

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



**“SEROPREVALENCIA DE RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA (IBR) Y  
DIARREA VIRAL BOVINA (BVD) EN VACUNOS BROWN SWISS DE LA  
COMUNIDAD DE HUISACOLLANA DEL DISTRITO DE YAURI - ESPINAR –  
CUSCO”**

**TESIS**

**PRESENTADA POR:**

**Bach. BLAS VLADIMIR HUACASI HUMPIRI**

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**

**MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA**

**PUNO – PERÚ**

**2018**

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

TESIS

“SEROPREVALENCIA DE RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA (IBR) Y DIARREA VIRAL BOVINA (BVD) EN VACUNOS BROWN SWISS DE LA COMUNIDAD DE HUISACOLLANA DEL DISTRITO DE YAURI - ESPINAR - CUSCO”

PRESENTADA POR:

Bach. BLAS VLADIMIR HUACASI HUMPIRI

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA



APROBADA POR:

PRESIDENTE:

Dr. Ceferino Uberto Olarte Daza

PRIMER MIEMBRO:

M. Sc. Wilbur Rubén Ayma Flores

SEGUNDO MIEMBRO:

M. Sc. José Iván Quiñones García

DIRECTOR:

Dr. Julio Málaga Apaza

ASESOR:

MVZ. Fernando Alfonso Rojas Lope

Área : Salud Animal.

Tema : Seroprevalencia de Rinotraqueitis y Diarrea viral bovina.

Fecha de sustentación: 29 de Agosto del 2018

## DEDICATORIA

*A DIOS, porque en las dificultades tú estás conmigo me tomas en tus brazos y me das nuevas fuerzas, sabiduría y salud; por ser mi principal guía, por darme la oportunidad, la fuerza, energía, valor y entusiasmo para seguir adelante y alcanzar mi meta. A ti, mi amado JESUS; Dios de los dioses y Señor de señores. Gracias por permitirme conocer y llegar a quienes tú quisiste, y enseñarme en mí día a día.*

*A mis padres **Juan Huacasi** y **Juana Humpiri**, que me dieron la vida, quienes sin esperar nada dieron todo, a ellos que son la base de mi formación, agradezco su interminable apoyo en todo momento de mi vida. Por sus enseñanzas consejos y por su eterna paciencia. Gracias a ellos mis logros se están realizando, mi formación como Médico Veterinario y Zootecnista que es la carrera que me ha llenado de satisfacción, a ellos que siempre han estado a mi lado, agradezco el apoyo moral como económico que me han brindado desde muy pequeño, para ellos que los admiro, respeto y quiero, y que siempre me han enseñado estar unidos en la familia, me han enseñado a luchar por lo que quiero. A ellos que lloraron, rieron de mis logros tropiezos y fracasos. A ustedes que me apoyaron brindaron la oportunidad de estudiar para tener una vida mejor, ahora yo les brindo este triunfo que es fruto del esfuerzo de ustedes, mi realización como profesional es una recompensa al más puro y grande amor.*

*A mi querida hermana **Verónica Soledad Huacasi Humpiri**, por ser parte de mi vida.*

*A mi enamorada **Luz Eliana Ramos Canaza** por ser la motivación de mi vida y el apoyo incondicional en cada momento.*

*A mis padrinos **Cesario Ojeda (†)**, **Fulgencia Poma** y a todos sus hijos por el apoyo y los consejos que recibí desde mi niñez y durante toda mi vida profesional.*

*A todas mis amistades que me acompañaron durante esta travesía.*

## AGRADECIMIENTOS

**A:**

*DIOS POR SU BENDICIÓN DIARIA EN CADA MOMENTO DE MI VIDA. YA QUE; Todas las cosas por él fueron hechas, y sin él nada de lo que ha sido hecho, fue hecho (S. JUAN 1:3).*

*La Universidad Nacional del Altiplano Puno por la formación integral a lo largo de toda mi vida profesional, y a mis queridos docentes de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia por todos sus conocimientos impartidos y por cada experiencia compartida.*

*Dr. Julio Málaga Apaza, por el asesoramiento y la exigencia durante la ejecución de la presente investigación.*

*MVZ. Fernando Alfonso Rojas Lope, por el asesoramiento durante la ejecución de la presente investigación.*

*FUNDACIÓN TINTAYA, por el apoyo logístico y técnico para la realización del presente proyecto.*

*Dr. Juan Pablo Rivas Velarde y Dr. Ivan Mamani Flores de la Fundación Tintaya por su asesoría y todo el apoyo técnico brindado.*

*LABORATORIO HIPRA, por el análisis de muestra y la capacitación en el Ensayo de Inmunoabsorción Ligada a Enzimas.*

*Dr. Jorge Espinoza por el asesoramiento, capacitación en el Laboratorio Hipra.*

*Bach. MVZ. Luz Eliana Ramos Canaza por los consejos y apoyo técnico en toda la ejecución de la presente investigación.*

*Marcos Paccaya Arphi estudiante de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional San Antonio de Abad – Cusco, por el apoyo técnico en la ejecución del proyecto.*

*Bach. MVZ. Nelly Navarro por el apoyo técnico en la ejecución del proyecto.*

*Mis padrinos: Ivan Ojeda, Bety Chayña y sus hijos; Gary Alexis, Cesar, Joselin, Jemeli, por ser mis padres espirituales.*

*Mis padrinos Cesario Ojeda (†), Fulgencia Poma e hijos; Ivan, Clever, Randolpho, Ronny, Norka, Alcina, Soledad, por ser mis hermanos, amigos y mi familia.*

*Mis amistades y compañeros: Edwin Pari, Luis Miguel Incahuanaco, Raúl Zapana, Fredy Vargas, Alex Inofuente, Julio Cesar Quispe, Yasmani Parari, Bryan Mamani, Micchel Pari, Edwin García, Edgar Chambí, Abel Francisco Mamani, Romel David Deza, Kelly Milagros Quispe, Angelina Puma, Brizaida Quispe, Rosa Lisbeth Merma, Odaliz Suni, Marilia Condori, Zenaida Hanco, Nury Luz Castillon, Maritza Mayta, por los momentos inolvidables durante mi formación profesional.*

**ÍNDICE GENERAL**

<b>ÍNDICE DE TABLAS .....</b>	<b>I</b>
<b>ÍNDICE DE ACRÓNIMOS.....</b>	<b>II</b>
<b>RESUMEN .....</b>	<b>III</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>IV</b>
<b>I. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>5</b>
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA .....</b>	<b>7</b>
<b>2.1. RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA .....</b>	<b>7</b>
2.1.1. Epidemiología.....	8
2.1.2. Transmisión.....	9
2.1.3. Morbilidad y mortalidad .....	9
2.1.4. Factor del agente patógeno.....	10
2.1.5. Patogénesis.....	10
2.1.6. Latencia.....	11
2.1.6.1. Enfermedad respiratoria - aborto .....	12
2.1.6.2. Enfermedad genital .....	13
2.1.6.3. Enfermedad nerviosa .....	14
2.1.6.4. Enfermedad digestiva.....	14
2.1.7. Diagnóstico.....	14
2.1.8. Control.....	15
<b>2.2. DIARREA VIRAL BOVINA .....</b>	<b>16</b>
2.2.1. Características del virus .....	16
2.2.1.1. Morfología .....	16
2.2.1.2. Biotipos .....	16

2.2.1.3. Genotipos.....	17
2.2.2. Epidemiología.....	18
2.2.3. Prevalencia.....	18
2.2.4. Fuentes de infección .....	19
2.2.5. Formas de transmisión .....	19
2.2.5.1. Transmisión horizontal .....	20
2.2.5.2. Transmisión vertical .....	21
2.2.6. Patogénesis.....	22
2.2.6.1. Inmunodepresión .....	22
2.2.6.2. Complejo respiratorio .....	23
2.2.6.3. Infección subclínica .....	23
2.2.6.4. Infección aguda.....	24
2.2.6.5. Trastornos reproductivos.....	24
2.2.6.6. Infección en hembras gestantes .....	25
<b>2.3. ANTECEDENTES.....</b>	<b>28</b>
2.3.1. Antecedentes internacionales .....	28
2.3.2. Antecedentes nacionales .....	29
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>32</b>
<b>3.1. LUGAR DE ESTUDIO .....</b>	<b>32</b>
<b>3.2. MATERIAL BIOLÓGICO DE ESTUDIO .....</b>	<b>32</b>
<b>3.3. MATERIALES, EQUIPOS Y REACTIVOS .....</b>	<b>32</b>
3.3.1. Materiales para la obtención de muestra.....	32
3.3.2. Reactivos y materiales de laboratorio.....	33

<b>3.4. METODOLOGÍA.....</b>	<b>34</b>
3.4.1. Procedimiento de muestreo.....	34
3.4.2. Determinación del tamaño de muestra.....	35
3.4.2.1. Estratificación de muestra.....	36
3.4.3. Procedimiento de análisis de muestra mediante el método ELISA .....	36
3.4.3.1. Detección y cuantificación de anticuerpos específicos, frente al vRIB, mediante ELISA indirecto .....	36
a. Preparación de reactivos.....	36
b. Preparación de las muestras.....	37
c. Desarrollo del ensayo.....	37
d. Validación del ensayo .....	38
e. Interpretación del ensayo .....	39
3.4.3.2. Detección, de anticuerpos específicos contra la proteína p80 del vDVB, mediante ELISA de bloqueo.....	39
a. Preparación de reactivos.....	39
b. Preparación de las muestras.....	40
c. Desarrollo del ensayo.....	40
d. Validación del ensayo .....	41
e. Interpretación del ensayo .....	42
<b>3.5. ANÁLISIS DE DATOS.....</b>	<b>43</b>
a. Estimación de la seroprevalencia.....	43
b. Método estadístico .....	43

<b>IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>44</b>
<b>4.1. SEROPREVALENCIA DE RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA</b>	
<b>BOVINA.....</b>	<b>44</b>
4.1.1. PREVALENCIA GENERAL DEL vRIB.....	44
4.1.2. PREVALENCIA DEL vRIB SEGÚN ESTADO PRODUCTIVO .....	46
4.1.3. PREVALENCIA DEL vRIB SEGÚN SEXO .....	48
4.1.4. PREVALENCIA DEL vRIB SEGÚN CLASE .....	50
<b>4.2. SEROPREVALENCIA DE LA DIARREA VIRAL BOVINA.....</b>	<b>53</b>
4.2.1. PREVALENCIA GENERAL DEL vDVB .....	53
4.2.2. PREVALENCIA DEL vDVB SEGÚN ESTADO PRODUCTIVO.....	55
4.2.3. PREVALENCIA DEL vDVB SEGÚN SEXO.....	56
4.2.4. PREVALENCIA DEL vDVB SEGÚN CLASE .....	58
<b>4.3. SEROPREVALENCIA DE LA RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA</b>	
<b>BOVINA Y DIARREA VIRAL BOVINA.....</b>	<b>60</b>
<b>V. CONCLUSIONES.....</b>	<b>62</b>
<b>VI. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>63</b>
<b>VII. REFERENCIAS.....</b>	<b>64</b>
<b>ANEXOS.....</b>	<b>72</b>

**ÍNDICE DE TABLAS**

<b>TABLA 1.</b> <i>Distribución de animales para el estudio según sexo y clase. ....</i>	36
<b>TABLA 2.</b> <i>Interpretación de resultados de suero para vRIB. ....</i>	39
<b>TABLA 3.</b> <i>Interpretación de resultados de suero para vDVB. ....</i>	42
<b>TABLA 4.</b> <i>Seroprevalencia general de vRIB en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco. ....</i>	44
<b>TABLA 5.</b> <i>Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según estado productivo ...</i>	46
<b>TABLA 6.</b> <i>Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según sexo. ....</i>	48
<b>TABLA 7.</b> <i>Seroprevalencia del vRIB bovina en vacunos, según clase. ....</i>	50
<b>TABLA 8.</b> <i>Seroprevalencia general del vDVB en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco. ....</i>	53
<b>TABLA 9.</b> <i>Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según estado productivo. ....</i>	55
<b>TABLA 10.</b> <i>Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según sexo. ....</i>	56
<b>TABLA 11.</b> <i>Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según clase. ....</i>	58
<b>TABLA 12.</b> <i>Seroprevalencia del vRIB y vDVB en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco. ....</i>	60

## ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

<b>RIB</b>	: RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA
<b>DVB</b>	: DIARREA VIRAL BOVINA
<b>vRIB</b>	: VIRUS DE LA RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA
<b>vDVB</b>	: VIRUS DE LA DIARREA VIRAL BOVINA
<b>ELISA</b>	: ENSAYO DE INMUNOABSORCIÓN LIGADA A ENZIMAS
<b>VHB-1</b>	: VIRUS HERPES BOVINO TIPO 1
<b>BPI</b>	: BALANOPOSTITIS PÚSTULAR INFECCIOSA
<b>VHB-5</b>	: VIRUS HERPES BOVINO TIPO 5
<b>CP</b>	: CITOPATOGÉNICOS
<b>NCP</b>	: NO CITOPATOGÉNICOS
<b>PI</b>	: PERSISTENTEMENTE INFECTADOS
<b><math>n_i</math></b>	: TAMAÑO INICIAL DE LA MUESTRA
<b><math>Z^2</math></b>	: NIVEL DE CONFIANZA 95 %
<b>p</b>	: PROPORCIÓN DE LA POBLACIÓN OBJETO DE ESTUDIO, PREVALENCIA
<b>q</b>	: COMPLEMENTO (1-P)
<b><math>d^2</math></b>	: PRECISIÓN CON LA QUE SE GENERALIZA LOS RESULTADOS, MARGEN DE ERROR (5%)
<b>n</b>	: TAMAÑO DE LA MUESTRA
<b>N</b>	: TAMAÑO DE LA POBLACIÓN
<b>IRPC</b>	: INDICE RELATIVO x 100
<b>%IN</b>	: PORCENTAJE DE INHIBICION
<b>DO</b>	: DENSIDAD OPTICA
<b><math>\chi^2_c</math></b>	: VALOR DE JI-CUADRADO
<b><math>\Sigma</math></b>	: SUMATORIA
<b><math>\theta_i</math></b>	: FRECUENCIA DE VALOR OBSERVADO
<b><math>e_i</math></b>	: FRECUENCIA DE VALOR ESPERADO
<b>P</b>	: PREVALENCIA

## RESUMEN

La Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (RIB) y Diarrea Viral Bovina (DVB) son enfermedades infectocontagiosas de amplia distribución mundial. El trabajo de investigación fue realizado en la Comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri, Provincia de Espinar – Cusco; con el objetivo de determinar la seroprevalencia del virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (vRIB) y el virus de la Diarrea Viral Bovina (vDVB) en vacunos Brown swiss, según estado productivo, sexo y clase animal, para este fin se utilizó 119 animales. El análisis de las muestras de sangre fue mediante la prueba de Inmunoabsorción Ligada a Enzima (ELISA), los datos fueron analizados a través de la prueba estadística de Ji-cuadrado. La seroprevalencia general del vRIB 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 ( $P \geq 0.05$ ). La seroprevalencia general para vDVB fue de 58.8%, según estado productivo 58.8% para vacas en secas y 71.2% para vacas en lactación ( $P \geq 0.05$ ), según sexo 50.0% para machos y 60.2% para hembras ( $P \geq 0.05$ ), y según clase animal 27.8%, 66.7%, 57.1%, 68.1% 57.1%, 33.3% y 66.7% para terneras, vaquillas, vaquillonas, vacas, terneros, toretes y toros respectivamente; ( $P \geq 0.05$ ). En conclusión, los agentes de las dos enfermedades están presentes en la población de vacunos de la zona de estudio.

**Palabras Clave:** ELISA, DVB, RIB, Seroprevalencia, Vacunos.

## ABSTRACT

Infectious Bovine Rhinotracheitis (IBR) and Bovine Viral Diarrhea (BVD) are infectious and contagious diseases of worldwide distribution. The research work was carried out in the Huisacollana Community of Yauri District, Espinar Province - Cusco; with the objective of determining the seroprevalence of the Bovine Infectious Rhinotracheitis Virus (vIBR) and the Bovine Viral Diarrhea Virus (vBVD) in Brown swiss cattle, according to productive state, sex and animal class, 119 animals were used for this purpose. The analysis of the blood samples was through the Enzyme Linked Immunosorbent (ELISA) test, the data were analyzed through the Chi-square test. The general seroprevalence of vRIB was 14.3%, according to the productive state 11.8% and 23.1% for dry cows and lactating cows respectively ( $P \geq 0.05$ ); for males 6.3% and 15.5% for females ( $P \geq 0.05$ ) and according to class 0.0%, 11.1%, 14.3%, 20.3%, 14.3%, 0.0% and 0.0% in calves, heifers, heifers, cows, calves, bulls and bulls respectively ( $P \geq 0.05$ ). The general seroprevalence for vDVB was 58.8%, according to the productive state 58.8% for dry cows and 71.2% for lactating cows ( $P \geq 0.05$ ), according to sex 50.0% for males and 60.2% for females ( $P \geq 0.05$ ), and according to animal class 27.8%, 66.7%, 57.1%, 68.1% 57.1%, 33.3% and 66.7% for calves, heifers, heifers, cows, calves, bulls and bulls respectively; ( $P \geq 0.05$ ). In conclusion, the agents of the two diseases are present in the cattle population of the study area.

**Keywords:** ELISA, DVB, RIB, Seroprevalence, Cattle.

## I. INTRODUCCIÓN

La población nacional de vacunos alcanza a 5'156,044 animales, de ésta 904,069 son Brown Swiss, la Provincia de Espinar tiene 6,784 bovinos de la raza Brown Swiss (INEI, 2012). En esta zona, la crianza de vacunos refleja una actividad muy importante, ya que la producción de leche aporta significativamente en la economía familiar de los criadores; debido a que, la demanda de leche en la zona, viene incrementándose, y por ello los criadores de vacunos se encuentran abocados en mejorar la producción de leche para comercializar a la planta lechera PLACME.

Una de las enfermedades causantes de problemas reproductivos en los diversos hatos de vacunos podría ser el Virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (vRIB), es una enfermedad viral cosmopolita que conlleva a las pérdidas económicas a los productores. La otra enfermedad que se presenta es el Virus de la Diarrea Viral Bovina (vDVB), que es un agente asociado a condiciones clínicas y subclínicas relacionadas a una deficiente capacidad reproductiva y productiva Rush, (2001). Este agente es el responsable de ocasionar un amplio rango de manifestaciones clínicas y lesiones, siendo los trastornos reproductivos los de mayor impacto económico Lértora, (2003). Además, las infecciones con cepas altamente virulentas del vDVB causan signos clínicos severos pudiendo producir la muerte del animal, después de una infección aguda, dando como consecuencia importantes pérdidas económicas Houe, (1999). Diversos estudios serológicos realizados en bovinos productores de leche de las principales cuencas lecheras y en ganado criollo de los valles interandinos como el Mantaro en Junín, Melgar en Puno y Parinacochas en Ayacucho, han demostrado que el

vDVB está ampliamente difundido en la población bovina, posiblemente por la falta de control en el movimiento interno de animales, ya que la DVB no constituye una barrera sanitaria dentro del país (Contreras et al., 2000).

Los problemas reproductivos, caracterizados por infertilidad, malformaciones congénitas, muerte embrionaria, abortos y nacidos débiles son prevalentes en el ganado bovino ocasionando serias pérdidas económicas, las cuales tienen múltiples etiologías; los agentes infecciosos, como son el Virus de la Diarrea Viral Bovina y el Virus Herpes Bovino – 1 (VHB-1), agente causal de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina, el parasito *Neospora caninum* y las bacterias *brucella sp.*, y *Leptospira sp.*, son agentes infecciosos que están ampliamente distribuidos en la población bovina mundial (Brownlie et al., 2000).

En este contexto fue necesario realizar la investigación en la Provincia de Espinar, Distrito de Yauri, que está por encima de 3900 msnm, y demuestra condiciones para el desarrollo de la mejora de la ganadería lechera, mediante la introducción de razas mejoradas o introducción de nuevos genes al hatu a través de la inseminación artificial con pajillas importadas. Siendo por ello nuestros objetivos: Determinar la Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina y virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos Brown swiss de la Provincia de espinar – Cusco, según estado productivo, clase y sexo animal.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA

La Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (RIB) es causada por el Virus Herpes Bovino - 1 (VHB-1), el cual es miembro de la familia Herpesviridae, subfamilia Alphaherpesvirinae, género Varicellovirus Babiuk, (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 proyecciones y juegan un rol importante en las interacciones virus - célula, como adherencia, penetración, difusión célula - célula y salida. Las glicoproteínas a demás interactúan con el sistema inmune, como unión a componentes del complemento o inmunoglobulinas. Las glicoproteínas gB, gD 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, pero juegan un rol esencial en las interacciones virus - célula (Kaashoek, 1995).

La glicoproteína gD induce anticuerpos neutralizantes, pero también es responsable de la penetración, adsorción viral y la fusión celular. Además, la gC participa en la unión inicial del virus a receptores similares a la heparina sobre la superficie de las células permisivas y la gB interfiere con proteínas celulares ocasionando los efectos citopáticos (Babiuk, 1996; Engels y Ackermann, 1996).

Está relacionado antigénicamente con el virus de la enfermedad de Aujeszky, que afecta sobre todo al porcino. Es sensible a la mayoría de los desinfectantes comercializados, al igual que al agua a temperatura de 56°C a gran presión. Este virus tiene la característica de mantenerse en el bovino en forma activa, es decir, sin causar enfermedad después de una infección inicial. Pero por problemas de estrés puede reactivarse y ser nuevamente excretado, hecho que, sumado a los numerosos reservorios, mantiene la enfermedad en los rebaños.

### **2.1.1. Epidemiología**

Las especies susceptibles son los rumiantes (silvestres y domésticos). Los animales silvestres suelen ser un reservorio de RIB. En los animales domésticos afecta sobre todo a los bovinos y también se ha visto en los caprinos jóvenes, por una infección extendida y afecta la inmunidad en adultos. Los animales muy jóvenes son más sensibles a los cuadros clínicos graves. La RIB se ha reportado en ciervos de cola blanca en forma endémica, presentándose un proceso en forma leve, así mismo se ha demostrado en ciervos rojos silvestres y en ciervos mula. Según estudios serológicos se ha demostrado que el virus también se encuentra ampliamente extendido en los animales silvestres de África, especialmente en el búfalo que puede ser reservorio de la infección.

### 2.1.2. Transmisión

En la transmisión se distinguen la forma genital que se trasmite únicamente por monta o inseminación artificial y la forma aerógena, por cualquier secreción. Las principales fuentes de infección son el exudado nasal, gotículas de la tos, secreciones genitales, semen (el virus puede sobrevivir hasta un año en semen congelado a  $-196^{\circ}\text{C}$ ) y tejidos fetales. La forma respiratoria es más frecuente en ganado de cebaderos, ganado lechero y aquellas granjas de carne que no tienen un programa de vacunación sistemático. Según estudios sobre la seroprevalencia, se ha demostrado que del 10 al 50% o más del ganado es seropositivo al virus, dependiendo de las prácticas de vacunación y de la frecuencia de contacto entre animales infectados y no infectados (Babiuk, 1996).

### 2.1.3. Morbilidad y mortalidad

La morbilidad es muy variable, se encuentra entre el 20 y el 100%. La letalidad oscila de un 2 a 12% y puede llegar habitualmente al 20%, salvo en casos graves, que incrementa más la letalidad. La forma simple de la enfermedad respiratoria no presenta mortalidad elevada, la mayoría de las pérdidas se deben a una bronconeumonía colateral secundaria. Los índices de morbilidad y mortalidad en el ganado lechero oscilan entre el 8 y el 3%, mientras que en el ganado de engorde a corral suele ser del 20 al 30% en bovinos sin vacunar y raramente pueden alcanzar el 100%. La morbilidad y mortalidad son más elevadas en bovinos de engorde a corral debido a que

frecuentemente se introducen animales susceptibles en un entorno enzoótico. En terneros recién nacidos que desarrollan la forma sistémica de la enfermedad pueden presentar una mortalidad casi del 100% (Chase et al., 1995).

#### **2.1.4. Factor del agente patógeno**

Los virus similares al HVB-1 se designan actualmente HVB-1.1 y los virus semejantes al de la balanopostitis pústular infecciosa (BPI) se designan HVB-1.2, dividiéndose este último subtipo en dos grupos designados con las letras a y b (Babiuk, 1996). Las cepas del subtipo 1.2 a causan abortos, mientras que las cepas 1.2b no son abortivas, el subtipo 1.3 o HVB-5 es la cepa encefalítica. La inactivación del gen para la timiditacinasasa del HVB-1 reduce la actividad abortiva del virus, pero no la elimina (Babiuk, 1996).

#### **2.1.5. Patogénesis**

La Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en la enfermedad respiratoria el virus se multiplica en cavidad nasal y vía respiratorio superior, causando rinitis, laringitis y traqueítis. Por la vía del conducto lagrimal llega al ojo a los 6 días de haber penetrado el agente, causando lesiones a ese nivel, principalmente conjuntivitis. Desde la mucosa nasal puede propagarse a través del nervio trigémino periférico hacia el ganglio trigémino, causando una encefalitis. La invasión sistémica (viremia corta, transitoria) del virus va seguida de localización en distintos tejidos. En hembras preñadas llega, transportado por leucocitos, a la placenta y desde allí, por la circulación materno-fetal, al

feto causando aborto unos 60 días post-infección. La infección en el último tercio de la preñez puede provocar aborto y nacimiento de terneros débiles. En la forma genital en las hembras, las pústulas aparecen a las 48 horas del ingreso del agente por vagina. Desde la zona genital el macho puede transmitir el virus (durante la monta) sin manifestar sintomatología clínica (subclínico). El toro pudo padecer previamente la forma respiratoria o sólo desarrollar una balanopostitis que es la que contamina el semen o más raramente una orquitis o epididimitis con azoospermia transitoria.

#### **2.1.6. Latencia**

Como otros miembros de la subfamilia de el alfa herpesvirinae, el VHB-1 establece una infección latente en neuronas de ganglios sensorios, primariamente en el ganglio trigémino, tonsilas y ganglio sacro en caso de infecciones en los genitales. El ADN viral puede persistir en estado latente de por vida en un hospedero infectado, pero puede reactivarse periódicamente y diseminarse a animales susceptibles (Winkler et al., 2000).

La reactivación del virus puede ocurrir o ser inducida por numerosos factores estresantes como: transporte (Thiry, 1987), tratamientos con corticoides (Kaashoek, 1995), tratamiento con ciclofosfamida (Jones, 1999), súper infección con otros virus o microorganismos irradiación ultravioleta, etc (Pidone et al., 1999).

La reactivación y la eliminación del virus pueden producirse en toros portadores durante la época de cruce, lo cual explica la incidencia de

títulos más elevados en toros que en vacas en algunos rebaños de carne (Babiuk, 1996).

Los toros reproductores vacunados con virus vivo modificado, pueden eliminar el virus de la vacuna por el semen y se puede aislar el virus a partir de lavados de prepucio de 2-3 meses después de la última inmunización. Sin embargo, la Frecuencia de infección es recurrente y la cantidad de virus eliminado se reducen tras la vacunación. Los partos también pueden estimular la reactivación y eliminación de una cepa termolábil del virus incluida en una vacuna. El virus se puede localizar de forma latente en la placenta hasta 90 días, sin que se transmita al feto (Babiuk, 1996).

#### **2.1.6.1. Enfermedad respiratoria - aborto**

El período de incubación de la RIB es de 5 a 10 días, seguido de fiebre (40.5°C a 42°C), descarga nasal serosa, conjuntivitis, salivación, tos, inapetencia, depresión y baja en la producción lechera de animales en producción, en pocos días la descarga nasal y ocular cambia a mucopurulenta. Las lesiones necróticas en la nariz pueden progresar a pústulas y úlceras cubiertas por una seudomembrana que obstruye las vías aéreas superiores, lo que conduce a una respiración bucal (OIE, 2000; Chase, 1995).

Los animales se recuperan 5 a 10 días después del inicio de los síntomas. Sin embargo, el efecto inmunosupresor del VHB-1 sobre los mecanismos de defensa antibacteriales de los pulmones resultan en complicaciones debido a las infecciones bacterianas

secundarias. La más común y severa complicación es el complejo respiratorio bovino, en la que otros agentes como la Parainfluenza 3, Virus respiratorio sincitial, Virus de la diarrea viral bovina, *Pasteurella haemolytica* o *multocida* usualmente están presentes en forma concomitante (Richey, 1994; Chase, 1995). El daño epitelial por los agentes virales y el exudado tisular producto de la severa inflamación pulmonar son los que favorecen la adherencia y crecimiento de micro colonias bacteriales. Las micro colonias establecidas resisten a la fagocitosis y efectos de anticuerpos y antibióticos, permitiendo el rápido descenso al tracto respiratorio inferior (Zanabria, 2000).

Una frecuente complicación de la forma respiratoria es el aborto que puede ocurrir entre la 3ra y 6ta semana posterior a la infección principalmente en vacas de 5 a 8 meses pudiendo abortar hasta un 25% de las vacas preñadas (Richey, 1994; Chase, 1995).

#### **2.1.6.2. Enfermedad genital**

Aunque a través de análisis serológicos se ha observado que el herpes que causa la vulvovaginitis y balanopostitis pustular infecciosa es idéntico al que causa la forma genital, determinaciones más sensibles como los análisis moleculares, han demostrado diferencias antigénicas entre estos virus Mars, De Jong y Van Oirschot, (2000).

La VPI/BPI ocurre 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, 1995).

#### **2.1.6.3. Enfermedad nerviosa**

La meningoencefalitis ocurre como resultado de una infección por VHB-1 en animales jóvenes y ha sido reportada mundialmente. Los signos de esta enfermedad neurológica son incoordinación, temblor muscular, recumbencia, ataxia y ceguera que invariablemente conduce a muerte. Este neurogénico VHB-1 se le ha denominado Virus herpes bovino 5 (Chase, 1995).

#### **2.1.6.4. Enfermedad digestiva**

Afecta terneros de una a tres semanas, causando fiebre, dificultad respiratoria y diarrea, lesiones necróticas de color blanco aparecen en la mucosa del tracto digestivo, la enfermedad evoluciona en forma aguda con alta mortalidad (Mars, 2000).

#### **2.1.7. Diagnóstico**

El procedimiento diagnóstico en esta enfermedad, se debe iniciar con la evaluación clínica y epidemiológica. Estos dos parámetros darán la suficiente información para continuar con procedimientos diagnósticos de laboratorio. Se debe prestar atención al incremento de síntomas

respiratorios que cursen con hipertermia, principalmente en animales jóvenes y que puedan asociarse a condiciones climáticas adversas como variaciones de la temperatura ambiental y posibiliten el virus que se encuentra en período de latencia y se reactive.

Otros indicadores son el incremento de abortos y el aumento en la repetición de celos que puede llegar hasta los 35 ó 45 días post apareamiento o post inseminación. No todos los abortos son producidos por la RIB, existen regiones donde la Brucelosis, Campilobacteriosis, Tricomoniasis y Leptospirosis son los agresores más frecuentes del útero preñado, por tanto, el diagnóstico diferencial del aborto bovino debe incluir estas enfermedades Kaashoek, (1994) pero para realizar un diagnóstico definitivo se requiere de las pruebas de laboratorio, entre las principales están: la prueba de ELISA, aislamiento viral, detección del antígeno viral, detección del ácido nucleico viral, detección de anticuerpos (Mars, 2000).

#### **2.1.8. Control**

Una de las principales características del VHB-1, que debe tenerse en cuenta para su control es su capacidad de persistir en el animal de por vida, ya que el VHB-1 permanece integrado por un período indefinido en células preferenciales. Es necesario definir la decisión de controlar la enfermedad clínica o eliminar la infección (Pidone, C. 1999).

## 2.2. DIARREA VIRAL BOVINA

### 2.2.1. Características del virus

El virus de la diarrea viral bovina (vDVB), es un miembro del género pestivirus de la familia Flaviviridae, agente causal de la enfermedad de la diarrea viral bovina (DVB), ha emergido como uno de los patógenos más importantes que afectan al bovino y otros rumiantes domésticos y silvestres en el mundo. La alta prevalencia viral y sus efectos negativos sobre la reproducción y en general sobre la salud del hato, resultan en una significativa pérdida económica para la industria lechera mundial (Houe, 2003).

#### 2.2.1.1. Morfología

Son virus envueltos, esféricos y miden de 40 a 60 nm de diámetro. Se componen de una cadena simple de ARN compactado por una cápside proteica, rodeada por una membrana fosfolipídica con tres glicoproteínas de origen viral ancladas a ella.

#### 2.2.1.2. Biotipos

Según sus efectos en los cultivos celulares, los pestivirus se dividen en biotipos citopatogénicos (CP) y no citopatogénicos (NCP). Los virus CP ocasionan vacuolización y muerte celular, los virus NCP no ocasionan cambios visibles en el cultivo celular y la célula infectada parece normal. Esto no implica que los biotipos NCP sean no patogénicos, por el contrario, es el biotipo predominante en la naturaleza, aislado de la mayoría de las

formas clínicas y el único capaz de originar infección persistente. El biotipo CP, se aísla mayormente de animales con enfermedad de las mucosas y se originan por mutación a partir del biotipo NCP, ya sea por depleción de fragmentos del genoma viral, inserción de fragmentos de ARN celular o duplicación y reordenamiento del ARN viral.

### **2.2.1.3. Genotipos**

La genotipificación, es el método aceptado para clasificar a los pestivirus. Bajo este sistema de clasificación el vDVB, se agrupa en 2 genotipos: Genotipo 1 y Genotipo 2 del virus de la diarrea viral bovina. El genotipo 1 del vDVB puede ser dividido en al menos 11 subgenotipos y es muy probable que nuevos subgenotipos sean revelados en futuros análisis (Vilceck et al., 2000)

Recientemente se han identificado ambos genotipos. Esto tiene gran implicancia en el diagnóstico y control debido a que a las cepas empleadas en los laboratorios para la elaboración de vacunas y reactivos de diagnóstico puede no ser capaces de abarcar el espectro antigénico y genético de los aislados del campo. Por lo tanto, es necesaria una reevaluación de estas cepas de laboratorio (Vilceck et al., 2000).

Sin embargo, los estudios indican que la respuesta inmune a los dos genotipos es parcialmente homóloga, ya que bovinos inmunizados, de manera natural o artificial, con vDVB del genotipo

1 están parcialmente protegidos con el virus del genotipo 2 (Vilceck et al., 2000).

### **2.2.2. Epidemiología**

Estudios de prevalencia en todo el mundo demuestran que el vDVB está presente en la mayoría de países donde exista la crianza de ganado. Se muestran diferencias importantes, entre las distintas zonas, lo cual probablemente sea el resultado de las diferencias en cuanto a la densidad de la población y al manejo del ganado. La mayoría de los estudios en los diferentes países dan como resultados niveles de 0.5 a 2% de bovinos persistentemente infectados (PI) y 60 a 80% de bovinos seropositivos (Houe, 1999).

### **2.2.3. Prevalencia**

Aunque la prevalencia de la infección varía entre zonas, la infección tiende a ser un mal endémico en muchas poblaciones, alcanzando un nivel máximo de 1-2% de los bovinos persistentemente infectados (PI) y 60-85% de los bovinos que presentan anticuerpos positivos (Houe, 1999). Se han reportado ganado con infecciones subclínicas constituyendo hasta un 90% en algunos rebaños infectados (Rush, 2001).

Estudios realizados en el Perú ponen en manifiesto la alta prevalencia del vDVB distribuido en bovinos y otras especies, causando manifestaciones clínicas asociadas a trastornos respiratorios y principalmente reproductivos (Rivera et al., 1993; Rivera et al., 2000). Estudios serológicos realizados en la cuenca lechera de Arequipa,

indican que el vDVB tiene una prevalencia de entre 50 a 80% en bovinos (Rivera, 2001). En tanto que en el valle de Lima se encontró una prevalencia del 56% en bovinos de crianza intensiva (Aguilar et al., 2006). En el Valle del Mantaro se determinó una prevalencia de más del 70% de infección del vDVB, mientras que en Ayacucho se determinó una prevalencia de 85% (Rivera et al., 2001) y en Puno una prevalencia de 47% (Quispe, 2006).

#### **2.2.4. Fuentes de infección**

El contacto directo con los animales PI es probablemente el método más importante de transmisión de la vDVB, aunque estudios de campo han demostrado que algunas infecciones también pueden producirse en ausencia de animales PI, esto puede deberse al contacto con animales infectados o al contacto con otras especies infectadas con el vDVB (Houe, 1995). Los animales PI eliminan continuamente durante toda su vida grandes cantidades de virus en secreción nasal, saliva, orina, materia fecal, lágrimas, semen y leche. Los animales con infección aguda también son fuente de infección, aunque menos eficiente, ya que eliminan el virus en cantidades más bajas y por cortos períodos (Houe, 1995).

#### **2.2.5. Formas de transmisión**

La transmisión puede ser vertical u horizontal, por contacto directo o indirecto. La transmisión del vDVB después del parto puede ocurrir directamente por contacto físico entre animales susceptibles y animales portadores del virus, por exposiciones venéreas y por exposiciones

indirectas con secreciones o excreciones que contengan el virus. La principal forma de introducir el virus a un rebaño susceptible es a través de la adquisición de bovinos PI o hembras que transportan fetos PI (Houe, 1999). Cuando un animal PI es introducido a un rebaño, la transmisión a animales susceptibles ocurre rápidamente a la mayoría de los animales del rebaño. Por el contrario, cuando la infección se inicia por un bovino con infección aguda o por alguna otra vía que inicie una infección aguda, la transmisión es de corta duración y solo incluye un pequeño porcentaje del rebaño antes que la transmisión cese (Houe, 1999).

#### **2.2.5.1. Transmisión horizontal**

El contacto directo con animales PI, especialmente contacto nariz-nariz, es el modo más eficiente de transmisión en condiciones naturales, si un animal PI se introduce directamente en un hato lechero, la mayoría de los animales se infectarán dentro de unos meses. El contacto directo con animales que cursan una infección aguda también puede transmitir el virus (Houe, 1999). El semen de toros PI o con infección aguda es una importante vía de transmisión horizontal. Por tal motivo en los centros de inseminación se debe recurrir al aislamiento viral y a un período de cuarentena que supere la fase aguda de la infección. Sin embargo, un toro con infección aguda puede escapar al aislamiento viral en sangre, superar el período de cuarentena y seguir siendo una amenaza. El virus puede eliminarse en semen

por un corto período más allá del último día de viremia y se han detectado toros fuertemente seropositivos no virémicos que eliminan persistentemente el virus por semen. Así mismo se ha demostrado de forma experimental la transmisión por vía aérea a corta distancia entre bovinos persistentemente infectados. Aunque la transmisión aerógena no es la principal ruta de transmisión, puede tener consecuencias graves cuando cepas de alta virulencia afectan a poblaciones susceptibles y con alta densidad animal (Mars et al., 1999).

#### **2.2.5.2. Transmisión vertical**

Se produce cuando hembras susceptibles infectadas durante la preñez transmiten el virus al feto (infección transplacentaria) con biotipos NCP del vDVB antes de adquirir competencia inmunológica (antes del día 125 de gestación, aproximadamente) desarrollando así una infección persistente. Aun cuando la tasa de mortalidad de los animales PI, es alta durante el primer año de vida, muchos alcanzan la madurez sexual reproduciéndose con total normalidad. Si las hembras gestantes son PI, siempre darán como resultado terneros PI. La transmisión vertical también ocurre luego de la transferencia embrionaria si el animal receptor es PI, o la vaca donante es PI y no se realiza el correcto lavado del embrión (Houe, 1999)

### 2.2.6. Patogénesis

Después del contacto con las membranas mucosas de la boca o nariz, la replicación ocurre en las células epiteliales con una predilección por las tonsilas palatinas. El virus presenta tropismo por células mitóticamente activas como: linfocitos, fagocitos mononucleares y células epiteliales. La diseminación ocurre a través del virus libre en el suero o leucocitos infectados con el virus, particularmente linfocitos, monocitos, linfoblastos circulantes y células precursoras de macrófagos (Baker, 1995). El vDVB puede dar origen a diversas manifestaciones clínicas y lesiones como resultado de la interacción de factores tales como: cepa y biotipo viral, edad y estado inmune del hospedador, factores estresantes y otros patógenos concurrentes (Bielefeldt, 1995), Además manifestaciones clínicas que van desde infecciones subclínicas a una grave, una forma altamente mortífera denominada enfermedad de las mucosas (EM). El grado de viremia inducida durante la infección por vDVB se asocia con la gravedad de la enfermedad clínica. Los aislamientos del vDVB que inducen un alto grado de viremia pueden ser capaz de inducir signos clínicos de la enfermedad. Dentro de las principales características, producto de una infección con el vDVB, se puede mencionar:

#### 2.2.6.1. Inmunodepresión

El vDVB produce leucopenia y altera las funciones de los leucocitos, incrementando la patogenicidad de microorganismos coinfectantes. Además, posee una fuerte afinidad por el tejido

linforeticular, ocasionando necrosis y atrofia de dichos tejidos. En el tejido linfoide, el virus se localiza principalmente en las células del estroma, incluyendo macrófagos y células de soporte. Estas células elaboran citoquinas esenciales para el normal desarrollo y maduración de linfocitos, lo que sugiere que la necrosis linfoide es secundaria al trastorno del microambiente que proveen las células intersticiales y no a la acción directa del virus sobre los linfocitos.

#### **2.2.6.2. Complejo respiratorio**

El vDVB conlleva a una inmunodepresión sistémica y pulmonar, aumentando la patogenicidad de los demás agentes respiratorios. Además, se ha demostrado que ciertas cepas de la diarrea viral bovina actúan como agentes primarios de neumonías (Hamers, et al., 2000)

#### **2.2.6.3. Infección subclínica**

La mayor parte de las infecciones son subclínicas o de carácter moderado, ocasionalmente se presenta fiebre, descarga oculonasal, leucopenia transitoria, elevada morbilidad y baja mortalidad. En este tipo de infecciones, se desarrollan anticuerpos neutralizantes 14 a 28 días postinfección y consecuentemente la protección contra reinfecciones por cepas homólogas del virus probablemente de por vida (Fredriksen, 1999).

#### **2.2.6.4. Infección aguda**

La forma aguda se presenta en animales seronegativos, en especial animales entre 6 y 24 meses de edad, y es causada, en su mayoría, por virus no citopatógeno, además de ser de severidad variable, en bovinos seronegativos e inmunocompetentes. Los efectos perjudiciales de la infección por el vDVB incluyen la reducción de la producción de leche, la reducción de la función reproductiva, retraso del crecimiento, el aumento de incidencia de otras enfermedades, principio de sacrificio de los animales y el aumento de la mortalidad entre los animales jóvenes del rebaño (Houe, 2003). Cada vez son más frecuentes los informes de infección aguda severa de elevada morbilidad y mortalidad, asociada con virus de alta patogenicidad, caracterizada por fiebre elevada, signos respiratorios, diarrea, abortos, caída en la producción de leche y muerte súbita. La eliminación del virus en el semen de toros con infección aguda se extiende más allá del período de viremia, como consecuencia de la replicación local en vesículas seminales y próstata.

#### **2.2.6.5. Trastornos reproductivos**

El mayor impacto económico de la infección con el vDVB es el ocasionado por los trastornos reproductivos (Dubovi, 1994; Moennig y Liess, 1995). Las vacas seronegativas que reciben semen de toros PI seroconvierten 2 semanas después de la

inseminación o monta. Los toros PI son generalmente infértiles, o producen semen de calidad reducida.

Además, la infección aguda, en las hembras, altera la función ovárica y reduce la fertilidad. El vDVB es agente causal de ooforitis intersticial no purulenta, con necrosis de células de la granulosa y de oocitos (McGowan et al., 2003) produciendo de esta manera una disfunción ovárica. Es posible detectar el antígeno viral en los macrófagos y células del estroma ovárico, entre los días 6 a 60 post infección y en células foliculares y oocitos en distintos estados de maduración. Las infecciones de hembras susceptibles próximas al momento del apareamiento ocasionan muerte embrionaria y repeticiones de servicio hasta que desarrollen respuesta inmune.

#### **2.2.6.6. Infección en hembras gestantes**

El vDVB en hembras gestantes susceptibles, produce infecciones subclínicas, sin embargo, existe una alta probabilidad de una propagación transplacentaria del virus hacia el feto. Esto conlleva a que el feto, a tal infección, presente una variedad de respuestas, incluyendo el aborto o el nacimiento de terneros débiles y pequeños con o sin malformaciones congénitas, además de terneros clínicamente normales. El principal determinante del resultado de la infección de la DVB en vacas preñadas, es la edad del feto expuesto al desafío viral, además de ser importante el estado inmunológico de la madre (Murray, 1991). El virus no tiene

efecto sobre el crecimiento y desarrollo de los embriones hasta el día 8 - 9, momento en que pierden la zona pelúcida y se vuelven susceptibles. El resultado de la infección puede ser citolítico o no. Ambos terminan en muerte embrionaria, aunque la infección no citolítica también puede causar daño cromosómico, resultando en el desarrollo de malformaciones.

Si la infección se produce durante los días 45 y 125 de gestación, después de finalizada la etapa embrionaria y hasta que el feto adquiere competencia inmunológica al vDVB, es decir si la infección, con biotipos NCP, se produce antes que el feto adquiera competencia inmunológica, resulta en el nacimiento de animales persistentemente infectados e inmunotolerantes que eliminan permanentemente grandes cantidades del virus. Durante este período puede producirse también muerte fetal con momificación o aborto meses después y un pequeño porcentaje de teratogénesis (Dubovi, 1994; Moennig, 1995). Durante los días 125 a 175 de gestación, período que representa el comienzo de la inmunocompetencia fetal y del estado de organogénesis, la infección con el vDVB puede presentar altos porcentajes de alteraciones del desarrollo, además pueden presentarse abortos, pero éstos son más frecuentes en las etapas tempranas de gestación (Dubovi, 1994; Moennig y Liess, 1995). Se pueden observar distintos tipos y grados de malformaciones tales como hipoplasia cerebelar, microencefalia, hipomielogénesis, hidranencefalia, hidrocefalia, atrofia o hipoplasia de timo,

cataratas, microftalmia, degeneración de retina, hipoplasia y neuritis del nervio óptico, alopecias, hipotricosis, hipoplasia pulmonar, braquignatismo, artrogriposis, retraso general del crecimiento y deformidades esqueléticas (Dubovi, 1994; Moennig y Liess, 1995). Si la infección se da posterior a los 175 días de gestación, es decir en la etapa de crecimiento general y donde es inmunológicamente competente, las infecciones resultan en el nacimiento de terneros seropositivos normales o débiles, mientras que los abortos son ocasionales (Dubovi, 1994; Moennig y Liess, 1995).

## 2.3. ANTECEDENTES

### 2.3.1. Antecedentes internacionales

En Argentina los datos de seroprevalencia son variables, se informa que la situación en este país es similar al resto del mundo, con 70% de seroprevalencia y una prevalencia de bovinos permanentemente infectados del 1%. También se reportan seroprevalencias del 90.7% y 48.6% en bovinos adultos en el sudeste de la provincia de Buenos Aires y en los llanos de La Rioja, respectivamente (Odeón, 2000). El porcentaje de bovinos seropositivos de 6 a 12 meses de edad fue de 41.9%, 25% y 45.6% para 11 Distritos del sudeste de la provincia de Buenos Aires, 7 del sur de Corrientes y 9 de los llanos de La Rioja. Estos números indicarían la presencia de la enfermedad en este país, es endémica en algunas regiones, y que un porcentaje importante de bovinos jóvenes está siendo expuesto al virus (Lértora, 2003).

En Dinamarca con muestreo al azar, de un total de 1332 muestras colectadas en dos camales, se obtuvo 78% de animales positivos a anticuerpos y 0.9% de los animales fueron positivos al virus del DVB. Así mismo, en un total de 2750 muestras en 19 hatos lecheros, se obtuvieron 37 (1.4%) de animales viremicos, 28 (1.1%) animales PI y 64% fueron anticuerpos positivos (Houe, 1991).

En un estudio de un total de 133 hatos en Inglaterra y Gales, se mostró que el 62.5% de animales presentaron anticuerpos neutralizantes contra el DVB, la prevalencia entre regiones varía entre 43% y 79%. Otros estudios demostraron también 1.8% de animales virémicos de

entre 3151 animales y también se determinó una prevalencia de un total de 18759 muestras en 67.9% (Houe, 1995).

### 2.3.2. Antecedentes nacionales

En un estudio realizado en la provincia de Melgar, se demuestra que la infección por Virus Herpes Bovino tipo-1 (VHB-1) está presente en los nueve distritos, donde se halló una seroprevalencia promedio de 29.0% mediante la técnica de Virus Neutralización (Parientes, 2006 ).

Según un estudio realizado para determinar la seroprevalencia del Virus Herpes Bovino tipo-1 (VHB-1) agente causal de la Rinotraqueitis 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%. Determinando la prevalencia por zonas se detectó anticuerpos contra el VHB-1 en las tres zonas de muestreo (Norte 46%, Centro 13%, Sur 50%) con una prevalencia que varió entre 13% a 50%. 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).

La prevalencia del Virus Herpes Bovino 1. (VHB-1) se determinó en bovinos de crianza extensiva, sin historia de vacunación, y mayormente cruzados, en tres distritos de la provincia de San Pablo Cajamarca. Se Colectaron 48 muestras de sangre de bovino y, se determinó que 0.6% de los animales presentaron anticuerpos contra VHB-1. Las vacas

seroreactoras fueron Holstein, mayores de 6 años de edad y pertenecieron a aun solo hato y presentaron títulos de anticuerpos de 1:64 y 1:32, los resultados indicaron que la enfermedad se encuentra poco difundida entre los animales de la zona de estudio. (Villacaqui, et al., 2006) EL Virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (VHB-1) está presente en bovinos criollos, de los distritos de Coracora, Chumpi Puyusca y Pullo de la provincia de Parinacochas presentaron una prevalencia promedio de los 4 distritos muestreados de 67.6% superior a lo reportado en bovinos de crianza intensiva en el país. (Zacarías, 2002).

Estudio realizado en el distrito de Moquegua, donde la seroprevalencia de diarrea viral bovina fue 29.39% (24/81) evaluados mediante el ensayo inmunoabsorbente ligado a enzimas, reflejando la existencia de la difusión y transmisión del virus en la cuenca lechera del distrito de Moquegua (Suni, 2014).

Estudio realizado en el distrito de Pisac provincia de Calca-Cusco, donde, la prevalencia en los anticuerpos virales de la diarrea viral bovina en vacunos de la raza holstein para las hembras fue del 22.11% y para los machos fue del 8.33%.Segun categoría animal se obtuvo prevalencias de 12.82% para los dientes de leche , dos dientes 16.66%, cuatro dientes 37.50% y boca llena 21.70%, la prevalencia para la clase animal fue de 15.62%para las terneras para vaquillas se obtuvo el 15.38% para vaquillonas se obtuvo 39.13% y vacas se obtuvo el 21.73%, en toretes se obtuvo una prevalencia del 25% (Guzman, 2014).

Estudio realizado en la comunidad campesina de Huancollusco – Taraco-Puno, en el cual la seroprevalencia al virus de la Diarrea Viral Bovina en vacas gestantes de la comunidad de Huancollusco del distrito de Taraco mostro ser positivo en 8.05% para vacas con monta natural y de 32.18% para vacas con inseminación artificial haciendo una prevalencia general de 40.23% (Machaca, 2014).

Estudio realizado en la estación experimental ILLPA-INIA PUNO, en donde la seroprevalencia del virus de la DVB en la estación experimental del INIA-ILLPA Puno en machos fue de: 14.29% y de 30% en hembras respectivamente y en animales adultos fue de 33.33% ya en animales jóvenes fue de 18.42%, en bovinos de la raza Brown Swiss fue 33.33% y en criollos fue de 8.69%. Siendo la seroprevalencia total de 25.35% (Quiñones, 2006).

En una investigación realizada en vacunos hembras de la pampa de Anta de la Provincia de Anta - Cusco Valdez, (2015) determinó una seroprevalencia de 5.372% para vacas y crías en 0.826 %. En otro estudio realizado por Mendoza, (2012) en la Comunidad de Tambo Real del distrito de Zurite del departamento del Cusco identifico una prevalencia de 0.92% (1/92) de concomitancia a RIB y DVB de un total de 92 vacas en producción.

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. LUGAR DE ESTUDIO

El presente estudio se realizó en la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri, Provincia de Espinar – Cusco, que se ubica a una altitud de 3925 m.s.n.m., Latitud 14° 47' 35" Sur, Longitud 71° 24' 48" Oeste; geográficamente ubicada en una zona frígida con temperaturas que varían desde -8.6°C a 17.2°C., la precipitación es de 469 mm al año, la humedad es de 43%, que dependen de la estación (SENAMHI, 2012). El procesamiento de muestra fue en el laboratorio de la FUNDACION TINTAYA. El análisis de las muestras fue realizado en el laboratorio HIPRA, durante el mes de Febrero del 2018.

#### 3.2. MATERIAL BIOLÓGICO DE ESTUDIO

La población estuvo conformada por vacunos de la raza Brown Swiss, de distintas clases entre hembras y machos, en su mayoría Puros por cruce, la alimentación fue a base de pastos cultivados y a la vez en algunos casos son suplementados con concentrado comercial por las mañanas y por las tardes; 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

- 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.
- Kit ELISA para Diarrea Viral Bovina.
- Micropipetas de precisión.
- Lector de placas de ELISA.
- Agua destilada o desionizada.
- Lavador de placas.
- Incubadora.
- Pipetas de precisión.

### 3.4. METODOLOGÍA

#### 3.4.1. Procedimiento de muestreo

Las muestras de sangre tomadas de los vacunos de la raza Brown Swiss fueron colectadas a nivel de la vena caudal directamente al tubo vacuteiner de 7mL sin anticoagulante, previa desinfección con alcohol yodado. Luego se procedió a rotular las muestras sanguíneas para su conservación en un termo temperado a una temperatura de 2°C a 5°C, estos se colocaron en una posición de 45 grados para la separación del suero, posteriormente las muestras fueron llevadas al laboratorio de la FUNDACIÓN TINTAYA para la extracción del suero a los viales que fueron debidamente etiquetadas, estas se transportaron a la ciudad de lima al laboratorio HIPRA para su almacenamiento (-20°C) y posterior análisis. Durante el muestreo se registró los datos del productor, clase de vacunos, sexo y estado productivo.

### 3.4.2. Determinación del tamaño de muestra

Se determinó mediante el muestreo al azar estratificado, tomando como referencia para el cálculo una prevalencia de 90.9% (Cabellos, 2006) con un nivel de confianza de 95% y un error de precisión de 5%, mediante la siguiente formula (Miranda, 1987).

#### a) Cálculo de la muestra inicial

$$n_i = \frac{Z^2(p \times q)}{d^2}$$

$$n_i = \frac{(1.96)^2(0.909 \times 0.091)}{(0.05)^2} \quad n_i = 127.109$$

Donde:

$n_i$  = tamaño inicial de la muestra.

$Z^2$  = nivel de confianza 95 %.

$p$  = proporción de la población objeto de estudio, prevalencia.

$q$  = complemento (1-p)

$d^2$  = precisión con la que se generaliza los resultados, margen de error (5%).

La muestra inicial estimada es de 127 animales.

#### b) Cálculo de la muestra final

$$n = \frac{n_i}{1 + \frac{n_i}{N}} \quad n = \frac{127}{1 + \frac{127}{1800}} \quad n = 118.71$$

Donde:

$n$  = Tamaño definitivo de la muestra.

$n_i$  =Tamaño inicial de muestra

$N$  = Tamaño de la población: 1800 vacunos de la raza Brown Swiss.

La muestra final estimada es de 119 animales.

### 3.4.2.1. Estratificación de muestra

La estratificación de la muestra se realizó de la siguiente manera:

**TABLA 1.** Distribución de animales para el estudio según sexo y clase.

SEXO	CLASE	N	PORCENTAJE
MACHOS	TERNERO	7	6%
	TORETE	6	5%
	TORO	3	3%
HEMBRAS	TERNERA	18	15%
	VAQUILLA	9	8%
	VAQUILLONA	7	6%
	VACA	69	58%
TOTAL		119	100%

### 3.4.3. Procedimiento de análisis de muestra mediante el método ELISA

#### 3.4.3.1. Detección y cuantificación de anticuerpos específicos, frente al vRIB, mediante ELISA indirecto

##### a. Preparación de reactivos

Se equilibra los reactivos a temperatura ambiente antes de comenzar el procedimiento del ensayo; la solución de lavado (10x) (vial N° 0): para reconstituir se añadió 1 volumen de Solución de Lavado (10x) y 9 volúmenes de agua destilada o desionizada. El diluyente de muestras (3x) (vial N° 1): para reconstituirla se añadió 1 volumen de Solución Diluyente de Muestras (3x) a 2 volúmenes de agua destilada o desionizada. Las soluciones son estables durante 7 días a temperatura ambiente (+20°C a +25°C).

**b. Preparación de las muestras**

Los controles positivo y negativo se encuentran listos para su uso y no requieren dilución. Las muestras de suero Individual se diluyo 1/100 en Solución Diluyente de muestras diluida.

**c. Desarrollo del ensayo**

- Dejando que todos los reactivos alcancen la temperatura ambiente y asegurándose de que estén bien mezclados se realiza una inversión suave del frasco.
- Se preparó una hoja de datos para identificar los pocillos individuales para cada muestra y control. Los controles positivo y negativo se analizaron por duplicado.
  1. Despegando la cubierta adhesiva de plástico se añadió 50µL de controles a los pocillos apropiados en la placa.
  2. Suero individual: Se dispense 50µL de las muestras diluidas 1/100 a los pocillos apropiados de la placa.
  3. Se cubre la placa con una cubierta adhesiva y luego a incubar.
  4. Protocolo corto: 60 minutos a +36°C - +38°C.
  5. Se retiró el adhesivo y se hizo 3 lavados de cada pocillo con 300µL de solución de lavado diluida. Al final, se invierte la placa y golpear firmemente sobre el papel absorbente.
  6. Se añade 50µL de Solución de Conjugado (vial N° 2) a cada pocillo.
  7. Se cubrir la placa con una cubierta adhesiva y se incuba por 60 minutos a +36°C - +38° C.

8. Se retira el adhesivo y se realiza 3 lavados a cada pocillo con 300 $\mu$ L de Solución de Lavado diluida. Al final, se invierte la placa y golpea firmemente sobre papel absorbente.
9. Se dispensa en cada pocillo 50 $\mu$ L de Solución de Sustrato (vial N° 3). Y luego se agitar suavemente la placa durante 2 segundos.
10. Se sella la placa con una tapa adhesiva y luego se incuba a temperatura ambiente (+20 °C - +25 °C) en la oscuridad durante 15 minutos.
11. Se quita la tapa adhesiva y dispensa en cada pocillo 50 $\mu$ L de Solución de Paro (vial N° 4) se agita golpeando ligeramente el flanco de la micro placa.
12. Se limpia la superficie inferior de la placa con un papel absorbente. Luego se hace la lectura de la placa utilizando el lector de ELISA equipado con un filtro de 450 nm. Finalmente registrar los resultados.

#### d. Validación del ensayo

El test es válido si la Densidad Óptica  $_{450}$  (DO) $_{450}$  media del Control Positivo es **>0,9** y la relación (DO $_{450}$ media del Control Positivo / DO $_{450}$ media del Control Negativo) es **>5,0**.

### e. Interpretación del ensayo

Para la interpretación de los resultados es preciso obtener el valor de **IRPC** (Índice Relativo x100) de cada muestra. Para obtener el valor de IRPC de cada muestra se aplica la siguiente relación (en ella se utilizan los valores medios de DO<sub>450</sub> obtenidos con las dos réplicas de los controles):

$$\text{IRPC} = \left( \frac{\text{DO}_{450} \text{ Muestra} - \text{Media DO}_{450} \text{ Control Negativo}}{\text{Media DO}_{450} \text{ Control Positivo} - \text{Media DO}_{450} \text{ Control Negativo}} \right) \times 100$$

**Fuente:** CIVTEST BOVIS RIB, Laboratorios Hipra Perú.

**TABLA 2.** Interpretación de resultados de suero para vRIB.

VALOR DE IRPC	ESTADO INMUNE FRENTE A vRIB
Menor o igual a 9.0	NEGATIVO
Mayor de 9.0 e inferior e igual a 15.0	SOSPECHOSO
Mayor de 15.0	POSITIVO

**Fuente:** CIVTEST BOVIS RIB, Laboratorios Hipra Perú.

#### 3.4.3.2. Detección, de anticuerpos específicos contra la proteína p80 del vDVB, mediante ELISA de bloqueo

##### a. Preparación de reactivos

Se equilibra los reactivos a temperatura ambiente antes de comenzar el procedimiento del ensayo. **Solución de Lavado (10x) (vial N° 0):** para reconstituirla se añade 1 volumen de Solución de Lavado (10x) a 9 volúmenes de **agua destilada o desionizada**. La solución diluida puede ser almacenada hasta 3 días a temperatura ambiente (+20 °C - +25 °C).

## b. Preparación de las muestras

Tanto los **Controles Positivo y Negativo Suero (viales N° 5 y N° 6)** como las **muestras de suero individual** deben diluirse **1/10** en **Solución Diluyente de Sueros (vial N° 1)**.

## c. Desarrollo del ensayo

- Se deja a que todos los reactivos alcancen la temperatura ambiente y se asegura que estén bien mezclados realizando una inversión suave del frasco.
- Se preparó una hoja de datos para identificar los pocillos individuales para cada muestra y control. Los Controles positivo y negativo se analizaron por duplicado.
  1. Se despega la cubierta adhesiva de plástico y se procedió a añadir:  
Suero: Del cual se dispensa 100µL tanto de los controles Positivo, Negativo y los Sueros de las muestras diluidas 1/10 en Solución diluyente de Sueros (vial N° 1) a los pocillos apropiados de la placa.
  2. Se cubre la placa con una cubierta adhesiva y se deja incubar:  
Protocolo corto: 60 minutos a + 36 °C - + 38 °C.
  3. Se retira el adhesivo y se realiza **4 lavados** a cada pocillo con 300µL de Solución de Lavado diluida. Al final, se invierte la placa y golpea firmemente sobre papel absorbente.
  4. Se añade **100µL de solución de Conjugado** (vial N° 2) a cada pocillo.
  5. Se cubre la placa con una cubierta adhesiva y se deja incubar por **60 minutos a +36 °C - +38 °C**.

6. Se retira el adhesivo y se realiza **4 lavados** a cada pocillo con 300 $\mu$ L de solución de lavado diluida. Al final se invierte la placa y golpea firmemente sobre papel absorbente.
7. Se dispensa en cada pocillo **100 $\mu$ L de Solución de Sustrato** (vial N° 3). Se agitar suavemente la placa durante 2 segundos.
8. Se sella la placa con una tapa adhesiva y se deja incubar a **temperatura ambiente (+20 °C - +25°C)** en la oscuridad **durante 10 minutos.**
9. Se quita la tapa adhesiva y se dispensa en cada pocillo **100 $\mu$ L de Solución de Paro** (vial N° 4). Se agita golpeando ligeramente el flanco de la microplaca.
10. Se limpiar la superficie inferior de la placa con un papel absorbente. Se realiza la lectura de la placa utilizando el lector de ELISA equipado con un filtro de **450nm.** Y finalmente se registra los resultados.

#### d. Validación del ensayo

El test es válido si la Densidad Óptica  $_{450}$  (DO) $_{450}$  media del Control Negativo es **>0,65** y el control Positivo presenta un **%IN >60%**.

### e. Interpretación del ensayo

Para la interpretación de los resultados es preciso transformar las  $DO_{450}$  en **Porcentajes de Inhibición (%IN)** utilizando la siguiente fórmula (en ella se utiliza la media de  $DO_{450}$  obtenida en las 2 réplicas del control negativo):

$$\%IN = \left( \frac{\text{Media } DO_{450} \text{ Control Negativo} - DO_{450} \text{ Muestra}}{\text{Media } DO_{450} \text{ Control Negativo}} \right) \times 100$$

**Fuente:** CIVTEST BOVIS DVB/PD P80, Laboratorios Hipra Perú.

**TABLA 3.** Interpretación de resultados de suero para vDVB.

VALOR %IN	ESTADO INMUNE FRENTE A vDVB
Inferior a 50	NEGATIVA
Mayor o igual a 50 e inferior a 80	POSITIVO BAJO
Superior o igual a 80	POSITIVO ALTO

**Fuente:** CIVTEST BOVIS DVB/PD P80, Laboratorios Hipra Perú.

### 3.5. ANÁLISIS DE DATOS

#### a. Estimación de la seroprevalencia

La seroprevalencia del virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina y el virus de la Diarrea Viral Bovina, se determinó mediante la siguiente fórmula (thursfield, 1990).

$$P = \left( \frac{\text{Número de muestras positivas}}{\text{Total de muestras}} \right) \times 100$$

#### b. Método estadístico

Los datos de la variable discreta (números enteros) fueron procesados y analizados mediante la prueba de Ji-cuadrado, mediante el software IBM SPSS Statistics 22., y bajo la fórmula siguiente:

$$X_c^2 = \sum_{i=1}^k \left( \frac{(\theta_i - e_i)}{e_i} \right)^2 \times 100$$

Donde:

$X_c^2$  = Valor de ji-cuadrado.

$\sum$  = Sumatoria.

$\theta_i$  = frecuencia de valor observado de la enfermedad.

$e_i$  = frecuencia de valor esperado de la enfermedad.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. SEROPREVALENCIA DE RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA

#### 4.1.1. PREVALENCIA GENERAL DEL vRIB

**TABLA 4.** Seroprevalencia general de vRIB en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco.

ESPECIE	N	Positivos	Porcentaje
Vacunos	119	17	14.3%

**Fuente:** Elaboración propia.

La Tabla 4, muestra la seroprevalencia general del virus Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, se encontró 14.3% (17/119), la cual es ligeramente superior a lo que reporta Condori, (2014) quien obtuvo una seroprevalencia general del vRIB de 11.88% (19/160) en la Microcuenca Llallimayo - Melgar de los Distritos LLalli, Umachiri y Cupi de la Provincia de Melgar de la Región Puno. Asimismo, el SENASA en el año 2013 haciendo una caracterización del RIB en el Departamento de Puno obtuvo una prevalencia general de 11.6% (54/464) y también el estudio realizado por Estofanero, (2015) encontró una prevalencia de 7,69% (6/78) del virus Rinotraqueitis Infecciosa Bovina, en la comunidad de Huancollusco del distrito de Taraco, estos resultados también son inferiores al presente trabajo. Asimismo, Villacaqui *et al.*, (2006), quienes estudiaron en bovinos de crianza extensiva de tres distritos de la Provincia de San Pablo Cajamarca donde determinó que el 0.6% de

los animales presentaban anticuerpos contra vRIB, siendo esta muy inferior al encontrado en el presente trabajo.

Los valores encontrados en el presente estudio son inferiores a la investigación realizada en el año 2015 por Tevez, que encontró de 160 muestras, 36 vacunos seropositivos, lo que esto representa el 22.50% (36/160) de seroprevalencia frente al vRIB en vacunos del Distrito de Nuñoa - Melgar. Del mismo modo el estudio realizado por Sánchez, Benito y Rivera, (2003) en 12 establos de Lima, reporta que el 36% (143/395) de las muestras tuvieron anticuerpos neutralizantes contra el VHB-1. También indica que la prevalencia viral dentro del hato estuvo entre 2 a 90%. También detectaron anticuerpos contra el VHB-1 en las tres zonas de muestreo, con una prevalencia que varió entre 13% a 50%. Del mismo modo Rosadio, Rivera y Manchego, (1993) reportan una prevalencia de 36.5%, en el estudio que fue realizado en los establos de engorde de vacunos de la ciudad de Lima. Igualmente, en el año 2003 Sánchez, realizó su trabajo de investigación en vacunos del valle de Lima, reportando la presencia de anticuerpos contra el vRIB en 36.0% de los animales. Sin embargo, Zacarias, (2002) realizó un estudio en la provincia de Parinacochas - Ayacucho, en bovinos criollos de crianza extensiva, donde encontró una prevalencia de 68%, el autor indica que los animales estaban sujetos a factores estresantes como: sequía, falta de pastos, desnutrición y parasitosis principalmente; estos factores podrían favorecer la reactivación del VHB-1 con presentación aguda del RIB con eliminación viral y transmisión a los animales susceptibles. Siendo este muy superior al presente trabajo.

## 4.1.2. PREVALENCIA DEL vRIB SEGÚN ESTADO PRODUCTIVO

**TABLA 5.** Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según estado productivo

ESTADO PRODUCTIVO	N	Positivos	Porcentaje
Vacas en seca	17	2	11.8%
Vacas en lactación	52	12	23.1%
Total	69	14	20.3%

**Fuente:** Elaboración propia.

**( $P \geq 0.05$ )**

En la Tabla 5, se observa la seroprevalencia del virus Rinotraqueitis Infecciosa bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, según estado productivo; obteniendo 11.8% (2/17) para vacas en seca y 23.1% (12/52) para vacas en lactación; las cuales no mostraron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ). en cambio, el estudio realizado en el año 2015 por Zapana, determinó 27.8% (20/72) de seroprevalencia del vRIB en vacas en producción en el distrito de Lampa. Así mismo el estudio realizado en el Distrito de Nuñoa determinó una prevalencia de 25.00% (32/128) en vacas (Tevez, 2015). Siendo esta superior al presente trabajo. Sin embargo, estudio realizado por Estofanero, (2015) encontró una prevalencia de 7,69% (6/78) del virus Rinotraqueitis Infecciosa Bovina, en la comunidad de Huancollusco del distrito de Taraco en vacas de diferentes números de parto, siendo esta inferior al presente trabajo. Houe, (1995 y 1999) indica que la principal forma de transmisión del virus entre hatos es a través de la adquisición de bovinos infectados o de hembras que transportan fetos infectados; hasta donde se conoce, los pequeños productores de la comunidad de

Huisacollana del Distrito de Yauri - Espinar, así como en otras regiones, adquieren vacas vacías o gestantes con el propósito de elevar su producción lechera, lo cual sería uno de los factores de riesgo. Según las normas vigentes, para el tránsito interno de animales dispuestos por SENASA (Ministerio de agricultura), estos pueden ser movilizados de un lugar a otro, siempre que cuenten con Certificado Sanitario de negatividad a esta enfermedad RIB, mientras, por la no certificación emitida por SENASA, se pueden introducir a otras zonas con el movimiento de los animales, procedentes de áreas donde estas enfermedades como la diarrea viral bovina son prevalentes, ya que no constituyen barreras sanitarias, estos agentes causales de la diarrea viral bovina pueden difundirse rápidamente al encontrar una población susceptible y ante la falta de medidas de control.

## 4.1.3. PREVALENCIA DEL vRIB SEGÚN SEXO

TABLA 6. Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según sexo.

SEXO	N	Positivos	Porcentaje
Machos	16	1	6.3%
Hembras	103	16	15.5%
Total	119	17	14.3%

Fuente: Elaboración propia.

**( $P \geq 0.05$ )**

En la Tabla 6, se observa la seroprevalencia del virus Rinotraqueítis Infecciosa bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, según sexo; en donde los machos reflejaron 6.3% (1/16) y en hembras 15.5% (16/103); las cuales no mostraron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ). Esta semejanza indica que los animales del sexo macho estarían expuestos a los factores de riesgo en el mismo grado con respecto a los animales del sexo hembra. Por lo que Chase et al., (1995) indica que las hembras son mayormente afectadas por esta enfermedad y suelen presentar los signos clínicos reproductivos y de acuerdo con la información proporcionada por los productores, habían ocurrido abortos y casos de infertilidad. Houe, (1999) indica que el RIB es una enfermedad que se transmite a través del semen, por lo que los sementales juegan un rol importante en la diseminación del virus. Lo que se sugiere es implementar mejoras en las medidas de bioseguridad al momento de introducir reemplazos o sementales provenientes de otras regiones.

Las proporciones encontradas para el factor sexo es similar al estudio realizado en el Distrito de Azángaro por Vilca, (2014) que determina una seroprevalencia de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina de 14,38% (23/116) en hembras, y 5.62% (9/44) en machos. En esta infección se debería posiblemente a la utilización de pajillas de semen de toros infectados con el VHB-1, puesto que no hay ningún registro de calidad de semen que ofrecen los expendedores. Houe, (1999) indica que el semen fresco o criopreservado de toros es una importante vía de transmisión horizontal; esta afirmación es coadyuvada por Gard y Givens, (2007) quienes señalan que el RIB representa un problema potencial en la inseminación artificial debido a la alta asociación que existe entre el virus y los fluidos mucales del animal; el semen contaminado de toros infectados puede transmitir esta enfermedad a vacas inseminadas artificialmente, también es posible que el semen de toros que presenten infecciones testiculares persistentes pueda infectar a la vaca, que sería monta directa. Mientras, Golán, Scotti y Occhi, (1990) indican que el semen contaminado por VHB-1 también puede provenir de individuos clínicamente sanos.

## 4.1.4. PREVALENCIA DEL vRIB SEGÚN CLASE

TABLA 7. Seroprevalencia del vRIB bovina en vacunos, según clase.

CLASE ANIMAL	N	Positivos	Porcentaje
Terneras	18	0	0.0%
Vaquillas	09	1	11.1%
Vaquillonas	07	1	14.3%
Vacas	69	14	20.3%
Ternero	07	1	14.3%
Torete	06	0	0.0%
Toro	03	0	0.0%

Fuente: Elaboración propia

(P≥0.05)

En la Tabla 7, se observa la seroprevalencia del virus Rinotraqueitis Infecciosa bovina en vacunos, según clase; donde las terneras, vaquillas, vaquillonas, vacas, terneros, torete y toro mostraron 0.0%, 11.1% (1/9) 14.3% (1/7), 20.3% (14/69), 14.3% (1/7), 0.0% y 0.0%, respectivamente; las cuales sometidas a la prueba estadística no se encontró diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ). Esta semejanza posiblemente se deba a que los animales tienen un manejo conjunto entre terneros y adultos todos tienen un mismo manejo y por lo tanto la exposición al patógeno es similar para todos. La seroprevalencia 20.3% (14/69) en la clase vaca es superior en comparación de las otras clases de animal sin embargo estadísticamente no es significativo, pero esta prevalencia en vaca tal vez se deba a que estos animales sean mayores a 2 años de edad y se encuentren durante varios años en el hato a comparación de los toros; y, hasta donde se sabe, el factor edad es un

factor predisponente de la enfermedad por el mayor tiempo de exposición; al cual coadyuva Kahrs, (1977) manifestando que, a medida que incrementa la edad de las vacas está expuesta a la mayor probabilidad de presentar RIB, y esto tiene relación con el hecho de que estos animales han tenido mayor posibilidad de estar en contacto con el virus.

Nuestros resultados son semejantes a los reportes de Tevez, (2015) quién realizó un estudio en el Distrito de Nuñoa determinó una prevalencia del RIB de 12.50% (4/32) en vaquillas y 25.00% (32/128) en la clase vacas ( $P \leq 0.05$ ). Comparado con nuestros resultados es semejante en cuanto a vaquillas 11.1% (1/9) esto se debería a que los animales jóvenes o menores de 2 años son contemporáneos y la exposición al patógeno es similar, en el factor periodo de tiempo, pero si es superior a nuestro resultado de prevalencia del vRIB en vacas que es 20.3% (14/69). Igualmente, Valdez, (2015) reporta una prevalencia de 15.70% (38/242) del vRIB en vacas de la Pampa de Anta del Cusco. Y Vilca, (2014) en animales mayores de dos años registra 16.88% (27/134) de seropositivos a RIB; mientras que los animales menores de dos años resultaron 3.12% (5/26) seropositivos a RIB, esta seroprevalencia en bovinos mayores de dos años y menores de dos años, respectivamente resulto con una alta diferencia significativa ( $P \leq 0.01$ ).

Los valores encontrados en el presente estudio de investigación son inferiores al de Sánchez, (2003) que, en el valle de Lima determinó una prevalencia de 43% y 12% en animales de más de dos años y menores

de dos años de edad, respectivamente. Igualmente Condori, (2014) reporta para la microcuenca Llallimayo, Provincia de Melgar, en vacunos menores de 2 años y mayores de 2 años se detectaron 11.29% y 12.24% de seroprevalencia, respectivamente; a esto Blood y Radostitis (1992) y otros autores, indican que las fuentes principales de infección con VHB-1 son el exudado nasal (contacto directo) 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. En este trabajo de investigación se considera que las dos razones principales para la transmisión del virus en bovinos de la Comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri - Espinar, que podrían ser atribuidos a la inseminación artificial, y el ingreso de vacas infectadas.

## 4.2. SEROPREVALENCIA DE LA DIARREA VIRAL BOVINA

### 4.2.1. PREVALENCIA GENERAL DEL vDVB

**TABLA 8.** Seroprevalencia general del vDVB en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco.

ESPECIE	N	Positivos	Porcentaje
Vacunos	119	70	58.8%

**Fuente:** Elaboración propia.

La Tabla 8, muestra la seroprevalencia general del virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, en donde se encontró 58.8% de seroprevalencia lo que indica que de 119 animales muestreados 70 son positivos al vDVB. Este resultado del estudio es alto en los hatos de los criadores y se asemeja al reporte de Cárdenas, *et al*, (2011) que registran una prevalencia general de 56.2% de anticuerpos contra el virus de la diarrea viral bovina en sueros de bovinos de la cuenca Ccañipía, Espinar, departamento de Cusco; resultados que son de la misma zona, esto se debe a que los huéspedes están expuestos a los mismos factores de riesgo como la aplicación de inseminación artificial que facilita los técnicos de la municipalidad y de fundación Tintaya sin evaluaciones de la presencia del agente en las pajillas.

Valores superiores al presente estudio reporta Cabellos, (2006) en una comunidad de la provincia de Calca – Cusco una prevalencia del vDVB de 90.90%. Así mismo, Villafuerte, (2017) reporta una seroprevalencia del Virus de la Diarrea Viral Bovina de 71.74% (66/92) en vacunos de

la comunidad de Vista Alegre del distrito Santo Tomás de la provincia de Chumbivilcas – Cusco. Mientras Ordoñez, (2009) encuentra valores inferiores a nuestro resultado con una prevalencia general de 30.43% (14/46) del vDVB en animales muestreados que se encontraban aparentemente sanos del Centro de Investigación y Producción Chuquibambilla UNA - Puno; igualmente Quiñones, (2006) reporta una seroprevalencia general de anticuerpos del virus de la DVB en bovinos de la estación experimental del INIA ILLPA - Puno de 25.35% (18/71), estos dos últimos son inferiores al resultado obtenido en presente trabajo de investigación, esto se deba posiblemente al manejo que se realiza es distinto, debido a que en la estación experimental tienen mayor control y bioseguridad, en cambio en el distrito de Yauri - Espinar los animales tienen una crianza extensiva y pocos criadores manejan semi extensiva, y los datos obtenidos son de diferentes productores en la cual cada uno hace su manejo y hace la compra de animales sin descartar la enfermedad y/o la cuarentena.

#### 4.2.2. PREVALENCIA DEL vDVB SEGÚN ESTADO PRODUCTIVO

**TABLA 9.** Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según estado productivo.

ESTADO PRODUCTIVO	N	Positivos	Porcentaje
Vacas en seca	17	10	58.8%
Vacas en lactación	52	37	71.2%
Total	69	47	68.1%

Fuente: Elaboración propia.

( $P \geq 0.05$ )

La Tabla 9, evidencia la seroprevalencia del virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, según estado productivo; en el cual se determinó 58.8% (10/17) para las vacas en seca y 71.2% (37/52) para vacas en lactación; las cuales no mostraron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ). Esta semejanza se deba posiblemente a que tienen el mismo manejo en un hato ganadero por lo que ambos tienen el mismo riesgo de contraer la enfermedad pero dependera del estado inmunitario de las vacas (Clayton, 1996)., en cambio Ordoñez, (2009) encontró en vacas no paridas 8.3%, vacas de un parto 14.29% y en vacas de dos o más partos de 55% de prevalencia del vDVB en el Centro de Investigacion y Produccion Chuquibambilla, que estos resultados son inferiores a nuestro trabajo de invetigacion, asi mismo Aguilar, *et al.*, (2006) determinaron la prevalencia de vDVB en animales productores de leche, bajo crianza intensiva en el Valle de Lima fue de 56.0% en 12 hatos, a la vez determinó que, en los animales mayores de dos años es de 34.0%, este último se deba posiblemente a que en Lima cuentan con programas de vacunación, debido a que se

dedican a la crianza de vacunos de leche en forma comercial; mientras que, en el distrito de Yauri – Espinar aún falta la implementación de programas de vacunación. Clayton, (1996) indica que la principal medida de control en ganado lechero es prevenir la infección fetal para eliminar las pérdidas reproductivas y así reducir las pérdidas producidas por infecciones agudas.

#### 4.2.3. PREVALENCIA DEL vDVB SEGÚN SEXO

**TABLA 10.** Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según sexo.

SEXO	N	Positivos	Porcentaje
Machos	16	8	50.0%
Hembras	103	62	60.2%
Total	119	70	58.8%

**Fuente:** Elaboración propia.

**( $P \geq 0.05$ )**

En la Tabla 10, se observa la seroprevalencia del virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, según sexo; en donde los machos reflejaron 50.0% (8/16) y en hembras 60.2% (62/103); los cuales no mostraron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ).

Estos valores son superiores al reporte del estudio realizado en bovinos en la estación experimental del INIA ILLPA - Puno por Quiñones, (2006) que reporta una seroprevalencia de anticuerpos del virus de la DVB en machos 14.29% (3/21) y en hembras 30.0%(15/50), del mismo modo es superior al estudio realizado en el distrito de Pisac provincia de Calca-Cusco, donde, la prevalencia en los anticuerpos virales de la diarrea viral bovina en vacunos de la raza holstein para las hembras es

de 22.11% y para los machos es de 8.33% según el reporte de Guzman, (2014).

El estudio realizado en la comunidad campesina de Huancollusco – Taraco-Puno, en el cual la seroprevalencia de virus de la Diarrea Viral Bovina en vacas gestantes de la comunidad de Huancollusco del distrito de Taraco mostro ser positivo en 8.05% para vacas con monta natural y de 32.18% para vacas con inseminación artificial mostrando una prevalencia general de 40.23% (Machaca, 2014). Estos valores también son inferiores al resultado de este trabajo, y la forma de introducir el virus a un hato susceptible es a través de la adquisición de bovinos PI o hembras que transportan fetos PI, otras vías de introducción son: el uso de vacunas vivas, semen contaminado, cohabitación con ovinos, transferencia embrionaria y el contacto con bovinos con infección aguda (Houe, 1995)

## 4.2.4. PREVALENCIA DEL vDVB SEGÚN CLASE

TABLA 11. Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según clase.

CLASE ANIMAL	N	Positivos	Porcentaje
Terneritas	18	5	27.8%
Vaquillas	09	6	66.7%
Vaquillonas	07	4	57.1%
Vacas	69	47	68.1%
Ternero	07	4	57.1%
Torete	06	2	33.3%
Toro	03	2	66.7%

Fuente: Elaboración propia.

**( $P \geq 0.05$ )**

En la Tabla 11, se observa la seroprevalencia del virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos, según clase; terneritas, vaquillas, vaquillonas, vacas, terneros, toretes y toros mostraron 27.8% (5/18), 66.7% (6/9), 57.1% (4/7), 68.1% (47/69), 57.1% (4/7), 33.3% (2/6) y 66.7% (2/3), respectivamente; las cuales sometidas a la prueba estadística no se encontró diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ). Esta semejanza posiblemente se deba a que los animales tienen un solo manejo en cada hato ganadero, puesto que cada clase de animal tiene las mismas condiciones de adquirir la enfermedad. Houe, (1999) indica que, el contacto directo con animales que cursan una infección aguda también puede transmitir el virus.

Los valores encontrados son muy superiores al reporte de Guzman, (2014) que obtuvo las prevalencias de 12.82% para los dientes de leche, 16.66% para dos dientes, para cuatro dientes 37.50% y boca llena 21.70%, la prevalencia para la clase animal en terneras 15.62%, para vaquillas 15.38%, vaquillonas 39.13% y vacas 21.73% y en toretes 25%. Y Cárdenas, Rivera, Araínga, Ramirez y De Paz, (2011) reporta una detección de anticuerpos contra el virus de la Diarrea Viral Bovina en terneras 31.3%, vaquilla y vaquillonas 51.8%, vacas en producción y en seca 63.1% y, en toros y toretes 51.3% de la cuenca Ccañipía, Espinar, departamento de Cusco. Finalmente, el estudio realizado en bovinos en la estación experimental del INIA ILLPA - Puno reporta en animales adultos 33.33% y en animales jóvenes 18.42% de Seroprevalencia del vDVB (Quiñones, 2006).

Por otro lado, en los bovinos evaluados según clase se hallaron animales positivos, lo cual implica la existencia de un factor común que predispone el contagio de la enfermedad y puede ser el hecho, que en esta época las vacas iniciaron su etapa reproductiva, por lo tanto, son hembras que deben ser inseminadas artificialmente o montadas directamente por el toro de reproducción, eventos catalogados por la literatura como factores transmisores de la enfermedad. Houe, (1999) indica que el vDVB es una enfermedad que se transmite a través del semen, por lo que los sementales y la Inseminación artificial juegan un rol importante en la diseminación del virus.

#### 4.3. SEROPREVALENCIA DE LA RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA Y DIARREA VIRAL BOVINA

**TABLA 12.** Seroprevalencia del vRIB y vDVB en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco.

CLASE	N	Positivos	Porcentaje
Terneros	7	1	14.3%
Vacas	69	9	13.0%
Total	76	10	13.2%

**Fuente:** Elaboración propia.

**( $P \geq 0.05$ )**

En la Tabla 12, se observa la seroprevalencia del virus de la Diarrea Viral Bovina y el virus de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos del distrito de Yauri – Espinar – Cusco, según clase; en el cual, las vacas mostraron 13.0% (9/69) y los terneros 14.3% (1/7) de seroprevalencia a ambas enfermedades; los cuales no mostraron diferencias significativas ( $P \geq 0.05$ ). Estos resultados se suman a otros resultados serológicos realizados en vacunos del país, que demuestran que los virus de la RIB y DVB están también en concomitancia presentes en la población bovina. Así Valdez (2015), en una investigación que fue realizada en vacas de la pampa de Anta de la Provincia de Anta - Cusco, determina una seroprevalencia de 5.372% para vacas y crías en 0.826 % siendo esta inferior al presente trabajo de investigación. En otro estudio realizado por Mendoza, (2012) en la Comunidad de Tambo Real del distrito de Zurite del departamento del Cusco registra una prevalencia de 0.92% (1/92) de concomitancia a RIB y DVB de un total de 92 vacas en producción, siendo está muy inferior al encontrado en el presente trabajo; la diferencia podría deberse a que existe animales

portadores y en fase de latencia al vDVB y al vRIB respectivamente. Las fuentes de transmisión para DVB serían los animales PI Rivera, (2001) y los animales con infecciones agudas a DVB Houe, (1991) y para RIB serían los animales que tienen la capacidad de producir infecciones latentes Obando, (1999) y por contacto con animales infectados Blood y Radostits, (1992). Esta concomitancia es debida a la inmunosupresión que ocasionan ambos virus a infecciones secundarias. El vDVB ocasiona leucopenia y altera las funciones de los leucocitos, aumentando la patogenicidad de microorganismos coinfectantes, los virus de la DVB actúan como agentes primarios de neumonías Baker, (1987). El efecto inmunosupresor del VHB-1 la más común y severa complicación es el complejo respiratorio bovino, en la que otros agentes como la parainfluenza 3. Virus respiratorio sincitial, virus de la diarrea viral bovina, *Pasteurella haemolytica* o *Pasteurella multocida* usualmente están presentes en forma concomitante (Chase et al., 1995).

## V. CONCLUSIONES

La seroprevalencia general del virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en 119 vacunos Brown swiss en el Distrito de Yauri – Espinar - Cusco es de 14.3%; y no se encontró diferencias significativas estadísticamente según estado productivo, sexo y clase ( $P \geq 0.05$ ); pero las hembras mostraron mayor seroprevalencia.

La seroprevalencia general del virus de la Diarrea Viral Bovina en 119 vacunos Brown Swiss en el Distrito de Yauri – Espinar - Cusco es de 58.8%; según estado productivo, sexo y clase animal y no reflejaron diferencias estadísticas ( $P \geq 0.05$ ); pero las hembras evidenciaron alta seroprevalencia.

## VI. RECOMENDACIONES

Capacitar a los ganaderos en las enfermedades virales como la RIB y la DVB para que puedan tomar las medidas adecuadas de prevención y control; con la finalidad de evitar la diseminación y transmisión del vRIB y el vDVB en la zona.

La municipalidad del distrito de Yauri y la Fundación Tintaya deberán considerar en el plan de apoyo social, la implementación de programas de vigilancia para RIB y DVB y prevenir el ingreso de semen importado y/o nacional obtenidos por contrabando puesto que estos no cuentan con el control sanitario respectivo.

Realizar trabajos de investigación para determinar los animales PI para el virus de la Diarrea Viral Bovina.

## VII. REFERENCIAS

- Aguilar, S., Renzo, B., Alfredo, Y., Rivera, G., y Hermelinda. 2006 . Seroprevalencia del virus de la Diarrea Viral Bovina en el ganado lechero de crianza intensiva del valle de lima. Rev. Investig. Vet Perú, VoL17, No.2, P. 148-153. issn 1609-9117.
- Aguilar, S., Reozo, B., y Rivera, H. 2006 Seroprevalencia del virus de la diarrea viral bovina en ganado lechero de crianza intensiva del valle de lima. . Rev. Investig. Vet Perú, JuL/Dic, VoL17, No.2, P. 148-153. issn 1609-9117.
- Babiuk, L. 1996. Immunology of bovine herpesvirus 1 infection. Vet Microbiology.
- Baker, J. 1987 . Bovine Viral Diarrhea Virus: . A Review. Javma 190 (11): 1449-1458.
- Bielefeldt, O. 1993–1995. Double-immunolabeling systems for phenotyping of immune cells harboring bovine viral diarrhea virus. J. Histochem. Cytochem. 1987;35:627–633.
- Blood, D., y Radostits , O. 1992. Medicina Veterinaria. Séptima Edición. . McGraw Hill.
- Brownlie, J., Thompson, I., & Curwen, A. 2000. Bovine virus diarrhoea virus strategic decisions for diagnosis and control. In parctice 22:176-187.
- Cabellos, K. O. 2006. Seroprevalencia de los virus: Parainfluenza 3, respiratorio sincitial, diarrea viral bovina, en un rebaño mixto de una comunidad campesina de la provincia de Calca, Cusco. Lima: Tesis UNMSM.

- Cárdenas, C., Rivera, H., Araínga, M., Ramirez, M., y De Paz, J. 2011. Seroprevalencia del Virus de la Diarrea Viral Bovina y de animales portadores del virus en la Provincia de Espinar, Cusco. *Rev Inv Vet Perú*, 22 (3): 261-267.
- Chase, C., Braun , L., Jessen, J., y Hurley, D. 1995. Studying virus cell interactions: finding new ways to prevent infectious bovine rhinotracheitis in cattle. *Departaments of Veterinary Science and Biology/Microbiology*.
- Clayton, L. 1996. *Department of Veterinary and Biomedical Sciences. University of Nebraska Lincoln*.
- Condori, D. 2014. Seroprevalencia de RIB en la Microcuenca Llallimayo, Provincia de Melgar. *Tesis Fac. Med. Vet. Y Zoot. UNA-Puno*.
- Contreras, G., Sahl, K., Arana, C., y Rivera, H. 2000. Anticuerpos contra el virus de la Diarrea Viral Bovina en muestras de leche de bovinos del valle del Mantaro (Jauja, Concepcion y Huancayo). *Rev. Inv. Peru Vol 11:1*.
- Dubovi, E. 1994. Impact of bovine viral diarrhea virus on reproductive performance in cattle. *Food Anim. Pract.* 10: 503–514.
- Engels, M., y Ackermann, M. 1996. Pathogenesis of ruminant herpesvirus infections. *Vet Microbiol.* 53: 3-5.
- Estofanero, J. 2015. Seroprevalencia del Virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en la Comunidad de Huancollusco del Distrito de Taraco Huancane. *Tesis UNA-PUNO*.

- Fredriksen, B., Sandvik, T., Loken, T., y SA., O. 1999. Level and duration of serum antibodies in cattle infected experimentally and naturally with bovine virus diarrhoea virus. . Vet Rec 144: 111-114.
- Gard, J. A., y Givens, D. A. 2007. Stringfellow 2007 Bovine viral diarrhoea virus (DVBV): epidemiologic concerns relative to semen and embryos. Epub Jun 22., 68(3):434-42.
- Golán, A., Scortti, M., y 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).
- Guzman, P. P. 2014. Prevalencia de la Diarrea Viral Bovina en vacunos de la raza Holstein en el Distrito de Pisac provincia de Calca - Cusco. Tesis, UNA-PUNO.
- Hamers, C., Couvreur, B., Dehan, P., Letellier, C., Lewalle, P., Kerkhofs, P., y Pastoret, P. 2000. Experimental infection of calves with bovine viral diarrhoea virus strains isolated from haemorrhagic syndromes. . Annales de Médecine Vétérinaire, 143: 197-200 .
- Houe , H. 1999. Epidemiological features and economical importance of bovine viral diarrhoea virus (DVB) infections. Vet. Microbiology, 64. 89-107.
- Houe, H. 1991. Prevalence of bovine virus diarrhoea (DVB) in 19 danish dairy herds and estimation of incidence of infection in early pregnancy. Prev Vet Med 11: 9-16.
- Houe, H. 1995. Epidemiology of bovine diarrhoea. Clin Vet North Am: Food Anim Pract (3):521-548.

- Houe, H. 2003. Economic impact of VDVB infection diaries . Biologicals.
- INEI. 2012. IV CENSO NACIONAL AGROPECUARIO .
- Jones, C. 1999. Alphaherpesvirus latency: it role in disease and survial of the virus in nature. Adv Virus.
- Kaashoek, M. 1995. Marker vacciones against bovine herpesvirus 1 infections. Thesis Universiteit Utrecht. Netherlands.
- Kahrs, R. F. 1977. Infectious bovine rhinotracheitis: a review and update. J Am Vet Med Assoc , 171(10):1055.
- Lértora, W. 2003. Diarrea viral bovina. Actualizacio.
- Machaca, D. 2014. Seroprevalencia del virus de la Diarrea Viral Bovina en vacas gestantes de la comunidad campesina de Huancollusco - Taraco - Puno. Tesis, UNA-PUNO.
- Mars, M., De Jong, M., y Van Oirschot, J. 2000. A gE-negative bovine herpesvirus 1 vaccine strain is not re-excreted nor transmitted in an experimental cattle population after corticosteroid treatments. Vaccine. 18: 1975 - 81.
- Mendoza, F. 2012. incidencia de la rinotraqueitis infecciosa bovina (RIB) y de la diarrea viral bovina (DVB) en las comunidades del distrito de Zurite (De La Pampa De Anta). Universida Nacional De San Antonio Abad Del Cusco Facultad De Agronomia Y Zootecnia Carrera Profesional De Zootecnia.
- McGowan, M., Kafi, M., Kirkland, P., Kelly, R., Bielefeldt, H., Occhio, M., y Jillella, D. 2003. Studies of the pathogenesis of bovine Pestivirus–induced

ovarian dysfunction in superovulated dairy cattle. *Theriogenology* 59: 1051–1066.

Moennig, V., & Liess, B. 1995. Pathogenesis of intrauterine infections with bovine viral diarrhoea virus. *Food Anim. Pract.* 11: 477–487.

Murray, R. 1991. Lesions in aborted bovine fetuses and placenta associated with bovine viral diarrhoea virus infection. *Arch Virol Suppl.* 3: 217-224.

Obando, R. 1999. Emphasis on diagnosis and concomitant infections with other viruses of the bovine respiratory disease complex. Swedish University Of Agricultura Sciences.

Odeón, A. 2000. Relación entre fenotipo viral y manifestación de cuadros clínicos patológicos del virus de la Diarrea Viral Bovina.

Ordoñez, B. Y. 2009. Prevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina y Diarrea Viral Bovina en el centro de investigación y producción chuquibambilla de la UNA-PUNO. PUNO.

ORGANIZACION MUNDIAL DE SALUD ANIMAL. (s.f.). *Infectious bovine rhinotracheitis/infectious pustular vulvovaginitis. Manual Of Standards Diagnostic Test And Vaccines.*

Parientes, A. 2006. Anticuerpos contra el virus causante de la rinotraqueitis infecciosa en vacunos de la Provincia de Melgar. Puno: Tesis Bach Fac Med Vet y Zoot Univ Nac del Altiplano. Perú.

Pidone, C., Galosi, M., y Etcheverrigarray, M. 1999. *Herpes virus Bovinos 1 y 5. Analecta Veterinaria (Argentina).*

- Quiñones, J. I. 2006. Seroprevalencia del Virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos del establo de la estacion experimental ILLPA INIA -PUNO. Tesis, UNA-PUNO.
- Quispe, R., Ccama, A., Rivera, H., y Arainga, M. 2008. El virus de la Diarrea Viral Bovina en la provincia de Melgar-Puno. . REV INV VET, PERÚ 19: 176-182.
- Richey, E. 1994. IBR in beef cattle (Infectious bovine rhinotracheitis/red nose). . VM-55. University of Florida, Institute of Food And Agricultural Sciences.
- Rivera, H. 1993. El virus de la diarrea viral bovina (DVB). Rev Inv Pec IVITA (Peru). , 6: 1-7.
- Rivera, H. 2001. Causas frecuentes de aborto bovino. REV INV VET, PERÚ 12:, 117-122.
- Rivera, H., Manchego, A., Sandoval, N., Vargas, A., Araujo, A., Gonzáles, A., y Rosadio, R. 1993. Aborto infeccioso en bovinos de leche del valle de Lima. . Rev Inv Pec IVITA (Perú). 6: 31-37.
- Rosadio, R., Rivera, H., y Manchego, A. 1993. Prevalence of neutralizing antibodies to bovine herpesvirus-1 in Peruvian livestock. Vet Rec., 132, 611- 612.
- Rush, D., Thurmond, M., Muñoz-Zanzi, C., y Hietala, S. 2001. Descriptive epidemiology of postnatal bovine viral diarrhea virus infection in intensively managed dairy heifers. J. Am Vet Med Assoc.

- Sánchez , T. 2003. Seroprevalencia del virus de la rinotraqueitis infecciosa bovina en Ganado lechero del valle de Lima. Tesis. UNMSM. Perú.
- Sánchez, G., Benito, A., y Rivera, H. 2003. Seroprevalencia del Virus de la Rinotraqueitis. Rev Inv Vet Perú, 54-60.
- SENAMHI. 2012. Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología.
- SENASA. 2013. 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.
- Suni, L. A. 2014. Seroprevalencia de la Diarrea Viral Bovina en la cuanca lechera del Distrito de Moquegua. Tesis. UNA-PUNO.
- Tevez, F. 2015. Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos del Distrito de Nuñoa - Melgar. Ayaviri.
- Thiry, E., Saliki, J., Bublot, M., y Pastoret, P. 1987. Reactivation of infectious bovine rhinotracheitis virus by transport. Comp Immun Microbiology Infect.
- Thiry, E., Saliki, J., Bublot, M., y PastoreT, P. 1990. Reactivation of infectious bovine rhinotracheitis virus by transport. Comp Inmun Microbiology Infect.
- Valdez, E. 2015. seroprevalencia de la rinotraqueitis infecciosa bovina, diarrea viral bovina y permanentemente infectados de la pampa de anta-cusco. Tesis, PostGrado - UNA PUNO.

- Vilca, J. 2014. Seroprevalencia de Anticuerpos contra el Virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en el Distrito de Azángaro - Puno. Tesis UNA-PUNO.
- Vilceck, S., Greiser-Wilke, J., Nettleton, P., y D, P. 2000. Cellular insertion in the ns2-3 genoma region of cytophatic bovine viral diarrhoea virus vDVB isolates. *Vet Microbiol* 77:129-136.
- Villacaqui, E.; Manchego, A.; Bazán, V; Rivera, H;. 2006. Seroprevalencia del virus de la rinotraqueitis infecciosa bovina en bovinos de crianza extensiva en la zona de Cajamarca. *Rev. investig. vet. Perú* v.17 n.2, P.144-147.
- Villafuerte, F. 2017. Detección de anticuerpos y antígenos del virus de la Diarrea Viral Bovina (DVB) en vacunos de la Comunidad de Vista Alegre, Santo Tomas - Chumbivilcas - Cusco. Tesis, UNSAAC.
- Winkler, M., Doster, A., y Jones, C. 2000. Persistence and reactivation of bovine herpesvirus 1 in the tonsils of latently infectescalves. *JVirol*.
- Zacarias , R. 2002. Seroprevalencia de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en Bovinos criollos de crianza extensiva de la Provincia de Parinacochas Ayacucho. . Tesis UNMSM Perú.
- Zanabria, V. 2000. Etiología del síndrome neumónico agudo en vacunos de engorde en Lima. *Rev. Inv. Vet. Perú* 11: 67-85.
- Zapana, P. 2015. Seroprevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (RIB) en vacas en lactación del Distrito de Lampa. Tesis UNA-PUNO.

# ANEXOS

**ANEXO A****ANEXO A1. Composición de Kit ELISA.**

- Kit ELISA para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.
  - 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**
  - Cubierta adhesiva para microplaca. **5 U.**
- Kit ELISA para Diarrea Viral Bovina.
  - Microplacas de 96 pocillos (divididas en 8 tiras de pocillos) tapizadas con antígeno específico de vDVB.
  - **Vial N° 0:** Solución de Lavado (10x) **2 por 100ml.**

- **Vial N° 1:** Diluyente de Suero. Solución diluyente de suero con colorante verde. Listo para su uso. **60ml.**
- **Vial N° 2:** Solución de Conjugado: Solución de AcM-p80/HRPO con colorante rojo. Lista para su uso. **60ml**
- **Vial N° 3:** Solución de Sustrato: Solución de TMB. Lista para su uso. **60ml**
- **Vial N° 4:** Solución de Paro: Solución de ácido sulfúrico. Lista para su uso. **60ml**
- **Vial N° 5:** Control Positivo. **1.0ml**
- **Vial N° 6:** Control Negativo Suero. **1.0ml**
- Cubierta adhesiva para microplaca. **5 U.**

**ANEXO B**

**Tabla 1. Ficha de muestreo según estado productivo, sexo y clase.**

Nº DE PRODUCTOR	NOMBRE DEL PRODUCTOR	Nº DE MUESTRA	CLASE	SEXO	NOMBRE DEL ANIMAL
1	Aurelio Ccorahua	1	TORO	MACHO	Franco
2	Santos Ccorahua	2	VACA EN SECA	HEMBRA	Sara
	Santos Ccorahua	3	VACA EN SECA	HEMBRA	Katy
	Santos Ccorahua	4	VACA EN SECA	HEMBRA	Shami
3	Emilio Ccorahua Huahuisa	5	VACA EN SECA	HEMBRA	Diana
	Emilio Ccorahua Huahuisa	6	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Gloria
	Emilio Ccorahua Huahuisa	7	TERNERA	HEMBRA	Urpi
4	Graciela Carlos Ccorahua	8	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Norka
	Graciela Carlos Ccorahua	9	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Blanca
	Graciela Carlos Ccorahua	10	VACA EN SECA	HEMBRA	Tunka
	Graciela Carlos Ccorahua	11	VACA EN SECA	HEMBRA	Negra
	Graciela Carlos Ccorahua	12	VAQUILLA	HEMBRA	Dana
	Graciela Carlos Ccorahua	13	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Mora
	Graciela Carlos Ccorahua	14	TERNERO	MACHO	Mocho
	Graciela Carlos Ccorahua	15	VAQUILLA	HEMBRA	Llaki
5	Gabriel Soto Surco	16	VACA EN SECA	HEMBRA	Bombona
6	Crecencia Ancca de Carlos	17	VACA EN SECA	HEMBRA	Famosa
	Crecencia Ancca de Carlos	18	TERNERA	HEMBRA	Maria
	Crecencia Ancca de Carlos	19	TERNERA	HEMBRA	Alondra
7	Wilfredo Ancca	20	TERNERA	HEMBRA	Rous
	Wilfredo Ancca	21	TERNERA	HEMBRA	Carolina
	Wilfredo Ancca	22	VACA EN SECA	HEMBRA	Paloma
	Wilfredo Ancca	23	VACA EN SECA	HEMBRA	Katy
8	Jorge Luis Ancca Achire	24	TERNERA	HEMBRA	Mia
9	Timoteo Umasi Quispe	25	TORETE	MACHO	Dominic
	Timoteo Umasi Quispe	26	TERNERA	HEMBRA	Candy
	Timoteo Umasi Quispe	27	TERNERA	HEMBRA	Fresia
	Timoteo Umasi Quispe	28	TERNERA	HEMBRA	Luna
	Timoteo Umasi Quispe	29	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Naida Luz
	Timoteo Umasi Quispe	30	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Gaby
	Timoteo Umasi Quispe	31	VAQUILLA	HEMBRA	Mily
	Timoteo Umasi Quispe	32	VAQUILLA	HEMBRA	Pili
	Timoteo Umasi Quispe	33	VAQUILLA	HEMBRA	Yacky
	Timoteo Umasi Quispe	34	VAQUILLA	HEMBRA	CHQ165
	Timoteo Umasi Quispe	35	VAQUILLONA	HEMBRA	Carmencita
	Timoteo Umasi Quispe	36	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Pola
	10	Nieves Ccorahua	37	VACA EN LACTACION	HEMBRA
Nieves Ccorahua		38	TERNERO	MACHO	Pedrito
Nieves Ccorahua		39	TERNERO	MACHO	Chato
Nieves Ccorahua		40	TERNERO	MACHO	Andres
Nieves Ccorahua		41	TERNERO	MACHO	Tomas

	Nieves Ccorahua	42	TERNERA	HEMBRA	Lulú
	Nieves Ccorahua	43	TERNERA	HEMBRA	Luna
11	Efrain Pallani	44	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Josefina
	Efrain Pallani	45	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Morena
12	Doroteo Coa Kana	47	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Katy
	Doroteo Coa Kana	48	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Gloria
	Doroteo Coa Kana	49	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Hermosa
	Doroteo Coa Kana	50	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Yuly
	Doroteo Coa Kana	51	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Bethy
	Doroteo Coa Kana	52	TORETE	MACHO	Santos
	Doroteo Coa Kana	53	TERNERO	MACHO	Peter
13	Jacinto Surco Achiri	54	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Cari
	Jacinto Surco Achiri	55	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Rosita
	Jacinto Surco Achiri	56	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Paty
	Jacinto Surco Achiri	57	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Urpi
	Jacinto Surco Achiri	58	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Carla
	Jacinto Surco Achiri	59	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Coraja
	Jacinto Surco Achiri	60	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Dina
	Jacinto Surco Achiri	61	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Caro
	Jacinto Surco Achiri	62	VAQUILLONA	HEMBRA	Camila
	Jacinto Surco Achiri	63	VAQUILLA	HEMBRA	Ilda
	Jacinto Surco Achiri	64	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Perla
	Jacinto Surco Achiri	65	TERNERA	HEMBRA	Gringa
	Jacinto Surco Achiri	66	VAQUILLA	HEMBRA	Vero
	Jacinto Surco Achiri	67	TERNERO	MACHO	Gorila
14	Esteban Magaña Piña	68	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Merlis
15	Adriana Choquepoma Kapa	69	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Kaile
	Adriana Choquepoma Kapa	70	VAQUILLONA	HEMBRA	Paris
	Adriana Choquepoma Kapa	71	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Mayoli
	Adriana Choquepoma Kapa	72	TERNERA	HEMBRA	Perla
	Adriana Choquepoma Kapa	73	TERNERA	HEMBRA	Rina
	Adriana Choquepoma Kapa	74	TERNERA	HEMBRA	Aneli
16	Pascuala Torres Ancca	75	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Rosita
	Pascuala Torres Ancca	76	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Susi
	Pascuala Torres Ancca	77	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Saiwa
	Pascuala Torres Ancca	78	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Sarita
	Pascuala Torres Ancca	79	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Flor
17	Olga Colque Ancca	80	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Gringa
	Olga Colque Ancca	81	VAQUILLONA	HEMBRA	Shamil
	Olga Colque Ancca	82	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Kaila
	Olga Colque Ancca	83	VAQUILLONA	HEMBRA	Killa
18	Jose Luis Quispe Ancca	84	VAQUILLONA	HEMBRA	Kalesa
	Jose Luis Quispe Ancca	85	VAQUILLONA	HEMBRA	Alizon
	Jose Luis Quispe Ancca	86	VACA EN SECA	HEMBRA	Aliza
	Jose Luis Quispe Ancca	87	VACA EN SECA	HEMBRA	Macará
19	Luis Korahua Huahuisa	88	VACA EN SECA	HEMBRA	Estrella
	Luis Korahua Huahuisa	89	VACA EN SECA	HEMBRA	Shakira

	Luis Korahua Huahuisa	90	TORO	MACHO	Elias
20	Maria Charca Laiqui	91	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Princesa
	Maria Charca Laiqui	92	VACA EN SECA	HEMBRA	Sonia
21	Marcelino Chancayauri Sayco	93	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Camila
	Marcelino Chancayauri Sayco	94	VAQUILLA	HEMBRA	Mary
	Marcelino Chancayauri Sayco	95	TORETE	MACHO	Goliat
	Marcelino Chancayauri Sayco	96	TORETE	MACHO	Hercules
	Marcelino Chancayauri Sayco	97	TERNERA	HEMBRA	Gaby
22	Santos Ccorahua	98	TERNERA	HEMBRA	Mary
	Santos Ccorahua	99	TERNERA	HEMBRA	Tania
	Santos Ccorahua	100	TORETE	MACHO	Coco
11	Efrain Pallani	101	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Dalia
23	Eliazar Saico Sucle	102	TORO	MACHO	Clever
	Eliazar Saico Sucle	103	VACA EN LACTACION	HEMBRA	China
	Eliazar Saico Sucle	104	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Mili
	Eliazar Saico Sucle	105	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Lola
	Eliazar Saico Sucle	106	VACA EN SECA	HEMBRA	Sisan
24	Silverio Leandro Chancayauri	107	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Mila
	Silverio Leandro Chancayauri	108	VACA EN SECA	HEMBRA	Leyla
	Silverio Leandro Chancayauri	109	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Techy
	Silverio Leandro Chancayauri	110	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Carola
	Silverio Leandro Chancayauri	111	TORETE	MACHO	Lolo
	Silverio Leandro Chancayauri	112	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Monica
25	Soledad Leandro Ancca	113	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Ana
	Soledad Leandro Ancca	114	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Pancha
	Soledad Leandro Ancca	115	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Princesa
26	Susana Ancca	116	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Mary
	Susana Ancca	117	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Diana
	Susana Ancca	118	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Elena
	Susana Ancca	119	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Blanca
	Susana Ancca	120	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Soledad

**Tabla 2. Resultados de la Seroprevalencia del Virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos Brown Swiss de la Comunidad de Huisacollana del distrito de Yauri – Espinar – Cusco.**

N°	NOMBRE DEL PRODUCTOR	N° DE MUESTRA	CLASE	NOMBRE DEL ANIMAL	DO	VALOR IRPC	RESULT RIB
1	Aurelio Ccorahua	1	TORO	Franco	0.093	-1	NEGATIVO
2	Santos Ccorahua	2	VACA EN SECA	Sara	0.070	-3	NEGATIVO
3	Santos Ccorahua	3	VACA EN SECA	Katy	0.073	-3	NEGATIVO
4	Santos Ccorahua	4	VACA EN SECA	Shami	0.086	-2	NEGATIVO
5	Emilio Ccorahua Huahuisa	5	VACA EN SECA	Diana	0.867	65	POSITIVO
6	Emilio Ccorahua Huahuisa	6	VACA EN LACTACION	Gloria	0.080	-2	NEGATIVO
7	Emilio Ccorahua Huahuisa	7	TERNERA	Urpi	0.073	-3	NEGATIVO
8	Graciela Carlos Ccorahua	8	VACA EN LACTACION	Norka	0.083	-2	NEGATIVO
9	Graciela Carlos Ccorahua	9	VACA EN LACTACION	Blanca	0.084	-2	NEGATIVO
10	Graciela Carlos Ccorahua	10	VACA EN SECA	Tunka	1.192	93	POSITIVO
11	Graciela Carlos Ccorahua	11	VACA EN SECA	Negra	0.089	-2	NEGATIVO
12	Graciela Carlos Ccorahua	12	VAQUILLA	Dana	0.097	-1	NEGATIVO
13	Graciela Carlos Ccorahua	13	VACA EN LACTACION	Mora	0.136	2	NEGATIVO
14	Graciela Carlos Ccorahua	14	TERNERO	Mocho	0.073	-3	NEGATIVO
15	Graciela Carlos Ccorahua	15	VAQUILLA	Llaki	0.131	2	NEGATIVO
16	Gabriel Soto Surco	16	VACA EN SECA	Bombona	0.070	-3	NEGATIVO
17	Crecencia Ancca de Carlos	17	VACA EN SECA	Famosa	0.097	-1	NEGATIVO
18	Crecencia Ancca de Carlos	18	TERNERA	Maria	0.076	-3	NEGATIVO
19	Crecencia Ancca de Carlos	19	TERNERA	Alondra	0.078	-3	NEGATIVO
20	Wilfredo Ancca	20	TERNERA	Rous	0.128	2	NEGATIVO
21	Wilfredo Ancca	21	TERNERA	Carolina	0.071	-3	NEGATIVO
22	Wilfredo Ancca	22	VACA EN SECA	Paloma	0.088	-2	NEGATIVO
23	Wilfredo Ancca	23	VACA EN SECA	Katy	0.068	-3	NEGATIVO
24	Jorge Luis Ancca Achire	24	TERNERA	Mia	0.053	-5	NEGATIVO
25	Timoteo Umasi Quispe	25	TOROTE	Dominic	0.053	-5	NEGATIVO
26	Timoteo Umasi Quispe	26	TERNERA	Candy	0.069	-3	NEGATIVO
27	Timoteo Umasi Quispe	27	TERNERA	Fresia	0.084	-2	NEGATIVO
28	Timoteo Umasi Quispe	28	TERNERA	Luna	0.118	1	NEGATIVO
29	Timoteo Umasi Quispe	29	VACA EN LACTACION	Naida Luz	0.086	-2	NEGATIVO
30	Timoteo Umasi Quispe	30	VACA EN LACTACION	Gaby	0.113	0	NEGATIVO
31	Timoteo Umasi Quispe	31	VAQUILLA	Mily	0.097	-1	NEGATIVO
32	Timoteo Umasi Quispe	32	VAQUILLA	Pili	0.068	-3	NEGATIVO
33	Timoteo Umasi Quispe	33	VAQUILLA	Yacky	0.079	-2	NEGATIVO
34	Timoteo Umasi Quispe	34	VAQUILLA	CHQ165	0.081	-2	NEGATIVO
35	Timoteo Umasi Quispe	35	VAQUILLONA	Carmencita	0.072	-3	NEGATIVO
36	Timoteo Umasi Quispe	36	VACA EN LACTACION	Pola	0.078	-3	NEGATIVO
37	Nieves Ccorahua	37	VACA EN LACTACION	Carmen	1.396	110	POSITIVO
38	Nieves Ccorahua	38	TERNERO	Pedrito	0.734	53	POSITIVO
39	Nieves Ccorahua	39	TERNERO	Chato	0.074	-3	NEGATIVO
40	Nieves Ccorahua	40	TERNERO	Andres	0.066	-4	NEGATIVO

41	Nieves Ccorahua	41	TERNERO	Tomas	0.035	-6	NEGATIVO
42	Nieves Ccorahua	42	TERNERA	Lulú	0.054	-5	NEGATIVO
43	Nieves Ccorahua	43	TERNERA	Luna	0.062	-4	NEGATIVO
44	Efrain Pallani	44	VACA EN LACTACION	Josefina	0.115	1	NEGATIVO
45	Efrain Pallani	45	VACA EN LACTACION	Morena	0.362	22	POSITIVO
46	Doroteo Coa Kana	47	VACA EN LACTACION	Katy	1.332	105	POSITIVO
47	Doroteo Coa Kana	48	VACA EN LACTACION	Gloria	1.236	96	POSITIVO
48	Doroteo Coa Kana	49	VACA EN LACTACION	Hermosa	0.237	11	POSITIVO
49	Doroteo Coa Kana	50	VACA EN LACTACION	Yuly	0.123	1	NEGATIVO
50	Doroteo Coa Kana	51	VACA EN LACTACION	Bethy	0.188	7	NEGATIVO
51	Doroteo Coa Kana	52	TORETE	Santos	0.205	8	NEGATIVO
52	Doroteo Coa Kana	53	TERNERO	Peter	0.058	-4	NEGATIVO
53	Jacinto Surco Achiri	54	VACA EN LACTACION	Cari	0.071	-3	NEGATIVO
54	Jacinto Surco Achiri	55	VACA EN LACTACION	Rosita	0.057	-4	NEGATIVO
55	Jacinto Surco Achiri	56	VACA EN LACTACION	Paty	0.055	-4	NEGATIVO
56	Jacinto Surco Achiri	57	VACA EN LACTACION	Urpi	0.052	-5	NEGATIVO
57	Jacinto Surco Achiri	58	VACA EN LACTACION	Carla	0.052	-5	NEGATIVO
58	Jacinto Surco Achiri	59	VACA EN LACTACION	Coraja	0.056	-4	NEGATIVO
59	Jacinto Surco Achiri	60	VACA EN LACTACION	Dina	0.057	-4	NEGATIVO
60	Jacinto Surco Achiri	61	VACA EN LACTACION	Caro	0.144	3	NEGATIVO
61	Jacinto Surco Achiri	62	VAQUILLONA	Camila	0.707	51	POSITIVO
62	Jacinto Surco Achiri	63	VAQUILLA	Ilda	0.246	12	POSITIVO
63	Jacinto Surco Achiri	64	VACA EN LACTACION	Perla	0.152	4	NEGATIVO
64	Jacinto Surco Achiri	65	TERNERA	Gringa	0.144	3	NEGATIVO
65	Jacinto Surco Achiri	66	VAQUILLA	Vero	0.112	0	NEGATIVO
66	Jacinto Surco Achiri	67	TERNERO	Gorila	1.119	86	NEGATIVO
67	Esteban Magaña Piña	68	VACA EN LACTACION	Merlis	0.147	3	NEGATIVO
68	Adriana Choquepoma Kapa	69	VACA EN LACTACION	Kaile	0.136	2	NEGATIVO
69	Adriana Choquepoma Kapa	70	VAQUILLONA	Paris	0.089	-2	NEGATIVO
70	Adriana Choquepoma Kapa	71	VACA EN LACTACION	Mayoli	0.153	4	NEGATIVO
71	Adriana Choquepoma Kapa	72	TERNERA	Perla	0.073	-3	NEGATIVO
72	Adriana Choquepoma Kapa	73	TERNERA	Rina	0.061	-4	NEGATIVO
73	Adriana Choquepoma Kapa	74	TERNERA	Aneli	0.060	-4	NEGATIVO
74	Pascuala Torres Ancca	75	VACA EN LACTACION	Rosita	0.105	0	NEGATIVO
75	Pascuala Torres Ancca	76	VACA EN LACTACION	Susi	0.095	-1	NEGATIVO
76	Pascuala Torres Ancca	77	VACA EN LACTACION	Saiwa	0.094	-1	NEGATIVO
77	Pascuala Torres Ancca	78	VACA EN LACTACION	Sarita	0.085	-2	NEGATIVO
78	Pascuala Torres Ancca	79	VACA EN LACTACION	Flor	0.510	34	POSITIVO
79	Olga Colque Ancca	80	VACA EN LACTACION	Gringa	0.104	0	NEGATIVO
80	Olga Colque Ancca	81	VAQUILLONA	Shamil	0.069	-3	NEGATIVO
81	Olga Colque Ancca	82	VACA EN LACTACION	Kaila	0.108	0	NEGATIVO
82	Olga Colque Ancca	83	VAQUILLONA	Killa	0.064	-4	NEGATIVO
83	Jose Luis Quispe Ancca	84	VAQUILLONA	Kalesa	0.071	-3	NEGATIVO
84	Jose Luis Quispe Ancca	85	VAQUILLONA	Alizon	0.130	2	NEGATIVO
85	Jose Luis Quispe Ancca	86	VACA EN SECA	Aliza	0.173	6	NEGATIVO

86	Jose Luis Quispe Ancca	87	VACA EN SECA	Macará	0.079	-2	NEGATIVO
87	Luis Korahua Huahuisa	88	VACA EN SECA	Estrella	0.130	2	NEGATIVO
88	Luis Korahua Huahuisa	89	VACA EN SECA	Shakira	0.099	-1	NEGATIVO
89	Luis Korahua Huahuisa	90	TORO	Elias	0.077	-3	NEGATIVO
90	Maria Charca Laiqui	91	VACA EN LACTACION	Princesa	0.102	0	NEGATIVO
91	Maria Charca Laiqui	92	VACA EN SECA	Sonia	0.079	-2	NEGATIVO
92	Marcelino Chancayauri Sayco	93	VACA EN LACTACION	Camila	0.890	67	POSITIVO
93	Marcelino Chancayauri Sayco	94	VAQUILLA	Mary	0.076	-3	NEGATIVO
94	Marcelino Chancayauri Sayco	95	TORETE	Goliat	0.050	-5	NEGATIVO
95	Marcelino Chancayauri Sayco	96	TORETE	Hercules	0.087	-2	NEGATIVO
96	Marcelino Chancayauri Sayco	97	TERNERA	Gaby	0.098	-1	NEGATIVO
97	Santos Ccorahua	98	TERNERA	Mary	0.078	-3	NEGATIVO
98	Santos Ccorahua	99	TERNERA	Tania	0.099	-1	NEGATIVO
99	Santos Ccorahua	100	TORETE	Coco	0.083	-2	NEGATIVO
100	Efrain Pallani	101	VACA EN LACTACION	Dalia	0.076	-3	NEGATIVO
101	Eliazar Saico Sucle	102	TORO	Clever	0.085	-2	NEGATIVO
102	Eliazar Saico Sucle	103	VACA EN LACTACION	China	0.091	-1	NEGATIVO
103	Eliazar Saico Sucle	104	VACA EN LACTACION	Mili	0.083	-2	NEGATIVO
104	Eliazar Saico Sucle	105	VACA EN LACTACION	Lola	1.690	135	POSITIVO
105	Eliazar Saico Sucle	106	VACA EN SECA	Sisan	0.087	-2	NEGATIVO
106	Silverio Leandro Chancayauri	107	VACA EN LACTACION	Mila	1.130	87	POSITIVO
107	Silverio Leandro Chancayauri	108	VACA EN SECA	Leyla	0.071	-3	NEGATIVO
108	Silverio Leandro Chancayauri	109	VACA EN LACTACION	Techy	0.096	-1	NEGATIVO
109	Silverio Leandro Chancayauri	110	VACA EN LACTACION	Carola	1.085	83	POSITIVO
110	Silverio Leandro Chancayauri	111	TORETE	Lolo	0.087	-2	NEGATIVO
111	Silverio Leandro Chancayauri	112	VACA EN LACTACION	Monica	0.086	-2	NEGATIVO
112	Soledad Leandro Ancca	113	VACA EN LACTACION	Ana	0.260	13	POSITIVO
113	Soledad Leandro Ancca	114	VACA EN LACTACION	Pancha	0.076	-3	NEGATIVO
114	Soledad Leandro Ancca	115	VACA EN LACTACION	Princesa	0.084	-2	NEGATIVO
115	Susana Ancca	116	VACA EN LACTACION	Mary	0.072	-3	NEGATIVO
116	Susana Ancca	117	VACA EN LACTACION	Diana	0.069	-3	NEGATIVO
117	Susana Ancca	118	VACA EN LACTACION	Elena	0.064	-4	NEGATIVO
118	Susana Ancca	119	VACA EN LACTACION	Blanca	0.080	-2	NEGATIVO
119	Susana Ancca	120	VACA EN LACTACION	Soledad	0.310	17	POSITIVO

**Tabla 3. Resultados de la Seroprevalencia del Virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del distrito de Yauri – Espinar – Cusco.**

N°	NOMBRE DEL PRODUCTOR	N° DE MUESTRA	CLASE	NOMBRE DEL ANIMAL	DO	% IN	RESULT DVB
1	Aurelio Ccorahua	1	TORO	Franco	0.142	91	POSITIVO
2	Santos Ccorahua	2	VACA EN SECA	Sara	1.278	18	NEGATIVO
3	Santos Ccorahua	3	VACA EN SECA	Katy	1.323	15	NEGATIVO
4	Santos Ccorahua	4	VACA EN SECA	Shami	1.757	-12	NEGATIVO
5	Emilio Ccorahua Huahuisa	5	VACA EN SECA	Diana	1.523	3	NEGATIVO
6	Emilio Ccorahua Huahuisa	6	VACA EN LACTACION	Gloria	1.338	14	NEGATIVO
7	Emilio Ccorahua Huahuisa	7	TERNERA	Urpi	1.371	12	NEGATIVO
8	Graciela Carlos Ccorahua	8	VACA EN LACTACION	Norka	1.397	11	NEGATIVO
9	Graciela Carlos Ccorahua	9	VACA EN LACTACION	Blanca	0.393	75	POSITIVO
10	Graciela Carlos Ccorahua	10	VACA EN SECA	Tunka	0.258	83	POSITIVO
11	Graciela Carlos Ccorahua	11	VACA EN SECA	Negra	1.472	6	NEGATIVO
12	Graciela Carlos Ccorahua	12	VAQUILLA	Dana	1.627	-4	NEGATIVO
13	Graciela Carlos Ccorahua	13	VACA EN LACTACION	Mora	0.134	91	POSITIVO
14	Graciela Carlos Ccorahua	14	TERNERO	Mocho	0.113	93	POSITIVO
15	Graciela Carlos Ccorahua	15	VAQUILLA	Llaki	0.180	88	POSITIVO
16	Gabriel Soto Surco	16	VACA EN SECA	Bombona	1.274	18	NEGATIVO
17	Crecencia Ancca de Carlos	17	VACA EN SECA	Famosa	0.311	80	POSITIVO
18	Crecencia Ancca de Carlos	18	TERNERA	Maria	1.203	23	NEGATIVO
19	Crecencia Ancca de Carlos	19	TERNERA	Alondra	0.703	55	POSITIVO
20	Wilfredo Ancca	20	TERNERA	Rous	1.658	-6	NEGATIVO
21	Wilfredo Ancca	21	TERNERA	Carolina	1.395	11	NEGATIVO
22	Wilfredo Ancca	22	VACA EN SECA	Paloma	0.296	81	POSITIVO
23	Wilfredo Ancca	23	VACA EN SECA	Katy	0.429	73	POSITIVO
24	Jorge Luis Ancca Achire	24	TERNERA	Mia	1.410	10	NEGATIVO
25	Timoteo Umasi Quispe	25	TORRETE	Dominic	0.338	78	POSITIVO
26	Timoteo Umasi Quispe	26	TERNERA	Candy	0.972	38	NEGATIVO
27	Timoteo Umasi Quispe	27	TERNERA	Fresia	1.094	30	NEGATIVO
28	Timoteo Umasi Quispe	28	TERNERA	Luna	0.341	78	POSITIVO
29	Timoteo Umasi Quispe	29	VACA EN LACTACION	Naida Luz	0.507	68	POSITIVO
30	Timoteo Umasi Quispe	30	VACA EN LACTACION	Gaby	0.359	77	POSITIVO
31	Timoteo Umasi Quispe	31	VAQUILLA	Mily	0.191	88	POSITIVO
32	Timoteo Umasi Quispe	32	VAQUILLA	Pili	0.189	88	POSITIVO
33	Timoteo Umasi Quispe	33	VAQUILLA	Yacky	0.702	55	POSITIVO
34	Timoteo Umasi Quispe	34	VAQUILLA	CHQ165	0.189	88	POSITIVO
35	Timoteo Umasi Quispe	35	VAQUILLONA	Carmencita	0.147	91	POSITIVO
36	Timoteo Umasi Quispe	36	VACA EN LACTACION	Pola	0.529	66	POSITIVO
37	Nieves Ccorahua	37	VACA EN LACTACION	Carmen	0.769	51	POSITIVO
38	Nieves Ccorahua	38	TERNERO	Pedrito	0.264	83	POSITIVO
39	Nieves Ccorahua	39	TERNERO	Chato	1.090	30	NEGATIVO
40	Nieves Ccorahua	40	TERNERO	Andres	1.073	31	NEGATIVO
41	Nieves Ccorahua	41	TERNERO	Tomas	0.080	95	POSITIVO
42	Nieves Ccorahua	42	TERNERA	Lulú	0.437	72	POSITIVO
43	Nieves Ccorahua	43	TERNERA	Luna	1.155	26	NEGATIVO
44	Efrain Pallani	44	VACA EN LACTACION	Josefina	0.499	68	POSITIVO
45	Efrain Pallani	45	VACA EN LACTACION	Morena	0.425	73	POSITIVO
46	Doroteo Coa Kana	47	VACA EN LACTACION	Katy	1.082	31	NEGATIVO
47	Doroteo Coa Kana	48	VACA EN LACTACION	Gloria	0.719	54	POSITIVO

48	Doroteo Coa Kana	49	VACA EN LACTACION	Hermosa	0.808	48	NEGATIVO
49	Doroteo Coa Kana	50	VACA EN LACTACION	Yuly	0.108	93	POSITIVO
50	Doroteo Coa Kana	51	VACA EN LACTACION	Bethy	1.173	25	NEGATIVO
51	Doroteo Coa Kana	52	TORETE	Santos	1.536	2	NEGATIVO
52	Doroteo Coa Kana	53	TERNERO	Peter	1.375	12	NEGATIVO
53	Jacinto Surco Achiri	54	VACA EN LACTACION	Cari	0.343	78	POSITIVO
54	Jacinto Surco Achiri	55	VACA EN LACTACION	Rosita	0.100	94	POSITIVO
55	Jacinto Surco Achiri	56	VACA EN LACTACION	Paty	0.240	85	POSITIVO
56	Jacinto Surco Achiri	57	VACA EN LACTACION	Urpi	0.342	78	POSITIVO
57	Jacinto Surco Achiri	58	VACA EN LACTACION	Carla	0.086	94	POSITIVO
58	Jacinto Surco Achiri	59	VACA EN LACTACION	Coraja	0.242	85	POSITIVO
59	Jacinto Surco Achiri	60	VACA EN LACTACION	Dina	0.120	92	POSITIVO
60	Jacinto Surco Achiri	61	VACA EN LACTACION	Caro	0.114	93	POSITIVO
61	Jacinto Surco Achiri	62	VAQUILLONA	Camila	1.142	27	NEGATIVO
62	Jacinto Surco Achiri	63	VAQUILLA	Ilda	0.926	41	NEGATIVO
63	Jacinto Surco Achiri	64	VACA EN LACTACION	Perla	0.090	94	POSITIVO
64	Jacinto Surco Achiri	65	TERNERA	Gringa	0.700	55	POSITIVO
65	Jacinto Surco Achiri	66	VAQUILLA	Vero	0.306	80	POSITIVO
66	Jacinto Surco Achiri	67	TERNERO	Gorila	0.425	73	POSITIVO
67	Esteban Magaña Piña	68	VACA EN LACTACION	Merlis	0.635	59	POSITIVO
68	Adriana Choquepoma Kapa	69	VACA EN LACTACION	Kaile	1.321	15	NEGATIVO
69	Adriana Choquepoma Kapa	70	VAQUILLONA	Paris	1.206	23	NEGATIVO
70	Adriana Choquepoma Kapa	71	VACA EN LACTACION	Mayoli	1.147	27	NEGATIVO
71	Adriana Choquepoma Kapa	72	TERNERA	Perla	0.604	61	POSITIVO
72	Adriana Choquepoma Kapa	73	TERNERA	Rina	1.312	16	NEGATIVO
73	Adriana Choquepoma Kapa	74	TERNERA	Aneli	1.200	23	NEGATIVO
74	Pascuala Torres Ancca	75	VACA EN LACTACION	Rosita	0.651	58	POSITIVO
75	Pascuala Torres Ancca	76	VACA EN LACTACION	Susi	0.292	81	POSITIVO
76	Pascuala Torres Ancca	77	VACA EN LACTACION	Saiwa	0.218	86	POSITIVO
77	Pascuala Torres Ancca	78	VACA EN LACTACION	Sarita	0.531	66	POSITIVO
78	Pascuala Torres Ancca	79	VACA EN LACTACION	Flor	0.633	60	POSITIVO
79	Olga Colque Ancca	80	VACA EN LACTACION	Gringa	0.372	76	POSITIVO
80	Olga Colque Ancca	81	VAQUILLONA	Shamil	1.216	22	NEGATIVO
81	Olga Colque Ancca	82	VACA EN LACTACION	Kaila	0.349	78	POSITIVO
82	Olga Colque Ancca	83	VAQUILLONA	Killa	0.169	89	POSITIVO
83	Jose Luis Quispe Ancca	84	VAQUILLONA	Kalesa	0.474	70	POSITIVO
84	Jose Luis Quispe Ancca	85	VAQUILLONA	Alizon	0.395	75	POSITIVO
85	Jose Luis Quispe Ancca	86	VACA EN SECA	Aliza	0.377	76	POSITIVO
86	Jose Luis Quispe Ancca	87	VACA EN SECA	Macará	0.453	71	POSITIVO
87	Luis Korahua Huahuisa	88	VACA EN SECA	Estrella	0.151	90	POSITIVO
88	Luis Korahua Huahuisa	89	VACA EN SECA	Shakira	0.332	79	POSITIVO
89	Luis Korahua Huahuisa	90	TORO	Elias	0.291	81	POSITIVO
90	Maria Charca Laiqui	91	VACA EN LACTACION	Princesa	0.331	79	POSITIVO
91	Maria Charca Laiqui	92	VACA EN SECA	Sonia	0.723	54	POSITIVO
92	Marcelino Chancayauri Sayco	93	VACA EN LACTACION	Camila	1.500	4	NEGATIVO
93	Marcelino Chancayauri Sayco	94	VAQUILLA	Mary	1.567	0	NEGATIVO
94	Marcelino Chancayauri Sayco	95	TORETE	Goliat	0.521	67	POSITIVO
95	Marcelino Chancayauri Sayco	96	TORETE	Hercules	1.650	-6	NEGATIVO
96	Marcelino Chancayauri Sayco	97	TERNERA	Gaby	1.051	33	NEGATIVO
97	Santos Ccorahua	98	TERNERA	Mary	1.523	3	NEGATIVO
98	Santos Ccorahua	99	TERNERA	Tania	1.567	0	NEGATIVO
99	Santos Ccorahua	100	TORETE	Coco	1.522	3	NEGATIVO
100	Efrain Pallani	101	VACA EN LACTACION	Dalia	1.472	6	NEGATIVO

101	Eliazar Saico Sucle	102	TORO	Clever	1.634	-5	NEGATIVO
102	Eliazar Saico Sucle	103	VACA EN LACTACION	China	0.423	73	POSITIVO
103	Eliazar Saico Sucle	104	VACA EN LACTACION	Mili	1.632	-4	NEGATIVO
104	Eliazar Saico Sucle	105	VACA EN LACTACION	Lola	0.411	74	POSITIVO
105	Eliazar Saico Sucle	106	VACA EN SECA	Sisan	1.572	-1	NEGATIVO
106	Silverio Leandro Chancayauri	107	VACA EN LACTACION	Mila	0.413	74	POSITIVO
107	Silverio Leandro Chancayauri	108	VACA EN SECA	Leyla	0.274	82	POSITIVO
108	Silverio Leandro Chancayauri	109	VACA EN LACTACION	Techy	1.521	3	NEGATIVO
109	Silverio Leandro Chancayauri	110	VACA EN LACTACION	Carola	1.578	-1	NEGATIVO
110	Silverio Leandro Chancayauri	111	TORETE	Lolo	1.500	4	NEGATIVO
111	Silverio Leandro Chancayauri	112	VACA EN LACTACION	Monica	1.621	-4	NEGATIVO
112	Soledad Leandro Ancca	113	VACA EN LACTACION	Ana	0.494	68	POSITIVO
113	Soledad Leandro Ancca	114	VACA EN LACTACION	Pancha	1.611	-3	NEGATIVO
114	Soledad Leandro Ancca	115	VACA EN LACTACION	Princesa	1.711	-9	NEGATIVO
115	Susana Ancca	116	VACA EN LACTACION	Mary	0.191	88	POSITIVO
116	Susana Ancca	117	VACA EN LACTACION	Diana	0.500	68	POSITIVO
117	Susana Ancca	118	VACA EN LACTACION	Elena	0.178	89	POSITIVO
118	Susana Ancca	119	VACA EN LACTACION	Blanca	0.301	81	POSITIVO
119	Susana Ancca	120	VACA EN LACTACION	Soledad	0.221	86	POSITIVO

**Tabla 4. Resultados de la Seroprevalencia del Virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina y el Virus de la Diarrea Viral Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del distrito de Yauri – Espinar – Cusco.**

N°	NOMBRE DEL PRODUCTOR	N° DE MUESTRA	CLASE	SEXO	NOMBRE DEL ANIMAL	DVB	RIB	RESULT RIB Y DVB
1	Graciela Carlos Ccorahua	10	VACA EN SECA	HEMBRA	Tunka	83	93	POSITIVO
2	Nieves Ccorahua	37	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Carmen	51	110	POSITIVO
3	Nieves Ccorahua	38	TERNERO	MACHO	Pedrito	83	53	POSITIVO
4	Efrain Pallani	45	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Morena	73	22	POSITIVO
5	Doroteo Coa Kana	48	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Gloria	54	96	POSITIVO
6	Pascuala Torres Ancca	79	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Flor	60	34	POSITIVO
7	Eliazar Saico Sucle	105	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Lola	74	131	POSITIVO
8	Silverio Leandro Chancayauri	107	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Mila	74	87	POSITIVO
9	Soledad Leandro Ancca	113	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Ana	68	13	POSITIVO
10	Susana Ancca	120	VACA EN LACTACION	HEMBRA	Soledad	86	17	POSITIVO

**Anexo C.**

**Cuadro 1. Prueba de Ji-cuadrada para Seroprevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri – Espinar -Cusco según estado productivo mediante el software IBM SPSS Statistics 22.**

	Casos					
	Válido		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
ESTADO PRODUCTIVO * RESULT vRIB	69	100,0%	0	0,0%	69	100,0%

**ESTADO PRODUCTIVO\*RESULT vRIB tabulación cruzada**

			RESULT vRIB		
			NEGATIVO	POSITIVO	TOTAL
ESTADO PRODUCTIVO	VACAS EN LACTACION	Recuento	40	12	52
		Recuento esperado	41,4	10,6	52,0
		% dentro de ESTADO PRODUCTIVO	76,9%	23,1%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	72,7%	85,7%	75,4%
		% del total	58,0%	17,4%	75,4%
	VACAS EN SECA	Recuento	15	2	17
		Recuento esperado	13,6	3,4	17,0
		% dentro de ESTADO PRODUCTIVO	88,2%	11,8%	100,0%
% dentro de RESULT vRIB		27,3%	14,3%	24,6%	
	% del total	21,7%	2,9%	24,6%	
Total	Recuento	55	14	69	
	Recuento esperado	55,0	14,0	69,0	
	% dentro de ESTADO PRODUCTIVO	79,7%	20,3%	100,0%	
	% dentro de RESULT vRIB	100,0%	100,0%	100,0%	
	% del total	79,7%	20,3%	100,0%	

**Pruebas de chi-cuadrado**

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	1,014 <sup>a</sup>	1	,314		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	,435	1	,510		
Razón de verosimilitud	1,110	1	,292		
Prueba exacta de Fisher				,491	,263
N de casos válidos	69				

a. 1 casillas (25,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 3,45.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

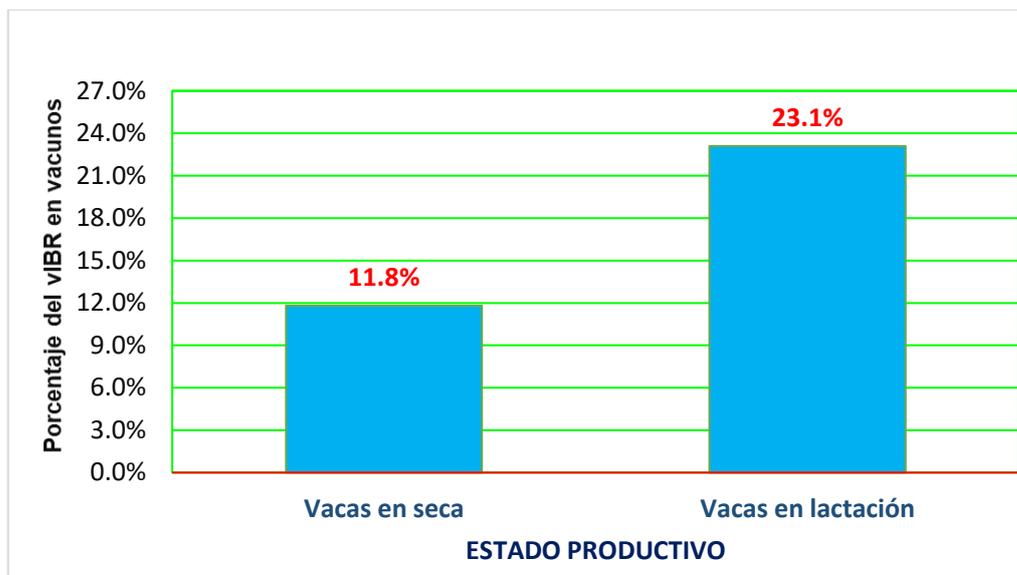


FIGURA 1. Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según estado productivo.

**Cuadro 2. Prueba de Ji-cuadrada para Seroprevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri – Espinar -Cusco según Sexo mediante el software IBM SPSS Statistics 22.**

	Casos					
	Válido		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
SEXO * RESULT vRIB	119	100,0%	0	0,0%	119	100,0%

SEXO\*RESULT vRIB tabulación cruzada

			RESULT vRIB		Total
			NEGATIVO	POSITIVO	
SEXO	HEMBRA	Recuento	87	16	103
		Recuento esperado	88,3	14,7	103,0
		% dentro de SEXO	84,5%	15,5%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	85,3%	94,1%	86,6%
		% del total	73,1%	13,4%	86,6%
MACHO	MACHO	Recuento	15	1	16
		Recuento esperado	13,7	2,3	16,0
		% dentro de SEXO	93,8%	6,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	14,7%	5,9%	13,4%
		% del total	12,6%	0,8%	13,4%
Total	Total	Recuento	102	17	119
		Recuento esperado	102,0	17,0	119,0
		% dentro de SEXO	85,7%	14,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	100,0%	100,0%	100,0%
		% del total	85,7%	14,3%	100,0%

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	,975 <sup>a</sup>	1	,323		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	,364	1	,546		
Razón de verosimilitud	1,163	1	,281		
Prueba exacta de Fisher				,463	,291
N de casos válidos	119				

a. 1 casillas (25,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 2,29.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2

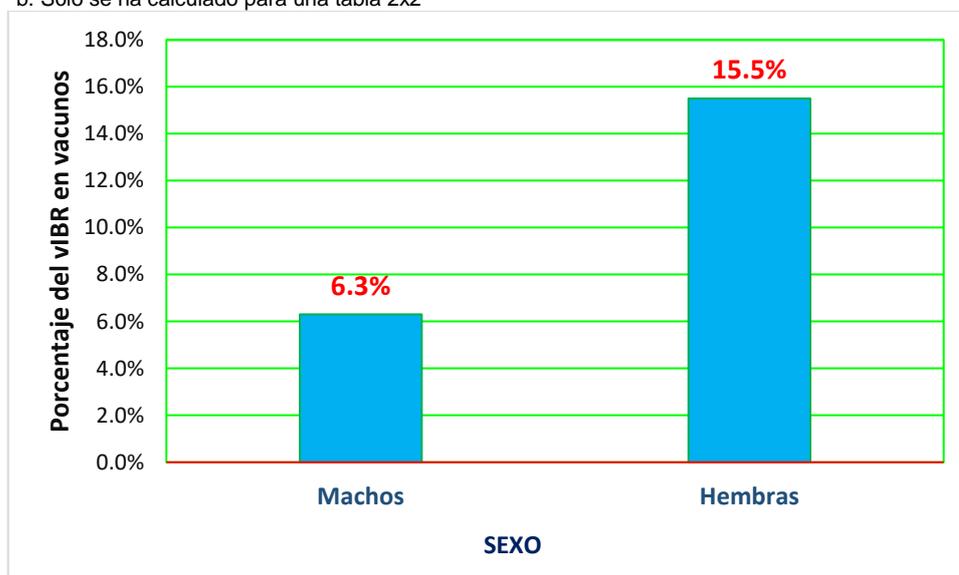


FIGURA 2. Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según sexo.

**Cuadro 3. Prueba de Ji-cuadrada para Seroprevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri – Espinar -Cusco según Clase mediante el software IBM SPSS Statistics 22.**

	Casos					
	Válido		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
CLASE ANIMAL * RESULT vRIB	119	100,0%	0	0,0%	119	100,0%

**CLASE ANIMAL\*RESULT vRIB tabulación cruzada**

			RESULT vRIB		Total
			NEGATIVO	POSITIVO	
CLASE ANIMAL	TERNERAS	Recuento	18	0	18
		Recuento esperado	15,4	2,6	18,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	17,6%	0,0%	15,1%
		% del total	15,1%	0,0%	15,1%
TERNEROS	TERNEROS	Recuento	6	1	7
		Recuento esperado	6,0	1,0	7,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	85,7%	14,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	5,9%	5,9%	5,9%
		% del total	5,0%	0,8%	5,9%
TORETES	TORETES	Recuento	6	0	6
		Recuento esperado	5,1	,9	6,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	5,9%	0,0%	5,0%
		% del total	5,0%	0,0%	5,0%
TOROS	TOROS	Recuento	3	0	3
		Recuento esperado	2,6	,4	3,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	2,9%	0,0%	2,5%
		% del total	2,5%	0,0%	2,5%
VACAS	VACAS	Recuento	55	14	69
		Recuento esperado	59,1	9,9	69,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	79,7%	20,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	53,9%	82,4%	58,0%
		% del total	46,2%	11,8%	58,0%
VAQUILLAS	VAQUILLAS	Recuento	8	1	9
		Recuento esperado	7,7	1,3	9,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	88,9%	11,1%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	7,8%	5,9%	7,6%
		% del total	6,7%	0,8%	7,6%
VAQUILLONAS	VAQUILLONAS	Recuento	6	1	7
		Recuento esperado	6,0	1,0	7,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	85,7%	14,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	5,9%	5,9%	5,9%
		% del total	5,0%	0,8%	5,9%
Total	Total	Recuento	102	17	119
		Recuento esperado	102,0	17,0	119,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	85,7%	14,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vRIB	100,0%	100,0%	100,0%
		% del total	85,7%	14,3%	100,0%

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	6,605 <sup>a</sup>	6	,359
Razón de verosimilitud	10,239	6	,115
N de casos válidos	119		

a. 7 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,43.

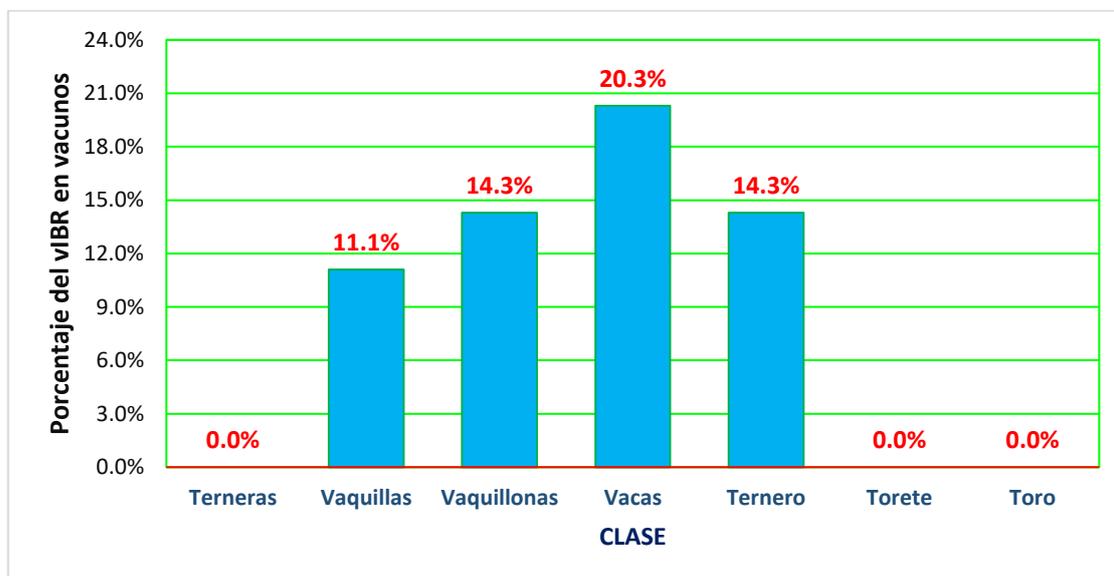


FIGURA 3. Seroprevalencia del vRIB en vacunos, según clase.

**Cuadro 4. Prueba de Ji-cuadrada para Seroprevalencia de la Diarrea Viral Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri – Espinar -Cusco según estado productivo mediante el software IBM SPSS Statistics 22.**

	Casos					
	Válido		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
ESTADO PRODUCTIVO * RESULT vDVB	69	100,0%	0	0,0%	69	100,0%

**ESTADO PRODUCTIVO\*RESULT vDVB tabulación cruzada**

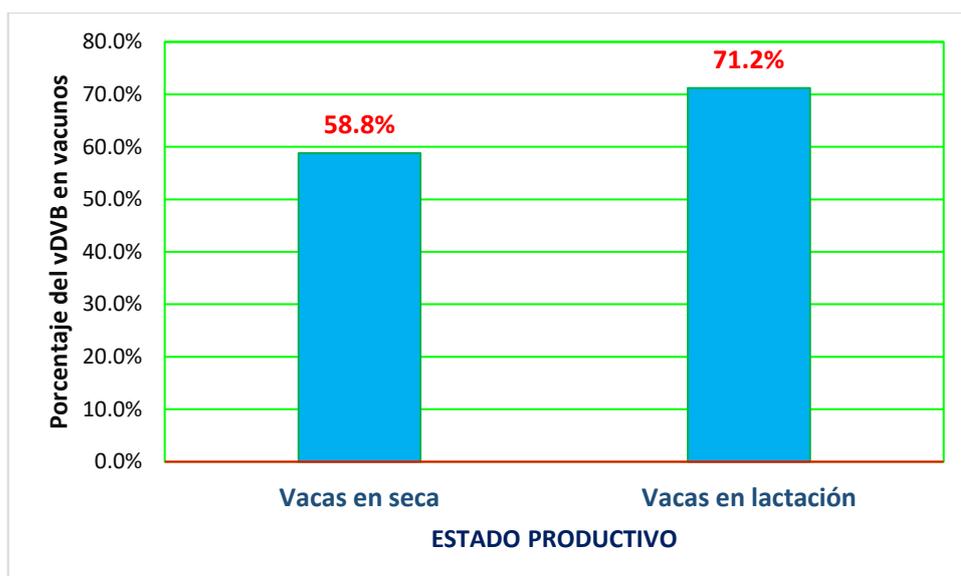
			RESULT vDVB		
			NEGATIVO	POSITIVO	TOTAL
ESTADO PRODUCTIVO	VACAS EN LACTACION	Recuento	15	37	52
		Recuento esperado	16,6	35,4	52,0
		% dentro de ESTADO PRODUCTIVO	28,8%	71,2%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	68,2%	78,7%	75,4%
		% del total	21,7%	53,6%	75,4%
	VACAS EN SECA	Recuento	7	10	17
		Recuento esperado	5,4	11,6	17,0
		% dentro de ESTADO PRODUCTIVO	41,2%	58,8%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	31,8%	21,3%	24,6%
		% del total	10,1%	14,5%	24,6%
Total	Recuento	22	47	69	
	Recuento esperado	22,0	47,0	69,0	
	% dentro de ESTADO PRODUCTIVO	31,9%	68,1%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	100,0%	100,0%	100,0%	
	% del total	31,9%	68,1%	100,0%	

**Pruebas de chi-cuadrado**

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	,897 <sup>a</sup>	1	,344		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	,419	1	,517		
Razón de verosimilitud	,872	1	,350		
Prueba exacta de Fisher				,379	,256
N de casos válidos	69				

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 5,42.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2



**FIGURA 4.** Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según estado productivo

**Cuadro 5. Prueba de Ji-cuadrada para Seroprevalencia de la Diarrea Viral Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri – Espinar -Cusco según Sexo mediante el software IBM SPSS Statistics 22.**

	Casos					
	Válido		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
SEXO * RESULT vDVB	119	100,0%	0	0,0%	119	100,0%

**SEXO\*RESULT vDVB tabulación cruzada**

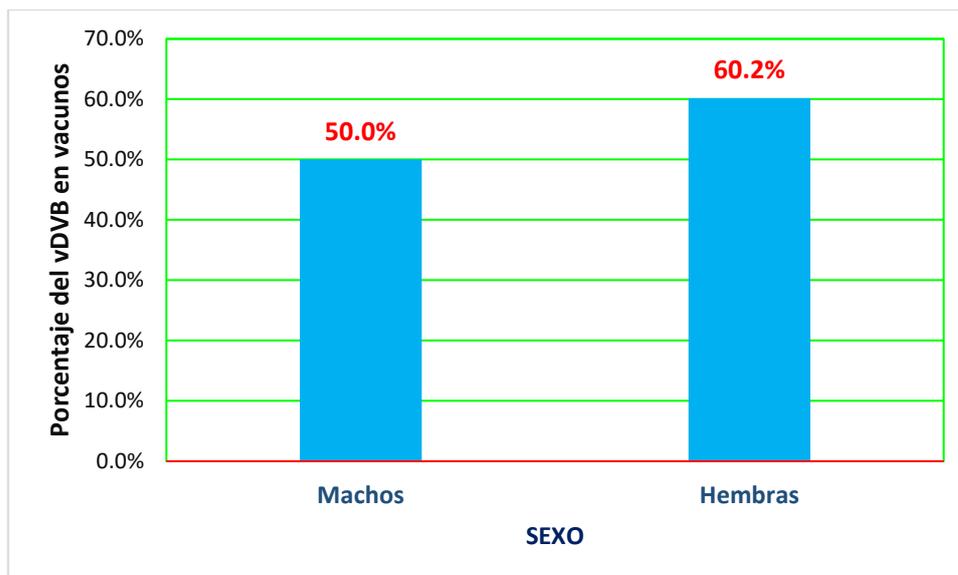
			RESULT vDVB		Total
			NEGATIVO	POSITIVO	
SEXO	HEMBRA	Recuento	41	62	103
		Recuento esperado	42,4	60,6	103,0
		% dentro de SEXO	39,8%	60,2%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	83,7%	88,6%	86,6%
		% del total	34,5%	52,1%	86,6%
MACHO	Recuento	8	8	16	
	Recuento esperado	6,6	9,4	16,0	
	% dentro de SEXO	50,0%	50,0%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	16,3%	11,4%	13,4%	
	% del total	6,7%	6,7%	13,4%	
Total	Recuento	49	70	119	
	Recuento esperado	49,0	70,0	119,0	
	% dentro de SEXO	41,2%	58,8%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	100,0%	100,0%	100,0%	
	% del total	41,2%	58,8%	100,0%	

**Pruebas de chi-cuadrado**

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)	Significación exacta (2 caras)	Significación exacta (1 cara)
Chi-cuadrado de Pearson	,594 <sup>a</sup>	1	,441		
Corrección de continuidad <sup>b</sup>	,248	1	,619		
Razón de verosimilitud	,586	1	,444		
Prueba exacta de Fisher				,586	,307
N de casos válidos	119				

a. 0 casillas (0,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es 6,59.

b. Sólo se ha calculado para una tabla 2x2



**FIGURA 5.** Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según sexo.

**Cuadro 5. Prueba de Ji-cuadrada para Seroprevalencia de la Diarrea Viral Bovina en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana del Distrito de Yauri – Espinar -Cusco según Clase mediante el software IBM SPSS Statistics 22.**

	Casos					
	Válido		Perdidos		Total	
	N	Porcentaje	N	Porcentaje	N	Porcentaje
CLASE ANIMAL * RESULT vDVB	119	100,0%	0	0,0%	119	100,0%

**CLASE ANIMAL\*RESULT vDVB tabulación cruzada**

			RESULT vDVB		Total
			NEGATIVO	POSITIVO	
CLASE ANIMAL	TERNERAS	Recuento	18	0	18
		Recuento esperado	15,4	2,6	18,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	17,6%	0,0%	15,1%
		% del total	15,1%	0,0%	15,1%
	TERNEROS	Recuento	6	1	7
		Recuento esperado	6,0	1,0	7,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	85,7%	14,3%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	5,9%	5,9%	5,9%
		% del total	5,0%	0,8%	5,9%
	TORETES	Recuento	6	0	6
		Recuento esperado	5,1	,9	6,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	5,9%	0,0%	5,0%
		% del total	5,0%	0,0%	5,0%
	TOROS	Recuento	3	0	3
		Recuento esperado	2,6	,4	3,0
		% dentro de CLASE ANIMAL	100,0%	0,0%	100,0%
		% dentro de RESULT vDVB	2,9%	0,0%	2,5%
		% del total	2,5%	0,0%	2,5%
VACAS	Recuento	55	14	69	
	Recuento esperado	59,1	9,9	69,0	
	% dentro de CLASE ANIMAL	79,7%	20,3%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	53,9%	82,4%	58,0%	
	% del total	46,2%	11,8%	58,0%	
VAQUILLAS	Recuento	8	1	9	
	Recuento esperado	7,7	1,3	9,0	
	% dentro de CLASE ANIMAL	88,9%	11,1%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	7,8%	5,9%	7,6%	
	% del total	6,7%	0,8%	7,6%	
VAQUILLONAS	Recuento	6	1	7	
	Recuento esperado	6,0	1,0	7,0	
	% dentro de CLASE ANIMAL	85,7%	14,3%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	5,9%	5,9%	5,9%	
	% del total	5,0%	0,8%	5,9%	
Total	Recuento	102	17	119	
	Recuento esperado	102,0	17,0	119,0	
	% dentro de CLASE ANIMAL	85,7%	14,3%	100,0%	
	% dentro de RESULT vDVB	100,0%	100,0%	100,0%	
	% del total	85,7%	14,3%	100,0%	

Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	gl	Sig. asintótica (2 caras)
Chi-cuadrado de Pearson	6,605 <sup>a</sup>	6	,359
Razón de verosimilitud	10,239	6	,115
N de casos válidos	119		

a. 7 casillas (50,0%) han esperado un recuento menor que 5. El recuento mínimo esperado es ,43.

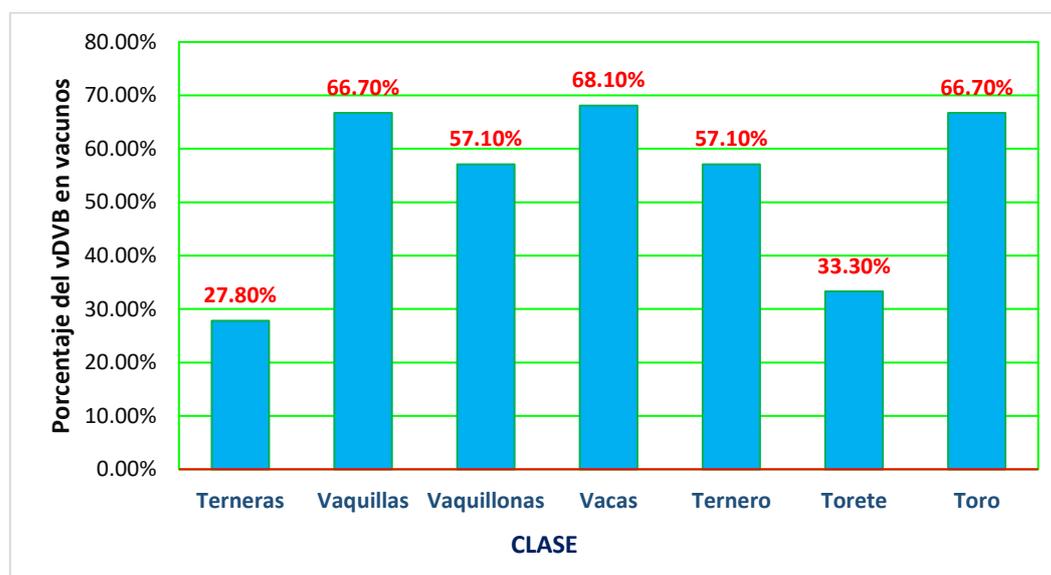


FIGURA 6. Seroprevalencia del vDVB en vacunos, según clase.

ANEXO D





Comunidad Huisa Ccollana

**Informe:** U00000165  
**Especie:** Bovina  
**Programa:** RIDECHECK-4 By



Sicuani, CUZCO  
 Huisa Cco Sicuani  
 Perú  
 Dr/a.

Técnico Responsable: Blas Vladimir Huacasi Humpiri

**Explotación:**

**Muestras Recibidas**

Cantidad	Material	Categoría	Edad	Referencia
120	Sangre	Vacas		

**Resultados:**

**SEROLOGIA**

S/R: Sin referencia FS: No analizado por falta de muestra.

**BVD (p80)**

Valores de referencia: NEG < 50 ; POS BAJO 50-80 ; POS ALTO >= 80

ELISA (CIVTEST BOVIS BVD/BD P80)

**Sangre - Vacas -**

001 - 91	002 - 18	003 - 15	004 - 0
005 - 3	006 - 14	007 - 12	008 - 11
009 - 75	010 - 83	011 - 6	012 - 0
013 - 91	014 - 93	015 - 88	016 - 13
017 - 80	018 - 23	019 - 55	020 - 0
021 - 11	022 - 81	023 - 73	024 - 10
025 - 78	026 - 38	027 - 30	028 - 78
029 - 68	030 - 77	031 - 88	032 - 88
033 - 55	034 - 88	035 - 91	036 - 66
037 - 51	038 - 83	039 - 30	040 - 31
041 - 95	042 - 72	043 - 26	044 - 68
045 - 73	046 - FS	047 - 31	048 - 54
049 - 48	050 - 93	051 - 25	052 - 2
053 - 12	054 - 78	055 - 94	056 - 85
057 - 78	058 - 94	059 - 85	060 - 92
061 - 93	062 - 27	063 - 41	064 - 94
065 - 55	066 - 80	067 - 73	068 - 59
069 - 15	070 - 23	071 - 27	072 - 61
073 - 16	074 - 23	075 - 58	076 - 81
077 - 86	078 - 66	079 - 60	080 - 76
081 - 22	082 - 78	083 - 89	084 - 70
085 - 75	086 - 76	087 - 71	088 - 90
089 - 79	090 - 81	091 - 79	092 - 54
093 - 4	094 - 0	095 - 67	096 - 0
097 - 33	098 - 3	099 - 0	100 - 3
101 - 6	102 - 0	103 - 73	104 - 0
105 - 74	106 - 0	107 - 74	108 - 82
109 - 3	110 - 0	111 - 4	112 - 0
113 - 68	114 - 0	115 - 0	116 - 88
117 - 68	118 - 89	119 - 81	120 - 86

**BVD (p80)**

Valores de referencia: NEG < 50 ; POS BAJO 50-80 ; POS ALTO >= 80



Informe: U00000165

ELISA (CIVTEST BOVIS BVD/BD P80)

**RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA**

Valores de referencia: NEG<=9 ; DUD 10-15 ; POS>15

ELISA (CIVTEST BOVIS IBR - Ac Totales)

**Sangre - Vacas -**

001 - 0	002 - 0	003 - 0	004 - 0
005 - 65	006 - 0	007 - 0	008 - 0
009 - 0	010 - 93	011 - 0	012 - 0
013 - 2	014 - 0	015 - 2	016 - 0
017 - 0	018 - 0	019 - 0	020 - 2
021 - 0	022 - 0	023 - 0	024 - 0
025 - 0	026 - 0	027 - 0	028 - 1
029 - 0	030 - 1	031 - 0	032 - 0
033 - 0	034 - 0	035 - 0	036 - 0
037 - 110	038 - 53	039 - 0	040 - 0
041 - 0	042 - 0	043 - 0	044 - 1
045 - 22	046 - FS	047 - 105	048 - 96
049 - 11	050 - 1	051 - 7	052 - 8
053 - 0	054 - 0	055 - 0	056 - 0
057 - 0	058 - 0	059 - 0	060 - 0
061 - 3	062 - 51	063 - 12	064 - 4
065 - 3	066 - 0	067 - 1	068 - 3
069 - 2	070 - 0	071 - 4	072 - 0
073 - 0	074 - 0	075 - 0	076 - 0
077 - 0	078 - 0	079 - 34	080 - 0
081 - 0	082 - 0	083 - 0	084 - 0
085 - 0	086 - 6	087 - 0	088 - 2
089 - 0	090 - 0	091 - 0	092 - 0
093 - 67	094 - 0	095 - 0	096 - 0
097 - 0	098 - 0	099 - 0	100 - 0
101 - 0	102 - 0	103 - 0	104 - 0
105 - 131	106 - 0	107 - 87	108 - 0
109 - 0	110 - 83	111 - 0	112 - 0
113 - 13	114 - 0	115 - 0	116 - 0
117 - 0	118 - 0	119 - 0	120 - 17

**RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA**

Valores de referencia: NEG<=9 ; DUD 10-15 ; POS>15

ELISA (CIVTEST BOVIS IBR - Ac Totales)



Informe: U00000165

**NOTA IMPORTANTE:**

Le recordamos que a partir del día 1 de Enero del 2018, HIPRA -Diagnos dejará de ofrecer la determinación de la sensibilidad/resistencia a antibióticos (antibiogramas).

El servicio de identificación bacteriana se mantiene y se complementará con el uso de técnicas moleculares (PCR en tiempo real) con el fin de obtener resultados en menor tiempo, aumentando la sensibilidad en el diagnóstico. Le rogamos que contacte con los Servicios Técnicos o Delegados Comerciales de HIPRA de su zona para pedir más información.

Jorge Espinoza .  
Servicios Técnicos Rumiantes

Diagnos es un laboratorio de HIPRA que opera bajo normas de buenas prácticas de laboratorio (BPL). Los especímenes recibidos en diagnos para su análisis, así como el material biológico que de ellos se derive, pasan a ser propiedad y responsabilidad de HIPRA. Es responsabilidad del remitente asegurar el correcto empaquetado, etiquetado y documentación para el envío de las muestras a HIPRA.

Hipra Perú, S.A.C. Calle Luis Aldana n°341 Oficina 401, Urbanización Corpac, San Isidro - Lima 27, Peru

Página 3 de 3

Tel: (+51) 1 628 4550 peru@hipra.com www.hipra.com