

# Clavelée et Variole Caprine

*Capripoxvirus Infections,  
Capripox*

**Dernière mise à jour:** août 2017



IOWA STATE UNIVERSITY  
College of Veterinary Medicine



- OIE Collaborating Centres:
- Diagnosis of Animal Disease and Vaccine Evaluation in the Americas
  - Day-One Veterinary Competencies and Continuing Education



## Importance

La clavelée et la variole caprine sont des maladies virales contagieuses des petits ruminants. Ces maladies peuvent être bénignes chez les races indigènes vivant dans des zones endémiques, mais sont souvent mortelles chez les animaux nouvellement introduits. Les pertes économiques découlent de la chute de la production de lait, des dommages à la qualité des peaux et de la laine, et d'autres pertes de production. La clavelée et la variole caprine peuvent limiter les échanges commerciaux, freiner le développement de l'élevage intensif et empêcher l'importation de nouvelles races d'ovins ou de caprins dans les régions endémiques.

## Étiologie

La clavelée et la variole caprine résultent d'une infection par le virus de la clavelée (SPPV) ou le virus de la variole caprine (GTPV), membres étroitement apparentés du genre *Capripoxvirus* de la famille des *Poxviridae*. On pense que le SPPV s'attaque principalement aux ovins et le GTPV, principalement aux caprins, mais certains isolats peuvent causer des maladies bénignes à graves chez les deux espèces. Le SPPV et le GTPV peuvent être distingués par quelques tests génétiques spécialisés. Ces tests ne sont pas largement répandus et les isolats sont généralement désignés SPPV ou GTPV en fonction de l'espèce animale affectée durant une éclosion. Cependant, certaines études donnent à penser que cette hypothèse n'est pas toujours valide.

Le SPPV et le GTPV sont étroitement liés au virus de la dermatose nodulaire contagieuse (LSDV, pour lumpy skin disease virus), un *Capripoxvirus* qui s'attaque aux bovins. Ces trois virus ne peuvent être distingués par beaucoup de tests diagnostiques, y compris tous les tests de détection des anticorps ou des antigènes viraux.

## Espèces touchées

Le SPPV et le GTPV semblent n'affecter que les ovins et les caprins. Il apparaît plausible que ces virus puissent causer une maladie chez des espèces sauvages apparentées de petits ruminants, mais aucun cas d'infection chez des espèces sauvages en liberté ou en captivité n'a été signalé. Des anticorps dirigés contre les *Capripoxvirus* ont été détectés chez certains ongulés sauvages, mais il s'agissait d'études menées en Afrique australe, où le SPPV et le GTPV semblent être absents. En Arabie saoudite, un cas clinique présumé chez un oryx d'Arabie (*Oryx leucoryx*) a été diagnostiqué par des méthodes qui ne permettent pas de distinguer le LSDV des autres *Capripoxvirus*. Cependant, la maladie semblait ressembler à la dermatose nodulaire contagieuse plutôt qu'à la clavelée et la variole caprine, et elle a été identifiée comme étant une dermatose nodulaire contagieuse.

### Potentiel zoonotique

On ne pense pas que le SPPV et le GTPV infectent les humains. Deux cas publiés donnent à penser que les *Capripoxvirus* pourraient être transmis à des personnes, mais ces rapports sont considérés comme douteux.

## Répartition géographique

La clavelée et la variole caprine sont endémiques en Afrique du Nord et en Afrique centrale, dans certaines parties du Moyen-Orient, en Turquie et dans certaines parties d'Asie, y compris le sous-continent indien. On pense que les éclosions fréquentes en Grèce et occasionnelles en Bulgarie sont causées par des virus qui entrent dans ces pays pendant les éclosions qui se produisent en Turquie.

## Transmission

Le SPPV et le GTPV semblent se transmettre principalement lors de contacts étroits, mais aussi dans des environnements contaminés. Les aérosols sont considérés comme importants dans la transmission. Ces virus peuvent également pénétrer dans l'organisme par d'autres muqueuses ou par la peau éraflée. Le SPPV et le GTPV sont excrétés dans la salive, les sécrétions nasales et conjonctivales. Ils sont également abondants dans les lésions cutanées et leurs croûtes, et des virus ont été détectés

# Clavelée et Variole Caprine

dans le lait, l'urine, les fèces et le sperme. C'est la première semaine suivant l'apparition des signes cliniques que les animaux sont les plus contagieux, mais certains moutons et certaines chèvres infectés en laboratoire ont continué à excréter de plus petites quantités de virus dans leurs sécrétions nasales, conjonctivales et orales pendant un à deux mois. Dans un article, les auteurs mentionnent avoir constaté une transmission verticale chez des petits ruminants, sans toutefois donner d'explications détaillées. Les moutons et les chèvres ne deviennent pas des porteurs d'infection chronique.

La transmission mécanique par les insectes semble possible, bien qu'elle ne soit pas considérée comme importante dans l'épidémiologie de la clavelée ou de la variole caprine. Il a été démontré que les mouches piquantes des étables (*Stomoxys calcitrans*) transmettent mécaniquement le SPPV et le GTPV en laboratoire, mais les poux piqueurs (*Mallophaga* spp.), les poux suceurs (*Damalinia* spp.), les hydrotées irritantes (*Hydrotaea irritans*) et les moucheron (*Culicoides nubeculosus*) n'ont pas infecté les animaux naïfs. Cependant, le SPPV a été détecté dans des hydrotées irritantes qui s'étaient nourries sur des moutons infectés.

Le SPPV et le GTPV peuvent rester viables longtemps dans l'environnement, ce qui rend possible la transmission sur les vecteurs passifs. On pense que ces virus peuvent persister jusqu'à six mois s'ils sont protégés de l'environnement, comme dans les bergeries ombragées non nettoyées. On peut aussi les trouver pendant au moins quelques mois dans les croûtes sèches, les toisons et les poils. Les virus pox résistent au dessèchement et peuvent survivre aux cycles de gel-dégel, bien que leur infectivité puisse être réduite.

## Désinfection

Les *Capripoxvirus* sont sensibles à un certain nombre de désinfectants, notamment l'hypochlorite de sodium, l'iode, les agents d'ammonium quaternaire, l'éther, le chloroforme, le formol, le phénol et les détergents qui contiennent des solvants des lipides. Des conditions très alcalines ou très acides (acide sulfurique ou acide chlorhydrique à 2 %) ont également été signalées comme étant efficaces.

Les *Capripoxvirus* seraient détruits par chauffage à 56 °C pendant 2 heures ou à 65 °C pendant 30 minutes. Certaines études font état qu'une exposition des *Capripoxvirus* à 56 °C pendant une heure les a inactivés, mais d'autres rapports, qui concernaient des souches différentes, ont montré que ce traitement ne réduisait pas significativement les titres viraux.

## Période d'incubation

Les estimations de la période d'incubation sur le terrain diffèrent d'une source à l'autre, mais sont généralement de l'ordre de 1 à 2 semaines. Les signes cliniques devraient apparaître plus tôt lorsque le virus est inoculé par les insectes que lorsqu'il est transmis par les aérosols. Après une inoculation expérimentale dans le derme, des lésions

primaires peuvent apparaître au site d'inoculation en 2 à 4 jours.

## Signes cliniques

La clavelée et la variole caprine se ressemblent, avec des signes cliniques qui comprennent généralement de la fièvre, une hypertrophie des ganglions lymphatiques superficiels, un écoulement oculonasal et des lésions poxvirales qui peuvent affecter la peau, les muqueuses et les organes internes. Certains animaux ont de nombreuses lésions et deviennent gravement malades; d'autres présentent des signes cliniques légers ou n'en présentent aucun.

Les lésions cutanées ont tendance à être plus fréquentes et visibles aux endroits où les poils sont clairsemés, comme la région axillaire, le museau, les paupières, les oreilles, la glande mammaire et la région inguinale, mais dans les cas plus graves, elles peuvent couvrir tout le corps. Chez les animaux à toison épaisse, les lésions peuvent être plus faciles à trouver par palpation que par inspection visuelle. Certains animaux peuvent n'avoir que quelques lésions, souvent autour des oreilles ou de la queue. Les lésions cutanées commencent généralement sous forme de macules érythémateuses et se transforment en papules dures de 0,5 à 1,5 cm. Ces papules ont un centre qui devient déprimé, gris blanchâtre et nécrotique, et sont entourées d'une zone d'hyperémie. Des croûtes foncées, dures et bien délimitées finissent pas se développer. Des vésicules peuvent être observées au stade intermédiaire, mais elles sont rares. La littérature plus ancienne décrit également une forme nodulaire de la clavelée et de la variole caprine (parfois appelée « stone pox ») qui ressemble à la dermatose nodulaire contagieuse touchant les bovins, avec des nodules qui s'étendent sur toute l'épaisseur de la peau. Ces nodules finissent par devenir nécrotiques et former une escarre, laissant une cicatrice glabre. D'autres descriptions de la clavelée et de la variole caprine mentionnent des nodules et des lésions typiques de la variole chez le même animal. Une forme hémorragique très mortelle de la variole caprine, avec des papules qui semblent fusionner sur le corps, a été signalée chez les races européennes de chèvres.

Des lésions muqueuses peuvent se former à divers endroits, y compris la bouche, les narines, les yeux, l'anus, le vagin et le prépuce. Ces lésions ont tendance à s'ulcérer ou à devenir nécrotiques. Les lésions buccales et nasales peuvent provoquer un manque d'appétit, une rhinite et une salivation excessive, accompagnées d'écoulements qui finissent par devenir mucopurulents. Les papules sur les paupières et les lésions oculaires peuvent entraîner une blépharite et une conjonctivite. D'autres signes varient selon les organes internes touchés, mais peuvent inclure la dépression, ainsi que la toux et la dyspnée (lésions pulmonaires), la diarrhée (lésions du tractus intestinal) et l'émaciation. Certains animaux peuvent avorter.

Les animaux peuvent mourir à n'importe quel stade de la maladie, parfois même avant l'apparition des lésions externes

# Clavelée et Variole Caprine

caractéristiques. Les animaux survivants se rétablissent à des rythmes variables, et la guérison peut être lente dans les cas graves. Les lésions cutanées peuvent mettre plusieurs semaines à guérir et laisser des cicatrices permanentes. Les complications peuvent inclure des myiases et des infections bactériennes secondaires, y compris la pneumonie.

## Lésions pathologiques

 [Cliquez pour voir les images](#)

Sur la peau, il y a habituellement des macules, des papules et/ou des lésions nécrotiques et des croûtes, entourées de zones d'œdème, d'hémorragie et de congestion. Les papules pénètrent dans le derme et l'épiderme; dans les cas graves, elles peuvent s'étendre jusqu'à la musculature. Les lésions cutanées pourraient ne pas être aussi apparentes à l'autopsie que chez les animaux vivants. Les muqueuses des yeux, du nez, de la bouche, de la vulve et du prépuce peuvent être nécrotiques ou ulcérées. Les poumons contiennent souvent des zones congestionnées, œdémateuses ou consolidées et des nodules fermes blancs ou gris. On a signalé que les nodules sont particulièrement fréquents dans les lobes diaphragmatiques. Aux premiers stades de la maladie, ils peuvent apparaître sous forme de taches rouges. Les papules, ulcérées ou non, sont courantes sur la muqueuse abomasale. Les nodules, papules et autres lésions peuvent également se trouver dans d'autres parties du tube digestif, y compris le rumen, le gros intestin, le pharynx, la trachée et l'œsophage. Des foyers sous-capsulaires discrets et pâles sont parfois présents à la surface des reins, du foie et des testicules. Les ganglions lymphatiques dans tout le corps sont habituellement hypertrophiés et œdémateux, et ils peuvent être congestionnés et hémorragiques.

## Épreuves diagnostiques

Les *Capripoxvirus*, leurs antigènes et leurs acides nucléiques peuvent être détectés dans les lésions cutanées (p. ex. biopsies, grattages, liquide vésiculaire, croûtes), les sécrétions buccales, nasales et oculaires, le sang, le liquide aspiré des ganglions et les échantillons de tissus provenant de lésions externes ou internes prélevés à l'autopsie. Les échantillons pour l'isolement du virus et pour certaines épreuves de détection des antigènes doivent être prélevés dans la première semaine de la maladie, avant l'apparition d'anticorps neutralisants. Les échantillons de sang doivent être prélevés le plus tôt possible; l'isolement du virus a peu de chances de réussir s'il y a des lésions généralisées depuis plus de quelques jours.

La PCR permet d'identifier l'ARN viral directement dans les échantillons de tissu, le sang et les sécrétions. Des épreuves d'amplification isotherme en boucle ont également été décrites dans la littérature. La plupart des tests génétiques ne peuvent identifier l'organisme qu'en tant que *Capripoxvirus*; cependant, certaines épreuves PCR peuvent distinguer les *Capripoxvirus* des petits ruminants (SPPV et GTPV) du LSDV. Les chercheurs ont également décrit quelques épreuves PCR spécialisées qui permettent d'identifier précisément le SPPV ou le GTPV.

Les épreuves de détection des antigènes ne peuvent pas différencier le SPPV, le GTPV et le LSDV, mais elles peuvent identifier ces virus au niveau du genre. Les épreuves de détection des antigènes du *Capripoxvirus* comprennent les essais immunoenzymatiques (ELISA), les méthodes d'immunocoloration et l'immunodiffusion en gélose (AGID, pour agar gel immunodiffusion). Les réactions croisées avec les *Parapoxvirus* (p. ex. le virus Orf) compliquent l'interprétation du test AGID; cependant, ces deux groupes de virus peuvent être distingués au microscope électronique. Un certain nombre d'autres essais tels que la contre-immunoélectrophorèse et diverses épreuves d'agglutination ont également été décrits.

Le SPPV et le GTPV peuvent être isolés dans diverses cultures de cellules bovines, caprines ou ovines. On rapporte qu'elles poussent mieux dans les testicules d'agneau ou les cultures de cellules rénales de petits ruminants, mais d'autres cellules peuvent être utilisées. Ces virus ont une croissance lente et peuvent mettre jusqu'à deux semaines avant de pouvoir être isolés. Les virus isolés peuvent être identifiés comme des *Capripoxvirus* au moyen d'épreuves PCR et d'autres techniques génétiques, ou par des méthodes de détection des antigènes telles que l'immunofluorescence et la neutralisation virale. Une identification plus précise n'est possible qu'avec certaines épreuves PCR.

L'histopathologie et la microscopie électronique sont également utiles pour le diagnostic. La microscopie électronique peut fournir un diagnostic provisoire, car la morphologie des *Capripoxvirus* diffère de celle de la plupart des virus pox qui causent des maladies chez les petits ruminants.

La sérologie peut identifier le GTPV et le SPPV comme des *Capripoxvirus*; cependant, les tests sérologiques classiques, y compris la neutralisation virale, ne peuvent pas différencier le GTPV, le SPPV et le LSDV. Un certain nombre d'épreuves sérologiques ont été décrites ou utilisées, même si certaines d'entre elles pourraient ne pas avoir été validées. Le Manuel des tests de diagnostic et des vaccins de l'Organisation mondiale de la santé animale (OIE) décrit actuellement la neutralisation virale, l'immunofluorescence indirecte (IFA) et l'immunotransfert (transfert de Western). Les épreuves ELISA et AGID sont également mentionnées par certains auteurs, et la contre-immunoélectrophorèse a été employée dans certains pays récemment, au moins en 2010. Des réactions croisées peuvent se produire entre les *Capripoxvirus* et des virus pox d'autres genres dans les épreuves AGID et IFA. La séroconversion peut être faible chez certains animaux, et la sérologie peut être plus utile pour l'analyse des troupeaux.

## Traitement

Il n'existe pas de traitement particulier pour la clavelée ni pour la variole caprine, mais un traitement de soutien peut réduire la morbidité et les complications.

# Clavelée et Variole Caprine

## Lutte contre la maladie

### Signalement

Les vétérinaires qui voient ou soupçonnent la clavelée ou la variole caprine doivent suivre leurs lignes directrices nationales et/ou locales en matière de déclaration des maladies. Aux États-Unis, les autorités vétérinaires des États ou du gouvernement fédéral doivent être informées sans délai.

### Prévention

Il est très probable que les *Capripoxvirus* soient introduits par les animaux infectés, mais ils peuvent aussi entrer dans un troupeau sur des vecteurs passifs et des produits animaux tels que la laine. Les animaux nouvellement introduits devraient être mis en quarantaine. D'autres mesures de biosécurité, telles que la prévention des contacts avec d'autres troupeaux et la désinfection des vecteurs passifs, sont également utiles. Les troupeaux infectés et les animaux malades doivent être isolés au moins 45 jours après la disparition des signes cliniques. La vaccination est utilisée pour lutter contre la clavelée et la variole caprine dans les zones endémiques. Selon la région, un seul vaccin peut être utilisé chez tous les petits ruminants, ou des vaccins distincts peuvent être donnés contre la clavelée et la variole caprine.

Les éclosions dans les zones non endémiques peuvent être contenues par le contrôle des déplacements et le dépeuplement des animaux infectés et exposés, suivis d'un nettoyage rigoureux et d'une désinfection des fermes et de l'équipement. L'élimination appropriée des carcasses infectées est importante; on a souvent recours à l'incinération ou à l'enfouissement. Les insectifuges appliqués sur les carcasses pourraient contribuer à réduire la transmission du virus avant l'enfouissement, mais cela n'a pas été évalué. Les périodes d'attente avant le repeuplement peuvent réduire les risques provenant de l'environnement comme les pâturages, lesquels peuvent être impossibles à désinfecter. Lorsque la maladie s'est largement répandue, la vaccination peut également être envisagée.

## Morbidité et mortalité

On pense généralement que le SPPV est plus virulent chez les ovins et le GTPV chez les caprins, bien que cela n'ait pas été évalué pour tous les virus. Les éclosions ne touchent souvent qu'une seule espèce, mais certains virus de la clavelée entraînent aussi des signes légers à graves chez les chèvres, et vice versa. Dans d'autres cas, des infections asymptomatiques ont parfois été décrites chez les caprins ou les ovins lors d'éclosions survenues chez les autres espèces. Quelques cas d'incidents causés par le « mauvais » virus ont aussi été signalés, comme une éclosion de clavelée en Chine causée par un virus génétiquement identifié comme étant un GTPV.

La morbidité et la mortalité varient et peuvent être influencées par la race de l'animal, son âge, son immunité contre les *Capripoxvirus* et la souche du virus. Des

maladies bénignes sont courantes chez les races indigènes dans les zones endémiques, mais des maladies plus graves peuvent être observées chez les animaux jeunes ou stressés, chez des sujets atteints d'infections concomitantes ou chez les animaux provenant de régions où il n'y a pas eu de poxvirose depuis un certain temps. Les taux de morbidité déclarés chez les races indigènes varient considérablement, allant de 1 % à 7090 %. Bien que le taux de mortalité global soit souvent inférieur à 10 %, il dépasse parfois 50 %, et des taux de létalité de près de 100 % ont été signalés chez certains jeunes animaux très réceptifs.

La maladie touchant les races ovine et caprine importées est généralement grave lorsque ces animaux sont amenés dans une zone endémique. Les taux de morbidité et de mortalité peuvent avoisiner les 100 % dans certains troupeaux nouvellement importés.

## Ressources Internet

European Food Safety Authority (EFSA) Scientific Opinion on Sheep and goat pox  
<https://www.efsa.europa.eu/en/efsajournal/pub/3885>

The Merck Veterinary Manual  
<http://www.merckvetmanual.com/>

United States Animal Health Association. Foreign Animal Diseases  
[http://www.aphis.usda.gov/emergency\\_response/downloads/nahems/fad.pdf](http://www.aphis.usda.gov/emergency_response/downloads/nahems/fad.pdf)

World Organization for Animal Health (OIE)  
<http://www.oie.int>

OIE Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals  
<http://www.oie.int/international-standard-setting/terrestrial-manual/access-online/>

OIE Terrestrial Animal Health Code  
<http://www.oie.int/international-standard-setting/terrestrial-code/access-online/>

## Remerciements

Cette fiche d'information a été rédigée par Anna Rovid-Spickler, DVM, PhD, spécialiste vétérinaire du CFSPH. L'USDA APHIS a fourni des fonds pour cette fiche d'information grâce à une série d'accords de coopération relatifs au développement des ressources pour la formation initiale. Le format suivant peut être utilisé pour citer cette fiche d'information. Spickler, Anna Rovid. 2017. Clavelée et variole caprine. Récupérée de <http://www.cfsph.iastate.edu/DiseaseInfo/disease-fr.php?lang=fr>.

Le CFSPH est reconnaissant au Bureau de la traduction de Services publics et Approvisionnement Canada, Division de l'agriculture, pour la traduction française des fiches d'information; et l'Agence canadienne d'inspection des

aliments, Division de l'apprentissage, pour la traduction en français de la description des photos et la revue de traduction des fiches d'information.

## Références

- Aiello SE, Moses MA, editors. The Merck veterinary manual. 11th ed. Kenilworth, NJ: Merck and Co; 2016. Sheepox and goatpox, p. 869-70.
- Animal Health Australia. The National Animal Health Information System (NAHIS). Sheep pox and goat pox [online]. Available at: <http://www.aahc.com.au/nahis/disease/dislist.asp>. \* Accessed 11 Dec 2001.
- Armson B, Fowler VL, Tuppurainen ESM, Howson ELA, Madi M, Sallu R, Kasanga CJ, Pearson C, Wood J, Martin P, Mioulet V, King DP. Detection of capripoxvirus DNA using a field-ready nucleic acid extraction and real-time PCR platform. *Transbound Emerg Dis*. 2017;64(3):994-7.
- Authie E, Berg C, Bøtner A, Browman H, De Koeijer A, Depne K, et al.; EFSA Panel on Animal Health and Welfare Scientific opinion on sheep and goat pox. *EFSA Journal* 2014;12(11):3885.
- Babiuk S, Bowden TR, Boyle DB, Wallace DB, Kitching RP. Capripoxviruses: an emerging worldwide threat to sheep, goats and cattle. *Transbound Emerg Dis*. 2008;55:263-72.
- Babiuk S, Bowden TR, Parkyn G, Dalman B, Hoa DM, Long NT, Vu PP, Bieu DX, Copps J, Boyle DB. Yemen and Vietnam capripoxviruses demonstrate a distinct host preference for goats compared with sheep. *J Gen Virol*. 2009;90:105-114.
- Balinsky CA, Delhon G, Smoliga G, Prarat M, French RA, Geary SJ, Rock DL, Rodriguez LL. Rapid preclinical detection of sheeppox virus by a real-time PCR assay. *J Clin Microbiol*. 2008;46:438-42.
- Barnard BJH. Antibodies against some viruses of domestic animals in South African wild animals. *Onderstepoort J Vet Res*. 1997;64:95-110.
- Ben Chehida F, Ayari-Fakhfakh E, Caufour P, Amdouni J, Nasr J, Messaoudi L, Haj Ammar H, Sghaier S, Bernard C, Ghram A, Cêtre-Sossah C. Sheep pox in Tunisia: Current status and perspectives. *Transbound Emerg Dis*. 2017 Jun 28 [Epub ahead of print].
- Bhanuprakash V, Indrani BK, Hosamani M, Singh RK. The current status of sheep pox disease. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*. 2006;29:27-60.
- Bhanuprakash V, Hosamani M, Singh RK. Prospects of control and eradication of capripox from the Indian subcontinent: a perspective. *Antiviral Res*. 2011;91:225-32.
- Bhanuprakash V, Venkatesan G, Balamurugan V, Hosamani M, Yogisharadhya R, Chauhan RS, Pande A, Mondal B, Singh RK. Pox outbreaks in sheep and goats at Makhdoom (Uttar Pradesh), India: evidence of sheeppox virus infection in goats. *Transbound Emerg Dis*. 2010;57(5):375-82.
- Blackwell JH. Cleaning and disinfection. In: *Foreign Animal Diseases*. Richmond, VA: United States Animal Health Association; 1998. p. 445-8.
- Bowden TR, Babiuk SL, Parkyn GR, Copps JS, Boyle DB. Capripoxvirus tissue tropism and shedding: A quantitative study in experimentally infected sheep and goats. *Virology*. 2008;371:380-93.
- Carn VM. Control of capripoxvirus infections. *Vaccine*. 1993;11:1275-9.
- Chu Y, Yan X, Gao P, Zhao P, He Y, Liu J, Lu Z. Molecular detection of a mixed infection of goatpox virus, orf virus, and *Mycoplasma capricolum* subsp. *capripneumoniae* in goats. *J Vet Diagn Invest*. 2011;23:786-9.
- Das A, Babiuk S, McIntosh MT. Development of a loop-mediated isothermal amplification assay for rapid detection of capripoxviruses. *J Clin Microbiol*. 2012;50(5):1613-20.
- 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. Sheep pox and goat pox. Available at: <http://www.spc.int/rahs/>. \* Accessed 5 Jul 2008.
- Gelaye E, Belay A, Ayelet G, Jenberie S, Yami M, Loitsch A, Tuppurainen E, Grabherr R, Diallo A, Lamien CE. Capripox disease in Ethiopia: genetic differences between field isolates and vaccine strain, and implications for vaccination failure. *Antiviral Res*. 2015;119:28-35.
- Groth A, Gourreau JM, Vassart M, Nguyen-Ba-Vy, Wyers M, Lefevre PC. Capripoxvirus disease in an Arabian oryx (*Oryx leucoryx*) from Saudi Arabia. *Wildl Dis*. 1992;28:295-300.
- Hedger RS, Hamblin C. Neutralising antibodies to lumpy skin disease virus in African wildlife. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*. 1983;6:209-13.
- Hosamani M, Mondal B, Tembhrune PA, Bandyopadhyay SK, Singh RK, Rasool TJ. Differentiation of sheep pox and goat poxviruses by sequence analysis and PCR-RFLP of P32 gene. *Virus Genes*. 2004;29:73-80.
- International Committee on Taxonomy of Viruses [ICTV]. Family Poxviridae; Subfamily: Chordopoxvirinae; Genus Capripoxvirus. Virus taxonomy: 2016 release EC 48, Budapest, Hungary, August 2016; Email ratification 2017 (MSL #31). Available at: <https://talk.ictvonline.org/taxonomy/>. Accessed 18 Jul 2017.
- Kitching P. Capripoxviruses. In: *Foreign animal diseases*. Boca Raton, FL: United States Animal Health Association; 2008. p. 189-96.
- Lamien CE, Leleanta M, Goger W, Silber R, Tuppurainen E, Matijevic M, Luckins AG, Diallo A. Real time PCR method for simultaneous detection, quantitation and differentiation of capripoxviruses. *J Virol Methods*. 2011;171(1):134-40.
- Lamien CE, Le Goff C, Silber R, Wallace DB, Gulyaz V, Tuppurainen E, Madani H, Caufour P, Adam T, Harrak ME, Luckins AG, Albina E, Diallo A. Use of the *Capripoxvirus* homologue of vaccinia virus 30 kD RNA polymerase subunit (RPO30) gene as a novel diagnostic and genotyping target: development of a classical PCR method to differentiate goat poxvirus from sheep poxvirus. *Vet Microbiol*. 2011;149:30-9.
- Le Goff C, Lamien CE, Fakhfakh E, Chadeyras A, Aba-Adulugba E, et al. Capripoxvirus G-protein protein coupled chemokine receptor: A host-range gene suitable for virus animal origin discrimination. *J Gen Virol*. 2009;90:1967-77.
- Mangana O, Kottaridi C, Nomikou K. The epidemiology of sheep pox in Greece from 1987 to 2007. *Rev Sci Tech*. 2008;27(3):899-905.
- Rao TV, Bandyopadhyay SK. A comprehensive review of goat pox and sheep pox and their diagnosis. *Anim Health Res Rev*. 2000;1:127-36.

- Roy P, Purushothaman V, Sreekumar C, Tamizharasan S, Chandramohan A. Sheep pox disease outbreaks in Madras Red and Mechery breeds of indigenous sheep in Tamilnadu, India. *Res Vet Sci.* 2008;85(3):617-21.
- Santhamani R, Venkatesan G, Minhas SK, Shivachandra SB, Muthuchelvan D, Pandey AB, Ramakrishnan MA. Detection and characterization of atypical capripoxviruses among small ruminants in India. *Virus Genes.* 2015;51:33-8.
- Tulman ER, Afonso CL, Lu Z, Zsak L, Sur JH, Sandybaev NT, Kerembekova UZ, Zaitsev VL, Kutish GF, Rock DL. The genomes of sheeppox and goatpox viruses. *J Virol.* 2002;76:6054-61.
- Tuppurainen ESM, Venter EH, Shisler JL, Gari G, Mekonnen GA, Juleff N, Lyons NA, De Clercq K, Upton C, Bowden TR, Babiuk S, Babiuk LA. Capripoxvirus diseases: Current status and opportunities for control. *Transbound Emerg Dis.* 2017;64(3):729-45.
- Venkatesan G, Balamurugan V, Bhanuprakash V. Multiplex PCR for simultaneous detection and differentiation of sheeppox, goatpox and orf viruses from clinical samples of sheep and goats. *J Virol Methods.* 2014 Jan;195:1-8.
- World Organization for Animal Health [OIE]. Animal diseases data [online]. Paris: OIE. Sheep pox and goat pox.. Available at: <http://www.oie.int/animal-health-in-the-world/technical-disease-cards/>. Accessed 5 Aug 2017.
- World Organization for Animal Health [OIE]. Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals [online]. Paris: OIE; 2008. Sheep pox and goat pox.. Available at: [http://www.oie.int/eng/normes/mmanual/2008/pdf/2.07.14\\_S\\_POX\\_G\\_POX.pdf](http://www.oie.int/eng/normes/mmanual/2008/pdf/2.07.14_S_POX_G_POX.pdf). Accessed 25 Jul 2008.
- World Organization for Animal Health [OIE]. Manual of diagnostic tests and vaccines for terrestrial animals [online]. Paris: OIE; 2017. Sheep pox and goat pox.. Available at: [http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health\\_standards/tahm/2.07.13\\_S\\_POX\\_G\\_POX.pdf](http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.07.13_S_POX_G_POX.pdf). Accessed 2 Aug 2017.
- Yan XM, Chu YF, Wu GH, Zhao ZX, Li J, Zhu HX, Zhang Q. An outbreak of sheep pox associated with goat poxvirus in Gansu province of China. *Vet Microbiol.* 2012;156(3-4):425-8.
- Yeruham I, Yadin H, Van Ham M, Bumbarov V, Soham A, Perl S. Economic and epidemiological aspects of an outbreak of sheeppox in a dairy sheep flock. *Vet Rec.* 2007;160:236-7.
- Zhao Z, Fan B, Wu G, Yan X, Li Y, Zhou X, Yue H, Dai X, Zhu H, Tian B, Li J, Zhang Q. Development of loop-mediated isothermal amplification assay for specific and rapid detection of differential goat pox virus and sheep pox virus. *BMC Microbiol.* 2014;14:10.
- Zhou T, Jia H, Chen G, He X, Fang Y, Wang X, Guan Q, Zeng S, Cui Q, Jing Z. Phylogenetic analysis of Chinese sheeppox and goatpox virus isolates. *Virol J.* 2012;9:25.
- Zro K, Azelmat S, Bendouro Y, Kuhn JH, El Fahime E, Ennajo MM. PCR-based assay to detect sheeppox virus in ocular, nasal, and rectal swabs from infected Moroccan sheep. *J Virol Methods.* 2014;204:38-43.

\*Lien inactive depuis 2017