de las buenas prácticas de la técnica del ordeño.

Valores encontrados en el presente estudio son inferiores al de Huacasi (2018) quién registra en animales del Distrito de Espinar Región Cusco 11,8% y 23,1% de seroprevalencia del virus del IBR en vacas secas y en producción, respectivamente ($P \geq 0.05$). Asimismo, Limachi (2019) reporta la seroprevalencia del IBR de 33.3% en vacas en producción y vacas en seca 13.8% en el Centro Poblado de Huacauta del distrito de Macari. muestra tener la misma tendencia de ser mayor la seroprevalencia al IBR en vacas en producción, hay cierto nivel de estrés que se produce al momento del ordeño ya que de un cuidador inapropiado manipula los animales gritándolas, golpeándolas puede hacer que se desencadene esta enfermedad Corroborado por Murray, (1990). La aparente diferencia según estado productivo se debería a la edad, cantidad de servicios de inseminación artificial a la cual fueron sometidos, adquisición de animales infectados con el virus del IBR, comportándose como diseminadoras del virus del IBR y la mayor inmunosusceptibilidad de las vacas en producción.

4.1.5. Prevalencia del IBR según estado reproductivo

Tabla 6: Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, según estado reproductivo

Estado	Número	Positivos	Porcentaje
Reproductivo	Total		(%)
Vacías	30	2	6,67
Preñada	31	1	3,22

En la tabla 6, se observa la Seroprevalencia de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacas de la raza Brown Swiss de las Comunidades y Parcialidades del Distrito De Taraco, según estado reproductivo, de 30 vacas vacías 2 resultaron seropositivos al virus del IBR lo que representa el 6,67%, y de 31 vacas preñadas solo 1 resultado positiva al virus del IBR que hace el 3,22% ($p \geq 0.05$);

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina produce alta mortalidad embrionaria durante los primeros 7 días después del servicio, a nivel ovárico produce ooforitis necrotizante y lesiones sobre el cuerpo lúteo, el cual es sumamente sensible al virus principalmente en los primeros tres días de la ovulación, periodo en donde se comienza a formar esta estructura, además puede ocasionar abortos en el último tercio de la gestación, inmunodepresión, infecciones del tracto respiratorio, genital y conjuntival referido por Duque et al., (2014). La aparente diferencia según estado reproductivo se debe a que el virus de IBR provoca aborto en el primer tercio de gestación y fallas reproductivas por lo que es coherente esperar mayores índices de seroprevalencia en vacas vacías.

Valores superiores reporta Limachi (2019), en el Centro Poblado de Huacauta del distrito de Macari, donde la seroprevalencia en vacas preñadas es 22.2% y vacas vacías 24.1% ($P \geq 0.05$). esto se debería a los diferentes programas de prevención y control del virus de IBR que se aplican en los Distritos de Taraco y Macari.

V. CONCLUSIONES

- La seroprevalencia general de anticuerpos contra el virus de la Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en vacunos de la raza Brown Swiss de las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco, es 5.56%.
- Según sexo, la seroprevalencia de Rinotraqueítis Bovina Infecciosa en machos es 18,18%. y en hembras 3,79 %.
- Según edad, los animales menores de 2 años tuvieron 6,89 % y los animales mayores a 2 años 4,91%.
- Según estado productivo las vacas en seca mostraron 3,33 %, vacas en producción 6,45 %; y según estado reproductivo las vacas vacías 6,67%, vacas preñadas 3,22 %.

VI. RECOMENDACIONES

- Implementar programas de medidas de prevención y control para el virus de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina, en el Distrito de Taraco, como el uso de vacunas contra el IBR.
- Estimar las pérdidas económicas que producen la enfermedad.
- Exigir un registro sanitario en la comercialización de las pajillas, contemplando el uso de toros serológicamente negativos a IBR.
- Eliminar animales seropositivos a IBR por ser diseminadores del virus.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Abril C, (2004). Both viral and host factors contribute to neurovirulence of bovine herpesviruses receptor deficient. *VIROL*, 78:3644–3653.
- Ackermann, M. (2006). Pro and contra IBR-eradication. *Vet Microbiol*, 113: 293-302.
- Aguilar Setián, A. J. (2017). *El virus de la rinotraqueítis infecciosa bovina (bovid herpesvirus 1): propiedades y vacunación.*
- Antinone S. (2006). The Herpesvirus capsid surface protein, VP26, and the majority of the tegument proteins are dispensable for capsid. *Vet.Microbi.ol*, 80:5494–5498.
- Arboleda J., Rodas. J., Zuluaga F. (1991) *Espectro Clínico y Epidemiológico de la Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias.* , Vol. 9, n° 1 – 2 p. 3-13.
- Aycardy E., Sanclemente, V., Moncada, I., & Cortez, M. (1976). Prevalencia de Anticuerpos para el Virus de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en Ganado de Carne en Colombia y Aislamiento del Virus en Casos Clínicos, *Memorias décimo Congreso Nacional de Medicina veterinaria y zootecnia*, p 81- 83.
- Babiuk L., Van Drune. (1996). Immunology of bovine herpesvirus 1 infection. *Vet Microbiol*, 53: 31-42.
- Banks M. (1999). Lining With IBR. *Holstein Journal* , 3:84-87.
- Betancur C. (2006). Seroepidemiología de la Rinotraqueítis infecciosa bovina en el Municipio de Montería, Colombia. *Revista de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Cordoba*, Vol.11 N°2.
- Blood D. (1992) . *Medicina Veterinaria. Séptima Edición.* McGraw Hill.
- Burgos J. (2006). Effect of apolipoprotein E on the cerebral load of latent herpes simplex virus type 1 DNA. *Virol*, 80:5383–5387.
- Bwagamoi O. (2002). *Isolation of IBR/IPV virus from semen and skin lesions of bulls at Kabete, Kenya.* . *Zentralbl Veterinarmed*, 18: 262-269. .

- Chase, C. B. (1995). Studying virus cell interactions:finding new ways to prevent infectious bovine rhinotracheitis in Cattle. *Departments Of Veterinary Science And Biology/yicrobiology*.
- Condori N. (2019). *Seroprevalencia De Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) Vacunos Brown Brown en el Distrito de Mañazo*. Puno: Tesis FMVZ- UNA Puno.
- Correa G. (2007). *Rinotraqueítis Infecciosa de los Bovinos. En M. C. M.V.Z., Rinotraqueítis Infecciosa de los Bovinos* . Mexico D.F.: Mexico D.F.
- Costes B.(2005). Both soluble and membrane-anchored forms of Felid herpesvirus 1 glycoprotein G function as a broad-spectrum chemokine-binding protein. *Virology*, 186:3209-3214.
- Denis M., S. G. (1994). *Infectious bovine rhinotracheitis (Bovine Herpesvirus) helper T cells, cytotoxic T cells andNK cells*. Cap 10.
- Duque, D. Ramon J.. (2014). Aspectos sobre Rinotraqueítis Infecciosa Bovina. *Journal of Agriculture and AnimalSciences*, Vol. 3 N° 1. 58-68.
- Engels, M. y Ackerman M. (1996). Pathogenesis of ruminant herpesvirus infections. *Vet Microbiol*, 53: 3-15.
- Esteves, P. (2003). Bovine herpesvirus type 5 in the semen of a bull not exhibiting clinical signs. *Vet. Rec.* 152, 658–659.
- Estofanero, J. (2015). *Seroprevalencia del Virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en la Comunidad de Huancollusco del Distrito de Taraco Huancane*. Huancane: Tesis UNA-PUNO.
- Etchegaray, P. B. (2009). *Rinotraqueítis infecciosa bovina*. Monografías de medicina veterinaria.
- Evans. m., Rosenthal (2005). *probabilidad y estadística*. Editorial reverté .
- Fenner F., Bachman P., Gibbs P., Murphy F., Studdert M., White D . (1992). *Virología Veterinaria*. España. Editorial Acribia S. A. Madrid .
- Fenner, B. (1995). *Herpesvirus. En: Virología Veterinaria*. Ed Acribia. Zaragoza.

- George, L. (1991). *Understanding the Encephalitic form of Infectious Bovine Rhinotracheitis*. Veterinary Medicine. MR. p 335-337.
- Golán, A; Scortti, M; Occhi, H. (1990). Detección de Herpes Virus Bovino Tipo 1 en Semen Congelado y Fetos Abortados en la Provincia de Santa Fe, Argentina. *Avances en Medicina Veterinaria* Vol. 5(2).
- Huacasi, B. (2018). *Seroprevalencia De Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) Y Diarrea Viral Bovina (Bvd) En Vacunos Brown Brown De La Comunidad De Huisacollana Del Distrito De Yauri - Espinar –Cusco*. Cusco: Tesis FMVZ- UNA Puno.
- Jubb, K.(1993). *Pathology of domestic Animals*. 4° edition. Academic Press Inc. SanDiego, California. P. 177-179, 556-558.
- Kaashoek, M., A. Moerman, J. Madic, F. Rijsewijk, J. Quak, A. Gielkens, y J. Van Oirschot, (1994). A conventionally attenuated glycoprotein e-negative strain of bovine herpesvirus type 1 is an efficacious and safe vaccine, 12: 439-444.
- Kark SL. (1975). *Epidemiology and community medicine*. Nueva York: Appleton-Century-Crofts.
- Lemaire, M., Meyer, G., Baranowski, E., Schynts, F., Wellemans, G., Kerkhofs, P., & Thiry, E. (2000). Production of bovine herpesvirus type 1 seronegative latent carriers by administration of a live attenuated vaccine in passively immunized calves. *J Clin Microbiol*, 38: 11.
- Limachi O. (2019). *Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovino (IBR) en vacunos de la raza Brown Swiss en el Centro Poblado de Huacauta del Distrito de Macari*. Tesis FMVZ- UNA Puno.
- Ludwig Y J.P. Gregersen. (1986). Rinotraqueítis infecciosa bovina/ vulvovaginitis pustular infecciosa: infecciones provocadas por BHV-1. *Rev. sec. tech. Off. int. Epiz.*, 5 (4), 887-895.
- Manual del reactivo para la detección de anticuerpos de IBR de la casa IDEXX.(2018)

- Martin S., Mekk A., Willeberg P., Tarazona J. (1997). *Epidemiología Veterinaria: Principios y métodos*. Zaragoza: Acribia.
- Martines, P. Riveira, I. (2008). *antecedentes, generalidades y actualización en aspectos de patogénesis, diagnóstico y control de diarrea viral bovina y Rinotraqueítis infecciosa bovina*. Tesis carrera de microbiología agrícola y veterinaria.
- Medina H. (2003). *Diagnostico de Rinotraqueítis Bovina infecciosa (IBR) por el método de ELISA de muestras tomadas en el camal Frigorífico de Loja Cafrilosa*. California.
- Ministerio de Agricultura. (2012). *Dirección Regional Agraria Puno Dirección de Información Agraria, Archivos de Producción Pecuaria*.
- Murray R. A. (1990). *field investigation of causes of abortion in dairy cattle*. Veterinary Record. 127: 543-547.
- OIE. *Office Internacional Of Epizooties*, (2000). *Infectious bovine rhinotracheitis/infectious pustular vulvovaginitis*. En: *Manual Of Standards Diagnostic Tests And Vaccines*.
- OMSA. *Organización Mundial de Sanidad Animal*. (Enero 2004). *Manual de las pruebas de diagnóstico y de las vacunas para los animales terrestres*.
- Pariente A., E. (2006). *Anticuerpos contra el virus causante de la Rinotraqueítis infecciosa en vacunos de la Provincia de Melgar*. Puno: Tesis Bach Fac Med Vet y Zoot Univ Nac del Altiplano. Perú.
- Pidone, C., M. Galosi, y M. Etcheverrigaray. (1999). *Herpesvirus bovinos 1 y 5*. Argentina: *Analecta Veterinaria* 19: 40-50.
- Pritchard, G Cook, N and Banks, M. (1997). *Infectious Pustular Vulvovaginitis-Infectious Pustular Balanopostitis in Cattle*. Veterinary Record. May. p 587.
- Rios Z., Alberto E. (2000). *Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en bovinos criollos de crianza extensiva de la provincia deParinacochas*. Ayacucho.

- Rojas, R. (2007). *Bovinos Manejo y Crianza. Primera Edicion*. Puno: Editorial Universitaria.
- Ruiz, A. (1997). Complejo Rinotraqueítis Bovina Infecciosa Vulvovaginitis Pustular Infecciosa. Enfermedades de los Bovinos. Enfermedades de los Animales Domesticos en Republica Dominicana. *Dirección General de Ganaderia Sub Programa de Sanidad Animal. Santo Domingo . Republica.*
- Sánchez T. (2003). *Seroprevalencia del virus.de la Rinotraqueítis infecciosa bovina en ganado lechero del Valle De Lima*. Lima: Tesis Bach Fac Med Vet Univ Nac Mayor De San Marcos. Perú.
- Santamaria R. Aldana N., Bustos F., Mariño O., Peña N. (1983). Prevalencia de anticuerpos contra el virus de la leucosis bovina en hatos lecheros del Valle de Sogamoso. *Revista ICA.*
- SENASA. (2012). *Caracterización de la DVB, neosporosis bovina e RIB en el Perú. Informe Final del Programa de Desarrollo de la Sanidad Agraria e Inocuidad Agroalimentaria (PRODESA). PUNO.*
- Tevez, F. (2015). *Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos del Distrito de Nuñoa - Melgari*. Ayaviri: FMVZ - Puno.
- Thrusfield, M. (1990). *Epidemiologia Veterinaria*. España:P. 42. Editorial Acribia.
- Van Oirschot, J. (1995). Bovine herpesvirus 1 in semen of bulls and the risk of transmission. *A Brief Review. Veterinary Quartely.*, 17: 29-33.
- Van Oirschot, J., F. Rijsewijk, y M. Kaashoek (1996). Advances in the development and evaluation of bovine herpesvirus 1 vaccines. *Vet Microbiol*, 53:43-54 .
- Vilca, J. (2014). *Seroprevalencia de Anticuerpos contra el Virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en el Distrito de Azángaro*. Puno: Tesis UNA-PUNO.
- Vitale, N. C. (2004). Spatial analysis of BHV1 serological status in Piedmont, Italy, as a guide for differential eradication strategies. *Society for Veterinary Epidemiology*

and Preventive Medicine, Proceedings of the meeting held at Martigny. *Switzerland*, 32 - 38.

Whetstone, C; Miller, J; Borthers, D; Van Der Maaten, M. (1989). Change in the Bovine Herpesvirus 1 Genome During Acute Infection, After Reactivation From Latency and a After Superinfection in the Host Animal. *ArchVirol*, 106: 262-279.

Wiedmann, M. (1993). Detection of Bovine Herpesvirus-1 in Bovine Semen by a Nested PCR Assay. *Journal Virology Methods*.

Winkler M., A. Coster, y C. Jones . (2000). Persistente and reactivation of bovine herpesvirus 1 in the tonsils of latently infected calves. *J Virol*. 74: 5337-46.

Zambrano, J. (2007). Principios Básicos de Vacunación e Inmunidad de Hato. Seminario Internacional de Reproducción Bovina y Salud de Hato. *Universidad Nacional de Colombia*. Septiembre.

ANEXOS

ANEXO A1.

Tabla 7 Composición de kit ELISA

1	Kit ELISA para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.
2	Cubierta adhesiva para micro placa. 5 U.
3	Microplacas de 96 pocillos (divididas en 8 tiras de pocillos) tapizadas con antígeno específico de vRIB
Vial N° 0:	solución de Lavado (10x) 2 por 100ml.
Vial N° 1:	Diluyente de Muestras (3x). solución diluyente de muestras concentrada de colorante verde. 100ml.
Vial N° 2:	Solución de Conjugado: solución de Anticuerpo Monoclonal frente a anticuerpos bovinos/ HRPO con colorante rojo. Lista para su uso. 30ml
Vial N° 3:	Solución de Sustrato: Solución de TMB. Lista para su uso. 30ml
Vial N° 4:	Solución de Paro: Solución de ácido sulfúrico. Lista para su uso. 30ml
Vial N° 5:	Control Positivo: Suero Control Positivo pre- diluido, con colorante amarillo. Listo para su uso. 2.2ml
Vial N° 6:	Control Negativo: Suero Control Negativo pre- diluido, con colorante azul. Listo para su uso. 2.2ml

Tabla 8: Ficha De Muestreo En Vacunos De La Raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco 2018 según Sexo, Edad, Estado Productivo y Estado Reproductivo.

									Hembra	Mayor A 2	Años		
	N°							Hembra	Macho	Estado	Productivo	Estado	Productivo
		Propietario	Fundo	Zoma	Animales	Muestreados	Menor A 2 Años	Menor A 2 Años	Vacias/Secas	Preñ/Seca	Vacias/En Produc.	Preñ/En Produc.	
1	1	Pedro Abimel Cari Mogroviejo	Cabaña Casa Grande	Capallino	60	22	Barbi	Paul	Naty	Camila	Amarilla	Maira	
	2						Rosita	Armando	Paty		Ana	Prince	
	3						Yenny	Roki	Eva		Elsa	Suly	
	4						Itala					Blanquita	
	5						Carla					Clarita	
	6						Gloria					Camila	
2	7	Ines Apaza Quispe	Santa Ines	Capallino	10	4				Blanca M	Lucy M	Yulliana	
	8										Deysi		
3	9	Marino Pacompia Cari	Kapujata	B Crucero	10	7	Pamela	Rube		Camila	Marita		
	10							Pado			Daniela		
	11							Ruben					
4	12	Rosa Chambi Ramos	Rosa	Capujata	11	3		Pepe		Negra	Lesly		
5	13	Rolando Huancollo Huanca		Capujata	5	3	Berta	Carlitos				Sandy	
6	14	Francisca Huanca Incahuanaco		Capujata	5	5	Pachona	Misti		Mamala		Blanca	
	15									Chola			
7	16	Nicolasa Incahuanaco Quispe		Capujata	8	3	Rosa				Esmeralda		
	17						Candy						
8	20	Flora Machaca Chambi		Capujata	7	4	Camila	Luis	Mochita			Dega	
9	21	Maura Chambi Incahuanaco		Yamura	6	2	Yuli	Papito					
10	22	David Chambi Incahuanaco		Yamura	6	4	Bety			Mila	Pasiña		
	23										Maltona		
11	24	Eusebio Cari Quispe		Yamura	8	3	Esirelta			Ratona			
	25									Paseña			
12	26	Pedro Cari Cari		Yamura	15	10	Cintia		Maribel	Rosa	Yuli	Cielo	
	27						Canela			Sandra	Yulin		
	28								Marbelts		Pilar		
13	29	Efrain Quecara		Yamura	12	4	Margot		Cintia		Blanca	Yuliza	
	30												
14	31	Agustina Cari Mamani		Yamura	6	3			Campeona	Rosel			
	32									Rosel			
15	33	Lusmarina Cari Ramos		Yamura	6	4				Camila	Canela	Luly	
	34											Nataly	
16	35	Ceferina Cari Ramos		Requema	9	3				Moda	Cochorrotta Cria	Cochorrotta Madr	
17	36	Nestor Quecara Gutierrez		Requema	8	2				Rosalia			
	37									Blanca			
18	38	Jose Humpire Quispe	Santo Domingo	Requena	11	2			Melina				
	39								Beatriz				
19	40	Lorenzo Pandia Sucapuca	Santa Clara	Requena	8	2			Yola				
	41								Moreza				
						90		18	11	14	16	16	15

Tabla 9 Resultados de laboratorio de la Seroprevalencia de Vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco. (Elisa).

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	1.254	1.218	1.252	1.22	1.072	1.213	1.173	1.193	1.182	1.269	1.219	1.053
B	1.285	1.212	1.23	0.224	1.127	1.256	1.179	1.257	1.39	1.18	1.124	1.25
C	0.230	1.344	1.307	1.170	1.032	1.337	1.188	1.457	1.344	1.185	1.095	1.105
D	0.226	1.361	1.266	1.223	1.170	1.239	0.288	1.257	1.417	1.263	1.21	1.291
E	1.354	1.233	1.238	1.219	1.261	1.251	1.306	1.296	1.313	1.238	1.031	1.327
F	1.358	1.326	1.3	1.292	1.29	0.231	1.223	1.538	1.480	1.34	1.247	1.454
G	1.303	1.368	1.347	1.321	0.24	1.239	1.296	1.536	1.454	1.28	1.259	0.101
H	1.297	1.311	1.386	1.272	0.237	1.236	1.263	1.34	1.302	1.278	1.264	0.297

Tabla 10 Resultados corregidos con fórmula del manual del kit de Elisa de vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco 2018.

A	0.99	0.959	0.99	0.96	0.84	0.96	0.92	0.94	0.93	1.00	0.96	0.83
B	1.01	0.95	0.97	0.18	0.89	0.99	0.93	0.99	1.09	0.93	0.89	0.98
C	0.18	1.06	1.03	0.92	0.81	1.05	0.94	1.15	1.06	0.93	0.86	0.87
D	0.18	1.07	1.00	0.96	0.92	0.98	0.23	0.99	1.12	0.99	0.95	1.02
E	1.07	0.97	0.98	0.96	0.99	0.99	1.03	1.02	1.03	0.98	0.81	1.05
F	1.07	1.04	1.02	1.02	1.02	0.18	0.96	1.21	1.17	1.06	0.98	1.15
G	1.03	1.08	1.06	1.04	0.19	0.98	1.02	1.21	1.15	1.01	0.99	0.08
H	1.02	1.03	1.09	1.00	0.19	0.97	0.99	1.06	1.03	1.01	1.00	0.23

Tabla 11: Identificación de animales Seropositivos al virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos de la raza Brown Swiss en las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco 2018.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	-	ITALA H	PATY VS	MAIRA PP	RUBE M	BERTA H	ROSA H	YULI H	ROSA PS	CIELO PP	ROSEL VS	ROSALIA PS
B	-	GLORIA H	ANA VP	ROQUI M	RUBEN M	CARLITOS M	ESMERALD A VP	MILA PS	MARIBEL VS	CINTIA H	CANELA PS	BLANCA PS
C	+	YENNY H	CLARITA PP	DEYSI VP	PAMELA H	SANDY PP	CANDY H	PASIÑA VP	YULI VP	YULISA PP	CAMILA VS	BEATRIS VS
D	+	ELSA VP	SULY PP	BLANCA M. PS	PADO M	CHOLA PS	MOCHITA VS	BETY H	MARIBELTS VS	CINTIA VS	NATALY PP	MELINA VS
E	Armando M	ROSITA H	NATY VS	LUCY M. VP	DANIELA VP	MAMALA PS	CAMILA H	MALTONA VP	ROSA PS	MARGOT H	LULI PP	MOREZA VS
F	Camila1 Pp	CARLA H	PRINCE PP	YULIANA PP	NEGRA PS	BLANCA PP	LUIS M	RATONA PS	YULIN VP	BLANCA VP	CACHO ROTO CRIA VP	YOLA VS
G	Camila Ps	PAUL M	BLAQUITA PP	MARITA VP	LESLI VP	MISTI M	DEGA PP	ESTRELLA H	PILAR VP	RASSEL PS	MOCHA PS	
H	Barbie H	EVA VS	AMARILLA VP	CAMILA PS	PEPE M	PACHONA H	PAPITO M	PACENA PS	CANELA H	CAMPEON A VS	CACHP ROTO MADRE PP	

Tabla 12 : *Seroprevalencia del virus IBR de machos menores a 2 años.*

	Machos Menores A 2 Años	Seropositivos
1	Paul	N
2	Armando	N
3	Roqui	Positivo
4	Rube	N
5	Pado	N
6	Ruben	N
7	Pepe	Positivo
8	Carlitos	N
9	Misti	N
10	Luis	N
11	Papito	N
Total	11	2

Tabla 13 : *Seropositivos al virus de IBR en hembras menores a 2 años.*

	Hembras Menores A 2 Años	Seropositivos
	Hembras	P/N
1	Barbie	N
2	Rosita	N
3	Yenny	N
4	Itala	N
5	Carla	N
6	Gloria	N
7	Pamela	N
8	Berta	N
9	Pachona	N
10	Rosa	N
11	Candy	N
12	Camila	N
13	Yuli	N
14	Bety	N
15	Esirelta	N
16	Cintia	N
17	Canela	N
18	Margot	N
Total	18	0

Tabla 14: *Seropositivos al virus IBR de hembras mayores a 2 años vacías / secas.*

Estado Productivo Vacías / Secas	Hembras Mayores A 2 Años	Seropositivo
	Hembras	P/N
1	Naty	N
2	Paty	N
3	Eva	N
4	Mochita	Positivo
5	Maribel	N
6	Maribelts	N
7	Cintia	N
8	Campeona	N
9	Rosel	N
10	Camila	N
11	Melina	N
12	Beatriz	N
13	Yola	N
14	Moreza	N
Total	14	1

Tabla 15: *Seropositivos al virus IBR en estado productivo vacías / lactación.*

Estado Productivo Vacías / Lactación	Hembras Mayores A 2 Años	Seropositivo
	Hembras	P/N
1	Amarilla	N
2	Ana	N
3	Elsa	N
4	Lucy M	N
5	Deysi	N
6	Marita	N
7	Daniela	N
8	Lesly	Positivo
9	Esmeralda	N

10	Pasiña	N
11	Maltona	N
12	Yuli	N
13	Yulin	N
14	Pilar	N
15	Blanca	N
16	Cachorota Cria	N
Total	16	1

Tabla 16: Seropositivos al virus del IBR en estado productivo preñadas / secas.

Estado Productivo Preñadas / Secas	Hembras Mayores A 2 Años	Seropositivo
	Hembras	P/N
1	Camila	N
2	Blanca M	N
3	Camila	N
4	Negra	N
5	Mamala	N
6	Chola	N
7	Mila	N
8	Ratona	N
9	Paseña	N
10	Rosa	N
11	Sandra	N
12	Rossel	N
13	Canela	N
14	Moda	N
15	Rosalía	N
16	Blanca	N
Total	16	0

Tabla 17: Seropositivos al virus del IBR estado productivo preñadas/ lactación.

Estado Productivo Preñadas / Lactación	Hembras Mayores A 2 Años	Seropositivo
	Hembras	P/N
1	Maira	N
2	Prince	N
3	Suly	N
4	Blanquita	N
5	Clarita	N
6	Camila	N
7	Yuliana	N
8	Sandy	N
9	Blanca	Positivo
10	Dega	N
11	Cielo	N
12	Yuliza	N
13	Luly	N
14	Nataly	N
15	Cachorota Mad.	N
Total	15	1

FIGURA 1: Seroprevalencia general del virus del IBR en vacunos de las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco.

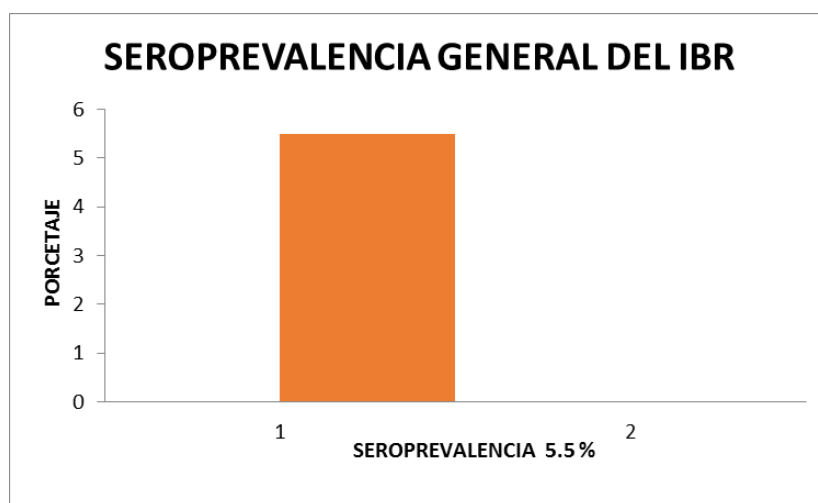


FIGURA 2: Seroprevalencia del virus del IBR en vacunos de las Comunidades y Parcialidades Distrito de Taraco, según Sexo.

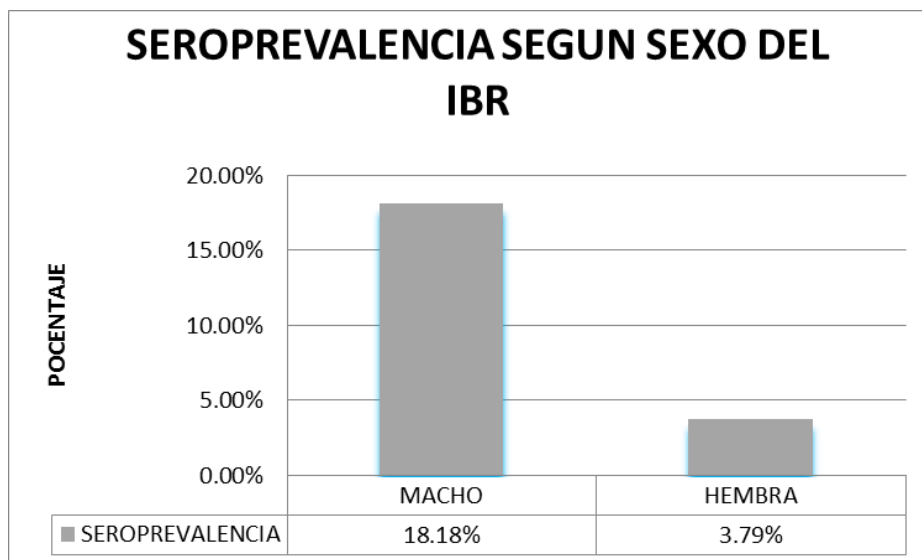


FIGURA 3: Seroprevalencia del virus del IBR en vacunos de las Comunidades y Parcialidades Distrito de Taraco, según Edad.

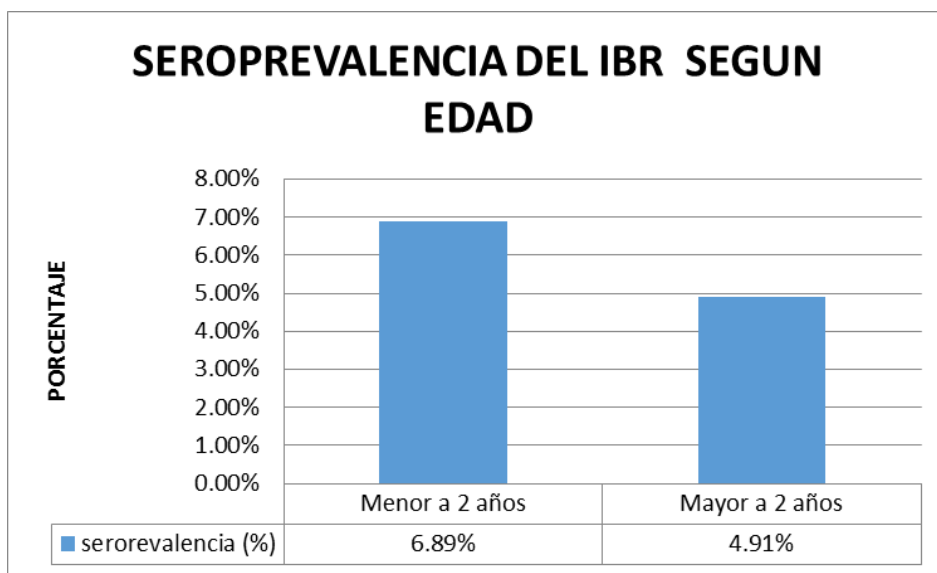


FIGURA 4: Seroprevalencia del virus del IBR en vacunos de las Comunidades y Parcialidades Distrito de Taraco, según Estado Productivo.

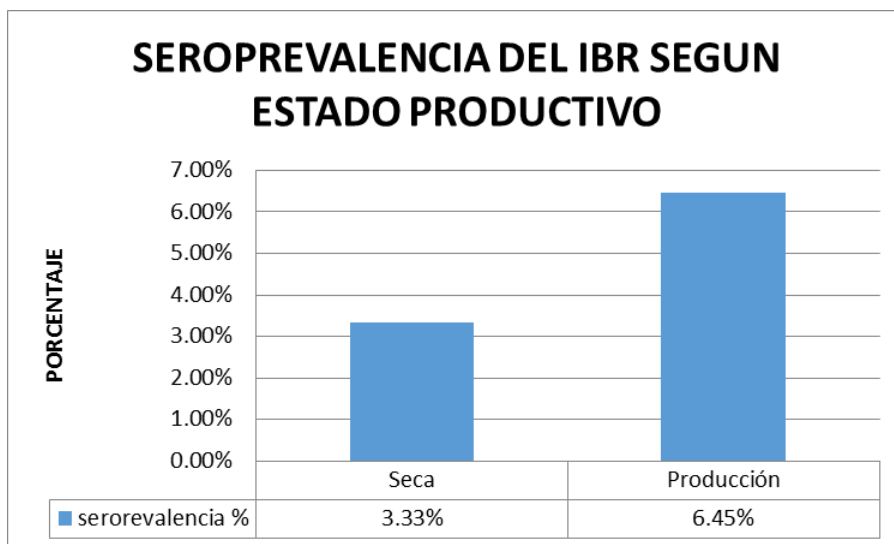


FIGURA 5: Seroprevalencia del virus del IBR en vacunos de las Comunidades y Parcialidades Distrito de Taraco, según Estado Reproductivo.

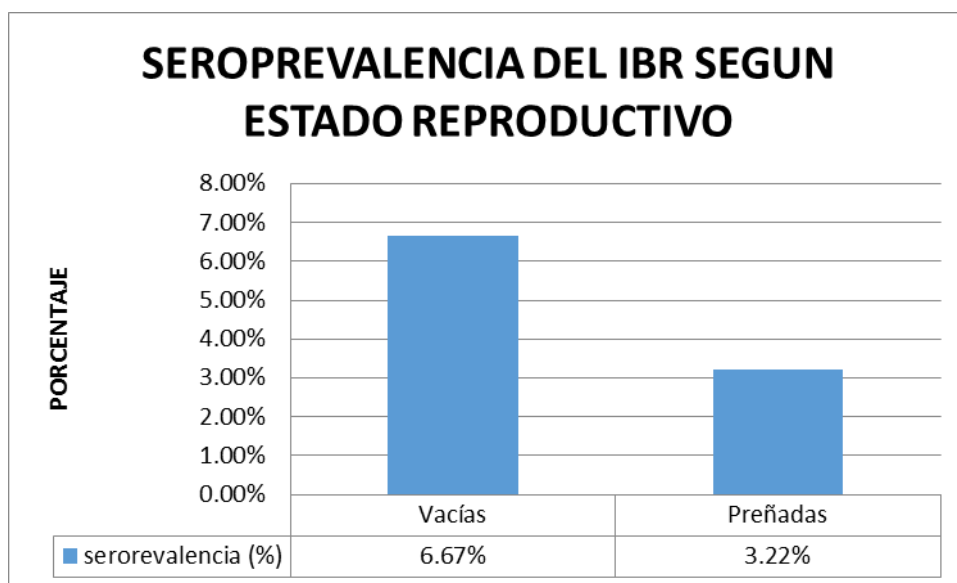


FIGURA 6: *Materiales de campo.*



FIGURA 7: *Toma de muestra de sangre de una vaquilla.*



FIGURA 8: *Toma de muestra de sangre de un torete.*



FIGURA 9: *Muestras de sangre depositados en los tubos de vacutainer y su respectiva rotulación.*



FIGURA 10: *Extracción del kit de la estufa.*



FIGURA 11: *Reactivos del kit de Elisa.*



FIGURA 12: *los pocillos del kit de Elisa con sus respectivos reactivos.*



FIGURA 13: *Aplicación del reactivo de fijación.*



FIGURA 14: *Diferenciación de muestras positivas y negativas al virus de IBR.*

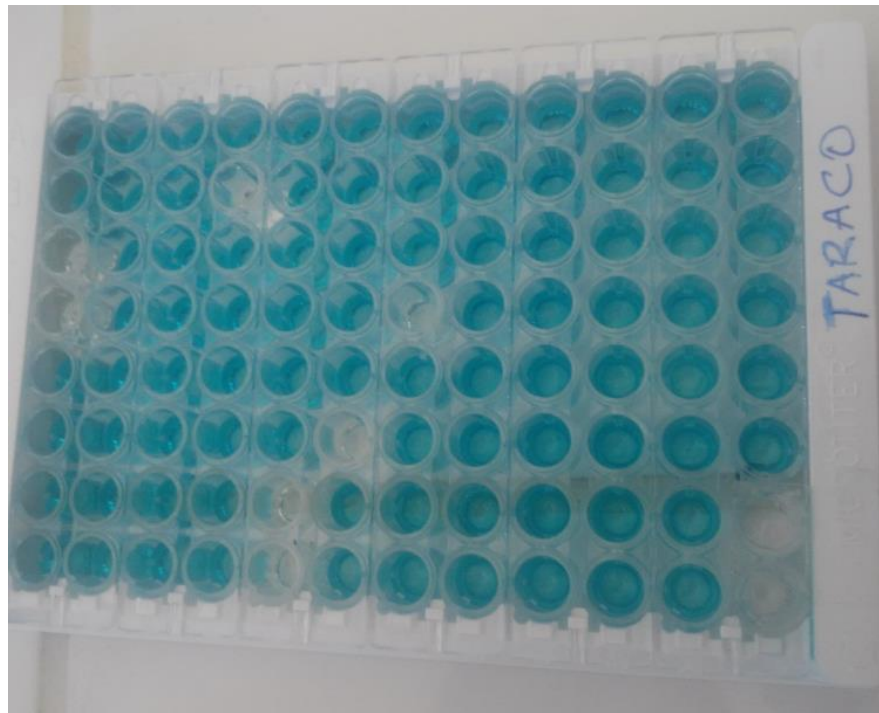


FIGURA 15: *Lectura de la prueba de Elisa*



FIGURA 16: Impresión de los resultados de la prueba de Elisa.

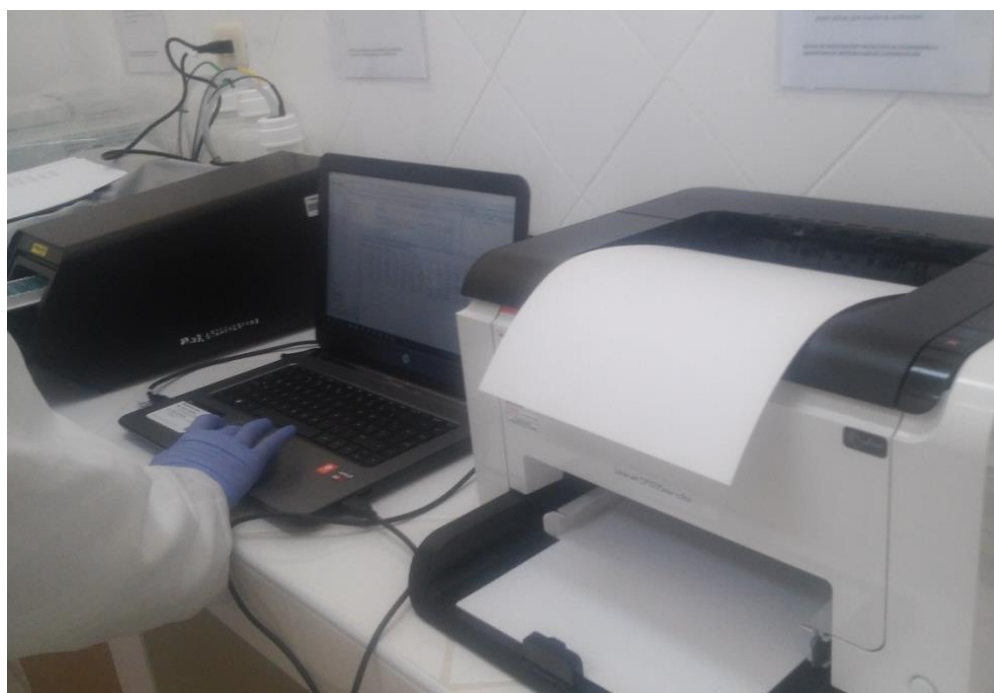


FIGURA 17: Resultados de la prueba de Elisa del virus del IBR de las Comunidades y Parcialidades del Distrito de Taraco.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	1.254	1.218	1.252	1.220	1.072	1.213	1.173	1.193	1.182	1.269	1.219	1.053
B	1.285	1.212	1.230	0.224	1.127	1.256	1.179	1.257	1.390	1.180	1.124	1.250
C	0.230	1.344	1.307	1.170	1.032	1.337	1.188	1.457	1.344	1.185	1.095	1.105
D	0.226	1.361	1.266	1.223	1.170	1.239	1.188	1.257	1.417	1.263	1.210	1.291
E	1.354	1.233	1.238	1.219	1.170	1.239	0.288	1.257	1.313	1.238	1.031	1.327
F	1.358	1.326	1.300	1.292	1.261	1.251	1.306	1.296	1.480	1.340	1.247	1.454
G	1.303	1.368	1.347	1.321	0.240	0.231	1.223	1.538	1.454	1.280	1.259	0.101
H	1.297	1.311	1.386	1.272	0.237	1.239	1.296	1.536	1.454	1.278	1.264	0.297
						1.236	1.263	1.340	1.302			