

# Épizootiologie des infections à herpèsvirus chez les ruminants sauvages. I. Le virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine et les virus antigéniquement apparentés

E. Thiry<sup>1</sup>C. Meersschaert<sup>1</sup>P.-P. Pastoret<sup>1</sup>

**THIRY (E.), MEERSSCHAERT (C.), PASTORET (P.-P.).** Épizootiologie des infections à herpèsvirus chez les ruminants sauvages. I. Le virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine et les virus antigéniquement apparentés. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1988, 41 (2) : 113-120.

Cette revue présente les infections des ruminants sauvages par cinq herpèsvirus antigéniquement apparentés : le virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine (bovine herpesvirus 1), l'herpèsvirus de la chèvre (caprine herpesvirus 2), l'herpèsvirus de type 1 des cervidés et les herpèsvirus isolés chez le renne (*Rangifer tarandus*) et le buffle de l'Inde (*Bubalus arnee*). Le spectre de réceptivité de chaque herpèsvirus est détaillé, ainsi que les relations biologiques qu'ils entretiennent avec les espèces de ruminants sensibles. *Mots clés* : Bovin - Caprin - Buffle - Renne - Ruminant - Faune sauvage - Herpèsvirus - Herpèsvirus bovin 1 - Herpèsvirus caprin 2 - Herpèsvirus de type 1 des cervidés - Rhinotrachéite infectieuse bovine - Épizootiologie.

## INTRODUCTION

Les maladies provoquées par les infections à herpèsvirus ont d'importantes conséquences économiques dans l'élevage des animaux de rapport. Par contre, la présence d'herpèsvirus pathogènes chez les ruminants sauvages n'a pas encore causé de graves préjudices à l'équilibre de la faune sauvage. Il existe néanmoins diverses situations où cette présence peut s'exprimer sous une forme clinique. Ces situations sont principalement liées aux essais de domestication des ruminants sauvages. La proximité d'animaux domestiques peut favoriser la transmission de virus pathogène aux animaux sauvages; les conditions d'élevage où un grand nombre d'individus est rassemblé sont propices à l'éclosion de maladies qui n'étaient probablement que sporadiques dans la nature. En Europe, ce sont les fermes d'élevage de cerfs (*Cervus elaphus*) en Grande-Bretagne qui payent le plus lourd tribut à la domestication d'une espèce sauvage. Dans ces exploitations, l'infection par le virus BVD (*Bovine Virus Diarrhoea*), le coryza gangréneux et même une infection spécifique du cerf, causée par l'herpèsvirus de type 1 des cervidés, ont déjà été identifiés.

Les infections à herpèsvirus présentent un intérêt

supplémentaire du fait du phénomène de la latence virale. En effet, après une primo-infection, l'animal surmonte la maladie, mais il conserve dans son organisme l'herpèsvirus sous une forme silencieuse, non détectable par les méthodes virologiques conventionnelles. Sous l'effet de circonstances extérieures, souvent liées au stress, le virus latent peut être réactivé et réexcrété par l'animal, assurant ainsi sa transmission à d'autres individus. Un herpèsvirus peut donc subsister de manière permanente dans une population animale de taille très réduite.

Cette étude présente une synthèse du rôle des herpèsvirus dans la pathologie infectieuse des ruminants sauvages et essaie de dresser le spectre de réceptivité de chaque herpèsvirus au sein des ruminants. En effet, des données nouvelles se sont accumulées depuis les travaux de GIBBS et RWEYEMAMU (12) et de PLOWRIGHT (34). Ce premier article est consacré au virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine (bovine herpesvirus 1) et à quatre autres herpèsvirus qui lui sont antigéniquement apparentés : l'herpèsvirus de la chèvre (caprine herpesvirus 2), l'herpèsvirus de type 1 des cervidés et les herpèsvirus du renne (*Rangifer tarandus*) et du buffle de l'Inde (*Bubalus arnee*). Il est très difficile de traiter séparément de ces cinq infections dans des enquêtes sérologiques. Néanmoins, il est probable que les espèces de ruminants sauvages sont infectées par leur propre herpèsvirus ou, tout au moins, par un herpèsvirus isolé d'une espèce voisine (43, 44).

## LE VIRUS DE LA RHINOTRACHÉITE INFECTIEUSE BOVINE

### Aspects cliniques

Le bovine herpesvirus 1 (BHV-1) est responsable de diverses entités cliniques : la rhinotrachéite infectieuse bovine (forme IBR) est la forme la mieux connue. Elle se caractérise par une atteinte du système respiratoire antérieur qui se manifeste par de la trachéite et du jetage nasal bilatéral séreux à mucopurulent. Le mufle peut être couvert de membranes diphtéroïdes et de croûtes qui font place à des

1. Service de Virologie, Immunologie et Pathologie des maladies virales, Faculté de Médecine Vétérinaire, Université de Liège, 45 rue des Vétérinaires, B-1070 Bruxelles, Belgique.

Reçu le 25.11.87, accepté le 14.01.88.

ulcères. La maladie s'accompagne de fièvre et les complications bactériennes sont fréquentes. Un autre syndrome classique est la vulvovaginite infectieuse pustuleuse (forme IPV). De la conjonctivite, des avortements, de l'encéphalite, de l'entérite ainsi que des mammites sont également attribués au BHV-1 (31).

## Épidémiologie

Le BHV-1 est répandu dans le monde entier, mais le nombre d'animaux séropositifs ainsi que la prévalence de la maladie varient d'un continent à l'autre et d'une espèce animale à l'autre (41) (Tabl. I). Des enquêtes sérologiques menées dans de nombreux pays africains indiquent que l'infection par le BHV-1 est répandue et qu'un nombre élevé d'espèces différentes sont réceptives. La majorité des résultats positifs est observée chez les ruminants qui vivent regroupés près des points d'eau.

La maladie clinique sous la forme IPV a été reproduite expérimentalement chez le gnou (*Connochaetes taurinus*) (18, 28, 39). Le virus persiste à l'état latent dans cette espèce. Il a été réisolé des sécrétions vaginales lors d'essais de réactivation. Le mode de transmission chez le gnou n'est pas encore élucidé, mais il est vraisemblablement de type vénérien (28). L'infection expérimentale du gnou induit chez le mâle une légère posthite s'accompagnant d'une excréption du virus au niveau du prépuce (27). Les anticorps anti-BHV-1 sont surtout mis en évidence chez des gnous adultes. Cette observation plaide également pour un mode de transmission vénérien. La réactivation virale serait provoquée par le stress de la mise bas et les animaux s'infecteraient pendant la période de reproduction (27). Les jeunes gnous acquièrent une immunité d'origine colostrale, mais cette immunité diminue rapidement. La plupart des animaux de moins d'un an sont séronégatifs. La forme respiratoire n'a pas été observée chez le gnou, mais le virus peut se multiplier au niveau des muqueuses respiratoires antérieures après inoculation intranasale (27). Le maintien de la forme vaginale dans cette espèce s'explique par le fait que le gnou est resté à l'état sauvage et n'a pas subi un élevage intensif à l'instar des espèces domestiques.

Des enquêtes sérologiques menées chez le buffle d'Afrique (*Synacerus caffer*) montrent une prévalence élevée d'animaux séropositifs avec souvent de hauts titres en anticorps. La plupart des résultats séronégatifs est observée chez des jeunes bêtes. Le mode de transmission n'est pas connu, mais elle se produit probablement par voie respiratoire. En effet, le nombre d'animaux séropositifs augmente considérablement dans la période qui précède la maturité sexuelle et qui suit la perte de l'immunité colostrale (14).

L'éland du Cap (*Taurotragus oryx*) est résistant à l'infection par le BHV-1. Ni symptôme clinique ni

apparition d'anticorps n'ont pu être démontrés après infection expérimentale (24).

Le virus a été isolé chez d'autres espèces sauvages. Une prévalence élevée d'anticorps anti-BHV-1 est retrouvée chez le cerf-mulet (*Odocoileus hemionus*). En 1964, CHOW et DAVIS (5) mettent en évidence la présence du virus dans les sécrétions nasales, lacrimales et dans les matières fécales jusque 4 semaines après l'inoculation expérimentale. Sur 504 sérums prélevés chez des cerfs de Virginie (*Odocoileus virginianus*) au Minnesota, 74 étaient positifs envers le BHV-1 (16).

Le pronghorn (*Antilocapra americana*) occupe au Canada les larges étendues des prairies. Il parcourt des distances considérables entre l'été et l'hiver et partage son habitat avec des moutons, des bovins, ainsi qu'avec des cerfs de Virginie, des cerfs-mulets et des élans (*Alces alces*). Par conséquent, les chances de contact avec d'autres ruminants sont grandes et son rôle comme vecteur potentiel dans certaines maladies est important à étudier. Des anticorps anti-BHV-1 ont été mis en évidence dans cette espèce et l'isolement du virus a été réalisé en 1973 (2).

Dans deux troupeaux de caribous sauvages (*Rangifer tarandus caribou*) au Nord Québec, des anticorps anti-BHV-1 ont été détectés chez 40 et 14 p. 100 des caribous, alors que ces troupeaux vivaient probablement sans contact direct avec d'autres ruminants depuis 25 ans (9). L'auteur propose le maintien naturel du virus dans la population. L'isolement récent d'un herpèsvirus sérologiquement apparenté au BHV-1 chez le renne en Finlande permet de proposer une autre explication à ces résultats. Des anticorps ont été détectés chez l'élan (19, 48). Aux États-Unis, des enquêtes sérologiques menées dans des jardins zoologiques n'ont révélé que 3 p. 100 d'animaux séropositifs chez différentes espèces d'animaux sauvages (6).

La réceptivité de la chèvre au BHV-1 a été un sujet de controverses. L'infection expérimentale provoque des symptômes généraux (23) ou est asymptomatique (25, 46). Une proportion significative de chèvres est néanmoins séropositive envers le BHV-1 : 13 p. 100 au Tchad (25), 11 p. 100 au Nigeria (42). Dans le cadre de l'éradication de la rhinotrachéite infectieuse bovine en Suisse, des enquêtes sérologiques ont été menées pour préciser le rôle d'autres espèces, telles que la chèvre, le mouton, le chamois (*Rupicapra rupicapra*), le daim (*Dama dama*), le cerf, le chevreuil (*Capreolus capreolus*) ou le bouquetin (*Capra ibex*), comme réservoir du BHV-1. Le nombre de sérums de ruminants sauvages examinés était très réduit et ils étaient tous négatifs. Les chèvres séropositives envers le BHV-1 étaient en réalité infectées par le CHV-2 (*Caprine herpesvirus 2*), antigéniquement apparenté au BHV-1 (1, 13).

L'infection de la chèvre par le BHV-1 a également été

TABLEAU I Spectre de réceptivité du virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine et des virus antigéniquement apparentés.

Famille des Cervidés	Sous-famille des Cervinés Sous-famille des Odocoiliinés Sous-famille des Rangiférinés	Cerf commun <sup>(1)</sup> ( <i>Cervus elaphus</i> ) (21) Wapiti oriental ( <i>Cervus elaphus canadensis</i> ) (6) Chevreuil ( <i>Capreolus capreolus</i> ) (20) Cerf de Virginie ( <i>Odocoileus virginianus</i> ) (16) Cerf-mulet ( <i>Odocoileus hemionus</i> ) (5) Elan ( <i>Alces alces</i> ) (48) Renne <sup>(1)</sup> ( <i>Rangifer tarandus</i> ) (7) Caribou ( <i>Rangifer tarandus caribou</i> ) (9)
Famille des Giraffidés	Sous-famille des Giraffinés	Girafe ( <i>Giraffa camelopardalis</i> ) (6)
Famille des Antilocapridés		Pronghorn ( <i>Antilocapra americana</i> ) (2)
Famille des Bovidés	Sous-famille des Tragelaphinés Sous-famille des Bovinés Sous-famille des Alcelaphinés Sous-famille des Hippotraginés Sous-famille des Réducinés Sous-famille des Antilopinés Sous-famille des Caprinés	Eland du Cap ( <i>Taurotragus oryx</i> ) (35) Grand koudou ( <i>Tragelaphus strepsiceros</i> ) (14)  Bœuf domestique ( <i>Bos taurus</i> ) (22) Buffle de l'Inde <sup>(1)</sup> ( <i>Bubalus arnee</i> ) (40) Buffle d'Afrique ( <i>Syncerus caffer</i> ) (35)  Bubale ( <i>Alcelaphus buselaphus</i> ) (34) Topi ( <i>Damaliscus korrigum</i> ) (34) Blesbok ( <i>Damaliscus dorcas</i> ) (6) Gnou à queue blanche ( <i>Connochaetes gnou</i> ) (6) Gnou bleu ( <i>Connochaetes taurinus</i> ) (34)  Antilope chevaline ( <i>Hippotragus equinus</i> ) (34) Hippotrague noir ( <i>Hippotragus niger</i> ) (34) Addax ( <i>Addax nasomaculatus</i> ) (6)  Cobe à croissant ( <i>Kobus ellipsiprymnus</i> ) (35) Cobe de Buffon ( <i>Kobus kob</i> ) (35) Cobe lechwe ( <i>Kobus leche</i> ) (14) Cobe des roseaux ( <i>Redunca arundinum</i> ) (34) Redunca ou nagor ( <i>Redunca redunca</i> ) (35)  Gazelle de Thomson ( <i>Gazella thomsoni</i> ) (35) Springbok ( <i>Antidorcas marsupialis</i> ) (6) Impala ( <i>Aepyceros melampus</i> ) (35)  Chamois ( <i>Rupicapra rupicapra</i> ) (45) Chèvre domestique ( <i>Capra aegagrus hircus</i> ) <sup>(1)</sup> (23)

(1) Espèces qui sont sensibles à un virus antigéniquement apparenté au virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine.

étudiée dans le but d'obtenir un modèle expérimental pour l'étude de la pathogénie et de la latence du BHV-1. Il a été démontré que le BHV-1 était capable de se multiplier au niveau de la muqueuse respiratoire chez la chèvre (32). De plus, des essais de réactivation semblent indiquer que le virus ne s'installe pas à l'état latent dans cette espèce (1, 32, 47).

La présence d'anticorps anti-BHV-1 a été démontrée chez le cerf en Grande-Bretagne (21) et chez le chevreuil et le cerf en Allemagne de l'Est (20). En 1979, aucun chevreuil d'une forêt française ne possédait d'anticorps anti-BHV-1 (3). Il est important d'étudier le rôle du cerf dans la transmission des maladies virales aux animaux domestiques car, tout comme le sika

(*Cervus nippon*) et le daim, ces cervidés ont des habitudes sociales et alimentaires similaires au bétail et, de plus, ce sont les espèces les plus utilisées pour l'élevage en ferme.

L'infection du cerf par le BHV-1 ne provoque ni symptôme ni séroconversion (36). Le virus a été réisolé chez un seul des deux animaux infectés (36). Un herpèsvirus antigéniquement apparenté au BHV-1 (l'herpèsvirus de type 1 des cervidés) a été récemment isolé du cerf en Écosse (17). La présence d'un tel virus chez le cerf permet de mettre en doute les résultats d'enquêtes sérologiques menées jusqu'à présent qui rapportent la présence d'anticorps anti-BHV-1 chez le cerf: ceux-ci sont vraisemblablement dirigés contre ce

nouvel herpèsvirus spécifique du cerf.

## LE CAPRINE HERPESVIRUS 2

### Aspects cliniques

Les chèvres et chevreaux infectés par le caprine herpesvirus 2 (CHV-2) (37), également dénommé bovid herpesvirus 6 (BHV-6) (22), présentent un tableau varié de symptômes et lésions. Les chevreaux infectés sont souvent atteints d'entérite et les lésions majeures sont limitées au tractus gastro-intestinal. Ces lésions se caractérisent par des ulcérations et de la nécrose de la muqueuse du colon, du caecum et du rumen, accompagnées parfois d'ulcères buccaux. De la conjonctivite et de la rhinite peuvent également être présentes avec des difficultés respiratoires. Des lésions pulmonaires peuvent être observées (22). Des pétéchies au niveau de la peau ont également été décrites (26). Le CHV-2 ne semble pas pathogène pour le veau et l'agneau (22).

Le taux de mortalité est élevé chez les chevreaux infectés. Les avortements décrits chez la chèvre ont été reproduits par inoculation expérimentale. L'herpèsvirus caprin a aussi été impliqué dans une épidémie de vulvovaginite dans un troupeau de chèvres Saanen (15). L'épidémie est apparue peu de temps après l'accouplement, ce qui laisse supposer une transmission par voie vénérienne. Les boucs étaient séropositifs mais n'ont présenté aucune lésion.

Le CHV-2 a pu être réactivé par des injections de dexaméthasone (33) et peut donc persister à l'état latent chez la chèvre. ACKERMANN et collab. (1) n'ont par contre pas pu provoquer la réactivation par injection de cortisone.

### Épidémiologie

En Suisse, 21 p. 100 des caprins sont séropositifs envers le CHV-2. Chez le bouquetin par contre, aucune séroconversion n'a été mise en évidence (33). HASLER et ENGELS (13) ont décelé 13 p. 100 de sérums positifs envers le BHV-1 sur 1 710 sérums prélevés chez la chèvre en Suisse, mais il s'est avéré que les anticorps étaient dirigés contre le CHV-2. Le CHV-2 présente en effet une parenté antigénique étroite avec le BHV-1. Au cours d'une enquête sérologique menée en France et en Belgique entre 1981 et 1986, 6 cerfs sur 150, 2 chevreuils sur 467, 2 chamois sur 99 et 1 bouquetin sur 28 possédaient des anticorps anti-CHV-2. Néanmoins, les mêmes animaux, excepté un chevreuil et un bouquetin, possédaient des anticorps dirigés contre les autres herpèsvirus antigéniquement apparentés (45). Il est donc probable que ces

espèces aient été infectées par un autre herpèsvirus. Néanmoins, comme le bouquetin appartient au même genre que la chèvre, ce résultat suggère que cette espèce pourrait être infectée par le CHV-2.

## L'HERPESVIRUS DE TYPE 1 DES CERVIDÉS

### Aspects cliniques

L'herpèsvirus de type 1 des cervidés (HVC-1) est responsable de la conjonctivite herpétique du cerf ou syndrome oculaire. Il se caractérise par du larmoiement et des écoulements oculaires mucopurulents, une tuméfaction modérée des tissus périorbitaires et un oedème marqué de la paupière supérieure. Une opacité cornéenne uniforme sans ulcère, de l'hypopyon et parfois de la photophobie sont également observés. Ces symptômes oculaires s'accompagnent de fièvre et souvent de jetage nasal mucopurulent (36).

Le HVC-1 a été isolé en 1982 à partir de jetage nasal de cerfs élevés en ferme, atteints d'une infection oculaire très contagieuse. En effet, sur un troupeau de 80 cerfs, 50 à 60 ont présenté des symptômes à des degrés divers (17). L'infection intranasale expérimentale a provoqué chez le cerf une hyperthermie, des ulcérations sur les naseaux et de la conjonctivite. Les symptômes étaient toutefois plus modérés que ceux observés dans la maladie naturelle (36). Le HVC-1 ne semble pas pathogène pour le bovin (36). Le HVC-1 a également été isolé chez le cerf après injection de glucocorticoïdes, ce qui prouve sa persistance à l'état latent dans cette espèce (38).

### Épidéziologie

Des enquêtes sérologiques menées en Grande-Bretagne chez le cerf ont démontré que l'infection par le HVC-1 était très répandue dans ce pays : 40 p. 100 des cerfs vivant en montagne, 33 p. 100 des cerfs élevés en ferme en Écosse et 14 p. 100 des cerfs vivant en parcs ou fermes en Angleterre sont séropositifs (30). En France et en Belgique, respectivement 1 p. 100 et 11 p. 100 des sérums de cerfs prélevés entre 1982 et 1986 sont séropositifs envers le HVC-1 ou un virus antigéniquement apparenté (45).

## L'HERPESVIRUS DU RENNE

En 1982, une situation originale a été décrite en

Finlande où 23 p. 100 des rennes (*Rangifer tarandus*) possédaient des anticorps anti-BHV-1 alors que, dans la même région, tous les bovins étaient séronégatifs (8). Les rennes étaient en fait infectés par un autre herpèsvirus antigéniquement apparenté au BHV-1 et propre au renne (7). Cette situation mène à une confusion épidémiologique puisque des rennes présentant une sérologie positive envers le BHV-1 peuvent être immunisés contre l'herpèsvirus qui leur est propre. La même situation existe probablement au Canada, où des troupeaux de caribous avec une forte prévalence d'animaux séropositifs envers le BHV-1 vivaient depuis 25 ans sans contact avec des animaux domestiques (9). L'herpèsvirus du renne a été isolé de prélèvements vaginaux chez un renne séropositif envers le BHV-1 et soumis à un traitement à la dexaméthasone. Cet isolement indique aussi que ce virus peut persister à l'état latent chez le renne et est réexcrété au niveau génital (7).

Une expérience d'inoculation expérimentale n'a pas provoqué de symptômes chez le renne. Par contre, cet herpèsvirus est pathogène pour le bovin (29). Une enquête sérologique a montré que 64 p. 100 des rennes adultes sont séropositifs contre 1 p. 100 des jeunes, ce qui semble indiquer une transmission génitale.

## L'HERPESVIRUS DU BUFFLE

En Australie, un herpèsvirus a été isolé du prépuce de 3 buffles (*Bubalus arnee*) issus d'une population qui présentait des évidences sérologiques d'infection par le BHV-1 (40). Ce virus possède une parenté antigénique étroite avec le BHV-1, mais s'en distingue nettement par le profil du DNA en analyse de restriction (4).

## CONCLUSION

L'isolement de virus antigéniquement apparentés au BHV-1 a récemment introduit une confusion dans l'épidémiologie de cette infection. Les résultats d'inoculation expérimentale ont démontré des différences de réceptivité pour le BHV-1 et le HVC-1, qui présentent une spécificité d'hôte envers l'espèce dont ils ont été isolés. La sérologie ne permet pas actuellement de distinguer sans ambiguïté entre ces infections. Il est nécessaire d'avoir recours à d'autres techniques. L'utilisation d'anticorps monoclonaux permet de distinguer clairement le BHV-1 du CHV-2 (11). Des résultats préliminaires ont montré que le DNA du HVC-1 présentait un profil de restriction différent du DNA du BHV-1 (36). La même observation a été faite pour le CHV-2, mais les expériences d'hybridation croisée entre les DNA du CHV-2 et du BHV-1 ont révélé qu'il existait une très grande homologie de séquence entre les deux virus (10).

L'approche moléculaire permet de faire la distinction entre ces différents virus et sera probablement le meilleur outil pour réaliser dans l'avenir un diagnostic différentiel des infections à herpèsvirus apparentés au BHV-1 chez les ruminants sauvages.

## REMERCIEMENTS

Nous remercions vivement Melle M. MUYS pour la dactylographie du manuscrit et Mr. BREULS de TIECKEN pour sa précieuse collaboration.

**THIRY (E.), MEERSSCHAERT (C.), PASTORET (P.-P.).** Epizootiology of herpesvirus infections in wild ruminants. I. Infectious bovine rhinotracheitis and antigenically related herpesviruses. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1988, 41 (2) : 113-120.

Infections of wild ruminants by five herpesviruses antigenically related are reviewed: infectious bovine rhinotracheitis virus (bovine herpesvirus 1), caprine herpesvirus 2, herpesvirus of *Cervidae* type 1 and herpesviruses isolated from reindeer (*Rangifer tarandus*) and water buffalo (*Bubalus arnee*). The range of susceptible species is detailed for each herpesvirus and the biological relationships between herpesviruses and their ruminant host species are presented. *Key words :* Cattle - Goat - Buffalo - Reindeer - Ruminant - Wildlife - Herpesvirus - Bovine herpesvirus 1 - Caprine herpesvirus 2 - Herpesvirus of *Cervidae* type 1 - Infectious bovine rhinotracheitis - Epizootiology.

**THIRY (E.), MEERSSCHAERT (C.), PASTORET (P.-P.).** Epizootología de las infecciones a herpesvirus en los rumiantes salvajes. I. El virus de la rinotraqueitis bovina y los virus antigenicamente emparentados. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1988, 41 (2) : 113-120.

Los autores presentan las infecciones de los rumiantes salvajes causadas por cinco herpesvirus antigenicamente emparentados: el virus de la rinotraqueitis infecciosa bovina (bovine herpesvirus 1), el herpesvirus de tipo 1 de los cérvidos y los herpesvirus aislados en el reno (*Rangifer tarandus*) y el búfalo de India (*Bubalus arnee*). Detallan el espectro de receptividad de cada herpesvirus y las relaciones biológicas que tienen con las especies de rumiantes sensibles. *Palabras claves :* Ganado bovino - Ganado cabrío - Búfalo - Reno - Rumiant - Res bravio - Herpesvirus - Herpesvirus bovino 1 - Herpesvirus caprino 2 - Herpesvirus de tipo 1 de los cérvidos - Rinotraqueitis infecciosa bovina - Epizootiología.

## BIBLIOGRAPHIE

1. ACKERMANN (M.), METZLER (A. E.), Mc DONAGH (H.), BRUCKNER (L.), MULLER (H. K.), KIHM (U.). Stellen nichtbovine Paarhufer ein IBR-Virus-Reservoir dar? I. BHV-1 und CapHV-1-Infektions- und Reaktivierungsversuche an Ziegen, Virustyp-Spezifität der humoralen Antikörper und Charakterisierung der viralen Antigene. *Schweizer Arch. Tierheilk.*, 1986, **128** (11) : 557-573.
2. BARRETT (M. W.), CHALMERS (G. A.). A serologic survey of pronghorns in Alberta and Saskatchewan, 1970-1972. *J. Wildl. Dis.*, 1975, **11** (2) : 157-163.
3. BLANCOU (J.). Serologic testing of wild roe deer (*Capreolus capreolus* L.) from the Trois Fontaines forest region of Eastern France. *J. Wildl. Dis.*, 1983, **19** (3) : 271-273.
4. BRAKE (F.), STUDDERT (M. J.). Molecular epidemiology and pathogenesis of ruminant herpesviruses including bovine, buffalo and caprine herpesvirus 1 and bovine encephalitis herpesvirus. *Aust. vet. J.*, 1985, **62** (10) : 331-334.
5. CHOW (T. L.), DAVIS (R. W.). The susceptibility of mule deer to infectious bovine rhinotracheitis. *Am. J. vet. Res.*, 1964, **25** (3) : 518-519.
6. DOYLE (L. G.), HEUSCHELE (W. P.). Prevalence of antibody to bovine herpesvirus 1 in wild ruminants captive in United States zoos. *J. Am. vet. Med. Ass.*, 1983, **183** (11) : 1255-1256.
7. EK-KOMMONEN (C.), PELKONEN (S.), NETTLETON (P. F.). Isolation of a herpesvirus serologically related to bovine herpesvirus 1 from a reindeer (*Rangifer tarandus*). *Acta vet. scand.*, 1986, **27** : 299-301.
8. EK-KOMMONEN (C.), VEIJALAINEN (P.), RANTALA (M.), NEUVONEN (E.). Neutralizing antibodies to bovine herpesvirus 1 in reindeer. *Acta vet. scand.*, 1982, **23** : 565-569.
9. ELAZHARY (M. A. S. Y.), FRECHETTE (J. L.), SILIM (A.), ROY (R. S.). Serological evidence of some bovine viruses in the Caribou (*Rangifer tarandus caribou*) in Quebec. *J. Wildl. Dis.*, 1981, **17** (4) : 609-612.
10. ENGELS (M.), LOEPFE (E.), WILD (P.), SCHRANER (E.), WYLER (R.). The genome of caprine herpesvirus 1: genome structure and relatedness to bovine herpesvirus 1. *J. gen. Virol.*, 1987, **68** (7) : 2019-2023.
11. FRIEDLI (K.), METZLER (A. E.). Reactivity of monoclonal antibodies to proteins of a neurotropic bovine herpesvirus 1 (BHV-1) strain and to proteins of representative BHV-1 strains. *Archs Virol.*, 1987, **94** (1-2) : 109-122.
12. GIBBS (E. P. J.), RWEYEMAMU (M. M.). Bovine herpesviruses. Part I. Bovine herpesvirus 1. *Vet. Bull.*, 1977, **47** (5) : 317-343.
13. HASLER (J.), ENGELS (M.). Stellen nichtbovine Paarhufer ein IBR-Virus-Reservoir dar? II. Seropidemiologische Untersuchungen an Ziegen, Schafen, Schweinen und Wildpaarhufern in der Schweiz. *Schweizer Arch. Tierheilk.*, 1986, **128** (11) : 575-585.
14. HEDGER (R. S.), HAMBLIN (C.). Neutralizing antibodies to bovid herpesvirus 1 (infectious bovine rhinotracheitis/infectious pustular vulvovaginitis) in African wildlife with special reference to the cape Buffalo (*Syncerus caffer*). *J. comp. Path.*, 1978, **88** (2) : 211-218.
15. HORNER (G. W.), HUNTER (R.), DAY (A. M.). An outbreak of vulvovaginitis in goats caused by a caprine herpesvirus. *N.Z. vet. J.*, 1982, **30** : 150-152.
16. INGEBRIGSTEN (D. K.), LUDWIG (J. R.), MC CLURKIN (A. W.). Occurrence of antibodies to the etiologic agents of infectious bovine rhinotracheitis, parainfluenza 3, leptospirosis, and brucellosis in white-tailed deer in Minnesota. *J. Wildl. Dis.*, 1986, **22** (1) : 83-86.
17. INGLIS (D. M.), BOWIE (J. M.), ALLAN (M. J.), NETTLETON (P. F.). Ocular disease in red deer calves associated with a herpesvirus infection. *Vet. Rec.*, 1983, **113** (8) : 182-183.
18. KARSTAD (L.), JESSETT (D. M.), OTEMA (J. C.), DREVEMO (S.). Vulvovaginitis in wildebeest caused by the virus of infectious bovine rhinotracheitis. *J. Wildl. Dis.*, 1974, **10** (4) : 392-396.
19. KOCAN (A. A.), FRANZMANN (A.), WALDRUP (K. A.), KUBAT (G. J.). Serologic studies of select infectious diseases of moose (*Alces alces* L.) from Alaska. *J. Wildl. Dis.*, 1986, **22** (3) : 418-420.
20. KOKLES (R.). Untersuchungen zum Nachweis von IBR/IPV-Antikörpern bei verschiedenen Haus- und Wildtieren sowie beim Menschen. *Mh. VetMed.*, 1977, **32** (5) : 170-171.
21. LAWMAN (M. J. P.), EVANS (D.), GIBBS (E. P. J.), MC DIARMID (A.), ROWE (L.). A preliminary survey of British deer for antibody to some virus diseases of farm animals. *Br. vet. J.*, 1978, **134** (1) : 85-91.
22. LUDWIG (H.). Bovine herpesviruses. In: ROIZMAN (B.), ed. The herpesviruses. Volume 2. New York, Plenum Press, 1983. Pp. 135-214.
23. MC KERCHER (D. G.), SAITO (J. K.), WADA (E. M.), STRAUB (O.). Current status of the newer virus diseases of cattle. *Proc. U.S. Live Stk sanit. Ass.*, 1958, **62** : 136-156.

24. MARE (C. J.). Susceptibility of the common eland to infectious bovine rhinotracheitis virus. *J. Am. vet. Med. Ass.*, 1971, **159** (5) : 614-616.
25. MAURICE (Y.), PROVOST (A.). Essai d'infection des chèvres tchadiennes par le virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine. Enquête sérologique dans l'Ouest tchadien. *Revue Elev. Méd. vét. Pays trop.*, 1970, **23** (4) : 419-423.
26. METTLER (F.), ENGELS (M.), WILD (P.), BIVETTI (A.). Herpesvirus-infektion bei Zincklein in der Schweiz. *Schweizer Arch. Tierheilk.*, 1979, **121** : 655-662.
27. MUSHI (E. Z.), KARSTAD (L.). Experimental infection of wildebeest with the herpesvirus of infectious bovine rhinotracheitis/infectious pustular vulvovaginitis. *J. Wildl. Dis.*, 1979, **15** (4) : 579-583.
28. MUSHI (E. Z.), KARSTAD (L.), JESSETT (D. M.), ROSSITER (P. B.). Observations on the epidemiology of the herpesvirus of infectious bovine rhinotracheitis/infectious pustular vulvovaginitis in wildebeest. *J. Wildl. Dis.*, 1979, **15** (3) : 481-487.
29. NETTLETON (P. F.), HERRING (A. J.), HERRING (J. A.), SINCLAIR (J. A.), EK-KOMMONEN (C.), PELKONEN (S.). Studies on the epidemiology and pathogenesis of alphaherpesvirus from red deer (*Cervus elaphus*) and reindeer (*Rangifer tarandus*). CEC conference on management and health of farmed deer. Edinburgh, Great Britain, 10-11 December 1987.
30. NETTLETON (P. F.), SINCLAIR (J. A.), HERRING (J. A.), INGLIS (D. M.), FLETCHER (T. J.), ROSS (H. M.), BONNIWELL (M. A.). Prevalence of herpesvirus infection in British red deer and investigations of further disease outbreaks. *Vet. Rec.*, 1986, **118** (11) : 267-270.
31. PASTORET (P. -P.), THIRY (E.), BROCHIER (B.), DERBOVEN (G.), VINDEVOGEL (H.). The role of latency in the epizootiology of infectious bovine rhinotracheitis. In : WITTMANN (G.), GASKELL (R. M.), RZIHA (H. J.), eds. Latent herpesvirus infections in veterinary medicine. The Hague, Martinus Nijhoff Publishers, 1984. Pp. 211-227.
32. PIRAK (M.), THIRY (E.), BROCHIER (B.), PASTORET (P. -P.). Infection expérimentale de la chèvre par le virus de la rhinotrachéite infectieuse bovine (Bovine herpesvirus 1) et tentative de réactivation virale. *Recl. Méd. vét.*, 1983, **159** (12) : 1103-1106.
33. PLEBANI (G. F.), ENGELS (M.), METZLER (A. E.), WYLER (R.). Caprineherpesvirus in der Schweiz : Verbreitung, Häufigkeit und Latenz der Infektion. *Schweizer Arch. Tierheilk.*, 1983, **125** : 395-411.
34. PLOWRIGHT (W.). Herpesviruses of wild ungulates, including malignant catarrhal fever virus. In : DAVIS (J. W.), KARTSAD (L. H.), TRAINER (D. O.), eds. Infectious disease of wild mammals. Second ed. Ames, The Iowa State University Press, 1981. Pp. 126-146.
35. RAMPTON (C. S.), JESSETT (D. M.). The prevalence of antibody to infectious bovine rhinotracheitis virus in some game animals of East Africa. *J. Wildl. Dis.*, 1976, **12** (1) : 2-6.
36. REID (H. W.), NETTLETON (P. F.), POW (I.), SINCLAIR (J. A.). Experimental infection of red deer (*Cervus elaphus*) and cattle with a herpesvirus isolated from red deer. *Vet. Rec.*, 1986, **118** (6) : 156-158.
37. ROIZMAN (B.), CARMICHAEL (L. E.), DEINHARDT (F.), THE (G. de), NAHMIAS (A. J.), PLOWRIGHT (W.), RAPP (F.), SHELDICK (P.), TAKAHASHI (M.), WOLFF (K.). Herpesviridae. Definition, provisional nomenclature, and taxonomy. *Intervirology*, 1981, **16** (4) : 201-217.
38. RONSHOLT (L.), SIIG CHRISTENSEN (L.), BITSCH (V.). Latent herpesvirus infection in red deer : characterization of a specific deer herpesvirus including comparison of genomic restriction fragment patterns. *Acta vet. scand.*, 1987, **28** (1) : 23-31.
39. RWEYEMAMU (M. M.). The incidence of infectious bovine rhinotracheitis antibody in Tanzanian game animals and cattle. *Bull. epizoot. Dis. Afr.*, 1974, **22** : 19-22.
40. ST. GEORGE (T. D.), PHILPOTT (M.). Isolation of infectious bovine rhinotracheitis virus from the prepuce of water buffalo bulls in Australia. *Aust. vet. J.*, 1972, **48** (3) : 126.
41. STRAUB (O.). Vorkommen der durch IBR-IPV-Viren hervorgerufenen Krankheiten und mögliche differentialdiagnostische Probleme in den verschiedenen Kontinenten und deren Ländern. *Dt. tierärztl. Wschr.*, 1978, **85** (3) : 84-90.
42. TAYLOR (W. P.), OKEKE (A. N. W.), SHIDALE (N. N.). Prevalence of bovine viral diarrhea and infectious bovine rhinotracheitis in Nigerian sheep and goat. *Trop. anim. Hlth Prod.*, 1977, **9** (3) : 171-175.
43. THIRY (E.), PASTORET (P. -P.), BARRAT (J.), DUBUISSON (J.), BLANCOU (J.), COLLIN (M.). Herpesvirus infection of red deer and other wild ruminants in France and Belgium.
44. THIRY (E.), REID (H. W.), PASTORET (P. -P.), NETTLETON (P. F.). Les infections des ongulés sauvages par les herpès-virus. In : ROSSET (R.), ed. Faune sauvage d'Europe. Surveillance sanitaire et pathologie des mammifères et oiseaux. *Info tech. Servs vét.*, 1987, (96-99) : 201-208. CEC conference on management and health of farmed deer, 10-11 December 1987.
45. THIRY (E.), VERCOUTER (M.), DUBUISSON (J.), BARRAT (J.), SEPULCHRE (C.), GERARDY (C.), MEERSSCHAERT (C.), COLLIN (B.), BLANCOU (J.), PASTORET (P. -P.). Serological survey of herpesvirus infections in wild ruminants of France and Belgium. *J. Wildl. Dis.*, 1988, sous presse.

46. VAN HOUWELING (C. D.). Susceptibility of goats to infectious bovine rhinotracheitis. *Cornell Vet.*, 1966, **56** (1) : 38-41.
47. WAFULA (J. S.), MUSHI (E. Z.), WAMWAYI (H.). Reaction of goats to infection with infectious bovine rhinotracheitis virus. *Res. vet. Sci.*, 1985, **39** (1) : 84-86.
48. ZARNKE (R. L.), YUILL (T. M.). Serological survey for selected microbial agents in mammals from Alberta, 1976. *J. Wildl. Dis.*, 1981, **17** (3) : 453-461.