

# Língua Azul

*Sore Muzzle, Pseudo Febre Aftosa, Doença do Focinho, Febre Cataral Malarial, Catarro epizoótico, Beksiekte, Bluetongue*

**Última Atualização:**  
Junho 2015

## Importância

A língua azul é uma doença viral de ruminantes transmitida por mosquitos do gênero *Culicoides*. O vírus da língua azul é muito diverso: existem mais de 24 sorotipos virais, sendo que os vírus podem se unir para formar novas variantes. Este vírus é endêmico em vários países, em regiões tropicais e subtropicais, nas latitudes próximas 35°S a 40°N; no entanto, os surtos também ocorrem fora destas áreas, e o vírus pode persistir longos prazos se o clima e os vetores forem adequados. Embora não seja comum que o vírus sobreviva a invernos rigorosos, o vírus da língua azul apresentou recentemente a capacidade de sobreviver de um ano para outro na região central e norte da Europa.

O vírus da língua azul pode se replicar em muitas espécies de ruminantes, sendo muitas vezes assintomáticos. Os casos clínicos tendem a ocorrer principalmente em ovinos, porém bovinos, caprinos, camelídeos sul-americanos, ruminantes selvagens ou de zoológicos, cervídeos de criação e alguns carnívoros são ocasionalmente afetados. Os casos podem variar de brandos até morte aguda e os animais que sobrevivem podem ficar debilitados. Custos econômicos adicionais resultam de perdas reprodutivas, lã danificada e diminuição da produção de leite. O controle desta doença é difícil, exceto pela vacinação. A existência de sorotipos múltiplos complica o controle, uma vez que a imunidade a um sorotipo pode não ser protetora contra outros.

## Etiologia

A língua azul resulta da infecção pelo vírus da língua azul, membro do gênero *Orbivirus* e da família *Reoviridae*. Pelo menos 26 sorotipos foram identificados em todo o mundo. Alguns vírus da língua azul têm nomes adicionais (Toggenburg orbivírus para o protótipo da estirpe do sorotipo 25). Os sorotipos isolados diferem em virulência, e algumas cepas parecem causar poucos sinais clínicos. Como outros vírus, por exemplo o vírus da gripe, as estirpes virais da língua azul podem se recombinar, e produzir novas variantes.

Os vírus da língua azul estão intimamente relacionados com os vírus da Doença Hemorrágica Epizoótica (EHD), sendo esse um fator que pode influenciar para o desenvolvimento e/ou seleção de alguns testes diagnósticos.

## Espécies Afetadas

O vírus da língua azul pode infectar muitos ruminantes domésticos e selvagens, incluindo ovelhas, cabras, bovinos, búfalos, búfalos africanos (*Syncerus caffer*), bisão (*Bison spp.*), vários cervídeos, parentes silvestres de ovinos e caprinos, gnus (*Connochaetes spp.*) e outras espécies. Ambos ruminantes domesticados (especialmente bovinos) e ruminantes selvagens podem ser hospedeiros de manutenção. O vírus também pode infectar camelídeos, e alguns em animais selvagens não-ruminantes foram encontrados anticorpos contra o vírus, incluindo elefante africano (*Loxodonta africana*), rinoceronte preto e branco (*Diceros bicornis* e *Ceratotherium simum*) e girafa (*Giraffa camelopardalis*) na África, e *Caititus (Pecari tajacu)* na América do Sul.

Entre os animais domesticados, os casos clínicos ocorrem principalmente em ovinos; no entanto, bovinos, cabras, iaques (*Bos grunniens*), lhamas e alpacas também foram afetados em alguns surtos. Na América do Norte, casos de língua azul foram relatados em cervos de cauda branca (*Odocoileus virginianus*), em antilocapras (*Antilocapra americana*), em carneiros selvagens (*Ovis canadensis*), em muntjac-chinês (*Muntiacus reevesi*) e em kudus (*Tragelaphus cubensis*). Não há relatos publicados de surtos entre ruminantes selvagens na África ou na Europa; entretanto, casos clínicos foram relatados em alguns animais de zoológico durante surtos pelo sorotipo 8 na Europa. As espécies afetadas incluíram o bisão norte-americano (*Bison bison*), bisão-europeu (*Bison bonasus*), iaques, boi almiscarado (*Ovibos moschatus*), cabra montesa ou íbex (*Capra ibex*), íbex-siberiano (*Capra sibirica*), muflão-asiático (*Ovis aries musimon*), antílope-negro (*Antilope cervicapra*), gamo (*Dama dama*) e um camelo-bactriano (*Camelus bactrianus*).



The Center for  
Food Security  
& Public Health



INSTITUTE FOR  
INTERNATIONAL  
COOPERATION IN  
ANIMAL BIOLOGICS

IOWA STATE UNIVERSITY  
College of Veterinary Medicine



INSTITUTO FEDERAL  
Catarinense

O acúmulo de evidências sugere que os carnívoros também podem ser infectados pelo vírus da língua azul. Anticorpos deste vírus foram detectados em cães, gatos, guepardos (*Acinonyx jubatus*), leões (*Panthera leo*), cães selvagens (*Lycaon pictus*), chacais (*Canis spp.*) hienas malhadas (*Crocuta crocuta*) e genetas grandes (*Genetta maculata*). Foram encontrados sinais clínicos em cadelas gestantes infectadas pelo sorotipo 11, e em um lince eurasiático (*Lynx lynx*) não prenhe infectado pelo sorotipo 8.

### Potencial zoonótico

A língua azul não é uma enfermidade zoonótica.

### Distribuição Geográfica

O vírus da língua azul pode ser encontrado em todo o mundo, lugares com climas tropicais e subtropicais, em posição 35°S a 40°N, e em algumas áreas fora desta região (por exemplo, em partes da Califórnia). Existem áreas endêmicas na África, Europa, Oriente Médio, América do Norte e do Sul e Ásia, bem como em numerosas ilhas (Austrália, Pacífico Sul, Caribe). Vários sorotipos podem ser encontrados nessas regiões.

Surtos podem ocorrer fora das áreas endêmicas, mas na maioria dos casos, o vírus não persiste quando o inverno mata os vetores (*Culicoides*). Mesmo sendo incomum, um vírus do sorotipo 8 permaneceu sobrevivendo por vários anos na Europa Central e do Norte.

### Transmissão

O vírus da língua azul é transmitido principalmente por mosquitos do gênero *Culicoides*, que são vetores biológicos. Estes mosquitos voam distâncias curtas de 1-2 km, mas eles podem ser levados para uma distância maior pelo vento. Algumas espécies conhecidas como vetores eficazes incluem *Culicoides sonorensis* nos Estados Unidos; *C. brevitarsis* na Austrália e partes da Ásia; *C. imicola* na África, no Oriente Médio, no sul da Europa e em partes da Ásia; *C. bolitinos* em algumas regiões mais frias da África; e *C. insignis* no Caribe, América Central e do Sul e partes dos E.U.A. Outras espécies (como membros do complexo *C. obsoletus-dewulfi* no norte da Europa) podem ser importantes localmente. Outros artrópodes mordedores como os falsos carrapatos dos ovinos (*Melophagus ovinus*), piolhos de gado (*Haematopinus eurysternus*), carrapatos e outros mosquitos podem ser capazes de transmitir o vírus mecanicamente, porém são considerados de menor importância. O vírus da língua azul também pode ser transmitido mecanicamente por equipamentos cirúrgicos e agulhas. Algumas estirpes de campo e estirpes de vacina atenuadas podem infectar o feto no período gestacional. Alguns destes animais podem nascer infectados e podem introduzir o vírus em novas áreas se o animal for transportado. O vírus da língua azul pode sobreviver o inverno em algumas regiões frias, porém não se sabe quais são os mecanismos que ele utiliza.

O vírus da língua azul pode persistir no sangue de alguns animais por períodos relativamente longos, facilitando a

transmissão pelos *Culicoides*. O vírus vivo foi isolado de alguns bovinos durante 5 a 9 semanas e o RNA viral foi encontrado por muito mais tempo. A viremia prolongada também tem sido relatada em outras espécies, tais como veados (*Cervus elaphus*). No entanto, os animais acabam inativando o vírus, e não há evidência de animais persistentemente infectados, mesmo quando infectados no útero. O sorotipo 25 (Toggenburg orbivírus) em cabras pode ser uma exceção. Em um relatório, o RNA viral do sorotipo 25 foi encontrado por pelo menos 2 anos em alguns animais, e o sangue de algumas cabras permaneciam infectantes por 12-19 meses.

Algumas estirpes do vírus da língua azul (incluindo membros dos sorotipos 1, 8 e 26) podem ser transmitidas diretamente entre ruminantes por contato direto. Esta informação é recente, e estima-se ser de pouca importância epidemiológica em comparação com a transmissão por mosquitos. Os sorotipos 25 e/ou 26 podem ser exceções, uma vez que eles não parecem se replicar em alguns vetores *Culicoides* ou em linhagens celulares derivadas destes mosquitos. Os mecanismos da transmissão por contato ainda são incertos. Sugestões incluíram alimentação compartilhada e calhas de água, contaminação de feridas com sangue durante a luta entre veados vermelhos, e contato com placentas infectadas em bovinos. A transmissão oral do vírus da língua azul foi demonstrada no colostro, e experimentalmente através de cultivos virais e urina de ovinos infectados experimentalmente. Os ácidos nucleicos do sorotipo 26 foram encontrados em níveis baixos nas secreções nasais e oculares de cabras, além de ser isolado a partir de esfregaços oculares. O vírus da língua azul também pode ser excretado via sêmen.

Como a infecção pelo vírus da língua azul ocorre em carnívoros ainda é incerta. Sugere-se que cães, gatos e carnívoros selvagens soropositivos na África ingeriram carne de animais infectados, e um lince-euroasiático em um zoológico foi alimentado com fetos de ruminantes e animais natimortos de áreas de um surto. No entanto, os cães soropositivos em Marrocos não foram alimentados com dietas cruas, sugerindo a transmissão por *Culicoides*. Acredita-se que as picadas de mosquitos tenham sido responsáveis por alguns casos clínicos entre cadelas gestantes nos EUA, embora outras vias (infecção via sêmen ou um extensor de sêmen contaminado) não pudessem ser totalmente excluídas. Outros cães se infectaram quando acidentalmente receberam uma vacina contaminada com vírus da língua azul. A transmissão transplacentária tem sido demonstrada em cães, pelo menos para o sorotipo 11.

### Desinfecção

Os desinfetantes considerados eficazes contra o vírus da língua azul incluem hipoclorito de sódio e hidróxido de sódio a 3%. O hipoclorito de sódio, o iodo (tri iodeto de tetraglicina de potássio) e a amônia quaternária (cloreto de didicildimetilamônio) podem inativar outros orbivírus, como vírus da Peste Equina Africana e também podem ser efetivos contra o vírus da língua azul.

## Período de Incubação

O período de incubação é estimado em aproximadamente uma semana, podendo variar de 2-10 dias.

## Sinais Clínicos

Casos clínicos ocorrem principalmente em ovinos, enquanto que infecções subclínicas parecem predominar na maioria das outras espécies.

### Ovinos

As ovelhas infectadas podem permanecer assintomáticas ou tornarem-se doentes em graus leve a grave. Os sinais clínicos comuns incluem febre e depressão; descarga nasal serosa ou mucopurulenta, podendo formar crosta nas narinas; hiperemia do focinho, membranas mucosas orais e nasais, conjuntiva e faixa coronariana dos cascos. O focinho, a região periocular e o rosto muitas vezes se tornam edematosos; em alguns casos, o inchaço também pode envolver a orelha e/ou região submandibular, e ocasionalmente até se estender até as axilas. Os lábios e a língua podem estar muito inchados em alguns animais. A língua fica ocasionalmente cianótica em casos graves e pode protruir da boca. Petéquias e equimoses também podem aparecer no focinho, mucosas bucais e banda coronária. As lesões orais, que muitas vezes incluem erosões e ulcerações, podem resultar em sialorreia, dor durante a alimentação ou anorexia. O envolvimento das bandas coronárias leva à claudicação, com cascos quentes e dolorosos; É possível ainda o desprendimento dos cascos. O úbere e os tetos também podem ter lesões, e os danos musculares podem resultar em torcicolo. Algumas ovelhas com língua azul desenvolvem edema pulmonar e morrem rapidamente, com sinais clínicos de dispneia.

Ovelhas gestantes podem abortar ou dar à luz a cordeiros nascidos mortos ou com lesões no SNC, lesões de retina e/ou malformações esqueléticas. Lesões do SNC podem resultar em sinais neurológicos ou cordeiros que são incapazes de mamar ou acompanhar a ovelha. As síndromes específicas variam com o estágio da gestação, e os cordeiros infectados tardiamente podem nascer saudáveis.

Mortes são muitas vezes resultado de edema pulmonar agudo, complicações bacterianas secundárias e exaustão quando o curso é mais prolongado. Em animais que sobrevivem, as sequelas podem incluir perda geral de condição e deformidades do casco. Algumas ovelhas sobreviventes têm crescimento de lã anormal, ou com perda parcial ou total de lã algumas semanas após a doença, além de os carneiros poderem apresentar sêmen de má qualidade de modo transitório. Ovelhas com grau leve da doença normalmente se recuperam rapidamente.

### Ovinos e caprinos silvestres

Alguns carneiros silvestres na América do Norte e os muflões europeus afetados por surtos do sorotipo 8 na Europa apresentavam sinais clínicos parecidos com os da Língua azul clássica em ovinos, enquanto outros animais morriam subitamente sem sinais prévios. Hemorragias também foram relatadas. A secreção nasal e a morte súbita foram observadas

em cabras-montes alpinas em zoológicos europeus durante os surtos do sorotipo 8. Um íbex Siberiano desenvolveu inchaço da cabeça e pescoço, mas sobreviveu.

### Bovinos e Caprinos

As infecções em bovinos e caprinos são geralmente subclínicas nas áreas endêmicas. Estas espécies são mais suscetíveis de serem afetadas quando uma população livre é exposta pela primeira vez ao vírus, por exemplo, como o que ocorreu nos surtos recentes do sorotipo 8 na Europa. Casos clínicos se assemelham à doença em ovinos, mas tendem a ser mais suaves. Os sinais descritos em bovinos incluem inapetência, letargia, edema facial, edema submandibular, inflamação oral com vesículas ou úlceras na boca, salivação excessiva, secreção nasal, taquipneia, edema dos membros distais e hiperemia da banda coronária com claudicação. O focinho de alguns animais pode apresentar “queimaduras” de aspecto crostoso. A temperatura corporal pode permanecer normal. Os bovinos também apresentam várias lesões cutâneas, incluindo dermatite vesicular e ulcerativa, dermatite periocular, lesões necróticas, desprendimento da pele e fotodermatite. Em alguns casos, a pele pode desenvolver pregas espessas e rachaduras, particularmente em torno da cernelha e pescoço. Foram relatadas lesões de úbere e teto, como eritema, úlceras, rachaduras e lesões necróticas, tanto em bovinos como em caprinos, e a produção de leite pode ser diminuída. Em algumas cabras a febre alta e queda na produção de leite foram relatados como único sinal. Abortos e natimortos foram relatados em ambas as espécies, e anomalias congênitas, incluindo lesões do SNC, foram observadas em bezerras recém-nascidos. A esterilidade temporária pode ser observada em touros. As mortes são possíveis, porém são raras.

### Camelídeos

Há apenas alguns casos descritos em lhamas e alpacas. Várias infecções fulminantes e fatais foram caracterizadas por curso agudo (<24 horas) com dificuldade respiratória grave, decúbito ou relutância em se levantar, seguida de morte. Sinais adicionais em alguns destes animais incluíram tosse, espuma na boca, sons pulmonares anormais, aborto, paresia e desorientação. Alguns relatos descrevem casos isolados; já em outros, grupos de lhamas apresentaram dispnéia ou desenvolveram sinais respiratórios com recuperação. Em dois estudos, um pequeno número de lhamas ou alpacas infectadas experimentalmente apresentaram apenas sinais leves (anorexia, conjuntivite leve, períodos de decúbito, sinais de desconforto, sons pulmonares de baixo grau) ou permaneceram assintomáticos.

Morte súbita foi relatada em um camelo bactriano de um jardim zoológico europeu durante os surtos do sorotipo 8. Três camelos dromedários infectados experimentalmente com um vírus de sorotipo 1 permaneceram assintomáticos.

### Iaques, bisão e boi-almiscarado

Durante os surtos de sorotipo 8 na Europa, alguns iaques, bisões norte-americanos e bisões europeus em zoológicos

desenvolveram sinais clínicos semelhantes à doença em ovinos. Edema corneal e conjuntivite foram relatados em todas as três espécies, e alguns iaques tiveram eritema do úbere com pápulas e crostas. Dispneia ocorreu em alguns iaques e bisontes europeus e mortes súbitas foram relatadas em todas as três espécies. Febre, letargia, conjuntivite e aborto foram vistos em um boi-almiscarado durante este surto. Um bisão norte-americano inoculado com um isolado de sorotipo 11 permaneceu assintomático.

## Cervídeos

Embora as infecções subclínicas parecem ser comuns em algumas espécies de cervídeos, vários casos de língua azul foram relatados em cervos de cauda branca. As síndromes relatadas em cervos de cauda branca, naturalmente ou experimentalmente infectados, incluem sinais não específicos como febre, depressão grave, anorexia e perda de respostas normais ao medo, bem como sinais semelhantes da doença clássica em ovinos. Alguns animais apresentaram sofrimento respiratório grave e outros desenvolveram hemorragias na pele e mucosa, diarreia sanguinolenta intensa e formação de hematomas em locais de venopunção. Em algumas epidemias predominou uma doença hiperaguda caracterizada por edema de cabeça e pescoço, ou casos agudos com hemorragias em todo o corpo, sendo frequentemente fatais. Relatam-se ainda lesões de rúmen e casco em cervos de cauda branca de áreas onde a doença era endêmica. Claudicação pode persistir após a resolução clínica. Síndromes relatadas em antílopes de vida livre nos EUA incluem morte súbita após os animais serem perturbados, ou com o curso da doença mais prolongado (1-6 dias), apresentando sinais de anorexia, diminuição da atividade, permanência em decúbito e relutância em se mover. Dois antílopes inoculados com um vírus do sorotipo 8 apresentaram-se deprimidos e inapetentes, com respiração laboriosa, permanecendo em estação com extrema dificuldade. Ambos os casos foram fatais.

Há informações limitadas sobre outros cervídeos. Embora tenha sido relatada doença fatal associada à infecção pelo vírus da língua azul no cervo mulo selvagem (*Odocoileus hemionus*) nos Estados Unidos, a febre de poucos dias de duração foi o único sinal em cervos de cauda negra (*Odocoileus columbianus*) experimentalmente infectados. Não existem relatos de surtos ou casos clínicos entre os cervídeos selvagens na Europa, apesar da evidência de exposição generalizada, particularmente entre os cervos vermelhos. Gamos e antílope cervicapra (*Antelope cervicapra*) ficaram doentes durante os surtos do sorotipo 8 em zoológicos europeus. Os sinais clínicos em cervos incluíam úlceras orais, sialorreia, dificuldade de alimentação, claudicação em alguns animais e morte súbita em outros. A morte súbita foi relatada em um antílope cervicapra. Os cervos vermelhos (*Cervus elaphus*) e os alces norte-americanos (*Cervus elaphus canadensis*), que

estão intimamente relacionados, quando infectados experimentalmente permaneceram assintomáticos ou tiveram apenas sinais clínicos leves, consistindo em febre transitória,

conjuntivite leve e diarreia com pequenas quantidades de sangue e muco.

## Carnívoros

Em cães, o vírus da língua azul pode causar abortos, às vezes acompanhados de doenças fatais. O sorotipo 11 esteve envolvido em todos os casos. Quatro cães em gestação, infectados experimentalmente, morreram 5-10 dias após abortar, ou foram eutanasiados com dispneia. Alguns cães naturalmente infectados também morreram após aborto, com dificuldade respiratória e sinais de insuficiência cardíaca em alguns casos. Um cão foi encontrado morto um dia após procedimento de cesariana. Outros cães abortaram, mas não adoeceram. Alguns cães não gestantes inoculados com vírus de sorotipo 1 ou 11 permaneceram bem. A existência de cães soropositivos saudáveis em algumas regiões endêmicas também sugere que algumas infecções são assintomáticas.

Em dois linces-eurasianos infectados experimentalmente observou-se somente letargia. Um destes morreu após 2 dias, com infecção viral confirmada. O outro animal morreu alguns meses depois, e possuía somente evidência sorológica da exposição neste tempo.

## Lesões Post Mortem [Clique para ver imagens](#)

Além das lesões externas observadas em animais vivos, como o edema facial e as lesões nos rodets coronários, os ovinos podem apresentar hiperemia, hemorragias, erosões e/ou úlceras na mucosa do trato gastrointestinal, da boca até os pré estômagos, principalmente onde há abrasão mecânica (mucosa oral da bochecha, mucosa do sulco esofágico e da prega omasal). O coração pode conter petéquias, equimoses e focos necróticos. Na língua azul, a necrose focal é particularmente comum no músculo papilar do ventrículo esquerdo. Hemorragia subendotelial na base da artéria pulmonar também é característica. O edema pulmonar, que pode ser acompanhado de efusão pleural e pericárdica é uma causa comum de morte em casos fatais e pode ser um achado importante. Hiperemia, hemorragias e/ou edema também podem aparecer em outros órgãos internos. Além disso, os músculos esqueléticos podem ter hemorragias focais ou necrose e os planos intermusculares faciais podem estar aumentados por edema. Lesões em fetos e cordeiros recém-nascidos podem incluir lesões cavitárias no cérebro, hidrocefalia, porencefalia, displasia de retina e anormalidades esqueléticas.

Sinais semelhantes podem ser vistos em outras espécies. O edema pulmonar foi o achado mais proeminente em lhamas, alpacas e cadelas gestantes infectadas experimentalmente. Petéquias e equimoses são achados comuns em alguns animais, incluindo alguns cervos de cauda branca. Um linco-eurasiano que morreu com infecção confirmada do vírus da língua azul apresentou lesões macroscópicas petequiais, hematomas subcutâneos, anemia, congestão e edema pulmonar. Um segundo linco que morreu alguns meses depois apresentava caquexia, anemia, linfadenopatia com edema, petéquias e pneumonia.

## Testes de diagnóstico

O vírus da língua azul pode ser encontrado no sangue de animais vivos e em amostras de baço, linfonodos ou medula óssea coletadas na necropsia. Os testes de reação em cadeia da polimerase reversa (RT-PCR) são amplamente utilizados para identificar RNA viral em amostras e também podem identificar o sorotipo. O vírus da língua azul pode ser isolado em ovos de galinha embrionados ou em várias linhagens de células de mamífero ou de insetos (células KC [*Culicoides variipennis*]). A inoculação em ovinos ou em camundongos não é normalmente utilizada, exceto quando a cultura de células não está disponível; no entanto, é descrito por ser mais sensível do que o isolamento em cultura celular. As amostras de sangue para isolamento do vírus devem ser colhidas o mais cedo possível após a infecção. Os vírus da língua azul são normalmente identificados (ao nível do sorogrupo da língua azul) por RT-PCR. Pode-se também utilizar imunofluorescência/imunoperoxidase, ou ELISA para captura de antígenos específicos do grupo. Os vírus podem ser sorotipados por RT-PCR, sequenciamento de genes ou testes de neutralização viral. A sorotipagem por neutralização do vírus pode ser difícil de interpretar, uma vez que alguns sorotipos reagem de forma cruzada neste ensaio.

A sorologia pode ser utilizada para identificar animais que foram infectados ou expostos ao vírus. Anticorpos normalmente aparecem 7 a 14 dias após a infecção e são geralmente persistentes. Os ELISAs são frequentemente utilizados, mas também pode ser utilizada imunodifusão em gel de ágar (IDGA) ou neutralização viral. A IDGA não pode distinguir de forma confiável se o animal foi infectado pelo vírus da língua azul ou pela doença hemorrágica epizootica (DHE); contudo, os ELISAs competitivos baseados em anticorpos monoclonais podem distinguir os anticorpos destes dois vírus. Um ELISA indireto pode detectar anticorpos contra o vírus em amostras de leite a granel. A fixação do complemento foi amplamente substituída por outros testes, embora possa ainda ser utilizada em alguns países.

## Tratamento

Não há um tratamento específico para a enfermidade, apenas tratamento de suporte.

## Controle

### Notificação da doença

O controle da língua azul é difícil uma vez que a enfermidade é transmitida por vetores, sendo que as infecções devem ser comunicadas rapidamente em países onde esse vírus não é endêmico. Os requisitos de relatórios em áreas endêmicas podem variar dependendo dos programas de controle. As fontes apropriadas (autoridades estaduais no Brasil) devem ser consultadas para as informações mais atuais.

### Prevenção

A língua azul é controlada pela vacinação. As vacinas devem ser combinadas com o sorotipo viral desejado. A proteção cruzada entre sorotipos pode ser limitada ou

inexistente. As vacinas atenuadas e mortas são atualmente feitas (embora não necessariamente vendidas em todas as regiões) e vacinas multivalentes também são disponíveis. As vacinas atenuadas são consideradas mais eficazes do que as vacinas mortas; entretanto, os mosquitos podem transmitir essas estirpes vacinais para animais não vacinados. Essas estirpes vacinais poderiam ser cruzadas com estirpes de campo, embora a frequência com que isso acontece seja incerta. Estirpes de vacinas atenuadas também podem causar malformações fetais em ovelhas prenhes, e em alguns casos, podem ser capazes de causar doença sistêmica em animais altamente suscetíveis.

A vigilância constante de animais sentinelas pode detectar os vírus antes dos surtos ocorrerem e permitir que campanhas de vacinação ou outros controles sejam implementados precocemente. Controles de movimentos para animais infectados (incluindo gestantes e animais soropositivos) podem ajudar a limitar a introdução do vírus em novas áreas. As medidas para reduzir a exposição aos vetores *Culicoides* podem ser úteis durante os surtos ou em regiões endêmicas, embora seja improvável que sejam eficazes como única medida de controle. Tais medidas podem incluir a prevenção de ambientes onde os mosquitos são mais prevalentes (pastagens úmidas e de baixa altitude), animais estabulados durante a noite e/ou o uso de inseticidas ou repelentes de insetos (redes impregnadas com inseticida em estábulos) para ajudar a proteger grupos de animais. Um controle efetivo de vetores é desafiador devido a fatores como os extensos locais de reprodução e grandes populações de *Culicoides*, além de haver uma preocupação ambiental com o uso indiscriminado de pesticidas. Algumas espécies de *Culicoides* são conhecidas por entrar em celeiros e estábulos, especialmente no final da estação, quando as temperaturas estão ficando mais frias. A transmissão por contado direto não é associada a maioria dos surtos; no entanto, a desinfecção e outras medidas de controle de infecção podem ser consideradas em algumas situações.

## Morbidade e Mortalidade

A enfermidade apresenta-se de forma sazonal em muitas áreas, devido a variação nas populações de vetores causadas por temperaturas frias ou períodos de chuva. Nas regiões onde circulam vários sorotipos, os sorotipos dominantes podem mudar entre os anos. As taxas de soroprevalência variam amplamente em regiões endêmicas, variando de 1% a mais de 80% em ruminantes domésticos e selvagens, como ovelhas, cabras, bovinos e cervídeos, bem como em algumas outras espécies, como camelos. Na Europa, os cervos vermelhos parecem ser as espécies mais importantes da vida selvagem. Durante os surtos do sorotipo 8, mais da metade dos cervos pesquisados em algumas áreas eram soropositivos. Alguns estudos em áreas endêmicas não detectaram anticorpos em camelídeos sul-americanos; no entanto, 14% destes animais eram soropositivos durante os surtos de sorotipo 8 na Alemanha, com taxas variando de <1% a 43% em diferentes partes do país. Infecções em carnívoros ainda são pouco estudadas, mas anticorpos foram encontrados em 21% dos cães amostrados em uma região endêmica de Marrocos, bem como

em alguns cães, gatos e carnívoros selvagens na África. Foram notificados alguns cães soropositivos nos Estados Unidos.

A espécie ovina é a mais severamente acometida, e em regiões endêmicas, frequentemente é o único animal domesticado com sinais clínicos evidentes. As taxas de morbidade em ovinos variam de <5% a 50-75% (ou superior), e são geralmente mais altas quando o vírus é introduzido pela primeira vez. A taxa de letalidade é <30%, mas pode atingir 50-90% em populações altamente suscetíveis. Uma vez que o vírus se torna endêmico, a morbidade pode diminuir para níveis baixos (por exemplo, 1-2%), com poucas mortes. Os surtos são incomuns quando um vírus circula durante todo o ano. Outras espécies, como bovinos e caprinos, também podem ser afetados quando um vírus é introduzido em uma população sem contato prévio. Muitos bovinos ficaram doentes durante os surtos de sorotipo 8 na Europa. Geralmente, os casos em bovinos e caprinos são mais leves do que em ovinos, e a taxa de mortalidade é menor. No entanto, a taxa de letalidade foi descrita em 26% em algumas cabras infectadas com sorotipo 8 na Alemanha. Poucos casos foram documentados em lhamas e alpacas, mas eles foram geralmente fatais. Entre os animais selvagens, o cervo branco e a antilocapra podem ser severamente afetados, com taxas de morbidade descritas de até 100% e letalidade de até 80-90%. A gravidade da doença pode também ser influenciada por alguns fatores, tais como a estirpe do vírus, fatores dos hospedeiros (imunidade, saúde geral, fatores genéticos, idade e possivelmente raça) e fatores ambientais.

## Situação no Brasil

A enfermidade é de notificação obrigatória imediata quando há suspeita ou confirmação laboratorial. Os levantamentos sorológicos no Brasil têm demonstrado o vírus em todo o país e em diferentes percentagens. Diversos levantamentos sorológicos realizados em rebanhos bovinos, ovinos e caprinos em diferentes estados do Brasil demonstraram que as Regiões Sudeste, Centro-Oeste e Norte apresentam alto número de animais soropositivos, enquanto que as Regiões Sul e Nordeste apresentam índices de soroprevalência muito baixos. Estas últimas duas regiões parecem apresentar menores índices devido a menor ocorrência dos vetores, por clima mais frio e mais árido, respectivamente.

## Fontes da Internet

[Comissão europeia da língua azul](#)

[O Manual Merck da Veterinária](#)

[Associação da saúde animal dos Estados Unidos. Doenças dos animais estrangeiros](#)

[Departamento da agricultura dos Estados Unidos \(USDA\) Serviço de inspeção da saúde animal e das plantas \(APHIS\). Língua azul.](#)

[Wildpro. Relatos na literatura de sinais clínicos de língua azul \(incluindo animais de zoológico\).](#)

[Organização Mundial da Saúde Animal \(OMSA, fundada como OIE\)](#)

[Manual de Testes de Diagnóstico e Vacinas para Animais Terrestres](#)

[Código Sanitário para Animais Terrestres](#)

## Agradecimentos

Esta ficha técnica foi escrita pela veterinária, Dra. Anna Rovid-Spickler, especialista do Centro para segurança alimentar e saúde pública. O Serviço de Inspeção Sanitária e Fitossanitária de Animais e Plantas (USDA APHIS) do Departamento de Agricultura dos Estados Unidos da América financiou essa ficha técnica através de uma série de acordos de cooperação relacionados ao desenvolvimento de recursos para o treinamento de credenciamento inicial. Esta ficha técnica foi modificada por especialistas, liderados pelo Prof. Dr. Ricardo Evandro Mendes, especialista em patologia veterinária, do Centro de Diagnóstico e Pesquisa em Patologia Veterinária do Instituto Federal Catarinense - Campus Concórdia.

O seguinte formato pode ser utilizado para referenciar esse documento: Anna Rovid. 2015. *Língua Azul*. Traduzido e adaptado a situação do Brasil por Mendes, Ricardo, 2019. Disponível em <https://www.cfsph.iastate.edu/diseaseinfo/factsheets-pt/>.

## Referências

- Abraham G, Morrison J, Mayberry C, Cottam B, Gobby R. Australian veterinary emergency plan (AusVetPlan 2000) operational procedures manual [online]. Agriculture and Resource Management Council of Australia and New Zealand; 2000. Decontamination. Available at: <http://www.animalhealthaustralia.com.au/fms/Animal%20Health%20Australia/AUSVETPLAN/decfnl2.pdf>. \* Accessed 14 Dec 2001.
- Afshar A, Heckert RA, Dulac GC, Trotter HC, Myers DJ. Application of a competitive ELISA for the detection of bluetongue virus antibodies in llamas and wild ruminants. *J Wild Dis*. 1995;31:327-30.
- Akita GY, Ianconescu M, MacLachlan NJ, Osburn BI. Bluetongue disease in dogs associated with contaminated vaccine. *Vet Rec*. 1994;134(11):283-4.
- Alexander KA, MacLachlan NJ, Kat PW. Evidence of natural bluetongue virus infection among African carnivores. *Am J Trop Med Hyg*. 1994;51:568-76.
- Allen AJ, Stanton JB, Evermann JF, Fry LM, Ackerman MG, Barrington GM. Bluetongue disease and seroprevalence in South American camelids from the northwestern region of the United States. *Vet Diagn Invest*. 2015;27(2):226-30.

- Animal Health Australia. The National Animal Health Information System (NAHIS). Bluetongue [online]. Available at: [http://www.brs.gov.au/usr-bin/aphb/ahsq?dislist=alpha.\\*](http://www.brs.gov.au/usr-bin/aphb/ahsq?dislist=alpha.*) Accessed 11 Dec 2001.
- Batten C, Darpel K, Henstock M, Fay P, Veronesi E, Gubbins S, Graves S, Frost L, Oura C. Evidence for transmission of bluetongue virus serotype 26 through direct contact. *PLoS One*. 2014;9(5):e96049.
- Batten CA, Harif B, Henstock MR, Ghizlane S, Edwards L, Loutfi C, Oura CA, El Harrak M.E xperimental infection of camels with bluetongue virus. *Res Vet Sci*. 2011;90(3):533-5.
- Belbis G, Bréard E, Cordonnier N, Moulin V, Desprat A, Sailleau C, Viarouge C, Doceul V, Zientara S, Millemann Y. Evidence of transplacental transmission of bluetongue virus serotype 8 in goats. *Vet Microbiol*. 2013;166(3-4):394-404.
- Biihrer DA. Inquérito sorológico da língua azul em ovinos de Minas Gerais. Dissertação (Mestrado) - Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias, Universidade Federal de Lavras. 2017: 01-32.
- Blackwell JH. Cleaning and disinfection. In: Foreign animal diseases. Richmond, VA: United States Animal Health Association; 1998. . p. 445-8.
- Bourne D. Literature reports of clinical signs for bluetongue. Available at: <http://wildpro.twycrosszoo.org/S/00dis/viral/Bluetongue/08Bluetongueclinical.htm>. Accessed 16 Jun 2015.
- Bouwknegt C, van Rijn PA, Schipper JJ, Hölzel D, Boonstra J, Nijhof AM, van Rooij EM, Jongejan F. Potential role of ticks as vectors of bluetongue virus. *Exp Appl Acarol*. 2010;52(2):183-92.
- Boyle DB, Amos-Ritchie R, Broz I, Walker PJ, Melville L, Flanagan D, Davis S, Hunt N, Weir R. Evolution of bluetongue virus serotype 1 in northern Australia over 30 years. *J Virol*. 2014;88(24):13981-9..
- Brazil. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Instrução normativa n.50 de 24 de setembro de 2013. Available at: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/sanidade-animal-e-vegetal/saude-animal/arquivos-das-publicacoes-de-saude-animal/Listadoencasanimaisdenotificacaoobrigatoria.pdf>. Accessed 5 Dec 2018.
- Brenner J, Batten C, Yadin H, Bumbarov V, Friedgut O, Rotenberg D, Golender N, Oura CA. Clinical syndromes associated with the circulation of multiple serotypes of bluetongue virus in dairy cattle in Israel. *Vet Rec*. 2011;169(15):389.
- Brown CC, Rhyan JC, Grubman MJ. Distribution of bluetongue virus in tissues of experimentally infected pregnant dogs as determined by in situ hybridization. *Vet Pathol*. 1996;33: 337-40.
- Canadian Food Inspection Agency. Guidelines for the management of a suspected outbreak of foreign disease at federally-inspected slaughter establishments [online]. Available at: [http://www.inspection.gc.ca/english/anima/meavia/mmpmmhv/chap9/9.1-3e.shtml.\\*](http://www.inspection.gc.ca/english/anima/meavia/mmpmmhv/chap9/9.1-3e.shtml.*) Accessed 14 Dec 2001.
- Caporale M, Di Gialleonardo L, Janowicz A, Wilkie G, Shaw A, Savini G, Van Rijn PA, Mertens P, Di Ventura M, Palmarini M. Virus and host factors affecting the clinical outcome of bluetongue virus infection. *J Virol*. 2014;88(18):10399-411.
- Caporale V, Giovannini A. Bluetongue control strategy, including recourse to vaccine: a critical review. *Rev Sci Tech*. 2010;29(3):573-91.
- Casaubon J, Chagnat V, Vogt HR, Michel AO, Thür B, Rysler-Degiorgis MP. Survey of bluetongue virus infection in free-ranging wild ruminants in Switzerland. *BMC Vet Res*. 2013;9:166.
- Chagnat V, Worwa G, Scherrer N, Hilbe M, Ehrensperger F, Batten C, Cortyen M, Hofmann M, Thuer B. Toggenburg Orbivirus, a new bluetongue virus: initial detection, first observations in field and experimental infection of goats and sheep. *Vet Microbiol*. 2009;138(1-2):11-9.
- Chauhan HC, Biswas SK, Chand K, Rehman W, Das B, Dadawala AI, Chandel BS, Kher HN, Mondal B. Isolation of bluetongue virus serotype 1 from aborted goat fetuses. *Rev Sci Tech*. 2014;33(3):803-12.
- Coetzee P, Stokstad M, Venter EH, Myrmel M, Van Vuuren M. Bluetongue: a historical and epidemiological perspective with the emphasis on South Africa. *Virol J*. 2012;9:198.
- Coetzee P, van Vuuren M, Venter EH, Stokstad M. A review of experimental infections with bluetongue virus in the mammalian host. *Virus Res*. 2014;182:21-34.
- Corbière F, Nussbaum S, Alzieu JP, Lemaire M, Meyer G, Foucras G, Schelcher F. Bluetongue virus serotype 1 in wild ruminants, France, 2008-10. *J Wildl Dis*. 2012;48(4):1047-51.
- Costa JR, Lobato ZP, Herrmann GP, Leite RC, Haddad JA. Prevalência de anticorpos contra o vírus da língua azul em bovinos e ovinos do sudoeste e sudeste do Rio Grande do Sul. *Arquivo Brasileiro Medicina Veterinária e Zootecnia*. 2006;58(2):273-75.
- Dal Pozzo F, De Clercq K, Guyot H, Vandemeulebroucke E, Sarradin P, Vandebussche F, Thiry E, Saegerman C. Experimental reproduction of bluetongue virus serotype 8 clinical disease in calves. *Vet Microbiol*. 2009;136(3-4):352-8.
- Dal Pozzo F, Saegerman C, Thiry E. Bovine infection with bluetongue virus with special emphasis on European serotype 8. *Vet J*. 2009;182(2):142-51.
- de Diego AC, Sánchez-Cordón PJ, Sánchez-Vizcaíno JM. Bluetongue in Spain: from the first outbreak to 2012. *Transbound Emerg Dis*. 2014;61(6):e1-11.
- Di Gialleonardo L, Migliaccio P, Teodori L, Savini G. The length of BTV-8 viraemia in cattle according to infection doses and diagnostic techniques. *Res Vet Sci*. 2011;91(2):316-20.
- Dorneles ES, Coura FM, Guimaraes A, Lobato Z, Lage AP, Gonçalves VP, Gouveia AG, Heinemann MB. Prevalence of bluetongue virus antibodies in sheep from Distrito Federal, Brazil. *Semina: Ciências Agrárias*. 2012;33(4):1521-24.
- Dubovi EJ, Hawkins M, Griffin RA Jr, Johnson DJ, Ostlund EN. Isolation of Bluetongue virus from canine abortions. *J Vet Diagn Invest*. 2013;25(4):490-2.
- Evermann JF. Letter to the Editor, regarding bluetongue virus and canine abortions. *J Vet Diagn Invest*. 2013;25(6):670.
- Falconi C, López-Olvera JR, Gortázar C. BTV infection in wild ruminants, with emphasis on red deer: a review. *Vet Microbiol*. 2011;151(3-4):209-19.
- Fischer-Tenhagen C1, Hamblin C, Quandt S, Frölich K. Serosurvey for selected infectious disease agents in free-ranging black and white rhinoceros in Africa. *J Wildl Dis*. 2000;36(2):316-23.

- Ganter M. Bluetongue disease—Global overview and future risk. *Sm Rumin Res.* 2015;118:79–85.
- García-Bocanegra I, Arenas-Montes A, Lorca-Oró C, Pujols J, González MA, Napp S, Gómez-Guillamón F, Zorrilla I, Miguel ES, Arenas A. Role of wild ruminants in the epidemiology of bluetongue virus serotypes 1, 4 and 8 in Spain. *Vet Res.* 2011;42:88. .
- Garner G, Saville P, Fediaevsky A. Manual for the recognition of exotic diseases of livestock: A reference guide for animal health staff [online]. Food and Agriculture Organization of the United Nations [FAO]; 2004. Bluetongue. Available at: <http://www.spc.int/rahs/Manual/Caprino-Ovine/BLUETONGUEE.HTM>. \* Accessed 15 Nov 2006.
- Henrich M, Reinacher M, Hamann HP. Lethal bluetongue virus infection in an alpaca. *Vet Rec.* 2007;161(22):764.
- Hourrigan JL, Klingsporn AL. Epizootiology of bluetongue: the situation in the United States of America. *Aust Vet J.* 1975;51(4):203-8.
- Jauniaux TP, De Clercq KE, Cassart DE, Kennedy S, Vandebussche FE, Vandemeulebroucke EL, Vanbinst TM, Verheyden BI, Goris NE, Coignoul FL. Bluetongue in Eurasian lynx. *Emerg Infect Dis.* 2008;14(9):1496-8.
- Johnson DJ, Ostlund EN, Stallknecht DE, Goekjian VH, Jenkins-Moore M, Harris SC. First report of bluetongue virus serotype 1 isolated from a white-tailed deer in the United States. *J Vet Diagn Invest.* 2006;18:398-401.
- Konrad, PA, Rodrigues RO, Chagas ÂP ; Paz GF, Leite RC. Antibodies against the blue tongue virus in dairy cattle in the state of Minas Gerais, Brazil and associations with reproductive problems. *Revista da Faculdade de Zootecnia, Veterinária e Agronomia.* 2004;10(1):42-51.
- Lear AS, Callan RJ. Overview of bluetongue. In: Kahn CM, Line S, Aiello SE, editors. *The Merck veterinary manual.* 10th ed. Whitehouse Station, NJ: Merck and Co; 2014. Bluetongue. Available at: [http://www.merckvetmanual.com/mvm/generalized\\_conditions/bluetongue/overview\\_of\\_bluetongue.html](http://www.merckvetmanual.com/mvm/generalized_conditions/bluetongue/overview_of_bluetongue.html). Accessed 13 Jun 2015.
- Legisa DM, Gonzalez FN, Dus Santos MJ. Bluetongue virus in South America, Central America and the Caribbean. *Virus Res.* 2014;182:87-94.
- Linden A, Gregoire F, Nahayo A, Hanrez D, Mousset B, Massart AL, De Leeuw I, Vandemeulebroucke E, Vandebussche F, De Clercq K. Bluetongue virus in wild deer, Belgium, 2005-2008. *Emerg Infect Dis.* 2010;16(5):833-6.
- Lobato ZP, Barcelos MC, Lima F, Ribeiro ET, Yorinori EH, Gouveia, Al. Língua Azul em ovinos e caprinos na Região Mineira da SUDENE. In: Congresso Brasileiro de Buiatria. 2001. 4. Campo Grande, MS:165.
- Maan NS, Maan S, Belaganahalli MN, Ostlund EN, Johnson DJ, Nomikou K, Mertens PP. Identification and differentiation of the twenty six bluetongue virus serotypes by RT-PCR amplification of the serotype-specific genome segment 2. *PLoS One.* 2012;7(2):e32601.
- MacLachlan NJ. Bluetongue. In: *Foreign animal diseases.* Richmond, VA: United States Animal Health Association; 2008. p. 159-65.
- MacLachlan NJ, Mayo CE. Potential strategies for control of bluetongue, a globally emerging, *Culicoides*-transmitted viral disease of ruminant livestock and wildlife. *Antiviral Res.* 2013;99(2):79-90.
- Martinelle L, Dal Pozzo F, Sarradin P, De Leeuw I, De Clercq K, Thys C, Zianta D, Thiry E, Saegerman C. Two alternative inocula to reproduce bluetongue virus serotype 8 disease in calves. *Vaccine.* 2011;29:3600-9.
- Mauroy A, Guyot H, De Clercq K, Cassart D, Thiry E, Saegerman C. Bluetongue in captive yaks. *Emerg Infect Dis.* 2008;14(4):675-6.
- Mayo CE, Crossley BM, Hietala SK, Gardner IA, Breitmeyer RE, MacLachlan NJ. Colostral transmission of bluetongue virus nucleic acid among newborn dairy calves in California. *Transbound Emerg Dis.* 2010;57(4):277-81.
- Mayo CE, Mullens BA, Reisen WK, Osborne CJ, Gibbs EP, Gardner IA, MacLachlan NJ. Seasonal and interseasonal dynamics of bluetongue virus infection of dairy cattle and *Culicoides sonorensis* midges in northern California—implications for virus overwintering in temperate zones. *PLoS One.* 2014;9(9):e106975. .
- Melo CB, Oliveira AM, Azevedo EO, Lobato ZP, Leite RC. Anticorpos contra o vírus da língua azul em bovinos do sertão da Paraíba. *Arquivo Brasileiro Medicina Veterinária e Zootecnia.* 2000;52(1):29-20.
- Meyer G, Lacroux C, Léger S, Top S, Goyeau K, Deplanche M, Lemaire M. Lethal bluetongue virus serotype 1 infection in llamas. *Emerg Infect Dis.* 2009;15(4):608-10.
- Noon TH, Wesche SL, Cagle D, Mead DG, Bicknell EJ, Bradley GA, Riplog-Peterson S, Edsall D, Reggiardo C. Hemorrhagic disease in bighorn sheep in Arizona. *J Wildl Dis.* 2002;38(1):172-6.
- Ortega J, Crossley B, Dechant JE, Drew CP, MacLachlan NJ. Fatal bluetongue virus infection in an alpaca (*Vicugna pacos*) in California. *J Vet Diagn Invest.* 2010;22(1):134-6.
- Oura CA, El Harrak M. Midge-transmitted bluetongue in domestic dogs. *Epidemiol Infect.* 2011;139(9):1396-400.
- Oura CA, Sebbar G, Loutfi C, Fassi-Fehri O, Touil N, El Harrak M. No evidence for replication of a field strain of bluetongue virus serotype 1 in the blood of domestic dogs. *Res Vet Sci.* 2014;96(1):217-9.
- Rao PP, Hegde NR, Reddy YN, Krishnajyothi Y, Reddy YV, Susmitha B, Gollapalli SR, Putty K, Reddy GH. Epidemiology of bluetongue in India. *Transbound Emerg Dis.* 2014 Aug 28. doi: 10.1111/tbed.12258. [Epub ahead of print]
- Rasmussen LD, Savini G, Lorusso A, Bellacicco A, Palmarini M, Caporale M, Rasmussen TB, Belsham GJ, Bøtner A. Transplacental transmission of field and rescued strains of BTV-2 and BTV-8 in experimentally infected sheep. *Vet Res.* 2013;44:75.
- Rossi S, Pioz M, Beard E, Durand B, Gibert P, Gauthier D, Klein F, Maillard D, Saint-Andrieux C, Saubusse T, Hars J. Bluetongue dynamics in French wildlife: exploring the driving forces. *Transbound Emerg Dis.* 2014;61(6):e12-24.
- Ruiz-Fons F, Sánchez-Matamoros A, Gortázar C, Sánchez-Vizcaíno JM. The role of wildlife in bluetongue virus maintenance in Europe: lessons learned after the natural infection in Spain. *Virus Res.* 2014;182:50-8.



- Schulz C, Eschbaumer M, Rudolf M, König P, Keller M, Bauer C, Gauly M, Grevelding CG, Beer M, Hoffmann B. Experimental infection of South American camelids with bluetongue virus serotype 82. *Vet Microbiol.* 2012;154(3-4):257-65.
- Schulz C, Eschbaumer M, Ziller M, Wäckerlin R, Beer M, Gauly M, Grevelding CG, Hoffmann B, Bauer C. Cross-sectional study of bluetongue virus serotype 8 infection in South American camelids in Germany (2008/2009). *Vet Microbiol.* 2012;160(1-2):35-42.
- Shirai J, Kanno T, Tsuchiya Y, Mitsubayashi S, Seki R. Effects of chlorine, iodine, and quaternary ammonium compound disinfectants on several exotic disease viruses. *J Vet Med Sci.* 2000;62 (1):.85
- Silva, M. X. Soroprevalência da Língua Azul em caprinos e sua associação com indicadores de tecnologia em propriedades no Ceará. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Escola de Veterinária da Universidade Federal de Minas Gerais. 2002: 00-83.
- Singer RS, Boyce WM, Gardner IA, Johnson WO, Fisher AS. Evaluation of bluetongue virus diagnostic tests in free-ranging bighorn sheep. *Prev Vet Med.* 1998;35(4):265-82.
- Souza TS, Costa JN, Martinez PM, Costa-Neto AO, Pinheiro RR. Anticorpos contra o vírus da língua azul em rebanhos ovinos da Microrregião de Juazeiro, Bahia. *Arquivos do Instituto Biológico.* 2010;77(3):419-27.
- Takamatsu H, Mellor PS, Mertens PP, Kirkham PA, Burroughs JN, Parkhouse RM. A possible overwintering mechanism for bluetongue virus in the absence of the insect vector. *J Gen Virol.* 2003;84:227-35.
- Touil N, Cherkaoui Z, Lmrabih Z, Loutfi C, Harif B, El Harrak M. Emerging viral diseases in dromedary camels in the Southern Morocco. *Transbound Emerg Dis.* 2012;59(2):177-82.
- Tweddle N, Mellor P. Technical review – bluetongue [online]. Version 1.5. Report to the Department of Health, Social Services, and Public Safety U.K [DEFRA]. DEFRA; 2002. Available at: [http://www.defra.gov.uk/animalh/diseases/notifiable/disease/bluetongue\\_technical.PDF](http://www.defra.gov.uk/animalh/diseases/notifiable/disease/bluetongue_technical.PDF). \* Accessed 17 Nov 2006.
- van der Sluijs MT, de Smit AJ, Moormann RJ. Vector independent transmission of the vector-borne bluetongue virus. *Crit Rev Microbiol.* 2014 Mar 19. [Epub ahead of print]
- van der Sluijs MT, Schroer-Joosten DP, Fid-Fourkour A, Smit M, Vrijenhoek MP, Moulin V, de Smit AJ, Moormann RJ. Transplacental transmission of BTV-8 in sheep: BTV viraemia, antibody responses and vaccine efficacy in lambs infected *in utero*. *Vaccine.* 2013;31(36):3726-31.
- Vögtlin A, Hofmann MA, Nenniger C, Renzullo S, Steinrigl A, Loitsch A, Schwermer H, Kaufmann C, Thür B. Long-term infection of goats with bluetongue virus serotype 25. *Vet Microbiol.* 2013 ;166(1-2):165-73.
- Wilson AJ, Mellor PS. Bluetongue in Europe: past, present and future. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci.* 2009;364(1530):2669-81.
- World Organization for Animal Health [OIE]. Manual of diagnostic tests and vaccines [online]. Paris: OIE; 2014. Bluetongue. Available at: [http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health\\_standards/tahm/2.01.03\\_BLUETONGUE.pdf](http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.01.03_BLUETONGUE.pdf). Accessed 5 Jun 2015.
- Zanolari P, Chaignat V, Kaufmann C, Mudry M, Griot C, Thuer B, Meylan M. Serological survey of bluetongue virus serotype-8 infection in South American camelids in Switzerland (2007-2008). *J Vet Intern Med.* 2010;24(2):426-30.
- Zientara S, Sailleau C, Viarouge C, Höper D, Beer M, Jenckel M, Hoffmann B, Romey A, Bakkali-Kassimi L, Fablet A, Vitour D, Bréard E. Novel bluetongue virus in goats, Corsica, France, 2014. *Emerg Infect Dis.* 2014;20(12):2123-5.
- Zientara S, Sánchez-Vizcaíno JM. Control of bluetongue in Europe. *Vet Microbiol.* 2013;165(1-2):3