

UNIVERSIDADE DO ESTADO DE SANTA CATARINA – UDESC
CENTRO DE CIÊNCIAS AGROVETERINÁRIAS – CAV
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO – MEDICINA VETERINÁRIA

STEPHANE REINHOLD DAL MOLIN

**LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA EM POEDEIRAS COMERCIAIS:
MONITORAMENTO DAS PROPRIEDADES POSITIVAS E AVALIAÇÃO DA
EFETIVIDADE DO CONTROLE DA DOENÇA NO ESTADO DE SANTA
CATARINA**

LAGES
2026

STEPHANE REINHOLD DAL MOLIN

**LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA EM POEDEIRAS COMERCIAIS:
MONITORAMENTO DAS PROPRIEDADES POSITIVAS E AVALIAÇÃO DA
EFETIVIDADE DO CONTROLE DA DOENÇA NO ESTADO DE SANTA
CATARINA**

Dissertação apresentada como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Ciência Animal pelo Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal – CAV, da Universidade do Estado de Santa Catarina – UDESC.

Orientadora: Prof^ª. Dra. Renata Assis Casagrande

LAGES

2026

STEPHANE REINHOLD DAL MOLIN

**LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA EM POEDEIRAS COMERCIAIS:
MONITORAMENTO DAS PROPRIEDADES POSITIVAS E AVALIAÇÃO DA
EFETIVIDADE DO CONTROLE DA DOENÇA NO ESTADO DE SANTA
CATARINA**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Ciência Animal da Universidade do Estado de Santa Catarina, como requisito parcial para obtenção do título de mestre em Ciência Animal.

BANCA EXAMINADORA



Profª. Dra. Renata Assis Casagrande
Universidade do Estado de Santa Catarina - Udesc

Membros:



Profª. Dra. Roselene Ecco
Universidade Federal de Minas Gerais - UFMG



Dr. Luizinho Caron
EMBRAPA suínos e aves, Concórdia – SC

**Ficha catalográfica elaborada pelo programa de geração automática da
Biblioteca Universitária Udesc,
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)**

Molin, Stephane

LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA EM POEDEIRAS
COMERCIAIS : MONITORAMENTO DAS PROPRIEDADES
POSITIVAS E AVALIAÇÃO DA EFETIVIDADE DO
CONTROLE DA DOENÇA NO ESTADO DE SANTA
CATARINA / Stephane Molin. -- 2026.

113 p.

Orientador: Renata Assis Casagrande
Dissertação (mestrado) -- Universidade do Estado de Santa
Catarina, Centro de Ciências Agroveterinárias, Programa de
Pós-Graduação em Ciência Animal, Lages, 2026.

1. avicultura comercial. 2. ornitopatologia. 3. Herpesvírus. 4.
GaHV-1. 5. vigilância epidemiológica. I. Assis Casagrande, Renata.
II. Universidade do Estado de Santa Catarina, Centro de Ciências
Agroveterinárias, Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal.
III. Título.

DEDICATÓRIA

Eu não seria sincera comigo mesma se utilizasse este espaço apenas para listar nomes. Estes agradecimentos também contam a história de uma jornada que transformou completamente a minha vida. Mais do que a conclusão de um mestrado, esta dissertação representa um testemunho da fidelidade de Deus em cada etapa do caminho.

Durante a graduação, embora nunca tenha deixado de cumprir minhas responsabilidades acadêmicas, eu vivia tentando preencher um vazio que insistia em permanecer. Frequentava festas, bebia, conhecia pessoas, seguia a vida normalmente, mas havia algo dentro de mim que faltava e eu ainda não sabia identificar. Após a formatura, ingressei no mestrado, um sonho que carregava havia anos. A Patologia Animal sempre despertou em mim um encantamento especial e, finalmente, eu estava onde tanto desejava estar. Ainda assim, aquele vazio permanecia. Nesse período vivi um relacionamento que, embora tenha sido um dos momentos mais difíceis da minha vida, tornou-se também o início de tudo aquilo que Deus faria em mim. Quando esse relacionamento terminou, mergulhei em uma depressão profunda, acreditava que jamais conseguiria superar aquela dor. Perdi muito peso, me afastei de muitas amizades e perdi muitas amizades também, e me vi completamente sem direção. Foi nesse lugar de profunda fragilidade, dor e deserto que Deus me encontrou de uma maneira muito sutil, comecei a enxergar o quão dependente dEle eu sou.

Voltei para a casa dos meus pais, em Chapecó, onde recebi deles todo o amor e apoio de que precisava. Iniciei acompanhamento psicológico e psiquiátrico, fundamentais para minha recuperação, mas, mesmo assim, eu sentia que ainda existia algo que nenhum tratamento conseguia preencher. Até que, em um dia comum, surgiu um pensamento simples: “Eu preciso voltar para a igreja”. Comecei a pesquisar igrejas em Lages e encontrei a Comunidade Cristã de Lages. O que inicialmente era apenas uma visita tornou-se o maior encontro da minha vida. Passei a participar da Lighthouse, o ministério de jovens da igreja, e ali compreendi aquilo que meus pais sempre desejaram para mim e para o meu irmão: que voltássemos ao nosso primeiro amor, Jesus. Desde o dia em que entrei naquela igreja, minha vida nunca mais foi a mesma.

Deus restaurou meu coração, transformou meu caráter, mudou minha forma de enxergar as pessoas e o mundo. Ele me presenteou com amizades que me aproximavam dEle, que me incentivavam a viver uma vida íntegra e que me ensinaram, através do exemplo, o verdadeiro significado do amor cristão. Ali eu entendi que eu nunca perdi

nada, muito pelo contrário, eu ganhei muito mais do que um dia eu imaginaria. Aos poucos, tudo aquilo que antes parecia indispensável perdeu completamente o sentido. Não foi um esforço, mas uma transformação tão profunda que nada do que ficou para trás voltou a fazer falta. Meu maior desejo passou a ser servir a Deus e amar as pessoas que Ele colocava em meu caminho.

Enquanto Deus reconstruía minha vida, eu não imaginava que também estava preparando meu coração para o dia mais difícil que eu viveria. Em setembro de 2025, viajei para Cuiabá juntamente com a Maria Augusta, Gustavo e minha orientadora para participar de um congresso de Patologia Animal. Na sexta-feira, 12 de setembro, recebi a notícia mais devastadora da minha vida, meu pai havia falecido repentinamente em decorrência de um infarto e eu não estava perto dele. Poucos dias antes havíamos conversado, ele estava bem, e nada indicava que aquela seria nossa última conversa. Eu estava a mais de mil quilômetros de casa e sequer sabia como conseguiria voltar a tempo. Mais uma vez Deus cuidou de cada detalhe. Meu amigo Gustavo encontrou um voo de São Paulo para Chapecó que coincidia exatamente com nossa chegada de Cuiabá. Havia apenas uma vaga disponível e, de forma surpreendente, o valor da passagem era acessível para uma compra feita poucas horas antes do embarque.

Durante toda aquela viagem fui sustentada pelo carinho e pelo apoio das pessoas que estavam comigo, especialmente da Maria e do Gustavo. Quando finalmente cheguei ao velório e vi meu pai, meu melhor amigo, meu protetor e companheiro, deitado ali, senti uma dor impossível de descrever e até hoje não sei explicar, porque essa dor me visita inúmeras vezes, todos os dias. Mas naquele momento, Deus também me permitiu enxergar algo precioso que eu demorei um pouquinho para entender. Percebi o quanto meu pai era amado e, principalmente, o quanto Deus havia preparado o meu coração para aquele dia. Meu pai teve a alegria de ver minha volta para Jesus. Ele testemunhou minha transformação, viu minha fé ser restaurada e pôde acompanhar a mudança que Deus realizou em minha vida.

Antes dessa transformação, eu raramente expressava meus sentimentos. Depois de conhecer verdadeiramente a Cristo, passei a dizer diariamente ao meu pai e a minha mãe o quanto os amava, o quanto eles eram importantes para mim e o quanto eu era grata pela vida deles. Hoje, mesmo sentindo uma saudade que palavras não conseguem explicar, encontro consolo em saber que meu paizinho partiu tendo a certeza do quanto era amado pela sua família e amigos.

Ao olhar para toda essa caminhada, compreendo que esta dissertação representa muito mais do que uma conquista acadêmica. Ela é um memorial da graça de Deus. Em meio às maiores dores, Ele me sustentou, em meio às minhas perdas, Ele me fortaleceu e, quando eu não enxergava esperança, Ele escreveu uma história infinitamente mais bonita do que qualquer plano que eu poderia ter imaginado. Toda honra, toda glória pertence a Ele.

Depois desse acontecimento, iniciou-se um dos períodos mais difíceis da minha vida e da vida da minha família. Tivemos que aprender a conviver com uma ausência irreparável, enfrentar desafios que jamais imaginávamos viver e reconstruir nossa rotina em meio à saudade. Ainda assim, em cada dia, Deus nos sustentou e continua nos sustentando até hoje. Desde então, tenho visto Seu cuidado nas pequenas e grandes coisas. Ele continua me surpreendendo diariamente, colocando em meu caminho pessoas para amar e que também me amam, fortalecendo em meu coração o desejo de servi-Lo e de viver os propósitos que Ele preparou para mim.

Por isso, hoje acredito que estar neste laboratório, nesta universidade e nesta cidade nunca foi apenas sobre ciência. Sempre foi muito maior do que isso. A pesquisa me trouxe conhecimento, crescimento profissional e oportunidades extraordinárias, mas também foi o cenário onde Deus escreveu a história mais importante da minha vida.

Se, por meio deste trabalho, da minha profissão ou da forma como escolho servir e amar as pessoas, eu conseguir refletir ainda que um pequeno fragmento do amor de Cristo, então toda essa caminhada terá valido a pena.

Agradeço, primeiramente, a Deus. Nada do que vivi, conquistei ou me tornei seria possível sem Ele. Obrigada por tudo o que fez, por tudo o que tem feito e por tudo o que ainda fará. Obrigada por me encontrar quando eu estava perdida, por transformar meu coração, por sustentar meus passos nos dias mais difíceis e por me permitir viver muito mais do que eu poderia imaginar. O Senhor permitiu com que eu vivesse os melhores 27 anos ao lado do melhor pai do mundo. Esta conquista é, antes de tudo, Sua.

À minha família, minha eterna gratidão. Ao meu paizinho, que hoje não está fisicamente presente, mas que estará para sempre no meu coração. Sei que, se pudesse estar aqui, estaria transbordando de alegria e orgulho por este momento, consigo até imaginá-lo sorrindo e se segurando para não chorar. Obrigada por ter sido meu porto seguro, meu melhor amigo, meu protetor e por ter me amado tanto. Carrego comigo tudo o que você me ensinou, e espero honrar sua memória em cada passo da minha caminhada. À minha mãe, obrigada por ser minha melhor amiga, minha companheira e meu maior

exemplo de força. Obrigada por permanecer firme quando tudo parecia desabar, por cuidar da nossa família com tanto amor e por nunca deixar que eu me sentisse sozinha. Seu amor me sustenta todos os dias. Ao meu irmão, obrigada por se preocupar tanto comigo e com a nossa família. Tenho muito orgulho do homem que você se tornou, da forma como assumiu responsabilidades e do cuidado com que protege aqueles que ama. À minha cunhada Laura, obrigada pelo carinho com que cuida do meu irmão e da minha mãe, por estar sempre presente e por ser uma pessoa tão doce, generosa e amável. Sua presença trouxe ainda mais amor para a nossa família. Aos meus avós, Gídeo e Sueli, faltam palavras para agradecer por um amor tão grande. Obrigada por cada oração, por cada abraço, por cada demonstração de cuidado e por estarem sempre ao meu lado. Vocês sempre foram muito mais do que avós para mim. O amor que recebo de vocês é tão profundo que, muitas vezes, me emociona e até me constrange, porque sei que jamais conseguirei retribuí-lo na mesma medida.

À minha igreja, Comunidade Cristã de Lages, minha eterna gratidão. Foi nesse lugar que Deus me encontrou, restaurou meu coração e transformou completamente a minha vida. Hoje, olhar para trás e perceber tudo o que vivi me faz entender que chegar até aqui também é fruto do cuidado que encontrei nessa família. Aos meus pastores, Pastor Lucas e Pastor Zé, obrigada por conduzirem esta igreja com amor, fidelidade à Palavra e dedicação. O ministério de vocês alcançou a minha vida de uma forma que jamais conseguirei expressar completamente. Aos meus líderes, Tiago e Mirelly obrigada por caminharem comigo, por me discipularem com tanto carinho, por acreditarem em mim e por me incentivarem, todos os dias, a permanecer firme em Cristo e a buscar um relacionamento cada vez mais profundo com Ele. Às minhas amigas Vitória, Laura, Laís, Milena, Duda, Loren, Maria, Raissa, obrigada por nunca desistirem de mim. Obrigada pelas orações, pelos abraços, pelas conversas, pelos momentos de alegria e também por permanecerem ao meu lado nos dias difíceis. Vocês me aproximaram ainda mais de Deus e me lembraram, através da amizade de vocês, do cuidado e do amor dEle.

Jamais encontrarei palavras suficientes para expressar a gratidão que sinto por cada um de vocês. Hoje sei que nada disso aconteceu por acaso. Cada amizade, cada cuidado, cada conselho e cada abraço foram manifestações da graça de Deus sobre a minha vida. Vocês são parte da resposta das minhas orações e uma prova do quanto Deus prepara, cuida e surpreende aqueles que confiam nEle.

AGRADECIMENTOS

Agradeço ao Laboratório de Patologia Animal por todo o acolhimento, apoio, aprendizado e pelas inúmeras oportunidades proporcionadas ao longo desta jornada. Mais do que um ambiente de pesquisa, encontrei pessoas que contribuíram de forma significativa para minha formação profissional e pessoal, incentivando-me constantemente a seguir este sonho.

À minha orientadora, professora Renata, expressei minha mais profunda gratidão pela confiança, paciência e humanidade demonstradas ao longo de toda esta trajetória. Obrigada por caminhar ao meu lado em todos os momentos, compreendendo minhas dificuldades, respeitando meu tempo e oferecendo apoio não apenas como orientadora, mas também como amiga. Sou imensamente grata por todas as oportunidades que me proporcionou e por abrir tantas portas no meio acadêmico, permitindo que eu me apaixonasse ainda mais pela pesquisa e pela Patologia Animal. Sua confiança, incentivo e ensinamentos foram fundamentais para minha formação e para a concretização deste trabalho.

À professora Cláudia, agradeço por sua força, sensibilidade e generosidade. Sua compreensão, acolhimento e apoio fizeram toda a diferença ao longo deste período. Obrigada pelas conversas sinceras e pelos conselhos. Sua dedicação e carinho serão sempre lembrados com profunda gratidão.

Aos meus amigos Gustavo Pandolfo, Matheus Barg, Laura Espindola, Anna Laura e Duda Torquato, obrigada por tornarem os dias mais leves. Obrigada pelas conversas, pelas risadas, pelas confidências, pelo companheirismo e por fazerem do laboratório um lugar onde sempre há motivos para sorrir, mesmo nos dias mais difíceis. Sou grata por cada ensinamento compartilhado, por toda ajuda ao longo do mestrado e, principalmente, pela amizade que construímos. Vocês foram um presente de Deus para mim. Gustavo, você esteve ao meu lado no dia mais difícil da minha vida e continua presente até hoje. Jamais encontrarei palavras ou ações capazes de expressar o quanto sou grata por ter você na minha vida. Obrigada por todo o apoio, pelo carinho e por nunca desistir de mim.

Agradeço, em especial, à M.V Jéssica Withoeft, por todo o conhecimento compartilhado, pela paciência e pelo incentivo ao longo dessa trajetória. Durante muito tempo, você foi uma inspiração para que eu acreditasse neste projeto e perseverasse diante dos desafios, contribuindo de forma decisiva para minha formação e para a realização deste trabalho.

Estendo minha gratidão a toda a equipe da Coordenação Estadual de Sanidade Avícola da CIDASC, cujo empenho, dedicação e comprometimento foram essenciais para o desenvolvimento e a continuidade deste projeto. A colaboração, o apoio e a parceria de cada integrante foram fundamentais para a concretização deste trabalho. Em especial, agradeço a Carolina D. Bolsanello, Cláudia S. D. Matos, Fernando T. Saeki e Gustavo Guimarães, pela contribuição ao longo desta pesquisa.

Agradeço também aos médicos veterinários que auxiliaram nas colheitas a campo e na aplicação dos inquéritos epidemiológicos: Guilherme Costa de Oliveira e Silva e Agnaldo Serafim (DR de Tubarão/SC), Amanda Corvino (DR de São Ludgero/SC), Carla Ferreira da Silva Utzig (DR de Braço do Norte/SC), José Guidi Neto (DR de Urussanga/SC), Raquel Dettmer e Rafael Costa (DR de Maravilha/SC) e Carmem Regina Vieira (DR de Orleans). O empenho e a disponibilidade de todos foram indispensáveis para a execução deste estudo.

Expresso minha profunda gratidão à Universidade do Estado de Santa Catarina (UDESC) e ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA) pela formação, apoio e oportunidade de desenvolver esta pesquisa. Agradeço também às instituições e laboratórios parceiros, em especial ao Centro de Diagnóstico Microbiológico Animal (CEDIMA/UDESC) e ao Laboratório de Hemoparasitas e Vetores (LABHEV/UDESC), pela infraestrutura, suporte técnico e apoio de seus integrantes, fundamentais para a execução deste trabalho.

Estendo meus agradecimentos à Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA Suínos e Aves), especialmente aos pesquisadores Luizinho Caron e Maurício Egídio Cantão, pelo apoio e pelas valiosas contribuições na condução das análises moleculares deste projeto.

Por fim, agradeço às instituições de fomento à pesquisa, Fundação de Amparo à Pesquisa e Inovação do Estado de Santa Catarina (FAPESC, Edital nº 21/2024 – Programa de Pesquisa Universal, Termo de Outorga nº 2024TR002334), Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES/PROAP, Código de Financiamento 001) e Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq, Chamada nº 4/2021, Processo nº 313408/2021-1), pelo apoio financeiro que viabilizou a realização desta pesquisa.

E a paz de Deus, que excede todo o entendimento, guardará o
coração e a mente de vocês em Cristo Jesus."
(Filipenses 4:7)

RESUMO

A laringotraqueíte infecciosa das aves (LTI) foi diagnosticada pela primeira vez em Santa Catarina em 2020 e estudos epidemiológicos realizados em 2020 e 2021 demonstraram que o vírus da LTI está disseminado em todo o estado. Como medida de controle, a utilização de vacinas recombinantes tornou-se obrigatória em poedeiras. Este estudo teve como objetivo avaliar as propriedades positivas nos inquéritos de 2020 e 2021, quanto a presença do vírus e da doença, bem como as medidas de controle. Foram monitoradas 31 propriedades de postura comercial, nas quais realizou-se sorologia (ELISA) e Nested-PCR para o vírus da LTI, além de necropsias em cinco galinhas por propriedade. As granjas eram predominantemente compostas por galpões automatizados, com reposição por pintainhas de um dia e utilização de vacina recombinante para LTI (29/31). A comparação entre os inquéritos de 2020/2021 e 2025 não evidenciou mudanças significativas nas características estruturais, de manejo e nas principais medidas de biossegurança, incluindo ausência de vazão sanitário. A soropositividade foi detectada em 96,8% (30/31) das propriedades e o DNA viral em todas (100%; 31/31), com maior frequência no gânglio trigeminal e na traqueia. Quatro propriedades apresentavam sinais clínicos como dificuldade respiratória, secreção ocular e nasal, aumento de volume da conjuntiva e de seio infraorbitário. A LTI foi confirmada por exame histopatológico em apenas uma propriedade, caracterizada por ganglioneurite, sinusite e conjuntivite necro-heterofílicas fibrinosa, além de laringite, traqueíte e siringite linfoplasmocíticas fibrinosa com células sinciciais. Nas demais propriedades predominaram lesões respiratórias inespecíficas ou vacinais, caracterizadas principalmente por infiltrado inflamatório linfoplasmocítico. Em comparação aos inquéritos de 2020/2021, não foram observadas diferenças significativas na soropositividade ou na detecção molecular do vírus, contudo, observou-se redução da positividade viral em laringe e conjuntiva, além de que a doença foi diagnosticada em apenas uma propriedade que não utilizava vacina para LTI. Os resultados demonstram a persistência e a circulação do vírus da LTI nas propriedades avaliadas, reforçando a necessidade de monitoramento contínuo e de melhorias nas medidas de biossegurança associadas ao uso de vacinas recombinantes para o controle da LTI em poedeiras comerciais no estado de Santa Catarina.

Palavras-chave: avicultura comercial, ornitopatologia, Herpesvírus, GaHV-1, vigilância epidemiológica

ABSTRACT

Infectious laryngotracheitis (ILT) was first diagnosed in Santa Catarina, Brazil, in 2020, and epidemiological surveys conducted in 2020 and 2021 demonstrated that ILT virus (ILTV) was widely distributed throughout the state. As a control measure, the use of recombinant vaccines became mandatory in commercial laying hens. This study aimed to evaluate the properties that tested positive in the 2020 and 2021 surveys regarding the presence of the virus and disease, as well as the control measures adopted. A total of 31 commercial layer farms were monitored, where serological testing (ELISA) and nested PCR for ILTV were performed, in addition to necropsies of five hens per farm. The farms predominantly consisted of automated houses, with replacement by one-day-old chicks and the use of recombinant ILT vaccines (29/31). Comparison of the 2020/2021 and 2025 surveys revealed no significant changes in structural characteristics, management practices, or the main biosecurity measures, including the absence of a sanitary downtime period. Seropositivity was detected in 96.8% (30/31) of the farms, while viral DNA was detected in all farms (100%; 31/31), with the highest frequency in the trigeminal ganglion and trachea. Four farms presented clinical signs, including respiratory distress, ocular and nasal discharge, and swelling of the conjunctiva and infraorbital sinus. ILT was confirmed by histopathological examination in only one farm, characterized by fibrinous necro-heterophilic ganglioneuritis, sinusitis, and conjunctivitis, as well as fibrinous lymphoplasmacytic laryngitis, tracheitis, and syngitis with syncytial cells. In the other farms, nonspecific or vaccine-associated respiratory lesions predominated, characterized mainly by lymphoplasmacytic inflammatory infiltrates. Compared with the 2020/2021 surveys, no significant differences were observed in seropositivity or molecular detection of the virus. However, a reduction in viral positivity was observed in the larynx and conjunctiva, and disease was diagnosed in only one farm, which did not use an ILT vaccine. These results demonstrate the persistence and circulation of ILTV in the evaluated farms, reinforcing the need for continuous monitoring and improvements in biosecurity measures combined with the use of recombinant vaccines to control ILT in commercial laying hens in the state of Santa Catarina.

Keywords: commercial poultry production, avian pathology, herpesvirus, GaHV-1, epidemiological surveillance.

LISTA DE FIGURAS

- Figura 1.** Representação esquemática da estrutura do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi).....26
- Figura 2.** Distribuição anatômica dos principais locais de detecção do vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) e do sítio de latência viral no gânglio trigeminal.....30
- Figura 3.** Distribuição geográfica das 31 granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi) por qPCR nos inquéritos epidemiológicos realizado em 2020 e 2021, no estado de Santa Catarina, Brasil.....46
- Figura 4.** Distribuição espacial das 31 granjas de poedeiras comerciais amostradas para investigação do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi) em sete municípios do estado de Santa Catarina, Brasil, 2025.....48
- Figura 5.** Titulação média de anticorpos contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), determinada por ELISA, em galinhas poedeiras de 31 granjas avaliadas em 2025, Santa Catarina, Brasil.....62
- Figura 6.** Comparação dos títulos de anticorpos contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), detectados por ELISA em galinhas de granjas de postura comercial e recria de postura de Santa Catarina, Brasil, no presente estudo (2025) e em estudos anteriores realizados nas mesmas propriedades nos anos de 2020 e 2021.....63
- Figura 7.** Sinais respiratórios observados em galinhas poedeiras da propriedade P1 infectada pelo vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), Iraceminha, Santa Catarina, 2025. Respiração com **A)** bico aberto e **B)** pescoço esticado. **C)** Lacrimejamento ocular leve (seta). **D)** Conjuntiva com aumento de volume unilateral acentuada (seta). **E)** Aumento do seio infraorbital moderado (seta). **F)** Acúmulo de secreção mucoide em região de laringe (seta).....64

Figura 8. Achados macroscópicos observados em galinhas poedeiras (P1) com laringotraqueíte infecciosa (VLTi), Iraceminha, Santa Catarina, 2025. **A) Conjuntiva** secreção caseosa unilateral acentuada (seta). **B) Laringe:** deposição de cáseo moderado (setas). **C) Traqueia** secreção serosa moderada (seta). **D) Gânglio trigeminal:** área focal amarelada (círculo).....65

Figura 9. Achados histopatológicos observados em galinhas poedeiras (P1) com laringotraqueíte infecciosa (VLTi), Iraceminha, Santa Catarina, 2025. **A) Conjuntiva:** necrose caseosa com restos celulares, exsudação fibrinosa, heterófilos, macrófagos e cápsula de tecido conjuntivo fibroso (asterisco). HE, Obj.20. **B) Laringe:** necrose caseosa (asteriscos) circundada por células gigantes multinucleadas, heterófilos e macrófagos. HE, Obj.20. **C) Traqueia proximal:** hiperplasia e regeneração epitelial moderada com formação de sincício (asterisco), além de infiltrado linfoplasmocítico discreto. HE, Obj.20. **D) Gânglio trigeminal:** necrose caseosa (asterisco) com infiltrado inflamatório de heterófilos, macrófagos, linfócitos e plasmócitos. HE, Obj.10.....67

Figura 10. Achados inespecíficos, respostas vacinais ou doenças associadas, observados em galinhas poedeiras positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTi), Santa Catarina, Brasil, 2025. **A-B) Traqueia proximal:** **A)** infiltrado inflamatório linfoplasmocítico difuso acentuado (asterisco) em mucosa e submucosa. HE, Obj.20. **B-** hiperplasia e regeneração epitelial (asterisco) associada a infiltrado inflamatório linfoplasmocítico moderado (seta). HE, Obj.20. **C) Saco aéreo:** infiltrado inflamatório linfoplasmocitário (setas) e hiperplasia linfoide multifocais moderadas (asteriscos). HE, Obj.10. **D) Pele em região nasal:** hiperplasia epitelial acentuada com corpúsculos de inclusões intracitoplasmáticas eosinofílica (setas) – Poxvírus. HE, Obj.20.....70

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Primers utilizados na análise molecular do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTI) por nested-PCR, direcionados à amplificação do gene da glicoproteína E (gE), LABHEV/CAV/UDESC, Santa Catarina, Brasil, 2025.....	53
Tabela 2. Características das granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTI) identificadas em 2020/2021 e acompanhadas em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.....	56
Tabela 3. Esquema vacinal contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTI) nas granjas de poedeiras comerciais positivas identificadas em 2020/2021 e acompanhadas em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.....	58
Tabela 4. Características estruturais e de manejo das granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTI) identificadas em 2020/2021 e monitoradas em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.....	60
Tabela 5. Características de biossegurança das granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTI) em 2020/2021 e no monitoramento realizado em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.....	61
Tabela 6. Distribuição e intensidade dos achados histopatológicos inespecíficos ou de resposta aos programas vacinais observados em galinhas poedeiras provenientes de propriedades (n=30) infectadas com o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTI), em 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.....	69
Tabela 7. Distribuição dos diagnósticos morfológicos por órgão em galinhas poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTI) no monitoramento realizado em 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.....	71

Tabela 8. Positividade para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) por nested-PCR e sua associação com os achados histopatológicos e sorológicos (ELISA) em poedeiras comerciais, no estado de Santa Catarina, Brasil, 2025.....72

Tabela 9. Comparação da identificação das lesões anatomopatológicas e detecção viral por nested-PCR para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) em diferentes órgãos de galinhas poedeiras comerciais infectadas no ano de 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.....73

Tabela 10. Comparações pareadas entre macroscopia, histopatologia e Nested-PCR em galinhas poedeiras infectadas com o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi), no ano de 2025 no estado de Santa Catarina, Brasil.....73

Tabela 11. Comparação da positividade para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) em galinhas poedeiras, detectado por nested-PCR entre 2020/2021 e 2025, em 31 propriedades avícolas, no estado de Santa Catarina, Brasil.....74

Tabela 12. Comparação dos resultados de histopatologia e sorologia para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi), em galinhas poedeiras, entre 2020/2021 e 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.....74

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	20
2.1. OBJETIVO GERAL.....	24
2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	24
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	25
3.1 ETIOLOGIA.....	25
3.2 HISTÓRICO	27
3.2 TRANSMISSÃO E PATOGÊNESE.....	28
3.3 SINAIS CLÍNICOS	31
3.4 EPIDEMIOLOGIA.....	32
3.5 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICOS	34
3.5.1 Diagnóstico anatomopatológico.....	34
3.5.2 Diagnóstico sorológico	37
3.5.3 Diagnóstico molecular	38
3.5.4 Sequenciamento genômico	38
3.6 CONTROLE E PREVENÇÃO	40
4. LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA EM POEDEIRAS COMERCIAIS: MONITORAMENTO DAS PROPRIEDADES POSITIVAS E AVALIAÇÃO DA EFETIVIDADE DO CONTROLE DA DOENÇA NO ESTADO DE SANTA CATARINA.....	43
4.1 INTRODUÇÃO.....	44
4.2 MATERIAL E MÉTODOS.....	45
4.2.1 Seleção das granjas positivas para o vírus da LTI	45
4.2.2. Inquérito epidemiológico	49
4.2.3. Seleção dos animais	49
4.2.4. Amostragem	49
4.2.5 Detecção de anticorpos contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTi) por ensaio imunoenzimático (ELISA)	50
4.2.6 Exame histopatológico.....	51
4.2.7. Caracterização molecular do vírus da LTI	51
4.2.8 Análise estatística.....	54
4.2.9 Comitê de ética.....	54
4.3 RESULTADOS	55

4.3.1 Caracterização das propriedades.....	55
4.3.2 Diagnóstico sorológico por ELISA para o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi).....	61
4.3.3 Diagnóstico molecular do vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) por técnica de nested-PCR.....	63
4.3.4 Sinais clínicos e lesões anatomopatológicas.....	63
4.3.5 Análise estatística.....	73
4.4. DISCUSSÃO	75
4.5. CONCLUSÃO.....	87
5. REFERÊNCIAS	88

1. INTRODUÇÃO

Em 2025, a produção brasileira de ovos alcançou 4,95 bilhões de dúzias, representando um crescimento de 5,7% em relação ao ano anterior e configurando um recorde histórico, pelo 28º ano consecutivo (IBGE, 2025). Esse aumento foi resultado da elevação da produção em 22 das 26 unidades da Federação (IBGE, 2025). O estado de São Paulo manteve-se como o principal produtor nacional de ovos, respondendo por 24,8% da produção, seguido por Minas Gerais (10,1%), Paraná (9,6%) e Espírito Santo (8,0%) (IBGE, 2025).

Em Santa Catarina, observou-se em 2025 um aumento de 4,8% na produção, posicionando o estado na 9ª colocação no *ranking* nacional (IBGE, 2025). Embora represente 3,43% do alojamento nacional de pintainhas, Santa Catarina integra de forma relevante a cadeia produtiva de ovos, mantendo tradição consolidada na postura comercial (ABPA, 2025). A mesorregião Sul catarinense concentra mais de 4 milhões de aves, destacando-se o município de São Ludgero com o maior número de aves da região. Em 2020, São Ludgero foi enquadrado entre os 50 municípios mais produtores de ovos do Brasil, ocupando a 18ª posição, com 0,8% da produção nacional (IBGE, 2021). Em 2023, com um plantel superior a 1,7 milhão de aves, consolidou-se como o principal produtor catarinense, responsável por cerca de 25% da produção e abastecendo tanto o mercado interno da região Sul, quanto outras regiões do estado (SANTA CATARINA, 2024). Em março de 2025, o município foi oficialmente reconhecido como a Capital Catarinense da Produção de Ovos Comerciais de Galinha e de Codorna (SANTA CATARINA, 2025).

Nas últimas quatro décadas, a avicultura brasileira tem apresentado crescimento contínuo, consolidando-se entre os principais produtores do mundo e tornando-se referência tanto em volume quanto em qualidade (SANTOS FILHO et al., 2015). Com a expansão da cadeia produtiva, surgiram novos desafios, especialmente no âmbito sanitário, tornando a sanidade aviária um dos principais pilares para sustentar esse crescimento, assegurar a qualidade dos produtos de origem animal e contribuir para a geração de empregos (SANTOS FILHO et al., 2015). Nesse contexto de intensificação da produção, muitos produtores passaram a adotar maiores densidades de alojamento e maior número de aves alojadas, visando aumentar a rentabilidade. Contudo, essa prática pode expor as aves a diversos fatores estressantes, e favorecer a rápida disseminação de

doenças infectocontagiosas, muitas vezes associadas a falhas de biossegurança (AMARAL et al., 2016; YIN et al., 2017).

O Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA), instituído pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), representa um marco fundamental para o controle e a prevenção de doenças infecciosas na avicultura brasileira (BRASIL, 1994). No âmbito desse programa, foram estabelecidas legislações específicas para o monitoramento e controle de doenças de grande impacto sanitário e econômico, como a Influenza Aviária (IA), a doença de Newcastle (DNC) e a laringotraqueíte infecciosa das galinhas (LTI), todas de notificação obrigatória ao Serviço Veterinário Oficial (SVO) (BRASIL, 2006; BRASIL, 2013b).

Entre as enfermidades infectocontagiosas de rápida disseminação, destaca-se a LTI, que até agosto de 2020 era considerada exótica no plantel avícola catarinense. Entretanto, em setembro do mesmo ano, a doença foi diagnosticada em uma granja de postura comercial no município de São Ludgero (WITHOEFT, 2025). A confirmação desse foco motivou a realização de estudos epidemiológicos na região avícola de São Ludgero ainda em 2020, em parceria com a Companhia Integrada de Desenvolvimento Agrícola de Santa Catarina (CIDASC), seguidos por uma investigação em âmbito estadual no ano de 2021 (WITHOEFT et al., 2025). Os resultados desses levantamentos demonstraram elevada exposição das galinhas poedeiras ao vírus da LTI, evidenciando a ampla circulação do agente no estado. Diante desse cenário epidemiológico, foi estabelecida, conforme o art. 5º da Portaria SAR nº 29, de 17 de setembro de 2020, a obrigatoriedade da utilização de vacinas recombinantes contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTI) em estabelecimentos de recria de postura e postura comercial localizados em São Ludgero (SANTA CATARINA, 2020a). Em seguida, a medida foi estendida a todo o estado de Santa Catarina pela Portaria SAR nº 9/2022 (art. 3º) (SANTA CATARINA, 2022).

Desde 2018, o Memorando Circular nº 72 autorizou a utilização de vacinas recombinantes contra a LTI no Brasil, desde que fossem empregadas apenas vacinas devidamente registradas no Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA). A mesma normativa proibiu o uso de vacinas vivas atenuadas no território nacional, permitindo exclusivamente a utilização da vacina viva de cultivo celular (TCO) em situações epidemiológicas específicas, mediante autorização do Departamento de Saúde Animal (DSA) (BRASIL, 2018).

A LTI é uma infecção viral do sistema respiratório superior, altamente contagiosa, causada pelo *Iltovirus gallidalpha 1* (GaHV-1), pertencente à família *Orthoherpesviridae*, subfamília *Alphaherpesvirinae* e gênero *Iltovirus* (ICVT, 2025). A doença pode acarretar expressivas perdas produtivas, em decorrência dos elevados índices de morbidade e mortalidade, além da redução na produção de ovos. Embora a LTI apresente distribuição mundial, sua ocorrência pode restringir-se a determinadas localidades dentro de um país ou região geográfica, sendo mais frequente em áreas de produção avícola altamente intensiva (BAGUST et al., 2000).

No Brasil, embora o VLTI tenha sido isolado pela primeira vez em 1974, a doença foi oficialmente notificada em 2002, após a ocorrência de um surto em granjas de postura na região de Bastos, em São Paulo. Posteriormente, em 2004, foram registrados casos no Rio Grande do Sul, porém sem notificação oficial da doença. (BELTRÃO et al., 2004; CHACÓN et al., 2007). Nos anos seguintes, novos focos foram registrados em diferentes estados, incluindo Paraná, Distrito Federal, Rio Grande do Sul e Minas Gerais (CHACÓN e FERREIRA, 2009; BUCHALA et al., 2011; PREIS et al., 2013; SANTOS et al., 2022). Posteriormente, casos da doença foram registrados em plantéis comerciais de galinhas de postura em Santa Catarina (2020) e Rondônia (2021), além de frangos de corte no estado do Paraná (2025), evidenciando que o VLTI permanece em circulação na avicultura brasileira (IDARON/RO, 2021; CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025).

A LTI manifesta-se por duas formas clínicas principais, cuja apresentação varia conforme a virulência da estirpe ou variante viral e o status imunológico do plantel (GARCIA et al., 2013). A forma grave é caracterizada por elevada morbidade, podendo atingir até 100%, e mortalidade entre 5% e 80%, sendo frequentemente associada à dispneia intensa, estertores e expectoração de muco sanguinolento (KIRKPATRICK et al., 2006; GARCÍA et al., 2013; MORENO et al., 2010). A forma branda apresenta sinais respiratórios leves, como secreção nasal, conjuntivite e redução na produção de ovos, geralmente acompanhados de baixa mortalidade, variando de 0,1% a 2% (GARCÍA et al., 2013; MORENO et al., 2010; PARRA et al., 2016; SELLERS et al., 2004).

Nos surtos registrados no Brasil, observou-se variação na apresentação clínica e na mortalidade entre as diferentes regiões. Em São Paulo, no surto de Bastos, as aves apresentaram depressão, redução na produção de ovos, secreção nasal, estertores respiratórios, dispneia, respiração de bico aberto, expectoração de muco sanguinolento e mortalidade de 2% a 20% (CHACÓN et al., 2007). Em Minas Gerais, predominaram

prostração, respiração de bico aberto, ruídos respiratórios e extensão do pescoço durante o esforço respiratório, com morbidade de aproximadamente 90% e mortalidade variando de 1% a 20% (PREIS et al., 2013). Em Santa Catarina, o surto foi caracterizado por dispneia, edema palpebral e expectoração de secreção catarral, com mortalidade entre 3,8% e 12,4% (WITHOEFT et al., 2025). Mais recentemente, no Paraná, os surtos em frangos de corte e matrizes pesadas foram marcados por conjuntivite, edema de cabeça, secreção nasal, olhos lacrimejantes ou com espuma, dispneia grave e expectoração de muco sanguinolento, além de mortalidade variando de 7% a 12,5% em frangos de corte e de 3,5% a 48% em matrizes pesadas, acompanhada de redução na produção de ovos férteis (CHACÓN et al., 2025).

Embora programas de prevenção e controle tenham sido implementados em diferentes estados brasileiros, incluindo a adoção de medidas de biossegurança e estratégias vacinais, ainda são escassos os estudos que avaliam a efetividade dessas medidas na redução da circulação viral e na prevenção de novos focos da doença em condições de campo. Em Santa Catarina, apesar da adoção de medidas de contingência e da obrigatoriedade da vacinação com vacina recombinante após a introdução da doença em 2020, ainda são limitadas as informações disponíveis sobre a efetividade dessas estratégias no controle da LTI no estado.

2. OBJETIVOS

2.1. OBJETIVO GERAL

Determinar a ocorrência do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi) nas granjas de postura comercial positivas nos inquéritos epidemiológicos de 2020 e 2021 do estado de Santa Catarina, quanto a soropositividade por Ensaio de Imunoabsorção Enzimática (ELISA), a positividade na Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) e ao aparecimento de sinais clínicos e lesões da LTI.

2.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

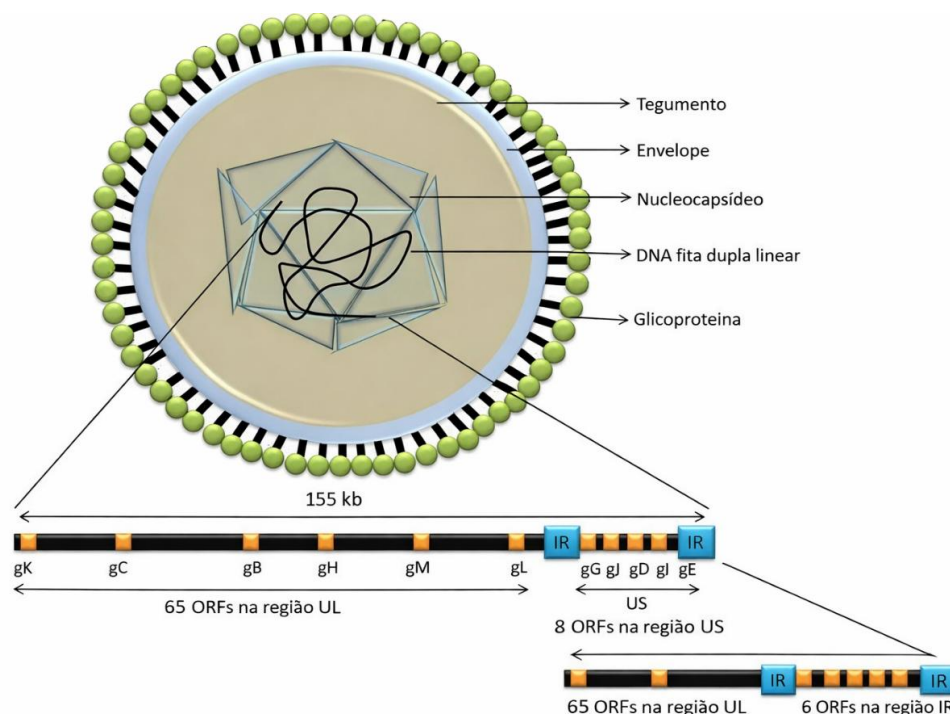
- a) Determinar a soroprevalência por ELISA para o VLTi em granjas avícolas comerciais de postura positivas nos inquéritos epidemiológicos de 2020 no Bolsão de São Ludgero e de 2021 de todo estado de Santa Catarina;
- b) Determinar a positividade por PCR para o VLTi em granjas avícolas comerciais de postura positivas nos inquéritos epidemiológicos de 2020 no Bolsão de São Ludgero e 2021 de todo estado de Santa Catarina;
- c) Caracterizar a positividade por PCR para o VLTi nos diferentes tecidos avaliados (gânglios trigêmios, conjuntiva, laringe e traqueia) das galinhas poedeiras;
- d) Caracterizar os sinais clínicos em galinhas poedeiras nas granjas positivas por PCR para VLTi;
- e) Caracterizar as lesões macroscópicas e histológicas em galinhas poedeiras causadas pelo VLTi em granjas positivas por PCR;
- f) Realizar a caracterização epidemiológica e avaliar as medidas de controle adotadas pelas granjas positivas na sorologia e na PCR para VLTi.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 ETIOLOGIA

A laringotraqueíte infecciosa das aves (LTI) é uma doença respiratória causada pelo *Iltovirus gallidalpha* 1 (GaHV-1), pertencente à família *Orthoherpesviridae*, subfamília *Alphaherpesvirinae* e gênero *Iltovirus* (ICTV, 2025). GaHV-1 possui genoma com aproximadamente 150–155 Kilobases (Kb), organizado em uma região longa única (UL), com cerca de 120 Kb, e uma região curta única (US), com aproximadamente 9 Kb, ambas delimitadas por sequências repetidas internas (IR) (MORALES RUIZ et al., 2018; GARCÍA; SPATZ, 2019; GOWTHAMAN et al., 2020). Trata-se de um vírus de DNA fita dupla linear, com simetria icosaédrica, envolto por uma camada de tegumento proteico e recoberto por um envelope lipídico contendo glicoproteínas codificadas pelo próprio vírus, incluindo 11 ORF's (*open reading frames*), que são gB, gC, gD, gE, gG, gH, gI, gJ, gK, gL e gM, codificadas pelas ORFs UL27, UL44, US6, US8, US4, UL22, US7, US5, UL53, UL1 e UL10 (PICCIRILLO et al., 2016) (Figura 1).

Figura 1. Representação esquemática da estrutura do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi).



Fonte: Adaptado de Gowthaman et al. (2020).

As glicoproteínas de superfície são os principais determinantes antigênicos do GaHV-1, induzindo respostas imunes humoral e celular no hospedeiro, com destaque para gB, gC, gD, gX, gK e gJ (ROIZMAN e PELLETT, 2001). Em especial, a gB desempenha papel central na patogênese, mediando a entrada do vírion nas células, a propagação sistêmica e a formação de sincícios, estruturas que facilitam a disseminação intercelular do vírus e a evasão imune (OKAZAKI, 2007). A principal característica dos herpesvírus é a manutenção de latência no seu hospedeiro, tornando-o infectado por toda a vida. Durante a latência, não ocorre replicação viral e nem excreção de partículas infecciosas, porém, havendo episódios de imunossupressão ou estresse, a situação pode ser revertida, permitindo a replicação do vírus e a ocorrência de sinais clínicos e lesões (FLORES, 2012).

3.2 HISTÓRICO

A LTI foi descrita pela primeira vez nos Estados Unidos na década de 1920, desde então, tem sido reportada em diversos países, onde permanece endêmica, especialmente em sistemas de criação intensiva com elevada densidade populacional de aves (MAY e TITSLER, 1925 apud HIDALGO, 2003; GOWTHAMAN et al., 2020). Inicialmente denominada difteria aviária, a doença teve sua nomenclatura oficialmente estabelecida em 1931, quando o Comitê Especial de Doenças de Aves da *American Veterinary Medical Association* adotou a designação laringotraqueíte infecciosa (LTI) (COVER, 1996; GUY e GARCIA, 2008). Posteriormente, em 1934, pesquisadores desenvolveram uma metodologia de imunização em aves baseada na aplicação de uma estirpe virulenta na cloaca de aves não infectadas, esse procedimento induzia proteção contra a doença e representou um marco na avicultura, tornando a LTI a primeira enfermidade viral aviária a dispor de uma vacina eficaz para o seu controle (BRANDLY e BUSHNELL, 1934).

No Brasil, o VLTI foi identificado pela primeira vez em 1974, no município de Petrópolis, Rio de Janeiro, em galinhas com sinais respiratórios graves e elevada mortalidade (HIPÓLITO et al., 1974). Posteriormente, na década de 1980, foi descrito, no mesmo estado, um surto com queda na produção de ovos e mortalidade (ARAÚJO et al., 1982 apud PARRA et al., 2016). Contudo, apesar do isolamento prévio de uma amostra do VLTI, a doença não foi devidamente relatada nos anos subsequentes, e os episódios não foram notificados ao Serviço Estadual de Defesa Sanitária Animal, passando a ser considerada exótica pelo MAPA (BELTRÃO et al., 2004). Esse cenário refletiu um quadro de subdiagnóstico no país, atribuído, sobretudo, ao direcionamento da investigação para enfermidades respiratórias mais prevalentes na época e à limitada familiaridade dos profissionais com a LTI (ITO et al., 2003). Em 1995, mesmo na ausência de sinais clínicos da forma aguda da doença nos plantéis, detectou-se, por meio de análise sorológica, anticorpos contra o VLTI em granjas de galinhas poedeiras no estado do Rio Grande do Sul (VARGAS et al., 1995).

Em 2003, a LTI foi novamente diagnosticada em aves comerciais de postura no estado de São Paulo, com registros em importantes polos produtivos como Bastos e Tupã. Em decorrência desses surtos, medidas de controle foram adotadas, incluindo o uso histórico de vacinas vivas atenuadas CEO e TCO (CHACÓN et al., 2007).

Posteriormente, o uso de vacinas CEO passou a ser proibido no Brasil, enquanto as vacinas TCO podem ser autorizadas conforme a situação epidemiológica e mediante critérios estabelecidos pelo Ministério da Agricultura (BRASIL, 2018).

Em 2008, novos casos foram notificados nos estados do Rio Grande do Sul, Paraná e no Distrito Federal, sendo controlados sem o uso de vacinação, por meio da adoção exclusiva de medidas de biossegurança nas regiões afetadas (BUCHALA et al., 2011; TOCANTINS, 2014). Em 2010 foi registrado um surto de LTI no sul do estado de Minas Gerais, acometendo aproximadamente oito milhões de galinhas poedeiras de diferentes idades (PREIS et al., 2013). Posteriormente, novos surtos foram registrados nos anos de 2016 e 2018, também em plantéis de galinhas de postura na região Sul de Minas Gerais (SANTOS et al., 2022).

Em Santa Catarina, a LTI era considerada uma enfermidade exótica até agosto de 2020. Contudo, em setembro do mesmo ano, foi confirmado o primeiro foco da doença no município de São Ludgero, após notificação ao Serviço Veterinário Oficial (SVO) (SANTA CATARINA, 2020b). A partir desse registro, foram implementadas medidas de contingência, pela Portaria SAR nº 9/2022, incluindo ações de biossegurança e a obrigatoriedade do uso da vacina recombinante nos plantéis avícolas do estado (SANTA CATARINA, 2022). Posteriormente, em 2021, a LTI foi detectada em galinhas de postura no estado de Rondônia (IDARON/RO, 2021) e, mais recentemente, em frangos de corte na região Oeste do estado do Paraná (CHACÓN et al., 2025).

3.2 TRANSMISSÃO E PATOGÊNESE

A transmissão do VLTI ocorre de forma horizontal, tanto por contato direto entre aves infectadas e suscetíveis quanto de maneira indireta, por meio da disseminação de aerossóis, poeira, cama aviária contaminada, besouros, água de bebida, biofilmes em superfícies e diferentes tipos de fômites (GAMA e CANAL, 2009; BROWN et al., 2020; SHARMA et al., 2023; YUNITA et al., 2025).

Em surtos registrados no Paraná e em Minas Gerais, a movimentação de aves e de materiais contaminados, especialmente cama aviária, foram associadas à disseminação do VLTI, sendo necessárias medidas de restrição de trânsito para conter a propagação viral entre granjas (PREIS et al., 2013; CHACÓN et al., 2025). No estudo epidemiológico no estado de Santa Catarina, a reposição dos plantéis com aves recriadas de

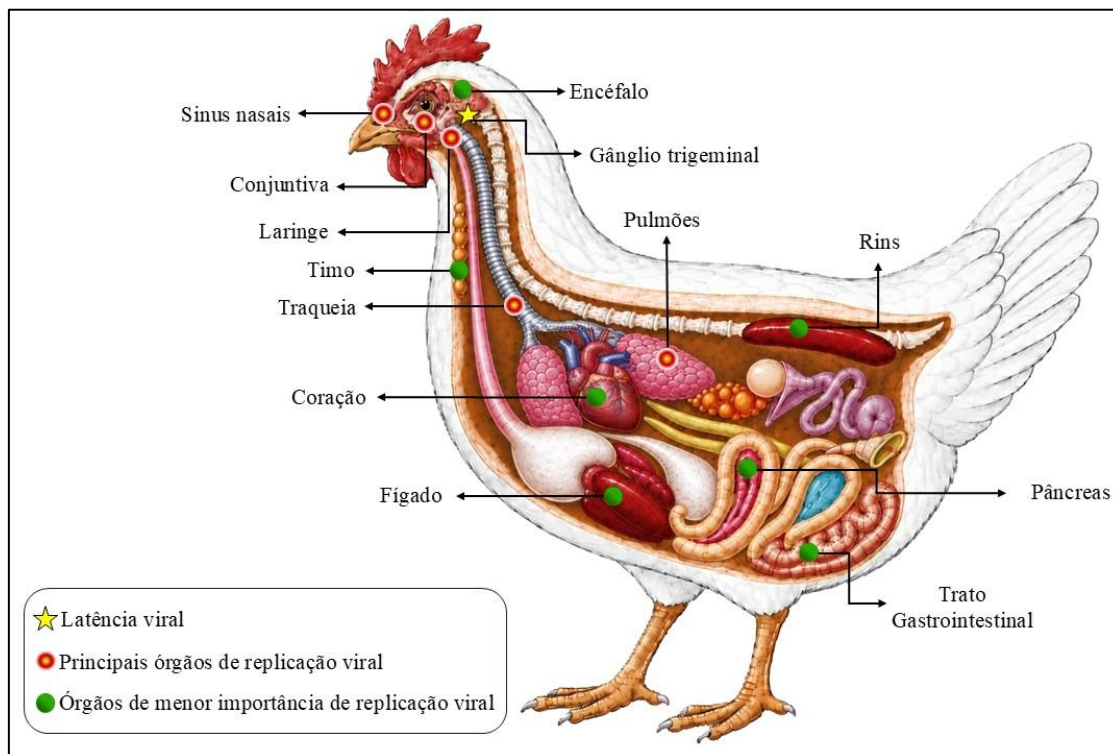
aproximadamente 90 dias foi significativamente associada ao aumento do risco de transmissão da LTI em granjas comerciais de postura (WITHOEFT et al., 2025).

Além disso, um estudo experimental demonstrou que a disseminação aérea do VLTÍ possibilita a transmissão de estirpes vacinais e de campo mesmo na ausência de contato direto entre as aves (YEGORAW et al., 2021). Da mesma forma, fatores como proximidade com lotes positivos, direção predominante do vento e sistemas de ventilação convencional também podem favorecer a propagação viral entre galpões e granjas (JOHNSON et al., 2005).

A patogênese do VLTÍ em aves baseia-se principalmente na infecção e nas lesões do sistema respiratório superior, além da capacidade do vírus de estabelecer latência e sofrer reativação, com eliminação viral intermitente (GARCÍA e SPATZ, 2019). O GaHV-1 inicia a infecção ao se ligar à membrana da célula hospedeira por meio de receptores específicos, fundindo-se a ela e liberando seu material genético no interior da célula. Esse material é transportado até o núcleo, onde ocorre a replicação viral (GARCÍA e SPATZ, 2019; LV et al., 2019).

A infecção ocorre principalmente pelas vias respiratória e ocular, que atuam como portas de entrada para o agente. Após a infecção, o vírus replica-se inicialmente no epitélio da laringe e da traqueia, bem como na conjuntiva e nos seios nasais, podendo também acometer sacos aéreos e lobos pulmonares/pulmões (COPPO et al., 2013; BLAKEY et al., 2019). A eliminação viral em secreções do trato respiratório pode ser detectada entre 6 e 8 dias após o período de incubação (BRANDÃO e CHACÓN, 2009). Além do tropismo predominante pelo sistema respiratório superior, estudos experimentais demonstram que o VLTÍ pode ser detectado em outros órgãos, incluindo laringe, traqueia, pulmões, ceco, rins, pâncreas e esôfago de galinhas (WANG et al., 2013). Sugere-se que as partículas virais possam alcançar esses locais por meio do transporte realizado por macrófagos e/ou linfócitos. Essa possibilidade é sustentada pela baixa recuperação do vírus nessas regiões, associada à ausência de alterações lesionais (CALNEK et al., 1986; OLDONI et al., 2009). Após a fase de replicação ativa, o vírus invade terminações nervosas periféricas e é transportado por via axonal retrógrada até os gânglios trigêmeos, onde estabelece infecção latente (BAGUST, 1986; WILLIAMS et al., 1992; GAMA e CANAL, 2009; THILAKARATHNE et al., 2019). A figura 2 ilustra os locais de detecção do VLTÍ e seu sítio de latência.

Figura 2. Distribuição anatômica dos principais locais de detecção do vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) e do sítio de latência viral no gânglio trigeminal.



Fonte: Ilustração elaborada pela autora com auxílio de inteligência artificial generativa (ChatGPT/OpenAI), 2026.

O VLTi, assim como outros herpesvírus, apresenta dois ciclos de replicação: o lítico e o latente. Na fase lítica, ocorre intensa replicação viral na mucosa respiratória, com produção de partículas infecciosas e excreção viral, a qual pode iniciar-se antes do aparecimento dos sinais clínicos (DAVISON et al., 1989; FLORES, 2012; ZHU e VIEJO-BORBOLLA, 2021). Após essa fase, o vírus estabelece latência, caracterizada por expressão gênica restrita e ausência de produção de partículas infecciosas, o que inviabiliza o reconhecimento pelo sistema imune do hospedeiro (CHACÓN e FERREIRA, 2008). Além disso, o estado de latência também pode ser desencadeado por estirpes vacinais, especialmente em aves que foram expostas a vacinas vivas de origem embrionária (*CEO-chicken embryo origin*) e as produzidas em cultivo celular (*TCO-Tissue Culture Origin*) (GUY et al., 2013).

O estado de latência pode ser revertido diante de condições de estresse, como vacinação, início da postura, transporte prolongado, variações de temperatura, manejo alimentar e hídrico inadequado, elevada densidade populacional e criação de aves de

diferentes idades no mesmo ambiente (DUFOUR-ZAVALA, 2008; GOWTHAMAN et al., 2020; ZHU & VIEJO-BORBOLLA, 2021). Essas reativações esporádicas podem resultar em infecções inaparentes, porém produtivas, contribuindo para a disseminação do vírus para aves suscetíveis (DUFOUR-ZAVALA, 2008).

Os efeitos da infecção pelo VLTII variam conforme a carga viral, a via de inoculação, a virulência da cepa e a idade das aves (GARCÍA e SPATZ, 2019). Essas variáveis também influenciam a dinâmica da infecção, com período de incubação entre 6 e 12 dias, e manifestação dos sinais clínicos geralmente entre 6 e 14 dias após a exposição (GARCÍA e SPATZ, 2019; GOWTHAMAN et al., 2020). Nesse contexto, cepas de alta virulência estão associadas a formas mais graves da doença, com elevadas taxas de morbidade e mortalidade, enquanto cepas de baixa virulência tendem a causar infecções brandas ou subclínicas (CHACÓN et al., 2007; FLORES, 2012; PREIS et al., 2013; CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025).

3.3 SINAIS CLÍNICOS

O vírus GaHV-1 causa uma doença respiratória aguda em galinhas, caracterizada por diferentes apresentações clínicas que variam conforme a virulência da estirpe envolvida, condições de estresse, coinfeções com outros patógenos, imunidade e idade das aves (GOWTHAMAN et al., 2014; GARCÍA e SPATZ, 2019). A infecção acomete principalmente o trato respiratório superior, com predileção por laringe e traqueia, caracterizada clinicamente por tosse e dispneia, além da redução na produção de ovos e no ganho de peso corporal (FLORES, 2012; OU e GIAMBRONE, 2012).

O curso clínico da doença geralmente varia entre 10 e 14 dias, período o qual parte das aves naturalmente acometidas tende a se recuperar espontaneamente (JORDAN, 1966). As manifestações clínicas podem assumir formas graves ou leves. Na forma grave, observa-se aumento expressivo da mortalidade no plantel, com as aves apresentando letargia, secreção nasal serosa abundante, lacrimejamento, edema palpebral, dispneia intensa, estertores respiratórios, tosse e expectoração de muco sanguinolento (AZIZ, 2010). Em casos mais severos, podem se formar tampões caseosos na traqueia, capazes de obstruir as vias aéreas e levar à morte por asfixia (COVER, 1996; MORENO et al., 2010; GUY et al., 2013; PREIS et al., 2013). A extensão do pescoço durante o esforço respiratório constitui sinal clínico característico dessa apresentação, assim como a presença de sangue expectorado em gaiolas, paredes e no piso dos aviários. As taxas de

morbidade e mortalidade podem atingir, respectivamente, até 100% e 70%, com evolução para óbito em 2 a 3 dias após o aparecimento dos sinais clínicos em casos mais graves (GUY et al., 2013; GOWTHAMAN et al., 2020). No Brasil, surtos de LTI foram registrados em São Paulo, Minas Gerais, Santa Catarina e Paraná, com taxas de mortalidade variando de 1% a 48% (CHACÓN et al., 2007; PREIS et al., 2013; CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025).

Na apresentação leve, observam-se debilidade, descarga nasal serosa, aumento dos seios infraorbitários, espirros e conjuntivite, com morbidade em torno de 5% e mortalidade entre 0,1% e 2,0% (OU e GIAMBRONE, 2012; GARCÍA; SPATZ, 2019; SELLERS et al., 2004; GUY e GARCIA, 2008).

Em estudos prévios realizados no Brasil, a forma grave da LTI foi documentada em galinhas de postura na região de Bastos, São Paulo, com mortalidade entre 2% e 20% (CHACÓN et al., 2007), na Serra da Mantiqueira, Minas Gerais, com mortalidade de 1% a 9% (PREIS et al., 2013; PREIS et al., 2014), e no Paraná, com mortalidade variando de 7% a 12,5% em frangos de corte e de 3,5% a 48% em matrizes de frango de corte (CHACÓN et al., 2025). Em todos os surtos, observaram-se sinais clínicos característicos da forma grave, como depressão, dispneia acentuada e expectoração de muco sanguinolento.

A forma leve, por sua vez, foi descrita no mesmo surto de Minas Gerais (PREIS et al., 2013) e também no surto de São Ludgero, SC, com mortalidade de 6%. Nesses casos, observaram-se dispneia, edema palpebral, lacrimejamento, expectoração de secreções catarrais e queda na produção de ovos (WITHOEFT et al., 2025a).

3.4 EPIDEMIOLOGIA

A LTI é uma enfermidade cosmopolita amplamente distribuída, especialmente em regiões de produção avícola intensiva, sendo responsável por importantes perdas econômicas para a avicultura mundial (GARCÍA; SPATZ, 2019; BAGUST et al., 2000). Desde sua primeira descrição, em 1925, surtos da doença vêm sendo relatados em diferentes continentes, incluindo América, Ásia, Europa, Oceania e África, demonstrando sua ampla disseminação geográfica (OLDONI et al., 2008; PREIS et al., 2013; MENENDEZ et al., 2014; BAYOUMI et al., 2020; PAJIC et al., 2022; PONNUSAMY et al., 2022; YI et al., 2024; CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025). Entre os

anos de 2000 e 2013, a enfermidade foi registrada em mais de 100 países (MENENDEZ et al., 2014).

As galinhas constituem os principais hospedeiros do VLTI, embora infecções também tenham sido descritas em faisões, perus e pavões. Por outro lado, espécies como estorninhos, pardais, corvos, pombos, rolinhas e galinhas-d'angola são consideradas refratárias à infecção (CRAWSHAW e BOYCOTT, 1982; GUY e GARCIA, 2008; PORTZ et al., 2008). A doença pode acometer galinhas de diferentes idades e linhagens, contudo, aves entre 8 dias e 4 semanas de idade apresentam maior suscetibilidade à infecção, sendo os indivíduos com aproximadamente três semanas de idade os mais frequentemente acometidos, devido ao sistema imunológico incompleto (DUFOUR-ZAVALA, 2008; PORTZ et al., 2008).

Além da suscetibilidade etária, fatores relacionados a sistemas produtivos têm contribuído para a persistência e disseminação da enfermidade, entre eles, destacam-se os ciclos produtivos curtos, a criação de aves de diferentes idades em uma mesma propriedade, temperatura elevada, falhas vacinais e deficiências nas medidas de biosseguridade (BERCHIERI, 2004; GARCIA et al., 2013; BLAKEY et al., 2019).

A transmissão do VLTI ocorre por via horizontal, sem evidências de transmissão vertical, por meio direto através de secreções orais e respiratórias, além da forma indireta por fômites e fontes ambientais contaminadas, que também desempenhem papel epidemiológico relevante (PARRA et al., 2016; GOWTHAMAN et al., 2020; WOLFRUM, 2020; WITHOEFT, 2025).

Aves de subsistência constituem importantes reservatórios do vírus e potenciais fontes de infecção do agente para planteis avícolas comerciais, em razão da baixa adesão à vacinação, das falhas no controle sanitário e da capacidade de latência viral (GARCÍA e SPATZ, 2020; BAUMBERGER et al., 2025). Em uma galinha caipira clinicamente saudável, foi identificado, por PCR, resultado positivo em amostra de gânglio trigêmeo, enquanto laringe e traqueia apresentaram resultados negativos, sugerindo o estabelecimento de latência viral. Além disso, laringe e traqueia de outras duas galinhas de criação doméstica apresentaram resultado positivo para o vírus na PCR, porém sem lesões histológicas, indicando a presença do agente na ausência de alterações compatíveis com a doença (PREIS et al., 2014). No Brasil, até o presente momento, ainda não há estudos epidemiológicos voltados a essa categoria de criação, uma vez que os surtos registrados até o momento ocorreram predominantemente em aves de produção,

incluindo poedeiras, frangos de corte e matrizes de frango de corte (CHACÓN et al., 2007; PREIS et al., 2013; SANTANDER-PARRA et al., 2022; CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025).

Em regiões de elevada densidade avícola, a manutenção contínua de aves suscetíveis favorece a circulação viral e a permanência de estirpes vacinais no campo, possibilitando o aumento de sua virulência após sucessivas passagens entre hospedeiros. Como consequência, essas cepas podem estabelecer-se nas populações avícolas e desencadear surtos com índices de mortalidade que podem alcançar até 70% (GUY et al., 1990; KOTIW et al., 1995; BAGUST et al., 2000).

A ocorrência concomitante de enfermidades respiratórias, como coriza infecciosa, micoplasmose, bronquite infecciosa, doença de Newcastle e influenza aviária, bem como condições imunossupressoras, incluindo micotoxicoses, infecção pelo vírus da anemia infecciosa das galinhas e imunossupressão induzida pelo vírus da doença de Marek e da doença de Gumboro, podem agravar significativamente o quadro clínico e aumentar o impacto da enfermidade (ZAVALA, 2011; HAIDER et al., 2025).

3.5 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICOS

Como os sinais clínicos visualizados em casos de LTI são inespecíficos e comuns a outras enfermidades do trato respiratório de aves, sua investigação laboratorial é essencial para o diagnóstico conclusivo, aliando técnicas anatomopatológicas, sorológicas e moleculares (SANTA CATARINA, 2020).

3.5.1 Diagnóstico anatomopatológico

As lesões macroscópicas são observadas principalmente no trato respiratório e na conjuntiva das aves infectadas, sendo mais frequentemente localizadas em laringe e traqueia (BAGUST et al., 2000; GOWTHAMAN et al., 2014).

Quanto à gravidade, as lesões podem ser classificadas em leves ou graves, podendo se estender desde a laringe e traqueia até os brônquios, pulmões e sacos aéreos (BRANDÃO & CHACÓN, 2009). Na forma leve, as alterações incluem edema palpebral, cianose de crista, acúmulo discreto a moderado de secreção serosa ao longo da traqueia e hiperemia discreta da mucosa (TIMURKAAN et al., 2003; SELLERS et al., 2004; WITHOEFT et al., 2025). Já na forma grave, observam-se hemorragia e exsudato fibrinoso em conjuntiva, laringe, traqueia e seios nasais, além

de placas diftéricas e acúmulo de material muco- sanguinolento na laringe e na porção proximal da traqueia (CHACÓN et al., 2007; PREIS et al., 2013). Mais raramente, podem ocorrer esofagite e faringite ulcerativas (AZIZ, 2010; SARY et al., 2017).

Em surtos relatados no Brasil, em São Paulo, Minas Gerais e Paraná observaram lesões de maior gravidade, com achados macroscópicos incluindo exsudato mucoso, fibrinoso, caseoso e/ou com coágulos sanguíneos nas vias aéreas, por vezes obstruindo-as parcial ou completamente (CHACÓN et al., 2005 PREIS et al., 2013 CHACÓN et al., 2025). Já no surto de Santa Catarina, o quadro foi mais brando, caracterizado principalmente por edema palpebral e cianose da crista leves e secreção mucoide na laringe, observando-se também, em alguns casos, secreção sanguinolenta no lúmen traqueal (WITHOEFT, 2025).

A histopatologia representa o principal método de triagem para o diagnóstico de LTI, permitindo a identificação de lesões histológicas características que variam conforme a progressão da doença (BAGUST et al., 2000). Inicialmente, as alterações histológicas causadas pelo VLTI, caracterizam-se pela infiltração de células inflamatórias na mucosa e submucosa, composta predominantemente por linfócitos, plasmócitos e macrófagos, associado à perda de células caliciformes e espessamento da lâmina própria (PREIS et al., 2013). Com a progressão da doença, os efeitos citopáticos decorrentes da replicação viral promovem a fusão de células epiteliais ciliadas adjacentes, resultando na formação de células multinucleadas (sincícios), frequentemente contendo corpúsculos de inclusão intranucleares e observadas predominantemente no epitélio respiratório ciliado (BAGUST et al., 2000; SARY et al., 2017; GARCÍA e SPATZ, 2019). Os corpúsculos de inclusão podem ser classificados como *Cowdry A*, caracterizados por inclusões pequenas, fortemente eosinofílicas e circundadas por halo claro, ou como *Cowdry B*, definidos por inclusões maiores e basofílicas que ocupam praticamente todo o núcleo celular, ambas as formas podem ser observadas concomitantemente (PREIS et al., 2013; CARNACCINI et al., 2021).

Em até 3 dias pós-infecção, há infiltração leve de linfócitos e heterófilos, tanto na lâmina própria quanto nas áreas onde ocorre a formação de sincícios. De 3 a 5 dias pós-infecção, observa-se edema grave da lâmina própria e dos tecidos subjacentes, associado a infiltrado de macrófagos, linfócitos e plasmócitos em toda a lâmina própria. Posteriormente, as células epiteliais da traqueia sofrem necrose e desnudação

difusas, resultando na protrusão da lâmina própria para o lúmen traqueal, o que pode ocasionar o desaparecimento das células sinciciais, entre 1 a 5 dias (PURCELL, 1971; BAGUST, 2000; GARCÍA e SPATZ, 2019; GOWTHAMAN et al., 2020).

Em casos graves, pode ocorrer hemorragia e descamação acentuada do epitélio, com exposição e ruptura de capilares sanguíneos (BAGUST et al., 2000; GARCÍA e SPATZ, 2019). Nessa fase, o lúmen traqueal contém quantidades variáveis de exsudato composto por fibrina, células inflamatórias (heterófilos, macrófagos, linfócitos e plasmócitos), restos celulares e, por vezes, células sinciciais com inclusões virais (HAYASHI et al., 1985; FLETCHER e ABDUL-AZIZ, 2016). As células sinciciais são consideradas patognomônicas para a LTI, entretanto, as inclusões são observadas apenas por um curto período, geralmente entre 2 e 5 dias após a infecção, o que limita sua detecção em fases mais tardias da doença (BAGUST et al., 2000; SELLERS et al., 2004; GARCÍA et al., 2013; SARY et al., 2017; GARCÍA; SPATZ, 2019).

Com a progressão da infecção, a intensa replicação viral induz alterações degenerativas nas células epiteliais respiratórias, que aumentam de volume, perdem os cílios e tornam-se edemaciadas (BAGUST et al., 2000). Posteriormente, a destruição e a descamação dessas células resultam em uma superfície mucosa recoberta apenas por uma fina camada de células basais ou, em casos mais graves, completamente desprovida de revestimento epitelial (BAGUST et al., 2000). Nas aves que sobrevivem à fase aguda, a partir de aproximadamente seis dias após a infecção, inicia-se o processo de regeneração tecidual, acompanhado por intenso infiltrado de células linfoides na lâmina própria da mucosa traqueal, achado considerado uma resposta inflamatória característica de aves que sobrevivem por vários dias (FLETCHER E ABDUL-AZIZ, 2016)

Nos surtos de LTI descritos em Minas Gerais e Santa Catarina, as principais lesões histológicas consistiram em infiltrado linfoplasmocítico associado à hiperplasia, necrose e descamação epitelial. Células sinciciais contendo corpúsculos de inclusão intranucleares eosinofílicos ou basofílicos foram observadas principalmente na laringe e na traqueia. As conchas nasais também podem apresentar importância diagnóstica, especialmente em casos mais avançados, nos quais células sinciciais contendo corpúsculos de inclusão podem persistir. Alterações semelhantes também foram identificadas nos pulmões, geralmente com menor intensidade,

caracterizadas por bronquite linfoplasmocítica, exsudato fibrinoso e visualização ocasional de sincícios, inclusive no lúmen dos brônquios. Adicionalmente, lesões conjuntivais caracterizadas por conjuntivite linfoplasmocítica foram descritas em ambos os surtos. Embora o padrão histopatológico tenha sido semelhante, as lesões observadas em Minas Gerais apresentaram maior extensão e gravidade quando comparadas às descritas em Santa Catarina (PREIS et al., 2013; PREIS et al., 2014; WITHOEFT, 2025).

3.5.2 Diagnóstico sorológico

Dentre os métodos disponíveis para a detecção de anticorpos contra o GaHV-1, destacam-se a imunodifusão em gel de ágar (AGID), o ensaio imunoenzimático (ELISA) e a soroneutralização viral (NV). Entre esses, o ELISA apresenta elevada sensibilidade, além de ser rápido e adequado para a análise de muitas amostras (TESSARI & CARDOSO, 2011; GARCÍA e SPATZ, 2019).

A interpretação dos resultados sorológicos deve considerar o tipo de vacina utilizada no plantel. Os testes ELISA convencionais detectam principalmente anticorpos séricos (IgY) contra antígenos do GaHV-1. São empregados no monitoramento da doença a campo e para aves vacinadas com vacinas vivas atenuadas. Entretanto, aves imunizadas com vacinas recombinantes vetorizadas podem apresentar respostas sorológicas distintas, uma vez que expressam apenas glicoproteínas específicas do vírus. Dessa forma, foram desenvolvidos ensaios imunoenzimáticos baseados em glicoproteínas virais, como gB, gD e gI, capazes de detectar e diferenciar a resposta imune induzida pela vacinação recombinante e pela infecção por vírus de campo (GODOY et al., 2013).

Nesse contexto, ELISA indireto baseado nas glicoproteínas recombinantes possibilitaram a aplicação da estratégia DIVA (Diferenciando animais infectados de animais vacinados), especialmente em aves vacinadas com vacinas vetorizadas que expressam apenas a gB. O ELISA-gB é utilizado no monitoramento da soroconversão pós-vacinal, apresentando maior sensibilidade que testes comerciais, enquanto o ELISA-gI permite identificar aves expostas ao vírus de campo, uma vez que essa glicoproteína não é expressa pelas vacinas vetoriais. Assim, a utilização combinada desses ensaios possibilita avaliar simultaneamente a resposta vacinal e a ocorrência de infecção por cepas de campo (VAGNOZZI et al., 2013).

A vacina FPV-LT, produzida pela CEVA (Biomune Company, Lenexa, KS), utiliza o vírus da varíola aviária como vetor para expressão de genes do GaHV-1, incluindo a glicoproteína B (gB), sendo desenvolvida para o monitoramento da resposta sorológica de aves vacinadas. Esse sistema permite a detecção específica de anticorpos contra gB e a identificação de aves vacinadas sem exposição ao vírus de campo (CEVA SANTÉ ANIMALE; GARCÍA e SPATZ, 2019). A vacina HVT-LT, produzida pela Intervet (Intervet, Inc., Millsboro, DE), utiliza o Herpesvírus de perus como vetor para expressão de genes do GaHV-1, incluindo as glicoproteínas gD e gI (MERCK ANIMAL HEALTH; BARBOZA-SOLIS et al., 2021; MAEKAWA et al., 2021). Nesse contexto, o ELISA-gI é empregado como marcador de exposição ao vírus de campo, uma vez que essa glicoproteína não está presente em vacinas recombinantes, enquanto o ELISA-gD auxilia na avaliação da resposta vacinal induzida (GARCÍA e SPATZ, 2015; MAEKAWA et al., 2021).

3.5.3 Diagnóstico molecular

Como as cepas do GaHV-1 pertencem a um único sorotipo, métodos diagnósticos baseados em diferenças antigênicas apresentam capacidade limitada para a distinção entre isolados virais (GUY e GARCIA, 2008; MENENDEZ et al., 2014). Nesse contexto, as técnicas moleculares baseadas na reação em cadeia da polimerase (PCR) constituem importantes ferramentas para a detecção do VLTI em amostras de campo, apresentando maior sensibilidade, rapidez e precisão diagnóstica (WILLIAMS et al., 1994; CHACÓN e FERREIRA, 2008; CHACÓN et al., 2010).

Nos surtos descritos no Brasil, diferentes técnicas foram empregadas, incluindo a nested-PCR (CHACÓN et al., 2008), PCR convencional (PREIS et al., 2013) e a PCR em tempo real (qPCR) (CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025). Apesar da elevada sensibilidade dessas metodologias, a detecção do DNA viral não permite distinguir infecção latente, infecção ativa ou doença clínica, tornando necessária a interpretação dos resultados em associação aos achados clínicos, epidemiológicos e anatomopatológicos (MENENDEZ et al., 2014).

3.5.4 Sequenciamento genômico

Por muito tempo, a PCR foi aliada à análise de polimorfismo de comprimento de fragmentos de restrição (RFLP), para distinção entre cepas virais de campo ou

vacinais (KEELER et al., 1993; MENENDEZ et al., 2014). Essa técnica permite determinar se os surtos decorrem de isolados de campo ou da reversão da virulência de vacinas vivas atenuadas, como as vacinas CEO e TCO (OLDONI e GARCIA, 2007). Em 2009, foi estabelecido o sequenciamento de dois fragmentos do gene *Infected Cell Protein-4* (ICP4), uma técnica mais rápida na qual não é necessária a amplificação de vários genes como era necessário para o PCR-RFLP (CHACÓN e FERREIRA, 2009).

O gene ICP4 está associado à expressão gênica viral na célula hospedeira durante o período de infecção (JOHNSON et al., 1995), constituindo um importante alvo molecular para a diferenciação entre estirpes de campo e estirpes vacinais do vírus da VLTI (COUTO et al., 2015). Outro gene de grande relevância é o UL23, responsável pela codificação da proteína timidina quinase (TK, *thymidine kinase*), cuja análise permite distinguir cepas de alta e baixa virulência, refletindo diretamente na gravidade da doença (HAN e KIM, 2001).

A caracterização molecular do VLTI no país tem sido realizada principalmente por meio do sequenciamento de Sanger, técnica amplamente empregada para identificação, diferenciação e análise filogenética das cepas virais (CHACÓN et al., 2025). No surto ocorrido em Bastos, São Paulo, foi realizado o sequenciamento do gene p32 após amplificação por PCR convencional para confirmação do GaHV-1 (VILLARREAL et al., 2004). Em estudos posteriores conduzidos em Minas Gerais (PREIS et al., 2013), Santa Catarina (WITHOEFT et al., 2025) e Paraná (CHACÓN et al., 2025), o gene ICP4 passou a ser o principal alvo de sequenciamento devido à sua capacidade de diferenciar estirpes de campo e vacinais tipo TCO. Em Santa Catarina, além do gene ICP4, o gene TK também foi sequenciado com o objetivo de investigar marcadores moleculares associados à virulência viral (WITHOEFT, 2025).

No Brasil, há registro de sequenciamento genético completo do VLTI em amostras provenientes de Bastos e Guatapará. O vírus foi detectado em 11,85% e 12,6% das amostras de Bastos em 2013 e 2018, respectivamente, e em até 60,5% das amostras de Guatapará em 2010. As análises filogenéticas indicaram que as amostras de Bastos apresentavam maior proximidade genética com cepas vacinais de origem embrionária (CEO), enquanto as de Guatapará se agruparam separadamente das estirpes vacinais. A amostra IB8098, obtida de uma ave sintomática e não vacinada

de Guatapar, apresentou elevada similaridade genética com estirpes virulentas, indicando a circulação de vírus de campo na região (LUCIANO, 2021).

O sequenciamento completo do genoma pode ser realizado por meio do sequenciamento de nova geração (NGS), técnica que fornece informações detalhadas sobre a identidade genética das estirpes virais (ASIF et al., 2022). Desde os primeiros relatos de genomas completos do vírus, estudos têm utilizado essa abordagem para comparar cepas de campo e vacinais, bem como investigar eventos de recombinação viral e reversão de virulência associados às vacinas (LEE et al., 2011; SPATZ et al., 2012; GARCÍA et al., 2013; PEREZ CONTRERAS et al., 2020).

O sequenciamento de terceira geração (MinION) possibilitou a genotipagem rápida e precisa de isolados do VLTI, além da identificação de regiões genmicas associadas à recombinação viral (SPATZ et al., 2019)

3.6 CONTROLE E PREVENÇÃO

Em áreas e regiões com produção avícola intensiva, a LTI é controlada por meio de um conjunto de medidas de biosseguridade, o que exige a implementação de um programa de controle coordenado, com o apoio de laboratórios, órgãos governamentais, produtores, empresas de sanidade avícola e médicos veterinários (BAGUST, 2000; DUFOUR-ZAVALA, 2008). Nesse contexto, o controle eficaz de surtos depende da realização de diagnóstico rápido, associado  adoção de um programa rigoroso de biosseguridade, que incluí medidas de limpeza e desinfecção, além da implementação de programas vacinais e da comunicação eficiente entre avicultores e órgãos de defesa sanitária, uma vez que não há tratamento eficaz contra a LTI (BAGUST, 2000; DUFOUR-ZAVALA, 2008).

GaHV-1 é um vírus altamente adaptado às aves da espécie *Gallus gallus domesticus*, o que torna indispensável a adoção de medidas rigorosas de biosseguridade. Nesse contexto, devem ser controlados o acesso de terceiros, a circulação de materiais, equipamentos, veículos e rações potencialmente contaminados, bem como o manejo e descarte adequados do esterco. Além disso, é fundamental restringir a entrada de aves silvestres, roedores e animais domésticos nas instalações avícolas, uma vez que podem atuar como vetores mecânicos do agente etiológico. Recomenda-se ainda evitar a mistura de lotes, especialmente em sistemas com aves de diferentes idades, condição que favorece

a manutenção e disseminação do vírus (DUFOUR-ZAVALA, 2008; VOLKOVA et al., 2012; GOWTHAMAN et al., 2020; WITHOEFT et al., 2025).

Em sistemas de produção de poedeiras comerciais, o desafio é ainda mais relevante, uma vez que essas aves permanecem por longos períodos produtivos e, frequentemente, são manejadas em sistemas com múltiplas idades. Essa característica, associada à ausência de vazio sanitário entre lotes, favorece a persistência e circulação contínua do vírus no ambiente, dificultando sua eliminação e contribuindo para a manutenção da infecção no plantel (DUFOUR-ZAVALA, 2008; VOLKOVA et al., 2012; GOWTHAMAN et al., 2020).

Atualmente, vacinas vivas atenuadas, como CEO e TCO, ainda são utilizadas na prevenção da LTI, principalmente em regiões endêmicas (SHAO et al., 2025). Embora essas vacinas contribuam para o controle clínico da enfermidade, estudos demonstram que seu uso pode favorecer a persistência e a circulação do vírus nos plantéis, devido ao potencial de reversão à virulência, como já observado nos Estados Unidos, Europa e na Austrália (BAGUST, 1985; OLDONI et al., 2008; NEFF et al. 2008; LEE et al., 2012; MENENDEZ et al., 2014). Além disso, essas vacinas são capazes de estabelecer infecções latentes e originar cepas de campo geneticamente semelhantes às vacinais, especialmente às cepas CEO, sugerindo a evolução e disseminação dessas variantes virais (GUY et al., 1991; DAVISON et al., 2005; PEREZ et al., 2020; SABIR et al., 2020; YI et al., 2024).

Em razão dos riscos associados ao uso de vacinas vivas atenuadas, o Brasil adotou medidas restritivas para sua utilização. Desde 2018, o Memorando Circular nº 72 autorizou o emprego de vacinas recombinantes contra a LTI e proibiu o uso da vacina CEO, permitindo apenas a utilização da vacina TCO em situações epidemiológicas específicas e mediante autorização do Departamento de Saúde Animal (BRASIL, 2018).

As vacinas vivas atenuadas foram a primeira geração de vacinas contra o GaHV-1, disponíveis desde o início da década de 1960. Essas vacinas apresentam limitações importantes, como o potencial de reversão à virulência e a incapacidade de diferenciar aves vacinadas daquelas naturalmente infectadas (GUY et al., 1991; HUGHES et al., 1991). Em razão das frequentes epizootias relacionadas à reversão de virulência, foram desenvolvidas as vacinas recombinantes de vetor viral. Atualmente, dois tipos de vacinas com vetores virais contra o GaHV-1 estão disponíveis comercialmente: o vírus da varíola

aviária (FPV) e o vírus da doença de Marek (HVT), também conhecido como herpesvírus de perus (HVT) (GARCIA, 2017).

As vacinas recombinantes constituem uma alternativa segura às vacinas vivas atenuadas. São produzidas pela inserção de genes do GaHV-1 em vetores virais heterólogos, como o *Avipoxvirus fowlpox* (FPV) e o *Meleagrid herpesvirus 1* (HVT), originando, respectivamente, as vacinas FPV-LT e HVT-LT. Por utilizarem esses vetores, conferem proteção simultânea contra a laringotraqueíte infecciosa e contra a boubá aviária (FPV-LT) ou a doença de Marek (HVT-LT) (GARCIA, 2017). Diferentemente das vacinas vivas atenuadas, não apresentam risco de reversão à virulência nem de disseminação entre aves vacinadas e não vacinadas, proporcionando maior segurança epidemiológica aos plantéis. Embora reduzam os sinais clínicos e as perdas produtivas, são menos eficazes que as vacinas CEO e TCO na redução da replicação e da eliminação do vírus de desafio, o que pode favorecer a persistência da circulação viral em granjas (JOHNSON et al., 2010; COPPO et al., 2013)

No contexto brasileiro, a vacina CEO foi empregada como medida de controle durante os surtos de LTI registrados em Bastos, São Paulo e Minas Gerais (PREIS et al., 2013; CHACÓN et al., 2015). Após o primeiro surto de LTI em poedeiras no estado de Santa Catarina, a partir de 2020, foi recomendada a utilização de vacinas recombinantes como estratégia para o controle e a erradicação da enfermidade. A adoção e o protocolo de vacinação, incluindo o tipo de vacina e o número e momento das aplicações, ficaram a critério do programa sanitário de cada empresa ou produtor, desde que fossem utilizadas vacinas devidamente registradas e indicadas para a espécie envolvida (SANTA CATARINA, 2022).

A participação ativa dos produtores é fundamental para o sucesso das ações de vigilância sanitária da LTI. A comunicação imediata de casos suspeitos ao SVO possibilita a adoção rápida de medidas de investigação, contenção e controle da enfermidade, contribuindo para a redução da disseminação do agente e para a manutenção da saúde dos plantéis avícolas (CRUZ et al., 2013).

4. LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA EM POEDEIRAS COMERCIAIS: MONITORAMENTO DAS PROPRIEDADES POSITIVAS E AVALIAÇÃO DA EFETIVIDADE DO CONTROLE DA DOENÇA NO ESTADO DE SANTA CATARINA

RESUMO

A laringotraqueíte infecciosa das aves (LTI) foi diagnosticada pela primeira vez em Santa Catarina em 2020. Estudos epidemiológicos realizados em 2020 e 2021 demonstraram que o vírus da LTI está disseminado em todo o estado. Como medida de controle, a utilização de vacinas recombinantes tornou-se uma medida obrigatória em poedeiras. Este estudo teve como objetivo avaliar as propriedades positivas nos inquéritos de 2020 e 2021, quanto a presença do vírus e da doença, bem como as medidas de controle. Foram monitoradas 31 propriedades de postura comercial, nas quais realizou-se sorologia (ELISA) e Nested-PCR para o vírus da LTI, além de necropsias em cinco galinhas por propriedade. As granjas eram predominantemente compostas por galpões automatizados, com reposição por pintainhas de um dia e utilização de vacina recombinante para LTI (29/31). A comparação entre os inquéritos de 2020/2021 e 2025 não evidenciou mudanças significativas nas características estruturais, de manejo e nas principais medidas de biossegurança, incluindo ausência de vazio sanitário. A soropositividade foi detectada em 96,8% (30/31) das propriedades e o DNA viral em todas (100%; 31/31), com maior frequência no gânglio trigêmeos trigêmeos e na traqueia. Quatro propriedades apresentavam sinais respiratórios como dificuldade respiratória, secreção ocular e nasal, aumento de volume conjuntival e de seio infraorbital. A LTI foi confirmada por exame histopatológico em apenas uma propriedade, caracterizada por ganglioneurite, sinusite e conjuntivite necro-heterofílicas fibrinosa, além de laringite, traqueíte e siringite linfoplasmocíticas fibrinosa com células sinciciais. Nas demais propriedades predominaram lesões respiratórias inespecíficas ou vacinais, caracterizadas principalmente por infiltrado inflamatório linfoplasmocítico. Em comparação aos inquéritos de 2020/2021, não foram observadas diferenças significativas na soropositividade ou na detecção molecular do vírus, embora observou-se redução da positividade viral em laringe e conjuntiva, além de que a doença foi diagnóstica em apenas uma propriedade que não utilizava vacina para LTI. Os resultados demonstram a persistência e a circulação do vírus da LTI nas propriedades avaliadas, reforçando a

necessidade de monitoramento contínuo e de melhorias nas medidas de biossegurança associadas ao uso de vacinas recombinantes para o controle da LTI em poedeiras comerciais no estado de Santa Catarina.

Palavras-chave: Avicultura comercial. Ornitopatologia. Herpesvírus. GaHV-1. Vigilância epidemiológica

4.1 INTRODUÇÃO

A laringotraqueíte infecciosa das aves (LTI) é uma doença respiratória altamente contagiosa, causada por *Iltoavirus gallidalpha 1* (GaHV-1), responsável por importantes prejuízos ao setor avícola. Entre os principais impactos da enfermidade destacam-se a redução na produção de ovos e os elevados índices de morbidade e mortalidade, os quais variam de acordo com a estirpe viral envolvida (GARCÍA e SPATZ, 2019; WITHOEFT et al., 2025; CHACÓN et al., 2025).

A LTI apresenta distribuição cosmopolita, sendo mais frequentemente relatada em plantéis de poedeiras comerciais localizados em regiões de produção avícola intensiva. Nesses sistemas, a elevada densidade de alojamento, a longa permanência das aves nas granjas e a intensa movimentação de pessoas, equipamentos e animais favorecem a manutenção e a disseminação do vírus (BAGUST et al., 2000; CHACÓN et al., 2015; GARCÍA e SPATZ, 2019; WITHOEFT et al., 2025).

Devido à sua relevância sanitária e econômica, a LTI é reconhecida pela Organização Mundial de Saúde Animal (WOAH) como uma enfermidade de importância para a avicultura mundial, integrando o grupo de doenças de notificação obrigatória imediata ao Serviço Veterinário Oficial (SVO) em casos suspeitos (BRASIL, 2021; WOAH, 2024).

No Brasil, os principais surtos descritos ocorreram em plantéis de poedeiras comerciais. A LTI foi diagnosticada pela primeira vez em 1974, no município de Petrópolis, Rio de Janeiro, em galinhas com sinais respiratórios graves e elevada mortalidade (HIPÓLITO et al., 1974). Posteriormente, novos registros da enfermidade foram descritos no Rio de Janeiro (ARAUJO et al., 1982), em São Paulo (CHACÓN et al., 2007; CHACÓN et al., 2015), no Rio Grande do Sul (BELTRÃO et al., 2004; BUCHALA et al., 2011), no Paraná (BUCHALA et al., 2011; CHACÓN et al., 2025), no Distrito Federal (BUCHALA et al., 2011), em Minas Gerais (PREIS et al., 2013;

SANTOS et al., 2022), Rondônia (IDARON/RO, 2021) e em Santa Catarina (WITHOEFT 2025).

Em Santa Catarina o primeiro diagnóstico de LTI ocorreu em setembro de 2020, em uma granja comercial de poedeiras no município de São Ludgero. Após esse primeiro surto, ainda em 2020 foram conduzidos estudos epidemiológicos para avaliar a disseminação do vírus na região e no estado. Inicialmente, no bolsão avícola de São Ludgero, 95,4% das granjas avaliadas apresentaram soropositividade para o GaHV-1, e 88,1% das propriedades também foram positivas na qPCR. Além disso, lesões histológicas compatíveis com LTI, incluindo células sinciciais associadas a corpúsculos de inclusão intranucleares basofílicos foram observadas em 7,1% das granjas avaliadas. Posteriormente, em 2021 realizou-se outro estudo, em todo o estado de Santa Catarina, onde 65,3% das granjas apresentaram soropositividade e 21,8% foram positivas na qPCR, evidenciando a ampla circulação do vírus no território catarinense (WITHOEFT et al., 2025). Diante desse cenário epidemiológico, foi instituída a obrigatoriedade da vacinação com vacinas recombinantes em plantéis comerciais de poedeiras, com protocolos definidos pelas empresas ou produtores, associada ao fortalecimento das medidas de controle da enfermidade (SANTA CATARINA, 2020).

A capacidade do vírus de estabelecer infecção latente e sua reativação em situações de estresse representam desafios adicionais para o controle da doença, favorecendo sua persistência nos plantéis (GUY e GARCIA, 2008; GOWTHAMAN et al., 2020). Nesse cenário, torna-se essencial avaliar a efetividade das estratégias adotadas para o controle da LTI, com base nos resultados dos inquéritos epidemiológicos realizados em 2020 e 2021 no estado (WITHOEFT et al., 2025).

Dessa forma, o presente estudo teve como objetivo monitorar propriedades de postura comercial positivas para o vírus da LTI no estado de Santa Catarina, bem como avaliar a efetividade das medidas de controle implementadas, com ênfase no uso de vacinas recombinantes e nas práticas de biossegurança, na redução ou não da permanência do vírus e a ocorrência da doença nos plantéis.

4.2 MATERIAL E MÉTODOS

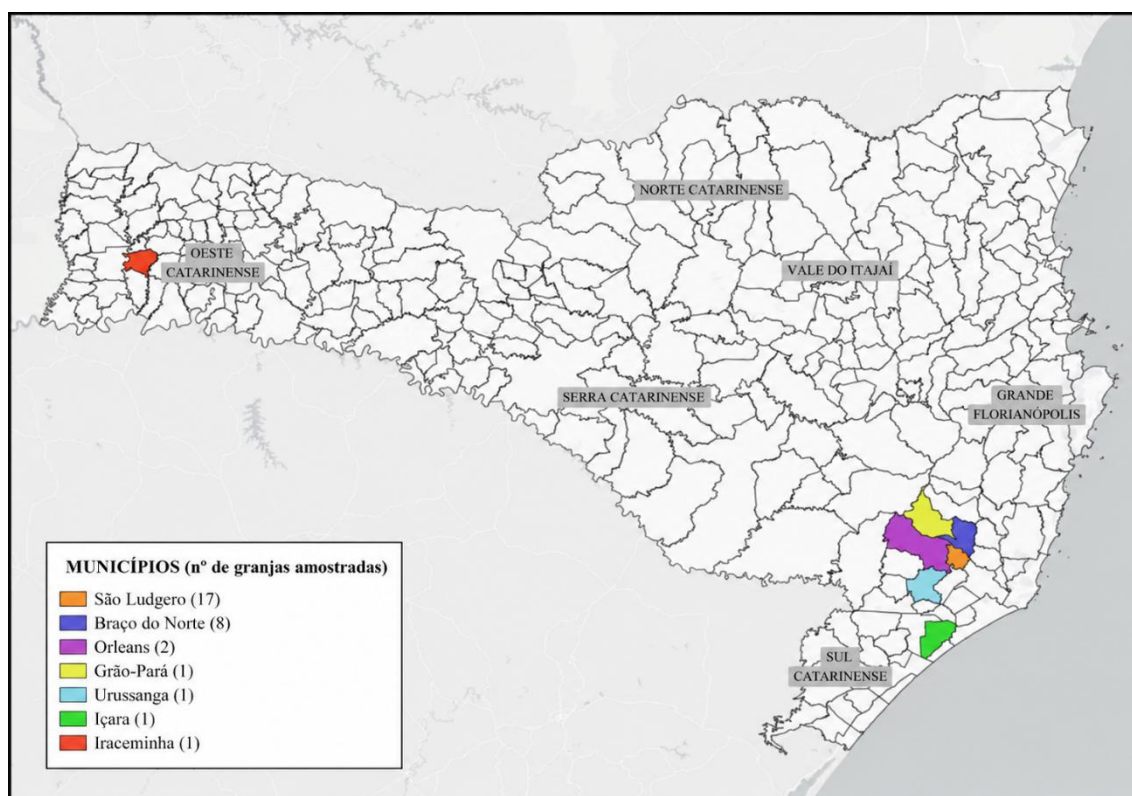
4.2.1 Seleção das granjas positivas para o vírus da LTI

Granjas avícolas comerciais de postura previamente identificadas como positivas para o vírus da LTI por qPCR, nos inquéritos epidemiológicos realizados em 2020 nas

granjas de postura de São Ludgero e em 2021 em todo o estado de Santa Catarina, foram selecionadas para monitoramento. No total, foram identificadas 37 granjas positivas por qPCR no Bolsão de São Ludgero, localizado na mesorregião Sul de Santa Catarina, distribuídas entre os municípios de Braço do Norte, Orleans, Pedras Grandes, Tubarão e Urussanga. Adicionalmente, 7 granjas que apresentaram resultado positivo no qPCR no inquérito estadual de 2021 foram incluídas, localizadas nos municípios de Iraceminha, Cunha Porã, Ituporanga, Braço do Norte, Grão-Pará, Içara e Passo de Torres.

Ao todo, 44 granjas foram inicialmente selecionadas para o estudo, entretanto, 13 propriedades estavam desativadas com encerramento das atividades, sendo 6 localizadas em São Ludgero, 2 em Orleans, 2 em Braço do Norte e 1 nos municípios de Cunha Porã, Ituporanga e Passo de Torres. Dessa forma, o estudo foi conduzido em 31 propriedades avícolas distribuídas nos municípios de São Ludgero (17), Braço do Norte (8), Orleans (2), Grão Pará (1), Urussanga (1), Içara (1) e Iraceminha (1) conforme está demonstrado na Figura 3.

Figura 3. Distribuição geográfica das 31 granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi) por qPCR nos inquéritos epidemiológicos realizado em 2020 e 2021, no estado de Santa Catarina, Brasil.



Fonte: Elaborado pela autora com auxílio do QGIS (2026).

A avaliação espacial das granjas de poedeiras comerciais foi realizada em todos os municípios incluídos no estudo (Figura 4). Entretanto, a mensuração de distâncias entre granjas foi focada na região de São Ludgero, devido à maior concentração de propriedades avaliadas e à ocorrência do surto nessa região. As granjas apresentaram distância mínima de 0,35 km, máxima de 7,8 km e média de 2,77 km entre si.

Figura 4. Distribuição espacial das 31 granjas de poedeiras comerciais amostradas para investigação do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi) em sete municípios do estado de Santa Catarina, Brasil, 2025.



Fonte: Elaborada pela autora a partir de dados georreferenciados obtidos por meio da plataforma *Google My Maps* (2026).

4.2.2. Inquérito epidemiológico

Em cada granja, foi realizada visita técnica com aplicação de um inquérito epidemiológico ao produtor, por meio de questionário estruturado contendo 52 questões, compostas por itens de múltipla escolha e descritivas. O formulário contemplou informações sobre características gerais da propriedade, sistema de produção, aspectos sanitários, medidas de biossegurança, manejo das aves e de dejetos, além do histórico de doenças relatadas.

As visitas às propriedades foram realizadas mediante anuência dos produtores, formalizada pela assinatura do Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (Anexo 1), seguida do preenchimento do questionário (Anexo 2).

O inquérito epidemiológico realizado nas propriedades foi comparado com os dados epidemiológicos dos estudos anteriores (2020/2021) conduzidos nas mesmas unidades produtivas (WITHOEFT et al., 2025), permitindo a avaliação de mudanças temporais nas características estruturais e de biossegurança das granjas.

4.2.3. Seleção dos animais

Como critério para a seleção das galinhas no interior das granjas, estabeleceu-se a priorização de aves que apresentassem sinais clínicos respiratórios, caracterizados por apatia, edema de pálpebras, lacrimejamento, tosse, dispneia, cianose de crista e/ou expectoração de secreção variando de mucosa a sanguinolenta. Na ausência de aves com sinais respiratórios, procedeu-se à amostragem aleatória. Nesses casos, a seleção foi realizada ao longo de toda a extensão do galpão, de modo a garantir a representatividade do(s) lote(s) alojado(s). Entre as aves amostradas, 10 foram destinadas ao exame sorológico e cinco à eutanásia, seguida de necropsia e colheita de órgãos e tecidos, posteriormente submetidos ao exame histopatológico e à análise molecular.

4.2.4. Amostragem

As 10 aves amostradas em cada granja foram selecionadas no interior dos galpões, retiradas para área externa e contidas fisicamente. Em seguida, procedeu-se à colheita de sangue por punção da veia jugular ou ulnar, com volume de 3 a 5 mL. O soro obtido foi transferido para microtubos devidamente identificados e armazenado a -20°C até a realização do exame sorológico.

Após a colheita de sangue, cinco galinhas foram submetidas à eutanásia, utilizando-se administração intratecal de lidocaína (2 a 3 mL por ave) ou por deslocamento cervical, realizada por meio de movimento rápido de tração e torção da cabeça, promovendo perda imediata de sensibilidade. Os procedimentos de eutanásia foram realizados de acordo com o *Guia Brasileiro de Boas Práticas para Eutanásia em Animais* (CFMV, 2012), conforme a Lei nº 5.517, de 23 de outubro de 1968, e a Resolução CFMV nº 1000/2012.

Na necropsia, amostras do sistema respiratório (conjuntiva, seios nasais, laringe, traqueia proximal e distal, siringe, pulmões e sacos aéreos), além de encéfalo e gânglio trigeminal, foram colhidas e fixadas em formalina tamponada a 10% para posterior processamento histopatológico no Laboratório de Patologia Animal (LAPA) do CAV/UDESC. Para a análise molecular, durante a necropsia, o gânglio trigeminal foi separado em duas porções: uma, juntamente com a estrutura óssea adjacente, foi destinada à realização de nested-PCR; a outra, juntamente com o crânio, foi fixada em formalina tamponada a 10% para avaliação histológica. Adicionalmente, amostras de conjuntiva, laringe, traqueia medial e gânglio trigeminal foram colhidos em tubos Falcon de 5 mL em *pools* das cinco aves por órgão, mantidas sob refrigeração e armazenadas a -80°C para posterior realização de nested-PCR.

4.2.5 Detecção de anticorpos contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTi) por ensaio imunoenzimático (ELISA)

Para a detecção de anticorpos contra o VLTi, as amostras de soro foram analisadas individualmente por ensaio imunoenzimático (ELISA), utilizando o kit ILT ELISA® (*BioChek*). O teste foi realizado conforme as instruções do fabricante. Previamente à análise, as amostras foram descongeladas, mantidas à temperatura ambiente (21°C) por aproximadamente 30 minutos e homogeneizadas.

A interpretação dos resultados foi baseada na razão S/P (sample/positive), sendo que razões S/P inferiores a 3% foram consideradas negativas, enquanto razões S/P superiores a 3% foram consideradas positivas, conforme o ponto de corte estabelecido pelo fabricante do kit ILT ELISA® (*BioChek*).

Com o objetivo de possibilitar a comparação temporal de anticorpos anti-VLTi nas propriedades avaliadas, foram também utilizados os resultados sorológicos obtidos em amostragens realizadas nos anos de 2020 e 2021 nas mesmas granjas. Nessas

avaliações anteriores, as amostras foram processadas empregando a mesma metodologia diagnóstica, utilizando também o kit ILT ELISA® (BioChek). Os dados sorológicos referentes aos anos de 2020 e 2021 foram previamente publicados por Withoeft et al. (2025) e foram utilizados para fins comparativos no presente estudo.

4.2.6 Exame histopatológico

Cortes de conjuntiva, seios nasais, laringe, traqueia proximal e distal (siringe), pulmões, sacos aéreos, encéfalo e gânglio trigeminal, agrupados em *pools* por órgão e por granja. Os tecidos foram previamente fixados em formalina tamponada a 10%, clivados, submetidos ao processamento histopatológico de rotina, incluídos em blocos de parafina e corados com hematoxilina e eosina (HE) para análise em microscopia de luz comum.

Posteriormente, as lesões histopatológicas foram caracterizadas e classificadas por meio de um sistema semiquantitativo, de acordo com a intensidade das alterações observadas. O grau leve (+) foi atribuído quando foram observados infiltrados inflamatórios predominantemente compostos por linfócitos, plasmócitos e macrófagos na mucosa e submucosa, associados à perda de células caliciformes (RUSSELL et al., 1983; HAYASHI et al., 1985). O grau moderado (++) foi caracterizado pela presença de necrose epitelial, seguida de descamação e fusão de células epiteliais, com formação de sincícios, os quais poderiam apresentar corpúsculos de inclusão intranucleares basofílicos ou eosinofílicos (PURCELL, 1971; RODRÍGUEZ-ÁVILA et al., 2008; SARY et al., 2017). O grau acentuado (+++) foi definido pela presença de necrose e hemorragia no epitélio respiratório, associadas à presença de exsudato no lúmen das vias respiratórias, composto por restos celulares, fibrina, heterófilos e hemácias (HAYASHI et al., 1985; TIMURKAAN et al., 2003).

4.2.7. Caracterização molecular do vírus da LTI

4.2.7.1. Extração do Ácido Desoxirribonucleico (DNA)

Fragmentos agrupados (*pools* por propriedade e por órgão) de conjuntiva, laringe, traqueia medial e gânglio trigeminal foram descongelados à temperatura ambiente por aproximadamente 30 minutos. Em seguida, cerca de 0,5 g de cada *pool* de órgãos foram pesados e adicionados a 250 µL de solução de eluição, composta por água livre de nucleases, que foram submetidos à etapa de maceração. O processamento das amostras foi realizado no Laboratório de Bioquímica de Hemoparasitas e Vetores (LABHEV),

utilizando o disruptor de células e tecidos L-Beater 6, com esferas de zircônio de 3 mm, garantindo a homogeneização das amostras. Posteriormente, os *pools* foram incubados com 500 µL de tampão de lise e 5 µL de proteinase K (Thermo Fisher Scientific), a 42 °C, *overnight*. Em seguida, a extração de DNA foi realizada manualmente pelo método fenol-clorofórmio.

Para a extração, as amostras foram retiradas da estufa e adicionou-se fenol equilibrado (Sigma-Aldrich) até completar o volume do microtubo. Em seguida, as amostras foram homogeneizadas por inversão em agitador orbital por 10 minutos e centrifugadas a 4 °C por 10 minutos a 14.000 rpm. O sobrenadante foi transferido para um novo microtubo, no qual foi adicionado fenol-clorofórmio (Thermo Fisher Scientific) até completar o volume. As amostras foram novamente homogeneizadas por inversão por 10 minutos e centrifugadas nas mesmas condições (4 °C, 10 minutos, 14.000 rpm).

A fase aquosa foi então transferida para um novo microtubo, ao qual foi adicionado clorofórmio (Sigma-Aldrich) até o volume total, seguido de homogeneização por inversão por 10 minutos e centrifugação a 4 °C por 10 minutos a 14.000 rpm.

Posteriormente, a fase aquosa foi transferida para um novo microtubo, onde foram adicionados 1/10 do volume de acetato de sódio 3 M (pH 5,2), 2 µL de glicogênio (1 mg/mL) (Invitrogen™ – Thermo Fisher Scientific) e etanol absoluto até completar o volume. As amostras foram incubadas a -80 °C por 30 minutos e, em seguida, centrifugadas por 30 minutos a 14.000 rpm a 4 °C. O sobrenadante foi descartado e o *pellet* lavado com etanol 70% gelado (até 1 mL), seguido de homogeneização em vórtex e centrifugação a 4 °C por 10 minutos a 14.000 rpm.

Após a lavagem, o sobrenadante foi novamente descartado e o *pellet* submetido à secagem em vácuo alcoólico por 15 minutos a 45 °C. Em seguida, o material foi ressuspenso em 25 µL de água Milli-Q e incubado a 37 °C por 10 minutos, seguido de homogeneização em vórtex. Por fim, 1 µL de cada amostra foi submetido à quantificação de DNA em espectrofotômetro NanoDrop, utilizando o programa de *Acid Nucleic*.

4.2.7.2. Nested-PCR para o vírus da LTI

A nested-PCR para diagnóstico do VLTI foi realizada conforme a técnica previamente descrita por Chacón et al. (2008). Para a amplificação do gene da glicoproteína E (gE) do VLTI, foram utilizadas as sequências dos primers GE1S e GE2AS na primeira reação de PCR, que gerou um fragmento de 540 pares de bases (pb). Na

segunda reação (nested-PCR), foram utilizados os primers GE3nS e GE4AnS, resultando na amplificação de um fragmento de 219 pb do gene gE do VLTI.

A reação foi realizada com um volume final de 10µL. Para preparo do mix da primeira reação foi adicionado 2µL de tampão, 0,6µL de MgCl₂ (25mM - 1,5mM), 0,2µL de dNTP (10mM), 0,5µL do primer forward (GE1S, 10 µM), 0,5 µL do primer reverse (GE2AS, 10 µM), 0,05µL do tampão de reação (5X Green Go Taq®), 6,15µL de água livre de nucleases e 0,6µL do DNA extraído (300ng/µL). O protocolo de PCR utilizada para a reação em termociclador VeritiPro 96 Well Thermal Cycler (Thermo Fischer Scientific), envolveu uma etapa inicial de desnaturação de 3 minutos a 94°C, seguidas por 45 ciclos de desnaturação a 94 °C por 1 min, anelamento a 58 °C por 30s e extensão a 72 °C por 45s. O ciclo final foi seguido por uma etapa de extensão a 72 °C por 10 min. A amplificação da segunda reação foi realizada de maneira exatamente semelhante, exceto que a amostra de DNA era uma alíquota de 1µL do produto da primeira rodada de PCR e a utilização dos primers GE3nS e GE4AnS, na qual foram submetidas as mesmas condições (Tabela 1).

Tabela 1. Primers utilizados na análise molecular do vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTI) por nested-PCR, direcionados à amplificação do gene da glicoproteína E (gE), LABHEV/CAV/UDESC, Santa Catarina, Brasil, 2025.

Amplificação	Primers	Sequência (5' e 3') *	Produto	Condições do termociclador
1ª	GE1S	5'-CGTATACCATCCTACAGACGGCA-3'	540 pb	Desnaturação- 94°C, 3 min. 45 ciclos: Desnaturação- 94°C, 1 min; Anelamento- 58°C, 30s; Extensão- 72°C, 45s. Extensão final- 72°C, 10min
	GE2AS	5'-CGTACAATGGTTCGGTCTTGGA-3'		
2ª	GE3nS	5'-AGTCCTCTTATAGCCATCCCCA-3'	219 pb	
	GE4AnS	5'-CACCCCCGCGACGACGAAGT-3'		

*Chacón et al., 2008. pb – pares de bases.

O controle positivo consistiu em DNA proveniente de uma amostra de galinha testada positiva para o vírus da LTI, cedida pela Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA, suínos e aves) e o controle negativo era composto por água ultrapura, livre de DNase.

As amostras amplificadas foram submetidas a eletroforese em gel de agarose a 3% para visualização. A observação das bandas foi realizada em transiluminador sob luz ultravioleta, permitindo a confirmação da amplificação dos fragmentos de interesse. Foram consideradas positivas as amostras que apresentaram um fragmento com tamanho

de 219 pb, correspondente ao produto esperado da segunda reação (nested-PCR) para o gene gE do VLTI.

4.2.8 Análise estatística

Os dados obtidos foram compilados e organizados no software Excel® (2019) e submetidos a análises estatísticas descritivas e inferenciais no ambiente estatístico R, por meio do *software* RStudio. Em todas as análises, valores de p inferiores a 0,05 foram considerados estatisticamente significativos.

Para comparar o resultado das alterações macroscópicas, histopatológicas e nested-PCR para o VLTI, realizou-se o teste Q de Cochran. Quando essa diferença foi significativa, o teste de McNemar foi aplicado para comparar os métodos dois a dois. Nos casos em que houve ausência de variabilidade em uma das categorias, impossibilitando a construção da tabela de contingência, o teste de McNemar não foi aplicado.

Para avaliar o impacto da vacinação sobre a ocorrência de anticorpos e da infecção pelo VLTI foram comparados os resultados obtidos em propriedades avícolas nos períodos pré-vacinação (2020/2021) e pós-vacinação (2025). As comparações foram realizadas de forma pareada, considerando as mesmas propriedades avaliadas em ambos os períodos. As variáveis categóricas binárias, incluindo a positividade por nested-PCR nos diferentes tecidos avaliados, a soropositividade e a positividade pela histopatologia, foram analisadas por meio do teste exato de McNemar para dados pareados.

Quando possível, as razões de chance (*odds ratios* OR) foram calculadas a partir dos pares discordantes (1→0 e 0→1), aplicando a correção de Haldane-Anscombe nos casos com células de frequência zero. Os intervalos de confiança de 95% foram calculados na escala logarítmica. Quando havia poucos ou nenhum par discordante, a OR não pôde ser estimada. Os títulos de anticorpos anti-VLTI foram expressos como mediana e intervalo interquartil (IIQ) e comparados entre os períodos pelo teste de Wilcoxon para amostras pareadas, já que os dados não seguiam distribuição normal.

4.2.9 Comitê de ética

O estudo foi aprovado pelo Comitê de Ética Animal (CEUA) da Universidade do Estado de Santa Catarina (Udesc) sob número de aprovação 5763220725.

4.3 RESULTADOS

4.3.1 Caracterização das propriedades

Das 31 granjas de poedeiras comerciais avaliadas nesse estudo, predominaram sistema de produção para postura comercial (31/31; 100%) em galpões automáticos (27/31; 87,1%), utilizando reposição por pintos de um dia (26/31; 83,9%) com tempo médio de alojamento de 18 a 29 meses. As aves amostradas no estudo apresentavam lotes com idade variando de 2 a 29 meses.

Em relação aos aspectos sanitários, quatro (12,9%; 4/31) propriedades apresentavam aves com sinais clínicos respiratórios, caracterizados por secreção ocular e nasal, espirros, aumento de volume facial, dificuldade respiratória e extensão do pescoço. Além disso, três (9,7%; 3/31) propriedades relataram ocorrência frequente de doenças respiratórias, sendo duas com histórico de laringotraqueíte infecciosa (LTI) e 1 com histórico de LTI associada à bronquite infecciosa (IB). O aumento da mortalidade das aves foi relatado em quatro (12,9%; 4/31) propriedades. Por fim, todos os avicultores informaram adquirir galinhas exclusivamente de fontes conhecidas para a reposição dos plantéis (Tabela 2).

Tabela 2. Características das granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) identificadas em 2020/2021 e acompanhadas em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.

P	Características das propriedades									
	Nº de galpões	Tipo de galpão	Sistema de produção	Nº total de aves	Ave de reposição	Tempo médio de alojamento (meses)	Idade das aves (meses)**	Sinais resp.	Doenças resp.	Aumento de mortalidade
P1*	2	G	PC	1000	R	24	12;18	+	LTI	+
P2	4	A	PC + R	195.507	P1D	18	7;19	-	-	-
P3	7	A	PC	684.213	P1D	22;23	5;29	-	-	-
P4	5	A	PC	131.198	P1D	23	3;19	-	-	-
P5	2	A	PC + R	42.000	P1D	24	4;11; 21	-	-	-
P6	4	A	PC + R	100.000	P1D	24	8;24	-	-	-
P7	3	A	PC + R	32.500	P1D	24	10;13	-	-	-
P8	8	A	PC + R	797.588	P1D	18	2; 6 ;10;14;18; 22 ;25;29	+	-	-
P9	4	C + A	PC + R	42.000	P1D	23;25	1; 6 ;15; 21	-	-	-
P10	6	A	PC + R	220.000	P1D	24	2;3; 9 ;14;19;22	-	-	-
P11	2	C + A	PC	25.000	R + P1D	20;23	18;23	-	LTI	-
P12	2	A	PC	54.483	R + P1D	25;27	5;24	+	-	+
P13	4	C	PC	64.961	P1D	20	8;17	-	-	-
P14	4	C + A	PC	17.000	P1D	23	13	-	-	-
P15	8	A	PC	484.000	P1D	25	24	-	-	-
P16	2	A + Pi	PC	50.000	P1D	24	22	-	-	-
P17	2	A	PC + R	21.000	P1D	20	19	-	-	-
P18	3	A	PC + R	15.509	P1D	24	14; 15	-	-	-
P19	1	A	PC	50.000	P1D	29	8;25	-	-	-
P20	2	A	PC	85.000	R	20	1;5;9;12;17; 27	-	-	-
P21	12	C + A	PC	180.000	P1D	18;24	24	-	-	-
P22	4	C + A	PC + R	40.000	P1D	26	15;16	-	-	+
P23	3	A	PC	72.875	P1D	25	5;23	-	-	-
P24	2	C + A	PC	10.610	R	27	10;21	-	-	-
P25	2	A	PC + R	42.000	P1D	24	1;6; 19	-	-	-
P26	3	A	PC + R	54.000	P1D	28	7;14	-	-	-
P27	1	A	PC	102.000	R + P1D	20	8;14;20	-	-	-
P28*	3	C + A	PC	47.299	R	20;23	16;18	+	LTI; IB	+
P29	2	C + A	PC	15.000	R	24	10	-	-	-
P30	1	CT	PC	4.835	P1D	25	7;18	-	-	-
P31	1	CT	PC	6.100	P1D	24	6;24	-	-	-

P: Propriedades; G: Galpão; A: Automatizado; C: Convencional; CT: Californiano Tradicional; Pi: Piquete; PC: Postura Comercial; R: Recria; P1D: Pintos de 1 Dia; LTI: Laringotraqueíte Infecciosa; IB: Bronquite Infecciosa; *As propriedades em vermelho não utilizaram vacina recombinante contra a LTI em 2025; **Em vermelho correspondem às idades das aves amostradas para as colheitas no momento do inquérito epidemiológico. -: Ausência; +: Presença

Das 31 propriedades incluídas no inquérito de 2025, 27 correspondiam às propriedades avaliadas em 2020 e quatro (P1, P7, P27 e P29) às avaliadas em 2021. Entre as propriedades avaliadas em 2020, apenas duas (P18 e P28) apresentavam a doença na época da investigação, confirmada por análise histopatológica. Em contraste, nenhuma das propriedades avaliadas em 2021 apresentava a doença, embora todas fossem positivas

para qPCR, indicando apenas infecção viral (WITHOEFT, 2025). Todas as propriedades, com exceção da P1 e da P28, utilizaram vacina recombinante contra laringotraqueíte infecciosa em 2025. As galinhas eram imunizadas no incubatório por via in ovo ou subcutânea com Innovax® ND-ILT (MSD Saúde Animal), vacina recombinante baseada no herpesvírus de peru (HVT), ou Vectormune® FP-LT (Ceva Saúde Animal), vacina recombinante baseada no vírus da bouba aviária (*fowlpox virus*). Na recria, era realizado reforço com Vectormune® FP-LT por punção da membrana da asa, sendo administradas duas doses entre 35 e 105 dias de idade. Os protocolos de vacinação variavam entre as propriedades, de acordo com a empresa fornecedora (Tabela 3).

Tabela 3. Esquema vacinal contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTi) nas granjas de poedeiras comerciais positivas identificadas em 2020/2021 e acompanhadas em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Propriedade	Protocolo vacinal			
	Município	Incubatório*	1ª dose na recria (35 dias vida)**	Dose de reforço (105 dias de vida)**
P1¹	Iraceminha	-	-	-
P2	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P3	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P4	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P5	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P6	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P7	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P8	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P9	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P10	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P11	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P12	São Ludgero	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P13	São Ludgero	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P14	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P15	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P16	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P17	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P18	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P19	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P20	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P21	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P22	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P23	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P24	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P25	São Ludgero	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P26	Braço do Norte	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P27	Grão Pará	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P28¹	Urussanga	-	-	-
P29	Içara	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P30	Orleans	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT
P31	Orleans	Innovax ND-ILT	Vectormune FP-LT	Vectormune FP-LT

¹As propriedades em vermelho não realizavam vacinação contra a LTI em 2025; Innovax ND-ILT (vetor Herpesvírus dos Perus (HVT)); Vectormune FP-LT (vetor Variola Aviária (FPV)); -: Ausência. *Via de aplicação: in ovo/via subcutânea; ** Via de aplicação: punção na membrana da asa

As características estruturais e de manejo predominantes nas propriedades avaliadas foram semelhantes entre ambos os períodos, 2025 versus 2021/2020. O sistema de produção predominante foi a postura comercial, representando 74,1% (20/27) das

propriedades em 2020/2021 e 58,1% (18/31) em 2025. Quanto ao sistema de alojamento, houve predomínio de gaiolas coletivas, observadas em 81,5% (22/27) e 80,6% (25/31) das propriedades, respectivamente. Em relação ao tipo de galpão, destacou-se o uso de galpões automatizados/climatizados, com aumento de 63,0% (17/27) em 2020/2021 para 93,5% (29/31) em 2025. A principal fonte de aves de reposição foi a aquisição de pintinhas de um dia, correspondendo a 70,4% (19/27) e 74,2% (23/31) das propriedades nos períodos avaliados. O sistema de produção “*All in-All out*” não foi utilizado em nenhuma das propriedades avaliadas em ambos os períodos.

As características estruturais e de manejo das granjas de poedeiras comerciais avaliadas em 2020/2021 e 2025, para fins de comparação, estão apresentadas na Tabela 4. Para essa análise, quatro granjas (P2, P3, P11 e P12) foram excluídas por não apresentarem informações suficientes sobre as características de produção no período de 2020/2021.

Tabela 4. Características estruturais e de manejo das granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) identificadas em 2020/2021 e monitoradas em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Características das propriedades		Frequência da variável	
		2020/2021 (n=27*)	2025 (n=31)
Sistema de produção	Postura comercial	20 (74,1%)	18 (58,06%)
	Recria de postura	1 (3,7%)	0 (0,0%)
	Ambos	6 (22,2%)	12 (38,71%)
Sistema de alojamento	Gaiolas coletivas	22 (81,5%)	25 (80,65%)
	Sobrepiso com cama	5 (18,5%)	1 (3,23%)
	Ambos	0 (0,0%)	5 (16,13%)
Tipo de galpão	Californiano	8 (29,6%)	11 (35,48%)
	Automatizado/climatizado	17 (63,0%)	29 (93,55%)
	Piquetes	2 (7,4%)	1 (3,23%)
	Galpão comum	0 (0%)	1 (3,23%)
	Outros	2 (7,4%)	1 (3,23%)
Tipo de ave de reposição	Pintinhas de 1 dia	19 (70,4%)	23 (74,19%)
	Aves recriadas	8 (29,6%)	5 (16,13%)
	Ambos	0 (0%)	3 (9,68%)
Sistema “All In-All Out”	Sim	0%	0%
	Não	27 (100%)	31 (100%)

*n= 27: quatro propriedades com informações epidemiológicas faltantes no inquérito de 2021.

De modo geral, observou-se manutenção ou aprimoramento de algumas medidas de biossegurança nas granjas avaliadas entre 2020/2021 e 2025. As principais melhorias foram relacionadas ao bloqueio da entrada de terceiros e a restrição da circulação de animais (Tabela 5)

Ressalta-se que o número de propriedades incluídas nas análises variou conforme a disponibilidade de informações em cada período do inquérito. Em 2020/2021 foram analisadas 27 propriedades (27/31), uma vez que P2, P3, P11 e P12 não possuíam informações nos inquéritos epidemiológicos. Para as variáveis “destino das aves de descarte” e “barreira natural”, o número de propriedades incluídas na comparação foi reduzido para 23. Essa redução ocorreu porque, das 31 granjas avaliadas em 2025, apenas quatro (P1, P7, P27 e P29) participaram do inquérito estadual de 2021, no qual essas variáveis foram registradas de forma binária (sim/não). No questionário de 2025, por sua vez, essas informações foram coletadas por meio de subitens, o que impossibilitou a comparação direta entre os dois períodos para essas quatro propriedades.

Para algumas variáveis, a soma das frequências pode exceder o número total de propriedades avaliadas, pois uma mesma propriedade poderia apresentar mais de uma característica simultaneamente.

Tabela 5. Características de biosseguridade das granjas de poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) em 2020/2021 e no monitoramento realizado em 2025 para avaliação da efetividade do controle da doença, no estado de Santa Catarina, Brasil.

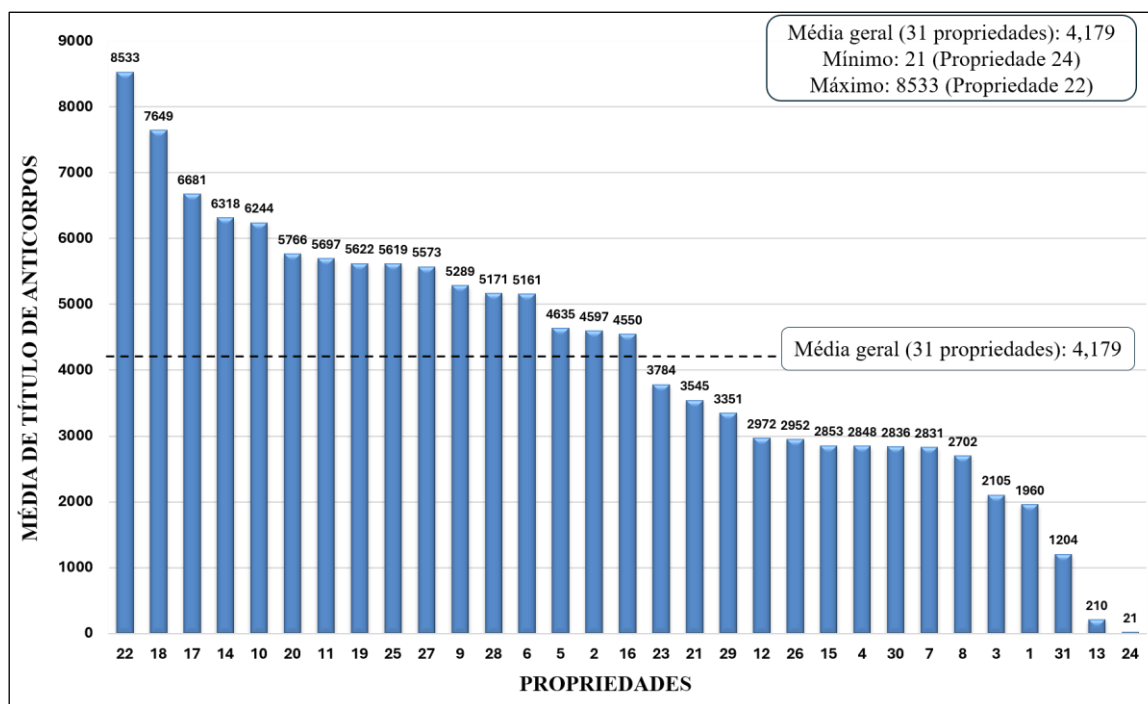
Características de biosseguridade		Frequência da variável	
		2020/2021 (n27)*	2025 (n31)
Destino das aves de descarte**	Vendidas no estado	14 (60,9%)	13 (41,94%)
	Vendidas fora do estado	2 (8,7%)	8 (25,81%)
	Ambos	6 (26,1%)	10 (32,26%)
	Terceiros	1 (4,3%)	4 (12,90%)
Descarte adequado do esterco	Sim	26 (96,3%)	31 (100%)
	Não	1 (3,7%)	0 (0%)
Descarte adequado de lixo e resíduos	Sim	25 (92,6%)	28 (90,32%)
	Não	2 (7,4%)	3 (9,68%)
Barreira natural**	Árvores frutíferas	7 (30,4%)	11 (35,48%)
	Árvores não frutíferas	2 (8,7%)	4 (12,90%)
	Ausência de barreira	14 (60,87%)	16 (51,61%)
Isolamento da propriedade rural	Com cerca	26 (96,3%)	30 (96,77%)
	Sem cerca	1 (3,7%)	1 (3,23%)
Desinfecção de veículos	Sim	26 (96,3%)	30 (96,77%)
	Não	1 (3,7%)	1 (3,23%)
Utilização de EPIs por RTs	Sim	17 (62,96%)	18 (58,06%)
	Não	10 (37,04%)	13 (41,94%)
Bloqueio de terceiros	Sim	20 (74,1%)	28 (90,32%)
	Não	7 (25,9%)	3 (9,68%)
Controle de roedores e moscas	Sim	26 (96,3%)	30 (96,77%)
	Não	1 (3,7%)	1 (3,23%)
Circulação de animais	Sim	7 (25,9%)	4 (12,90%)
	Não	20 (74,1%)	27 (87,10%)

*n27 = quatro propriedades com informações epidemiológicas faltantes no inquérito de 2021; ** informações não encontradas nas propriedades P1, P7, P27 e P29 de 2020/2021 = n23.

4.3.2 Diagnóstico sorológico por ELISA para o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi)

Das 31 granjas amostradas, 96,77% (30/31) apresentaram soropositividade para o VLTi, com média de 8,6 galinhas soropositivas por granja. Os municípios com maior número absoluto de aves soropositivas para o VLTi foi São Ludgero, com 79,8% de galinhas soropositivas (134/168), seguido de Braço do Norte, com 84,6% (66/78). Em 45,16% (14/31) das propriedades, todas as aves amostradas foram soropositivas. Na avaliação individual das aves, a taxa de soropositividade foi de 80,72% (247/306). A titulação média de anticorpos foi de 4.179, com razão S/P média de 1,68, variando de 1 (razão S/P = -0,001) a 13.168 (razão S/P = 4,89) (Figura 5).

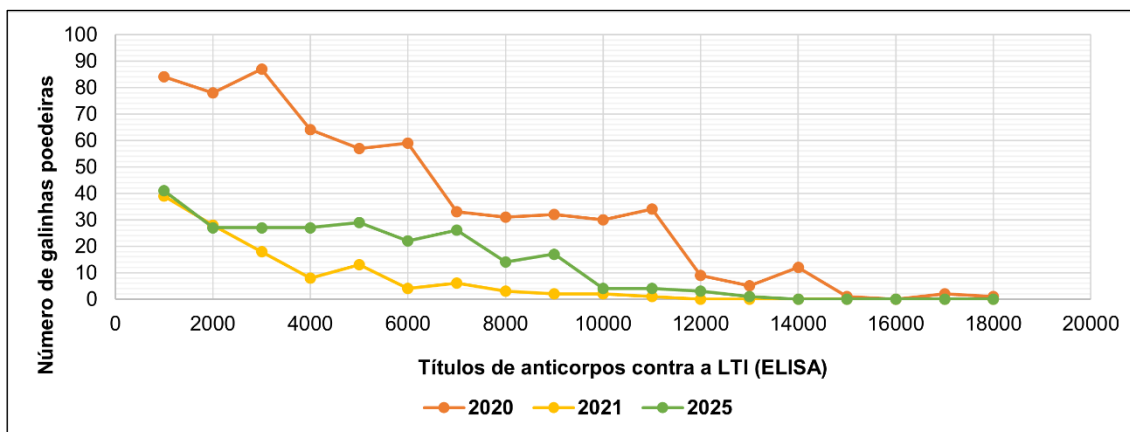
Figura 5. Titulação média de anticorpos contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), determinada por ELISA, em galinhas poedeiras de 31 granjas avaliadas em 2025, Santa Catarina, Brasil.



Fonte: Elaborada pela própria autora (2026).

A comparação temporal da soroprevalência nos levantamentos sorológicos realizados em 2020, 2021 e 2025 demonstrou distribuição distinta dos títulos de anticorpos contra o VLTi entre os períodos avaliados. Em 2020, no inquérito epidemiológico realizado no Bolsão de São Ludgero, observou-se maior frequência de aves com títulos de anticorpos entre 1.000 e 3.000. No ano de 2021, no levantamento conduzido no estado de Santa Catarina, verificou-se redução na titulação de anticorpos em relação ao estudo anterior (WITHOEFT et al., 2025). Em 2025, o perfil sorológico, dessas mesmas 31 granjas, apresentou frequência de títulos superior à observada em 2021 e inferior à observada em 2020 (Figura 6).

Figura 6. Comparação dos títulos de anticorpos contra o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), detectados por ELISA em galinhas de postura comercial no estado de Santa Catarina, Brasil, no presente estudo (2025) e em estudos anteriores realizados nas mesmas propriedades nos anos de 2020 e 2021.



Fonte: Elaborada pela própria autora (2026).

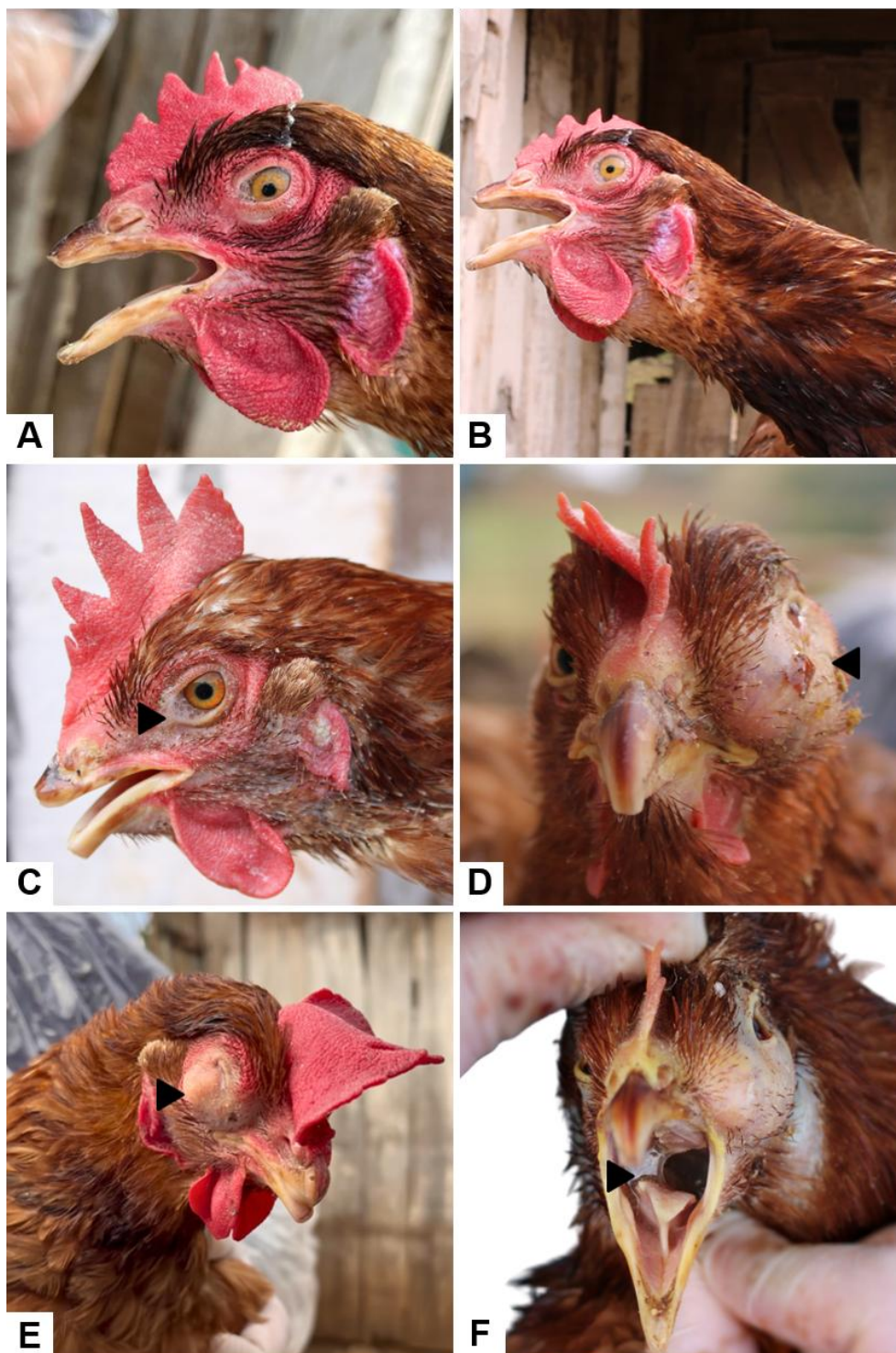
4.3.3 Diagnóstico molecular do vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) por técnica de nested-PCR

Na nested-PCR, houve detecção da glicoproteína E (gE) do VLTi em todas as granjas analisadas (100% – 31/31). Destas, 15 propriedades (48,4% – 15/31) apresentaram positividade em todos os *pools* de todos os órgãos. Os maiores índices de detecção de DNA viral foram observados no gânglio trigeminal (90,3% – 28/31), seguido da traqueia (87,1% – 27/31), laringe (83,9% – 26/31) e conjuntiva (64,5% – 20/31).

4.3.4 Sinais clínicos e lesões anatomopatológicas

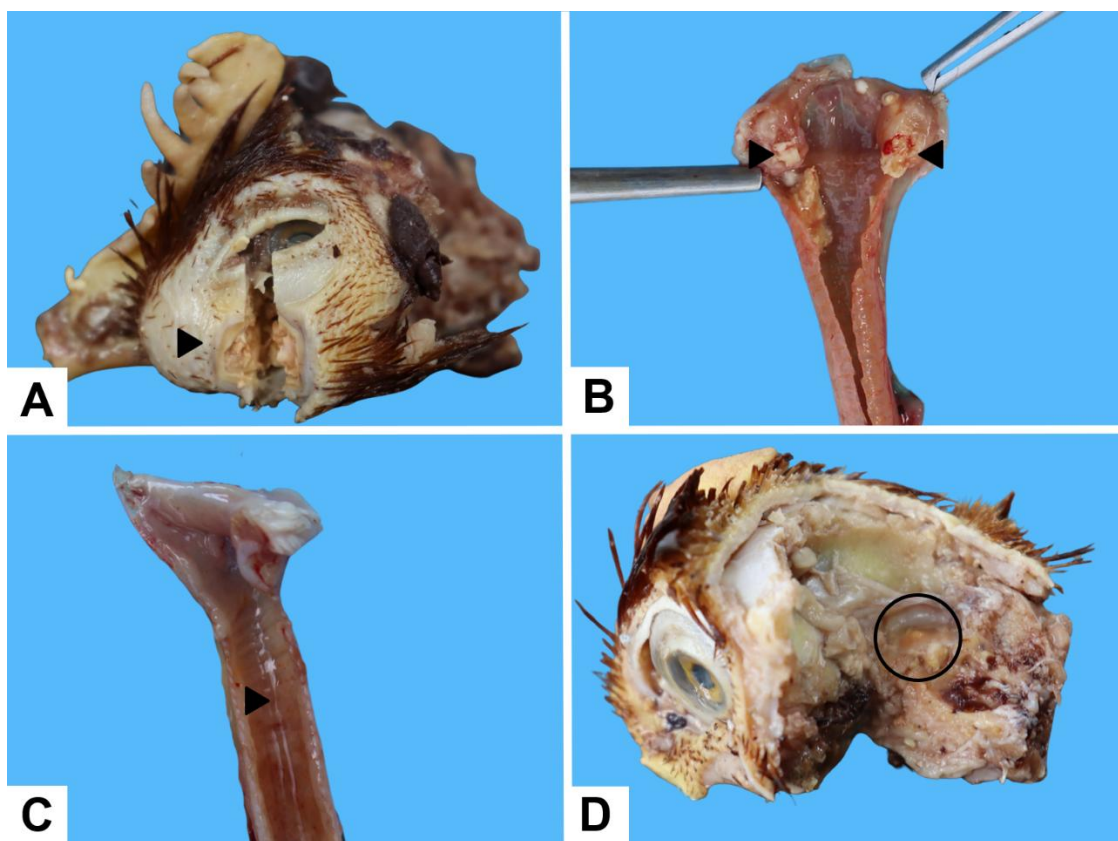
Das 155 galinhas necropsiadas, 11 apresentaram sinais clínicos respiratórios, distribuídas em quatro propriedades (P1, P8, P12, P28). Na Propriedade 1, as cinco galinhas necropsiadas apresentavam um quadro respiratório acentuado, caracterizados por apatia, dispneia, estertores respiratórios, bico aberto (Figura 7A) e pescoço esticado (Figura 7B). Além disso, observou-se conjuntivas edemaciadas e lacrimejamento ocular leve (2/5) (Figuras 7C), conjuntiva com aumento de volume unilateral acentuada (3/5) (Figura 7D), aumento do seio infraorbital moderado (2/5) (Figura 7E) a acentuado (1/5), associado à secreção nasal serosa (1/5). Em todas as aves necropsiadas, também foi visualizada expectoração de secreção mucosa na porção proximal da laringe (5/5) (Figura 7F). Adicionalmente, a propriedade relatou redução na produção de ovos.

Figura 7. Sinais respiratórios observados em galinhas poedeiras da propriedade P1 infectada pelo vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), Iraceminha, Santa Catarina, 2025. Respiração com **A)** bico aberto e **B)** pescoço esticado. **C)** Lacrimejamento ocular leve (seta). **D)** Conjuntiva com aumento de volume unilateral acentuada (seta). **E)** Aumento do seio infraorbital moderado (seta). **F)** Acúmulo de secreção mucoide em região de laringe (seta).



Na avaliação macroscópica das galinhas provenientes da P1, observou-se em conjuntiva, secreção caseosa unilateral acentuada (3/5) (Figura 8A); em laringe, secreção serosa moderada (4/5), e secreção caseosa, moderada (1/5) (Figura 8B); em traqueia, secreção mucoide discreta (5/5) (Figura 8C); em sacos aéreos, opacificação difusa discreta (4/5) e material caseoso difuso acentuado (1/5); em gânglio trigeminal (1/5), área focal medindo aproximadamente 0,2 x 0,2 cm, discretamente elevada e amarelada (Figura 8D).

Figura 8. Achados macroscópicos observados em galinhas poedeiras (P1) com laringotraqueíte infecciosa (VLTi), Iraceminha, Santa Catarina, 2025. **A) Conjuntiva** secreção caseosa unilateral acentuada (seta). **B) Laringe:** deposição de cáseo moderado (setas). **C) Traqueia** secreção serosa moderada (seta). **D) Gânglio trigeminal:** área focal amarelada (círculo).



Ao exame histopatológico das galinhas provenientes da mesma propriedade, observaram-se, conjuntivite com necrose caseosa associadas a restos celulares e exsudação fibrinosa, circundadas por infiltrado inflamatório composto por heterófilos, macrófagos e cápsula de tecido conjuntivo fibroso, moderada (1/5) a acentuada (2/5)

(Figura 9A). Adicionalmente, verificou-se infiltrado inflamatório multifocal composto por heterófilos, macrófagos, linfócitos e plasmócitos, discreto (1/5) a moderado (1/5), hiperplasia linfoide multifocal discreta (1/5) e hiperplasia multifocal do epitélio moderada (2/5).

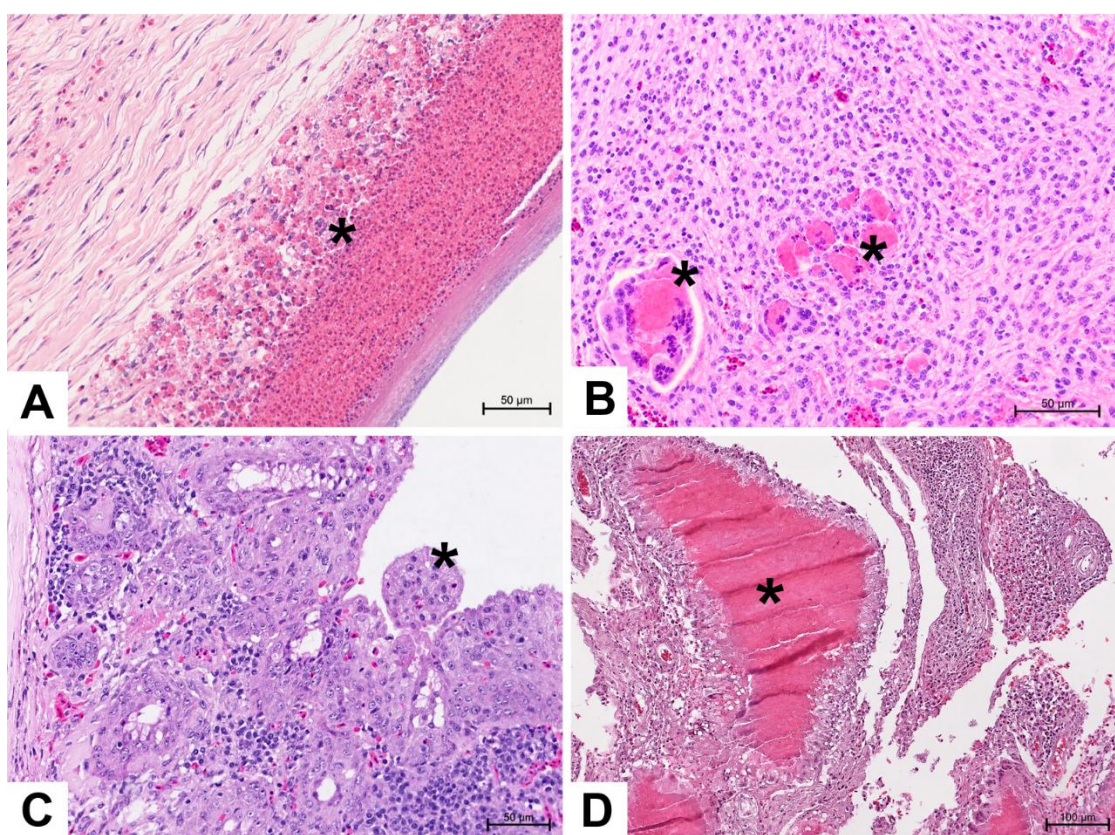
Na laringe, observou-se infiltrado inflamatório linfoplasmocítico difuso na mucosa e submucosa, moderada (1/5) a acentuada (3/5). Verificou-se ainda hiperplasia e regeneração do epitélio difusa, moderada (2/5) a acentuada (1/5), hiperplasia linfoide difusa discreta (1/5) a moderada (1/5), descamação multifocal do epitélio discreta (2/5) a acentuada (1/5) e formação multifocal de sincícios, discreto (2/5) a moderado (1/5). Em duas aves, observaram-se necrose caseosa na mucosa multifocais, circundadas por infiltrado inflamatório composto por heterófilos, macrófagos e células gigantes moderado (1/5) a acentuado (1/5) (Figura 9B).

Na traqueia proximal, observou-se infiltrado inflamatório linfoplasmocítico difuso na mucosa e submucosa, moderada (3/5) a acentuada (2/5). Também foram evidenciadas hiperplasia e regeneração epitelial multifocal, discreta (1/5) a moderada (2/5), descamação multifocal do epitélio moderada (4/5) a acentuada (1/5) e formação multifocal de sincícios discreto (1/5) a moderado (1/5) (Figura 9C).

Em traqueia distal, visualizou-se infiltrado linfoplasmocítico difuso, discreto (1/5), moderado (2/5) a acentuado (2/5) em mucosa e submucosa, hiperplasia epitelial multifocal moderada (3/5) e descamação do epitélio multifocal discreto (2/5) a moderado (1/5). Observou-se ainda, em lúmen, feixes de fibrina multifocal discreta (2/5) a moderada (1/5) acompanhada por infiltrado composto por heterófilos, multifocal discreta (2/5). Em siringe, infiltrado inflamatório de heterófilos, macrófagos, linfócitos e plasmócitos, multifocal moderado (2/5), em mucosa e submucosa. Em lúmen, observou-se ainda, formação caseosa acompanhada por fibrina, inflamatório de heterófilos e macrófagos, além de células sinciciais, focal moderado (1/5).

No gânglio trigeminal, identificou-se necrose caseosa associada a infiltrado inflamatório composto por heterófilos, macrófagos, linfócitos e plasmócitos, focal moderada (1/5) ou focalmente extensa acentuada (1/5) (Figura 9D). Observou-se ainda hiperplasia linfoide multifocal discreta.

Figura 9. Achados histopatológicos observados em galinhas poedeiras (P1) com laringotraqueíte infecciosa (VLTi), Iraceminha, Santa Catarina, 2025. **A) Conjuntiva:** necrose caseosa com restos celulares, exsudação fibrinosa, heterófilos, macrófagos (asterisco). HE, Obj.20. **B) Laringe:** necrose caseosa (asteriscos) circundada por heterófilos, macrófagos e células gigantes multinucleadas. HE, Obj.20. **C) Traqueia proximal:** hiperplasia e regeneração epitelial moderada com formação de sincício (asterisco), além de infiltrado linfoplasmocítico discreto. HE, Obj.20. **D) Gânglio trigeminal:** necrose caseosa (asterisco) com infiltrado inflamatório de heterófilos, macrófagos, linfócitos e plasmócitos. HE, Obj.10.



Nas 30 propriedades restantes, não foram observados sinais clínicos e lesões anatomopatológicas características de LTI. Em duas propriedades (P12 e P28), foram observados sinais clínicos respiratórios inespecíficos. Na P12, as aves apresentaram dispnéia, respiração com o bico aberto e espirros. Já na P28, foram observados apatia, secreção nasal, conjuntivas com aumento de volume discretos e respiração com o bico aberto, além de reportarem diminuição no consumo de ração. Relatou-se também, queda na produção de ovos em quatro propriedades (P1, P9, P14, P19).

Em comparação aos achados dos estudos de 2020/2021 observou-se que a frequência de propriedades com sinais clínicos permaneceu semelhante, de 11,9% (5/42) em 2020 no Bolsão de São Ludgero para 12,9% (4/31) em 2025. No momento do levantamento realizado nas granjas em 2020, os principais sinais relatados foram dispneia, edema palpebral e expectoração de secreções catarrais. Em 2021 não foram observados sinais clínicos respiratórios no momento do levantamento epidemiológico (WITHOEFT et al., 2025).

Ao exame macroscópico, 19 das 30 propriedades avaliadas (63,3%) apresentaram lesões macroscópicas destacando-se a opacidade dos sacos aéreos como achado mais frequente, presente em 17 propriedades (53,3%), totalizando 51 galinhas com essa alteração, com intensidade discreta (68,6%; 35/51) a moderada (31,4%; 16/51); além de pontos esbranquiçados ou deposição de material caseoso (2/51). Em laringe e traqueia, observou-se secreção serosa discreta (30,0%; 9/30), totalizando 19 aves afetadas (12,7%; 19/150). Na laringe, a alteração foi registrada em 14 aves (9,3%; 14/150), distribuídas em sete propriedades (23,3%; 7/30), apresentando-se de forma difusa discreta. Já na traqueia, o achado esteve presente em cinco aves (3,3%; 5/150), de três propriedades (10,0%; 3/30), também de forma difusa discreta.

Os achados histopatológicos inespecíficos ou de resposta aos programas vacinais observados nessas 30 propriedades avaliadas foram caracterizadas predominantemente por infiltrado inflamatório linfoplasmocítico em diferentes segmentos do trato respiratório, incluindo laringe, traqueia (proximal e distal), siringe, conjuntiva, sinus nasais e sacos aéreos, além de gânglio trigeminal, conforme podem ser observados na Tabela 6 (Figuras 10A-D).

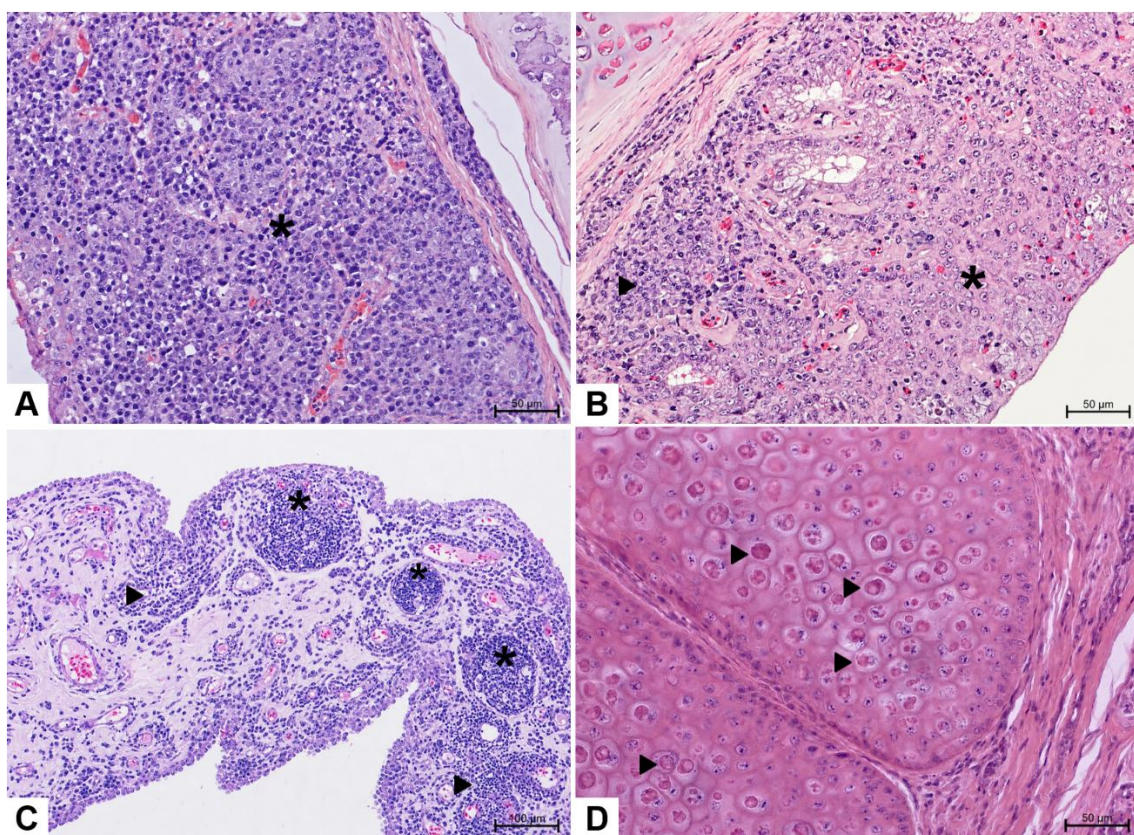
No levantamento realizado em 2020, as lesões patognomônicas, caracterizadas pela presença de células sinciciais contendo corpúsculos de inclusão intranucleares basofílicos, foram identificadas em 7,1% (3/42 – P18 e P28 do estudo de 2025) das granjas avaliadas. Essas lesões foram observadas principalmente na laringe e traqueia proximal, associadas à laringite e traqueíte linfoplasmocítica e fibrinosa, de intensidade leve a moderada, podendo apresentar maior gravidade em alguns casos. Em menor frequência, também foram descritas traqueíte na porção distal da traqueia, bronquite, rinite linfoplasmocítica, descamação epitelial, necrose, hemorragia, deposição de fibrina no lúmen e conjuntivite linfoplasmocítica. No levantamento estadual realizado em 2021, não foram observadas lesões histológicas patognomônicas da LTI nas galinhas avaliadas.

Tabela 6. Distribuição e intensidade dos achados histopatológicos inespecíficos ou de resposta aos programas vacinais observados em galinhas poedeiras provenientes de propriedades (n=30) infectadas com o vírus da laringotraqueíte infecciosa das aves (VLTi), em 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Órgão	Lesão	Aves (n/150)	Distribuição	Intensidade
Laringe	Infiltrado linfoplasmocítico	76	Multifocal, difusa	+, ++, +++
	Hiperplasia epitelial	11	Multifocal, difusa	+, ++, +++
	Regeneração epitelial	11	Multifocal, difusa	+, ++, +++
	Hiperplasia linfoide	15	Focal, multifocal, difusa	+, ++
Traqueia proximal	Infiltrado linfoplasmocítico	40	Multifocal, difusa	+, ++, +++
	Infiltrado inflamatório misto	1	Multifocal	++
	Hiperplasia epitelial	2	Multifocal	+, ++, +++
	Regeneração epitelial	2	Multifocal	+, ++, +++
	Hiperplasia linfoide	1	Multifocal	+
Traqueia distal	Infiltrado linfoplasmocítico	26	Multifocal, difusa	+, ++
	Infiltrado inflamatório misto	5	Multifocal, difusa	+, ++
	Hiperplasia epitelial	2	Multifocal	+
	Regeneração epitelial	2	Multifocal	+
	Hiperplasia linfoide	2	Difusa	++
	Descamação do epitélio	1	Moderada	+
Siringe	Infiltrado linfoplasmocítico	43	Multifocal, difusa, focalmente extensa	+, ++
	Infiltrado inflamatório misto	5	Difusa, focalmente extensa	+, ++
	Hiperplasia linfoide	5	Multifocal, difusa	+, ++
	Metaplasia epitelial escamosa	5	Difusa	++
Cornetos nasais	Infiltrado linfoplasmocítico	8	Multifocal, difusa	+, ++
	Infiltrado inflamatório misto	2	Difusa	+
	Hiperplasia linfoide	1	Multifocal	+
Pulmões	Infiltrado linfoplasmocítico	9	Focal, multifocal, difusa	+, ++
	Hiperplasia linfoide	8	Multifocal, difusa	+, +++
Sacos aéreos	Infiltrado linfoplasmocítico	32	Multifocal	+, ++
	Infiltrado inflamatório misto	12	Multifocal, difusa	+, ++
	Hiperplasia linfoide	7	Multifocal	+, ++
Conjuntiva	Infiltrado linfoplasmocítico	2	Focal, multifocal	+
	Infiltrado inflamatório misto	1	Focalmente extenso	++
	Hiperplasia linfoide	2	Focal, difusa	+, ++
	Hiperplasia do epitélio com corpúsculo de inclusão intracitoplasmático eosinofílico (Poxvírus)	2	Focal, multifocal	++
Gânglio trigeminal	Infiltrado linfoplasmocítico	21	Focal, multifocal	+, ++

+: discreto; ++: moderado; +++: acentuado. Infiltrado inflamatório misto: linfócitos, plasmócitos, macrófagos e heterófilos.

Figura 10. Achados inespecíficos, respostas vacinais ou doenças associadas, observados em galinhas poedeiras positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTi), Santa Catarina, Brasil, 2025. **A-B) Traqueia proximal:** **A)** infiltrado inflamatório linfoplasmocítico difuso acentuado (asterisco) em mucosa e submucosa. HE, Obj.20. **B-** hiperplasia e regeneração epitelial (asterisco) associada a infiltrado inflamatório linfoplasmocítico moderado (seta). HE, Obj.20. **C) Saco aéreo:** infiltrado inflamatório linfoplasmocitário (setas) e hiperplasia linfoide multifocais moderadas (asteriscos). HE, Obj.10. **D) Pele em região nasal:** hiperplasia epitelial acentuada com corpúsculos de inclusões intracitoplasmáticas eosinofílicas (setas) – Poxvírus. HE, Obj.20.



Os diagnósticos morfológicos dos achados histopatológicos observados nas galinhas de todas as propriedades avaliadas estão apresentados na Tabela 7.

Tabela 7. Distribuição dos diagnósticos morfológicos por órgão em galinhas poedeiras comerciais positivas para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) no monitoramento realizado em 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Órgão/diagnóstico morfológico	Nº de granjas	Órgão/diagnóstico morfológico	Nº de granjas
Laringe		Sacos aéreos	
Laringite linfoplasmocítica	29	Aerossaculite linfoplasmocítica	16
Laringite linfoplasmocítica fibrinosa	1	Aerossaculite mista	5
Hiperplasia linfoide	9	Hiperplasia linfoide	3
Hiperplasia epitelial	8	Aerossaculite necro-heterofílica granulomatosa	2
Laringite necro-heterofílica granulomatosa	1	Aerossaculite necro-heterofílica	1
Descamação epitelial	1	Aerossaculite heterofílica	1
Hiperplasia epitelial	1	Conjuntiva	
Células sinciciais	1	Conjuntivite linfoplasmocítica	3
Traqueia proximal		Hiperplasia linfoide	3
Traqueíte linfoplasmocítica	21	Conjuntivite necro-heterofílica fibrinosa	2
Hiperplasia epitelial	3	Conjuntivite mista	1
Exsudação muco-heterofílica	3	Blefarite hiperplásica com corpúsculo eosinofílico (Poxvírus)	1
Traqueíte mista	1	Dermatite mista	1
Descamação epitelial	1	Hiperplasia epitelial	1
Hiperplasia linfoide	1	Cornetos nasais	
Células sinciciais	1	Sinusite linfoplasmocítica	4
Traqueia distal		Sinusite necro-heterofílica fibrinosa	1
Traqueíte linfoplasmocítica	20	Rinite linfoplasmocítica	3
Traqueíte linfoplasmocítica fibrinosa	1	Hiperplasia linfoide	2
Traqueíte mista	2	Sinusite necro-heterofílica	1
Traqueíte fibrinosa	1	Exsudação muco-heterofílica	1
Hiperplasia epitelial	2	Sinusite mista	1
Descamação epitelial	2	Dermatite hiperplásica com corpúsculo eosinofílico (Poxvírus)	1
Hiperplasia linfoide	1	Metaplasia epitelial	1
Siringe		Descamação epitelial	1
Células sinciciais	1	Gânglio trigeminal	
Siringite linfoplasmocítica	19	Gânglioneurite necro-heterofílica fibrinosa	1
Siringite linfoplasmocítica fibrinosa	1	Gânglioneurite linfoplasmocítica	14
Hiperplasia linfoide	19	Hiperplasia linfoide	2
Siringite mista	3		
Metaplasia epitelial	3		
Exsudação muco-heterofílica	3		
Siringite necro-heterofílica	1		
Pulmões			
Bronquite necro-heterofílica	2		
Bronquite linfoplasmocítica	8		
Hiperplasia linfoide	6		

Os resultados compilados das informações clínicas, histopatológicas, sorológicas e da nested-PCR de cada granja estão apresentados na Tabela 8.

Tabela 8. Positividade para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) por nested-PCR e sua associação com os achados histopatológicos e sorológicos (ELISA) em poedeiras comerciais, no estado de Santa Catarina, Brasil, 2025.

Propriedade	Município	Sinais respiratórios	Histopatologia clássica da LTI	nested-PCR				Sorologia (ELISA)
				T	C	L	GT	Titulação média*
P1	Iraceminha	+	+	+	+	+	+	1,960
P2	São Ludgero	-	-	+	+	+	+	4,597
P3	São Ludgero	-	-	+	-	+	+	2,105
P4	São Ludgero	-	-	+	+	+	+	2,847
P5	Braço do Norte	-	-	+	+	+	+	4,634
P6	Braço do Norte	-	-	+	+	+	+	5,161
P7	Braço do Norte	-	-	+	+	+	-	2,830
P8	São Ludgero	+	-	+	+	+	+	2,702
P9	São Ludgero	-	-	+	+	+	+	5,289
P10	São Ludgero	-	-	+	-	+	+	6,344
P11	São Ludgero	-	-	+	-	+	+	5,697
P12	São Ludgero	+	-	+	-	+	+	2,971
P13	São Ludgero	-	-	-	-	+	+	209,9
P14	São Ludgero	-	-	+	+	+	+	6,318
P15	São Ludgero	-	-	+	+	+	+	2,852
P16	São Ludgero	-	-	-	+	+	+	4,550
P17	São Ludgero	-	-	+	+	-	+	6,681
P18	São Ludgero	-	-	+	-	+	-	7,648
P19	Braço do Norte	-	-	+	+	+	+	5,622
P20	São Ludgero	-	-	-	-	-	+	5,665
P21	Braço do Norte	-	-	+	-	+	+	3,544
P22	Braço do Norte	-	-	+	+	+	+	8,532
P23	São Ludgero	-	-	+	-	-	+	3,784
P24	Braço do Norte	-	-	-	+	-	-	0,013**
P25	São Ludgero	-	-	+	+	-	-	5,618
P26	Braço do Norte	-	-	+	-	+	+	2,951
P27	Grão Pará	-	-	+	+	+	+	5,573
P28	Urussanga	+	-	+	-	+	+	5,170
P29	Içara	-	-	+	+	+	+	3,350
P30	Orleans	-	-	+	+	+	+	2,836
P31	Orleans	-	-	+	+	+	+	1,203

L:laringe; T:traqueia; C:conjuntiva; GT:gânglio trigeminal; *: ponto de corte: >0,3; ** Propriedade soronegativa.

4.3.5 Análise estatística

O teste Q de Cochran revelou diferenças significativas entre os métodos diagnósticos em todos os órgãos avaliados, conforme pode ser visualizado nas Tabelas 9 e 10.

Tabela 9. Comparação da identificação das lesões anatomopatológicas e detecção viral por nested-PCR para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) em diferentes órgãos de galinhas poedeiras comerciais infectadas no ano de 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Órgão/Tecido	Q	gl	p-valor
Laringe	29,556	2	<0,001
Traqueia	38,552	2	<0,001
Conjuntiva	31,000	2	<0,001
Gânglio trigeminal	39,500	2	<0,001

Q: Q de Cochran; gl: graus de liberdade.

Tabela 10. Comparações pareadas entre macroscopia, histopatologia e Nested-PCR em galinhas poedeiras infectadas com o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi), no ano de 2025 no estado de Santa Catarina, Brasil.

Órgão	Métodos de diagnósticos	χ^2	gl	p-valor
Laringe	Macroscopia × Histopatologia	22,000	1	<0,001*
Laringe	Macroscopia × Nested-PCR	11,600	1	<0,001*
Laringe	Histopatologia × Nested-PCR	3,570	1	0,059
Traqueia	Macroscopia × Histopatologia	20,045	1	<0,001*
Traqueia	Macroscopia × Nested-PCR	21,333	1	<0,001*
Traqueia	Histopatologia × Nested-PCR	0,444	1	0,505
Conjuntiva	Macroscopia × Histopatologia	1,333	1	0,248
Conjuntiva	Macroscopia × Nested-PCR	16,056	1	<0,001*
Conjuntiva	Histopatologia × Nested-PCR	13,067	1	<0,001*
Gânglio trigeminal	Macroscopia × Histopatologia	14,062	1	<0,001*
Gânglio trigeminal	Macroscopia × Nested-PCR	25,037	1	<0,001*
Gânglio trigeminal	Histopatologia × Nested-PCR	7,692	1	0,006

χ^2 = estatística do teste; gl: graus de liberdade; *Valor de p significativo (p<0,05).

Quando comparado a positividade por PCR entre os anos 2020/2021 e 2025, a análise pareada entre os órgãos demonstrou tendência de redução da positividade viral em laringe e conjuntiva entre os períodos avaliados, embora sem significância estatística. Traqueia e gânglio trigeminal não apresentaram variação relevante. A análise global não demonstrou diferença entre os anos avaliados (Tabela 11).

Tabela 11. Comparação da positividade para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) em galinhas poedeiras, detectado por nested-PCR entre 2020/2021 e 2025, em 31 propriedades avícolas, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Tecido	2020/21 n (%)	2025 n (%)	OR (IC95%)	p-valor ¹
Laringe	30/31 (96,8)	25/31 (80,6)	9,00 (0,46–174,6)	0,062
Traqueia	29/31 (93,5)	27/31 (87,1)	4,33 (0,21–89,3)	0,125
Conjuntiva	25/31 (80,6)	20/31 (64,5)	2,64 (0,72–9,69)	0,092
Gânglio trigeminal	27/31 (87,1)	28/31 (90,3)	0,60 (0,10–3,63)	1,000
Total de propriedades positivas	31/31 (100,0)	31/31 (100,0)	—	1,000

OR: razão de chances; IC 95%: intervalo de confiança de 95%; ¹:Teste de McNernman.

As razões de chances idênticas observadas para a lesão histológica clássica de LTI e a soropositividade resultaram do mesmo padrão de observações pareadas discordantes (uma transição de positivo para negativo e nenhuma transição de negativo para positivo), e não necessariamente de efeitos biológicos equivalentes (Tabela 12).

Tabela 12. Comparação dos resultados de histopatologia e sorologia para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi), em galinhas poedeiras, entre 2020/2021 e 2025, no estado de Santa Catarina, Brasil.

Variável	2020/2021	2025	Medida de efeito (IC95%)	p-valor
Lesão histológica clássica LTI	2/31 (6,5%)	1/31 (3,2%)	3,0 (0,12 – 73,6)	1,000 ¹
Soropositividade LTI	31/31 (100,0%)	30/31 (96,8%)	3,0 (0,12 – 73,6)	1,000 ¹
Título de anticorpos LTI ²	4895 (2957–5879)	4635 (2702–5622)	—	0,444 ³

¹ Teste exato de McNemar para dados pareados.

² Resultados expressos como mediana (intervalo interquartil).

³ Teste de Wilcoxon para amostras pareadas.

4.4. DISCUSSÃO

Os resultados do presente estudo confirmam a circulação ativa do vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi) nos plantéis de postura comercial do estado de Santa Catarina, evidenciando a persistência vírus em uma das regiões de maior produção de ovos do país (IBGE, 2025). A enfermidade, caracterizada por sinais clínicos e achados anatomopatológicos compatíveis com LTI foi evidenciada apenas no município de Iraceminha (P1), extremo oeste do estado, em 2025. Nas demais propriedades avaliadas, detectou-se apenas a infecção viral, sem evidências da doença. Além disso, este representa o primeiro estudo realizado no estado de Santa Catarina a monitorar propriedades previamente positivas nos estudos conduzidos na região do Bolsão de São Ludgero em 2020 e no estado em 2021 (WITHOEFT et al., 2025).

A persistência da circulação do VLTi observada no presente estado evidencia um dos principais desafios para o controle desse vírus, uma vez que o vírus pode permanecer nos plantéis por longos períodos, após os surtos da doença. Esse comportamento já foi descrito em Minas Gerais, onde, após cinco anos de vigilância, foi demonstrada a persistência da circulação viral na região (SANTOS et al., 2022).

As granjas avaliadas em São Ludgero apresentaram elevada proximidade geográfica, com distância média de 2,77 km entre elas. A elevada densidade de granjas de postura na região de São Ludgero, onde a maioria das propriedades está localizada a menos de 5 km, algumas menos até de 1km, umas das outras, favorece o contato indireto entre estabelecimentos e pode contribuir para a manutenção e disseminação regional do VLTi (GEWEHR et al., 2010). Esse cenário é compatível com os achados do presente estudo, que evidenciaram a circulação contínua do VLTi em propriedades localizadas em um raio de até 50 km do foco inicial, identificado em 2020 (WITHOEFT, 2025). Essa proximidade entre as granjas pode explicar parcialmente a manutenção da positividade no município de São Ludgero e a detecção do vírus em municípios vizinhos, como Braço do Norte, Grão-Pará, Orleans, Urussanga e Içara, situados entre 9 e 50 km do local onde foi registrado o surto inicial (WITHOEFT et al., 2025).

Além da disseminação em nível regional, a ocorrência de aves positivas, com sinais clínicos e lesões anatomopatológicas compatíveis com LTI em Iraceminha, localizado a aproximadamente 600 km de São Ludgero, demonstra que a propagação do vírus também ocorreu em longa distância. Essa hipótese é corroborada pela identificação da mesma linhagem viral (VI-4 São Ludgero) em um surto registrado no Paraná, a mais

de 800 km do foco inicial em Santa Catarina, evidenciando a capacidade dessa variante de se disseminar para regiões geograficamente distantes (CHACÓN et al., 2025).

No presente estudo, nenhuma das propriedades avaliadas adotava o sistema de vazio sanitário (*all-in/all-out*), característica típica de sistemas comerciais de postura que mantêm lotes de múltiplas idades (DUFOUR-ZAVALA, 2008; GOWTHAMAN et al., 2020). Corroborando esse perfil, a idade das aves nos diferentes galpões variou de 2 a 29 meses, evidenciando a coexistência de aves em diferentes fases de produção. Essa condição dificulta a interrupção do ciclo de transmissão do vírus, uma vez que impede a realização do vazio sanitário e favorece a permanência simultânea de aves suscetíveis e de aves infectadas ou portadoras no mesmo ambiente, contribuindo para a manutenção do VLTi (DUFOUR-ZAVALA et al., 2008; GOWTHAMAN et al., 2020).

A análise das características de biossegurança entre os períodos de 2020/2021 e 2025 demonstrou aprimoramento em algumas medidas adotadas nas propriedades avaliadas. No presente estudo, observou-se que a reposição dos plantéis era realizada predominantemente com pintinhas de um dia de idade. Esse perfil difere do observado em 2020/2021, quando foi identificada associação entre a reposição com aves de aproximadamente 90 dias de idade e a soropositividade para o vírus da laringotraqueíte infecciosa aviária (VLTi). Na análise multivariada de ambos os períodos, essa foi a única variável que permaneceu significativamente associada à soropositividade, conferindo 13,5 vezes mais chances de detecção de anticorpos em comparação às demais categorias de aves de reposição (WITHOEFT et al., 2025). A predominância da reposição dos plantéis com pintinhas de um dia, observada em 2025, pode refletir mudanças nas práticas de manejo adotadas pelas granjas após a implementação do programa de controle da LTI em Santa Catarina. Essa estratégia pode contribuir para reduzir o risco de introdução de aves previamente infectadas, uma vez que os surtos de LTI ocorrem principalmente em aves com mais de quatro semanas de idade e não há evidências de transmissão vertical do VLTi, tornando pintinhas recém eclodidas menos propensas a atuar como portadoras e disseminadoras do vírus (GOWTHAMAN et al., 2020).

Nos inquéritos epidemiológicos de 2020/2021, diversas variáveis apresentaram associação estatisticamente significativa na análise univariada, sendo consideradas potenciais fatores relacionados à ocorrência da LTI (WITHOEFT et al., 2025). No presente estudo, dentre essas variáveis, destacaram-se o aumento da restrição de acesso de terceiros e a adoção do descarte adequado do esterco. A restrição de visitantes reduz a

transmissão indireta do VLTI, uma vez que pessoas, vestimentas, calçados, equipamentos e veículos podem atuar como fômites, transportando partículas virais entre propriedades (DUFOUR-ZAVALA, 2008; OU e GIAMBRONE, 2012; VOLKOVA et al., 2012; BROWN et al., 2020; TSIOURIS et al., 2021; SHARMA et al., 2023; YUNITA et al., 2025). O esterco, por sua vez, foi por muitos anos apontado como potencial fonte de disseminação do VLTI quando manejado de forma inadequada (DUFOUR-ZAVALA, 2008), no entanto, estudos mais recentes demonstraram que, apesar de altas cargas de DNA viral serem detectadas nas excretas de aves infectadas, esse material possui um baixo potencial de infecção, possivelmente devido à inativação do vírus no trato gastrointestinal das aves (YEGORAW et al., 2021).

Por outro lado, algumas medidas apresentaram redução na frequência de adoção entre os períodos avaliados. Observou-se diminuição na utilização de equipamentos de proteção individual (EPIs) por técnicos, no controle de roedores e moscas e no descarte adequado de lixo e resíduos. O uso inadequado de vestimentas e equipamentos de proteção já foi associado à transmissão do VLTI em outros estudos (BIRHAN et al., 2022). Quanto ao controle de insetos, esses podem atuar como potenciais vetores mecânicos do VLTI, uma vez que o vírus já foi detectado por métodos moleculares em insetos associados ao ambiente de produção. Embora alguns estudos não tenham identificado associação significativa entre a eficácia do controle de insetos e a introdução do vírus nas propriedades, sua participação na disseminação mecânica do agente não pode ser descartada (OU e GIAMBRONE et al., 2012; VOLKOVA et al., 2012).

Observou-se ainda, em 2025, mudança no destino das aves de descarte, com redução da comercialização exclusivamente dentro de Santa Catarina e aumento das vendas para outros estados. Embora o presente estudo não tenha rastreado individualmente o destino das aves comercializadas, essa movimentação pode representar uma importante via de conexão epidemiológica entre diferentes regiões. Nesse contexto, a identificação de vírus pertencentes ao subgrupo VI-4, associado às cepas detectadas em Santa Catarina em 2020, nos surtos de LTI ocorridos no Paraná em 2024 reforça a possibilidade de disseminação entre estados por meio do transporte de aves infectadas ou de materiais contaminados. Entretanto, a ausência de dados de rastreabilidade impede estabelecer uma relação causal entre a comercialização de aves de descarte observada neste estudo e a introdução do vírus em outras regiões (CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025).

De modo geral, embora tenham sido observadas melhorias em algumas práticas de biossegurança, com destaque para a substituição da reposição com aves de aproximadamente 90 dias por pintinhos de um dia, não houve mudanças expressivas no conjunto das medidas adotadas pelas propriedades. A permanência de falhas relacionadas ao controle de vetores, ao uso de EPIs e ao manejo de resíduos, aliada ao aumento da movimentação de aves entre propriedades e regiões, pode ter contribuído para a manutenção da circulação do VLTi nas granjas avaliadas (JOHNSON et al., 2005; OU e GIAMBRONE et al., 2012; GOWTHAMAN et al., 2020; CHACÓN et al., 2025; WITHOEFT et al., 2025). Esses resultados indicam que a adoção parcial de medidas de biossegurança é insuficiente para interromper a transmissão do vírus, especialmente em regiões com elevada densidade avícola.

Durante o acompanhamento das 31 granjas avaliadas, apenas quatro propriedades apresentaram galinhas com sinais clínicos respiratórios, caracterizados principalmente por dispneia, espirros, respiração ofegante, expectoração mucosa, estertores respiratórios, além de conjuntivite, lacrimejamento e aumento de volume facial. Em uma dessas propriedades (P1), os sinais clínicos foram mais intensos, incluindo manifestações características de quadros agudos da LTI, que foram posteriormente corroborados pelos achados histopatológicos (DORMITORIO et al., 2013; PARRA et al., 2016; TSIOURIS et al., 2021; PAJIC et al., 2022).

Nas outras três propriedades, os sinais clínicos foram mais brandos, compatíveis com apresentações leves da doença. Considerando que os sinais clínicos da LTI surgem geralmente entre 6 e 14 dias após a infecção natural e que o curso clínico pode se estender por 10 a 14 dias, a redução da intensidade das manifestações ao longo da evolução da infecção pode estar associada à fase de recuperação clínica (SELLERS et al., 2004; OLDONI et al., 2009; MORENO et al., 2010). Nessa fase, podem ser observadas manifestações como traqueíte e conjuntivite leves, edema dos seios infraorbitários, secreção nasal persistente e estertores respiratórios discretos (TIMURKAAN et al., 2003; SELLERS et al., 2004; GARCIA; SPATZ, 2019), características compatíveis com apresentações leves da LTI.

As três propriedades, que apresentaram sinais respiratórios e positividade pela nested-PCR com ausência da doença, exibiam manifestações clínicas inespecíficas, também descritas em outras infecções respiratórias, como bronquite infecciosa, coriza infecciosa e micoplasmose (PARRA et al., 2016). Nas demais propriedades, a ausência

de sinais clínicos pode ser atribuída à fase de latência do vírus, durante a qual aves infectadas permanecem portadoras por toda a vida (GARCÍA e SPATZ, 2019).

Os achados macroscópicos observados na propriedade P1 foram compatíveis com a forma leve da LTI, caracterizada por alterações discretas a moderadas do trato respiratório superior, como edema palpebral, hiperemia da mucosa e acúmulo de secreção mucosa na laringe e traqueia (TIMURKAAN et al., 2003; SELLERS et al., 2004; BRANDÃO e CHACÓN, 2009; WITHOEFT et al., 2025). Além disso, essas alterações foram semelhantes às descritas no primeiro surto de LTI em Santa Catarina, em 2020 (WITHOEFT et al., 2025). As lesões de conjuntivite, sinusite e laringotraqueíte caseosa, que são lesões frequentemente descritas em surtos de maior gravidade registrados no Brasil, como os ocorridos em São Paulo (CHACÓN et al., 2005), Minas Gerais (PREIS et al., 2013) e Paraná (CHACÓN et al., 2025), estão geralmente associadas à formação de coágulos sanguíneos e podem obstruir parcial ou totalmente as vias respiratórias. Entretanto, essas lesões caseosas possivelmente tem relação com infecções bacterianas secundárias causadas por *Mycoplasma* e *E. coli* (CASAGRANDE et al., 2014; NOLAN et al., 2020).

A presença de metaplasia escamosa observada no epitélio respiratório também é descrita em infecções por *Mycoplasma gallisepticum*, sendo considerada uma alteração associada à perda de cílios, hiperplasia epitelial e inflamação crônica da mucosa respiratória (STIPKOVITS et al., 2012; CASAGRANDE et al., 2014). Da mesma forma, infecções secundárias por *Escherichia coli* podem resultar em acúmulo de exsudato fibrinoso ou caseoso nas vias respiratórias, especialmente em aves previamente acometidas por agentes respiratórios, produzindo lesões de sinusite, aerosaculite, pericardite e peri-hepatite fibrinosa (NOLAN et al., 2020).

Na avaliação macroscópica, observou-se uma área focal amarelada, unilateral, na região do gânglio trigeminal de uma ave da propriedade P1, possivelmente associada à extensão do processo inflamatório decorrente do acúmulo de material caseoso na conjuntiva. Embora o gânglio trigeminal seja reconhecido como o principal sítio de latência do VLTi (WILLIAMS et al., 1992; BELTRAN et al., 2017), descrições de alterações histológicas nesse tecido em galinhas ainda são escassas.

Neste estudo, infiltrado linfoplasmocítico foi observado no gânglio trigeminal de 48,3% (15/31) das galinhas, sugerindo que esse achado possa estar relacionado à resposta imune local associada ao estabelecimento e à manutenção da latência do GaHV-1. Essa

hipótese é sustentada pela demonstração de ativação imunológica no gânglio trigeminal de galinhas experimentalmente infectadas pelo ILTV, caracterizada pelo aumento da expressão de citocinas pró-inflamatórias, como IL-1 β , IL-6, IFN- γ e CXCLi2 (VAGNOZZI et al., 2018). Embora os mecanismos envolvidos na persistência desse infiltrado ainda não estejam completamente esclarecidos em galinhas, estudos experimentais com o Herpes Simplex Virus 1 (HSV-1) em camundongos demonstraram que a latência no gânglio trigeminal é acompanhada por infiltração persistente de linfócitos T e macrófagos, responsáveis pelo controle da infecção latente e pela restrição da reativação viral (LIU et al., 1996). Considerando que o HSV-1 e o GaHV-1 pertencem à subfamília *Alphaherpesvirinae* e compartilham o tropismo por neurônios sensoriais, é plausível que o infiltrado observado neste estudo represente uma resposta imune local persistente, contribuindo para a manutenção da latência viral e para o controle da reativação do GaHV-1.

A ocorrência de alterações no gânglio trigeminal também deve ser interpretada em a presença do vírus que pode ser determinada pelo exame de imuno-histoquímica (IHQ). Em estudo experimental com galinhas infectadas pelo VLTI, o antígeno viral foi detectado no gânglio trigeminal por IHQ, inclusive durante o período pós-agudo da infecção, demonstrando a possibilidade de detecção do vírus nesse tecido após a fase clínica da doença (YILMAZ et al., 2004). Dessa forma, a detecção do antígeno viral por IHQ no gânglio trigeminal (YILMAZ et al., 2004), associada ao infiltrado inflamatório observado no presente estudo, reforça o papel desse tecido na infecção pelo GaHV-1 e sua possível participação na persistência viral.

Formações caseosas envolvendo estruturas adjacentes ao gânglio trigeminal já foram relatadas em enfermidades como coriza infecciosa, micoplasmose, gallibacteriose e infecções bacterianas secundárias, especialmente por *Escherichia coli* (ANDREATTI FILHO, 2007; CASAGRANDE et al., 2014; PAUDEL et al., 2017; GUO et al., 2021). Em um estudo sobre coriza infecciosa, foi descrita a presença de exsudato caseoso acometendo estruturas cefálicas adjacentes, demonstrando o potencial de disseminação regional desses processos inflamatórios (CRISPO et al., 2018). No presente estudo, a ocorrência concomitante de lesão caseosa na conjuntiva da mesma ave sugere uma possível relação entre os achados, uma vez que a proximidade anatômica das estruturas cefálicas nas aves pode favorecer a extensão do processo inflamatório para tecidos adjacentes, incluindo a região do gânglio trigeminal (ARENT, 2010).

Além da alteração observada na região do gânglio trigeminal, foram identificadas lesões caseosas nos seios nasais da mesma ave, reforçando a hipótese de disseminação direta do processo inflamatório entre estruturas cefálicas adjacentes (KING e MCLELLAND, 1984). A proximidade anatômica entre a cavidade nasal, o ouvido médio, os espaços pneumáticos cranianos e os tecidos nervosos pode favorecer a propagação local de agentes infecciosos (SHIVAPRASAD et al., 2006). Adicionalmente, foi observada a presença de material caseoso na laringe, achado frequentemente associado à LTI. Embora essa alteração possa ser observada macroscopicamente em outras enfermidades, como na forma diftérica da boubá aviária, a avaliação histopatológica permite a diferenciação entre essas condições. (GARCIA e SPATZ, 2013; TRIPATHY E REED, 2020; GOWTHAMAN et al., 2014; ABOSSE et al., 2022). Em duas propriedades (P8 e P25) foram identificadas lesões histopatológicas compatíveis com infecção por Poxvírus aviário, entretanto, apenas a P8 apresentava sinais clínicos respiratórios.

Entre as 31 propriedades avaliadas, apenas a P1 apresentou sinais clínicos e lesões anatomopatológicas compatíveis com LTI, embora todas as granjas tenham sido positivas para o VLTI pela nested-PCR. Nas demais propriedades, a ausência de lesões anatomopatológicas características, mesmo diante da detecção do DNA viral, sugere que as aves se encontravam em infecção subclínica ou em fase de latência (COUTO et al., 2015). Esses achados reforçam a importância da associação com a histopatologia para confirmação da doença (GARCÍA et al., 2013).

Histopatologicamente, no presente estudo, lesões clássicas de LTI (CRESPO et al., 2007; CARNACCINI et al., 2021) foram identificadas em apenas uma galinha avaliada da propriedade P1, acometendo laringe e traqueia. Adicionalmente, foram observados sincícios na siringe dessa mesma ave, localização incomum na LTI e raramente descrito (PURCELL, 1971; GOWTHAMAN et al., 2020; CARNACCINI et al., 2022). A presença de células sinciciais é considerada um achado clássico da LTI, porém sua ocorrência nem sempre é visualizada devido ao curto período de apresentação (GARCÍA et al., 2013; CARNACCINI et al., 2022). Após esse período, essas células sofrem necrose e descamação promovidas pela intensa resposta inflamatória passando a compor o exsudato das vias aéreas como brônquios e conchas nasais, o que explica sua identificação em apenas uma galinha avaliada (SELLERS et al., 2004; GARCÍA et al., 2013; WANG et al., 2013; REDDY et al., 2014; CARNACCINI et al., 2021).

Além disso, esse aspecto explica o predomínio de alterações inflamatórias inespecíficas, sem as lesões histológicas clássicas da LTI, na maioria das aves avaliadas. Esses achados reforçam que infiltrados inflamatórios na mucosa respiratória, com ou sem perda epitelial, não são exclusivos da LTI, podendo também ocorrer em outras enfermidades respiratórias, como micoplasmose, bronquite infecciosa aviária, Poxvirose, pneumovirose aviária, doença de Newcastle e influenza aviária (CHACÓN et al., 2007; COUTO et al., 2016).

O infiltrado inflamatório observado nas aves deve ser interpretado com cautela, uma vez que não constitui um achado específico da infecção pelo VLTI. Vacinas vivas contra o vírus da bronquite infecciosa (IBV) e o vírus da doença de Newcastle (NDV), por exemplo, podem induzir alterações histológicas na traqueia, incluindo o recrutamento de células inflamatórias, mesmo na ausência de sinais respiratórios, sendo essas alterações geralmente transitórias (WILSON et al., 2021). Da mesma forma, infiltrados linfoplasmocítico na mucosa respiratória podem ser observados em aves vacinadas contra *Mycoplasma gallisepticum* (COUTO et al., 2016). Em estudo realizado em aviários brasileiros com detecção de GaHV-1, 22,6% das aves apresentaram alterações histológicas sugestivas de coinfeção, enquanto 61,2% foram positivas por PCR para dois ou mais agentes etiológicos, com predomínio da associação entre GaHV-1 e *Mycoplasma* spp. (COUTO et al., 2016). Assim, a presença de infiltrado inflamatório, isoladamente, não permite atribuí-lo à infecção ativa pelo VLTI, sendo necessária a avaliação conjunta com lesões mais características, como necrose e descamação epitelial, formação de células sinciciais e corpúsculos de inclusão intranucleares, além dos achados clínicos e moleculares.

Em aves que sobrevivem à fase inicial da infecção pelo VLTI, o dano epitelial decorrente da necrose costuma ser seguido por hiperplasia regenerativa do epitélio pseudoestratificado ciliado e das células caliciformes (FLETCHER e ABDUL-AZIZ, 2016), o que pode explicar as alterações hiperplásicas observadas em laringe e conjuntiva na ave da P1, sugerindo estágio mais avançado ou fase de resolução da infecção (BAGUST et al., 2000). Com a progressão da doença, a degeneração, necrose e descamação do epitélio laríngeo e traqueal contribuem para a formação de exsudato inflamatório que, ao se acumular, pode obstruir a siringe (CARNACCINI et al., 2021), mecanismo compatível com o material caseoso observado no presente estudo, associado à deposição de fibrina e a infiltrado inflamatório predominantemente heterofílico e

macrofágico no lúmen do órgão. Entretanto, esses achados não são exclusivos da LTI, podendo também ser observados em infecções bacterianas, especialmente as causadas por *Escherichia coli*, ou em infecções por *Mycoplasma gallisepticum* (KLEVEN, 2008; CASAGRANDE et al., 2014; NOLAN et al., 2020).

A elevada frequência de aerossaculite, caracterizada por opacidade dos sacos aéreos e aerossaculite linfoplasmocítica, ainda é um achado pouco descrito na literatura. Esse padrão sugere que a lesão possa estar associada a formas leves ou estágios iniciais da doença, sendo mais frequente em aves necropsiadas de rotina do que naquelas que evoluem para morte aguda, nas quais predominam lesões do trato respiratório superior, enquanto aves sem morte direta pela infecção exibem comprometimento mais discreto e difuso do trato respiratório inferior, incluindo os sacos aéreos. Embora esse padrão possa estar associado a formas leves ou estágios iniciais da doença (CARNACCINI et al., 2021), trata-se de uma lesão inespecífica, que também pode ser influenciada por fatores de ambiência, como elevadas concentrações de amônia, ventilação inadequada e excesso de poeira, capazes de causar irritação do trato respiratório e predispor ao desenvolvimento de aerossaculite e infecções secundárias (FLETCHER e ABDUL-AZIZ, 2016).

A elevada soropositividade observada no presente estudo (96,77%) indica ampla exposição ao VLTÍ nos plantéis avaliados, especialmente em propriedades que utilizam vacina recombinante para VLTÍ, no entanto o kit de ELISA utilizado no presente estudo não detecta anticorpos induzidos pela vacina recombinante. Esse resultado é superior ao descrito em outros levantamentos realizados no Brasil, nos quais foram registradas soroprevalências de 55,6% em galinhas poedeiras em Minas Gerais (SANTOS et al., 2022) e de 48,26% em plantéis não tecnificados no Distrito Federal (TOCANTINS, 2014). Por outro lado, achados semelhantes de elevada positividade foram relatados após surtos na região da Serra da Mantiqueira, onde todas as granjas avaliadas apresentaram soropositividade para VLTÍ (HERGOT et al., 2021).

Na P1, a ausência de vacinação coincidiu com a ocorrência de lesões anatomopatológicas compatíveis com LTI, sugerindo circulação viral ativa. A P28 também não utilizava vacina recombinante e teve a doença confirmada por histopatologia em 2020, no entanto no inquérito realizado em 2025 as aves apresentaram o VLTÍ na ausência da doença, o que reflete a persistência do GaHV-1 em estado de latência ou a manutenção do vírus na propriedade sem evidências de infecção ativa (BELTRÁN et al., 2017; GARCIA E SPATZ, 2020). Embora praticamente todas as aves tenham sido

imunizadas com vacinas recombinantes (Innovax® ILT e Vectormune® FP-LT), essas não contêm o VLTI, pois a circulação viral ocorreu em todas as propriedades.

Adicionalmente, foi identificada uma propriedade (P24) com resultado positivo na PCR e negativo na sorologia. A detecção do GaHV-1 exclusivamente na conjuntiva pode estar relacionada às diferenças de tropismo tecidual entre cepas de campo, uma vez que algumas variantes apresentam maior afinidade por esse tecido e menor detecção em outros segmentos do trato respiratório (KIRKPATRICK et al., 2006; YILMAZ et al., 2004). Associado a isso, a ausência de anticorpos pode refletir uma fase inicial da infecção, na qual o DNA viral já é detectável antes da soroconversão (COPPO et al., 2013).

A escolha dos tecidos para análise molecular baseou-se nos sítios de replicação viral e de estabelecimento de latência. A laringe, traqueia e conjuntiva foram selecionadas por corresponderem aos principais tecidos-alvo do VLTI durante a infecção ativa, enquanto o gânglio trigeminal foi incluído por atuar como o principal sítio de estabelecimento da latência viral (WILLIAMS et al., 1994; CHACÓN et al., 2008; OLDONI et al., 2009; PREIS et al., 2013).

Considerando as diferenças no tropismo tecidual do VLTI durante as fases de replicação e latência, a comparação entre os resultados de 2025 e os obtidos no inquérito epidemiológico de 2020/2021 (WITHOEFT et al., 2025), nas mesmas propriedades, revela alteração na distribuição da positividade entre os órgãos ao longo do período. Houve redução na frequência de detecção na laringe, traqueia e conjuntiva, tecidos associados à replicação viral ativa no trato respiratório (COPPO et al., 2013; BLAKEY et al., 2019), enquanto o gânglio trigeminal manteve elevada positividade, com discreto aumento de 87,1% para 90,3%, reforçando seu papel como principal sítio de latência do VLTI (FLORES, 2012; GAMA e CANAL, 2009). Esses achados sugerem que, embora a replicação viral nos tecidos respiratórios tenha diminuído ao longo do tempo, o vírus permaneceu circulando e estabelecido nos plantéis por meio de aves portadoras latentes.

Embora o gânglio trigeminal seja reconhecido como o principal sítio de latência do VLTI, estudos demonstram que o vírus também pode permanecer latente na traqueia (BAGUST et al., 1986; PARRA et al., 2020; SANTOS et al., 2022). Esse mecanismo pode explicar a elevada frequência de positividade observada nesse órgão (87,1%; 27/31), mesmo na ausência de lesões macroscópicas e histopatológicas, evidenciando que a presença do genoma viral nem sempre está associada ao dano tecidual. Essa dissociação

pode resultar da persistência do vírus em baixos níveis, em células da mucosa traqueal, como macrófagos e em neurônios da adventícia, que podem atuar como reservatórios, mantendo o agente nos tecidos respiratórios sem replicação suficiente para induzir inflamação ou lesões (BAGUST et al., 1986; CALNEK et al., 1986; CHACÓN et al., 2015; KRUNKOSKY et al., 2018). Assim, a positividade molecular não indica necessariamente infecção ativa, podendo refletir um estado de persistência viral ou infecção subclínica.

A análise estatística demonstrou diferença significativa entre os métodos diagnósticos avaliados (macroscopia, histopatologia e nested-PCR), segundo o teste Q de Cochran, evidenciando desempenhos distintos na detecção do GaHV-1. Essa diferença está relacionada às características de cada técnica, uma vez que a nested-PCR apresenta maior sensibilidade analítica e permite a detecção do DNA viral mesmo na ausência de lesões, enquanto os métodos anatomopatológicos dependem do desenvolvimento de alterações teciduais (HUMBERD et al., 2002)

Apesar da diferença global entre os métodos, histopatologia e nested-PCR apresentaram desempenho semelhante na laringe e na traqueia, principais sítios de replicação viral. Entretanto, no gânglio trigeminal e na conjuntiva, a nested-PCR apresentou maior capacidade de detecção, evidenciando sua importância na identificação de infecções latentes ou subclínicas. A concordância entre a detecção molecular e os achados histopatológicos nesses tecidos já foi descrita em estudos prévios, reforçando o uso da nested-PCR como ferramenta diagnóstica complementar na LTI (HUMBERD et al., 2002; CHACÓN et al., 2008).

A comparação temporal entre 2020/2021 e 2025 demonstrou manutenção da positividade por propriedade (31/31), indicando a persistência do GaHV-1 nas granjas avaliadas. Apesar disso, observou-se redução da detecção viral na laringe (96,8% para 80,6%) e conjuntiva (80,6% para 64,5%), sugerindo menor circulação ativa no trato respiratório superior. Entretanto, a elevada positividade no gânglio trigeminal (90,3%) evidencia a manutenção do vírus em sítios associados à latência (GUY e GARCIA, 2008; GOWTHAMAN et al., 2020).

A redução das lesões histológicas compatíveis com LTI (6,5% para 3,2%), associada à manutenção da alta soropositividade e à ausência de diferença estatística entre os períodos, sugere uma condição predominantemente subclínica. Esse cenário pode estar relacionado à resposta imune induzida pelas vacinas recombinantes, que controla a

replicação viral e a doença, mas não impede a manutenção da latência do GaHV-1, reforçando a importância da nested-PCR no monitoramento da circulação viral em Santa Catarina (BAGUST et al., 1986; HUMBERD et al., 2002; GUY e BAGUST, 2003; HIDALGO, 2003; CHACÓN et al., 2008).

A implementação das vacinas recombinantes contra o VLTi em Santa Catarina teve como objetivo reduzir a ocorrência da forma clínica da laringotraqueíte infecciosa, sem os riscos associados às vacinas vivas atenuadas (COPPO et al., 2013; GARCIA; SPATZ, 2020). Os resultados deste estudo corroboram esse objetivo, uma vez que as avaliações clínicas, macroscópicas e histopatológicas indicaram um perfil clínico mais brando após a introdução das vacinas vetorizadas HVT e/ou FPV. Entretanto, a detecção do GaHV-1 por PCR em diversas aves demonstra que, embora a resposta imune induzida pela vacinação seja eficaz na redução da doença clínica, ela não impede a infecção nem a circulação do vírus de campo nas propriedades avaliadas (GARCIA, 2017)

Essa interpretação é sustentada pela elevada frequência de positividade na nested-PCR e pela alta soropositividade observadas. Esse cenário é semelhante ao descrito em granjas comerciais nas quais, mesmo após a implementação de medidas rigorosas de limpeza, desinfecção e vacinação com imunizantes recombinantes, o DNA do ILTV permaneceu detectável no ambiente. Embora essas medidas tenham reduzido a carga viral, eliminado a detecção de vírus viável e prevenido a ocorrência de sinais clínicos no lote subsequente, elas não impediram a persistência do material genético viral (DORMITORIO et al., 2013). Esses resultados demonstram que a vacinação com imunizantes recombinantes é fundamental para reduzir a manifestação clínica da LTI, porém deve ser associada a medidas contínuas de limpeza, desinfecção e biossegurança para minimizar a circulação viral e prevenir novos surtos (GARCIA E SPATZ, 2020). A importância dessas medidas é reforçada pelo fato de o VLTi ser suscetível à inativação após limpeza adequada seguida da aplicação de desinfetantes, como hipoclorito de sódio, compostos de amônio quaternário, fenólicos e iodóforos. Além disso, a ausência de práticas adequadas de limpeza e desinfecção tem sido associada à soropositividade para o vírus da LTI, sendo reconhecida como um importante fator de risco para a manutenção da infecção nos plantéis (DORMITORIO et al., 2013; GARCÍA et al., 2013; BIRHAN et al., 2022; WITHOEFT et al., 2025).

4.5. CONCLUSÃO

- a) O monitoramento nas granjas de postura comercial positivas nos inquéritos epidemiológicos de 2020 e 2021 do estado de Santa Catarina demonstrou elevada soroprevalência para o vírus da laringotraqueíte infecciosa (VLTi).
- b) O monitoramento das propriedades positivas demonstrou a detecção do VLTi por nested-PCR em todas as propriedades avaliadas, evidenciando a persistência do vírus mesmo após a implementação da obrigatoriedade da vacinação contra o VLTi, que não foi cumprida por todas as propriedades.
- c) A caracterização da positividade por PCR nos diferentes órgãos, apresentou elevada positividade, com maior frequência de detecção do VLTi em gânglio trigeminal e traqueia.
- d) O acompanhamento das propriedades positivas evidenciou baixa frequência de sinais respiratórios brandos, com exceção de uma única propriedade onde a doença foi diagnosticada e os sinais respiratórios eram moderados.
- e) Em apenas uma propriedade avaliada observou-se lesões macroscópicas e histológicas de LTI, reforçando a importância da associação entre diagnóstico molecular e análise anatomopatológica na caracterização da doença.
- f) O monitoramento das propriedades positivas demonstrou que as características estruturais, de manejo e biossegurança permaneceram semelhantes às observadas nos inquéritos epidemiológicos de 2020/2021, sem melhorias relevantes. A utilização de vacina recombinante foi a principal medida de controle adotada. Além disso, a ocorrência da doença em uma propriedade não vacinada reforça a importância da imunização, embora essa estratégia, isoladamente, não impeça a persistência do VLTi nos plantéis.

5. REFERÊNCIAS

ABBAS, F.; ANDREASEN, J. R.; JACKWOOD, M. W. **Development of a polymerase chain reaction and a nonradioactive DNA probe for infectious laryngotracheitis virus.** *Avian Diseases*, v. 40, n. 1, p. 56–62, 1996.

ABOSSE, J. S.; WOLDE, R.; FEYISA, A. **Invited review: Pathology and epidemiology of fowl pox virus.** *American Journal of Infectious Diseases*, v. 18, n. 2, p. 69–78, 2022.

AGÊNCIA DE DEFESA SANITÁRIA AGROSSILVIPASTORIL DO ESTADO DE RONDÔNIA (IDARON). **IDARON orienta produtores sobre medidas de biosseguridade para prevenir casos de laringotraqueíte infecciosa das aves.** Porto Velho: IDARON, 2021. Disponível em: <https://www.idaron.ro.gov.br/index.php/2021/03/17/idaron-orienta-produtores-sobre-medidas-de-biosseguridade-para-prevenir-casos-de-laringotraqueite-infecciosa-das-aves/>. Acesso em: 28 maio 2026.

AGNOZZI, A. et al. **Protection induced by commercially available live-attenuated and recombinant viral vector vaccines against infectious laryngotracheitis virus in broiler chickens.** *Avian Pathology*, v. 41, n. 1, p. 21–31, 2012.

ALEXANDER, H. S.; NAGY, E. **Polymerase chain reaction to detect infectious laryngotracheitis virus in conjunctival swabs from experimentally infected chickens.** *Avian Diseases*, v. 41, n. 3, p. 646–653, 1997.

AMARAL, G. F. et al. **Avicultura de postura: estrutura da cadeia produtiva, panorama do setor no Brasil e no mundo e o apoio do BNDES.** *BNDES Setorial*, Rio de Janeiro, n. 43, p. 167–207, mar. 2016.

ANDREATTI FILHO, R. L. **Colibacilose aviária.** In: ANDREATTI FILHO, R. L. **Saúde aviária e doenças.** São Paulo: Roca, 2007. p. 112–117.

ARAÚJO, L. M. G.; SILVA, R. C. F.; SANTOS, J. A. S. **Ocorrência de laringotraqueíte infecciosa no estado do Rio de Janeiro, comunicado técnico.** Empresa de Pesquisa Agropecuária do Estado do Rio de Janeiro (PESAGRO), v. 1, n. 3, p. b, 1982.

ARENT, L. R. **Anatomia e fisiologia das aves.** In: COLVILLE, T.; BASSERT, J. M. **Anatomia e fisiologia clínica para medicina veterinária.** 2. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.

ASIF, K. et al. **Rapid typing of infectious laryngotracheitis virus directly from tracheal tissues based on next-generation sequencing.** *Archives of Virology*, v. 167, n. 4, p. 1151–1155, 2022.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PROTEÍNA ANIMAL (ABPA). **Relatório Anual 2025.** São Paulo: ABPA, 2025. Disponível em: <https://abpa-br.org/wp-content/uploads/2025/04/ABPA.-Relatorio-Anual-2025.pdf>. Acesso em: 15 abr. 2026.

AZIZ, T. **Infectious laryngotracheitis (ILT) targets broilers.** *World's Poultry Science Journal*, v. 25, p. 17–18, 2010.

BAGUST, T. J. **Laryngotracheitis (Gallid-1) herpesvirus infection in the chicken. 4. Latency establishment by wild and vaccine strains of ILT virus.** *Avian Pathol.*, v. 15, n. 3, p. 581–595, 1986.

BAGUST, T. J. **Laryngotracheitis (Gallid-1) herpesvirus infection in the chicken. 4. Latency establishment by wild and vaccine strains of ILT virus.** *Avian Pathology*, v. 15, n. 3, p. 581–595, 1986.

BAGUST, T. J.; JOHNSON, M. A. **Avian infectious laryngotracheitis: virus-host interactions in relation to prospects for eradication.** *Avian Pathology*, v. 24, n. 3, p. 373–391, 1995.

BAGUST, T. J.; JONES, R. C.; GUY, J. S. **Avian infectious laryngotracheitis.** *Revue Scientifique et Technique*, v. 19, n. 2, p. 483–492, 2000.

BARBOZA-SOLIS, C. et al. **Evaluation of recombinant herpesvirus of turkey laryngotracheitis (rHVT-LT) vaccine against genotype VI Canadian wild-type infectious laryngotracheitis virus infection.** *Vaccines*, v. 9, n. 12, p. 1425, 2021.

BAUMBERGER, C. et al. **Prevalence and seroprevalence of infectious bronchitis virus and infectious laryngotracheitis virus in backyard poultry in Central Chile.** *Animals*, v. 15, n. 16, p. 2364, 2025.

BAYOUMI, Y. H. et al. **Molecular characterization and genetic diversity of infectious laryngotracheitis virus strains circulating in Egypt during outbreaks in 2018 and 2019.** *Archives of Virology*, v. 165, n. 3, p. 661–670, 2020.

BELTRÁN, L. G. et al. **The route of inoculation dictates replication patterns of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) pathogenic strain and chicken embryo origin (CEO) vaccine.** *Avian Pathology*, v. 46, n. 5, p. 510–521, 2017.

BELTRÃO, N. et al. **Detection of infectious laryngotracheitis virus in chickens in Brazil.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 24, n. 2, p. 85–88, 2004.

BERCHIERI, A. J. **Atualização em avicultura para postura comercial.** Jaboticabal: Afiliada, 2004. p. 1–15.

BIRHAN, M. et al. **Serological evidence of infectious laryngotracheitis infection and associated risk factors in chickens in Northwestern Ethiopia.** *The Scientific World Journal*, v. 2022, p. 6096981, 2022.

BLAKEY, J. et al. **Retrospective analysis of infectious laryngotracheitis in backyard chicken flocks in California, 2007–2017, and determination of strain origin by partial ICP4 sequencing.** *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, v. 31, n. 3, p. 350–358, 2019.

BRANDÃO, P. E.; CHACÓN, J. L. **Laringotraqueíte infecciosa.** In: REVOLLEDO, L.; FERREIRA, A. J. P. (org.). **Patologia aviária.** Barueri: Manole, 2009. p. 276–281.

BRANDLY, C. A.; BUSHNELL, L. D. **A report of some investigations of infectious laryngotracheitis.** *Poultry Science*, v. 13, n. 4, p. 212–217, 1934.

BRASIL. Ministério da Agricultura, do Abastecimento e da Reforma Agrária. **Portaria nº 193, de 19 de setembro de 1994. Institui o Programa Nacional de Sanidade Avícola (PNSA).** *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, seção 1, 22 set. 1994.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Departamento de Saúde Animal. **Memorando-Circular n.º 72/2018/DSA/SDA/MAPA, de 11 de dezembro de 2018.** Brasília, DF, 2018. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt->

[br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/pnsa/imagens/MEMOLTI.pdf](https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/pnsa/imagens/MEMOLTI.pdf). Acesso em: 2 jun. 2026.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Memorando sobre laringotraqueíte infecciosa aviária (LTI), de 11 de dezembro de 2018**. Brasília, DF: MAPA, [s.d.]. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/programas-de-saude-animal/pnsa/imagens/MEMOLTI.pdf>. Acesso em: 27 maio 2026.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. **Instrução Normativa n. 17, de 7 de abril de 2006**. *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, seção 1, p. 6, 10 abr. 2006.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. **Instrução Normativa n. 50, de 24 de setembro de 2013**. *Diário Oficial da União*, Brasília, DF, seção 1, p. 47, 24 set. 2013.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Secretaria de Defesa Agropecuária. Departamento de Saúde Animal. **Ofício-Circular nº 100/2021/DSA/SDA/MAPA, de 13 de novembro de 2021. Dispõe sobre procedimentos para autorização de uso da vacina viva TCO para laringotraqueíte infecciosa aviária (LTI)**. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2021. Disponível em: https://www.cidasc.sc.gov.br/defesasaniaanimal/files/2021/11/SEI_MAPA-18506951-Of%C3%ADcio-Circular-100-LTI.pdf. Acesso em: 12 jun. 2026.

BROWN, L.; PREMARATNA, D.; SEGAL, Y.; BEDDOE, T. **Air sampling for detection of infectious laryngotracheitis (ILT) in commercial poultry flocks**. *BMC Research Notes*, v. 13, n. 1, p. 556, 2020.

BUCHALA, F. G. et al. **Diagnóstico epidemiológico e medidas de controle em surto de laringotraqueíte infecciosa no estado de São Paulo**. *Revista CRMV-SP*, São Paulo, v. 9, n. 3, p. 42–47, 2011.

CALNEK, B. W.; FAHEY, K. J.; BAGUST, T. J. **In vitro infection studies with infectious laryngotracheitis virus**. *Avian Diseases*, v. 30, n. 2, p. 327–336, 1986.

CARNACCINI, S. et al. **Infectious laryngotracheitis of chickens: pathologic and immunohistochemistry findings.** *Veterinary Pathology*, v. 59, n. 1, p. 112–119, 2022.

CASAGRANDE, R. A. et al. **Caracterização anatomopatológica e bacteriológica em frangos de corte condenados totalmente por colibacilose sob Serviço de Inspeção Federal.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 37, n. 9, p. 949–957, 2017.

CASAGRANDE, R. et al. **Immunohistochemical diagnosis and anatomopathological characterization of *Mycoplasma gallisepticum* in backyard chickens.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 34, n. 2, p. 153–161, 2014.

CEVA SANTÉ ANIMALE. **Vectormune FP-LT: bula técnica / informações do produto.** Lenexa, KS: CEVA Biomune, [s.d.].

CHACÓN VILLANUEVA, J. L. **Vírus da laringotraqueíte infecciosa: detecção e caracterização molecular, isolamento, diagnóstico diferencial e epidemiologia de um surto em granjas de poedeiras comerciais na região de Bastos, Estado de São Paulo.** 2005. 115 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2005. Disponível em: <https://teses.usp.br/teses/disponiveis/10/10133/tde-21092006-142252/>. Acesso em: 18 jun. 2026.

CHACÓN, J. L. et al. **Molecular characterization of the infectious laryngotracheitis virus (ILTV) involved in poultry outbreaks reveals the virus origin and estimated spreading route.** *Viruses*, Basel, v. 17, n. 2, p. 213, 2025.

CHACÓN, J. L. V. et al. **Survey of infectious laryngotracheitis outbreak in layer hens and differential diagnosis with other respiratory pathogens.** *Brazilian Journal of Poultry Science*, Campinas, v. 9, n. 1, p. 61–67, 2007.

CHACÓN, J. L.; FERREIRA, A. J. P. **Development and validation of nested-PCR for diagnosis of LTI.** *Journal of Virological Methods*, v. 151, p. 188–193, 2008.

CHACÓN, J. L.; FERREIRA, A. J. P. **Differentiation of field isolates and vaccine strains of infectious laryngotracheitis virus by DNA sequencing.** *Vaccine*, Amsterdam, v. 27, n. 48, p. 6731–6738, 2009.

CHACÓN, J. L.; MIZUMA, M. Y.; PIANTINO FERREIRA, A. J. **Characterization by RFLP and sequence analysis of infectious laryngotracheitis virus isolates from Brazil.** *Avian Pathology*, v. 39, n. 6, p. 425–433, 2010.

CONSELHO FEDERAL DE MEDICINA VETERINÁRIA (CFMV). **Guia brasileiro de boas práticas em eutanásia em animais: conceitos e procedimentos recomendados.** Brasília, DF: CFMV, 2012. 62 p. Disponível em: <http://portal.cfmv.gov.br/uploads/files/Guia%20de%20Boas%20Pr%C3%A1ticas%20para%20Eutanasia.pdf.pdf>. Acesso em: 6 jul. 2026.

COPPO, M. J. C.; HARTLEY, C. A.; DEVLIN, J. M. **Immune responses to infectious laryngotracheitis virus.** *Developmental and Comparative Immunology*, v. 41, n. 3, p. 454–462, 2013.

COUTO, R. M. et al. **Molecular characterization of infectious laryngotracheitis virus in naturally infected egg layer chickens in a multi-age flock in Brazil.** *Archives of Virology*, v. 160, p. 241–252, 2015.

COUTO, R. M. et al. **Natural concurrent infections associated with infectious laryngotracheitis in layer chickens.** *Journal of Applied Poultry Research*, v. 25, n. 1, p. 113–128, 2016.

COVER, M. S. **The early history of infectious laryngotracheitis.** *Avian Diseases*, v. 40, n. 3, p. 494–500, 1996.

CRAWSHAW, G. J.; BOYCOTT, B. R. **Infectious laryngotracheitis in peafowl and pheasants.** *Avian Diseases*, v. 26, n. 2, p. 397–401, 1982.

CRISPO, M. et al. **Otitis and meningoencephalitis associated with infectious coryza (*Avibacterium paragallinarum*) in commercial broiler chickens.** *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, v. 30, n. 5, p. 784–788, 2018.

CRUZ, C. A. et al. **Aspectos epidemiológicos e laboratoriais da laringotraqueíte infecciosa das aves.** *PUBVET*, Londrina, v. 7, n. 20, ed. 243, art. 1607, 2013.

DAVISON, S. et al. **Vaccinal laryngotracheitis—overview in the United States.** In: **ANNUAL MEETING OF THE UNITED STATES ANIMAL HEALTH**

ASSOCIATION, 109., 2005. *Proceedings...* [S.l.]: United States Animal Health Association, 2005. p. 580.

DAVISON, S.; SMITH, G.; ECKROADE, R. J. **Laryngotracheitis in chickens: the length of the preinfectious and infectious periods.** *Avian Diseases*, v. 33, n. 1, p. 18–23, 1989.

DORMITORIO, T. V.; GIAMBRONE, J. J.; MACKLIN, K. S. **Detection and isolation of infectious laryngotracheitis virus on a broiler farm after a disease outbreak.** *Avian Diseases*, v. 57, n. 4, p. 803–807, 2013.

DUFOUR-ZAVALA, A. L. **Epizootiology of infectious laryngotracheitis and presentation of an industry control program.** *Avian Diseases*, v. 3, n. 1, p. 3–5, 2008.

FLETCHER, O. J.; ABDUL-AZIZ, T. **Respiratory system.** In: ABDUL-AZIZ, T.; FLETCHER, O. J.; BARNES, H. J. (ed.). **Avian histopathology.** 4. ed. Jacksonville, FL: American Association of Avian Pathologists, 2016. p. 195–269.

FLORES, E. F. (org.). **Virologia veterinária: virologia geral e doenças víricas.** 2. ed. Santa Maria: Editora UFSM, 2012. 1007 p. ISBN 978-85-7391-179-4.

GAMA, N. M. S. Q.; CANAL, C. W. **Laringotraqueíte infecciosa das galinhas.** In: BERCHIERI JÚNIOR, A. et al. (org.). **Doenças das aves.** 2. ed. Campinas: FACTA, 2009. p. 787–799.

GARCÍA, M. **Current and future vaccines and vaccination strategies against infectious laryngotracheitis (ILT) respiratory disease of poultry.** *Veterinary Microbiology*, v. 206, p. 157–162, 2017.

GARCÍA, M.; SPATZ, S. **Infectious laryngotracheitis.** In: SWAYNE, D. E. (ed.). **Diseases of poultry.** 14. ed. Hoboken: Wiley-Blackwell, 2019. p. 253–269.

GARCÍA, M.; SPATZ, S. J. **Glycoprotein-based enzyme-linked immunosorbent assays for serodiagnosis of infectious laryngotracheitis.** *Avian Diseases*, v. 59, n. 2, p. 262–267, 2015.

GARCÍA, M.; SPATZ, S.; GUY, J. S. **Infectious laryngotracheitis**. In: SWAYNE, D. E. (ed.). **Diseases of poultry**. 13. ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2013. p. 161–179.

GEWEHR, C. E. et al. **Egg production chain of Santa Catarina: producer and property profiles**. *Revista de Ciências Agroveterinárias*, v. 9, n. 1, p. 90–98, 2010.

GODOY, A. et al. **Detection of infectious laryngotracheitis virus antibodies by glycoprotein-specific ELISAs in chickens vaccinated with viral vector vaccines**. *Avian Diseases*, Jacksonville, v. 57, n. 2, supl., p. 432–436, 2013.

GOWTHAMAN, V. et al. **Infectious laryngotracheitis: etiology, epidemiology, pathobiology, and advances in diagnosis and control – a comprehensive review**. *Veterinary Quarterly*, v. 40, n. 1, p. 140–161, 2020.

GOWTHAMAN, V. et al. **Molecular detection and characterization of infectious laryngotracheitis virus (Gallid herpesvirus-1) from clinical samples of commercial poultry flocks in India**. *Virus Diseases*, v. 25, n. 3, p. 345–349, 2014.

GUO, M. et al. **Pathogenicity and innate response to *Avibacterium paragallinarum* in chickens**. *Poultry Science*, v. 101, 2021.

GUY, J. S.; BARNES, H. J.; MORGAN, L. M. **Virulence of infectious laryngotracheitis viruses: comparison of modified-live vaccine viruses and North Carolina field isolates**. *Avian Diseases*, v. 34, n. 1, p. 106–113, 1990.

GUY, J. S.; BARNES, H. J.; SMITH, L. **Increased virulence of modified-live infectious laryngotracheitis vaccine virus following bird-to-bird passage**. *Avian Diseases*, v. 35, n. 2, p. 348–355, 1991.

GUY, J. S.; GARCIA, M. **Laryngotracheitis**. In: SAIF, Y. M. (ed.). **Diseases of poultry**. 12. ed. Ames: Blackwell Publishing, 2008. p. 137–152.

GUY, J.; GARCÍA, M.; SPATZ, S. **Infectious laryngotracheitis virus**. In: SWAYNE, D. E. (ed.). **Diseases of poultry**. 13. ed. Ames: Wiley-Blackwell, 2013. p. 161–180.

HAIDER, M.; ISLAM, M.; KHATUN, F. **Investigação patológica da laringotraqueíte infecciosa (LTI) em galinhas de Bangladesh.** *International Journal of Advanced Multidisciplinary Research and Studies*, 2025.

HAN, M. G.; KIM, S. J. **Analysis of Korean strains of infectious laryngotracheitis virus by nucleotide sequences and restriction fragment length polymorphism.** *Veterinary Microbiology*, v. 83, p. 321–331, 2001.

HAYASHI, S. et al. **Pathological changes of tracheal mucosa in chickens infected with infectious laryngotracheitis virus.** *Avian Diseases*, v. 29, n. 4, p. 943–950, 1985.

HERGOT, I. et al. **Evaluation of actions of the official veterinary service to mitigate outbreaks of infectious laryngotracheitis and improve biosecurity on laying hen farms.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v. 41, e06749, 2021.

HIDALGO, H. **Infectious laryngotracheitis: a review.** *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 5, n. 3, p. 157–168, 2003.

HIPÓLITO, O.; SOARES, L. A.; PEREIRA, O. A. C. **Isolamento e identificação do vírus da laringotraqueíte infecciosa das galinhas no Brasil.** In: **CONGRESSO BRASILEIRO DE MICROBIOLOGIA**, 7., 1974, Rio de Janeiro. **Anais...** Rio de Janeiro: Sociedade Brasileira de Microbiologia, 1974. p. 16.

HUGHES, C. S. et al. **Latency and reactivation of infectious laryngotracheitis vaccine virus.** *Archives of Virology*, v. 121, p. 213–218, 1991.

HUMBERT, J. et al. **Detection of infectious laryngotracheitis virus in formalin-fixed, paraffin-embedded tissues by nested polymerase chain reaction.** *Avian Diseases*, v. 46, n. 1, p. 64–74, 2002.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). **Indicadores IBGE: estatística da produção pecuária: produção de ovos de galinha, 4º trimestre de 2025.** Rio de Janeiro: IBGE, 2026. Disponível em: https://ftp.ibge.gov.br/Producao_Pecuaria/Fasciculo_Indicadores_IBGE/abate-leite-couro-ovos_202504caderno.pdf. Acesso em: 15 abr. 2026.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA (IBGE). **Pesquisa da Pecuária Municipal: 2021**. Rio de Janeiro: IBGE, 2022. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9107-producao-da-pecuaria-municipal.html>. Acesso em: 15 abr. 2026.

INTERNATIONAL COMMITTEE ON TAXONOMY OF VIRUSES (ICTV). **Species: Iltovirus gallidalpha1**. [S. l.], 2025. Disponível em: https://ictv.global/taxonomy/taxondetails?taxnode_id=20140578&taxon_name=Gallid%20herpesvirus%201. Acesso em: 15 abr. 2026.

ITO, N. M. K. et al. **Diagnosis of infectious laryngotracheitis in chickens**. *Brazilian Journal of Poultry Science*, Campinas, supl. 5, p. 118, 2003.

JOHNSON, D. I.; VAGNOZZI, A.; DOREA, F. **Protection against infectious laryngotracheitis by *in ovo* vaccination with commercially available viral vector recombinant vaccines**. *Avian Diseases*, v. 54, p. 1251–1259, 2010.

JOHNSON, M. A. et al. **Nucleotide sequence of infectious laryngotracheitis virus (*Gallid herpesvirus 1*) ICP4 gene**. *Virus Research*, v. 35, n. 2, p. 193–204, 1995.

JOHNSON, Y. J.; GUY, J. S.; BAGUST, T. J. **Wind-borne transmission of infectious laryngotracheitis between commercial poultry operations**. *International Journal of Poultry Science*, v. 4, n. 5, p. 263–267, 2005.

JORDAN, F. T. **A review of the literature on infectious laryngotracheitis (ILT)**. *Avian Diseases*, v. 10, p. 1–26, 1966.

KEELER, C. L.; HAZEL, J. W.; HASTING, J. E.; ROSENBERGER, J. K. **Restriction endonuclease analysis of Delmarva field isolates of infectious laryngotracheitis virus**. *Avian Diseases*, v. 37, n. 2, p. 418–426, 1993.

KING, A. S.; MCLELLAND, J. **Órgãos sensoriais especiais**. In: KING, A. S.; MCLELLAND, J. **Aves: sua estrutura e função**. 2. ed. Londres: Baillière Tindall, 1984. p. 284–312.

KIRKPATRICK, N. C. et al. **Differentiation of infectious laryngotracheitis virus isolates by restriction fragment length polymorphic analysis of polymerase chain**

reaction products amplified from multiple genes. *Avian Diseases*, v. 50, n. 1, p. 28–34, 2006.

KLEVEN, S. H. **Control of avian *Mycoplasma* infections in commercial poultry.** *Avian Diseases*, v. 52, n. 3, p. 367–374, 2008.

KOTIW, M.; WILKS, C. R.; MAY, J. T. **The effect of serial *in vivo* passage on the expression of virulence and DNA stability of an infectious laryngotracheitis virus strain of low virulence.** *Veterinary Microbiology*, v. 45, n. 1, p. 71–80, 1995.

KRUNKOSKY, M. et al. **Seeding of the mucosal leukocytes in the HALT and trachea of White Leghorn chickens.** *Journal of Immunoassay and Immunochemistry*, v. 39, n. 1, p. 43–57, 2018.

LEE, S. W.; MARKHAM, P. F.; MARKHAM, J. F. **First complete genome sequence of infectious laryngotracheitis virus.** *BMC Genomics*, v. 12, n. 1, p. 197, 2011.

LIU, T.; TANG, Q.; HENDRICKS, R. L. **Inflammatory infiltration of the trigeminal ganglion after herpes simplex virus type 1 corneal infection.** *Journal of Virology*, v. 70, n. 1, p. 264–271, 1996.

LUCIANO, Renato Luis. **Vigilância epidemiológica dos vírus da influenza aviária, da doença de Newcastle e da laringotraqueíte infecciosa das galinhas em propriedades avícolas.** 2021. Tese (Doutorado) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2021. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/10/10134/tde-23032021-101706/>. Acesso em: 01 set. 2026.

LV, Y.; ZHOU, S.; GAO, S.-J.; DENG, H. **Remodeling of host membranes during herpesvirus assembly and egress.** *Protein & Cell*, v. 10, n. 5, p. 315–326, 2019.

MAEKAWA, D. et al. **A cell line adapted infectious laryngotracheitis virus strain for *in ovo* and hatchery vaccination alone or combined with rHVT-LT vaccine.** *Avian Diseases*, v. 65, n. 3, p. 500–507, 2021.

MAEKAWA, D. et al. **Evaluation of vaccination against infectious laryngotracheitis (ILT) with recombinant herpesvirus of turkey (rHVT-LT) and chicken embryo**

origin (CEO) vaccines applied alone or in combination. *Avian Pathology*, v. 48, n. 6, p. 573–581, 2019.

MAY, H. G.; TITSLER, R. P. **Tracheo-laryngotracheitis in poultry.** *Journal of the American Veterinary Medical Association*, v. 67, p. 229–231, 1925.

MENENDEZ, K. R. et al. **Molecular epidemiology of infectious laryngotracheitis: a review.** *Avian Pathology*, v. 43, n. 2, p. 108–117, 2014.

MERCK ANIMAL HEALTH (INTERVET). **Vectormune® HVT-LT: bula técnica / informações do produto.** Millsboro, DE: Intervet Inc., [s.d.].

MORALES RUIZ, S. et al. **Full-genome sequence of infectious laryngotracheitis virus (*Gallid alphaherpesvirus 1*) strain VFAR 043, isolated in Peru.** *Genome Announcements*, v. 6, n. 10, e00078-18, 2018.

MORENO, A. et al. **Epidemic of infectious laryngotracheitis in Italy: characterization of virus isolates by PCR–restriction fragment length polymorphism and sequence analysis.** *Avian Diseases*, v. 54, n. 4, p. 1172–1177, 2010.

NEFF, C.; SUDLER, C.; HOOP, R. K. **Characterization of western European field isolates and vaccine strains of avian infectious laryngotracheitis virus by restriction fragment length polymorphism and sequence analysis.** *Avian Diseases*, v. 52, n. 2, p. 278–283, 2008.

NOISAKRAN, S.; HALFORD, W. P.; VERESS, L.; CARR, D. J. **Role of the hypothalamic pituitary adrenal axis and IL-6 in stress-induced reactivation of latent herpes simplex virus type 1.** *The Journal of Immunology*, v. 160, n. 11, p. 5441–5447, 1998.

NOLAN, D. et al. **Development and application of a combined molecular and tissue culture-based approach to detect latent infectious laryngotracheitis virus (ILTV) in chickens.** *Journal of Virological Methods*, v. 277, p. 113797, 2020.

OKAZAKI, K. **Proteolytic cleavage of glycoprotein B is dispensable for *in vitro* replication, but required for syncytium formation of pseudorabies virus.** *Journal of General Virology*, v. 88, n. 7, p. 1859–1865, 2007.

OLDONI, I. et al. **Characterization of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) isolates from commercial poultry by polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism (PCR-RFLP).** *Avian Diseases*, v. 52, n. 1, p. 59–63, 2008.

OLDONI, I.; GARCÍA, M. **Characterization of infectious laryngotracheitis virus isolates from the United States by polymerase chain reaction and restriction fragment length polymorphism of multiple genome regions.** *Avian Pathology*, v. 36, n. 2, p. 167–176, 2007.

OU, S. C.; GIAMBRONE, J. J.; MACKLIN, K. S. **Detection of infectious laryngotracheitis virus from darkling beetles and their immature stage (lesser mealworms) by quantitative polymerase chain reaction and virus isolation.** *Journal of Applied Poultry Research*, v. 21, n. 1, p. 33–38, 2012.

PAJIĆ, M. et al. **Diagnosis of infectious laryngotracheitis outbreaks on layer hen and broiler breeder farms in Vojvodina, Serbia.** *Animals*, v. 12, n. 24, art. 3551, 2022.

PARRA, S. H. S.; NUÑEZ, L. F. N.; FERREIRA, A. J. P. **Epidemiology of avian infectious laryngotracheitis with special focus to South America: an update.** *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 18, n. 4, p. 551–562, 2016.

PAUDEL, S.; HESS, M.; HESS, C. **Coinfection of *Avibacterium paragallinarum* and *Gallibacterium anatis* in specific-pathogen-free chickens complicates clinical signs of infectious coryza, which can be prevented by vaccination.** *Avian Diseases*, v. 61, n. 1, p. 55–63, 2017.

PEREZ CONTRERAS, A. et al. **Analysis of whole-genome sequences of infectious laryngotracheitis virus isolates from poultry flocks in Canada: evidence of recombination.** *Viruses*, v. 12, n. 11, p. 1302, 2020.

PICCIRILLO, A. et al. **Full genome sequence-based comparative study of wild-type and vaccine strains of infectious laryngotracheitis virus from Italy.** *PLoS ONE*, v. 11, n. 2, e0149529, 2016.

PONNUSAMY, P. et al. **Characterization of infectious laryngotracheitis virus isolates from laying hens during 2019–2020 outbreaks in Tamil Nadu, India.** *Archives of Virology*, v. 167, p. 1819–1829, 2022.

PORTZ, C. et al. **Natural infection of turkeys by infectious laryngotracheitis virus.** *Veterinary Microbiology*, v. 131, n. 1–2, p. 57–64, 2008.

PREIS, I. S. et al. **Outbreak of infectious laryngotracheitis in large multi-age egg layer chicken flocks in Minas Gerais, Brazil.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*, Rio de Janeiro, v. 33, n. 5, p. 591–596, 2013.

PREIS, I. S. et al. **Pathological, immunohistochemical, and molecular findings in commercial laying hens and in backyard chickens naturally infected with the infectious laryngotracheitis virus.** *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 16, n. 4, p. 359–366, 2014.

PURCELL, D. A. **The ultrastructural changes produced by infectious laryngotracheitis virus in tracheal epithelium of the fowl.** *Research in Veterinary Science*, v. 12, p. 455–458, 1971.

REDDY, V. R. A. P. et al. **Replication characteristics of infectious laryngotracheitis virus in the respiratory and conjunctival mucosa.** *Avian Pathology*, v. 43, n. 5, p. 450–457, 2014.

ROIZMAN, B.; PELLETT, P. E. **The family *Herpesviridae*: a brief introduction.** In: KNIPE, D. M.; HOWLEY, P. M. (eds.). **Fields virology**. 4. ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 2001. p. 2381–2397.

SABIR, A. J. et al. **Investigation into the correlation between systemic antibodies to surface glycoproteins of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) and protective immunity.** *Veterinary Microbiology*, v. 228, p. 252–258, 2019.

SANTA CATARINA (Estado). **Lei nº 19.261, de 12 de março de 2025. Reconhece o Município de São Ludgero como Capital Catarinense da Produção de Ovos Comerciais de Galinha e de Codorna.** Florianópolis: Governo do Estado de Santa

Catarina, 2025. Disponível em: <https://leis.ale.sc.gov.br/ato-normativo/22801>. Acesso em: 15 abr. 2026.

SANTA CATARINA. Assembleia Legislativa. **Relatório e voto ao Projeto de Lei nº 0479/2024: reconhece o Município de São Ludgero como Capital Catarinense da Produção de Ovos Comerciais de Galinha e de Codorna**. Relator: Camilo Martins. Florianópolis: Assembleia Legislativa do Estado de Santa Catarina, 2024. Disponível em: <https://portalelegis.ale.sc.gov.br/documentos/zEy8l/download>. Acesso em: 15 abr. 2026.

SANTA CATARINA. Companhia Integrada de Desenvolvimento Agrícola de Santa Catarina (CIDASC). Diretoria de Defesa Agropecuária. **Nota Técnica DIDAG n.º 02/2020, de 22 de setembro de 2020. Dispõe sobre a ocorrência de laringotraqueíte infecciosa aviária no Estado de Santa Catarina e as medidas sanitárias adotadas**. Florianópolis: CIDASC, 2020. Disponível em: <https://www.cidasc.sc.gov.br/defesasanimariaanimal/files/2020/09/Nota-T%C3%A9cnica-DIDAG-n.-02.2020.pdf>. Acesso em: 12 jun. 2026.

SANTA CATARINA. Secretaria de Estado da Agricultura, da Pesca e do Desenvolvimento Rural. **Portaria SAR nº 9, de 4 de fevereiro de 2022**. Disponível em: <https://www.cidasc.sc.gov.br/defesasanimariaanimal/programas/sanidadeavicola/legislacao/>. Acesso em: 5 maio 2026.

SANTANDER-PARRA, S. H. et al. **Detection and molecular characterization of infectious laryngotracheitis virus (ILTV) in chicken with respiratory signs in Brazil during 2015 and 2016**. *Brazilian Journal of Microbiology*, v. 53, p. 2223–2232, 2022.

SANTOS FILHO, J. I. et al. **Avicultura e suinocultura como fontes de desenvolvimento dos municípios brasileiros**. In: **CONGRESSO BRASILEIRO DE AVICULTURA E SUINOCULTURA (SIAVS)**, 2015, São Paulo. **Anais...** São Paulo: ABPA, 2015. p. 427–430. 1 CD-ROM. Disponível em: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1033066>. Acesso em: 16 abr. 2026.

SANTOS, W. H. M. et al. **A five-year surveillance study of vaccination schedules using viral-vectored vaccines against infectious laryngotracheitis in a high-density**

layer region. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, Rio de Janeiro, v. 42, e07037, p. 1–17, 2022.

SARY, K. et al. **Esophagitis and pharyngitis associated with avian infectious laryngotracheitis in backyard chickens: two cases.** *Avian Diseases*, v. 61, n. 2, p. 255–260, 2017.

SELLERS, H. S. et al. **Mild infectious laryngotracheitis in broilers in the southeast.** *Avian Diseases*, v. 48, n. 2, p. 430–436, 2004.

SHAO, G. et al. **Development of a recombinant infectious bronchitis virus vaccine expressing infectious laryngotracheitis virus multiple epitopes.** *Poultry Science*, v. 104, n. 1, p. 104578, 2025.

SHARMA, S. et al. **Microbial biofilm: a review on formation, infection, antibiotic resistance, control measures, and innovative treatment.** *Microorganisms*, v. 11, n. 6, art. 1614, 2023.

SHIVAPRASAD, H. L. et al. **Otitis interna (labyrinthitis) associated with *Salmonella enterica* serovar *Arizonae* in turkey poult.** *Avian Diseases*, v. 50, n. 1, p. 135–138, 2006.

SPATZ, S. J. et al. **Comparative full genome analysis of four infectious laryngotracheitis virus (*Gallid herpesvirus-1*) virulent isolates from the United States.** *Virus Genes*, v. 44, n. 2, p. 273–285, 2012.

SPATZ, S. J. et al. **MinION sequencing to genotype US strains of infectious laryngotracheitis virus.** *Avian Pathology*, v. 48, n. 3, p. 255–269, 2019.

STIPKOVITS, L. et al. **Pathologic lesions caused by coinfection of *Mycoplasma gallisepticum* and H3N8 low pathogenic avian influenza virus in chickens.** *Veterinary Pathology*, v. 49, n. 2, p. 273–283, 2012.

TESSARI, E. N. C.; CARDOSO, A. L. S. P. **Importância do monitoramento sorológico na avicultura.** 2011.

THILAKARATHNE, D. S.; COPPO, M. J. C.; HARTLEY, C. A. et al. **Attenuated infectious laryngotracheitis virus vaccines differ in their capacity to establish latency in the trigeminal ganglia of specific pathogen free chickens following eye drop inoculation.** *PLoS One*, v. 14, n. 3, e0213866, 2019.

TIMURKAAN, N. et al. **Pathological and immunohistochemical findings in broilers inoculated with a low virulent strain of infectious laryngotracheitis virus.** *Journal of Veterinary Science*, v. 4, n. 2, p. 175–180, 2003.

TOCANTINS, B. B. **Laringotraqueíte infecciosa aviária em criações não tecnificadas de galinhas no Distrito Federal.** 2014. xiii, 64 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Animais) – Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária, Universidade de Brasília, Brasília, 2014.

TRIPATHY, D. N.; REED, W. M. **Avian pox.** In: SWAYNE, D. E. (ed.). **Diseases of poultry.** 14. ed. Hoboken: John Wiley & Sons, 2020. p. 333–349.

TSIOURIS, V. et al. **A case of infectious laryngotracheitis in an organic broiler chicken farm in Greece.** *Veterinary Sciences*, v. 8, n. 4, p. 64, 2021.

VAGNOZZI, A.; ZAVALA, G.; RIBLET, S. M.; MUNDT, A.; GARCÍA, M. **Protection induced by commercially available live-attenuated and recombinant viral vector vaccines against infectious laryngotracheitis virus in broiler chickens.** *Avian Pathology*, v. 41, n. 1, p. 21–31, 2012.

VARGAS, R. E. S. **Laringotraqueíte infecciosa das aves: estudo epidemiológico em plantéis avícolas no Estado do Rio Grande do Sul.** 1995. 106 f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 1995.

VILLARREAL, L. Y. B. et al. **Detection and molecular characterization of infectious laryngotracheitis virus in laying hens in Brazil.** *Brazilian Journal of Poultry Science*, v. 6, p. 253–256, 2004.

VOLKOVA, V. et al. **Factors associated with introduction of infectious laryngotracheitis virus on broiler farms during a localized outbreak.** *Avian Diseases*, v. 56, n. 3, p. 521–528, 2012.

WANG, L.-G. et al. **Dynamic distribution and tissue tropism of infectious laryngotracheitis virus in experimentally infected chickens.** *Archives of Virology*, v. 158, n. 3, p. 659–666, 2013.

WILLIAMS, R. A. et al. **Demonstration of sites of latency of infectious laryngotracheitis virus using the polymerase chain reaction.** *Journal of General Virology*, v. 73, n. 9, p. 2415–2420, 1992.

WILLIAMS, R. A.; BENNETT, M.; BRADBURY, J. M. et al. **Demonstration of sites of latency of infectious laryngotracheitis virus using the polymerase chain reaction.** *J. Gen. Virol.*, v. 73, n. 9, p. 2415–2420, 1992.

WILLIAMS, R. A.; SAVAGE, C. E.; JONES, R. C. **A comparison of direct electron microscopy, virus isolation and a DNA amplification method for the detection of avian infectious laryngotracheitis virus in field material.** *Avian Pathology*, v. 23, n. 4, p. 709–720, 1994.

WILSON, Floyd D. et al. **Histopathologic lesion scoring and histomorphometric methods for measuring vaccine reactions in the trachea of broiler chickens.** *Avian Diseases*, v. 65, n. 1, p. 18–25, 2021.

WITHOEFT, J. A. et al. **Two-year surveillance of infectious laryngotracheitis virus in layer farms from Southern Brazil: a seroepidemiological, molecular, and pathological approach.** *Poultry Science*, v. 104, n. 9, p. 105382, 2025.

WITHOEFT, J. A. **Título completo da tese.** 2025. 110 f. Tese (Doutorado em Ciência Animal) – Universidade do Estado de Santa Catarina, Centro de Ciências Agroveterinárias, Lages, 2025.

WOLFRUM, N. **Infectious laryngotracheitis: an update on current approaches for prevention of an old disease.** *Journal of Animal Science*, v. 98, supl. 1, p. S27–S35, 2020. DOI: 10.1093/jas/skaa133.

WORLD ORGANISATION FOR ANIMAL HEALTH (WOAH). **WOAH listed diseases.** Paris: World Organisation for Animal Health, 2024. Disponível em: <https://www.woah.org/en/what-we-do/animal-health-and-welfare/animal-diseases/>.

Acesso em: 5 maio 2026.

YEGORAW, A. A. et al. **Airborne transmission of vaccinal and wild type infectious laryngotracheitis virus and noninfectivity of extracts of excreta from infected chickens.** *Avian Diseases*, v. 65, n. 1, p. 30–39, 2021.

YI, C. et al. **Isolation, identification, molecular and pathogenicity characteristics of an infectious laryngotracheitis virus from Hubei province, China.** *Poultry Science*, v. 103, n. 2, p. 103271, 2024.

YILMAZ, F.; TIMURKAAN, N.; BULUT, H. **Detection of infectious laryngotracheitis virus in trigeminal ganglia by avidin-biotin complex method in chickens: short communication.** *Acta Veterinaria Hungarica*, v. 52, n. 2, p. 167–171, 2004.

YIN, L. Y. et al. **Effects of stocking density on growth performance, feather growth, intestinal development, and serum parameters of geese.** *Poultry Science*, Oxford, v. 96, n. 9, p. 3163–3168, 2017.

YUNITA, M. N. et al. **Infectious laryngotracheitis: a serious threat to poultry health.** *Open Veterinary Journal*, v. 15, n. 9, p. 3943–3960, 2025.

ZAVALA, G. **Viral respiratory diseases of poultry: a continuous challenge.** In: **Proceedings of the 17th Congress of the World Veterinary Poultry Association.** 2011. p. 14–18.

ZHU, S.; VIEJO-BORBOLLA, A. **Pathogenesis and virulence of herpes simplex virus.** *Virulence*, v. 12, n. 1, p. 2670–2702, 2021.

ANEXO I

TERMO DE CONSENTIMENTO

Identificação da Propriedade _____ **Nº do projeto** _____

Nome do pesquisador principal: Renata Assis Casagrande

Título do projeto: Laringotraqueíte Infecciosa em poedeiras comerciais: acompanhamento das propriedades positivas e avaliação da efetividade do controle da doença do estado de Santa Catarina

Aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais da UDESC (CEUA/UDESC)
nº: _____

Objetivos do estudo: Determinar a prevalência do vírus da Laringotraqueíte infecciosa das aves (LTI) nas granjas de postura comercial positivas para o vírus da LTI nos inquéritos epidemiológicos de 2020 e 2021, quanto a soropositividade por ELISA, a positividade na qPCR e ao aparecimento da doença com sinais clínicos e lesões.

Procedimentos a serem realizados com os animais: Ao todo, serão monitoradas 44 granjas, das quais 37 estão situadas no Bolsão de São Ludgero, localizado na Mesorregião Sul do Estado de Santa Catarina, e 7 granjas estão distribuídas nas demais regiões do estado. Em cada granja de postura comercial serão selecionadas 10 aves para exame sorológico. Caso haja aves com sinais clínicos respiratórios caracterizados por apatia, edema de pálpebra, lacrimejamento, tosse, dispneia, cianose de crista e/ou expectoração de secreção variando de mucosa a sanguinolenta, estas devem ser priorizadas na seleção. Caso não haja aves com sinais respiratórios, deve ser feita uma amostragem aleatória. Neste caso, a seleção aleatória deve contemplar toda a extensão do galpão, de forma a representar apropriadamente todo o lote nele alojado.

As aves serão escolhidas dentro do galpão, retiradas para uma área externa onde será efetuado a contenção física segurando asas e membros pélvicos para a colheita de sangue. O sangue será obtido através da punção da veia jugular ou veia ulnar (asa) com volume de aproximadamente 3 a 5mL. O soro obtido será transferido para microtubos

tipo *ependorf* de 1,5mL, previamente identificados, e congelados a -20°C para realização do exame sorológico.

Entre as aves amostradas para a sorologia, serão selecionadas 5 aves para realização de eutanásia pelo método de deslocamento cervical. O deslocamento cervical é realizado com um movimento rápido de puxar e girar a cabeça da ave segurando-a entre o dedo indicador e médio da mão esquerda e as patas entre o dedo indicador e polegar da mão direita dessensibilizando a ave instantaneamente. Os métodos de eutanásia são obtidos segundo “Guia Brasileiro de Boas Práticas para Eutanásia em Animais.” Lei nº 5.517, de 23 de outubro de 1968, Resolução CFMV nº 1000/2012 (GUIA BRASILEIRO DE BOAS PRÁTICAS EM EUTANÁSIA EM ANIMAIS, 2012).

Em seguida, será realizada a necropsia das aves em busca de alterações macroscópicas de modo geral. Fragmentos do sistema respiratório (conjuntiva, sinus nasais, laringe, traqueia proximal e distal, pulmões), bem como todo os demais órgãos serão colhidos em formalina tamponada 10% para processamento histopatológico. Fragmentos de conjuntiva, laringe, traqueia medial e gânglios trigeminais serão colhidos em tubos falcon de 50mL, mantidos refrigerados e após congelados a -20°C para realização de qPCR.

Potenciais riscos para os animais: Apesar da colheita de sangue ser um procedimento seguro e de rotina destaca-se o risco de estresse momentâneo devido a manipulação das aves e a contenção física. O procedimento de deslocamento cervical é considerado um método aceito segundo “Guia Brasileiro de Boas Práticas para Eutanásia em Animais.” Lei nº 5.517, de 23 de outubro de 1968, Resolução CFMV nº 1000/2012 (GUIA BRASILEIRO DE BOAS PRÁTICAS EM EUTANÁSIA EM ANIMAIS, 2012).

Benefícios: Com o desenvolvimento deste projeto será possível contribuir para o enfrentamento e o contingenciamento da Laringotraqueíte Infecciosa (LTI) no estado de Santa Catarina. Essa iniciativa permite monitorar a circulação atual do vírus nas granjas avícolas comerciais positivas para LTI, avaliar a efetividade das medidas de biosseguridade implementadas desde os inquéritos anteriores e verificar o impacto e efetividade do uso obrigatório das vacinas recombinantes no controle da doença. Com base nos resultados de positividade ou negatividade das granjas para Laringotraqueíte Infecciosa (LTI), serão propostas diretrizes diferenciadas quanto ao uso da vacina. Nos casos em que houver detecção do vírus, a obrigatoriedade da vacinação deverá ser

mantida como medida essencial de controle. Por outro lado, na ausência do vírus, a vacinação poderá tornar-se opcional, deixando de ser uma exigência para os plantéis de poedeiras no estado de Santa Catarina.

Esclarecimentos ao proprietário sobre a participação do animal neste projeto: Sua autorização para a inclusão do seu animal / rebanho neste estudo é voluntária. Seu(s) animal(is) poderá(ão) ser retirado(s) do estudo, a qualquer momento, sem que isso cause qualquer prejuízo a ele(s).

A confidencialidade dos seus dados pessoais será preservada: Os membros da CEUA ou as autoridades regulatórias poderão solicitar suas informações e, nesse caso, elas serão dirigidas especificamente para fins de inspeções regulares.

Quando for necessário, durante ou após o período do estudo, você poderá entrar em contato com o Pesquisador Principal ou com a sua equipe pelos contatos:

Tel. de emergência: (49) 99950-0845 (Stephane Reinhold Dal Molin)

Equipe: Grupo de Patologia Veterinária - GPV

Nome: Renata Assis Casagrande

Endereço: Avenida Luiz de Camões, no 2090, Conta Dinheiro, Lages, SC.

Telefone: (49) 3289-9160

Declaração de Consentimento: Fui devidamente esclarecido(a) sobre todos os procedimentos deste estudo, seus riscos e benefícios ao(s) animal(is) pelo(s) qual(is) sou responsável. Fui também informado que posso retirar meu(s) animal(is) do estudo a qualquer momento. Ao assinar este Termo de Consentimento, declaro que autorizo a participação do(s) meu(s) animal(is), identificado(s) / rebanho a seguir, neste projeto. Este documento será assinado em duas vias, sendo que uma via ficará comigo e a outra com o pesquisador.

Lages – SC, ____ / ____ / ____

Nome do Responsável / RG

Assinatura do Responsável

Nome do Pesquisador / RG

Assinatura do Pesquisador

ANEXO II

QUESTIONÁRIO EPIDEMIOLÓGICO – MONITORIA DE LARINGOTRAQUEÍTE INFECCIOSA DAS GALINHAS (LTI)

1. Identificação da propriedade _____ N° do projeto _____

1. Nome do produtor: _____
2. Código oficial e unidade de exploração: _____
3. Localidade/Município: _____
4. Telefone: _____
5. Sistema de produção: ☐ Postura comercial ☐ Recria (até 20 semanas) ☐ Ambos
6. N° total de aves e capacidade de alojamento: _____
7. N° de galpões/piquetes e dimensões (L x C x A): _____
8. Sistema de alojamento: ☐ Gaiolas ☐ Piso com cama
9. Tipo de galpão: ☐ Californiano tradicional ☐ Californiano modificado
☐ Automatizado ☐ Piquetes ☐ Outro: _____
10. Tempo médio de alojamento de cada lote: _____

2. Manejo e Operação

1. Utiliza sistema “all in, all out”? ☐ Não ☐ Sim
2. Lotes contínuos com idades distintas? ☐ Não ☐ Sim
3. Origem das aves: ☐ Desconhecida ☐ Conhecida - Qual: _____
4. Tipo (pode assinalar mais de uma opção): ☐ Pintainhas ☐ Recriadas
☐ Outros: _____
5. Origem da água de bebida: ☐ Poço comum ☐ Poço artesiano ☐ Cacimba
☐ Lago ☐ Riacho ☐ Nascente ☐ Outros: _____
6. Armazenamento: ☐ Não armazena ☐ Caixa d'água com tampa ☐ Caixa d'água sem tampa ☐ Outros: _____
7. Água é clorada? ☐ Não ☐ Sim
8. Realiza muda forçada? ☐ Não ☐ Sim ☐ Não se aplica (recrias)
9. Destino de aves de descarte (pode assinalar mais de uma opção):
☐ Abatedouro dentro do estado ☐ Abatedouro fora do estado ☐ Negociação com terceiros ☐ N/A (novos e recrias) ☐ Outros _____
10. Permite testes experimentais? ☐ Não ☐ Sim, só com medicamentos ☐ Sim, com qualquer produto
11. Já importou vacinas ou medicamentos? ☐ Não ☐ Sim

3. Biossegurança

1. Estabelecimento possui cerca externa adequada? ☐ Não ☐ Sim
2. Estabelecimento possui barreira natural? ☐ Não ☐ Sim, árvores não frutíferas
☐ Sim, árvores frutíferas ☐ Outros _____
3. Controle de acesso de pessoas e veículos? ☐ Não ☐ Sim
4. Desinfecção de veículos? ☐ Não faz ☐ Na saída ☐ Na entrada ☐ Entrada e saída
5. Método de desinfecção: ☐ Arco ☐ Bomba costal ☐ Bomba sob pressão
☐ Outro: _____
6. Funcionários trocam roupa, calçados e usam EPI? ☐ Não ☐ Sim
7. Funcionários tomam banho antes da rotina? ☐ Não ☐ Sim
8. RTs, terceirizados e outros, trocam roupa, calçados e usam EPI? ☐ Não ☐ Sim
9. RTs, terceirizados e outros, tomam banho antes da rotina? ☐ Não ☐ Sim
10. RTs, terceirizados e outros, utilizam equipamentos próprios? ☐ Não ☐ Sim
11. Possuem rotina de higienização de utensílios de uso da granja? ☐ Não ☐ Sim
12. Descarte adequado de resíduos e lixo? ☐ Não ☐ Sim
13. Controle de roedores e moscas? ☐ Não ☐ Sim
Métodos: _____
14. Descarte do esterco (pode assinalar mais de uma opção): ☐ Uso fresco na propriedade ☐ Uso tratado na propriedade ☐ Venda fresco para terceiros
☐ Venda tratado para terceiros ☐ Possui composteira ☐ Possui esterqueira
☐ Outros _____
15. Presença de outros animais na área de produção? ☐ Não ☐ Sim
(Se sim, quais: _____)
16. Compartilha equipamentos com ou de outras granjas? ☐ Não ☐ Sim
17. Destino de aves mortas: _____
18. Realiza limpeza e desinfecção do galpão, silo e composteira? ☐ Não ☐ Sim
Em qual momento? _____

Possui aves de subsistência na propriedade ou em propriedade vizinha?

Possui funcionários que tem galinhas de subsistência em suas propriedades?

4. Sanidade e vacinação

1. Principais desafios sanitários: ☐ Não possui ☐ Doenças respiratórias
☐ Diarreias ☐ Baixa produção de ovos ☐ Climatização ☐ Moscas e roedores
☐ Outros _____
2. Ocorrência recente de doenças respiratórias? ☐ Não ☐ Sim, há quanto tempo: _____
3. Sinais clínicos observados (caso positivo):

4. Foram acometidas: ☐ Não se aplica ☐ Todas as aves da granja ☐ Apenas alguns galpões (especificar idade: _____) ☐ Apenas parte de alguns galpões (especificar idade: _____)
5. Tratamentos ou medidas adotadas: _____

6. Evolução dos sinais: ☐ Melhoraram ☐ Pioraram ☐ Estáveis
7. Entre 2024 e 2025, quais fatores afetaram a produção: ☐ Não percebeu diferença ☐ Calor excessivo ☐ Disponibilidade de suplementos e ração
☐ Baixa produção de ovos ☐ Aumento de mortalidade
☐ Doenças respiratórias ☐ Muda forçada ☐ Outros _____
8. Doenças respiratórias frequentes: _____

9. Realiza vacinação: ☐ Não ☐ Sim
10. Se sim, realiza vacinação para:
 - a. Laringotraqueíte? ☐ Não ☐ Sim | Desde quando (mês/ano)? _____
| Marca / Protocolo: _____
 - b. Mycoplasma? ☐ Não ☐ Sim | Desde quando (mês/ano)? _____
| Marca / Protocolo: _____
 - c. Bronquite? ☐ Não ☐ Sim | Desde quando (mês/ano)? _____
| Marca / Protocolo: _____
 - d. Pneumovírus? ☐ Não ☐ Sim | Desde quando (mês/ano)? _____
| Marca / Protocolo: _____
 - e. Coriza? ☐ Não ☐ Sim | Desde quando (mês/ano)? _____
| Marca / Protocolo: _____
 - f. Salmonela? ☐ Não ☐ Sim | Desde quando (mês/ano)? _____
| Marca / Protocolo: _____
 - g. Outras? Quais: _____

5. Dados do Lote Amostrado

1. Idade das aves na granja: _____
2. Idade do(s) lote(s) amostrado(s): _____
3. Lotes amostrados apresentaram aumento de mortalidade? ☐ Não ☐ Sim
Diagnóstico: _____

4. Lotes amostrados apresentaram sinais respiratórios? ☐ Não ☐ Sim
Sinais clínicos: _____

Questionário realizado por: _____

Data: Dia: _____ **Mês:** _____



Assinaturas do documento



Código para verificação: **PZ932N8Y**

Este documento foi assinado digitalmente pelos seguintes signatários nas datas indicadas:



STEPHANE REINHOLD DAL MOLIN (CPF: 111.XXX.649-XX) em 16/09/2026 às 12:50:12

Emitido por: "AC Final do Governo Federal do Brasil v1", emitido em 08/10/2025 - 10:56:53 e válido até 08/10/2026 - 10:56:53.
(Assinatura Gov.br)



RENATA ASSIS CASAGRANDE (CPF: 004.XXX.539-XX) em 17/09/2026 às 11:21:18

Emitido por: "SGP-e", emitido em 13/07/2018 - 14:59:54 e válido até 13/07/2118 - 14:59:54.
(Assinatura do sistema)

Para verificar a autenticidade desta cópia, acesse o link <https://portal.sgpe.sea.sc.gov.br/portal-externo/conferencia-documento/VURFU0NfMTlwMjJfMDAwMzc0MTlfMzc0MjdfMjAyNI9QWjkzMk44WQ==> ou o site <https://portal.sgpe.sea.sc.gov.br/portal-externo> e informe o processo **UDESC 00037419/2026** e o código **PZ932N8Y** ou aponte a câmera para o QR Code presente nesta página para realizar a conferência.