

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO

FACULTAD DE AGRONOMIA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA



TESIS

**INCIDENCIA DE LA RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA (IBR) EN
LOS HATOS LECHEROS DE LA COMUNIDAD CAMPESINA DE
TUNGASUCA CCOLLANA, DISTRITO TUPAC AMARU – CANAS**

PRESENTADO POR:

Br. YENI NINA VILLAVICENCIO

**PARA OPTAR AL TÍTULO
PROFESIONAL DE INGENIERO
ZOOTECNISTA**

ASESOR:

Dr. ANDRÉS CORSINO ESTRADA
ZUÑIGA

CUSCO – PERÚ

2025



Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco

INFORME DE SIMILITUD

(Aprobado por Resolución Nro. CU-321-2025-UNSAAC)

El que suscribe, el Asesor Andres Corsino Estrada Zuñiga
 quien aplica el software de detección de similitud al
 trabajo de investigación/tesis titulada: Inudencia de la Rinotraqueitis
infecciosa bovina (IBR) en los hatos lecheros de la Comunidad
Campesina de Tongasuca Collana, Distrito Tupac Amaru - Canas

Presentado por: Yeni Nina Ullauricencio DNI N° 42942532
 presentado por: DNI N°:
 Para optar el título Profesional/Grado Académico de Ingeniero Zootecnista

Informo que el trabajo de investigación ha sido sometido a revisión por 02 veces, mediante el Software de Similitud, conforme al Art. 6° del **Reglamento para Uso del Sistema Detección de Similitud en la UNSAAC** y de la evaluación de originalidad se tiene un porcentaje de 3.....%.

Evaluación y acciones del reporte de coincidencia para trabajos de investigación conducentes a grado académico o título profesional, tesis

Porcentaje	Evaluación y Acciones	Marque con una (X)
Del 1 al 10%	No sobrepasa el porcentaje aceptado de similitud.	X
Del 11 al 30 %	Devolver al usuario para las subsanaciones.	
Mayor a 31%	El responsable de la revisión del documento emite un informe al inmediato jerárquico, conforme al reglamento, quien a su vez eleva el informe al Vicerrectorado de Investigación para que tome las acciones correspondientes; Sin perjuicio de las sanciones administrativas que correspondan de acuerdo a Ley.	

Por tanto, en mi condición de Asesor, firmo el presente informe en señal de conformidad y adjunto las primeras páginas del reporte del Sistema de Detección de Similitud.

Cusco, 25 de octubre de 2025.....

[Firma]

 Firma

Post firma Andres Corsino Estrada Zuñiga

Nro. de DNI 29617512


ORCID del Asesor 0000-0002-1588-6399

Se adjunta:

1. Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
2. Enlace del Reporte Generado por el Sistema de Detección de Similitud: **oid:** 27259519641692

YENI NINA VILLAVICENCIO

INCIDENCIA DE LA RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA (IBR) EN LOS HATOS LECHEROS DE LA COMUNIDAD CAMPES...

 Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega
trn:oid::27259:519641692

60 páginas

Fecha de entrega
28 oct 2025, 7:42 p.m. GMT-5

8328 palabras

Fecha de descarga
28 oct 2025, 8:38 p.m. GMT-5

46.935 caracteres

Nombre del archivo
Tesis YENI Biblioteca.docx

Tamaño del archivo
2.9 MB

3% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...




Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Texto citado
- Texto mencionado
- Coincidencias menores (menos de 15 palabras)

Exclusiones

- N.º de coincidencias excluidas

Fuentes principales

- 2%  Fuentes de Internet
- 0%  Publicaciones
- 2%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

La presente tesis se realizó dentro del proyecto de investigación “Efectos del cambio climático sobre los sistemas de producción en la sierra sur del Perú”. En el laboratorio de Ciencia Animal y Cambio Climático de la Escuela Profesional de Zootecnia de la Facultad de Agronomía y Zootecnia de la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

DEDICATORIA

A Dios:

Por haberme brindado salud y bienestar en toda mi vida y desarrollarme como persona y así alcanzar todos mis objetivos propuestos.

A mi madre Natalia:

Con todo mi cariño y amor por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, motivaciones, que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su amor.

A mi padre Julio:

Por los ejemplos de perseverancia y constancia, por motivarme para poder cumplir mis sueños.

A mi hermana Yemely:

Por su apoyo incondicional que me brinda en las malas y en las buenas que siempre está conmigo.

A mí querida hija Gabriela:

Dedico con todo mi cariño y amor, porque es mi inspiración y razón de mi vida mi pequeña Gabrielita

A mi pareja Leónidas Marco:

A tu paciencia y comprensión, preferiste sacrificar tu tiempo para que yo pudiera cumplir con lo mío. Por tu bondad y sacrificio me inspiraste a ser mejor para ti, gracias por estar siempre a mi lado.

A mis queridos suegros Cesar y Julia: Por el apoyo incondicional y el cariño de padre y madre que me brindan para poder desarrollar mis proyectos.

AGRADECIMIENTOS

A la universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco, Facultad de Ciencias Agrarias, Escuela profesional de Zootecnia por la oportunidad de ser parte de esta histórica institución que alberga muchos profesionales al servicio de la población en general.

A los catedráticos de la escuela profesional de Zootecnia por todas las enseñanzas brindadas a mi persona.

A mis asesores: *Ph.D.* Ingeniero Zootecnista Andrés Estrada Zúñiga y *Ph.D.* Médico Veterinario Manuel More Montoya, mi agradecimiento por el asesoramiento en la planificación y ejecución de la presente tesis .

AGRADECIMIENTOS	iv
INDICE DE FIGURAS	viii
INDICE DE TABLAS.....	ix
RESUMEN.....	xii
INTRODUCCIÓN.....	1
I. PROBLEMA OBJETO DE INVESTIGACIÓN.....	3
II. OBJETIVOS Y JUSTIFICACION.....	5
2.1. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	5
2.1.1. Objetivo general.....	5
2.1.2. Objetivos específicos.....	5
2.2. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN.....	5
III. HIPÓTESIS.....	7
IV. MARCO TEORICO	8
4.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACION.....	8
4.2. BASES TEÓRICAS	10
4.2.1. Historia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR).....	10
4.2.2. Definición.....	10
4.2.3. Sinonimias.....	11

4.2.4. Etiología	11
4.2.5. Características del virus	12
4.3. BASES CONCEPTUALES	15
4.3.1. Prueba ELISA	15
4.3.4. Antígeno	18
4.3.5. Anticuerpo	18
4.3.6. Reacción antígeno–anticuerpo	19
V. METODOLOGIA DE LA INVESTIGACION	20
5.1. AMBITO DE ESTUDIO	20
5.2. Ubicación política	21
5.3. Ubicación geográfica	21
5.4. Clima	21
5.5. Precipitación	22
5.6. MATERIALES DE ESTUDIO	22
5.6.1. Materiales para la obtención de muestras	22
5.6.2. Equipos y materiales para laboratorio	23
5.6.3. Materiales de escritorio	23
5.7. METODOLOGÍA	24
5.7.1. Población y muestra	24

5.7.2. Tamaño de muestra.....	24
5.7.3. Recolección de muestras de sangre.....	25
5.7.4. Obtención y conservación del suero.....	26
5.8. Metodología de laboratorio.....	27
5.9. Criterios de validación.....	29
5.10. Determinación de la incidencia.....	30
VI. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	32
6.1. Determinación cualitativa del grado de infección en vacunos de la comunidad de Tungasuca Ccollana.....	32
6.1.1. Criterios de interpretación cualitativa.....	33
6.1.2. Distribución en placas y lectura.....	33
6.1.3. Incidencia por categoría etaria.....	36
VII. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	39
7.1. Conclusiones.....	39
7.2. Recomendaciones	40

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.Fases de la técnica ELISA indirecta.	16
Figura 2.Fases de la técnica ELISA competitiva.....	17
Figura 3.Mapa geográfico de la provincia de Canas.....	20
Figura 4.Obtención de muestra sanguínea por punción coccígea.	26
Figura 5.Separación y almacenamiento del suero bovino.	27
Figura 6. Proceso de mezcla de reactivos en placas.....	29
Figura 7. Esquema cualitativo del ELISA competitivo gE (IDEXX).....	32

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Distribución de las muestras de sangre según grupo etario.....	25
Tabla 2. Principales reactivos del kit IDEXX IBR gE ELISA.	28
Tabla 3. Guía de coloración en ELISA competitivo gE	33
Tabla 4. Distribución de la placa I-muestras de vacunos de la Comunidad Tungasuca Ccollana.....	34
Tabla 5. Distribución de la placa II-muestras de vacunos de la Comunidad Tungasuca Ccollana.....	35
Tabla 6. Determinación cuantitativa del grado de infección en vacunos de la comunidad de Tungasuca Ccollana, placa I resultados de la densidad óptica ofrecida por el lector de Elisa a 650 nanómetros para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.....	35
Tabla 7. Determinación cuantitativa del grado de infección en vacunos de la comunidad de Tungasuca Collana, Placa II resultados de la densidad óptica ofrecida por el lector de Elisa a 650 nanómetros para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.....	36
Tabla 8. Incidencia de IBR por categoría (ELISA competitivo gE)	37
Tabla 9. Resumen de las muestras tomadas para la prueba de Elisa	37

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1.Ficha de campo para el diagnostico de la Rinotraqueitis Infecciosa bovina (IBR).	45
Anexo 2.Cálculos para determinar el tamaño de muestra de la Comunidad Campesina de Tungasuca Ccollana.....	46
Anexo 3.Resultados de muestras tomadas positivos (p), negativos(n) y dudosos (d).....	49

GLOSARIO

- **Ac** : Anticuerpo
- **Ag** : Antígeno
- **ARN** : Ácido ribonucleico
- **DNA** : Ácido desoxirribonucleico
- **DO** : Densidad óptica
- **ELISA** : Ensayo por inmunoabsorción ligado a la enzima
- **Gb** : Glicoproteína B.
- **gC** : Glicoproteína C.
- **gD** : Glicoproteína D.
- **IBR** : Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.
- **INF-I** : Interferón tipo I.
- **IPB** : Balanopostitis Pustular Infeccioso
- **IPV** : Vulvovaginitis Pustular Infecciosa
- **NCP** : No Citopático
- **Nm** : Nanómetros
- **PI** : Persistentemente infectados
- **µl** : Microlitros
- **CNx** : Promedio control negativo.
- **CPx** : Promedio control positivo.
- **SENAMHI** : Servicio nacional de meteorología e hidrología.
- **INEI** : Instituto nacional de estadística e informática
- **EM** : Enfermedad de las mucosas
- **NV** : Neutralización viral
- **TCR** : Receptor de la célula T.
- **Ig** : Inmunoglobulinas
- **TMB** : Solución Substrato Tetrametil bencidina.
- **HRPO** : Peroxidasa de rabano

RESUMEN

El estudio titulado “**Incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en los hatos lecheros de la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana, distrito Túpac Amaru – provincia de Canas**” se desarrolló con el propósito de **identificar la presencia del virus de la IBR** en los bovinos de producción lechera y evaluar su distribución según los diferentes grupos atareos de la población animal. Para tal fin, se recolectaron **150 muestras sanguíneas** provenientes de vacas, vaquillas, terneros, toros y toretes, las cuales se obtuvieron mediante **punción de la vena coccígea** bajo normas de bioseguridad establecidas. Las muestras se analizaron empleando la técnica de **ELISA competitiva**, utilizando el kit **IDEXX IBR gE.**) La población evaluada estuvo conformada por **86 vacas, 20 vaquillas, 16 terneros, 22 toretes y 6 toros**. Los resultados obtenidos evidenciaron una **incidencia serológica de 4,65 % en vacas, 10 % en vaquillas, 6,25 % en terneros, 4,54 % en toretes y 0 % en toros**. Estos hallazgos confirman la **presencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina** en los hatos lecheros de la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana.

Palabra clave: Rinotraqueitis infecciosa, Anticuerpos, ELISA, Antigeno

ABSTRACT

The study entitled “**Incidence of Infectious Bovine Rhinotracheitis (IBR) in the dairy herds of the peasant community of Tungasuca Ccollana, Túpac Amaru District – Canas Province**” was conducted with the purpose of identifying the presence of the IBR virus in dairy cattle and assessing its distribution among different age groups of the animal population. A total of **150 blood samples** were collected from cows, heifers, calves, bulls, and young bulls through **coccygeal vein puncture**, following established biosafety protocols. The samples were analyzed using the **competitive ELISA technique** with the **IDEXX IBR gE kit**. The evaluated population consisted of **86 cows, 20 heifers, 16 calves, 22 young bulls, and 6 bulls**. The obtained results showed a **serological incidence of 4.65% in cows, 10% in heifers, 6.25% in calves, 4.54% in young bulls, and 0% in bulls**.

These findings confirm the **presence of the Infectious Bovine Rhinotracheitis virus** in the dairy herds of the peasant community of Tungasuca Ccollana.

Keywords: Rhinotracheitis infectious, Rhinotracheitis, Antibodies, ELISA, Antigen.

INTRODUCCIÓN

La **comunidad campesina de Tungasuca Ccollana**, ubicada en el distrito de Túpac Amaru, mantiene una estrecha relación con la **crianza de ganado bovino**, actividad que representa la principal fuente de **sustento alimentario, económico y social** para las familias rurales. La producción lechera y cárnica constituye un pilar fundamental en la economía local, por lo que las enfermedades infecciosas que afectan al ganado tienen repercusiones directas en la seguridad alimentaria y en la estabilidad socioeconómica de la población (Quispe & Huamán, 2020).

Entre las enfermedades de mayor impacto se encuentra la **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)**, una patología **altamente contagiosa** causada por el *Herpesvirus bovino tipo 1 (BoHV-1)*. Este agente viral afecta a bovinos de **todas las edades y razas**, ocasionando signos clínicos variables que incluyen **conjuntivitis, rinotraqueítis, fiebre, encefalitis y abortos**. La interrupción de la gestación suele manifestarse aproximadamente una semana después del inicio de la infección, constituyendo una de las consecuencias reproductivas más relevantes (Brownlie et al., 1998; Muylkens et al., 2020).

Diversas investigaciones han evidenciado que la IBR presenta una **distribución mundial**, con patrones epidemiológicos que van desde casos esporádicos hasta situaciones de endemidad. La enfermedad ha sido diagnosticada en gran parte de los países de **América, Europa, Asia y Oceanía**, lo que refleja su amplia propagación y la dificultad de su erradicación (Obando et al., 2005; Van Oirschot, 2020).

El presente trabajo de investigación tiene como finalidad **determinar la incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina** en el ganado de la comunidad campesina de

Tungasuca Ccollana, aplicando la **técnica de ELISA** para la detección de anticuerpos específicos. Los resultados permitirán **aportar información científica útil** para la implementación de **medidas preventivas, estrategias de control y protocolos de manejo sanitario**, asegurando que los **productos y subproductos derivados del ganado bovino** sean seguros para el **consumo humano y la comercialización regional** (García *et al.*, 2019; OMSA, 2023).

I. PROBLEMA OBJETO DE INVESTIGACIÓN

La **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** es una enfermedad viral de **amplia distribución mundial** que afecta a los bovinos de diferentes edades y razas, generando pérdidas económicas considerables en la producción ganadera (Tikoo et al., 2021). En la región Cusco, esta patología se presenta con frecuencia en los rebaños lecheros, especialmente durante la etapa reproductiva, donde ocasiona **trastornos en la fertilidad** y prolonga el **intervalo entre partos** debido a infecciones en el aparato reproductor femenino (Muylkens et al., 2020).

El *Herpesvirus bovino tipo 1 (BoHV-1)*, agente causal de la IBR, produce diversas manifestaciones clínicas como **abortos, malformaciones fetales, nacimientos de crías débiles** y **procesos respiratorios severos**, particularmente neumonías que pueden culminar en la muerte de los neonatos (Rock, 2022). Estas consecuencias no solo afectan la salud animal, sino también la **rentabilidad y sostenibilidad económica** de los sistemas productivos rurales (García et al., 2019).

En la **comunidad campesina de Tungasuca Ccollana**, distrito de **Túpac Amaru**, provincia de **Canas**, aún **no existen registros serológicos actualizados** que permitan conocer la incidencia real de la enfermedad. La ausencia de datos epidemiológicos limita la aplicación de **programas de control, prevención y erradicación**, indispensables para garantizar la **bioseguridad de los hatos lecheros** y la calidad sanitaria de sus productos (Obando et al., 2005; OMSA, 2023).

Por ello, el presente estudio busca **determinar la incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** en los hatos lecheros de la comunidad campesina de

Tungasuca Ccollana mediante la **técnica de ELISA**, reconocida por su alta sensibilidad y especificidad en la detección de anticuerpos frente al *BoHV-1* (Van Oirschot, 2020).

En este contexto, se plantean las siguientes **preguntas de investigación**:

- ¿Cuál es la **incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** en los hatos lecheros de la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana, distrito de Túpac Amaru, provincia de Canas, región Cusco?
- ¿Es posible **determinar la incidencia de la IBR** mediante el **método de ELISA**?
- ¿Se puede establecer la **incidencia de la IBR por grupos etarios** utilizando la prueba de ELISA en la población bovina de Tungasuca Ccollana?

II. OBJETIVOS Y JUSTIFICACION

2.1. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

2.1.1. Objetivo general

Determinar la incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en los hatos lecheros de la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana, distrito de Túpac Amaru, provincia de Canas, región Cusco, mediante el análisis serológico correspondiente.

2.1.2. Objetivos específicos

- Evaluar la presencia de anticuerpos contra el virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en muestras séricas de bovinos, utilizando la técnica de ELISA competitiva como herramienta diagnóstica.
- Analizar la incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) según los diferentes grupos etarios de los animales de la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana, distrito de Túpac Amaru, provincia de Canas, región Cusco, aplicando el método serológico ELISA.

2.2. JUSTIFICACIÓN DE LA INVESTIGACIÓN

La Rinotraqueitis Infecciosa Bovina es una enfermedad que merma los intereses económicos en las poblaciones de vacunos ya que produce el alargamiento de las concepciones, abortos, el nacimiento de crías con malformaciones congénitas o el nacimiento de crías muy débiles con baja probabilidad de supervivencia.

La presencia y diseminación de enfermedades infecciosas como la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina se debe a la falta de conocimiento por parte del criador sobre el diagnóstico de esta enfermedad, prevención y tratamiento. La determinación de la incidencia permitirá al criador conocer las enfermedades que aquejan dicha población y establecer las medidas respectivas de control y erradicación.

El presente trabajo de investigación pretende determinar la incidencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en ganado bovino utilizando la prueba de Elisa en la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana. Definida toda la información científica acerca de la incidencia de la enfermedad de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina presente en la población ganadera de la comunidad campesina de Tungasuca Ccollana distrito de Túpac Amaru provincia de Canas, se brindará información sobre la prevención y tratamiento de los animales infectados de esta enfermedad y por consiguiente el criador se verá respaldado por la institución a cargo.

III. HIPÓTESIS

Ha: Existe incidencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en la ganadería vacuna de la comunidad de Tungasuca Ccollana.

H°: No existe incidencia de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en la ganadería vacuna de la comunidad de Tungasuca Ccollana.

IV. MARCO TEORICO

4.1. ANTECEDENTES DE LA INVESTIGACION

Diversas investigaciones nacionales e internacionales han demostrado que la **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** continúa siendo un problema sanitario relevante en los sistemas de producción ganadera, afectando la eficiencia reproductiva y la productividad lechera.

En el **distrito de Santo Tomás**, provincia de **Chumbivilcas**, Rojas (2019) evaluó 92 muestras sanguíneas de hembras bovinas mayores de seis meses de edad — incluyendo vaquillonas y vacas en producción— mediante la técnica de **ELISA por competencia**, determinando que el **15,22 %** de los animales presentaban anticuerpos contra el *Herpesvirus bovino tipo 1 (BoHV-1)*, agente causal de la enfermedad.

De forma similar, **Guzmán (2017)** desarrolló un estudio en las comunidades de **Ccolca y Lauramarca**, distrito de **Ocongate**, donde analizó 399 muestras de bovinos adultos mediante **ELISA competitivo**, obteniendo una **seroprevalencia del 2,51 %**, lo cual evidencia la presencia esporádica del virus en la región.

Por su parte, **Huacasi (2018)** investigó la seroprevalencia de la IBR en la comunidad de **Huisacollana**, distrito de **Yauri**, provincia de **Espinar (Cusco)**, utilizando la prueba de **ELISA indirecta** en 119 bovinos de raza *Brown Swiss*. Los resultados mostraron una seroprevalencia general del **14,3 %**, con mayor frecuencia en vacas en lactación (23,1 %) respecto a vacas secas (11,8 %), confirmando la circulación viral en el ganado de la zona.

A nivel internacional, **Luzuriaga (2012)** reportó la presencia del virus en **Loja, Ecuador**, donde se analizaron 200 muestras de suero bovino procesadas mediante **ELISA**

indirecta. Las zonas con mayor incidencia fueron Yurarrumi (5,1 %), El Naranjo (3,9 %) y Jacapo (2,8 %), demostrando una distribución focal de la enfermedad en diferentes comunidades ganaderas del país.

En el Perú, **Yana (2018)** realizó un estudio en el **Centro de Investigación y Producción Chuquibambilla** (UNA–Puno), en vacas de las razas *Brown Swiss*, *Criolla*, *Charolais* y *Aberdeen Angus*. Se analizaron 79 muestras de suero mediante la técnica de **ELISA indirecta**, obteniéndose una **seroprevalencia general del 35,4 %**. La mayor positividad se registró en la raza *Criolla* (89,5 %), seguida de *Aberdeen Angus* (30 %), *Charolais* (28,6 %) y *Brown Swiss* (3,8 %). Estos resultados evidencian la heterogeneidad genética y epidemiológica en la susceptibilidad al virus.

En otro estudio, **Mamani (2013)** determinó la incidencia de la IBR en la **provincia de Anta**, procesando 184 muestras sanguíneas de bovinos procedentes de las comunidades **San Nicolás de Bari** y **Katañiray**. Los resultados indicaron una **incidencia del 47,06 %** y **7,69 %**, respectivamente, lo que demuestra la persistencia del virus en poblaciones bovinas aparentemente sanas y la necesidad de fortalecer los programas de control y bioseguridad en la región Cusco.

En conjunto, estos estudios evidencian que la **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina** se mantiene como una enfermedad endémica en el altiplano sur del Perú, con variaciones significativas en su seroprevalencia según la zona geográfica, las prácticas de manejo y el estado sanitario de los hatos. Dichos antecedentes justifican la importancia de continuar las investigaciones locales, particularmente en la **comunidad campesina de Tungasuca Ccollana**, donde no se cuenta con información epidemiológica actualizada sobre la incidencia de la enfermedad.

4.2. BASES TEÓRICAS

4.2.1. Historia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)

Los primeros reportes de una enfermedad respiratoria y genital en bovinos se remontan al siglo XIX. **Richter (1841)** en Alemania describió un cuadro clínico venéreo caracterizado por lesiones vesiculares en toros y vacas, denominado inicialmente *Exanthema Vesiculosum Coitale*. Sin embargo, no fue hasta **1955** que la patología fue reconocida oficialmente como **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** durante una reunión de la *U.S. Livestock Sanitary Association* (Gonzales, 2005).

El avance más significativo en la comprensión de esta enfermedad ocurrió en la década de 1960, cuando los trabajos de **Wildy et al. (1960)** identificaron y clasificaron al agente etiológico como un **herpesvirus**, integrándolo dentro de la subfamilia *Alphaherpesvirinae* de la familia *Herpesviridae*. Desde entonces, múltiples investigaciones han descrito las características biológicas, moleculares y epidemiológicas del virus, consolidando el conocimiento actual sobre la IBR como una enfermedad viral persistente y económicamente relevante (Van Oirschot, 2020).

4.2.2. Definición

La **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** es una enfermedad viral contagiosa causada por el **Herpesvirus bovino tipo 1 (BoHV-1)**, que afecta principalmente las vías respiratorias superiores, el aparato reproductor y, en algunos casos, el sistema nervioso central. Se caracteriza por síntomas como **fiebre, secreción nasal, conjuntivitis, disnea, abortos y disminución de la producción lechera** (Tikoo et al., 2021).

El virus presenta una alta capacidad de diseminación entre animales en ambientes de alta densidad y una notable resistencia a las condiciones del entorno. Las glicoproteínas virales gB, gC, gD, gE y gI desempeñan un papel fundamental en los procesos de adhesión, replicación y evasión del sistema inmunitario del hospedador (Kaashoek et al., 1995).

4.2.3. Sinonimias

La enfermedad es conocida por diversos nombres, entre los que destacan: **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina, Rinitis necrótica, enfermedad de la nariz roja, Vulvovaginitis pustular infecciosa (IPV) y Exantema coital bovino**, según las manifestaciones clínicas predominantes (Correa, 1987; OMSA, 2023).

4.2.4. Etiología

El agente causal, **BoHV-1**, pertenece a la familia *Herpesviridae* y a la subfamilia *Alphaherpesvirinae*. Este virus se clasifica en tres subtipos de acuerdo con su tropismo y presentación clínica:

- **BoHV-1.1**: asociado a cuadros respiratorios.
- **BoHV-1.2a**: relacionado con infecciones genitales.
- **BoHV-1.2b**: de menor virulencia, con capacidad de latencia.

El **BoHV-5**, genéticamente similar al BoHV-1, se considera actualmente un subtipo neuropatogénico capaz de causar encefalitis en terneros (Obando et al., 2005; Rock, 2022).

4.2.5. Características del virus

El *BoHV-1* es un virus **ADN bicatenario** de simetría icosaédrica, con envoltura lipídica y cápside proteica. Su replicación en células bovinas induce un efecto citopático caracterizado por la formación de **cuerpos de inclusión intranucleares** y la destrucción de las células hospedadoras (Ávila *et al.*, 2008). Durante el ciclo replicativo, el virus libera viriones completamente infectantes que se propagan a otras células del epitelio respiratorio y genital (Beer, 1987).

4.2.6. Latencia

Una de las principales propiedades del *BoHV-1* es su capacidad de establecer **latencia** en los ganglios sensoriales del hospedador, especialmente en el trigémino y los sacros. Bajo condiciones de **estrés o inmunosupresión**, el virus puede reactivarse y excretarse intermitentemente, generando una fuente constante de contagio entre animales susceptibles (Ávila *et al.*, 2008; Muylkens *et al.*, 2020).

4.2.7. Distribución

La IBR presenta una **distribución global**, con prevalencias que oscilan entre formas esporádicas y endémicas. Ha sido diagnosticada en la mayoría de países de América, Europa, Asia y Oceanía (Obando *et al.*, 2005; OMSA, 2023). No obstante, programas de erradicación han logrado eliminar la enfermedad en naciones como **Austria, Dinamarca, Finlandia, Suecia, Suiza e Italia**, gracias a la implementación de estrictas medidas de bioseguridad y control reproductivo (OIE, 2008; Van Oirschot, 2020).

4.2.8. Transmisión

El virus se transmite principalmente por **contacto directo** con secreciones nasales, oculares, salivares o genitales de animales infectados. También puede diseminarse a través de **semen, transferencia de embriones y fómites contaminados**. La excreción viral es intensa durante la fase aguda de la enfermedad y puede reactivarse en animales portadores latentes (Ávila *et al.*, 2008; Rock, 2022).

4.2.9. Patogénesis

Durante la infección, el *BoHV-1* invade las células epiteliales del tracto respiratorio superior, provocando necrosis y descamación celular. La inmunosupresión inducida por el virus favorece la colonización por **bacterias oportunistas**, lo que agrava el cuadro clínico respiratorio y puede derivar en bronconeumonías secundarias (Pidone *et al.*, 1999; García *et al.*, 2019).

4.2.10. Lesiones

Las lesiones típicas incluyen **inflamación aguda de las mucosas respiratorias**, erosiones superficiales cubiertas por exudado mucopurulento, y congestión en laringe, faringe y tráquea. En casos graves, se observan **neumonías focales, abscesos hepáticos y enteritis catarral**, con potencial afectación del abomaso y el intestino (Gillespie *et al.*, 1987).

4.2.11. Cuadro clínico

La IBR puede manifestarse bajo distintas formas clínicas:

- **Forma respiratoria:** fiebre, disnea, secreción nasal y ocular, tos seca e inapetencia.

- **Forma genital:** vulvovaginitis pustular infecciosa en hembras y balanopostitis en machos, con pústulas en vulva, prepucio y pene (Correa, 1987).
- **Forma conjuntival:** conjuntivitis, queratitis y opacidad corneal.
- **Forma encefálica:** ataxia, convulsiones y muerte súbita en terneros menores de seis meses.
- **Forma abortiva:** pérdida fetal, principalmente cuando la infección o vacunación ocurre durante el último tercio de gestación (OMSA, 2023).

4.2.12. Inmunidad

La respuesta inmune frente al *BoHV-1* involucra la activación de linfocitos **T CD4+** y **T citotóxicos**, así como la producción de **interferones tipo α y β** , los cuales limitan la replicación viral y su diseminación sistémica (Ávila *et al.*, 2008; Muylkens *et al.*, 2020).

4.2.13. Diagnóstico

Las pruebas de **neutralización viral (NV)** y los métodos **inmunoenzimáticos ELISA** (directos, indirectos o de bloqueo) son las herramientas más utilizadas para detectar anticuerpos o antígenos virales. Estas pruebas presentan alta sensibilidad y permiten el monitoreo epidemiológico a gran escala (Deregt, 1998; OMSA, 2023).

4.2.14. Prevención, control y erradicación

El control de la IBR se basa en la aplicación de **vacunas vivas atenuadas o inactivadas**, el manejo sanitario adecuado y la eliminación de animales seropositivos.

Las vacunas ofrecen inmunidad de **3 a 6 años**, aunque no evitan la infección latente ni la excreción viral (Pidone *et al.*, 1999; Van Oirschot, 2020).

Las estrategias integrales de bioseguridad, acompañadas de programas nacionales de

erradicación, han demostrado ser efectivas para reducir la prevalencia de la enfermedad en varios países europeos y sudamericanos (OMSA, 2023).

4.3. BASES CONCEPTUALES

4.3.1. Prueba ELISA

La **prueba de Inmunoabsorción Ligada a Enzimas (ELISA, por sus siglas en inglés)** es una técnica inmunológica utilizada para detectar la interacción específica entre un **antígeno (Ag)** y un **anticuerpo (Ac)**. El método cuantifica los inmunocomplejos formados mediante una enzima unida al anticuerpo o antígeno, la cual actúa sobre un sustrato cromogénico que genera un cambio de color medible por **espectrofotometría**. La intensidad del color producido es directamente proporcional a la concentración del inmunocomplejo presente en la muestra (Universidad Complutense de Madrid, 2007; Harlow & Lane, 2013).

Esta prueba se emplea ampliamente en diagnóstico veterinario y humano por su **alta sensibilidad, especificidad y bajo costo operativo**, permitiendo la detección cualitativa y cuantitativa de anticuerpos o antígenos circulantes (Crowther, 2020).

4.3.2. ELISA indirecta

El **ELISA indirecto** se fundamenta en la **captura de anticuerpos específicos por antígenos** previamente fijados a una placa de poliestireno. Posteriormente, se agrega un **conjugado enzimático anti-inmunoglobulina**, que se une al anticuerpo del suero en análisis. Finalmente, la adición de un **sustrato cromogénico** genera una reacción

colorimétrica cuya intensidad se mide espectrofotométricamente (Ochoa, 2012; Sánchez-Vizcaíno, 2010).

Figura 1.Fases de la técnica ELISA indirecta.



Fuente:Sanchez-Vizcaino (2010)

Fases de la técnica de ELISA:

1. Fijación del antígeno a la placa.
2. Adición del suero problema.
3. Incorporación del conjugado enzimático.
4. Adición del sustrato cromogénico.

Fuente: Sánchez-Vizcaíno (2010).

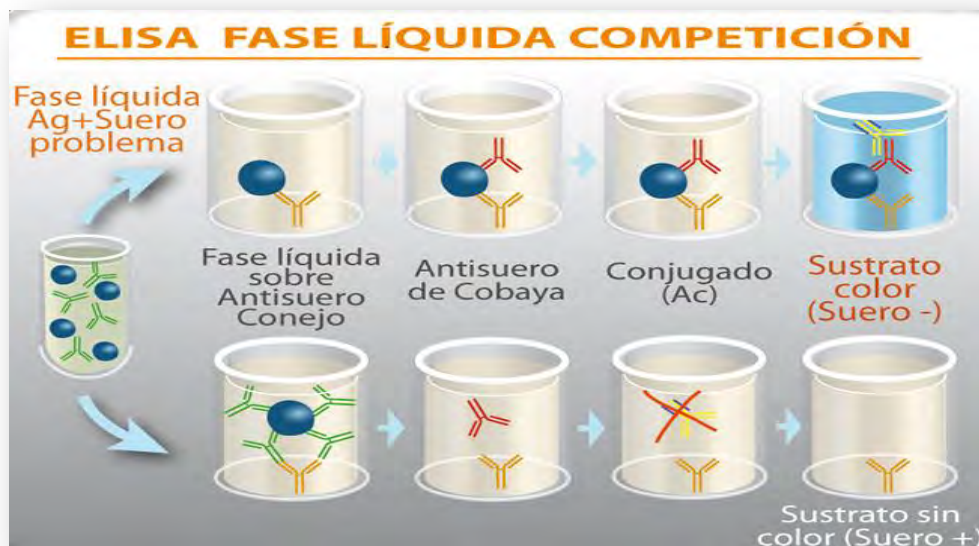
Esta metodología es especialmente útil para detectar **anticuerpos específicos** en muestras séricas. En algunos casos, se aplica una variante denominada **ELISA competitivo**, donde el suero problema se incuba previamente con el antígeno antes de su exposición al conjugado; de este modo, **el antígeno y el anticuerpo**

marcado compiten por los mismos sitios de unión (Ochoa, 2012; Crowther, 2020).

4.3.3. ELISA competitiva

En el **ELISA competitivo**, el principio se basa en la **competencia entre los anticuerpos presentes en la muestra y los anticuerpos marcados** por un número limitado de sitios antigénicos. Cuanto mayor sea la concentración de anticuerpos en el suero problema, menor será la señal colorimétrica generada, debido a la inhibición del conjugado enzimático (Sánchez-Vizcaíno, 2010; Crowther, 2020).

Figura 2. Fases de la técnica ELISA competitiva.



Fuente: Sanchez-Vizcaino (2010).

Fases de la técnica ELISA competitiva:

1. Incubación del suero con el antígeno.
2. Adición de la mezcla a la placa previamente sensibilizada.
3. Incorporación del conjugado enzimático.
4. Adición del sustrato cromogénico.

En esta técnica, **la ausencia o disminución del color indica un resultado positivo**, debido a la ocupación de los sitios antigénicos por los anticuerpos de la muestra. Por su precisión, es el método más empleado para la detección de **anticuerpos frente al virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (BoHV-1)** (Tikoo *et al.*, 2021).

4.3.4. Antígeno

Un **antígeno (Ag)** es toda molécula, ya sea de origen **exógeno o endógeno**, que es reconocida como extraña por el sistema inmunitario. Puede unirse específicamente a un **anticuerpo** o a un **receptor de célula T (TCR)**, aunque no siempre induce una respuesta inmunitaria completa (Vega, 2009; Murphy *et al.*, 2022).

La estructura antigénica contiene **epítomos o determinantes antigénicos**, que son las porciones del antígeno capaces de interactuar directamente con las moléculas del sistema inmunológico, lo que permite la especificidad de la respuesta inmune (Janeway *et al.*, 2018).

4.3.5. Anticuerpo

Los **anticuerpos (Ac)**, también denominados **inmunoglobulinas (Ig)**, son glicoproteínas formadas aproximadamente por **90 % de polipéptidos y 10 % de**

carbohidratos, producidas por las **células B plasmáticas**. Su función principal es reconocer y unirse de manera específica a los antígenos, neutralizándolos o marcándolos para su eliminación por otras células inmunes (Gallastegui et al., 2002; Kindt *et al.*, 2021).

Existen cinco clases principales de inmunoglobulinas: **IgG, IgM, IgA, IgD e IgE**, cada una con funciones y localizaciones distintas. La afinidad y especificidad de la unión antígeno-anticuerpo se debe a la complementariedad estructural entre ambas moléculas (Vega, 2009; Murphy *et al.*, 2022).

4.3.6. Reacción antígeno–anticuerpo

La **reacción antígeno–anticuerpo** constituye la base de las técnicas inmunodiagnósticas, incluido el ELISA. Los antígenos poseen **epítomos** que son reconocidos por los **paratopos** de los anticuerpos o receptores linfocitarios, generando un complejo inmunológico estable (Pearson, 2006; Harlow & Lane, 2013).

En los antígenos sin purificar, la presencia de componentes no específicos puede inducir **reacciones cruzadas** que ocasionen **falsos positivos o negativos**; por ello, la purificación y estandarización de los antígenos es fundamental para obtener resultados confiables (Crowther, 2020).

V. METODOLOGIA DE LA INVESTIGACION

5.1. AMBITO DE ESTUDIO

El presente trabajo de investigación se realizó en la comunidad de Tungasuca Ccollana del distrito de Túpac Amaru provincia de Canas del departamento del Cusco. Tuvo dos etapas, siendo la primera etapa la toma de muestras de sangre de vacunos y la segunda etapa es el procesamiento de muestras en el laboratorio del proyecto de investigación.



Figura 3. Mapa geográfico de la provincia de Canas

Fuente: Proyecto de investigación — Efectos del cambio climático sobre los sistemas de producción en la sierra sur del país”

5.2. UBICACIÓN POLÍTICA

- **Región** : Cusco
- **Departamento** : Cusco
- **Provincia** : Canas
- **Distrito** : Túpac Amaru
- **Comunidad** : Tungasuca Ccollana

5.3. UBICACIÓN GEOGRÁFICA

Coordenadas UTM

- **Este** : 767194
- **Norte** : 1566895

Rango altitudinal

- **Altitud** : 3791 msnm

Superficie

- 117.81 Km²

5.4. CLIMA

Semifrío: para las zonas Húmedas subtropicales, que se ubican a una altitud de 3,250 a 4,050 m.s.n.m., podemos indicar que el 20% de territorio de la provincia de Canas lo constituyen las alturas del distrito de Túpac Amaru y Quehue, la temperatura oscila entre los 6°C y 12°C.

Frio: la temperatura varía de 3°C a 6°C además presenta heladas fuertes y muy fuertes.

Muy frio: las temperaturas varían de 1.5°C a 3°C (Fuente: SENAMHI).

5.5. PRECIPITACIÓN

La precipitación pluvial oscila entre los 500 y los 1,000 mm anuales. Se destaca la ocurrencia de heladas y granizo en ciertos meses del año.

5.6. MATERIALES DE ESTUDIO

5.6.1. Materiales para la obtención de muestras

- Tubos de ensayo de 15 ml
- Cooler
- Marcador
- Registros
- Agujas vacutainer 21G
- Tubos vacutainer con EDTA
- Holder (capuchón)
- Alcohol yodado
- Animales para el muestreo
- Algodón
- Guantes descartables
- Gradillas
- Mandil o mameluco
- Mocheta
- Sogas
- Bretes

5.6.2. Equipos y materiales para laboratorio

- Kit de Elisa IDEXX IBR
- Vortex (homogeneizador)
- Micropipetas de 100 μ l
- Puntas o tips de micropipetas
- Gradilla
- Parafilm
- Agua destilada
- Papel toalla
- Guantes descartables
- Barbijos
- Lavador de microplacas
- Incubadora
- centrifuga
- Agitador
- Lector de microplacas
- Matraz
- Probetas
- Baso precipitado

5.6.3. Materiales de escritorio

- Lapiceros
- Cuadernos
- Tableros

- Registros individuales para los animales
- Marcador indeleble
- Laptop
- Resaltadores.

5.7. METODOLOGÍA

5.7.1. Población y muestra

La población de estudio estuvo conformada por bovinos pertenecientes a la **comunidad campesina de Tungasuca Ccollana**, distrito de **Túpac Amaru**, provincia de **Canas**, región **Cusco**. El ganado evaluado incluyó vacas, vaquillonas, toros, toretes y terneros criados bajo un sistema de producción lechera tradicional.

5.7.2. Tamaño de muestra

El tamaño muestral se determinó mediante el **método de muestreo aleatorio simple**, considerando una población finita de **340 bovinos** registrados en la comunidad. Se utilizó un **nivel de confianza del 95 %** y un **error de precisión del 5 %**, de acuerdo con la fórmula propuesta por **Daniel (1996)** para poblaciones conocidas:

$$\frac{N * Z^2 p * q}{(N - 1) * e^2 + Z^2 (p * q)}$$

Dónde:

- **N** = Tamaño de la población (340 animales)
- **Z** = 1.96 (valor correspondiente al 95 % de confianza)
- **p** = 0.50 (proporción estimada de animales positivos)
- **q** = 0.50 (proporción de animales negativos)
- **e** = 0.05 (error admisible)

El cálculo arrojó un total de **150 animales** seleccionados aleatoriamente, distribuidos en los diferentes grupos etarios, como se detalla en la siguiente tabla:

Tabla 1. Distribución de las muestras de sangre según grupo etario.

Grupo etario	Número de animales	Edad aproximada
<i>Terneros</i>	16	< 6 meses
<i>Toretas</i>	22	1 – 2 años
<i>Vaquillonas</i>	20	1 – 2 años
<i>Vacas</i>	86	> 2 años
<i>Toros</i>	6	> 2 años
Total	150	—

Fuente: Elaboración propia (2025).

5.7.3. Recolección de muestras de sangre

Las **muestras sanguíneas** se obtuvieron mediante **punción de la vena coccígea**, previa desinfección de la zona con **alcohol yodado al 70 %**. Se utilizaron tubos **Vacutainer®** con separador de suero, sin anticoagulante, recolectando entre **3 y 5 mL**

por animal. Cada muestra fue **rotulada con código, categoría y fecha**, y luego **refrigerada en contenedores isotérmicos** hasta su traslado al laboratorio (Thrusfield, 1990).

Figura 4. Obtención de muestra sanguínea por punción coccígea.



Fuente:Elaboración propia (2025).

5.7.4. Obtención y conservación del suero

Las muestras se dejaron reposar durante **24 horas a temperatura ambiente (18–26 °C)** para permitir la separación natural del suero. Posteriormente, el suero fue transferido a **crioviales de 2 mL** y almacenado a **-20 °C** hasta su procesamiento serológico.

Figura 5. Separación y almacenamiento del suero bovino.



Fuente: Elaboración propia (2025).

5.8. Metodología de laboratorio

5.8.1. Prueba serológica (kit IDEXX IBR gE ELISA)

El diagnóstico serológico de anticuerpos contra el **virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (BoHV-1)** se realizó mediante la **prueba ELISA competitiva (IDEXX IBR gE)**, siguiendo las recomendaciones del fabricante. La técnica se basa en la **competencia entre anticuerpos monoclonales anti-BoHV-1 gE** y los anticuerpos presentes en las muestras de suero por los sitios antigénicos fijados en los pocillos de la placa (IDEXX Laboratories, 2020).

Tras la incubación y los lavados, la reacción se desarrolla mediante un **sustrato cromogénico TMB**, y la lectura de **absorbancia se realiza a 650 nm** en un

espectrofotómetro. La concentración de anticuerpos anti-gE es **inversamente proporcional** al valor de absorbancia obtenida.

Tabla 2. Principales reactivos del kit IDEXX IBR gE ELISA.

Reactivo	Componente	Volumen
1	Placa recubierta con antígeno BoHV-1	1 × 96 pocillos
2	Control positivo (suero con anticuerpos gE)	1 × 6.5 mL
3	Control negativo (suero bovino libre de gE)	1 × 6.5 mL
4	Conjugado anti-BoHV-1 gE-HRP	1 × 72 mL
5	Diluyente de muestra	1 × 175 mL
6	Sustrato TMB	1 × 60 mL
7	Solución de frenado	1 × 60 mL
8	Solución de lavado 10×	1 × 235 mL

Fuente: IDEXX Laboratories (2020).

5.8.2. Procedimiento experimental

1. Se equilibraron todos los reactivos a **temperatura ambiente (18–26 °C)**.
2. Se adicionaron 100 µL del **control negativo** en los pocillos A1 y A2, y 100 µL del **control positivo** en A3 y A4.
3. Se agregaron 100 µL de cada **muestra de suero** en los pocillos correspondientes.
4. Se incubaron las placas **18–24 h a 18–26 °C**.
5. Se lavaron los pocillos **cinco veces** con **300 µL de solución de lavado**.
6. Se adicionaron **100 µL de conjugado** a cada pocillo e incubaron **30 min**.
7. Se repitió el lavado.

8. Se agregaron **100 μ L de sustrato TMB**, incubando **15 min a 18–26 °C**.
9. Se adicionaron **100 μ L de solución de frenado**.
10. Se midió la absorbancia a **650 nm** (Crowther, 2020; IDEXX Laboratories, 2020).

Figura 6. Proceso de mezcla de reactivos en placas



Fuente: Elaboración propia

5.9. Criterios de validación

La prueba se consideró **válida** si la diferencia entre la media del control negativo y la media del control positivo P fue ≥ 0.300 unidades de absorbancia (IDEXX Laboratories, 2020).

El cociente de la muestra se calculó como:

$$M/N = \frac{MUESTRA A (650)}{CN\dot{x}}$$

Interpretación de resultados:

Resultado Criterio

Negativo $M/N > 0.80$

Positivo $M/ \leq 0.80$

5.10. Determinación de la incidencia

La incidencia serológica de anticuerpos frente al virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina se estimó aplicando la siguiente fórmula (Thrusfield, 1990):

$$I = \frac{C}{N} X 100$$

Dónde:

- **I** = Incidencia o frecuencia de la enfermedad
- **C** = Número de animales positivos
- **N** = Total de animales analizados

El **intervalo de confianza (IC)** se calculó según la ecuación:

$$\mathbf{IC = P \pm Z \sqrt{\frac{P \times q}{n}}}$$

Dónde:

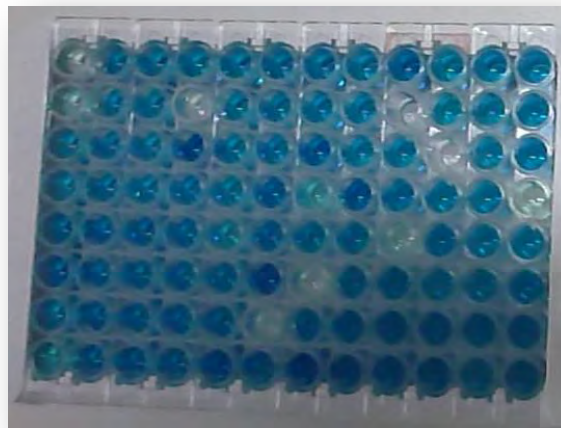
- **Z** = 1.96 (nivel de confianza del 95 %)
- **P** = Proporción de animales positivos
- **q** = Proporción de animales negativos 1 - P
- **n** = Tamaño de la muestra

VI. RESULTADOS Y DISCUSIONES

6.1. DETERMINACIÓN CUALITATIVA DEL GRADO DE INFECCIÓN EN VACUNOS DE LA COMUNIDAD DE TUNGASUCA CCOLLANA

La detección de anticuerpos frente al *Bovine herpesvirus 1* (BoHV-1) se realizó mediante **ELISA competitivo (IDEXX IBR gE)**. En esta técnica, durante la **primera incubación**, los anticuerpos anti-gE de la muestra se unen a los antígenos fijados en la microplaca. Tras el **lavado**, se añade un **conjugado monoclonal anti-BoHV-1 gE** marcado con peroxidasa, que **compite** por los mismos epítomos. Luego de una **segunda incubación** y nuevos lavados, se agrega el **sustrato cromogénico TMB**; la **intensidad de color es inversamente proporcional** a la cantidad de anticuerpo específico presente en la muestra: **muestras con poca o nula coloración se interpretan como positivas**, mientras que la **coloración azul intensa** indica resultado negativo (IDEXX Laboratories, 2020; Crowther, 2020; OMSA, 2023).

Figura 7. Esquema cualitativo del ELISA competitivo gE (IDEXX).



Fuente: Adaptado de IDEXX Laboratories (2020).

Fases: (1) Unión de Ac de la muestra a Ag fijado; (2) adición de conjugado anti-gE; (3) lavados; (4) revelado con TMB; (5) lectura.

Interpretación visual: Azul intenso = Negativo; Incoloro/transparente = Positivo; celeste = Dudoso.

Para control de calidad intra-ensayo se dispusieron **duplicados de control positivo (CP)** y **control negativo (CN)** en cada placa (pozos A1–A2 y A3–A4, respectivamente), seguidos de las **muestras (M)** según el mapa de distribución. La **validez del corrido** se aceptó cuando la diferencia **CN – CP \geq 0 300** unidades de absorbancia y los CP mostraron **baja coloración** (competencia alta), mientras que los CN presentaron **alta coloración** (competencia nula), conforme a la hoja técnica del fabricante (IDEXX Laboratories, 2020).

6.1.1. Criterios de interpretación cualitativa

- **Azul intenso: Negativo** (ausencia de Ac específicos o niveles indetectables).
- **Incoloro/transparente: Positivo** (alta competencia; presencia de Ac anti-gE).
- **Celeste: Dudoso**, requiere **repetición** o prueba confirmatoria.

Tabla 3. Guía de coloración en ELISA competitivo gE

Coloración	
Azul	Negativo
Incoloro	Positivo
Celeste	Dudoso

Fuente: IDEXX Laboratories (2020).

6.1.2. Distribución en placas y lectura

Los mapas de las **Placas I y II** incluyeron CP y CN en duplicado y las muestras en el resto de pozos (ver Tablas 4 y 5). La **lectura cualitativa** se contrastó con los **valores**

de densidad óptica (DO) a 650 nm obtenidos por el lector de ELISA (Tablas 6 y 7). De manera concordante con un ELISA competitivo, **valores bajos de DO** se asociaron a **positividad** (alta competencia), mientras que **valores altos de DO** indicaron **negatividad** (baja o nula competencia). Los **puntos de corte operativos** utilizados fueron: **positivo < 0,60; dudoso 0,60–0,70; negativo > 0,70** (ajuste interno alineado a la señal CP/CN y la especificación del kit) (IDEXX Laboratories, 2020; Crowther, 2020).

Tabla 4. Distribución de la placa I-muestras de vacunos de la Comunidad Tungasuca Ccollana

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	CP	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M
B	CP	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M
C	CN	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M
D	CN	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M
E	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M
F	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M
G	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	
H	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	M	

Tabla 5. Distribución de la placa II-muestras de vacunos de la Comunidad Tungasuca Ccollana

	1	2	3	4	5	6	7	8
A	CP	M	M	M	M	M	M	M
B	CP	M	M	M	M	M	M	M
C	CN	M	M	M	M	M	M	M
D	CN	M	M	M	M	M	M	M
E	M	M	M	M	M	M	M	M
F	M	M	M	M	M	M	M	M
G	M	M	M	M	M	M	M	M
H	M	M	M	M	M	M	M	M

Tabla 6. Determinación cuantitativa del grado de infección en vacunos de la comunidad de Tungasuca Ccollana, placa I resultados de la densidad óptica ofrecida por el lector de Elisa a 650 nanómetros para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	0.139	1.625	1.406	1.617	1.497	1.624	1.584	1.444	2.122	1.391	1.539	1.485
B	0.285	1.593	1.437	0.136	1.501	1.602	1.556	1.559	0.04	1.399	1.485	1.726
C	1.242	1.622	1.343	2.705	1.451	1.654	2.204	1.473	1.622	0.047	1.662	1.808
D	1.278	1.589	1.471	1.681	1.412	2.12	0.582	2.291	1.662	1.674	1.641	0.163
E	1.493	1.773	1.832	1.689	0.935	1.633	1.539	1.51	0.16	1.693	1.494	1.567
F	1.806	1.631	1.597	1.595	1.574	2.391	0.132	1.581	1.628	1.173	1.326	1.646
G	1.322	1.742	1.684	1.658	1.606	0.176	1.619	1.627	1.609	1.579	1.609	
H	0.695	1.683	1.611	1.647	2.101	1.57	2.542	1.771	1.593	1.695	1.185	

Tabla 7. Determinación cuantitativa del grado de infección en vacunos de la comunidad de Tungasuca Collana, Placa II resultados de la densidad óptica ofrecida por el lector de Elisa a 650 nanómetros para Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.

	1	2	3	4	5	6	7	8
A	0.100	1.827	1.550	1.253	1.485	1.621	1.619	2.232
B	0.075	1.546	1.414	1.519	1.265	1.499	1.522	1.516
C	1.527	1.648	1.675	1.762	1.407	1.603	1.593	1.481
D	1.575	1.678	1.532	2.110	2.043	1.604	1.484	1.845
E	1.672	1.586	1.601	1.614	1.577	1.266	1.415	1.406
F	1.639	1.510	1.545	1.562	1.580	1.650	1.348	1.360
G	1.851	1.610	1.870	1.668	1.649	1.636	1.385	1.485
H	1.691	1.633	1.579	1.458	1.635	1.626	1.630	1.295

En la **Placa I** se identificaron **8 muestras positivas** (pozos con pérdida de color evidente y DO < 0,60), mientras que en la **Placa II todas las muestras resultaron negativas** (predominio de color azul y DO > 0,70). Los controles cumplieron los criterios de validez (CP con DO baja; CN con DO alta).

6.1.3. Incidencia por categoría etaria

A partir de la concordancia cualitativa (coloración) y cuantitativa (DO), la **incidencia serológica** por categoría fue:

Tabla 8. Incidencia de IBR por categoría (ELISA competitivo gE)

Categoría	Positivos	Tamaño de muestra	Incidencia / factor de corrección
Vacas	4	86	4.65%
Ternero	1	16	6.25%
Torete	1	22	4.54%
Vaquilla	2	20	10%
Toro	0	6	0%
Total	8	150	5.33%

El **resumen global** del ensayo mostró **8 positivos**, **141 negativos** y **1 dudoso** (Tabla 9). El patrón observado —mayor proporción en **hembras adultas** y **jóvenes**— es consistente con la **exposición acumulativa** y con reactivaciones subclínicas por **latencia** del BoHV-1 descritas en la literatura (Muylkens et al., 2020; Rock, 2022).

Tabla 9. Resumen de las muestras tomadas para la prueba de Elisa

Total de animales	Positivos	Negativo	Dudoso
150	8	141	1

La **incidencia general** (5,33 %) se ubica dentro de rangos reportados para poblaciones andinas con **manejo sanitario heterogéneo** y **vacunación irregular** (Huacasi, 2018; Rojas, 2019; Yana, 2018).

Nota: El caso **dudoso** debe repetirse y/o confirmarse con prueba complementaria para clasificación definitiva (OMSA, 2023).

Implicancias sanitarias. La positividad detectada indica **circulación del BoHV-1** en la comunidad de Tungasuca Ccollana. Se recomienda **reforzar bioseguridad, control de movimientos, cuarentenas efectivas y programas de vacunación**, además de **monitoreo periódico** con ELISA competitivo gE para evaluar tendencia y eficacia de las intervenciones (OMSA, 2023; Van Oirschot, 2020).

VII. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1. Conclusiones

- La **incidencia serológica de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)** en la comunidad campesina de **Tungasuca Ccollana**, distrito de **Túpac Amaru**, provincia de **Canas**, región **Cusco**, fue del **5,33 % (8/150)**, según los resultados obtenidos mediante la prueba **ELISA competitiva gE**. Este hallazgo confirma la **presencia activa del virus BoHV-1** en el sistema productivo local, lo que representa un riesgo sanitario para el ganado de la zona (IDEXX Laboratories, 2020; OMSA, 2023).
- Por grupos etarios, se identificó una **mayor incidencia en las vaquillonas (10,0 %)**, seguida de los **terneros (6,25 %)**, **toretos (4,54 %)** y **vacas adultas (4,65 %)**; los **toros** no presentaron positividad. Esta distribución sugiere una **exposición diferencial** asociada al manejo reproductivo y a la posible transmisión durante la inseminación artificial, coincidiendo con lo descrito por **Muylkens et al. (2020)** sobre la reactivación viral en animales jóvenes y hembras adultas bajo condiciones de estrés o deficiencia inmunitaria.
- Los resultados indican que la enfermedad mantiene una **circulación subclínica** en los hatos lecheros de la comunidad, similar a lo reportado en regiones altoandinas del Perú (Huacasi, 2018; Rojas, 2019). Esto evidencia la necesidad de fortalecer la vigilancia seroepidemiológica, la capacitación de productores y la implementación de medidas preventivas sostenibles.

7.2. Recomendaciones

- Implementar **programas permanentes de capacitación** dirigidos a los productores de la comunidad, en coordinación con la **Municipalidad Provincial de Canas**, la **Municipalidad Distrital de Túpac Amaru** y la **Gerencia de Desarrollo Económico Local**, orientados al reconocimiento clínico, control y prevención de la IBR, así como al manejo sanitario integral del ganado (OMSA, 2023).
- Establecer un **sistema obligatorio de cuarentena** para todos los **animales foráneos** que ingresen a la comunidad, con la finalidad de **diagnosticar enfermedades infecciosas** antes de su incorporación a los hatos. Esta medida es esencial para reducir el riesgo de introducción de nuevos agentes patógenos (Thrusfield, 1990; Van Oirschot, 2020).
- Regular el uso de **inseminación artificial**, asegurando que el **semen provenga de centros certificados** y esté **libre de BoHV-1 y otras enfermedades venéreas**, conforme a los estándares internacionales de bioseguridad reproductiva (OMSA, 2023).
- Implementar un **registro sanitario comunitario** que permita llevar un **control epidemiológico del ganado**, asignando a cada productor una **constancia sanitaria** que acredite el estado libre de enfermedades infecciosas, entre ellas la **Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR)**. Este sistema contribuiría a la **trazabilidad**, la **comercialización segura** y la **calidad sanitaria de los productos lácteos**.

BIBLIOGRAFIA.

- Ávila, J., Cordero, E., & Tapia, R. (2008). *Patogenia y características moleculares del Herpesvirus bovino tipo 1*. Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias, 21(3), 45–54.
- Beer, J. (1987). *Bovine herpesvirus 1 infection in cattle*. Veterinary Microbiology, 13(2), 133–142.
- Brownlie, J., Clarke, M. C., & Howard, C. J. (1998). *Pathogenesis and epidemiology of bovine herpesvirus 1 infections*. Veterinary Record, 142(5), 103–108.
- Correa, C. (1987). *Enfermedades infecciosas del ganado bovino*. Editorial Veterinaria.
- Crowther, J. R. (2020). *The ELISA guidebook* (3rd ed.). Springer Nature.
- Daniel, W. W. (1996). *Biostatistics: A foundation for analysis in the health sciences* (7th ed.). Wiley.
- Deregt, D. (1998). *Laboratory diagnosis of bovine herpesvirus 1 infections*. Canadian Veterinary Journal, 39(3), 218–223.
- Gallastegui, F., López, M., & Llorente, M. (2002). *Estructura y función de las inmunoglobulinas*. Revista Española de Inmunología, 12(3), 201–212.
- García, L., Martínez, R., & Roldán, E. (2019). *Seroprevalence of infectious bovine rhinotracheitis in production systems of Argentina*. Revista Veterinaria Latinoamericana, 36(2), 45–53.
- Gillespie, J., McEntee, K., & Smith, R. (1987). *Pathological findings in bovine rhinotracheitis infection*. Veterinary Pathology, 24(4), 326–334.
- Gonzales, R. (2005). *Historia y desarrollo del estudio de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

- Guzmán, R. (2017). *Prevalencia serológica de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en bovinos del distrito de Ocongate – Quispicanchi, Cusco*. Tesis de pregrado, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.
- Harlow, E., & Lane, D. (2013). *Antibodies: A laboratory manual* (2nd ed.). Cold Spring Harbor Laboratory Press.
- Huacasi, E. (2018). *Seroprevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (vIBR) en vacunos de la comunidad de Huisacollana, Yauri – Espinar*. Tesis de pregrado, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.
- IDEXX Laboratories. (2020). *IDEXX IBR gE Ab Test: ELISA for the detection of antibodies to bovine herpesvirus 1*. IDEXX Technical Manual.
- Janeway, C. A., Travers, P., Walport, M., & Shlomchik, M. (2018). *Immunobiology: The immune system in health and disease* (9th ed.). Garland Science.
- Kaashoek, M. J., Rijsewijk, F. A., Ruuls, R. C., & Van Oirschot, J. T. (1995). *Virulence and molecular biology of bovine herpesvirus type 1*. *Veterinary Research*, 26(4), 431–442.
- Kindt, T. J., Goldsby, R. A., Osborne, B. A., & Kuby, J. (2021). *Kuby Immunology* (9th ed.). W. H. Freeman and Company.
- Luzuriaga, C. (2012). *Determinación de la incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en bovinos de la provincia de Loja, Ecuador*. *Revista Ecuatoriana de Medicina Veterinaria*, 8(2), 25–31.
- Mamani, J. (2013). *Incidencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en bovinos de la provincia de Anta – Cusco*. Tesis de pregrado, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

- Muylkens, B., Thiry, J., Kirten, P., & Thiry, E. (2020). *Latency and reactivation of bovine herpesvirus 1 infections*. *Veterinary Microbiology*, 113(3), 197–208.
- Murphy, K., Weaver, C., & Berg, L. (2022). *Janeway's immunobiology* (10th ed.). Garland Science.
- Ochoa, J. (2012). *Manual de técnicas inmunológicas: ELISA y Western Blot*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Obando, S., Rojas, P., & Benítez, A. (2005). *Epidemiology of infectious bovine rhinotracheitis in South America*. *Revista Científica de Medicina Veterinaria*, 15(1), 22–28.
- Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA). (2023). *Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals*. OMSA.
- Pearson, J. E. (2006). *Principles of antigen–antibody reactions in veterinary diagnosis*. *Veterinary Microbiology*, 115(1–3), 101–109.
- Pidone, C., Blanco, G., & Medina, R. (1999). *Estudio comparativo de la infección por BoHV-1 en bovinos*. *Revista Veterinaria del Sur*, 11(2), 115–121.
- Quispe, J., & Huamán, C. (2020). *Prevalence of infectious bovine rhinotracheitis in high-Andean dairy herds of southern Peru*. *Revista Veterinaria del Cusco*, 12(1), 55–64.
- Rock, D. (2022). *Pathogenesis and latency of bovine herpesvirus 1*. *Veterinary Research*, 53(1), 44–57.
- Rojas, P. (2019). *Estudio serológico de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en hembras bovinas del distrito de Santo Tomás, Chumbivilcas – Cusco*. Tesis de pregrado, Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco.

- Sánchez-Vizcaíno, J. M. (2010). *Manual de diagnóstico serológico en medicina veterinaria*. Ministerio de Medio Ambiente, Medio Rural y Marino.
- Thrusfield, M. V. (1990). *Veterinary epidemiology* (2nd ed.). Butterworth-Heinemann.
- Tikoo, S., Babiuk, L., & Zhou, Y. (2021). *Molecular biology of bovine herpesvirus 1 and vaccine development*. *Advances in Virus Research*, 120, 75–104.
- Universidad Complutense de Madrid. (2007). *Pruebas inmunoenzimáticas y su aplicación en diagnóstico*. Facultad de Veterinaria.
- Van Oirschot, J. (2020). *Eradication of infectious bovine rhinotracheitis in Europe*. *Veterinary Microbiology*, 113(3), 199–208.
- Vega, L. (2009). *Fundamentos de inmunología veterinaria*. Universidad Nacional de Colombia.
- Wildy, P., Horne, R. W., & Waterson, A. P. (1960). *Structure and classification of animal viruses*. *Virology*, 12(3), 204–220.
- Yana, C. (2018). *Seroprevalencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en el Centro de Investigación y Producción Chuquibambilla, UNA–Puno*. *Revista de Investigación Veterinaria del Altiplano*, 6(1), 45–52.

**Anexo 1. Ficha de campo para el diagnóstico de la Rinotraqueitis Infecciosa
bovina (IBR).**

**FICHA DE CAMPO PARA EL DIAGNOSTICO DE LA RINOTRAQUEITIS
INFECCIOSA BOVINA (IBR).**

1.- FICHA N°:

2.- DATOS GENERALES:

- **UBICACIÓN:.....**
- **NOMBRE DE LA COMUNIDAD:.....**
- **SECTOR:.....**
- **NOMBRE DEL PROPIETARIO:.....**
.....

3.- DATOS GENERALES DEL VACUNO:

- **NUMERO DE ARETE O NOMBRE:.....**
- **SEXO: (.....)**
- **EDAD:.....**
- **RAZA:.....**
- **CATEGORIA:.....**

4.OBSERVACIONES:.....

.....**5.-**

CODIGO DE MUESTRA:.....

**Anexo 2. Cálculos para determinar el tamaño de muestra de la Comunidad
Campesina de Tungasuca Ccollana**

$$N = \frac{N * Z^2 * p * q}{(N - 1) * e^2 + Z^2 * (p * q)}$$

Dónde:

- **N:** tamaño poblacional
- **Z:** 1.96, nivel de confianza que se da a la muestra
- **p:** animales positivos a brucelosis bovina 0.5
- **q:** animales negativos a brucelosis bovina 0.5
- **e:** error experimental 5%
- **n:** tamaño de muestra

$$N = \frac{340 * 1.96^2 * 0.5 * 0.5}{(340 - 1) * 0.6^2 + 1.96^2 (0.5 * 0.5)}$$

$$N = \frac{340 * 3.84 * 0.25}{(339) * 0.0036 + 3.84 * 0.25}$$

$$N = \frac{326.4}{2.18}$$

$$N = 150$$

Donde el tamaño de la muestra obtenida fue de 150 animales para un trabajo exacto de la comunidad Tungasuca Ccollana.