

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA



TESIS

**PRESENCIA DE LA RINOTRAQUEITIS INFECCIOSA BOVINA (IBR) EN
VACUNOS HEMBRAS PARA RECRIA EN LA TABLADA GANADERA DEL
DISTRITO DE COMBAPATA DEL DOS DE FEBRERO 2025**

PRESENTADA POR:
Br. LIDI YESENIA HUAYLLANI
CHOQUEHUANCA

PARA OPTAR AL TÍTULO
PROFESIONAL DE INGENIERO
ZOOTECNISTA

ASEORES:
Dr. EDGAR ALBERTO VALDEZ
GUTIÉRREZ
Ing. FIORELA GUZMÁN FIGUEROA

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 DR. MVZ. EDGAR ALBERTO VALDEZ GUTIÉRREZ.....
..... quien aplica el software de detección de similitud al
trabajo de investigación/tesis titulada: PRESENCIA DE LA RINOTRAQUEITIS.....
INFECCIOSA BOVINA (IBR) EN VACUNOS HEMBRAS PARA RECRÍA.....
EN LA TABLADA GANADERA DEL DISTRITO DE COMBAPATA.....
DEL DOS DE FEBRERO 2025.....

Presentado por: BR. LIDI YESENIA HUAYLLANI CHOQUEHUAÑCA DNI N° 73506201 ;
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 3..... 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, 15 de ENERO de 2026.....

Firma

Firma

Post firma EDGAR ALBERTO VALDEZ GUTIÉRREZ Post firma FIORELA GUZMÁN FIGUEROA

Nro. de DNI 01285940.....

Nro. de DNI 70991650.....

ORCID del Asesor 0000-0002-2966-7605.....

ORCID del Asesor 0000-0002-9913-5831.....

Se adjunta:

- Reporte generado por el Sistema Antiplagio.
- Enlace del Reporte Generado por el Sistema de Detección de Similitud: oid: 27259546595073.....

TESIS - LIDI YESENIA HUAYLLANI CHOQUEHUANCA 2026.pdf

 Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid:::27259:546595073

111 páginas

Fecha de entrega

15 ene 2026, 7:27 p.m. GMT-5

25.037 palabras

Fecha de descarga

15 ene 2026, 7:42 p.m. GMT-5

145.020 caracteres

Nombre del archivo

TESIS - LIDI YESENIA HUAYLLANI CHOQUEHUANCA 2026.pdf

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 mencionado
- ▶ Coincidencias menores (menos de 15 palabras)

Exclusiones

- ▶ N.º de coincidencias excluidas

Fuentes principales

3%	 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.

DEDICATORIA

A Dios, fuente de sabiduría, fortaleza y propósito. Por guiar cada paso con paciencia y amor, y por ser el refugio constante en los momentos de incertidumbre. Que este logro sea una ofrenda de gratitud por su presencia en mi vida.

A mis padres, Victor Huayllani Zapana y Justina Choquehuanca Escalante, por su ejemplo de esfuerzo, integridad y entrega incondicional. Gracias por sembrar en mí los valores que hoy me sostienen, por creer en mis capacidades incluso cuando yo dudaba, y por acompañarme con amor silencioso pero firme.

A mis hermanos, compañeros de vida y cómplices de sueños. Por su apoyo, sus palabras sinceras y por enseñarme que la familia también se construye en los gestos cotidianos. Cada uno, a su manera, ha sido parte esencial de este camino.

Lidi Yesenia Huayllani Choquehuanca

AGRADECIMIENTO

Expreso mi más sincero agradecimiento a mis asesores: Dr. Edgar Alberto Valdez Gutiérrez y la Ing. Fiorela Guzmán Figueroa, por su guía experta, paciencia y compromiso durante el desarrollo de este trabajo. Su acompañamiento no solo fortaleció el rigor metodológico del estudio, sino que también inspiró una actitud crítica y reflexiva frente al proceso investigativo.

A la Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco, por brindarme las herramientas académicas, el entorno formativo y las oportunidades que han sido fundamentales en mi crecimiento profesional; este logro es también reflejo del compromiso institucional con la excelencia educativa.

A los docentes de la Escuela Profesional de Zootecnia, por compartir sus conocimientos con vocación y entrega; cada clase, cada orientación y cada exigencia académica han contribuido significativamente a mi formación integral como profesional. Su dedicación ha dejado una huella profunda en mi manera de comprender y abordar los desafíos del sector.

Lidi Yesenia Huayllani Choquehuanca

ÍNDICE

DEDICATORIA	i
AGRADECIMIENTO	iii
ÍNDICE DE TABLAS	ix
ÍNDICE DE FIGURAS.....	x
ÍNDICE DE ANEXOS	xi
GLOSARIO	xii
RESUMEN	xiv
ABSTRACT.....	xv
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPITULO I	3
PROBLEMA OBJETO DE INVESTIGACIÓN	3
1.1 Identificación del problema objeto de investigación (POI)	3
1.2 Planteamiento del problema	4
1.2.1. Problema general	4
1.2.2. Problemas específicos.....	4
CAPITULO II	6
OBJETIVOS E HIPÓTESIS.....	6
2.1 Objetivos de la investigación	6
2.1.1. Objetivo general	6
2.1.2. Objetivos específicos.....	6
2.2 Justificación.....	7
2.3 Hipótesis.....	8
2.3.1. Hipótesis general	8
2.3.2. Hipótesis específico	8

CAPITULO III.....	9
MARCO TEÓRICO.....	9
3.1 Antecedentes de la investigación	9
3.1.1. Antecedentes internacionales	9
3.1.2. Antecedentes nacionales.....	11
3.1.3. Antecedentes locales.....	13
3.2 Bases teóricas	14
3.2.1. Rinotraqueitis Infecciosa Bovina.....	14
3.2.2. Historia	15
3.2.3. Etiología.....	16
3.2.4. Epidemiología.....	17
3.2.5. Virus BoHV-1.....	18
3.2.6. Replicación viral.....	21
3.2.7. Patogenia	23
3.2.8. Patología	25
3.2.9. Latencia	26
3.2.10. Cuadro clínico.....	28
3.2.11. Diagnóstico.....	30
3.2.12. Serología	32
3.2.13. Vacunas	32
3.3 Bases conceptuales.....	34
3.3.1. Antígeno	34
3.3.2. Anticuerpo	34
3.3.3. Incidencia.....	35
3.3.4. Latencia	35

3.3.5. Prevalencia.....	35
3.3.6. Prueba de ELISA	36
3.3.7. Prueba de ELISA indirecto	36
CAPITULO IV.....	37
MATERIALES Y MÉTODO	37
4.1 Ámbito de estudio	37
4.1.1. Ubicación política y geográfica	37
4.1.2. Clima y vegetación	39
4.2 Metodología de la investigación	39
4.2.1 Tipo y línea de investigación.....	39
4.2.2 Diseño de investigación.....	39
4.2.3 Enfoque de la investigación.....	40
4.3 Variables de estudio	40
4.3.1 Variables independientes.....	40
4.3.2 Variable dependiente	40
4.4 Duración del estudio.....	40
4.5 Materiales de estudio.....	40
4.5.1 Materiales de escritorio	40
4.5.2 Materiales de campo	41
4.5.3 Materiales y reactivos de laboratorio.....	41
4.5.4 Equipos e instrumentos de laboratorio	42
4.6 Población.....	43
4.7 Tamaño de muestra	43
4.8 Técnicas de selección de muestras	44
4.8.1 De las muestras	44

4.9 Técnicas de recolección de muestras	44
4.9.1 Coordinación con la Municipalidad Distrital de Combapata	44
4.9.2 Toma de muestras	45
4.9.3 Procedimiento de recolección de datos	46
4.10. Técnicas de análisis e interpretación de información.....	47
4.10.1 Obtención de plasma sanguíneo	47
4.10.2 Método de ELISA indirecto para la detección de anticuerpos contra el virus causante de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR).....	48
4.11. Análisis de datos.....	52
4.11.1 Método estadístico	52
4.11.2 Determinación de la prevalencia de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina	53
4.11.3 Determinación del intervalo de confianza	53
CAPITULO V	55
RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	55
5.1. Determinación cualitativa de la infección por Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría en la tablada ganadera del distrito de Combapata.....	55
5.2. Determinación cuantitativa de la infección por Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría en la tablada ganadera del distrito de Combapata.....	56
5.3. Determinación la prevalencia de la IBR por categorías en vacunos hembra para recría de la tablada ganadera de Combapata.	59
5.4. Determinación la prevalencia de la IBR por raza en vacunos hembra para recría de la tablada ganadera de Combapata.	61
5.5. Determinación la prevalencia de la IBR por procedencia en vacunos hembra para recría de la tablada ganadera de Combapata	63

5.6. Presencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recria de la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, region Cusco	65
CAPÍTULO VII	67
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	67
7.1 Conclusiones	67
7.2 Recomendaciones	68
BIBLIOGRAFÍA	69
ANEXOS	82

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Distribución de las muestras en la placa I.....	48
Tabla 2 Distribución de las muestras en la placa II	49
Tabla 3 Resultado de Densidad Óptica	52
Tabla 4 Densidades ópticas de la placa I, ofrecidas por el lector de microplacas de ELISA para rinotraqueitis infecciosa bovina (IBR), tabuada ganadera del distrito de Combapata.....	56
Tabla 5 Densidades ópticas de la placa II, ofrecidas por el lector de microplacas de ELISA para rinotraqueitis infecciosa bovina (IBR), tabuada ganadera del distrito de Combapata.....	57
Tabla 6 Resultados del cálculo del cociente S/P % de las densidades ópticas de la placa I para (IBR), tabuada ganadera del distrito de Combapata.	57
Tabla 7 Resultados del cálculo del cociente S/P % de las densidades ópticas de la placa I para (IBR), tabuada ganadera del distrito de Combapata.	58
Tabla 8 Prevalencia de Anticuerpos contra la (IBR) según categoría en la tabuada ganadera del distrito de Combapata	59
Tabla 9 Prevalencia de Anticuerpos contra la (IBR) por raza en vacunos hembra para recría de la tabuada ganadera de Combapata.....	61
Tabla 10 Prevalencia de anticuerpos contra (IBR) según procedencia en la tabuada ganadera del distrito de Combapata	63
Tabla 11 Prevalencia de Anticuerpos contra la (IBR) en vacunos hembra para recría de la tabuada ganadera de Combapata.....	65

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 Principales cuadros clínicos de IBR en vacunos	29
Figura 2 Ubicación geográfica del distrito de Combapata, provincia Canchis	38
Figura 3 Registro de datos de los animales que ingresan a la tablada ganadera del distrito de Combapata	45
Figura 4 Recolección de muestras de sangre	46
Figura 5 Separación de plasma sanguíneo de vacunos y almacenamiento en viales criogénicos a -20 °C	47
Figura 6 Resultados cualitativos para anticuerpos contra el virus IBR muestras de vacunos del distrito de Combapata, placa I.	55
Figura 7 Resultados cualitativos para anticuerpos contra el virus IBR muestras de vacunos del distrito de Combapata, placa II.	56

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1 Instrumento de recolección de datos	82
Anexo 2 Base de datos.....	83
Anexo 3 Registro de datos de los animales evaluados	85
Anexo 4 Recolección de muestras sanguíneas	86
Anexo 5 Traslado de muestras sanguíneas al laboratorio en un cooler refrigerante.	86
Anexo 6 Separación del plasma sanguíneo	87
Anexo 7 Muestras de plasma sanguíneo de vacunos.....	87
Anexo 8 Lavado de placa de forma automatizada.....	88
Anexo 9 Incubación de la microplaca	88
Anexo 10 Lectura de placas ELISA a 450 mm de densidad óptica.....	89
Anexo 11 Resultados cualitativos para la detección de vacunos persistentemente infectados con el virus de IBR en vacunos hembra. Placa de ELISA indirecto.....	89
Anexo 12 Preparación de solución para el lavado	90
Anexo 13 Incorporación de plasma sanguíneo en la placa ELISA para detectar anticuerpos	90
Anexo 14 Lavado de pocillos de la placa ELISA.....	91
Anexo 15 Colocación de conjugado en los pocillos de la placa.....	91
Anexo 16 Solución de stop para poner fin a las reacciones enzimática	92
Anexo 17 Homogenización del diluyente más la muestra a evaluar	92
Anexo 18 Sondeo de la población de vacunos que ingresan a la tablada de Combapata.....	93

GLOSARIO

IBR	: Rinotraqueitis Infecciosa Bovina
BoHV-1	: Virus herpes bovino tipo 1
DL	: Categoría de dientes de leche
2D	: Categoría dentaria de dos dientes
4D	: Categoría dentaria de cuatro dientes
6D	: Categoría dentaria de seis dientes
ELISA	: Ensayo Inmunoabsorbente Ligado a Enzimas
CRB	: Complejo Respiratorio Bovino
IPB	: Balanopostitis pustulosa infecciosa
VPI	: Vulvovaginitis pustulosa infecciosa
ADN	: Ácido Desoxirribonucleico
dsDNA	: ADN de doble cadena
gE	: Glicoproteína E
Fc	: Fragmento cristalizable de un anticuerpo
IgG	: Inmunoglobulina G
IgM	: Inmunoglobulina M
gB	: Glicoproteína B
gD	: Glicoproteína D
ARN	: Ácido Ribonucleico
ARNm	: Ácido Ribonucleico mensajero
HSV-1	: Virus de tipo 1
Células MDBK	: Línea celular epitelial inmortalizada derivada del riñón de vaca
Inhibidor MG-132	: Compuesto químico que bloquea el proteosoma, una "máquina" celular que degrada proteínas dañadas o innecesarias
Proteína bICP0	: Proteína reguladora temprana producida por el Virus herpes bovino tipo 1
Gammaherpesvirus BHV-4	: Subfamilia de los herpesvirus, virus herpes bovino de comportamiento crónico
FCM	: Citometría de Flujo

gen LR	: Gen relacionado con la latencia
PCR	: Proteína C Reactiva
IHQ	: Pruebas de inmunohistoquímica
VNT	: Neutralización viral
MLV	: Virus modificados
KV	: Virus inactivados
Antígenos en MHC	: Fragmentos de un antígeno (péptidos) que son procesados y presentados en la superficie de una célula unidos a moléculas del MHC (Complejo mayor de histocompatibilidad)
BMAP27-28	: Péptido antimicrobiano natural del sistema inmune innato del ganado bovino

RESUMEN

El estudio tuvo como objetivo determinar la presencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recria de la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco. Se desarrolló bajo un diseño descriptivo de corte transversal, con enfoque cuantitativo y muestreo simple, evaluando una población de 213 animales y una muestra representativa de 137 bovinos. Las muestras sanguíneas se obtuvieron mediante punción de la vena caudal y se analizaron mediante ELISA indirecto (kit ID.Vet) para la detección de anticuerpos contra BoHV-1. Los resultados mostraron que no existieron diferencias significativas en la prevalencia de IBR según categoría, raza ni procedencia ($P > 0.05$). Del total evaluado, 128 animales (93.4 %) resultaron negativos y 9 (6.6 %) positivos, evidenciando una baja prevalencia general, aunque con circulación viral confirmada. Por categorías, DL, 2D y 6D no registraron casos positivos; en 4D se detectó un caso (7.1 %) y en BLL ocho casos (11.3 %), constituyendo esta última la categoría de mayor riesgo. Según raza, únicamente la Brown Swiss presentó seropositividad (10.3 %). En cuanto a procedencia, se identificaron focos con prevalencias elevadas en Azángaro (66.7 %), Combapata (50 %) y Acopia (33.3 %). En conclusión, la prevalencia de IBR en Combapata es baja; sin embargo, se confirma su presencia, especialmente asociada a determinadas categorías, la raza Brown Swiss y animales provenientes de diferentes localidades.

Palabras clave: Rinotraqueítis infecciosa bovina, Prevalencia, Vacunos hembras, BoHV-1.

ABSTRACT

The study aimed to determine the presence of Infectious Bovine Rhinotracheitis (IBR) in female cattle intended for rearing at the livestock market of the Combapata district, Canchis province, Cusco region. The research followed a descriptive cross-sectional design with a quantitative approach and simple random sampling, evaluating a population of 213 animals and a representative sample of 137 bovines. Blood samples were collected via puncture of the caudal vein and analyzed using an indirect ELISA (ID.Vet kit) for the detection of antibodies against BoHV-1. The results showed no significant differences in IBR prevalence according to category, breed, or origin ($P > 0.05$). Of the total evaluated, 128 animals (93.4%) tested negative and 9 (6.6%) tested positive, indicating a low overall prevalence, although with confirmed viral circulation. By category, DL, 2D, and 6D recorded no positive cases; in 4D, one case was detected (7.1%), and in BLL, eight cases (11.3%), making the latter the highest-risk category. Regarding breed, only Brown Swiss cattle showed seropositivity (10.3%). In terms of origin, clusters with high prevalence were identified in Azángaro (66.7%), Combapata (50%), and Acopia (33.3%). In conclusion, the prevalence of IBR in Combapata is low; however, its presence is confirmed, particularly associated with specific categories, the Brown Swiss breed, and animals originating from different localities.

Keywords: Infectious Bovine Rhinotracheitis, seroprevalence, heifer cattle, ELISA, BoHV-1.

INTRODUCCIÓN

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) es una enfermedad viral altamente contagiosa que afecta al ganado bovino, causada por el herpes virus bovino tipo 1 (BoHV-1), un alfaherpesvirus de amplia distribución mundial que afecta principalmente al ganado bovino y ocasiona cuadros respiratorios, reproductivos y sistémicos (Dima & Abdisa, 2022). Su relevancia sanitaria radica en las pérdidas económicas que genera, las cuales incluyen disminución en la producción de leche, menor ganancia de peso, problemas de fertilidad y abortos, así como costos asociados al control y manejo de brotes (Engdawork & Aklilu, 2024). Además, BoHV-1 posee la capacidad de establecer infecciones latentes y reactivarse ante factores de estrés, lo que complica su erradicación (Jones & Chowdhury, 2010).

Asimismo, la dinámica comercial del ganado en ferias y tabladas constituye un factor determinante en la diseminación del BoHV-1, ya que el movimiento constante de animales de distintas procedencias incrementa la probabilidad de introducir individuos infectados, tanto clínicos como subclínicos, en nuevos rebaños, dado que diversos estudios reportan que los mercados ganaderos y centros de concentración son puntos críticos para la propagación del virus, debido al estrés del transporte, la mezcla de animales y la falta de uniformidad en las medidas de bioseguridad (Waldeck *et al.*, 2021).

La tablada ganadera del distrito de Combapata, ubicada en la provincia de Canchis, región Cusco, es una zona donde el comercio y la ganadería desempeñan un papel crucial en la economía local. La cría y recría de vacunos hembras en esta región es una actividad fundamental que sustenta a muchas familias y contribuye al desarrollo económico. Sin embargo, la presencia de IBR en esta zona podría comprometer seriamente la salud y la productividad de la ganadería local, afectando la capacidad reproductiva de los animales, dado

que el virus puede estar presente en el semen de toros infectados, lo que facilita su diseminación mediante la inseminación artificial (WOAH, 2024).

El presente estudio tiene como objetivo general determinar la presencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos hembras para recría en la tablada ganadera del distrito de Combapata. Para lograr este objetivo, se han planteado 3 objetivos específicos: Determinar la prevalencia de la IBR por categorías en vacunos hembra para recría en la tablada ganadera de Combapata, determinar la prevalencia por razas en vacunos hembras para recría en la tablada ganadera de Combapata y determinar la prevalencia por procedencia en vacunos hembras para recría en la tablada ganadera de Combapata.

La metodología de este estudio incluye la recolección de muestras biológicas de los animales, análisis serológicos para la detección de anticuerpos contra BoHV-1 y el registro de datos clínicos y epidemiológicos. Además, se considerarán factores de manejo y condiciones ambientales que puedan influir en la prevalencia de la enfermedad.

La identificación de su presencia en poblaciones locales es crucial para implementar estrategias de control y prevención que aseguren la salud animal y la sostenibilidad de las actividades ganaderas. La tablada ganadera del distrito de Combapata, en la provincia de Canchis, región Cusco, es un núcleo productivo fundamental que concentra vacunos hembras destinadas a la recría. Sin embargo, la falta de estudios locales sobre la presencia y prevalencia de la IBR representa una brecha de conocimiento que limita la toma de decisiones informadas en la gestión de la salud animal.

CAPITULO I

PROBLEMA OBJETO DE INVESTIGACIÓN

1.1 Identificación del problema objeto de investigación (POI)

La ganadería bovina desempeña un papel crucial en la economía y la seguridad alimentaria del Perú, especialmente en zonas como la provincia de Canchis, en la región Cusco, donde la producción pecuaria es una actividad económica destacada. En este contexto, la tablada ganadera del distrito de Combapata se rige como un centro neurálgico de la actividad, caracterizada por la cría, compra y venta de ganado bovino de diferentes regiones del país, lo que le convierte en un importante punto de paso en el comercio nacional (Distrito.pe, 2024).

Sin embargo, la productividad y la rentabilidad de esta industria pueden verse amenazadas por la presencia de enfermedades infecciosas, entre las que se destaca la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR). La IBR, causada por el virus herpes bovino tipo 1 (BoHV-1), un aspecto crucial de la IBR es la capacidad para establecer latencia en los animales infectados; la latencia es un estado en el que el virus persiste en el organismo del hospedador sin causar signos clínicos evidentes, pero manteniendo la capacidad de reactivarse y causar enfermedad en condiciones de estrés o inmunosupresión; durante la latencia, el BoHV-1 se aloja principalmente en los ganglios trigéminos y el tejido linfoide, permaneciendo en un estado de latencia a nivel molecular (Sayers, 2017). La reactivación del virus puede ocurrir en situaciones como el transporte hacia la tablada ganadera, cambios en el manejo o enfermedades concomitantes, lo que resulta en la diseminación del virus y la posible aparición de nuevos brotes de enfermedad. La latencia del BoHV-1 representa un desafío significativo para el control y la erradicación de la IBR en las explotaciones ganaderas. Los animales latentemente infectados pueden actuar como reservorios del virus, contribuyendo a la persistencia y propagación de la enfermedad dentro y fuera de los hatos ganaderos; la tablada es un punto de

paso para estos animales. Por lo tanto, la detección y manejo de estos animales es fundamental para cualquier programa de control de la IBR. (Sanches, 1996).

El ganado bovino en Combapata podría estar expuesto a la IBR, pero no se sabe con certeza si la enfermedad está presente y en qué medida. Esto genera incertidumbre tanto para los ganaderos como para los profesionales encargados de velar por la salud animal. La falta de estudios en la región deja en el aire preguntas importantes: ¿Cuántos animales están infectados? ¿Qué categorías (terneras, vaquillonas, vacas adultas) son las más afectadas?

Además, prácticas como el intercambio de animales entre comunidades, sumadas a la ausencia de programas de prevención efectivos, podrían estar facilitando la propagación de la enfermedad sin que los ganaderos sean plenamente conscientes de ello. Si no se actúa a tiempo, las pérdidas económicas y el impacto en la productividad podrían incrementarse, afectando tanto a las familias ganaderas como al desarrollo de la actividad en la región.

1.2 Planteamiento del problema

1.2.1. Problema general

¿Cuál es la presencia de la Rinotraqueitis Infectiosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco?

1.2.2. Problemas específicos

- ¿Cuál es la prevalencia de la IBR según categorías en vacunos hembra para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata?
- ¿Cuál es la prevalencia de la IBR según razas en vacunos hembras para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata?

- ¿Cuál es la prevalencia de la IBR según procedencia en vacunos hembras para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata?

CAPITULO II

OBJETIVOS E HIPÓTESIS

2.1 Objetivos de la investigación

2.1.1. Objetivo general

Determinar la presencia de la Rinotraqueitis Infectiosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recria de la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco.

2.1.2. Objetivos específicos

- Determinar la prevalencia de la IBR por categorías en vacunos hembra para recria del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata.
- Determinar la prevalencia de la IBR por razas en vacunos hembras para recria del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata.
- Determinar la prevalencia de la IBR por procedencia en vacunos hembras para recria del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata.

2.2 Justificación

La realización de este estudio sobre la determinación de la presencia de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en vacunos busca entender la situación sanitaria del ganado bovino en la tablada ganadera de Combapata frente a la IBR. Conocer si la enfermedad está presente y cuáles son las categorías más afectadas es clave para tomar decisiones informadas y proteger la inversión de los productores. En ese sentido, conocer la prevalencia de IBR no solo permite determinar el nivel real de exposición al BoHV-1, sino también identificar animales con infección latente que pueden actuar como reservorios del virus y desencadenar nuevos brotes.

Al generar información científica confiable, se podrán diseñar estrategias específicas de prevención y control, como campañas de vacunación y mejoras en las prácticas de manejo y bioseguridad; esto no solo beneficiará a los productores al reducir pérdidas económicas, sino que también garantizará el bienestar de los animales y la sostenibilidad de la actividad ganadera en el distrito de Combapata.

La ganadería es una actividad esencial para el sustento de muchas familias en el distrito de Combapata. Mejorar la sanidad de los animales mediante la evaluación y control de IBR contribuirá al desarrollo sostenible de la ganadería local, garantizando la calidad y productividad del ganado a largo plazo.

Este estudio aportará datos valiosos sobre la epidemiología de IBR en una región específica del Perú, lo cual puede ser útil no solo para los ganaderos locales, sino también para investigaciones futuras y para el desarrollo de políticas sanitarias a nivel regional y nacional.

2.3 Hipótesis

2.3.1. Hipótesis general

(H1): La Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) está presente en vacunos hembras para recría de la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco.

(H0): La Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) no está presente en vacunos hembras para recría de la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco.

2.3.2. Hipótesis específico

(H1): Existe una diferencia significativa en la prevalencia de la IBR entre las diferentes categorías de vacunos hembra para recría en la tablada ganadera de Combapata.

(H0): No existe una diferencia significativa en la prevalencia de la IBR entre las diferentes categorías de vacunos hembra para recría en la tablada ganadera de Combapata.

(H1): Existe una diferencia significativa en la prevalencia de la IBR entre las diferentes razas de vacunos hembras para recría en la tablada ganadera de Combapata.

(H0): No existe una diferencia significativa en la prevalencia de la IBR entre las diferentes razas de vacunos hembras para recría en la tablada ganadera de Combapata.

(H1): Existe una diferencia significativa en la prevalencia de la IBR entre la procedencia de vacunos hembras para recría en la tablada ganadera de Combapata.

(H0): No existe una diferencia significativa en la prevalencia de la IBR entre la procedencia de vacunos hembras para recría en la tablada ganadera de Combapata.

CAPITULO III

MARCO TEÓRICO

3.1 Antecedentes de la investigación

3.1.1. Antecedentes internacionales

Flechas & Jimenes *et al.* (2021), concluyen que la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) ocasiona repercusiones significativas en la salud pública y la economía de los países afectados, lo que hace imprescindible fortalecer estrategias de control a nivel nacional y estatal, así como implementar programas de capacitación para ganaderos orientados a mejorar prácticas sanitarias mediante limpieza, desinfección, aislamiento y monitoreo regular; además, señalan que el sacrificio progresivo de bovinos seropositivos en zonas de alta prevalencia debe gestionarse con cautela para equilibrar las pérdidas económicas y la estabilidad de la población bovina, aunque enfatizan que es esencial intensificar los esfuerzos de control para reducir la prevalencia de la enfermedad en Colombia con miras a su erradicación, lo cual no solo beneficiaría la salud pública, sino que también impulsaría las exportaciones de carne y leche bovina libres de RIB, fortaleciendo la industria ganadera nacional.

Granda (2012) tomó muestras de sangre de 5 ml de 150 animales en la localidad de la Hoya de Loja con el propósito de identificar los focos endémicos de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) y determinar la prevalencia del virus mediante el método ELISA; tras el análisis se hallaron 39 positivas al virus, lo que corresponde a una prevalencia del 26 %, evidenciando la circulación activa de la enfermedad en la región. El estudio señala que la movilización de animales sin control, la ausencia de registros técnicos y el desconocimiento de la población constituyen factores que favorecen la propagación del virus, por lo que se recomienda ampliar la investigación a nivel nacional y aplicar programas de vacunación acompañados de planes de bioseguridad para lograr la erradicación de la IBR en el territorio ecuatoriano.

Abad *et al.* (2016) determinaron la prevalencia de la rinotraqueítis infecciosa bovina (IBR) y la diarrea viral bovina (DVB) en hembras adultas y su relación con el estado reproductivo en distintas épocas del año, mediante un estudio realizado en siete ranchos de los municipios de San Rafael, Medellín y Cotaxtla, en la zona centro de Veracruz, México; la metodología se basó en el diagnóstico de IBR y DVB por ELISA. Los resultados evidenciaron una tasa promedio de gestación de 52 %, con prevalencias de IBR entre 45.55 % y 96.26 % y de DVB entre 39.25 % y 96.40 %, destacando el rancho 4 con los valores más altos y el rancho 5 con los más bajos ($p<0.01$); los autores no observaron diferencias por estado reproductivo ($p>0.05$), pero sí por época del año ($p<0.01$), siendo la seca la de mayor prevalencia (IBR 87.20 %, DVB 88.61 %) y alcanzando hasta 100 % en algunos ranchos. Concluyeron que el estado reproductivo no influyó en la prevalencia, mientras que la época del año sí tuvo un efecto significativo.

Barrett *et al.* (2024) establecieron la prevalencia del virus de la rinotraqueítis infecciosa bovina (BHV-1) en bovinos menores de 30 meses destinados al sacrificio en Irlanda y analizaron la posible asociación con la exposición al virus de la diarrea viral bovina (BVD) y otros factores; para ello realizaron un muestreo aleatorio de 5273 animales entre 2018 y 2020, las muestras de suero fueron analizada mediante pruebas ELISA. Los resultados que obtuvieron los autores mostraron una prevalencia de 21.43 % (1130/5273; IC95 %: 20.32–22.53), con una disminución del 23.32 % en 2018 al 17.61 % en 2020; los principales factores de riesgo fueron el tamaño del hato, donde animales de rebaños mayores a 225 cabezas tuvieron hasta 4.7 veces más probabilidades de ser positivos que los de rebaños menores a 53, y el número de movimientos entre hatos, con animales que cambiaron de hato tres o más veces mostrando 3.5 veces más riesgo que aquellos sin movimientos. Aunque se observaron asociaciones con el sexo (mayor en machos) y con la positividad a BVD, estas no resultaron estadísticamente

significativas. En conclusión, la investigación evidenció que la prevalencia de BHV-1 en Irlanda continúa siendo relevante, aunque con tendencia a la baja.

Lux *et al.* (2023), evaluaron la respuesta serológica contra la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) utilizando tres vacunas comerciales polivalentes con herpes virus bovino tipo 1 inactivado; este estudio se realizó en la Escuela Provincial Agrotécnica “Florencio Peirone” de Victorica, La Pampa (Argentina); la metodología incluyó 49 terneros de seis meses, a los cuales se les midieron anticuerpos mediante ELISA. Los resultados obtenidos por los autores evidenciaron que, a los 42 días, los porcentajes de animales con anticuerpos fueron de 42.8 % en G1, 61.5 % en G2 y 38.4 % en G3, mientras que el grupo control se mantuvo en 0 %; las medias geométricas del IRPC fueron de 16.31, 27.7 y 15.12 respectivamente, siendo significativamente menores que las obtenidas por pasaje viral (95.53). En conclusión, las vacunas comerciales lograron inducir anticuerpos en los terneros, aunque con porcentajes variables, sin diferencias significativas entre las marcas y con niveles de respuesta inferiores a los generados por infección natural.

3.1.2. Antecedentes nacionales

Acosta (2012), determinó la prevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina en el ganado vacuno en comunidades de los distritos de Ayacucho en el año 2010, clasificando a los animales por edad y sexo mediante el método ELISA; el estudio incluyó un total de 337 bovinos mayores de seis meses, muestreados entre mayo y julio, en los cuales se detectaron anticuerpos de IBR en los cinco distritos con una prevalencia de 35.31 %, siendo la presencia del virus similar en machos y hembras y sin diferencias significativas por edad. Asimismo, se evidenció que la circulación de la enfermedad en animales de pastoreo extensivo es comparable con la de otras zonas de condiciones similares.

Vilches & Morales (2022), determinaron la prevalencia de anticuerpos contra el virus de la IBR en tres distritos de Ayacucho; la investigación se llevó a cabo en los distritos de Corocora, Chumpi y Pullo, de la provincia de Parinacochas, durante el año 2018, obteniéndose un total de 460 muestras de sangre de bovinos machos y hembras de diferentes edades, las cuales fueron analizadas mediante el método ELISA indirecto. Los resultados evidenciaron que 282 animales presentaron anticuerpos frente al virus de la IBR, lo que corresponde a una prevalencia de 59.56 % en los animales diagnosticados.

Villacaqui (2006) determinó la prevalencia del virus de la rinotraqueítis infecciosa bovina (BHV-1) en bovinos criados bajo sistema extensivo sin antecedentes de vacunación en Cajamarca, Perú; el autor recolectó 480 muestras de sangre de bovinos de diferentes razas (criollos, Holstein, Brown Swiss y Jersey), de entre 6 y 10 años de edad, durante octubre y noviembre de 2004, las cuales fueron analizadas mediante la prueba de neutralización viral. Los resultados evidenciaron que solo 3 animales ($0.62 \pm 0.7\%$) fueron seropositivos a BHV-1, correspondientes a vacas Holstein mayores de 6 años de un mismo productor del caserío Santa Rosa Baja, con títulos de 1:32 (1 animal) y 1:64 (2 animales), sin manifestaciones clínicas de la enfermedad. El autor concluyó que la prevalencia de IBR en bovinos de crianza extensiva de la provincia de San Pablo es muy baja en comparación con otras zonas de la Sierra peruana donde se han reportado valores entre 20 % y 65 %.

Condori (2023) determinó retrospectivamente la positividad de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) y de Diarrea Viral Bovina (BVD) en ganado vacuno de la irrigación La Joya - Arequipa, durante el periodo 2010–2019; para ello analizó 219 muestras séricas para IBR y 207 para BVD mediante la prueba ELISA indirecto con kits IDEXX-USA; además, se evaluó 230 muestras para coinfección de ambas enfermedades. Los resultados que obtuvo evidenciaron una seropositividad de 27.40 % (IC 21.50–33.33 %) para IBR, de 28.50 % (IC

22.35–34.65 %) para BVD y de 10 % (IC 6.12–13.88 %) para coinfección, encontrándose diferencias significativas entre los años 2010-2019 ($p<0.05$). En conclusión, ambas enfermedades virales se encuentran presentes en la población bovina evaluada, con niveles relevantes de seropositividad que impactan la productividad y la salud animal.

Callata (2019) determinó la prevalencia del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (vIBR) en 90 vacunos de la raza Brown Swiss en el distrito de Vilque-Puno en 2018; los animales estuvieron distribuidos según sexo (machos y hembras menores de dos años), edad (<2 años y >2 años) y estado reproductivo (preñadas secas y en producción); el análisis se efectuó mediante la prueba de ELISA indirecto. Los resultados mostraron una prevalencia general de 0.0 %, sin presencia de la enfermedad en ninguno de los factores evaluados, ya sea por sexo, edad o estado reproductivo. En conclusión, los bovinos Brown Swiss de las comunidades de Cotaña y Central Yanarico del distrito de Vilque se encuentran libres de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR).

3.1.3. Antecedentes locales

Rojas (2019) determinó anticuerpos de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacas y ovinos de la comunidad de vista alegre, distrito de Santo Tomás, provincia de Chumbivilcas - Cusco, donde realizó un muestreo al azar de 92 animales hembras, tanto en ovino y vacunos; el autor concluye que la prevalencia de anticuerpos de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en el ganado vacuno que habitan esta comunidad se encuentra con un porcentaje de 15.22 % donde se difiere que hay animales portadores de este virus en esta comunidad, en cuanto al ganado ovino perteneciente a esta comunidad no se encontró ningún animal portador de esta enfermedad.

Huacasi (2018) determinó la prevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (RIB) en vacunos Brown Swiss de la comunidad de Huisacollana, distrito de Yauri, provincia Espinar

- Cusco, mediante el análisis de 119 muestras sanguíneas procesadas con la prueba ELISA. Los resultados que obtuvo mostraron una prevalencia general de 14.3 %, con 11.8 % en vacas secas y 23.1 % en vacas en lactación; según sexo, 6.3 % en machos y 15.5 % en hembras; y según clase, las terneras, vaquillas, vaquillonas, vacas, terneros, torete y toro presentaron 0.0 %, 11.1 % (1/9), 14.3 % (1/7), 20.3 % (14/69), 14.3 % (1/7), 0.0 % y 0.0 %, respectivamente, sin diferencias significativas ($P \geq 0.05$). El autor concluye que la presencia de la RIB en la población bovina evaluada representa un riesgo sanitario y económico para los productores de la zona.

3.2 Bases teóricas

3.2.1. Rinotraqueitis Infecciosa Bovina

La rinotraqueítis infecciosa bovina (IBR) es una enfermedad viral altamente contagiosa causada por el herpes virus bovino tipo 1 (BoHV-1), perteneciente a la familia Herpesviridae, subfamilia *Alphaherpesvirinae*, género *Varicellovirus* (Odeón, 2015). Se incluye dentro del Complejo Respiratorio Bovino (CRB), en el cual interactúa con otros agentes virales, bacterianos y parásitos. Su presentación clínica es variable, desde infecciones subclínicas hasta cuadros respiratorios severos, caracterizados por fiebre, secreción nasal, tos, dificultad respiratoria y conjuntivitis, además de provocar abortos en vacas preñadas (Sanches, 1996). La enfermedad presenta una alta morbilidad que puede alcanzar el 100 % y una baja mortalidad, aunque esta última puede incrementarse en presencia de coinfecciones o complicaciones (MacLachlan & Dubovi, 2016). Asimismo, la prevalencia de IBR se ha estimado entre el 20 % y el 70 %, y su presencia se ha asociado aproximadamente al 9 % de los abortos bovinos, lo que evidencia su impacto negativo en la producción de carne, leche y en el desempeño reproductivo del ganado (Barboni *et al.*, 2009).

Los signos clínicos del BoHV-1 incluyen secreción nasal y ocular, pirexia, anorexia, ulceraciones orales y nasales, disminución en la producción de leche, abortos y, en casos

severos, muerte (Hostnik *et al.*, 2021). En terneros, la infección puede generar cuadros neurológicos graves, manifestados como descoordinación, convulsiones y muerte (Blowey & Weaver, 2011). Además de la forma respiratoria (BoHV-1.1), se presentan subtipos genitales (BoHV-1.2) y encefalíticos (BoHV-1.3, reclasificado como BoHV-S), los cuales ocasionan balanopostitis pustulosa infecciosa (IPB) en toros y vulvovaginitis pustulosa infecciosa (IPV) en hembras (Pandey *et al.*, 2014). Aunque afecta principalmente a bovinos mayores de seis meses, también se ha registrado infección en especies como búfalos y bisontes (Brock *et al.*, 2020; Ortiz *et al.*, 2022). Las pérdidas económicas globales atribuibles a esta enfermedad superan los 3000 millones de dólares anuales.

El BoHV-1 se clasifica en dos grandes grupos: el primero agrupa a las cepas predominantemente respiratorias, como las asociadas a rinotraqueítis exudativa (Ostler & Jones, 2023); el segundo incluye cepas vinculadas a trastornos reproductivos, entre ellas las responsables de IPV e IPB (Righi *et al.*, 2023). Su transmisión ocurre tanto de forma directa a través de aerosoles y secreciones oculares, respiratorias y genitales como indirecta, mediante fómites, semen o procedimientos reproductivos como la transferencia de embriones (Pastenkos *et al.*, 2018; Benavides *et al.*, 2020). Una característica crítica del BoHV-1 es su capacidad para establecer infecciones latentes que pueden reactivarse ante situaciones de inmunosupresión, estrés ambiental o tratamientos médicos, favoreciendo la persistencia del virus en el hato (Bettini *et al.*, 2023; Canova *et al.*, 2024; Toomer *et al.*, 2022).

3.2.2. Historia

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR), causada por el Herpes virus Bovino Tipo 1 (BoHV-1), es una enfermedad viral altamente contagiosa que afecta principalmente al ganado bovino y produce cuadros respiratorios agudos, abortos y alteraciones reproductivas, lo que genera importantes pérdidas económicas por la reducción en la producción de carne, leche y

en la eficiencia reproductiva (Aguilar, 1987; Hostnik *et al.*, 2021). Los primeros antecedentes de la enfermedad datan de 1841 en Alemania, cuando Trommsdorff y Buchner describieron alteraciones compatibles con vulvovaginitis pustulosa infecciosa (VPI) (Graham, 2013). Más adelante, en 1928, Reimann y Reisinger plantearon su posible etiología viral (Osman *et al.*, 2017). La identificación antigénica del agente ocurrió en 1958, aunque ya en la década de 1950 se documentaban en Estados Unidos brotes respiratorios denominados “nariz roja”, “neumonía por polvo” y “rinotraqueítis necrotizante” (Nettleton & Russell, 2017; Rimayanti *et al.*, 2024; Graham, 2013).

El término “IBR” fue adoptado oficialmente en 1955 por la Asociación Sanitaria Ganadera de Estados Unidos (Rimayanti *et al.*, 2024), y el agente etiológico fue identificado inicialmente como virus IBR (IBRV), posteriormente reclasificado como BoHV-1 (Çeribasi *et al.*, 2016; Bahari *et al.*, 2013). En 1963 se confirmó que los herpesvirus aislados en casos de vulvovaginitis pustulosa infecciosa (IPV) en hembras y balanopostitis pustulosa infecciosa (IPB) en machos correspondían al mismo agente viral (Majumder *et al.*, 2015). La enfermedad se expandió rápidamente desde Europa hacia América del Norte, América del Sur y Australia (Sanches, 1996), y en la actualidad el BoHV-1 posee una distribución global, reportándose en países como Estados Unidos, Canadá, Zaire, Italia, Bélgica, India y Turquía (Dagalp *et al.*, 2020). Su huésped natural es el ganado bovino, en el cual también puede manifestarse como bronquitis infecciosa bovina (VBRI), caracterizada por inflamación de la tráquea y cavidad nasal (Fulton, 2009).

3.2.3. Etiología

La rinotraqueítis infecciosa bovina (IBR) es causada por el virus herpes bovino tipo 1 (BoHV-1), perteneciente a la familia *Herpesviridae*, subfamilia *Alphaherpesvirinae* y género *Varicellovirus* (Quinn, 2011; Ostler & Jones, 2023). Es un virus envuelto con cápside icosaédrico de 150–200 nm y un genoma de ADN bícatenario lineal que codifica entre 69 y 73

proteínas, incluidas al menos diez glicoproteínas de envoltura (Quinn, 2011; Barber *et al.*, 2017; Tan *et al.*, 2023). Estas glicoproteínas, entre ellas: gB, gD, gH, gK y gL, cumplen funciones esenciales en los procesos de adhesión, fusión y entrada viral, mientras que otras como gC, gG y gE, aunque no indispensables, participan en la diseminación y liberación del virus (Quinn, 2011; Sanches, 1996). Asimismo, varias de ellas interactúan con componentes del sistema inmune, como el complemento y las inmunoglobulinas, desempeñando un papel central en la patogénesis de la IBR (Sanches, 1996).

El BoHV-1 comparte similitudes estructurales y genéticas con otros herpesvirus, como el virus de la varicela-zóster humano (herpesvirus tipo 3) y el virus de la pseudorrabia o Suid herpesvirus 1 (Davison, 2010). Entre los ocho herpesvirus que pueden infectar naturalmente al ganado, el BoAHV-1 es considerado el más relevante por su impacto sanitario y productivo (Barrett *et al.*, 2024). Dentro de su estructura, la glicoproteína (gB) destaca como una de las principales proteínas de envoltura y desempeña un papel fundamental en la fusión viral (Marawan *et al.*, 2021). Estudios de delección genética han permitido diferenciar genes esenciales y no esenciales para la replicación en cultivo celular; en ese sentido, la eliminación del gen que codifica la glicoproteína E (gE) no afecta la proliferación viral, lo que ha permitido utilizarla como marcador en vacunas, ya que los animales inmunizados no generan anticuerpos contra gE, a diferencia de aquellos infectados con cepas de campo (Petrini *et al.*, 2019).

3.2.4. Epidemiología

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (RIB), causada por el BoHV-1, es una enfermedad viral de alto impacto que afecta la productividad ganadera mundial, generando pérdidas económicas importantes tanto en la producción láctea como cárnica (Ortiz *et al.*, 2022). Su transmisión ocurre principalmente a través del contacto estrecho entre superficies epiteliales húmedas como durante el coito o el contacto madre-cría y por aerosoles de corta distancia en espacios confinados, incluidos corrales de engorde y zoológicos (Studdert, 2008; Waldeck *et*

al., 2021). Además de los bovinos, el virus puede transmitirse entre otros rumiantes domésticos, como las cabras, y especies silvestres como los ciervos, ampliando su rango epidemiológico (Thiry *et al.*, 2006). Una característica fundamental del BoHV-1 es su capacidad para establecer infecciones latentes, lo que dificulta su control y favorece su persistencia en regiones donde los programas sanitarios son limitados (Ostler & Jones, 2023; Petrini *et al.*, 2022).

El IBR suele favorecer la aparición de complicaciones secundarias, como pasteurelosis y diarrea viral bovina, lo que incrementa la mortalidad en los hatos afectados (Gomez *et al.*, 2021). Aunque la enfermedad posee distribución mundial, su incidencia continúa en aumento en regiones como Asia, Latinoamérica y África, influenciada por factores asociados a prácticas reproductivas, ubicación geográfica y condiciones de manejo sanitario (Engdawork & Aklilu, 2024). En cuanto a los gammaherpesvirus bovinos, como el OvHV2, su transmisión ocurre principalmente entre especies heterólogas y, aunque se ha evidenciado la presencia de viriones libres en secreciones nasales de ovejas, la transmisión hacia hospedadores no naturales es menos eficiente y generalmente esporádica (Studdert, 2008).

3.2.5. Virus BoHV-1

Este virus tiene una morfología esférica o pleomórfica, con un diámetro que oscila entre 150 y 200 nanómetros; además, posee una envoltura lipídica con proyecciones de glucoproteínas en su superficie. Esta morfología es característica de los herpesvirus y es importante para su reconocimiento e identificación en estudios microscópicos (Aguilar, 1987).

Durante la infección latente, el LR-RNA se transcribe abundantemente en neuronas y actúa como antisentido del gen bICP0 (Kutish *et al.*, 1990). El gen LR posee dos marcos de lectura abiertos (ORF1 y ORF2), y se ha demostrado la existencia de una proteína codificada por ORF2 mediante anticuerpos peptídicos específicos (Jiang *et al.*, 1998). Los productos del

gen LR regulan procesos celulares clave al inhibir la proliferación, la expresión del bICP0 RNA y la apoptosis; sin embargo, la proteína LR derivada de ORF2 es esencial únicamente para bloquear la apoptosis (Geiser *et al.*, 2002). Una cepa mutante de BoHV-1 con codones de terminación en el extremo N de ORF2 no expresa esta proteína tras infectar células bovinas, y los terneros inoculados con dicha variante presentan signos clínicos más leves y menor diseminación viral en tejidos como el ojo, el ganglio trigémino y las amígdalas (Jiang *et al.*, 2004).

3.2.5.1.Estructura viral

Los herpesvirus bovinos presentan una morfología característica: viriones envueltos de aproximadamente 150 nm de diámetro, con una nucleocápside icosaédrica de 100 nm formada por 162 capsómeros, 150 hexámeros y 12 pentámeros. Su genoma, compuesto por ADN bicatenario dispuesto en forma de bobina dentro de la cápside, está rodeado por un tegumento globular y una envoltura lipoproteica bicapa que incorpora alrededor de 12 glicoproteínas visibles como proyecciones en micrografías electrónicas (Studdert, 2008). El genoma viral contiene hasta 76 marcos de lectura abiertos (ORF) que codifican al menos 76 proteínas, de las cuales cerca de 40 son estructurales y el resto no estructurales, expresadas únicamente en células infectadas. Todos los herpesvirus bovinos poseen secuencias repetidas de ADN; en los alfaherpesvirus, dos repeticiones invertidas delimitan la región corta del genoma, mientras que en el BHV-2 también delimitan la región larga. En los gammaherpesvirus, las repeticiones terminales están organizadas en secuencias en tandem (Studdert, 2008).

3.2.5.2.Composición del genoma del BoHV-1

El genoma del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) consiste en una molécula lineal de ADN de doble cadena (dsDNA) que codifica las proteínas necesarias para la replicación y la formación de nuevas partículas virales, siendo funcionalmente activa bajo

condiciones experimentales adecuadas (Aguilar, 1987). Los herpesvirus, incluido el BoHV-1, presentan variaciones notables en la composición, el tamaño y la organización de su genoma. La relación guanina-citosina (G-C) es más variable que en el ADN eucariota, y el tamaño genómico oscila entre 125 y 290 kpb. Su estructura se caracteriza por secuencias repetidas terminales y en algunos casos internas que dividen el genoma en dos regiones únicas: una larga (UL) y una corta (US) (Maclachlan & Dubovi, 2016). Estas repeticiones pueden invertir su orientación durante la replicación, generando hasta cuatro isómeros genómicos en proporciones equimolares. Asimismo, los procesos de recombinación intra e intergenómica modifican el número de repeticiones polimórficas, contribuyendo a la diversidad genética y taxonómica de los herpesvirus (Maclachlan & Dubovi, 2016).

3.2.5.3. Proteínas estructurales y no estructurales del virus BoHV-1

El virus de la Rinotraqueítis Infectiosa Bovina (IBR) sintetiza múltiples proteínas estructurales y no estructurales esenciales para su ciclo replicativo, abarcando la entrada al huésped, la replicación del genoma, la expresión proteica y el ensamblaje de nuevos viriones (Aguilar, 1987). Los genes de los herpesvirus se clasifican en tres grupos: (1) genes inmediatos y tempranos, que codifican proteínas reguladoras y de replicación; (2) genes tardíos, responsables de las proteínas estructurales, y (3) genes opcionales, no indispensables en cultivo, pero asociados a funciones inmunomoduladoras y de regulación del crecimiento (Maclachlan & Dubovi, 2016). Los viriones contienen más de 30 proteínas estructurales, incluidas seis en la nucleocápside y dos asociadas al ADN, mientras que su envoltura incorpora alrededor de 12 glicoproteínas visibles como peplómeros; entre ellas destaca la glicoproteína gE, que actúa como receptor Fc al unirse a la IgG y favorece la evasión inmunitaria (Maclachlan & Dubovi, 2016). Además, algunos herpesvirus codifican homólogos de receptores o proteínas de unión a quimiocinas, capaces de modular la respuesta inmunitaria

mediante mimetismo molecular y presentar actividades agonistas o antagonistas (Maclachlan & Dubovi, 2016).

El virus IBR tiene glucoproteínas en su envoltura viral que son importantes para la unión del virus a receptores específicos en la superficie de las células huésped y para la fusión de la envoltura viral con la membrana celular durante la entrada viral (Quinn, 2011). También, produce varias enzimas que son necesarias para su replicación y ensamblaje, como la ADN polimerasa, la timidina quinasa y la proteína cinasa. Estas enzimas juegan roles críticos en la síntesis y procesamiento del ADN viral durante la replicación. (Quinn, 2011)

3.2.5.4.Estructura de la cápside viral

La cápside del virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) está compuesta por proteínas estructurales que forman una estructura icosaédrica encargada de proteger el genoma viral de ADN de doble cadena (Quinn, 2011). Esta cápside, típica de los herpesvirus, contiene 162 capsómeros huecos, 150 hexones y 12 pentones y encapsula el ADN dispuesto alrededor de un núcleo fibroso en forma de toro, sostenido por fibrillas internas (Maclachlan & Dubovi, 2016). El virión completo se encuentra rodeado por una bicapa lipoproteica con múltiples glicoproteínas proyectadas como picos, mientras que entre la cápside y la envoltura se localiza el tegumento, una capa globular que contribuye a la estabilidad y organización del virión; el diámetro total del virus varía entre 120 y 250 nm, dependiendo del grosor de la envoltura (Maclachlan & Dubovi, 2016).

3.2.6. Replicación viral

La replicación del Virus de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (VHB-1), agente causal de la IBR, es un proceso nuclear complejo que ocurre en etapas secuenciales. En los alfaherpesvirus, este ciclo replicativo produce un efecto citopático rápido, caracterizado por cuerpos de inclusión eosinofílicos intranucleares visibles en preparaciones teñidas (Studdert,

2008). La expresión génica sigue una cascada ordenada de tres clases de genes: inmediatos tempranos (α), tempranos (β) y tardíos (γ). Además, los herpesvirus codifican microARN (miARN) que regulan la expresión post-transcripcional, modulando tanto la transcripción viral como la del huésped; estos miARN pueden actuar en cis para controlar la expresión del propio genoma viral o en trans para alterar la de genes celulares (Studdert, 2008). Lejos de ser suprimidos por la interferencia de ARN, los herpesvirus pueden utilizar esta maquinaria celular a su favor, lo que añade complejidad a su biología molecular y a la comprensión de su interacción con el sistema inmunitario del hospedador (Studdert, 2008).

El primer paso en la replicación viral es la adsorción del virus a receptores específicos en la membrana celular del hospedero. Las glicoproteínas virales, como gB, gD y posiblemente otras, juegan un papel crucial en este proceso al mediar la unión y fusión del virus con la membrana celular. Una vez que el virus se une a la célula, se produce la internalización del virión a través de endocitosis mediada por receptor (Aguilar, 1987). Tras la internalización, el genoma viral de ADN de doble cadena es liberado en el citoplasma de la célula huésped; este proceso puede involucrar la fusión de la envoltura viral con la membrana de la endosoma o la ruptura de la endosoma para liberar el virión completo en el citoplasma. (Quinn, 2011)

Una vez en el citoplasma, el ADN viral es transportado al núcleo de la célula donde se transcribe en ARN mensajero (ARNm) mediante el uso de las enzimas y factores de transcripción de la célula huésped. Este ARNm viral temprano se traduce en proteínas virales tempranas, incluidas las proteínas necesarias para la replicación viral y la modulación de la respuesta del hospedero (Quinn, 2011). La replicación del ADN viral del BoHV-1 ocurre en el núcleo celular, donde utiliza la maquinaria de replicación del hospedador para generar múltiples copias de su genoma y transcribir ARNm tardío destinado a la síntesis de proteínas estructurales necesarias para el ensamblaje de nuevos viriones (Quinn, 2011). Además de depender de estos procesos nucleares, el BoHV-1 explota diversas rutas celulares, como el

sistema ubiquitina–proteasoma, para facilitar su replicación; se ha demostrado que los inhibidores de la proteasoma alteran la expresión de genes virales inmediatos tempranos y tardíos, afectan etapas posteriores a la entrada viral e incluso favorecen la penetración del HSV-1 (La Frazia *et al.*, 2006; Dai-Ju *et al.*, 2006; Delboy *et al.*, 2008). En el caso específico del BoHV-1, la proteólisis mediada por proteasoma es esencial para una infección eficiente en células MDBK (Pastenkos *et al.*, 2018).

El inhibidor MG-132 bloquea la apoptosis inducida por el virus y estimula la autofagia, modulando directamente la actividad de la proteína bICP0, una ligasa de ubiquitina clave en el ciclo infeccioso. Este compuesto reduce la expresión basal de bICP0 y limita la liberación viral asociada a la apoptosis, lo que evidencia su potencial como modulador antiviral frente al BoHV-1 (Diao *et al.*, 2005; Fiorito *et al.*, 2010; Fiorito *et al.*, 2017).

Las proteínas virales estructurales y el genoma viral replicado se ensamblan en nuevos viriones en el núcleo celular. Luego, estos viriones maduros migran hacia la membrana celular, donde se envuelven en membranas celulares modificadas que contienen glicoproteínas virales. Finalmente, los viriones recién ensamblados son liberados al medio extracelular a través de la exocitosis o la lisis celular, y están listos para infectar nuevas células huésped y continuar el ciclo de replicación viral. Este ciclo de replicación viral es crucial para la propagación del virus de la IBR y la persistencia de la infección en el hospedero bovino. (Aguilar, 1987)

3.2.7. Patogenia

Las infecciones por herpesvirus, incluido el BoHV-1, cursan en tres fases: enfermedad aguda, latencia y reactivación; tras la infección aguda, el virus puede diseminarse por viremia, afectar diversos órganos y establecer latencia en ganglios sensoriales, especialmente el trigémino. Esta latencia puede reactivarse por estrés o tratamiento con glucocorticoides, convirtiendo a los animales infectados, en particular los toros, en portadores de por vida

(Pastoret & Thiry, 1985; Wyler *et al.*, 1989). En los alfaherpesvirus, las lesiones se localizan en mucosas respiratorias y genitales, evolucionan de vesículas a úlceras cubiertas por pseudomembranas y cicatrizan en 10–14 días; sin embargo, en terneros jóvenes o fetos pueden generar infecciones diseminadas o encefalitis, como ocurre con BHV-5, que alcanza el cerebro por el nervio trigémino (Studdert, 2008).

El gammaherpesvirus BHV-4, asociado a FCM, causa lesiones immunomedidas graves con infiltración linfocitaria y erosiones mucosas, aunque aún no se ha determinado con certeza si los linfocitos B o T actúan como reservorios latentes (Studdert, 2008). Las lesiones epiteliales típicas incluyen focos necróticos con inclusiones virales nucleares, gran inflamación y formación de pseudomembranas. En fetos abortados, estas lesiones son microscópicas y predominan en hígado y glándulas suprarrenales (Maclachlan & Dubovi, 2016). Los terneros que ingieren calostro con altos niveles de malondialdehído (MDA) anti-BoHV-1 adquieren inmunidad pasiva, pero pueden infectarse sin generar respuesta humoral activa, quedando como portadores latentes seronegativos; los anticuerpos maternos suelen desaparecer entre los 4 y 6 meses de edad (Petrini *et al.*, 2020; Righi *et al.*, 2023). Tras la infección nasal, la replicación es intensa en el tracto respiratorio superior, alcanzando títulos de 10^7 – 10^8 partículas/ml entre los días 3 y 6, detectándose el virus por hisopos nasales hasta por 10 días y oculares hasta por 8 (Jones, 2019; Rimayanti *et al.*, 2024; Marawan *et al.*, 2021).

Los signos clínicos aparecen entre 2 y 3 días postinfección e incluyen fiebre de 40–42 °C, secreción ocular y nasal, tos y halitosis; la secreción progresiva de serosa a mucopurulenta a medida que se desarrollan úlceras nasales. La recuperación suele ocurrir en alrededor de 10 días, aunque complicaciones como rinotraqueítis purulenta y neumonía pueden ser fatales, especialmente en presencia de coinfecciones bacterianas (Ostler & Jones, 2023; Biswas *et al.*, 2013; Muylkens *et al.*, 2007; Nettleton & Russell, 2017). Aunque la replicación se concentra en el tracto respiratorio, pueden presentarse casos de invasión cerebral y viremia de baja

intensidad, difíciles de detectar (Stults *et al.*, 2022). La recuperación depende de la activación del interferón y de la inmunidad humoral y celular. Los anticuerpos específicos aparecen hacia el día 10 y alcanzan su máximo entre las semanas 2 y 3, con una duración variable según el tipo viral y la sensibilidad diagnóstica (Alves *et al.*, 2014; Barrett *et al.*, 2024). Toda vaca con anticuerpos contra BoHV-1 debe considerarse portadora latente y una fuente potencial de infección dentro del hato (Benavides *et al.*, 2020).

3.2.8. Patología

La infección por BoHV-1 produce una amplia variedad de lesiones, principalmente en superficies mucosas y órganos diana. En las mucosas respiratorias, las lesiones se presentan como placas blanquecinas formadas por material necrótico, células epiteliales muertas, fibrina y leucocitos, originadas por la coalescencia de múltiples pústulas (Martínez *et al.*, 2024; Fathima *et al.*, 2023). Histológicamente, estas lesiones se caracterizan por la presencia de cuerpos de inclusión intranucleares (Petrini *et al.*, 2022). Se localizan con frecuencia en tráquea y fosas nasales, generando obstrucción, hemorragias petequiales y equimóticas, secreción mucopurulenta y formación de pústulas, lo que compromete el tracto respiratorio superior (Callan & Garry, 2022; López & Martinson, 2017).

En el sistema reproductivo, el virus provoca balanopostitis infecciosa en toros y vulvovaginitis pustulosa infecciosa en vacas (Righi *et al.*, 2023). A nivel sistémico, la lesión típica en órganos internos es la necrosis focal, resultado de la diseminación viral a través de macrófagos hacia tejidos distantes al sitio primario de infección (Crook *et al.*, 2012; Petrini *et al.*, 2022). Fetos abortados y terneros recién nacidos presentan mayor susceptibilidad a estas manifestaciones sistémicas severas en comparación con animales adultos (Jawor *et al.*, 2021).

3.2.9. Latencia

La latencia del BoHV-1 es un proceso en el que, tras la infección aguda, el virus permanece en estado de dormancia sin manifestar signos clínicos, pero con capacidad de reactivarse ante estrés o inmunosupresión (Quinn, 2011; Jones *et al.*, 2006). El virus alcanza el sistema nervioso periférico por diseminación célula a célula y establece latencia principalmente en las neuronas sensoriales del ganglio trigémino tras infecciones nasales, orales u oculares (Inman *et al.*, 2002; Stults *et al.*, 2022). Durante los primeros días postinfección existe expresión viral activa, la cual cesa al instaurarse la latencia, etapa en la que los genomas virales persisten sin replicación y las neuronas infectadas sobreviven (Muylkens *et al.*, 2007).

Un marcador fundamental de este estado es la abundante transcripción del gen LR, cuyos productos inhiben la apoptosis y la expresión viral, permitiendo el mantenimiento de la latencia (Jones & Chowdhury, 2010; Henderson *et al.*, 2004; Farooq *et al.*, 2019). La reactivación puede inducirse por transporte, estrés o corticosteroides, desencadenando expresión productiva en neuronas sensoriales, disminución del gen LR y liberación de virus infeccioso por cavidades nasales y oculares (Jones *et al.*, 2006). Aunque pocas neuronas latentes producen virus completo, muchas expresan genes líticos. El sistema inmunitario participa en mantener confinado el virus en los ganglios, y se ha sugerido que las amígdalas y los leucocitos periféricos podrían funcionar como sitios secundarios de latencia (Chowdhury *et al.*, 2021; Favier *et al.*, 2014).

Durante la fase de latencia, el virus puede establecerse en tejidos específicos del hospedero bovino, como los ganglios trigéminos, donde puede permanecer latente durante períodos prolongados de tiempo (Quinn, 2011). La reactivación del virus de la IBR de su estado latente puede ser desencadenada por diversos factores, como el estrés, la inmunosupresión, el transporte, la gestación o la presencia de otros agentes patógenos. (Quinn, 2011)

3.2.9.1.Patrones de reactivación

La reactivación del Virus de la Rinotraqueítis Infectiosa Bovina (BoHV-1) es un proceso intermitente cuya frecuencia y severidad dependen del estado inmunológico del animal y de factores ambientales (Quinn, 2011). Puede desencadenarse por diversas formas de estrés, como transporte, cambios en el rebaño, introducción de nuevos animales, parto, lactancia, deficiencias nutricionales, enfermedades concomitantes, condiciones climáticas adversas o la administración de corticosteroides (Toomer *et al.*, 2022). Durante este proceso, el virus latente se activa en el sitio de entrada original y se propaga por las vías nerviosas. La reactivación puede ser clínica o subclínica, pero en ambos casos puede producir reexcreción viral (Khaneabad *et al.*, 2023). Su ocurrencia es variable: puede repetirse con frecuencia o no presentarse durante largos períodos. Animales con títulos altos de anticuerpos presentan menor probabilidad de diseminar el virus, mientras que aquellos con títulos bajos pueden mostrar incrementos serológicos posteriores a la reactivación (Ruiz *et al.*, 2013; Furtado *et al.*, 2014).

Desde el punto de vista molecular, la reactivación inducida por estrés implica una compleja interacción entre los sistemas inmunológico, endocrino y neurológico, los cuales modulan el ciclo celular y la respuesta al estrés, contribuyendo a explicar los mecanismos que permiten el retorno del virus a un estado replicativo (Khaneabad *et al.*, 2023).

3.2.9.2.Transmisión durante la reactivación

Durante la reactivación, los animales latentes pueden excretar el virus y transmitirlo a otros animales susceptibles, lo que puede contribuir a la propagación de la enfermedad en poblaciones ganaderas. (Quinn, 2011). Este virus se transmite de manera directa por aerosoles o por contacto cercano entre animales infectados, así como indirectamente mediante semen contaminado proveniente de toros excretores del virus (Afshar & Eaglesome, 1990).

3.2.10. Cuadro clínico

La Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR), causada por el BoHV-1, presenta un espectro clínico variable influido por la edad, el estado inmunológico, el sistema de producción y la cepa viral (Aguilar, 1987; Quinn, 2011). La forma respiratoria es la más frecuente, especialmente en ganado de engorde, y se caracteriza por secreción nasal serosa que progres a mucopurulenta, estornudos, tos, disnea, fiebre de hasta 42 °C, anorexia, salivación excesiva y depresión. Las lesiones nasales incluyen áreas necróticas, hiperemia y erosiones superficiales (Jones, 2019; MacLachlan & Dubovi, 2016; Nettleton & Russell, 2017; Caswell *et al.*, 2012; Martínez *et al.*, 2024). En casos graves, puede evolucionar a neumonía o laringotraqueítis necrotizante, frecuentemente agravadas por infecciones bacterianas secundarias, con aumento de la mortalidad (Risalde *et al.*, 2013; Hay *et al.*, 2016).

La conjuntivitis unilateral o bilateral es común y se presenta con epífora, congestión palpebral y secreción mucopurulenta; en algunos animales puede constituir el único signo clínico (Blowey & Weaver, 2011; Biswas *et al.*, 2013). En el aparato reproductivo, la IBR puede causar abortos, muerte fetal o partos prematuros tanto durante la infección aguda como por reactivación hasta 100 días después (Jones & Chowdhury, 2010; Khaneabad *et al.*, 2023). Las lesiones genitales se manifiestan como vulvovaginitis pustulosa infecciosa en vacas y balanopostitis en toros, con pústulas visibles en labios vulvares y prepucio (Blowey & Weaver, 2011).

Aunque BoHV-1 puede causar enteritis en terneros, la encefalitis es atribuida exclusivamente al BHV-5, con alta mortalidad en neonatos (Studdert, 2008). En adultos puede presentarse gastroenteritis, mientras que en terneros recién nacidos la infección sistémica suele ser fatal (MacLachlan & Dubovi, 2016). El período de incubación de la IBR varía entre 4 y 7 días; los casos leves pueden pasar desapercibidos, mientras que los graves requieren atención

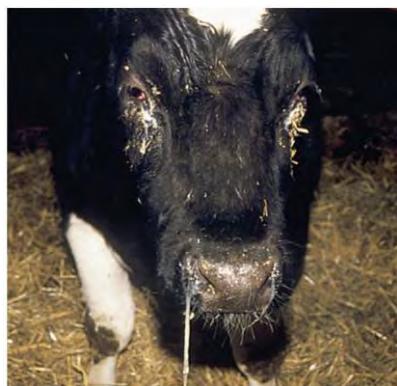
inmediata. En ausencia de complicaciones, la recuperación ocurre entre los 5 y 10 días (Jones, 2019; Graham, 2013; MacLachlan & Dubovi, 2016). La detección temprana y el manejo oportuno de los animales afectados son claves para limitar la diseminación y reducir las pérdidas productivas (Quinn, 2011; Fernández *et al.*, 2020). En la Figura 1, se presentan algunos casos de cuadros clínicos:

Figura 1

Principales cuadros clínicos de IBR en vacunos



Rinotraqueítis infecciosa bovina (IBR) en neonatos (cruzamiento de Hereford)



IBR con secreción oculonasal purulenta



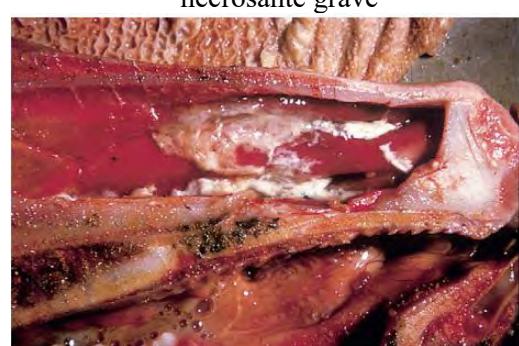
IBR con congestión palpebral severa



IBR con laringotraqueítis hemorrágica necrosante grave



IBR con traqueítis purulenta grave



Tabique nasal con IBR con esfacelo mucoso necrótico

Fuente: Blowey & Weaver (2011)

3.2.11. Diagnóstico

La presentación clínica de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) y de la Vulvovaginitis Pustulosa Infecciosa (VPI) suele ser característica; sin embargo, muchas infecciones por BoHV-1 permanecen subclínicas, especialmente en animales mantenidos en libertad, por lo que el diagnóstico depende de métodos de laboratorio capaces de confirmar la infección incluso sin signos clínicos evidentes (Maclachlan & Dubovi, 2016). Entre las técnicas diagnósticas rápidas destacan la PCR específica, la inmunofluorescencia en frotis o tejidos y la microscopía electrónica de líquidos vesiculares o raspados. El aislamiento viral en cultivos celulares del hospedador continúa siendo el estándar de referencia, permitiendo observar el efecto citopático típico de los alfaherpesvirus, como sincitios y cuerpos de inclusión intranucleares (Maclachlan & Dubovi, 2016). En casos de aborto, la combinación de histopatología e inmunohistoquímica facilita la confirmación diagnóstica, complementada con PCR o aislamiento viral. Cuando los animales muestran pirexia o lesiones oculares, el diagnóstico clínico es más evidente; sin embargo, en brotes de campo se recomienda aislar el virus o demostrar un aumento en los títulos serológicos. Las pruebas serológicas en leche de tanque ofrecen una alternativa económica para evaluar el estatus inmunitario del rebaño (Blowey & Weaver, 2011; Yatsentyuk *et al.*, 2022).

Las técnicas de diagnóstico de BoHV-1 requieren personal especializado y laboratorios equipados. Para diferenciar subtipos, se emplean anticuerpos monoclonales específicos y análisis genéticos basados en regiones límite del genoma. Los métodos más utilizados incluyen cultivo celular, ELISA, prueba de neutralización viral (VNT) y PCR, siendo esta última la más confiable, aunque con limitaciones de costo, tiempo y sensibilidad (Dagalp *et al.*, 2020; Dima & Abdisa, 2022). Se han desarrollado variantes de PCR útiles en infecciones naturales y se ha propuesto el uso de herramientas moleculares como el anotador de proteínas multidominio grande (LMPA) para la detección rápida (Gulyaeva *et al.*, 2020). Asimismo, la secuenciación

completa de genes es fundamental para diferenciar cepas de campo de aquellas utilizadas en vacunas, basándose en polimorfismos de nucleótido único (Fulton *et al.*, 2016). Algunas técnicas son:

- **Aislamiento viral:** Se puede realizar el aislamiento del virus IBR a partir de muestras clínicas, como hisopos nasales, fluidos respiratorios o tejidos de animales enfermos. Estas muestras se cultivan en células sensibles al virus en el laboratorio y se observa la presencia de efectos citopáticos característicos del IBR.
- **Reacción en cadena de la polimerasa (PCR):** La PCR es una técnica molecular altamente sensible que permite detectar la presencia de material genético viral en muestras clínicas. Se pueden utilizar diferentes tipos de PCR, como la PCR convencional, la PCR en tiempo real o la PCR multiplex, para identificar y cuantificar el ADN viral del IBR en muestras clínicas.
- **Serología:** Se pueden realizar pruebas serológicas para detectar la presencia de anticuerpos específicos contra el virus IBR en suero sanguíneo. Estas pruebas pueden incluir técnicas como la seroneutralización, ELISA (ensayo de inmunoabsorción ligado a enzimas) y la prueba de fijación del complemento. La detección de anticuerpos indica exposición previa al virus, pero no necesariamente una infección activa en ese momento.
- **Pruebas de inmunohistoquímica (IHQ):** Se pueden utilizar pruebas de IHQ para detectar antígenos virales en tejidos mediante la visualización de la unión de anticuerpos específicos al virus IBR marcados con enzimas o fluoróforos.
- **Secuenciación del genoma viral:** La secuenciación del genoma viral puede ser útil para caracterizar molecularmente las cepas del virus IBR y estudiar su epidemiología, patogenia y evolución (Quinn, 2011).

3.2.12. Serología

La detección de anticuerpos contra BoHV-1 se realiza principalmente mediante neutralización viral (VNT), ELISA competitiva y ELISA indirecta, siendo esta última la más utilizada por su rapidez y eficiencia en el procesamiento de múltiples muestras (Righi *et al.*, 2022). Identificar animales seropositivos, pero clínicamente sanos permite evaluar la circulación del virus en el rebaño (Nettleton & Russell, 2017); sin embargo, la seropositividad no siempre indica infección activa, pues puede deberse a vacunas inactivadas o a anticuerpos calostrales (Petrini *et al.*, 2019). Para diferenciar animales infectados de vacunados, la ELISA de bloqueo de gE es especialmente útil al detectar anticuerpos frente a proteínas ausentes en cepas vacunales (Bertolotti *et al.*, 2015). Para mejorar la precisión diagnóstica se recomienda muestrear en el periodo crítico de sospecha y repetir la prueba entre 2 y 4 semanas después, considerando que el virus puede reactivarse bajo estrés o enfermedad (Petrini *et al.*, 2020).

3.2.13. Vacunas

En bovinos, la inmunidad innata está modulada por péptidos catelicidinas, moléculas catiónicas con funciones antimicrobianas e inmunomoduladoras. Entre ellas, BMAP27 y BMAP28 presentan amplio espectro de acción frente a bacterias, virus y hongos, además de regular la expresión de citoquinas (Young-Speirs *et al.*, 2018; Haines *et al.*, 2003). Se ha demostrado que catelicidinas humanas y bovinas pueden inhibir el virus del Zika mediante inactivación directa y activación de la vía del interferón tipo I (He *et al.*, 2018). En el caso del BoHV-1, la expresión de los productos génicos del LR es esencial para la reactivación viral: terneros infectados con virus mutante LR no reactivan la infección tras tratamiento con dexametasona, mientras que aquellos infectados con virus tipo salvaje sí diseminan el virus, confirmando el papel crítico del gen LR en la latencia y la reactivación (Jones & Chowdhury, 2010).

Las vacunas contra BoHV-1 se dividen en virus vivos modificados (MLV) y virus inactivados (KV). Las MLV, obtenidas mediante pases en cultivo, inducen inmunidad humoral y celular gracias a la presentación de antígenos en MHC clase I y II; sin embargo, pueden establecer latencia, reactivarse en vacas preñadas causando abortos y generar inmunosupresión en terneros con inmunidad inmadura (Den Hurk, 2005; Jones & Chowdhury, 2010). Las KV son más seguras, pero menos eficaces, ya que producen principalmente inmunidad humoral, requieren dosis de refuerzo y pueden perder immunogenicidad por desnaturalización antigénica, además de ocasionar reacciones locales por adyuvantes (Jones & Chowdhury, 2010). En conjunto, todas las vacunas están diseñadas para generar una respuesta protectora que reduzca la enfermedad clínica y limite la diseminación viral en el rebaño (Aguilar, 1987). Los tipos de vacunas son los siguientes:

3.2.13.1.Vacunas inactivadas

Estas vacunas contienen partículas virales inactivadas, lo que significa que el virus ha sido tratado de manera que ya no pueda causar enfermedad, pero conserva sus propiedades inmunogénicas. Las vacunas inactivadas contra el IBR pueden administrarse por vía subcutánea o intramuscular y requieren dosis de refuerzo periódicas para mantener la inmunidad. (Aguilar, 1987)

3.2.13.2.Vacunas modificadas vivas

Estas vacunas contienen cepas atenuadas del virus IBR que han sido modificadas genéticamente para reducir su capacidad de causar enfermedad en los animales vacunados. Las vacunas modificadas vivas pueden administrarse por vía intranasal o intramuscular y generalmente proporcionan una inmunidad más duradera que las vacunas inactivadas. (Quinn, 2011; Aguilar, 1987)

3.2.13.3. Vacunas combinadas

Algunas vacunas contra el IBR están formuladas como parte de vacunas combinadas que también incluyen protección contra otros patógenos comunes en el ganado bovino, como el virus de la diarrea viral bovina (BVDV) y el virus de la parainfluenza bovina (PI3). Estas vacunas combinadas ofrecen una protección integral contra múltiples enfermedades en una sola aplicación. (Quinn, 2011)

3.3 Bases conceptuales

3.3.1. Antígeno

La estructura antigénica del virus de la IBR se basa principalmente en dos glicoproteínas de la envoltura: gB y gD. La glicoproteína B (gB), altamente conservada entre los herpesvirus bovinos, es esencial para la fusión y entrada del virus en la célula huésped, además de constituir un importante blanco inmunológico. La glicoproteína D (gD) participa en la unión del virus a receptores específicos de la superficie celular y es indispensable para la penetración viral, siendo también un potente inductor de la respuesta inmune. Ambas glicoproteínas contienen epítopenos reconocidos por el sistema inmune, lo que favorece la producción de anticuerpos protectores frente a futuras infecciones (Quinn, 2011). La caracterización tridimensional de estas proteínas y de sus epítopenos ha sido estudiada mediante técnicas de biología molecular y bioquímica, conocimiento fundamental para el diseño de vacunas y pruebas diagnósticas inmunológicas (Aguilar, 1987).

3.3.2. Anticuerpo

En la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR), los anticuerpos son producidos por linfocitos B en respuesta a los antígenos virales, especialmente a las glicoproteínas de la envoltura del BoHV-1 (Aguilar, 1987). Estos anticuerpos se unen a dichos antígenos para neutralizar el virus, facilitar su destrucción y bloquear su capacidad de infectar nuevas células. Entre las inmunoglobulinas generadas, la IgM aparece en la fase aguda y la IgG en etapas

posteriores, proporcionando inmunidad más duradera; la detección de estos anticuerpos mediante pruebas serológicas como ELISA o seroneutralización constituye una herramienta clave para el diagnóstico de la infección y la evaluación del estado inmunológico en el ganado. (Quinn, 2011)

3.3.3. Incidencia

La incidencia representa el número de casos nuevos de una enfermedad que aparecen en una población en riesgo durante un período definido. Puede expresarse como tasa de incidencia, que corresponde a los casos nuevos por unidad de tiempo-persona, o como incidencia acumulada, que es la proporción de individuos inicialmente sanos que desarrollan la enfermedad en un intervalo determinado (Porta, 2014). La tasa de incidencia se calcula dividiendo los casos nuevos entre la suma del tiempo en riesgo de todos los individuos, mientras que la incidencia acumulada es el número de nuevos casos entre la población libre de enfermedad al inicio del periodo (Hoffmann & Støvring, 2022).

3.3.4. Latencia

La latencia se refiere al período comprendido entre la exposición a un agente causal (biológico, químico, físico, etc.) y la manifestación clínica de la enfermedad. Es un intervalo en el que la persona está infectada o afectada, pero no muestra signos o síntomas evidentes. (Last, 2007)

3.3.5. Prevalencia

La prevalencia es la proporción de individuos que presentan una afección en un momento específico (prevalencia puntual) o durante un intervalo de tiempo (prevalencia periódica). Su valor aumenta con la aparición de nuevos casos (incidencia) y disminuye cuando los afectados se curan o fallecen; la prevalencia periódica ofrece una visión más completa al incluir casos antiguos, nuevos y aquellos que dejaron de estar enfermos dentro del período de

estudio (Tenny & Hoffman, 2023). A diferencia de la incidencia que solo refleja la aparición de casos nuevos, la prevalencia contabiliza a todos los individuos con la enfermedad o con características asociadas, como anticuerpos o infecciones activas. En poblaciones grandes y de difícil identificación, como peces o camarones, las tasas de prevalencia son especialmente útiles para estimar la frecuencia de enfermedades (Kelly & Renukdas, 2020).

3.3.6. Prueba de ELISA

La prueba ELISA es una técnica inmunoenzimática utilizada para detectar anticuerpos específicos en muestras biológicas, y en el caso de la IBR permite identificar anticuerpos contra el BoHV-1 en suero bovino (Guzmán, 2004). Su principio se basa en la interacción entre antígenos virales fijados a una placa y los anticuerpos presentes en la muestra. El procedimiento incluye: recubrimiento de la placa con antígenos purificados, incubación con el suero, lavado para eliminar material no adherido, adición de un anticuerpo secundario conjugado a una enzima y revelado mediante un sustrato cromogénico que genera un cambio de color proporcional a la cantidad de anticuerpos presentes. Por su rapidez, sensibilidad y especificidad, el ELISA es una herramienta fundamental para el diagnóstico serológico de IBR y para evaluar el estado inmunológico del ganado. (BIOTED, 2024)

3.3.7. Prueba de ELISA indirecto

Un ELISA indirecto (ensayo inmunoenzimático) utiliza anticuerpos secundarios; este método permite la amplificación de la señal, lo que aumenta la sensibilidad de la prueba. Una alta sensibilidad es crucial para detectar niveles bajos de antígenos en una muestra. Un ELISA indirecto también ofrece flexibilidad, ya que se pueden utilizar diferentes anticuerpos secundarios marcados con el mismo anticuerpo primario. Este tipo de ELISA permite que el anticuerpo secundario amplifique la señal mediante múltiples sitios de unión en el anticuerpo primario. (Lin, 2015)

CAPITULO IV

MATERIALES Y MÉTODO

4.1 Ámbito de estudio

El estudio se llevó a cabo en el distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco, en la que cada domingo se realiza la tablada ganadera semanal los días domingos; en este espacio tiene lugar el intercambio comercial de diversos animales, principalmente ganado bovino, procedente de comunidades del distrito, de la provincia, de la región y de otras zonas del país; del lugar se recolectaron muestras de sangre, las cuales fueron posteriormente analizadas en el laboratorio de la Facultad de Agronomía y Zootecnia de la Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco.

4.1.1. Ubicación política y geográfica

4.1.1.1.Ubicación política

Región : Cusco

Provincia : Canchis

Distrito : Combapata

4.1.1.2.Ubicación geográfica

Latitud -14.1017

Longitud -71.4294

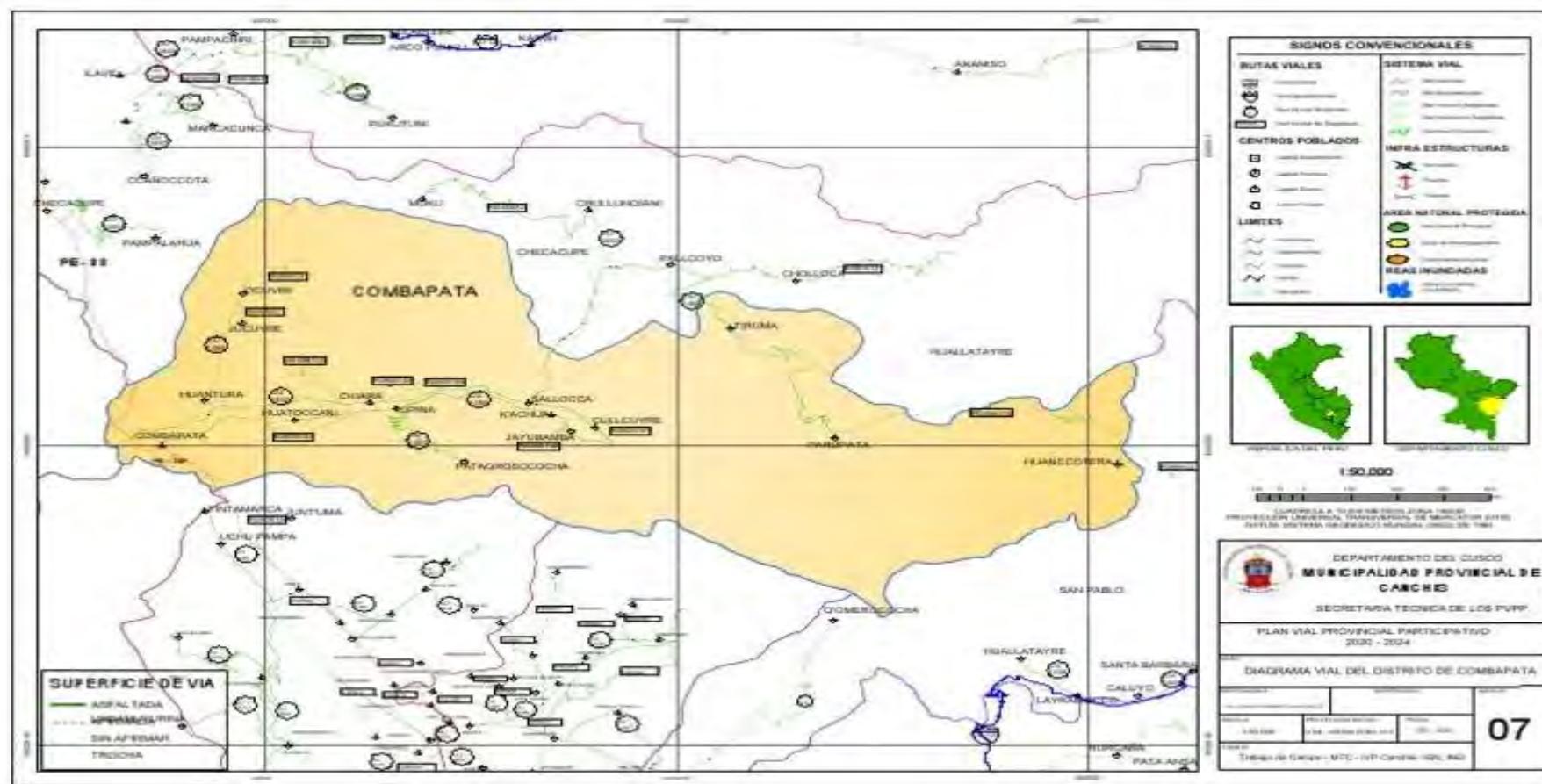
Latitud 14° 6'6'' sur

Longitud 71° 25'46'' oeste

Fuente: Distrito.pe (2024)

Figura 2

Ubicación geográfica del distrito de Combapata, provincia Canchis



Fuente: Ministerio de Transporte y Comunicaciones (2020)

4.1.2. Clima y vegetación

El distrito de Combapata presenta un clima templado con una cadena montañosa alrededor con un invierno seco típico de la sierra peruana, la precipitación en el distrito es de 651mm anuales, los meses de precipitación es de noviembre a marzo la temperatura constante es de 11.7°C, es un distrito con dos valles interandinos por donde discurren dos cuencas importantes como son la cuenca del río Vilcanota y la cuenca del río Salcca, donde hay una variedad de vegetación (SENAMHI, 2024).

4.2 Metodología de la investigación

4.2.1 Tipo y línea de investigación

El tipo de investigación corresponde al tipo básico, puesto busca conocer la prevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en una población específica de vacunos hembras para recría en la tablada ganadera del distrito de Combapata (Hernández, 2014).

Según las líneas de investigación establecida por la UNSAAC 2023-2026, el presente estudio pertenece al área de conocimiento de las ciencias básicas y a la línea de investigación de Microbiología e inmunología.

4.2.2 Diseño de investigación

La investigación fue de tipo descriptivo, ya que se pudo interpretar y describir la presencia contra la IBR. Según Moscoso & Moreno, (2022) las investigaciones de alcance descriptivo tienen el objetivo de detallar las características más importantes del ámbito de estudio, estudiando la dimensión y fenómenos del estudio en cuestión.

El estudio fue de tipo transversal, este diseño implica la recopilación de datos en un punto particular en el tiempo para evaluar la prevalencia de la enfermedad y otros asociados. En este caso, se recolectaron muestras de sangre de los animales en la tablada ganadera de Combapata en un momento específico para determinar la presencia de anticuerpos en un

momento específico para determinar la presencia de anticuerpos contra la IBR y evaluar la prevalencia (Moscoso & Moreno, 2022).

4.2.3 Enfoque de la investigación

Este estudio tuvo un enfoque cuantitativo, porque se emplearon pruebas serológicas para evaluar la presencia de anticuerpos, este enfoque implica la recopilación de datos numéricos para determinar la prevalencia de la enfermedad, la cuantificación de estos datos permitió obtener una comprensión numérica de la magnitud del problema (Hernández, 2014).

4.3 Variables de estudio

4.3.1 Variables independientes

- Edad
- Raza
- Condición corporal

4.3.2 Variable dependiente

Prevalencia de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina

4.4 Duración del estudio

La investigación tuvo una duración de 7 meses, de febrero a agosto de 2025; este periodo comprende la toma de muestras, análisis de muestras y análisis de resultados.

4.5 Materiales de estudio

4.5.1 Materiales de escritorio

- Fichas clínicas
- Laptop
- Marcadores indelebles
- Papel bond
- Tablero

4.5.2 Materiales de campo

- Lapicero
- Botas
- Mameluco
- Mocheta
- Soga
- Agujas vacutainer de 18G
- Alcohol de 70 °
- Baterías de hielo
- Casquete para las agujas vacutainer.
- Cooler refrigerante
- Gradillas
- Torundas de algodón
- Tubos vacutainer con EDTA
- Etiquetas para rotulación de muestras

4.5.3 Materiales y reactivos de laboratorio

- Mandil
- Agua destilada
- Barbijo
- Conjugado
- Control negativo
- Control positivo
- Gorro
- Guantes desechables

- Caja porta tips
- Papel toalla
- Parafilm
- Recipiente de 1 litro PBS-Twenn
- Pipetas Pasteur desechables
- Placa tapizada con antígeno BHV-1.
- Puntas desechables de 200-300 μL
- Solución de frenado n°3
- Solución de lavado concentrado (20X)
- Substrato TMB n° 12
- Viales criogénicos de 1.5 ml
- Kit de ELISA para atrapar anticuerpos de IBR Indirect

4.5.4 Equipos e instrumentos de laboratorio

- Cabina de flujo laminar (Telstar Bio II A).
- Centrifuga (Nuve 2000)
- Cronómetro
- Incubadora de 26° C (JITERBUG – 4, BOEKEL).
- Lector de microplacas de ELISA (Biotek EPOCH 2)
- Micropipetas de 100 – 1000 μL
- Micropipetas de 10-100 μL
- Micropipetas de 20-200 μL
- Micropipetas de 30 - 300 μL
- Probeta de 100 a 1000 ml
- Refrigeradora a -20°C (ELECTRIX EU21)

- Refrigeradora de 8°C (LG)
- Vortex (GENIE 2)

4.6 Población

Estuvo conformada por 213 bovinos hembras de categoría A dientes de leche mayores a 6 meses, categoría B dos dientes o más para recría, los cuales son comprados en su mayoría como animales de reemplazo, estos animales ingresan a la tablada ganadera y procedentes de diferentes lugares.

4.7 Tamaño de muestra

Se trata del tamaño de muestra de una población de constante flujo, donde los animales entran y salen de forma continua, para lo cual se determinó el nivel de confianza de 95% y error de precisión de 0.05 por medio del método no paramétrico de muestreo simple al azar; para el tamaño de muestra se empleó la fórmula siguiente:

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

Dónde:

N: Tamaño poblacional (213)

Z: 1.96

p: animales positivos a IBR (0.5)

q: animales negativos a IBR (0.5)

E: Error experimental 0.05

n=Tamaño de la muestra

Al aplicar la fórmula, se determinó una muestra de 137 animales, para la recolección de muestras de plasma sanguíneo de vacunos pertenecientes a las categorías dentarias: dientes de leche, dos dientes, cuatro dientes, seis dientes y boca llena.

4.8 Técnicas de selección de muestras

Se empleó una técnica de muestreo probabilístico, ya que la selección de los vacunos se realizó de manera aleatoria, garantizando que cada individuo de la población tuviera una probabilidad conocida de ser incorporado en el estudio. En consecuencia, el diseño corresponde a un muestreo aleatorio simple.

4.8.1 De las muestras

Las muestras para el análisis de laboratorio estuvieron constituidas por sangre entera de la población bovina de la tablada ganadera de Combapata; para calcular el tamaño de muestra se realizó a través de la fórmula de muestreo aleatorio simple para poblaciones infinitas o desconocidas. (Moscoso & Moreno, 2022).

4.9 Técnicas de recolección de muestras

4.9.1 Coordinación con la Municipalidad Distrital de Combapata

La fase inicial se centró en la coordinación con el subgerente del área de Desarrollo Económico del distrito de Combapata, indicando el objetivo del estudio y la metodología para la recolección de muestras, además de coordinar la programación de la fecha del sondeo de la población de vacunos de recría y registro de animales que ingresan a la tabla en la etapa experimental.

Figura 3

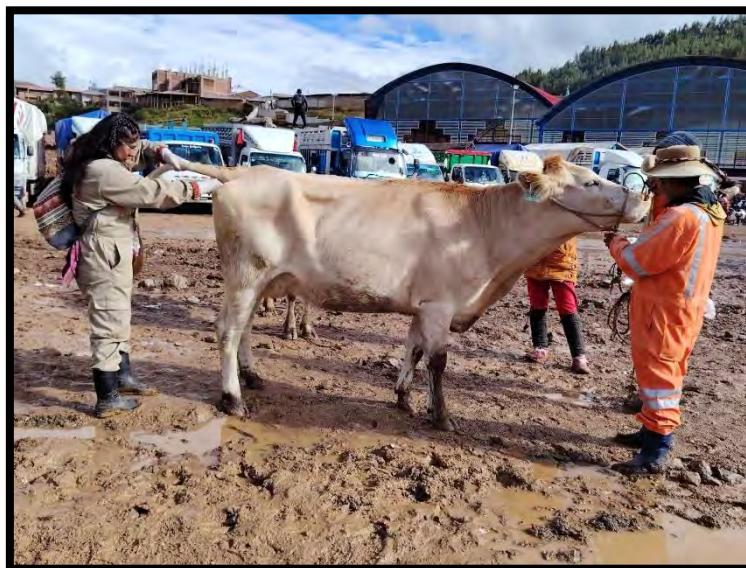
Registro de datos de los animales que ingresan a la tablada ganadera del distrito de Combapata

**4.9.2 Toma de muestras**

Las muestras sanguíneas se recolectaron de los vacunos del distrito de Combapata, provincia de Canchis; mediante punción de vena caudal, previa desinfección de la zona con alcohol de 70°, para ello se utilizó tubos vacutainer con anticoagulante EDTA. Luego de obtener la muestra sanguínea se rotuló con los datos del animal para su registro e identificación en la base de datos (Nombre o número de arete, raza, edad y procedencia); las muestras se conservaron en un cooler refrigerante y se trasladaron al Laboratorio Institucional de Investigación de “Sanidad Animal M.V. Atilio Pacheco Pacheco”, de la Escuela Profesional de Zootecnia, Facultad de Agronomía y Zootecnia-UNSAAC, para su respectivo procesamiento y análisis serológico.

Figura 4

Recolección de muestras de sangre



4.9.3 Procedimiento de recolección de datos

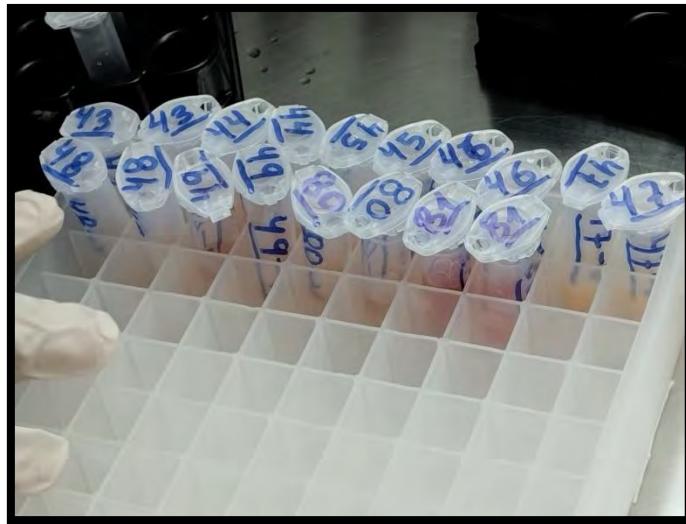
La Fase I se tomaron los datos a través de una encuesta pre estructurado, para identificar nombre o número de arete, raza, edad y procedencia.

La Fase II implicó la toma de muestras de plasma sanguíneo de vacunos en la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco. Estas muestras se obtuvieron mediante punción de la vena caudal, en horas de la madrugada de 4:00 am a 9:00 am e inmediatamente las muestras se trasladaron al Laboratorio Institucional de Investigación de “Sanidad Animal M.V. Atilio Pacheco Pacheco”, de la Escuela Profesional de Zootecnia, Facultad de Agronomía y Zootecnia-UNSAAC, para su conservación por congelación.

En la Fase III, se obtuvo el plasma sanguíneo mediante centrifugación, el cual se depositó en Crioviales y se conservó en una congeladora a -20°C hasta su procesamiento en laboratorio.

Figura 5

Separación de plasma sanguíneo de vacunos y almacenamiento en viales criogénicos a -20 °C



La Fase IV detalla la preparación de muestras y reactivos, incluyendo la dilución de la solución de lavado y la temperatura adecuada para su uso.

- Se prepararon todas las soluciones y reactivos necesarios según las instrucciones del kit ID. Vet.
 - Se organizaron las muestras de plasma sanguíneo, los controles positivos y negativos, y las placas de microtitulación.

4.10. Técnicas de análisis e interpretación de información

4.10.1 Obtención de plasma sanguíneo

El plasma sanguíneo de bovinos se obtuvo mediante la toma de muestras en tubos Vacutainer que contienen anticoagulante EDTA a una concentración de 1.5 mg por ml de sangre, realizando la punción en la vena caudal tras la desinfección de la zona; una vez que la sangre ingresa al tubo por vacío, este se invierte suavemente varias veces para asegurar la mezcla homogénea con el anticoagulante y evitar la coagulación, posteriormente las muestras

se centrifugan a 1500 revoluciones durante 10 minutos, lo que permitió separar las fracciones sanguíneas y recuperar el plasma transparente de la capa superior con ayuda de una pipeta estéril, el cual se transfirió a tubos identificados y se conservó refrigerado a -20°C para realizar el procesamiento de muestras mediante la técnica de ELISA indirecto.

4.10.2 Método de ELISA indirecto para la detección de anticuerpos contra el virus causante de Rinotraqueitis Infectiosa Bovina (IBR)

Se utilizó el método de ELISA indirecto para la detección de anticuerpos contra el virus causante de Rinotraqueitis Infectiosa Bovina (IBR) en muestras de plasma sanguíneo de vacunos.

A. Distribución de las muestras en la placa ELISA

Las muestras y controles se distribuyeron en los pocillos de la placa ELISA de acuerdo a la ubicación asignada en la siguiente plantilla:

Tabla 1

Distribución de las muestras en la placa I

Tabla 2

Distribución de las muestras en la placa II

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

Donde:

CN = Controles Negativos en las posiciones C1 y D1.

CP = Controles Positivos en las posiciones A1 y B1

M= Muestras evaluadas, siendo un pocillo para cada muestra.

B. Descripción y principio

Los pocillos fueron previamente tratados con el lisado purificado del virus BHV-1 para permitir la fijación del antígeno. Posteriormente, se distribuyeron en ellos tanto las muestras a evaluar como los controles correspondientes. En caso de que las muestras contengan anticuerpos específicos contra BHV-1, estos se unirán al antígeno formando complejos inmunológicos.

Se añadió a los pocillos un conjugado anti-rumiante marcado con peroxidasa de rábano picante (HRP), diseñado para unirse específicamente a los anticuerpos presentes, por un periodo de 30'. Esta interacción da lugar a la formación de un complejo compuesto por el antígeno, el anticuerpo y el conjugado HRP.

Tras eliminar el exceso de conjugado mediante un proceso de lavado, se procede a revelar la reacción utilizando una solución de tetrametilbenzidina (TMB).

La intensidad del color generado está directamente relacionada con la concentración de anticuerpos específicos presentes en la muestra analizada:

- Cuando la muestra contiene anticuerpos específicos, se desarrolla inicialmente una coloración azul como resultado de la reacción enzimática. Esta tonalidad cambia a amarillo tras la adición de la solución de parada, indicando la finalización del proceso de revelado.
- Si la muestra no contiene anticuerpos específicos, no se genera ninguna coloración visible durante el proceso de revelado.

C. Preparación de la solución de lavado

Fue necesario equilibrar la solución de lavado concentrada (20X) a temperatura ambiente 21° C y se agitó correctamente para obtener la disolución de los cristales.

La solución de lavado 1X fue obtenida mediante la dilución de la solución concentrada 20X en una proporción de 1:20, utilizando agua destilada como diluyente, de donde se calculó 261 ml de solución para realizar el lavado.

La calidad del lavado puede afectar significativamente los resultados del ensayo, por lo que es fundamental garantizar que los pocillos queden completamente vacíos entre cada ciclo de lavado. En caso de emplearse un sistema automático de lavado, es esencial configurar adecuadamente los parámetros operativos, incluyendo el modo de funcionamiento, el tipo de aspiración y la altura de succión.

D. Procedimiento

Todos los reactivos fueron llevados a temperatura ambiente (21 °C) antes de su utilización, asegurando su homogeneización mediante agitación en Vortex.

1. En la microplaca ELISA, se añadió:
 - 90 µL de diluyente 2 en cada pocillo.
 - 10 µL del control negativo en los pocillos A1 y B1.
 - 10 µL del control positivo en los pocillos C1 y D1.
 - 10 µL de cada muestra a analizar en los pocillos restantes.
2. Se cubrió la placa e incubó 45 min a 37 °C.
3. Se vaciaron los pocillos; se lavó 3 veces cada pocillo con al menos 300 µL de la solución de lavado; se evitó el desecado de los pocillos entre los lavados.
4. Se distribuyeron 100 µL de conjugado listo para usar en cada pocillo.
5. Se cubrió la placa e incubó 30 min a 37°C.
6. Se vaciaron los pocillos; asimismo, se lavó tres veces cada pocillo con al menos 300 µL de la solución de lavado; se evitó el desecado de los pocillos entre los lavados.
7. Se distribuyeron 100 µL de la solución de revelación en cada pocillo.
8. Se cubrió la placa e incubó 15 min a 21°C en la oscuridad.
9. Se distribuyeron 100 µL de la solución de parada en cada pocillo, en el mismo orden que en el paso siete para detener la reacción.

E. Validación

El test es válido si:

La media de la densidad óptica de los controles positivos (DOCP) es superior a 0.350.

$$\text{ODcp} = 0.350$$

El cociente entre la media de los controles positivos (OD_{CP}) y la media de los controles negativos (OD_{CN}) es superior a 3.

$$OD_{CP}/OD_{CN} > 3$$

F. Interpretación

Para cada muestra, calcular el porcentaje S/P (S/P%)

$$S/P \% = \frac{OD_{muestra} - OD_{CN}}{OD_{CP} - OD_{CN}} \times 100$$

Tabla 3

Interpretación de resultados según el porcentaje S/P (S/P%)

Resultado	Estatus
$S/P \% \leq 50\%$	negativo
$50 \% < S/P \% < 60 \%$	dudoso
$S/P \% \geq 60 \%$	positivo

4.11. Análisis de datos

4.11.1 Método estadístico

Los resultados de la investigación se analizarán usando el análisis estadístico del chi-cuadrado, el cual se usa para determinar si hay una asociación significativa entre dos variables categóricas, en este caso, la categoría de animal y la presencia de anticuerpos contra la IBR.

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^k \frac{(O_{ij} + E_{ij})^2}{E_{ij}}$$

Donde:

χ^2_c : Valor calculado de Chi cuadrado.

O_{ij} : Valor observado de casos positivos o negativos

E_{ij} : Valor esperado de casos positivos o negativos

Fuente: (López, 2015)

4.11.2 Determinación de la prevalencia de Rinotraqueitis Infecciosa Bovina

Se determinará la prevalencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) utilizando la fórmula:

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

Donde:

P= prevalencia de la enfermedad.

C= número total de casos nuevos.

N= Total de animales.

4.11.3 Determinación del intervalo de confianza

La prevalencia se ajustó a un intervalo de confianza utilizando una fórmula específica para calcular el tamaño de la muestra definitiva, siendo la siguiente:

$$P \pm z \sqrt{\frac{P * q}{n}}$$

Donde:

z= Desviación con relación a una distribución normal estándar.

p= Proporción de bovinos afectados.

q= Proporción de bovinos no afectados.

n= Tamaño de la muestra definitiva.

Fuente: Moscoso & Moreno (2022)

Los intervalos de confianza calculados sirven para estimar, cuál es el valor real de la prevalencia en toda la población, a partir de los datos obtenidos en la muestra; en términos simples, el intervalo de confianza marca un rango dentro del cual es muy probable que se encuentre la verdadera proporción de bovinos afectados y este rango se obtuvo usando el Geogebra.

CAPITULO V

RESULTADOS Y DISCUSIONES

5.1. Determinación cualitativa de la infección por Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría del dos de febrero en la tablada ganadera del distrito de Combapata.

Los resultados cualitativos de la prueba ELISA indirecta se basan en que, el sustrato-cromógeno añadido en el último paso de la prueba, reacciona en presencia de uniones antígeno de la placa-anticuerpo de la muestra y anticuerpos secundarios ligados a enzimas del conjugado, convirtiéndose en un producto coloreado (azul), la misma que se convierte en amarillo al añadir la solución de frenado. Por lo tanto, los pocillos con presencia de anticuerpos contra el virus se tornan amarillos y los negativos permanecen transparentes (Ver figura 6 y 7).

Figura 6

Resultados cualitativos para anticuerpos contra el virus IBR muestras de vacunos del distrito de Combapata, placa I.

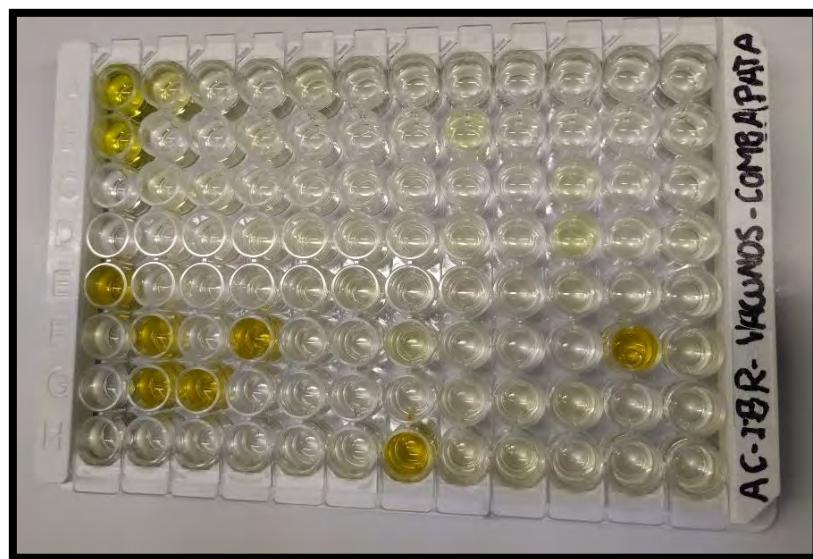
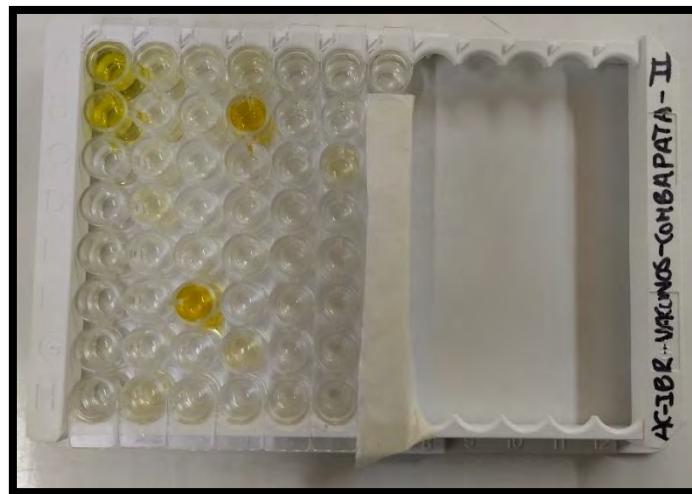


Figura 7

Resultados cualitativos para anticuerpos contra el virus IBR muestras de vacunos del distrito de Combapata, placa II.



En las figuras 6 y 7, se evidencian la reacción cualitativa producida por la presencia de anticuerpos contra el virus de la Rinotraqueítis infecciosa bovina (IBR); siendo 9 muestras positivas (amarillo intenso) y 128 negativos (transparentes).

5.2. Determinación cuantitativa de la infección por Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata.

Tabla 4

Densidades ópticas ofrecidas por el lector de microplacas de ELISA, placa I.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	1.608	0.297	0.093	0.086	0.145	0.084	0.108	0.097	0.087	0.091	0.100	0.096
B	1.586	0.079	0.091	0.139	0.078	0.085	0.117	0.221	0.097	0.089	0.115	0.107
C	0.062	0.18	0.14	0.090	0.082	0.088	0.098	0.091	0.091	0.180	0.128	0.089
D	0.097	0.124	0.105	0.115	0.113	0.097	0.083	0.127	0.105	0.278	0.122	0.104
E	3.947	0.107	0.098	0.102	0.106	0.137	0.108	0.098	0.104	0.153	0.115	0.097
F	0.129	3.392	0.100	3.623	0.111	0.101	0.208	0.085	0.078	0.094	3.640	0.134
G	0.084	3.632	3.961	0.081	0.090	0.083	0.098	0.127	0.142	0.169	0.116	0.104
H	0.104	0.105	0.096	0.097	0.081	0.108	3.637	0.121	0.155	0.089	0.108	0.109

Tabla 5

Densidades ópticas ofrecidas por el lector de microplacas de ELISA, placa II.

	1	2	3	4	5	6	7
A	1.496	0.190	0.094	0.149	0.092	0.088	0.100
B	1.430	0.110	0.114	3.647	0.102	0.086	-
C	0.080	0.162	0.072	0.084	0.096	0.270	-
D	0.087	0.261	0.074	0.076	0.082	0.078	-
E	0.168	0.090	0.101	0.086	0.074	0.098	-
F	0.090	0.109	3.515	0.074	0.088	0.080	-
G	0.102	0.119	0.087	0.295	0.082	0.096	-
H	0.078	0.246	0.108	0.071	0.200	0.103	-

En las placas I y II se registró un total de 137 animales evaluados en el distrito de Combapata, provincia de Canchis, de los cuales se identificaron 9 casos positivos y 128 negativos.

De acuerdo a las densidades ópticas de los controles positivos, controles negativos y muestras evaluadas se ha determinado el % S/P (ver tabla 6 y 7).

Tabla 6

Resultados del cálculo del S/P % por cada muestra, placa I.

	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12
A	100.725	14.333	0.890	0.428	4.316	0.297	1.878	1.153	0.494	0.758	1.351	1.087
B	99.275	-0.033	0.758	3.921	-0.099	0.362	2.471	9.325	1.153	0.626	2.339	1.812
C	-1.153	6.623	3.987	0.692	0.165	0.560	1.219	0.758	0.758	6.623	3.196	0.626
D	1.153	2.932	1.680	2.339	2.208	1.153	0.231	3.130	1.680	13.081	2.801	1.614
E	254.860	1.812	1.219	1.483	1.746	3.789	1.878	1.219	1.614	4.843	2.339	1.153
F	3.262	218.287	1.351	233.509	2.076	1.417	8.468	0.362	-0.099	0.956	234.629	3.591
G	0.297	234.102	255.783	0.099	0.692	0.231	1.219	3.130	4.119	5.898	2.405	1.614
H	1.614	1.680	1.087	1.153	0.099	1.878	234.432	2.735	4.975	0.626	1.878	1.944

Tabla 7

Resultados del cálculo del S/P % por cada muestra, placa II.

	1	2	3	4	5	6	7
A	102.392	7.720	0.761	4.748	0.616	0.326	1.196
B	97.608	1.921	2.211	258.318	1.341	0.181	-
C	-0.254	5.690	-0.834	0.036	0.906	13.519	-
D	0.254	12.867	-0.689	-0.544	-0.109	-0.399	-
E	6.125	0.471	1.269	0.181	-0.689	1.051	-
F	0.471	1.848	248.750	-0.689	0.326	-0.254	-
G	1.341	2.573	0.254	15.332	-0.109	0.906	-
H	-0.399	11.780	1.776	-0.906	8.445	1.414	-

En la tabla 6 y 7, las posiciones C1 y D1 corresponden a controles negativos (CN) y presentan porcentajes menores al 50 %, lo que confirma la ausencia de anticuerpos específicos en estas posiciones, pero en los controles positivos (CP) en las posiciones A1 y B1 presentan valores mayores al 60 %, que indica presencia de anticuerpos contra el virus de la IBR. Los resultados mostrados en la tabla I y II, ponen en evidencia 9 muestras positivas con valores de % S/P mayores a las de los CP, lo que señala la presencia de animales con exposición reciente o activa al virus, mientras que 128 muestras muestran valores muy bajos o negativos, reflejando ausencia de infección o respuesta inmunitaria.

5.3. Determinación la prevalencia de la IBR por categorías en vacunos hembra para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata.

Tabla 8

Prevalencia de anticuerpos contra la (IBR) según categoría en la tablada ganadera del distrito de Combapata.

Categoría dentaria	N de muestras	Negativos	Positivos	Prevalencia	
DL	41	41	0	0 ± 0 %	Chi= 5.536
2D	8	8	0	0 ± 0 %	P=0.237
4D	14	13	1	7.1 ± 11.3 %	
6D	3	3	0	0 ± 0 %	
BLL	71	63	8	11.3 ± 6.2 %	

La Tabla 8 muestra la prevalencia de anticuerpos contra la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría de la tablada ganadera de Combapata según categorías; se observa que en las categorías DL (41 muestras), 2D (8 muestras) y 6D (3 muestras) no se detectaron animales positivos, con una prevalencia de 0 %. En la categoría 4D (1/14) se registró un único caso positivo, equivalente a una prevalencia de 7.1 ± 11.3 %, mientras que la categoría BLL (8/71) presentó la mayor proporción de positivos, alcanzando una prevalencia de 11.3 ± 6.2 %; además, se observó que la prueba de Chi-cuadrado ($\chi^2=5.536$; $p=0.237$) indica que no existen diferencias significativas en la prevalencia de IBR entre las categorías dentarias. Estos resultados indican que, aunque la mayoría de las categorías se mantuvieron libres de anticuerpos, las categorías 4D y especialmente BLL concentran los casos positivos, lo que evidencia mayor exposición o riesgo en dichos grupos.

Dichos hallazgos difieren de lo reportado por Acosta (2012) en Ayacucho, donde la prevalencia fue de 35.31 % sin diferencias significativas por edad, lo que sugiere que las condiciones de pastoreo extensivo y los movimientos de ganado en esa región favorecen una mayor exposición al virus en comparación con Combapata, donde la prevalencia global fue

más baja (6.6 %). Del mismo modo, los resultados de Combapata son superiores a los reportados por Villacaqui (2006) en Cajamarca, donde solo se obtuvo 0.62 % de positividad en bovino criados en un sistema extensivo, lo cual podría explicarse por la diferencia en el tamaño de muestra, condiciones de crianza y la posible introducción del virus en esa zona.

Por otro lado, la prevalencia en Combapata es menor a la reportada por Huacasi (2018) en Espinar, donde se encontró un 14.3 % de seropositivos, con variaciones según estado productivo y clase, aunque sin diferencias significativas; esta diferencia puede estar asociada a la presión de infección más alta en esa comunidad o a factores de manejo intensivo. En contraste, los resultados de Callata (2019) en Vilque son similares a las categorías negativas de Combapata, pues no se detectó prevalencia alguna (0 %), lo que confirma que en ciertas zonas altoandinas el virus puede estar ausente o en niveles mínimos debido al aislamiento geográfico y las condiciones climáticas extremas que limitan la transmisión. Los hallazgos concuerdan con lo reportado por Lux *et al.* (2023), quienes evaluaron la respuesta inmune en terneros y demostraron que, los terneros vacunados presentaron prevalencias variables entre grupos (42.8% – 61.5 %), mientras que el grupo control permaneció seronegativo, resaltando que la inmunidad en animales jóvenes depende estrechamente de las condiciones de manejo y el nivel de contacto con el virus.

Asimismo, los hallazgos se relacionan con lo expuesto por Petrini *et al.* (2020), quienes describen que los terneros que adquieren altos niveles de anticuerpos maternos anti-BoHV-1 a través del calostro pueden permanecer como portadores latentes sin desarrollar una respuesta serológica detectable, lo que los convierte en seronegativos a pesar de haber sido infectados. Dado que los anticuerpos maternos desaparecen entre los 4 y 6 meses de edad (Righi *et al.*, 2023), es posible que los animales en categorías más jóvenes (como DL o 2D) aún mantengan niveles variables de inmunidad pasiva o, por el contrario, ya hayan perdido dicha protección pero sin haber sido expuestos al virus; esto explica, en parte, la ausencia de detección en estas

categorías y subraya la importancia de considerar la dinámica de la inmunidad materna en la interpretación de resultados serológicos en bovinos jóvenes.

5.4. Determinación la prevalencia de la IBR por raza en vacunos hembra para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata.

Tabla 9

Prevalencia de Anticuerpos contra la (IBR) por raza en vacunos hembra para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata.

Categoría	N de muestras	Negativos		Prevalencia	Chi cuadrado de Pearson (p-valor)
		Positivos			
Brown Swiss	87	78	9	10.3 ± 5.4 %	Chi= 6.217
Híbrida	32	32	0	0 ± 0 %	P= 0.184
Fleckvieh	7	7	0	0 ± 0 %	
Holstein	6	6	0	0 ± 0 %	
Criolla	5	5	0	0 ± 0 %	

La Tabla 9 muestra que la raza Brown Swiss (9/87) presentó la totalidad de casos positivos, alcanzando una prevalencia de $10.3 \pm 5.4\%$, encontrados, las razas Híbrida (32 muestras), Fleckvieh (7), Holstein (6) y Criolla (5) no registraron ningún animal positivo; además, se observó que la prueba de Chi-cuadrado ($X^2=6.217$; $p=0.184$) indica que no existen diferencias significativas en la prevalencia de IBR entre las razas evaluadas. Estos resultados evidencian que, a pesar de no se detecta significancia estadística por el reducido número de casos positivos y la ausencia de prevalencia en la mayoría de razas, la concentración de positivos en la raza Brown Swiss podría sugerir una mayor exposición o susceptibilidad al virus en este grupo.

Al contrastar estos resultados con los de Villacaqui (2006) en Cajamarca, se observa una diferencia importante: allí la positividad (0.62 %) se presentó únicamente en animales

Holstein, y no en Brown Swiss. Esta diferencia puede explicarse por el hecho de que en Cajamarca se trataba de bovinos de más de 6 años bajo crianza extensiva, mientras que en Combapata se evaluaron hembras para recría, lo que implica condiciones etarias y productivas distintas. Además, las variaciones regionales en manejo sanitario, flujo de animales y contacto con hatos infectados pueden determinar qué raza resulta más expuesta en cada contexto.

No obstante, en el estudio de Callata (2019) en Vilque, con animales Brown Swiss, no se detectó seropositividad (0 %), lo cual contrasta con lo hallado en Combapata. La diferencia puede deberse al aislamiento geográfico de las comunidades de Vilque y a sus condiciones climáticas más extremas, que limitan la circulación viral. En cambio, Combapata, al estar ubicado en una zona con mayor movimiento de ganado y actividad comercial, podría favorecer la introducción y persistencia del virus, afectando principalmente a esta raza más predominante. Dado que los anticuerpos específicos aparecen alrededor del día 10 postinfección y alcanzan su máximo entre dos o tres semanas (Barrett *et al.*, 2024), la detección serológica indica que estos animales tuvieron contacto previo con el virus y superaron la fase aguda, entrando en la etapa de latencia, por lo que es posible que los Brown Swiss hayan enfrentado condiciones ambientales o de manejo que favorecieron la exposición inicial.

5.5. Determinación la prevalencia de la IBR por procedencia en vacunos hembra para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata

Tabla 10

Prevalencia de anticuerpos contra (IBR) según procedencia en la tablada ganadera del distrito de Combapata

Localidad	N de muestras	Negativo		Prevalencia	Chi cuadrado de Pearson (P-valor)
		Positivos			
Anta	24	22	2	8.3 ± 11.1 %	Chi=33.746
Azángaro	3	1	2	66.7 ± 53.3 %	P=0.089
Acopia	3	2	1	33.3 ± 53.3 %	
Combapata	2	1	1	50 ± 69.3 %	
Juliaca	6	5	1	16.7 ± 29.8 %	
Marangani	16	15	1	6.3 ± 11.9 %	
Tinta	10	9	1	10 ± 18.6 %	
Ayaviri	9	9	0	.	
Canas	10	10	0	.	
Checacupe	4	4	0	.	
Chumbivilcas	1	1	0	.	
Huaro	10	10	0	.	
Inquilpata	4	4	0	.	
Livitaca	1	1	0	.	
Mosoc Llacta	2	2	0	.	
Pampa Ansa	4	4	0	.	
Pampamarca	2	2	0	.	
Pitumarca	2	2	0	.	
Puno	3	3	0	.	
San Pablo	3	3	0	.	
San Pedro	6	6	0	.	
Santo Domingo	1	1	0	.	
Sicuani	3	3	0	.	
Tactabamba	7	7	0	.	
Urcos	1	1	0	.	

En la tabla 10, se presenta la prevalencia de anticuerpos contra IBR en la tablada ganadera de Combapata, que revela una distribución altamente heterogénea entre las localidades de procedencia del ganado. Aunque en la mayoría de zonas la prevalencia es nula,

indicando ausencia de exposición detectable, algunas localidades presentan prevalencias elevadas que sugieren circulación activa o reciente del virus, como es en Azángaro que destaca con $66.7 \pm 53.3\%$ (2/3), seguida de Combapata con $50 \pm 69.3\%$ (1/2) y Acopia con $33.3 \pm 53.3\%$ (1/3), aunque estas cifras deben interpretarse con cautela debido al tamaño muestral reducido, que incrementa el intervalo de confianza y la variabilidad estadística. Otras localidades como Juliaca y Tinta presentan prevalencias bajas pero relevantes ($16.7 \pm 29.8\%$ y $10 \pm 18.6\%$, respectivamente), mientras que en Anta y Marangani, presentan valores inferiores de $8.3 \pm 11.1\%$ (2/24) y $6.3 \pm 11.9\%$ (1/16), respectivamente; además, se observó que la prueba de Chi-cuadrado ($X^2=33.746$; $p=0.089$) indica que no existen diferencias significativas en la prevalencia de IBR entre la procedencia; lo que podría atribuirse a que el número de casos positivos es muy bajo; por lo que, la prevalencia muestra una exposición esporádica y ausencia total de prevalencia en la mayoría de localidades, siendo zonas libres o con mínima circulación viral; sin embargo, la existencia de focos puntuales obliga a considerar el riesgo de introducción del virus mediante el traslado de animales.

Estos hallazgos coinciden con lo señalado por Flechas y Jiménez *et al.* (2021), quienes destacan que la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina posee una elevada capacidad de propagación y múltiples vías de transmisión, lo que la convierte en un desafío para la sanidad animal y la economía ganadera. La existencia de estas prevalencias focalizadas coincide con la dinámica de transmisión descrita por Waldeck *et al.* (2021), quienes señalan que el BoHV-1 se disemina principalmente por contacto estrecho entre superficies epiteliales húmedas como ocurre durante la reproducción o el contacto madre-cría y por aerosoles de corta distancia en espacios confinados, incluidos corrales, establos y centros de acopio. Lo que refuerza lo mencionado por Engdawork y Aklilu (2024), quienes indican que, pese a la distribución mundial de la IBR, su incidencia continúa en aumento en diversas regiones, debido a factores relacionados con las prácticas reproductivas, la ubicación geográfica y las condiciones de manejo sanitario.

Asimismo, guardan relación con lo descrito por Granda (2012), quien reportó una prevalencia del 26% en bovinos en Ecuador, atribuyendo la presencia del virus a la circulación silenciosa favorecida por la movilización de animales sin control sanitario, la ausencia de registros técnicos y el desconocimiento de los productores. No obstante, Rojas (2019), encontró 15.22 % de prevalencia de anticuerpos de IBR en Chumbivilcas, lo cual difiere con el estudio, dado que no se encontró ningún caso de animales provenientes de tal localidad; estos resultados afirman lo expuesto por Ostler y Jones (2023), quienes subrayan que uno de los principales desafíos en la gestión de esta enfermedad es la capacidad del virus para establecer infecciones latentes; lo que indica que animales seronegativos mantienen al virus en estado de latencia y se reactiva ante situaciones de estrés, transporte o hacinamiento, condiciones comunes en tabladas y centros de acopio.

5.6. Presencia de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco

Tabla 11

Prevalencia de Anticuerpos contra la (IBR) en vacunos hembra para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera de Combapata

Espezie	N de muestras	Negativos	Positivos	Prevalencia
Vacunos hembras	137	128	9	6.6 +/- 3.5 %

La Tabla 11 muestra que de un total de 137 muestras analizadas, se identificaron 9 animales positivos, lo que representa una prevalencia de $6.6 \pm 3.5\%$, mientras que 128 casos fueron negativos. Este resultado confirma la presencia del virus en la población evaluada, aunque con un nivel bajo de circulación, lo que sugiere la importancia de mantener medidas de vigilancia epidemiológica y estrategias de prevención para evitar un incremento en la prevalencia.

Esta prevalencia es superior a lo obtenido por Villacaqui (2006), quien encontró 0.62% en Cajamarca bajo sistema extensivo y Callata (2019) reportó 0 % en Brown Swiss de Vilque; en contextos así, el aislamiento geográfico, menor movilidad de animales y ciertos regímenes ambientales altoandinos pueden limitar la transmisión. En línea con Barrett *et al.* (2024), donde el tamaño del hato y los movimientos incrementaron el riesgo. Además, factores estacionales y de manejo influyen notablemente: Abad *et al.* (2016) mostraron picos de prevalencia en época seca, cuando el estrés nutricional y las aglomeraciones facilitan la transmisión; en cambio, la prevalencia encontrada es inferior que el 15.22 % de Rojas (2019) en Santo Tomás–Chumbivilcas y mucho menor que los registros de Condori (2023) en La Joya–Arequipa (27.4%), Acosta (2012) en Ayacucho (35.31 %) y Vilches & Morales (2022) en Parinacochas–Ayacucho (59.56 %), diferencias que se explican por mayor presión de infección (más intercambio de ganado y ferias), tamaños de hato mayores y movimientos más frecuentes.

CAPÍTULO VII

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1 Conclusiones

- Existe presencia de la Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) en vacunos hembras para recría del dos de febrero 2025 en la tablada ganadera del distrito de Combapata, provincia de Canchis, región Cusco, tuvo una prevalencia global de $6.6 \pm 3.5\%$ (9/137 animales), lo que confirma la circulación del virus en la población evaluada, aunque con baja magnitud.
- Respecto a la prevalencia por categorías, la mayor proporción de animales positivos se observó en la categoría BLL con $11.3 \pm 6.2\%$ (8/71) y en la categoría 4D con $7.1 \pm 11.3\%$ (1/14), mientras que en las categorías DL (41/41), 2D (8/8) y 6D (3/3) no se detectaron anticuerpos, con prevalencia de 0 %.
- En cuanto a la prevalencia por razas, la infección se presentó únicamente en la raza Brown Swiss con $10.3 \pm 5.4\%$ (9/87), mientras que las razas Híbrida, Fleckvieh, Holstein y Criolla no registraron casos positivos (0 %).
- Referente a la procedencia, existen focos de positividad con prevalencias elevadas en Azángaro ($66.7 \pm 53.3\%$), Combapata ($50 \pm 69.3\%$) y Acopia ($33.3 \pm 53.3\%$); no obstante, se observó prevalencias bajas en localidades como Anta ($8.3 \pm 11.1\%$), Juliaca ($16.7 \pm 29.8\%$), Marangani ($8.3 \pm 11.1\%$) y Tinta ($6.3 \pm 11.9\%$), que indica la posibilidad de circulación subclínica.

7.2 Recomendaciones

- Implementar un programa de vigilancia epidemiológica continua, con muestreos periódicos y diagnósticos serológicos (ELISA) en localidades de prevalencia elevadas, a fin de monitorear la evolución de la prevalencia y prevenir brotes que afecten la productividad ganadera.
- Reforzar las medidas de bioseguridad y manejo sanitario en vacunos de recría, por lo que estos animales deberán contar con un certificado de sanidad, ya que los animales que ingresen con esa enfermedad serán llevados a establos donde no hay presencia de esa enfermedad. Además, se sugiere establecer protocolos de control específicos para la raza Brown Swiss, evaluando esquemas de vacunación diferenciados y un manejo reproductivo controlado, a fin de disminuir la probabilidad de diseminación viral.
- Fortalecer las medidas de bioseguridad en corrales, centros de acopio y transporte; y realizar un plan de vacunación progresiva en zonas con evidencia de circulación viral; estas acciones permitirán reducir el riesgo de diseminación del BoHV-1 y proteger la sanidad y productividad del hato en la región.
- Evaluar otros estudios sobre la prevalencia de otras enfermedades en la zona estudiada.

BIBLIOGRAFÍA

- Abad, J., Ríos, A., Rosete, J., García, A., & Zárate, J. (2016).** Prevalencia de rinotraqueítis infecciosa bovina y diarrea viral bovina en hembras en tres épocas del año en la Zona Centro de Veracruz. *Nova scientia*, 8(1), 213 - 227. Obtenido de https://www.scielo.org.mx/scielo.php?pid=S2007-07052016000100213&script=sci_arttext&utm_source=chatgpt.com
- Acosta, A. E. (2012).** Seroprevalencia del virus de la rinotraqueitis infecciosa bovina en comunidades de los distritos de Chiara, Socos, Vinchos, Chuschi y Los Morochucos del departamento de Ayacucho 2010[tesis de pregrado, Universidad Nacional San Cristóbal de Huamanga]. repositorio institucional virtual, Ayacucho, Perú. Obtenido de file:///C:/Users/user/Desktop/trabajos/tesis%20deteccion%20de%20IBR/seroprevalencia%20del%20virus%20de%20la%20rinotraquitis%20%20infecciosa%20bovina.....%20%20en%20ayacucho.pdf
- Afshar, A., & Eaglesome, M. (1990).** Viruses associated with bovine semen. *Veterinary Bulletin*, 60(2), 93-109. Obtenido de <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19902202609>
- Aguilar, S. (1987).** El virus de la Rinotraqueitis infecciosa bovina(dovid Herpesvirus 1) propiedades y vacunacion. Mexico: ciencia veterinaria . Obtenido de file:///C:/Users/user/Desktop/trabajos/tesis%20deteccion%20de%20IBR/VIRUS%20DE%20IBR.pdf
- Alves, L., Pereira, F., & Littel-van den Hurk, D. (2014).** Bovine herpesvirus glycoprotein D: a review of its structural characteristics and applications in vaccinology. *Vet Res.*, 45(1), 111. doi:10.1186/s13567-014-0111-x
- Bahari, A., Gharekhani, J., Zandieh, M., Sadeghi, A., Akbarein, H., Karimi, A., & Yavari, M. (2013).** Serological study of bovine herpes virus type 1 in dairy herds of Hamedan province, Iran. *Vet Res Forum*, 4(2), 111-114. Obtenido de <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25653781/>
- Barber, K., Daugherty, H., Ander, S., Jefferson, V., Shack, L., Pechan, T., Meyer, F. (2017).** Protein Composition of the Bovine Herpesvirus 1.1 Virion. *Vet Sci.*, 4(1), 11. doi:10.3390/vetsci4010011
- Barboni, M., Barandiaran, S., Cairó, F., D'alessio, F., Gennaro, E., Guida, N., Vilar, G. (2009).** Manual de Enfermedades Infecciosas. Facultad de Ciencias Veterinarias, Cátedra de Enfermedades Infecciosas. Universidad de Buenos Aires.

- Barrett, D., Lane, E., Lozano, J., O'Keeffe, K., & Byrne, A. (2024).** Bovine Herpes Virus Type 1 (BoHV-1) seroprevalence, risk factor and Bovine Viral Diarrhoea (BVD) co-infection analysis from Ireland. *Scientific Reports volume*, 14(867), 1-9. doi:<https://doi.org/10.1038/s41598-023-50433-5>
- Benavides, B., Casal, J., Diéguez, J., Yus, E., Moya, S., Armengol, R., & Allepuz, A. (2020).** Development of a quantitative risk assessment of bovine viral diarrhea virus and bovine herpesvirus-1 introduction in dairy cattle herds to improve biosecurity. *Journal of Dairy Science*, 103(7), 6454-6472. doi:<https://doi.org/10.3168/jds.2019-17827>
- Bertolotti, L., Muratore, E., Nogarol, C., Caruso, C., Lucchese, L., Profiti, M., Rosati, S. (2015).** Development and validation of an indirect ELISA as a confirmatory test for surveillance of infectious bovine rhinotracheitis in vaccinated herds. *BMC Veterinary Research*, 11(300), 1-7. doi:10.1186/s12917-015-0612-5
- Bettini, A., Stella, M., Precazzini, F., Degasperi, M., Colorio, S., & Tavella, A. (2023).** Infectious Bovine Rhinotracheitis Post-Eradication Program in the Autonomous Province of Bolzano, Italy: A Retrospective Study on Potential Bovine Herpesvirus Type 2 Cross-Reactivity. *Animals*, 13(22), 3502. doi:<https://doi.org/10.3390/ani13223502>
- BIOTED. (2024).** BIOTED. (K. d. ciencias, Productor) Obtenido de <https://www.bioted.es/>
- BIOTED. (2024).** Introducción al ELISA. BIOTED, 10. Obtenido de <https://www.bioted.es/protocolos/INTRODUCCION-ELISA.pdf>
- Biswas, S., Bandyopadhyay, S., Dimri, U., & Patra, P. (2013).** Bovine herpesvirus-1 (BHV-1) - a re-emerging concern in livestock: a revisit to its biology, epidemiology, diagnosis, and prophylaxis. *Vet Q.*, 33(2), 68-81. doi:10.1080/01652176.2013.799301
- Blowey, R., & Weaver, D. (2011).** *Color Atlas of Diseases and Disorders of Cattle*. Elsevier Health Sciences. Obtenido de https://books.google.com.pe/books/about/Color_Atlas_of_Diseases_and_Disorders_o_f.html?id=roHrW4mc_8kC&redir_esc=y
- Brock, J., Lange, M., Guelbenzu, M., Meunier, N., Vaz, A., Tratalos, J., Thulke, H. (2020).** Epidemiology of age-dependent prevalence of Bovine Herpes Virus Type 1 (BoHV-1) in dairy herds with and without vaccination. *Vet Res*, 51(1), 124. doi:<https://doi.org/10.1186/s13567-020-00842-5>
- Callan, R., & Garry, F. (2022).** Biosecurity and bovine respiratory disease. *Vet Clin North Am Food Anim Pract*, 18(1), 57-77. doi:10.1016/s0749-0720(02)00004-x

- Callata, J. (2019).** *Seroprevalencia de Rinotraqueitis infecciosa bovina (IBR) en vacunos de la raza Brown Swiss en las comunidades Cotaña y Central Yanarico del distrito de Vilque.* Tesis para optar el título profesional de Médico Veterinario y Zootecnista, Universidad Nacional del Altiplano. Obtenido de https://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14082/10803/Callata_Valencia_Jean_Carlos.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Canova, P., Charron, A., & Leib, D. (2024).** Models of Herpes Simplex Virus Latency. *Viruses*, 16(5), 747. doi:10.3390/v16050747
- Caswell, J., Hewson, J., Slavić, Đ., DeLay, J., & Bateman, K. (2012).** Laboratory and Postmortem Diagnosis of Bovine Respiratory Disease. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.*, 28(3), 419–441. doi:10.1016/j.cvfa.2012.07.004
- Çeribasi, O., Çeribasi, S., & Ozkaraca, M. (2016).** Immunohistochemical detection of bovine herpesvirus type 1 and bovine adenovirus type 3 antigens in frozen and paraffinized lung sections of pneumonic sheep and goats. *Vet Arh.*, 86(1), 9-21. Obtenido de <http://wwwi.vef.hr/vetarhiv/papers/2016-86-1-2.pdf>
- Chowdhury, S., Pannhorst, K., Sangewar, N., Pavulraj, S., Wen, X., Stout, R., Paulsen, D. (2021).** BoHV-1-Vectored BVDV-2 Subunit Vaccine Induces BVDV Cross-Reactive Cellular Immune Responses and Protects against BVDV-2 Challenge. *Vaccines (Basel)*, 9(1), 46. doi:10.3390/vaccines9010046.
- Condori, F. (2023).** *Análisis de la seropositividad del virus de rinotraqueitis infecciosa bovina IBR y de la diarrea viral bovina en sueros.* Tesis para optar el título de Médico Veterinario y Zootecnista, Universidad Católica de Santa María. Obtenido de <https://repositorio.ucsm.edu.pe/server/api/core/bitstreams/41993161-6f6b-406c-9118-6540279c1dd3/content>
- Crook, T., Benavides, J., Russell, G., Gilray, J., Maley, M., & Willoughby, K. (2012).** Bovine herpesvirus 1 abortion: current prevalence in the United Kingdom and evidence of hematogenous spread within the fetus in natural cases. *J Vet Diagn Invest*, 24(4), 662-670. doi:10.1177/1040638712448187
- Dagalp, S., Aligholipour, T., Dogan, F., Alkan, F., & Ozkul, A. (2020).** Molecular and antigenic characterization of bovine herpesvirus type 1 (BoHV-1) strains from cattle with diverse clinical cases in Turkey. *Trop Anim Health Prod*, 52(2), 555-564. doi:10.1007/s11250-019-02042-6
- Dai-Ju, J., Li, L., Johnson, L., & Sandri, R. (2006).** ICP27 Interacts with the C-Terminal Domain of RNA Polymerase II and Facilitates Its Recruitment to Herpes Simplex Virus

- 1 Transcription Sites, Where It Undergoes Proteasomal Degradation during Infection. *Journal of Virology*, 80. doi:<https://doi.org/10.1128/jvi.80.7.3567-3581.2006>
- Davison, A. (2010).** Herpesvirus systematics. *Vet Microbiol.*, 143(1), 52-69. doi:[10.1016/j.vetmic.2010.02.014](https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2010.02.014)
- Delboy, M., Roller, D., & Nicola, A. (2008).** Cellular Proteasome Activity Facilitates Herpes Simplex Virus Entry at a Postpenetration Step. *Journal of Virology*, 82(7), 3381–3390. doi:[10.1128/JVI.02296-07](https://doi.org/10.1128/JVI.02296-07)
- Den Hurk, D. (2005).** Rationale and perspectives on the success of vaccination against bovine herpesvirus-1. *Vet Microbiol*, 113(3-4), 275-282. doi:[10.1016/j.vetmic.2005.11.002](https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2005.11.002).
- Diao, L., Zhang, B., Fan, J., Gao, X., Sun, S., Yang, K., Wang, C. (2005).** Herpes virus proteins ICP0 and BICP0 can activate NF-κB by catalyzing IκBα ubiquitination. *Cellular Signalling*, 17(2), 217-229. doi:<https://doi.org/10.1016/j.cellsig.2004.07.003>
- Dima, C., & Abdisa, K. (2022).** Diagnostic techniques for infectious bovine rhinotracheitis: a review. *Journal of Applied and Advanced Research*, 7, 42-48. doi:<https://doi.org/10.21839/jaar.2022.v7.7928>
- Distrito.pe. (07 de mayo de 2024).** *Distrito.pe*. Obtenido de <https://www.distrito.pe/distrito-combapata.html>
- Engdawork, A., & Aklilu, H. (2024).** Infectious bovine rhinotracheitis: Epidemiology, control, and impacts on livestock production and genetic resources. *Veterinary Research Notes*, 4(1), 1-9. doi:<http://dx.doi.org/10.5455/vrn.2024.d35>
- Farooq, S., Kumar, A., Chaudhary, S., Batra, K., & Maan, S. (2019).** Bovine herpesvirus 1 (BoHV-1): A review on latency and persistence of infection in cattle. *Journal of Pharmacognosy and Phytochemistry*, 8(6), 875-879. doi:https://www.researchgate.net/publication/337771887_Bovine_herpesvirus_1_BoHV-1_A_review_on_latency_and_persistence_of_infection_in_cattle
- Fathima, S., Gururaj, N., Sivapathasundaram, B., Vennila, A., Keerthik, M., & Sarayushivani, U. (2023).** Histopathological significance of necrosis in oral lesions: A review. *J Oral Maxillofac Pathol*, 27(2), 340-347. doi:[10.4103/jomfp.jomfp_39_23](https://doi.org/10.4103/jomfp.jomfp_39_23).
- Favier, P., Marin, M., Morán, P., Odeón, A., Verna, A., & Pérez, S. (2014).** Latency of bovine herpesvirus type 5 (BoHV-5) in tonsils and peripheral blood leukocytes. *Vet J.*, 202(1), 134-140. doi:[10.1016/j.tvjl.2014.06.017](https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2014.06.017)
- Fernández, M., Ferreras, M., Giráldez, F., Benavides, J., & Pérez, V. (2020).** Production Significance of Bovine Respiratory Disease Lesions in Slaughtered Beef Cattle. *Animals (Basel)*, 10(10), 1770. doi:[10.3390/ani10101770](https://doi.org/10.3390/ani10101770)

- Fiorito, F., Iovane, V., Cantiello, A., Marullo, A., Martino, L., & Iovane, G. (2017).** MG-132 reduces virus release in Bovine herpesvirus-1 infection. *Scientific Reports*, 7, 13306. doi:10.1038/s41598-017-13717-1
- Fiorito, F., Marfè, G., Granato, G., Ciarcia, R., Blasio, E., Tafani, M., Giordano, A. (2010).** 2,3,7,8-Tetrachlorodibenzo-p-dioxin modifies expression and nuclear/cytosolic localization of bovine herpesvirus 1 immediate-early protein (bICP0) during infection. *Journal of Cellular Biochemistry*, 111(2), 333-342. doi:<https://doi.org/10.1002/jcb.22700>
- Flechas, B., Jiménez, S., Bulla, C., Cruz, E., García, C., & Pulido, M. (27 de Dicembre de 2021).** Rinotraqueitis Infecciosa Bovina (IBR), una enfermedad de poco control en colombia. *Revista de la facultad de ciencia agropecuaria FAGROPEC*, 13. Obtenido de <http://portal.amelica.org/ameli/journal/513/5132773005/5132773005.pdf>
- Fulton, R. (2009).** Viral Diseases of the Bovine Respiratory Tract. *Food Animal Practice*, 5, 171–191. doi:10.1016/B978-141603591-6.10042-9
- Fulton, R., d'Offay, J., Landis, C., Miles, D., Smith, R., Saliki, J., Payton, M. (2016).** Detection and characterization of viruses as field and vaccine strains in feedlot cattle with bovine respiratory disease. *Vaccine*, 34(30), 3478-3492. doi:10.1016/j.vaccine.2016.04.020
- Furtado, A., Campos, F., Llambí, S., Maisonnave, J., Roehe, P., Oliveira, M., Puentes, R. (2014).** Detection of bovine herpesvirus 1 and 5 in trigeminal ganglia of beef cattle in Uruguay. *Archivos de medicina veterinaria*, 46, 451-455. doi:<http://dx.doi.org/10.4067/S0301-732X2014000300016>
- Geiser, V., Inman, M., Zhang, Y., & Jones, C. (2002).** The latency-related gene of bovine herpesvirus-1 can inhibit the ability of bICP0 to activate productive infection. *J Gen Virol*, 83(2), 2965-2971. doi:10.1099/0022-1317-83-12-2965
- Gomez, N., Ridpath, J., Basurto, F., & Verdugo, A. (2021).** Bovine Viral Diarrhea Virus in Cattle From Mexico: Current Status. *Front Vet Sci.*, 13(8), 673577. doi:10.3389/fvets.2021.673577
- Graham, D. (2013).** Bovine herpes virus-1 (BoHV-1) in cattle-a review with emphasis on reproductive impacts and the emergence of infection in Ireland and the United Kingdom. *Ir Vet J.*, 66(1), 15. doi:10.1186/2046-0481-66-15
- Granda, L. (2012).** Diagnóstico de Rinotraqueítis Infecciosa Bovina (IBR) por el metodo de ELISA tomadas de sangre bovina en la Hoya de Loja. Tesis de pregrado, Universidad Nacional de Loja. Obtenido de

file:///C:/Users/user/Desktop/trabajos/tesis%20deteccion%20de%20IBR/ESIS%20DIAGN%C3%93STICO%20DE%20RINOTRAQUE%C3%8DTIS%20INFECCIOSA%20BOVINA%20(IBR)%20POR%20EL%20M%C3%89TOD%20DE%20ELISA%20TOMADAS%20DE%20SANGRE%20BOVINA%20EN%20LA%20HOYA%20DE%20LOJA%20ECU

- Gulyaeva, A., Sigorskikh, A., Ocheredko, E., Samborskiy, D., & Gorbalyena, A. (2020).** LAMPA, LArge Multidomain Protein Annotator, and its application to RNA virus polyproteins. *Bioinformatics*, 36(9), 2731-2739. doi:10.1093/bioinformatics/btaa065
- Guzmán, V. (2004).** Las pruebas de Elisa. *Medigraphic*, 140, 2. Obtenido de <https://www.medigraphic.com/pdfs/gaceta/gm-2004/gms043o.pdf>
- Haines, R., Hancock, E., & Pearson, W. (2003).** Cationic antimicrobial peptide killing of African trypanosomes and *Sodalis glossinidius*, a bacterial symbiont of the insect vector of sleeping sickness. *Vector-borne Zoonotic Dis.*, 3(4), 175–186. doi:<https://doi.org/10.1089/153036603322662165>
- Hay, K., Barnes, T., Morton, J., Gravel, J., Commins, M., Horwood, P., Mahony, T. (2016).** Associations between exposure to viruses and bovine respiratory disease in Australian feedlot cattle. *Prev Vet Med.*, 1127, 121-133. doi:10.1016/j.prevetmed.2016.01.024
- He, M., Zhang, H., Li, Y., Wang, G., Tang, B., Zhao, J., Zheng, J. (2018).** Cathelicidin-derived antimicrobial peptides inhibit Zika virus through direct inactivation and interferon pathway. *Frontiers in immunology*, 9, 722. doi:<https://doi.org/10.3389/fimmu.2018.00722>
- Henderson, G., Perng, G., & Nesburn, A. (2004).** The latency-related gene encoded by bovine herpesvirus 1 can suppress caspase 3 and caspase 9 cleavage during productive infection. *J. Neurovirol.*, 10(1), 64-70. doi:10.1080/13550280490261716
- Hernández, S. (2014).** *Metodología de la educación* (sexta ed.). Ciudad de Mexico, Mexico : McGRAW-HILL/INTERAMERICANA EDITORES, S.A. Obtenido de https://apiperiodico.jalisco.gob.mx/api/sites/periodicooficial.jalisco.gob.mx/files/metodologia_de_la_investigacion_-_roberto_hernandez_sampieri.pdf
- Hoffmann, M., & Størvring, H. (2022).** Incidence in pharmacoepidemiology—Basic definitions and types of misclassification. *Basic Clin Pharmacol Toxicol.*, 130(6), 632–643. doi:<https://doi.org/10.1111/bcpt.13727>

- Hostnik, P., Černe, D., Mrkun, J., Starič, J., & Toplak, I. (2021).** Review of Infections With Bovine Herpesvirus 1 in Slovenia. *Front. Vet. Sci.*, 8(1), 676549. Obtenido de <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.676549>
- Huacasi, B. (2018).** *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 para optar el título profesional de Médico Veterinario y Zootecnista, Universidad Nacional del Altiplano. Obtenido de https://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/20.500.14082/8060/Huacasi_Humpiri_Blas_Vladimir.pdf?isAllowed=y&sequence=1&utm_source
- Inman, M., Lovato, L., Doster, A., & Jones, C. (2002).** A mutation in the latency-related gene of bovine herpesvirus 1 disrupts the latency reactivation cycle in calves. *J Virol.*, 76(13), 6771-6779. doi:10.1128/jvi.76.13.6771-6779.2002
- Jawor, P., Mee, J., & Stefaniak, T. (2021).** Role of Infection and Immunity in Bovine Perinatal Mortality: Part 2. Fetomaternal Response to Infection and Novel Diagnostic Perspectives. *Animals*, 11(7), 2102. doi:<https://doi.org/10.3390/ani11072102>
- Jiang, Y., Hossain, A., Winkler, M., Holt, T., Doster, A., & Jones, C. (1998).** A protein encoded by the latency-related gene of bovine herpesvirus 1 is expressed in trigeminal ganglionic neurons of latently infected cattle and interacts with cyclin-dependent kinase 2 during productive infection. *J. Virol.*, 72(10), 8133-8142. doi:10.1128/JVI.72.10.8133-8142.1998
- Jiang, Y., Inman, M., Zhang, Y., Alemañ, N., & Jones, C. (2004).** A Mutation in the Latency-Related Gene of Bovine Herpesvirus 1 Inhibits Protein Expression from Open Reading Frame 2 and an Adjacent Reading Frame during Productive Infection. *J Virol.*, 78(6), 3184–3189. doi:10.1128/JVI.78.6.3184-3189.2004
- Jones, C. (2019).** Bovine herpesvirus 1 counteracts immune responses and immunesurveillance to enhance pathogenesis and virus transmission. *Front. Immunol.*, 10, 1008. doi:<https://doi.org/10.3389/fimmu.2019.01008>
- Jones, C., & Chowdhury, S. (2010).** Bovine Herpesvirus Type 1 (BHV-1) is an Important Cofactor in the Bovine Respiratory Disease Respiratory Disease Complex. *Vet Clin Food Anim*, 26, 303–321. doi:10.1016/j.cvfa.2010.04.007
- Jones, C., Geiser, V., Henderson, G., Jiang, Y., Meyer, F., Zhang, Y. (2006).** Functional analysis of bovine herpesvirus 1 (BHV-1) genes expressed during latency. *Vet Microbiol.*, 113(3-4), 199-210. doi:10.1016/j.vetmic.2005.11.009

- Kelly, A., & Renukdas, N. (2020).** *5 - Disease management of aquatic animals*. Academic Press. doi:<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-813359-0.00005-1>
- Khaneabad, A., Taktaz, T., & Goodarzi, S. (2023).** BoHV-1 affects abortion and progesterone in dairy cows Bovine alphaherpesvirus 1 (BoHV-1) seropositivity, progesterone levels and embryo loss of 30-day-old pregnant dairy cows in Zagros Industrial Dairy Farm in Shahrekord: Examination and analysis. *Vet Med Sci.*, 9(4), 1934-1939. doi:10.1002/vms3.1187
- Kutish, G., Mainprize, T., & Rock, D. (1990).** Characterization of the latency-related transcriptionally active region of the bovine herpesvirus 1 genome. *J. Virol.*, 64(12), 5730-5737. doi:10.1128/JVI.64.12.5730-5737.1990
- La Frazia, S., Santoro, G., & Amici, C. (2006).** Antiviral activity of proteasome inhibitors in herpes simplex virus-1 infection: role of nuclear factor-κB. *Antiviral therapy*, 11(8), 995-1003. doi:10.1177/135965350601100805
- Last, J. (2007).** *A dictionary of public health*. Oxford University Press.
- López, A., & Martinson, S. A. (2017).** Respiratory System, Mediastinum, and Pleurae. *Pathologic Basis of Veterinary Disease*, 17, 471–560. doi:10.1016/B978-0-323-35775-3.00009-6
- López, R. (2015).** *Metodología de la investigación social cuantitativa* (1º edición ed.). Barcelona, España: Creative Commons. Obtenido de https://ddd.uab.cat/pub/caplli/2017/185163/metinvsocua_cap2-4a2017.pdf
- Lux, J., Gimenez, H., Torrado, J., Echeveste, O., & Fort, M. (2023).** Evaluación de la respuesta serológica contra IBR a partir de la utilización de vacunas polivalentes disponibles en el mercado. *VETEC Revista Académica de Investigación, Docencia y Extensión de las Ciencias Veterinarias*, 5(1), 1-8. Obtenido de <https://cerac.unlpam.edu.ar/index.php/Vetec/article/view/8059>
- Maclachlan, J., & Dubovi, E. (2016).** *Fenner's Veterinary Virology*. Academic Press. doi:10.1016/C2013-0-06921-6
- Majumder, S., Ramakrishnan, M., & Nandi, S. (2015).** Infectious Bovine Rhinotracheitis: An Indian Perspective. *Int. J. Curr. Microbiol. App. Sci*, 4(10), 844-858. Obtenido de <https://www.ijcmas.com/vol-4-10/Saurabh%20Majumder,%20et%20al.pdf>
- Marawan, M., Deng, M., Wang, C., Chen, Y., Hu, C., Chen, J., Guo, A. (2021).** Characterization of BoHV-1 gG-/tk-/gE- Mutant in Differential Protein Expression, Virulence, and Immunity. *Vet. Sci.*, 8(11), 253. doi:<https://doi.org/10.3390/vetsci8110253>

- Martínez, J., Barrios, H., Carvajal, V., Corona, B., Obregón, D., & Romero, D. (2024).** Viral Diseases in Water Buffalo (*Bubalus bubalis*): New Insights and Perspectives. *Animals (Basel)*, 14(6), 845. doi:10.3390/ani14060845
- Ministerio de Transporte y Comunicaciones (2020).** *Plan vial participativo*. Municipaliad distritital de Canchis , Combapata. Obtenido de <https://es.scribd.com/document/590381847/4-PLANO-DEL-DISTRITO-DE-COMBAPATA-Model>
- Moscoso, G., & Moreno, A. (2022).** *Metodología de la investigación científica y su aplicación en las ciencias agropecuarias*. Riobamba, Ecuador : La Caracola Editores. Obtenido de <http://cimogsys.esepoch.edu.ec/direccion-publicaciones/public/docs/books/2022-05-17-201333-Metodolog%C3%ADa%CC%81a%20de%20la%20investigaci%C3%93n%CC%81n%20cient%C3%ADfica.pdf>
- Muylkers, B., Thiry, J., Kirten, P., Schynts, F., & Thiry, E. (2007).** Bovine herpesvirus 1 infection and infectious bovine rhinotracheitis. *Vet Res.*, 38(2), 181-209. doi:10.1051/vetres:2006059.
- Nettleton, P., & Russell, G. (2017).** Update on infectious bovine rhinotracheitis. *InPractice*, 39(6), 255-272. doi:<https://doi.org/10.1136/inp.j2226>
- Odeón, A. (2015).** *Enfermedad Respiratoria Bovina ¿Qué Es Posible Hacer Para Su Control?* INTA. EEA Balcarce. Grupo de Sanidad Animal. Obtenido de https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmpinta_enfermedad_respiratoria_bovina.pdf
- Organización Mundial de Sanidad Animal .** (3 de junio de 2024). *Organización mundial de sanidad animal* . Obtenido de <https://www.woah.org/es/inicio/>
- Ortiz, A., Lopez, A., Bulla, D., Lancheros, D., Garcia, D., Díaz, A., Pulido, M. (2022).** Seroprevalence and risk factors associated with bovine herpesvirus 1 in dairy herds of Colombia. *Veterinary World*, 15(6), 1550-1556. doi:<https://doi.org/10.14202/vetworld.2022.1550-1556>
- Osman, R., Gonzalez, P., Brownlie, R., & Griebel, P. (2017).** Induction of interferon and interferon-induced antiviral effector genes following a primary bovine herpesvirus-1 (BHV-1) respiratory infection. *J Gen Virol.*, 98(7), 1831-1842. doi:10.1099/jgv.0.000825
- Ostler, J., & Jones, C. (2023).** The Bovine Herpesvirus 1 Latency-Reactivation Cycle, a Chronic Problem in the Cattle Industry. *Viruses*, 15(2), 552. doi:10.3390/v15020552

- Pandey, A., Nandi, S., Tiwari, A., Audarya, S., Sharma, K., Pradhan, S., & Chauhan, R. (2014).** Investigation of an outbreak of infectious pustular balanoposthitis in cattle breeding bulls at a frozen semen bank. *Rev Sci Tech*, 33(3), 927-936. doi:<https://doi.org/10.20506/rst.33.3.2330>
- Pastenkos, G., Lee, B., Pritchard, S., & Nicola, A. (2018).** Bovine Herpesvirus 1 Entry by a Low-pH Endosomal Pathway. *J Virol.*, 92(20), 1-9. doi:10.1128/JVI.00839-18
- Pastoret, P., & Thiry, E. (1985).** Diagnosis and prophylaxis of infectious bovine rhinotracheitis: the role of virus latency. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 8, 35–42. doi:[https://doi.org/10.1016/0147-9571\(85\)90052-9](https://doi.org/10.1016/0147-9571(85)90052-9)
- Petrini, S., Iscaro, C., & Righi, C. (2019).** Antibody Responses to Bovine Alphaherpesvirus 1 (BoHV-1) in Passively Immunized Calves. *Viruses*, 2(11), 23. doi:10.3390/v11010023.
- Petrini, S., König, P., Righi, C., Iscaro, C., Pierini, I., Casciari, C., De Mia, G. (2020).** Serological Cross-Reactivity Between Bovine alphaherpesvirus 2 and Bovine alphaherpesvirus 1 in a gB-ELISA: A Case Report in Italy. *Front Vet Sci*, 28(7), 587885. doi:10.3389/fvets.2020.587885
- Petrini, S., Martucciello, A., Righi, C., Cappelli, G., Torresi, C., Grassi, C., Feliziani, F. (2022).** Assessment of Different Infectious Bovine Rhinotracheitis Marker Vaccines in Calves. *Vaccines (Basel)*, 10(8), 1204. doi:10.3390/vaccines10081204.
- Petrini, S., Righi, C., Iscaro, C., Viola, G., Gobbi, P., Scoccia, E., De Mia, G. (2020).** Evaluation of Passive Immunity Induced by Immunisation Using Two Inactivated gE-deleted Marker Vaccines against Infectious Bovine Rhinotracheitis (IBR) in Calves. *Vaccines (Basel)*, 4(8), 14. doi:10.3390/vaccines8010014
- Porta, M. (2014).** *A dictionary of epidemiology*. Oxford University Press.
- Quinn, P. (2011).** *Microbiología y enfermedades infecciosas veterinarias*. (Acribia, Ed.) Madrid, España : Acribia S.A. doi:<https://www.academia.edu/search?q=microbiología%20y%20enfermedades%20i>
- Righi, C., Franzoni, G., Feliziani, F., Jones, C., & Petrini, S. (2023).** The Cell-Mediated Immune Response against Bovine alphaherpesvirus 1 (BoHV-1) Infection and Vaccination. *Vaccines (Basel)*, 11(4), 785. doi:<https://doi.org/10.3390/vaccines11040785>
- Righi, C., Iscaro, C., Ferroni, L., Rosati, S., Pellegrini, C., Nogarol, C., Petrini, S. (2022).** Validation of a Commercial Indirect ELISA Kit for the Detection of Bovine alphaherpesvirus 1 (BoHV-1)-Specific Glycoprotein E Antibodies in Bulk Milk

Samples of Dairy Cows. *Vet Sci.*, 22(9), 311.
doi:<https://doi.org/10.3390/vetsci9070311>

Rimayanti, R., Khairullah, A., Damayanti, T., Moses, I., Utama, S., Damayanti, R., Fauziah, I. (2024). Infectious bovine rhinotracheitis: Unveiling the hidden threat to livestock productivity and global trade. *Open Veterinary Journal*, 14(10), 2525-2538. doi:<http://dx.doi.org/10.5455/OVJ.2024.v14.i10.3>

Risalde, M., Molina, V., Sánchez, P., Romero, F., Pedrera, M., Garfia, B., & Gómez, J. (2013). Pathogenic mechanisms implicated in the intravascular coagulation in the lungs of BVDV-infected calves challenged with BHV-1. *Veterinary Research*, 44(20), 1-13. Obtenido de <http://www.veterinaryresearch.org/content/44/1/20>

Rojas, A. (2019). Determinación de anticuerpos de la rinotraqueitis infecciosa bovina (IBR) en vacas y ovinos de la comunidad de Vista Alegre del distrito de Santo Tomás[Tesis de pregrado, Universidad Nacional San Antonio Abad del Cusco]. repositorio institucional virtual, Cusco, Perú. Obtenido de file:///C:/Users/user/Desktop/trabajos/tesis%20deteccion%20de%20IBR/DTECCION%20DE%20ANTICUERPOS%20DE%20LA%20IBR%20EN%20VACAS%20Y%20OVINOS,%20CHUMBIVILCAS%20CUSCO.pdf

Ruiz, J., Jaime, J., & Vera, V. (2013). An inactivated vaccine from a field strain of bovine herpesvirus-1 (BoHV-1) has high antigenic mass and induces strong efficacy in a rabbit model. *Virol Sin.*, 28(1), 36–42. doi:10.1007/s12250-013-3283-z

Sanches, M. (noviembre de 1996). IBR Y BVD-MD: Difusión y trascendencia económica. *Mundo veterinario*. Obtenido de file:///C:/Users/user/Desktop/trabajos/tesis%20deteccion%20de%20IBR/IBR%20Difici%C3%B3n%20y%20trasendecnia%20economica%201996_83_46_54.pdf

Sayers, R. (2017). Associations between exposure to bovine herpesvirus 1 (BoHV-1) and milk production, reproductive performance, and mortality in Irish dairy herds. *Journal of Dairy Science*, 100(2), 1340-1352. doi:<https://doi.org/10.3168/jds.2016-11113>

SENAMHI. (7 de Junio de 2024). SENAMHI ESTACIONES. Obtenido de <https://www.senamhi.gob.pe/main.php?dp=cusco&p=estaciones>

Studdert, M. (2008). *Bovine herpesvirus*. Elsevier.

Stults, A., Sollars, P., Heath, K., Sillman, S., Pickard, G., & Smith, G. (2022). Bovine Herpesvirus 1 Invasion of Sensory Neurons by Retrograde Axonal Transport Is Dependent on the pUL37 Region 2 Effector. *J Virol.*, 96(9), e0148621. doi:10.1128/jvi.01486-21

- Tan, W., Rong, E., Dry, I., Lillico, S., Law, A., Digard, P., Dalziel, R. (2023).** GARP and EARP are required for efficient BoHV-1 replication as identified by a genome wide CRISPR knockout screen. *PLoS Pathog.*, 19(12), e1011822. doi:10.1371/journal.ppat.1011822
- Tenny, S., & Hoffman, M. (2023).** *Prevalence.* StatPearls. Obtenido de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK430867/>
- Thiry, J., Keuser, V., Muylkens, B., Meurens, F., Gogev, S., Vanderplasschen, A., & Thiry, E. (2006).** Ruminant alphaherpesviruses related to bovine herpesvirus 1. *Vet Res.*, 37(2), 169-190. doi:10.1051/vetres:2005052
- Toomer, G., Workman, A., Harrison, K., Stayton, E., Hoyt, P., & Jones, C. (2022).** Stress Triggers Expression of Bovine Herpesvirus 1 Infected Cell Protein 4 (bICP4) RNA during Early Stages of Reactivation from Latency in Pharyngeal Tonsil. *J Virol.*, 96(23), e0101022. doi:10.1128/jvi.01010-22
- Vilchez, T., & Morales, C. (27 de abril de 2022).** Seroprevalencia de anticuerpos contra el virus de la Rinotraqueitis Infecciosa Bovina en gados de crianza extensiva en tres distritos de Ayacucho. *Rev Inv Vet Perú*, 9. Obtenido de http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172022000200016
- 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 Inv Vet Perú*, 17(2), 144-147. Obtenido de https://pdfs.semanticscholar.org/b24b/57da8784a7d3ac8bb6011d0b88ed4f25d570.pdf?utm_source
- Waldeck, F., Duijn, L., Heuvel-van, K., Mars, M., Santman, I., Biesheuvel, M., & Schaik, G. (2021).** Risk Factors for Introduction of Bovine Herpesvirus 1 (BoHV-1) Into Cattle Herds: A Systematic European Literature Review. *Front Vet Sci*, 27(8), 688935. doi:10.3389/fvets.2021.688935
- WOAH. (2024).** *Infectious bovine Rhinotracheitis/infectious pustular vulvovaginitis.* World Organisation for Animal Health. Obtenido de https://www.woah.org/fileadmin/Home/fr/Health_standards/tahm/3.04.11_IBR_IPV.pdf?utm_source
- Wyler, R., Engels, M., & Schwyzer, M. (1989).** *Infectious bovine rhinotracheitis/vulvovaginitis (BHV1).* Kluwer Academic .

- Yatsentyuk, S., Pchelnikov, A., Safina, E., & Krasnikova, M. (2022).** The first study on the occurrence of bovine herpesviruses in the wild fauna of the Moscow region, Russia. *Vet World.*, 15(8), 2052–2058. doi:<https://doi.org/10.14202/vetworld.2022.2052-2058>
- Young-Speirs, M., Drouin, D., Cavalcante, A., Barkema, W., & Cobo, R. (2018).** Host defense cathelicidins in cattle: types, production, bioactive functions and potential therapeutic and diagnostic applications. *International journal of antimicrobial agents*, 51(6), 813–821. doi:<https://doi.org/10.1016/j.ijantimicag.2018.02.006>

ANEXOS

Anexo 1

Instrumento de recolección de datos

FICHA CLÍNICA PARA TOMA DE MUESTRA DE SANGRE

I. IDENTIFICACIÓN DEL PRODCUTOR

Nombre de la tablada ganadera: _____

Ubicación de la tablada ganadera: _____

Propietario (Distrito, provincia y región): _____

Procedencia:

Celular:

Fecha:

II. DATOS DEL ANIMAL MUESTREADO

Anexo 2

Base de datos

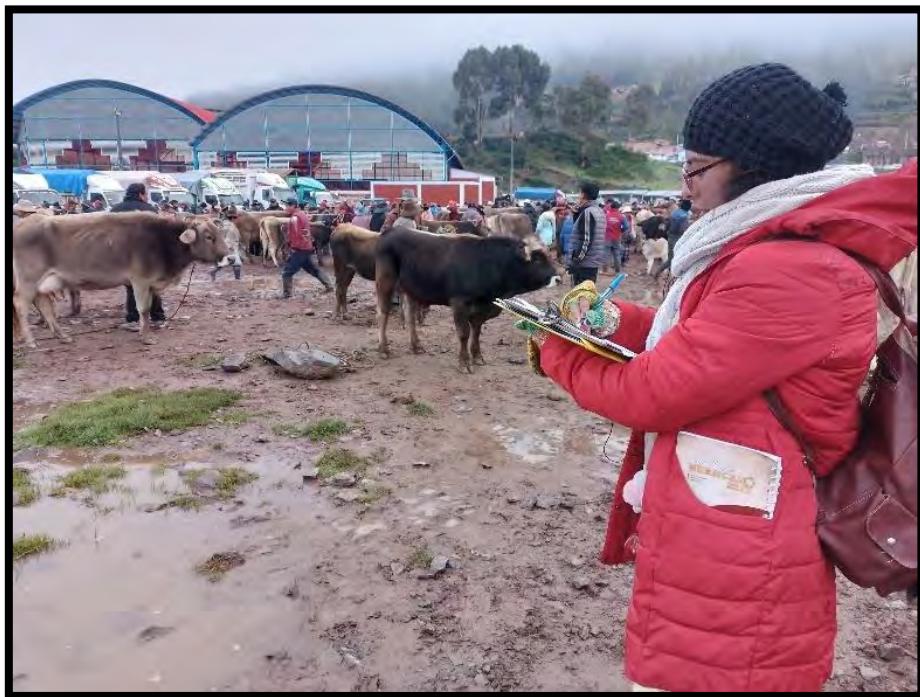
Nº Muestra	Nombre/ Nº Arete	Raza	Sexo	Edad	Aptitud productiva	Procedencia	DO	% S/P	Diagnóstico
1	S/A	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	3.947	254.860	Positivo
2	S/A	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.129	3.262	Negativo
3	OO11804	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.084	0.297	Negativo
4	OO21652	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.104	1.614	Negativo
5	S/A	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.297	14.333	Negativo
6	OO65555	Brown Swiss	H	BLL	Leche	San Pablo	0.079	-0.033	Negativo
7	OO64170	Brown Swiss	H	2D	Leche	San Pablo	0.18	6.623	Negativo
8	S/A	Hibrido	H	BLL	Leche	San Pedro	0.124	2.932	Negativo
9	21104	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Chumbivilcas	0.107	1.812	Negativo
10	Virginia	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Azángaro	3.392	218.287	Positivo
11	S/A	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Azángaro	3.632	234.102	Positivo
12	S/A	Brown Swiss	H	4D	Leche	Azángaro	0.105	1.680	Negativo
13	S/A	Brown Swiss	H	2D	Leche	Santo Domingo	0.093	0.890	Negativo
14	S/N	Hibrido	H	6D	Leche	Livitaca	0.091	0.758	Negativo
15	S/A	Hibrido	H	6D	Leche	Pitumarca	0.14	3.987	Negativo
16	OO14675	Hibrido	H	BLL	Leche	Pitumarca	0.105	1.680	Negativo
17	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.098	1.219	Negativo
18	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.1	1.351	Negativo
19	37154	Brown Swiss	H	4D	Leche	Marangani	3.961	255.783	Positivo
20	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Marangani	0.096	1.087	Negativo
21	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Marangani	0.086	0.428	Negativo
22	S/N	Brown Swiss	H	4D	Leche	Marangani	0.139	3.921	Negativo
23	O8911	Brown Swiss	H	2D	Leche	Marangani	0.09	0.692	Negativo
24	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Sicuani	0.115	2.339	Negativo
25	Bebe	Brown Swiss	H	DL	Leche	Sicuani	0.102	1.483	Negativo
26	Linda	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Acopia	3.623	233.509	Positivo
27	Linda	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Checacupe	0.081	0.099	Negativo
28	Luna	Fleckviek	H	DL	Leche	Checacupe	0.097	1.153	Negativo
29	Chaska	Brown Swiss	H	DL	Leche	Checacupe	0.145	4.316	Negativo
30	S/N	Hibrida	H	BLL	Leche	Tactabamba	0.078	-0.099	Negativo
31	Maltona	Hibrida	H	DL	Leche	Tactabamba	0.082	0.165	Negativo
32	Nora	Fleckviek	H	4D	Leche	Sicuani	0.113	2.208	Negativo
33	OO25538	Fleckviek	H	BLL	Leche	Tactabamba	0.106	1.746	Negativo
34	Luna	Fleckviek	H	2D	Leche	Tactabamba	0.111	2.076	Negativo
35	Chaska	Fleckviek	H	6D	Leche	Tactabamba	0.09	0.692	Negativo
36	Linda	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Mosoc Llacta	0.081	0.099	Negativo
37	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Mosoc Llacta	0.084	0.297	Negativo
38	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Marangani	0.085	0.362	Negativo
39	Olga	Hibrida	H	DL	Leche	Marangani	0.088	0.560	Negativo
40	S/N	Criolla	H	BLL	Leche	Marangani	0.097	1.153	Negativo
41	S/N	Hibrida	H	DL	Leche	Marangani	0.137	3.789	Negativo
42	S/N	Hibrida	H	DL	Leche	Marangani	0.101	1.417	Negativo
43	S/N	Hibrida	H	4D	Leche	Marangani	0.083	0.231	Negativo
44	OO19825	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Marangani	0.108	1.878	Negativo
45	OO16581	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Marangani	0.108	1.878	Negativo
46	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Marangani	0.117	2.471	Negativo
47	S/N	Brown Swiss	H	4D	Leche	Marangani	0.098	1.219	Negativo
48	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Marangani	0.083	0.231	Negativo
49	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Tinta	0.108	1.878	Negativo
50	Betsy	Holstein	H	DL	Leche	Anta	0.208	8.468	Negativo
51	Estrella	Brown Swiss	H	2D	Leche	Anta	0.098	1.219	Negativo
52	Gena	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Anta	3.637	234.432	Positivo
53	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Anta	0.097	1.153	Negativo
54	Puka	Hibrida	H	4D	Leche	Anta	0.221	9.325	Negativo
55	Rosa	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Anta	0.091	0.758	Negativo
56	Akita	Hibrida	H	2D	Leche	Anta	0.127	3.130	Negativo
57	Maya	Hibrida	H	DL	Leche	Anta	0.098	1.219	Negativo

58	Urpi	Hibrida	H	DL	Leche	Anta	0.085	0.362	Negativo
59	Negra	Hibrida	H	4D	Leche	Anta	0.127	3.130	Negativo
60	Atena	Hibrida	H	DL	Leche	Anta	0.121	2.735	Negativo
61	Estrella	Brown Swiss	H	DL	Leche	Anta	0.087	0.494	Negativo
62	Dora	Hibrida	H	DL	Leche	Anta	0.097	1.153	Negativo
63	Guada	Hibrida	H	BLL	Leche	Anta	0.091	0.758	Negativo
64	Lupe	Hibrida	H	BLL	Leche	Anta	0.105	1.680	Negativo
65	Lola	Holstein	H	BLL	Leche	Anta	0.104	1.614	Negativo
66	Inés	Criolla	H	4D	Leche	Anta	0.078	-0.099	Negativo
67	Sol	Hibrido	H	DL	Leche	Anta	0.142	4.119	Negativo
68	Rita	Holstein	H	DL	Leche	Anta	0.155	4.975	Negativo
69	Chaska	Hibrida	H	DL	Leche	Anta	0.091	0.758	Negativo
70	Dora	Hibrida	H	DL	Leche	Huaro	0.089	0.626	Negativo
71	Chiquita	Hibrida	H	2D	Leche	Huaro	0.18	6.623	Negativo
72	Caro	Hibrida	H	BLL	Leche	Huaro	0.278	13.081	Negativo
73	Aurora	Hibrida	H	BLL	Leche	Huaro	0.153	4.843	Negativo
74	Mia	Hibrida	H	BLL	Leche	Huaro	0.094	0.956	Negativo
75	Chaska	Brown Swiss	H	DL	Leche	Huaro	0.169	5.898	Negativo
76	Estrella	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Huaro	0.089	0.626	Negativo
77	Toña	Holstein	H	DL	Leche	Huaro	0.1	1.351	Negativo
78	Mercy	Holstein	H	BLL	Leche	Huaro	0.115	2.339	Negativo
79	Paloma	Brown Swiss	H	DL	Leche	Huaro	0.128	3.196	Negativo
80	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Anta	0.122	2.801	Negativo
81	OO8901	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Anta	0.115	2.339	Negativo
82	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Anta	3.640	234.629	Positivo
83	S/N	Hibrida	H	DL	Leche	Anta	0.116	2.405	Negativo
84	Niña	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.108	1.878	Negativo
85	Lucia	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.096	1.087	Negativo
86	Licarda	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.107	1.812	Negativo
87	Rosa	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.089	0.626	Negativo
88	Susy	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.104	1.614	Negativo
89	Albina	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.097	1.153	Negativo
90	Nena	Hibrida	H	DL	Leche	Canas	0.134	3.591	Negativo
91	Luna	Brown Swiss	H	DL	Leche	Canas	0.104	1.614	Negativo
92	OO5159	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Canas	0.109	1.944	Negativo
93	Taclí	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Canas	0.168	6.125	Negativo
94	Norma	Hibrida	H	BLL	Leche	Canas	0.09	0.471	Negativo
95	OOO9488	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Canas	0.102	1.341	Negativo
96	Agustina	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Canas	0.078	-0.399	Negativo
97	OO18266	Brown Swiss	H	4D	Leche	Canas	0.19	7.720	Negativo
98	Agustina	Brown Swiss	H	DL	Leche	Canas	0.11	1.921	Negativo
99	Estrella	Fleckvieh	H	DL	Leche	Canas	0.162	5.690	Negativo
100	S/N	Hibrida	H	DL	Leche	Pampa Ansa	0.261	12.867	Negativo
101	OO44249	Holstein	H	DL	Leche	Pampa Ansa	0.09	0.471	Negativo
102	OO52297	Brown Swiss	H	DL	Leche	Pampa Ansa	0.109	1.848	Negativo
103	Cielo	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Pampa Ansa	0.119	2.573	Negativo
104	S/N	Criollo	H	DL	Leche	Pampamarca	0.246	11.780	Negativo
105	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	San Pedro	0.094	0.761	Negativo
106	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	San Pedro	0.114	2.211	Negativo
107	S/N	Criollo	H	DL	Leche	Tinta	0.072	-0.834	Negativo
108	S/N	Criollo	H	DL	Leche	San Pedro	0.074	-0.689	Negativo
109	OOOO300	Brown Swiss	H	4D	Leche	Combapata	0.101	1.269	Negativo
110	Pionera	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Combapata	3.515	248.750	Positivo
111	S/N	Hibrida	H	DL	Leche	San Pedro	0.087	0.254	Negativo
112	OO31188	Brown Swiss	H	4D	Leche	San Pedro	0.108	1.776	Negativo
113	Rosa	Brown Swiss	H	DL	Leche	Tinta	0.149	4.748	Negativo
114	Rossy	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Juliaca	3.647	258.318	Positivo
115	OO21615	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Juliaca	0.084	0.036	Negativo
116	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Juliaca	0.076	-0.544	Negativo
117	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Juliaca	0.086	0.181	Negativo
118	Katy	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Juliaca	0.074	-0.689	Negativo
119	OOO2393	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Juliaca	0.295	15.332	Negativo
120	S/N	Hibrida	H	4D	Leche	Urcos	0.071	-0.906	Negativo
121	Lola	Brown Swiss	H	DL	Leche	Tactabamba	0.092	0.616	Negativo

122	OOOO487	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Acopia	0.102	1.341	Negativo
123	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Acopia	0.096	0.906	Negativo
124	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Checacupe	0.082	-0.109	Negativo
125	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Puno	0.074	-0.689	Negativo
126	S/N	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Puno	0.088	0.326	Negativo
127	S/N	Brown Swiss	H	DL	Leche	Puno	0.082	-0.109	Negativo
128	S/N	Brown Swiss	H	4D	Leche	San Pablo	0.2	8.445	Negativo
129	Charo	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Pampamarca	0.088	0.326	Negativo
130	Betty	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Inquilpata	0.086	0.181	Negativo
131	Jersey	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Inquilpata	0.27	13.519	Negativo
132	Jeni	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Inquilpata	0.078	-0.399	Negativo
133	Rita	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Inquilpata	0.098	1.051	Negativo
134	Sol	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.08	-0.254	Negativo
135	Karol	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.096	0.906	Negativo
136	Luna	Brown Swiss	H	BLL	Leche	Ayaviri	0.103	1.414	Negativo
137	Peque	Fleckviah	H	2D	Leche	Tactabamba	0.1	1.196	Negativo

Anexo 3

Registro de datos de los animales evaluados



Anexo 4

Recolección de muestras sanguíneas

**Anexo 5**

Traslado de muestras sanguíneas al laboratorio en un cooler refrigerante.

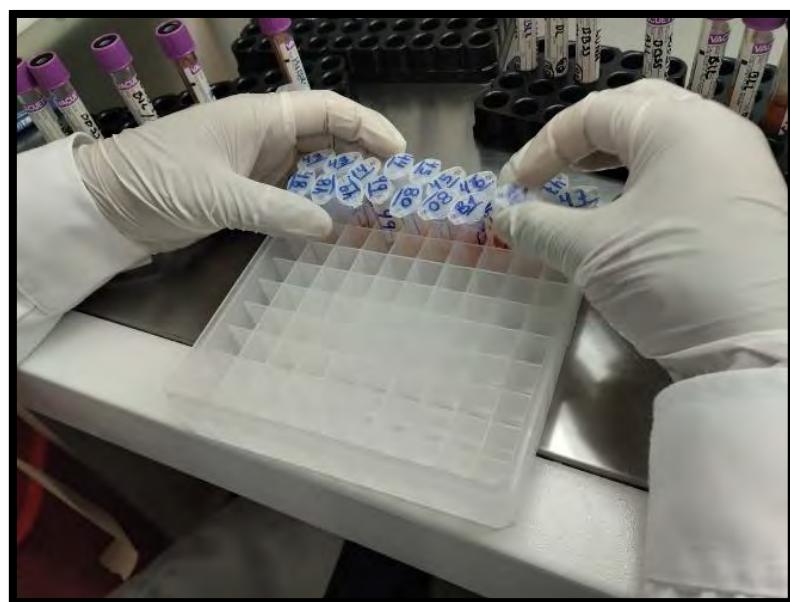


Anexo 6

Separación del plasma sanguíneo

**Anexo 7**

Muestras de plasma sanguíneo de vacunos



Anexo 8

Lavado de placa de forma automatizada

**Anexo 9**

Incubación de la microplaca



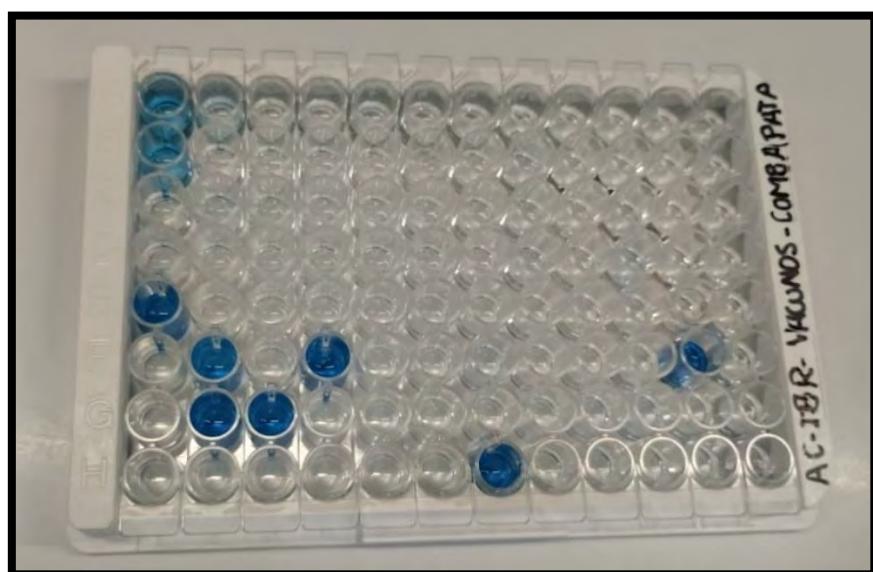
Anexo 10

Lectura de placas ELISA a 450 mm de densidad óptica



Anexo 11

Resultados cualitativos para la detección de vacunos persistentemente infectados con el virus de IBR en vacunos hembra. Placa de ELISA indirecto.

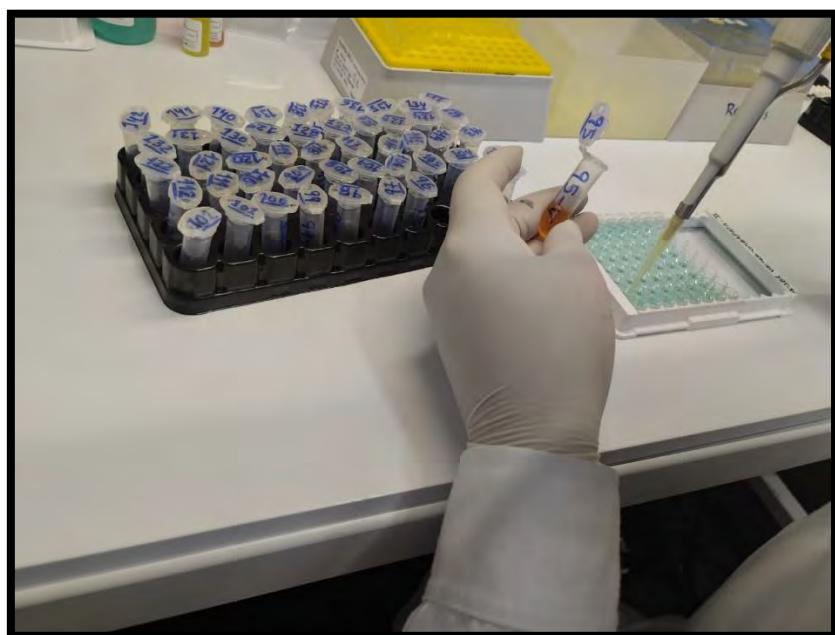


Anexo 12

Preparación de solución para el lavado

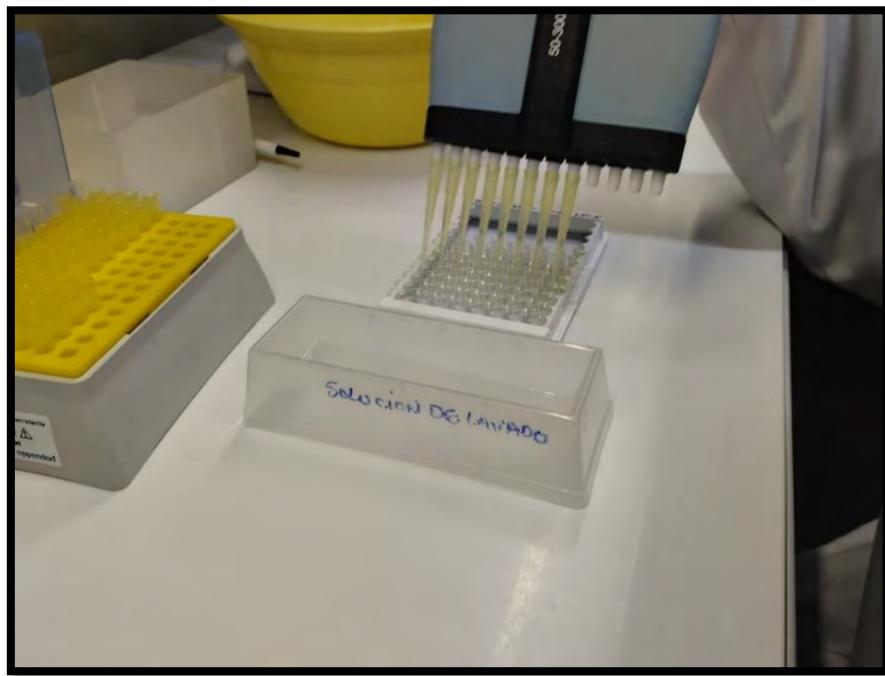
**Anexo 13**

Incorporación de plasma sanguíneo en la placa ELISA para detectar anticuerpos

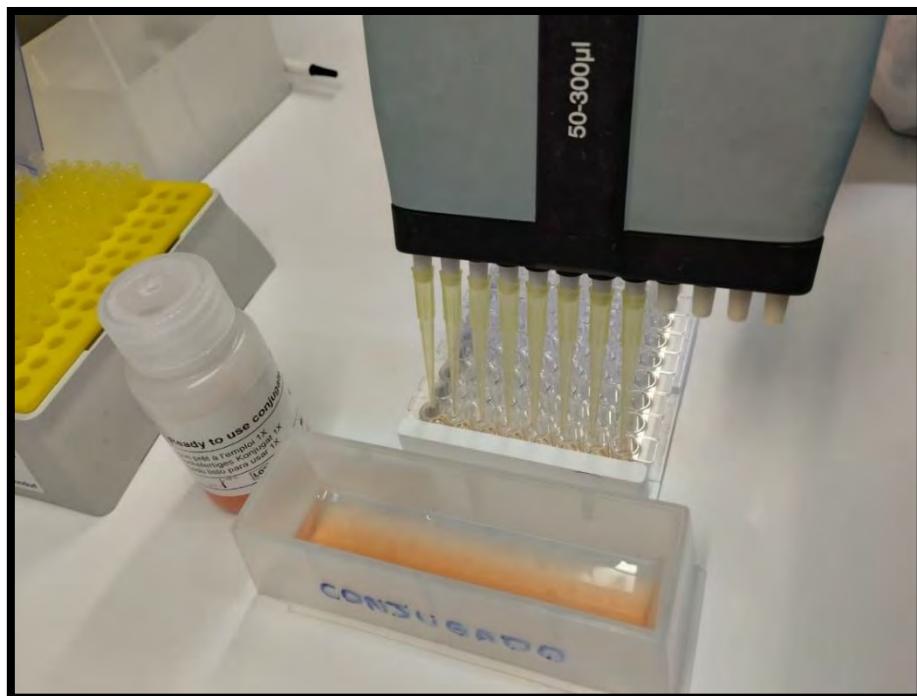


Anexo 14

Lavado de pocillos de la placa ELISA

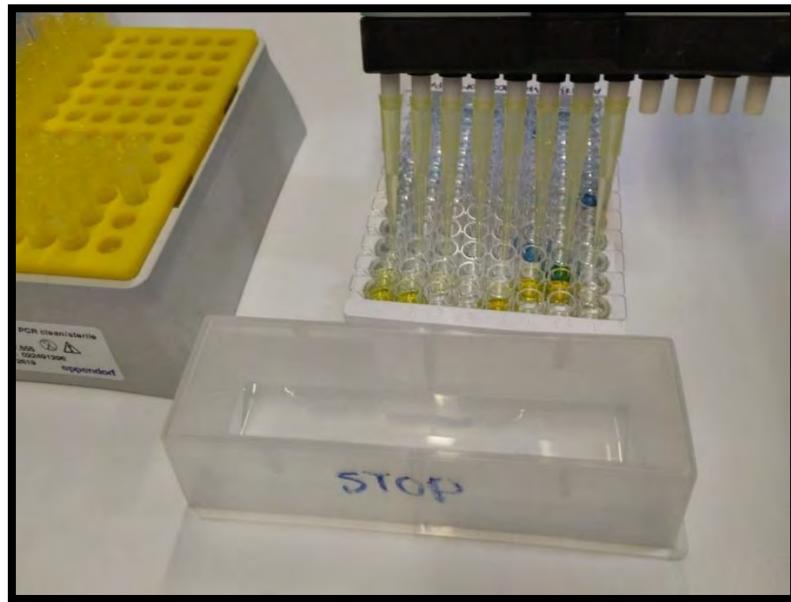
**Anexo 15**

Colocación de conjugado en los pocillos de la placa



Anexo 16

Solución de stop para poner fin a las reacciones enzimática

**Anexo 17**

Homogenización del diluyente más la muestra a evaluar



Anexo 18

Sondeo de la población de vacunos que ingresan a la tablada de Combapata

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA

REGISTRO DE INGRESO DE VACUNOS A LA TABLADA GANADERA - COMBAPATA

Provincia: Canchis Distrito: Combapata
 Sector/Lugar: Tablada ganadera Fecha: 02/02/2025

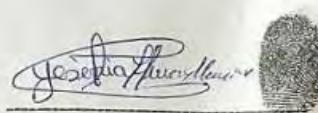
Nº	PRODUCTOR	PROCEDENCIA	CANTIDAD DE ANIMALES PARA RECRIA
1	Florencio Ayma Quispe	Quehue	3
2	René Queccano Ccapatinta	Pampamarca	3
3	Elimaco Ayma Puma	Quehue	4
4	Sarminda Uscamarta Condori	Canas	6
5	Cesar Pfuño	Quehue	3
6	Julio Espinoza Condori	Thumi	2
7	Gilbert Mamani	Canas	10
8	Martha Zapana	Mosocllacta	2
9	Claudia Espinoza Quispe	Santodomingo - Acopia	1
10	Luciano Huayraya	Puno	5
11	Fausto	Azangaro	6
12	Julio Manco	Espinar	2
13	Cesferino Cahuana	Pampamarca	2
14	José Surco	San Pedro	7
15	Segundo Lope	Marangani	2
16	Juan Manco	Chincheros	2
17	Ronald Oroche	Descanso	2
18	Dylan Zarate Quispe	Onocora	3



ALCALDE
MDC



SUB GERENTE DE DESARROLLO
ECONÓMICO
MDC



RESPONSABLE

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO

FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA

ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA

REGISTRO DE INGRESO DE VACUNOS A LA TABLADA GANADERA - COMBAPATA

Provincia: CanchisDistrito: CombapataSector/Lugar: Tablada GanaderaFecha: 02/02/2025

Nº	PRODUCTOR	PROCEDENCIA	CANTIDAD DE ANIMALES PARA RECRIA
19	Patricia Quispe Ccasa	Tactabamba (Acopía)	1
20	Clímaco Chocccata Mamani	Omacha - Chumbivilcas	2
21	Armando	Sawa Sawa - Llivilaca	3
22	Jose	San Juan - Pomacanchi	2
23	Julio Quispe Mamani	Pampamarca	1
24	Brigida	Pataquera - Llivilaca	4
25	Roberto Dueñas	Tungasuca	1
26	Justíniano Monge	Omacha	3
27	Witman Jururo	Ecollana - Llivilaca	2
28	Jhon Seneca	Yanaoca	4
29	Agusten	Tungasuca	3
30	Sarmiento	Jampatura	2
31	Willy Condori	Mosocllacta	3
32	Faustino Sarmiento	Surimana	2
33	Benigno Seneca	Totoro - Llivilaca	3
34	Eugenio	Pampa Wasi	2
35	Percy Ryma	Toccocori	3
36	Richard Orozco	Marangani	8

ALCALDE
MDCSUB GERENTE DE DESARROLLO
ECONÓMICO
MDC

RESPONSABLE

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA
REGISTRO DE INGRESO DE VACUNOS A LA TABLADA GANADERA - COMBAPATA

Provincia: Canchis

Distrito: Combapata

Sector/Lugar: Tablada ganadera

Fecha: 02/02/2025

Nº	PRODUCTOR	PROCEDENCIA	CANTIDAD DE ANIMALES PARA RECRIA
37	Felicia Aslla	Tinta	2
38	Alex Quispe Muñoz	Yanaoca	3
39	Juan Choquehuanca	Uchuccarco	5
40	Edmundo Ecopa	Chosica	2
41	Dionicio Huilca	Chosica	2
42	Carlos	Uchupampa - Tinta	3
43	Dina Espinoza	Yanaoca - Canas	2
44	Patricia	Jilanaca - Canas	1
45	Alicia	Hampatura	3
46	Jesus Champi	Santo Domingo - Acopía	3
47	Berta Huaman	Acopía	1
48	Claudia	Tinta	3
49	Victor	Pamparqui - Canas	1
50	Manuel	Huaylluta	3
51	Marcos Villalobos	Pampahuasi	2
52	Alfredo	Tococcori	1
53	Rosario	Pataquená	2
54	Roberto Dueñas	Unión Coca - Livilaca	1



ALCALDE
MDC



SUB GERENTE DE DESARROLLO
ECONÓMICO
MDC

RESPONSABLE

UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN ANTONIO ABAD DEL CUSCO
FACULTAD DE AGRONOMÍA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE ZOOTECNIA

REGISTRO DE INGRESO DE VACUNOS A LA TABLADA GANADERA - COMBAPATA

Provincia: Ucayali Distrito: Combapata
 Sector/Lugar: Tablada Ganadera Fecha: 02/02/2025

Nº	PRODUCTOR	PROCEDENCIA	CANTIDAD DE ANIMALES PARA RECRIA
55	Juan Cárdenas Chappeta	Yanacocha	2
56	Olivia Quispe Quispechito	Chosica	2
57	Jhony Waldir Quispe Flores	Ucnu (Tinta)	8
58	David Haneccos Quispe	Taraco - Puno	2
59	Pedro Quispe Motilca	Pitumarca	4
60	Luisa Hancco	Prisac	3
61	Claudia Flores	Ayaviri	3
62	Alfredo Tacone	Tinta	2
63	Victoriano Heuman	Santa Rosa	6
64	Manuel Hancco	Tungasuca	2
65	Miguel Gutierrez	Llactata	3
66	Julio Delgado	Acopia	2
67	Manuela Crasa	Huamaypata	3
68	Victor Oceza	Puno	9
69	Francisco Flores	Marangani	2
70	Pablo Mamani	Yanacocha	4
71	Martínez Surco	San Pedro	3
72	Juel	San Pablo	2
TOTAL			213



ALCALDE
MDC



SUB GERENTE DE DESARROLLO
ECONÓMICO
MDC



RESPONSABLE