

Circulation et impact des virus de la fièvre catarrhale ovine (FCO) chez les ruminants sauvages en France

Sophie Rossi (1), Philippe Gibert (1), Emmanuel Bréard (2), Marie Moinet (3), Jean Hars (1), Daniel Maillard (4), Martine Wanner (4), François Klein (5), Olivier Mastain (1), Pierre Mathevet (6), François Bost (6)

(1) Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage, Unité Sanitaire de la Faune, St-Benoist

(2) Afssa, Laboratoire d'études et recherches en pathologie animale et zoonoses, Maisons-Alfort

(3) Afssa, Laboratoire d'études et de recherches sur la rage et la pathologie des animaux sauvages, Nancy

(4) Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage, Direction études et recherches, CNERA faune de montagne, Montpellier

(5) Office National de la Chasse et de la Faune Sauvage, Direction études et recherches, CNERA cervidés sanglier, Bar-le-Duc

(6) MERIAL France, Lyon

INTRODUCTION

Depuis le début des années 2000, une surveillance de la fièvre catarrhale ovine (FCO) a été conduite dans plusieurs pays européens, mettant en évidence la séroconversion des espèces de ruminants sauvages dont principalement le Cerf Elaphe (*Cervus elaphus*), le Daim (*Dama dama*) et le Mouflon méditerranéen (*Ovis gmelini musimon*) [1-4]. Si le rôle des troupeaux domestiques dans l'émergence et la propagation des virus de la FCO en Europe est admis [5-7], la question de l'installation d'un réservoir sauvage capable de maintenir la présence des virus de la FCO indépendamment des mesures de prophylaxie entreprises en élevage se pose. Parallèlement à ce constat, des signes cliniques ont été observés chez les ruminants sauvages de parcs zoologiques [8-10]. D'importantes baisses d'effectifs ont également été décrites chez certaines populations de ruminants sauvages nord américains (cervidés, antilopes, mouflons) [11,12] au contact de souches de virus de la FCO ou de virus voisins (maladie hémorragique des cervidés), ce qui pose la question

d'un impact de ces virus sur la démographie des ongulés sauvages pour les gestionnaires de la faune sauvage.

Dans le but de décrire la situation sanitaire et l'impact de la FCO dans les populations d'ongulés sauvages, l'Office national de la chasse et de la faune sauvage (ONCFS) a mené, depuis 2008, une étude en partenariat avec le laboratoire MERIAL, l'Afssa, les fédérations de chasseurs (FDC) et sociétés de chasse, les laboratoires vétérinaires départementaux (LVD) et l'Office national des forêts (ONF). Sont plus particulièrement impliqués les fédérations de chasseurs des Hautes-Alpes, Côte-d'Or, Pyrénées-Atlantiques, Hautes-Pyrénées, le GIEC du Caroux (Hérault) et la société de chasse militaire de Bitche. Cette étude a été conduite sur deux saisons (2008-2009 et 2009-2010) de façon à décrire la circulation des virus de la FCO en milieu sauvage dans différents biotopes et contextes épidémiologiques. Cet article présente un premier bilan des résultats de la surveillance active menée en 2008-2009, ainsi que des résultats de la surveillance passive renforcée depuis fin 2007.

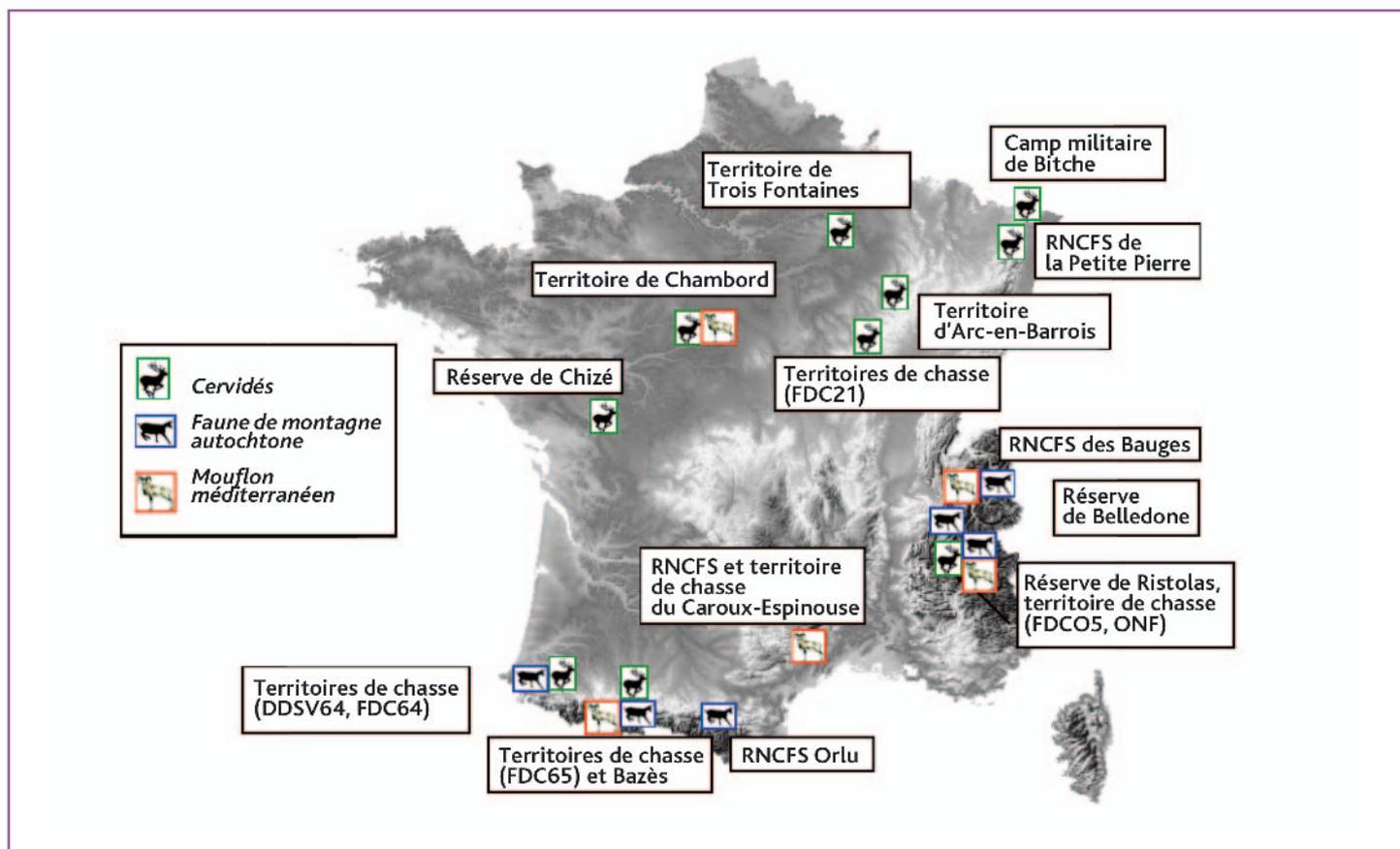


Figure 1. Unités de populations de ruminants sauvages échantillonnées en 2008-2009

MATÉRIELS ET MÉTHODES

Surveillance active

Méthode d'échantillonnage

Les principales espèces de ruminants sauvages ont été ciblées, à savoir : le Cerf élaphe, le Mouflon méditerranéen, le Chevreuil (*Capreolus capreolus*), le Chamois (*Rupicapra rupicapra*), l'Isard (*Rupicapra pyrenaica*) et le Bouquetin des Alpes (*Capra ibex*). Nous avons sélectionné des unités de populations sauvages issues de 15 départements de façon à obtenir un échantillon représentatif des différentes éco-régions et situations de la FCO dans les troupeaux domestiques en France (Figure 1). Certains territoires font l'objet d'un suivi de longue date par la direction des études et recherche de l'ONCFS, permettant d'apprécier les éventuelles baisses d'effectifs et de fécondité au sein des populations sauvages [10]. Lorsque cela était possible, 30 à 60 ruminants sauvages de chaque espèce ont été échantillonnés sur chaque site de façon à détecter une prévalence d'au moins 10 % d'animaux séropositifs.

Prélèvements, diagnostic et estimation de la prévalence

Chez les animaux capturés, le sang a été prélevé sur tube sec avec activateur de coagulation et sur tube avec anticoagulant (EDTA). Chez les animaux chassés, nous avons prélevé du sang sur tube sec avec activateur de coagulation et la rate. Le sérum des animaux était collecté après centrifugation des tubes secs. Les prélèvements ont été acheminés frais ou congelés (-20°C). Une étude comparée a été réalisée sur quelques prélèvements frais (positifs en ELISA et RT-PCR) et a permis de confirmer que les résultats ne variaient pas significativement après une nouvelle analyse de ces prélèvements conservés 6, 12 ou 18 semaines à -20°C (Gueneau et Novella, données non publiées).

Les laboratoires impliqués dans le suivi étaient le Laboratoire national de référence (LNR) de l'Afssa (Maisons-Alfort) et les LVD de Côte-d'Or, des Pyrénées, des Hautes Alpes, du Bas-Rhin, de Savoie et de l'Hérault. En laboratoire départemental, une analyse sérologique a été réalisée en 1^{re} intention sur chaque sérum (animaux chassés ou capturés), puis la présence de virus a été confirmée par PCR quantitative utilisant un des kits commerciaux validés par le LNR (kits LSI[®] ou Adiavet[®], NS DGAL du 29/02/2009). La méthode utilisée était soit une RT-PCR « générique » détectant les 24 génotypes de virus de la FCO, soit une RT-PCR de type mettant spécifiquement en évidence la présence d'un sérotype (1 ou 8), suivant le sérotype le plus fréquemment isolé en 2008 dans la faune domestique du département concerné [13]. Une recherche du virus en ovoculture (sur œufs embryonnés de 11 jours) a été réalisée par le LNR de l'Afssa sur des prélèvements positifs en RT-PCR et présentant une quantité de génome *a priori* suffisante pour isoler le virus, c'est-à-dire les prélèvements avec lesquels un Ct inférieur à 32 a été obtenu avec les RT-PCRs « génériques » (LSI ou AdiaGene) (E. Bréard, données non publiées). La proportion d'animaux positifs en sérologie ELISA a été utilisée comme un indicateur de prévalence (animaux infectés au cours de l'année d'étude). La proportion d'animaux positifs en RT-PCR ou ovoculture a été utilisée comme un indicateur d'incidence (animaux considérés comme récemment infectés).

Suivis cliniques

Lors de la prise en main des animaux pour la réalisation des prélèvements (capture, chasse, autopsie), un examen a été systématiquement effectué pour la recherche de signes

cliniques ou de lésions macroscopiques, sur la base des signes et des lésions observées chez les animaux domestiques [14] ou chez la faune sauvage captive [9]. Le but de ce suivi était de comparer la proportion d'animaux présentant des signes ou lésions évoquant la FCO entre les animaux infectés et non infectés. En cas d'émergence d'un syndrome attribuable à la FCO chez les animaux sauvages, les signes et lésions étaient supposés plus fréquents chez les animaux infectés que chez les animaux sains.

Surveillance passive

Parallèlement au suivi actif spécifique que nous venons de décrire, les acteurs du réseau SAGIR (Fédération de chasseurs, ONCFS, laboratoires départementaux) ont été sensibilisés dès fin 2007 au risque et symptômes associés à la FCO au niveau national [15]. En particulier, ces acteurs ont été encouragés à collecter et analyser les cadavres de cerfs; cette espèce est, en effet, peu représentée parmi les cadavres collectés par le réseau SAGIR du fait de son importante masse induisant des difficultés d'acheminement vers les LVD. Les animaux inclus dans la surveillance passive étaient soit achevés malades soit trouvés morts. Les animaux trouvés morts ont fait l'objet d'un prélèvement de rate. Les acteurs du réseau ont été encouragés à effectuer une recherche des virus FCO par RT-PCR sur cet organe, mais faute d'un financement suffisant, cette recherche n'a pas été effectuée de façon systématique à l'échelle nationale. Seuls les cadavres ou animaux malades issus des territoires inclus dans le protocole de surveillance active ont fait l'objet d'une recherche systématique des virus FCO par RT-PCR.

RÉSULTATS ET DISCUSSION

Circulation des virus FCO dans la faune sauvage (surveillance active)

Au cours de la saison 2008-2009, 1 331 ruminants sauvages capturés ou chassés ont fait l'objet de prélèvements en vue d'analyses (Tableau 1). Neuf échantillons sur dix ont été analysés par les laboratoires, démontrant la bonne qualité des prélèvements de terrain et de la logistique d'acheminement au laboratoire.

Les virus de la FCO semblent avoir largement circulé chez le Cerf avec une séroprévalence globale de 40,9 % (IC à 95 % [35,8 % ; 46,0 %]) pouvant varier de 8 % à plus de 70 % selon le territoire (Tableau 2). Ce niveau de séroprévalence est comparable à celui des enquêtes réalisées en Belgique (BTV8) et en Espagne (BTV1 ou 4) [1-4]. Notre enquête met également en évidence une forte incidence, les cerfs séropositifs étant le plus souvent positifs en RT-PCR (84,0 %, IC à 95 % [80,2 % ; 87,9 %]), certains cerfs positifs en RT-PCR étaient observés en janvier-février avec des charges virales importantes ($\text{Ct} < 32$). Le typage confirme la présence du virus BTV1 dans les Pyrénées et du BTV8 dans les territoires du reste de la France. Ces résultats suggèrent la possibilité d'une virémie durant la période d'inactivité vectorielle. Néanmoins, aucun des 40 essais d'ovoculture réalisés par le LNR n'a permis d'isoler les virus identifiés par PCR (BTV1 ou BTV8) à partir d'animaux ayant pourtant *a priori* une forte charge virale ($25 < \text{Ct} < 32$). L'absence de mise en évidence de virus infectieux sur ces prélèvements peut s'expliquer par la présence d'anticorps neutralisant le virus, due à une infection ancienne (pour les animaux analysés en période d'inactivité vectorielle), mais aussi par une inactivation du virus due au stockage à -20°C

Tableau 1. Nombre d'animaux échantillonnés par espèce et par site au cours de la saison 2008-2009

Espèce	Hautes-Alpes	Ariège	Côte-d'Or	Hérault	Isère	Loir-et-Cher	Marne	Haute-Marne	Moselle	Pyrénées Atlantiques	Hautes Pyrénées	Bas-Rhin	Savoie	Haute-Savoie	Deux-Sèvres	Total
Bouquetin	0	0	0	0	84	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	84
Mouflon	30	0	0	68	0	5	0	0	0	0	10	0	22	1	0	136
Chevreuril	20	0	41	0	0	0	60	39	11	102	50	27	1	0	63	414
Cerf	12	0	60	0	0	63	0	51	35	37	42	52	0	0	0	352
Chamois	138	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	114	1	0	253
Daim	0	0	0	0	0	0	0	0	3	0	0	0	0	0	0	3
Isard	0	16	0	0	0	0	0	0	0	20	53	0	0	0	0	89
Total																1331

Tableau 2. Proportion d'animaux séropositifs en 2008-2009 dans différentes populations de cerfs

Département	Hautes-Alpes	Bas-Rhin Moselle	Loir-et-Cher	Haute-Marne	Côte-d'Or (Population 1)	Côte-d'Or (Population 2)	Pyrénées-Atlantiques	Hautes-Pyrénées
Séroprévalence	8,3 %	11,8 %	64,5 %	68,8 %	69,2 %	70,8 %	55,2 %	42,5 %
Sérotype impliqué	BTV-8	En cours	BTV-8	BTV-8	BTV-8	BTV-8	BTV-1	BTV-1

(condition de conservation du virus non idéale) et aux étapes de congélation et décongélation des prélèvements pour la réalisation des analyses. Il est donc difficile de conclure sur l'état contagieux des cerfs positifs en RT-PCR en période d'inactivité vectorielle et donc sur leur capacité à assurer la survie transivernale du virus.

Comparativement au Cerf, le Chevreuil, échantillonné dans les mêmes biotopes, présente un niveau de séroprévalence très faible (1 % sur l'ensemble de l'échantillon, IC à 95 % [0 % ; 3 %]). Parmi les 4 animaux séropositifs, un seul était positif en RT-PCR (BTV1), potentiellement du fait d'une virémie de plus courte durée chez le Chevreuil que chez le Cerf, mais ceci est à confirmer sur un échantillon plus important. En méconnaissance de la cinétique d'apparition des anticorps contre les virus de la FCO chez le Chevreuil, on ne peut statuer sur la sensibilité de cette espèce aux virus de la FCO. Par ailleurs, on peut supposer que la préférence des vecteurs pour certaines espèces de ruminants puisse expliquer les différences de séroprévalence entre espèces sauvages sympatriques (partageant le même habitat) comme Chevreuil et Cerf [16]. Signalons qu'une faible séroprévalence des chevreuils est également observée en Espagne et en Belgique vis-à-vis des souches BTV1, BTV4 et BTV8 [1-4].

Les ongulés de montagne de notre échantillon ont peu séroconverti. L'ensemble des chamois et bouquetins testés étaient négatifs. Les isards présentaient une séroprévalence de 1,1 % (IC à 95 % [0 % ; 3,3 %]) sur l'ensemble de l'échantillon, correspondant à 1 isard sur les 44 tirés dans les Hautes Pyrénées, et négatif en RT-PCR. Les mouflons présentaient une séroprévalence de 2,1 % (IC à 95 % [0 % ; 4,5 %]) sur l'ensemble de l'échantillon, correspondant à 3 animaux positifs en ELISA et PCR sur 5 animaux échantillonnés dans la forêt de Chambord (Loir-et-Cher), c'est-à-dire dans un milieu forestier. Les mouflons des zones de montagne ne présentaient pas de séropositivité. Il est difficile de statuer sur la réceptivité vectorielle, la sensibilité aux virus, ou la capacité de séroconversion des chamois et isards en l'absence de données expérimentales dans ces espèces. Chez le Mouflon et le Bouquetin, *a priori* sensibles aux

virus de la FCO du fait de leur proximité phylogénétique avec le mouton et la chèvre, la faible séroconversion observée pourrait s'expliquer en partie par l'altitude élevée ou l'éloignement de nos sites études par rapport aux foyers domestiques déclarés pendant la période d'étude. Notons que la situation de la faune sauvage dans les zones de montagne est variable dans le reste de l'Europe. Les études menées en Espagne rapportent une séroprévalence de 11 % chez le Bouquetin Ibérique (*Capra pyrenaica*), et de 25 à 33 % chez le Mouflon [2,3], tandis qu'une étude sérologique menée en Sardaigne suggère une exposition modérée des mouflons de l'île (3/48) entre 2004 et 2009 [17].

Impact de la FCO sur les ruminants sauvages

Animaux prélevés en surveillance active

Les animaux infectés ou sains observés en surveillance active ne présentaient pas de signes cliniques ni de lésions associées. Ces premiers résultats suggèrent donc une large circulation virale chez les cerfs sans atteinte clinique ni lésionnelle détectable. Ce résultat est cohérent avec la faible atteinte clinique observée chez les cervidés des parcs zoologiques [9,10] et lors d'expérimentations réalisées récemment en Espagne sur le Cerf (BTV1/BTV8) (Gortazar *et al.* in prep.). On ne peut cependant exclure à ce stade de l'étude un effet sur la reproduction des biches (avortement, mortinatalité) et une baisse d'effectifs sur le moyen terme.

Notons qu'une mortalité accrue a été observée en 2008-2009 dans deux des territoires suivis activement, les Hautes Alpes et en Côte-d'Or, respectivement chez les cerfs et les chevreuils ; mais les animaux autopsiés et analysés dans ces territoires étaient tous négatifs en RT-PCR FCO (voir paragraphe ci-après).

Échantillon SAGIR 2007-2009

Les ongulés sauvages collectés dans le cadre du réseau SAGIR à l'échelle nationale sont en grande majorité des chevreuils (630/an en moyenne sur la période 2003-2008). Moins de 20 cerfs sont analysés chaque année, du fait des difficultés d'acheminement précédemment évoquées. Ce chiffre semble à la hausse en 2009, avec 24 cerfs autopsiés lors du 1^{er} semestre 2009, possiblement en raison d'une plus grande vigilance

du réseau depuis fin 2007 [15]. Ces cerfs ont été collectés notamment à l'occasion d'épisodes de mortalité hivernale observés en janvier-février 2009 dans l'Indre, le Loiret, le Loir-et-Cher, le Cher, le Doubs, la Côte-d'Or et les Hautes-Alpes [10].

Sur l'ensemble des ruminants sauvages collectés entre janvier 2007 et novembre 2009, 121 seulement ont fait l'objet d'une RT-PCR FCO (Figure 2). On peut vraisemblablement écarter l'implication de la FCO dans les mortalités de chevreuils observées au cours de cette période, dans la mesure où on n'a pas détecté d'animal infecté parmi les 94 individus testés. Aucun résultat positif n'a non plus été observé chez les ruminants de montagne, les daims et cerfs sika.

Sur les 15 cerfs analysés en RT-PCR FCO, 6 étaient positifs [10]. Chez 5 de ces 6 animaux, le tableau clinique était assez fruste (perte de vigilance, maigreur), le tableau lésionnel assez peu évocateur de FCO (hémorragie cérébrale, pneumonie purulente, strongylose pulmonaire). Le 6^e animal présentait des lésions compatibles avec une atteinte virale aiguë combinée à un résultat positif en RT-PCR BTV8 [10]. Les cerfs autopsiés n'ayant pas fait l'objet d'une recherche de virus FCO étaient des animaux de tous âges et sexes, généralement maigres, très parasités (parasitisme pulmonaire ou digestif), présentant parfois une diarrhée. Ce tableau lésionnel peu évocateur d'une maladie en particulier est potentiellement lié à une combinaison de forte densité/faible disponibilité alimentaire. Il est donc peu probable que la FCO ait été une cause de mortalité massive chez le Cerf en 2008-2009, bien que la FCO ait pu contribuer à l'affaiblissement de certains animaux en liaison avec d'autres facteurs d'usure. Ces résultats sont cohérents avec la faible mortalité observée en Belgique en 2007-2008, alors qu'une forte circulation du virus BTV8 était observée chez le Cerf [1].

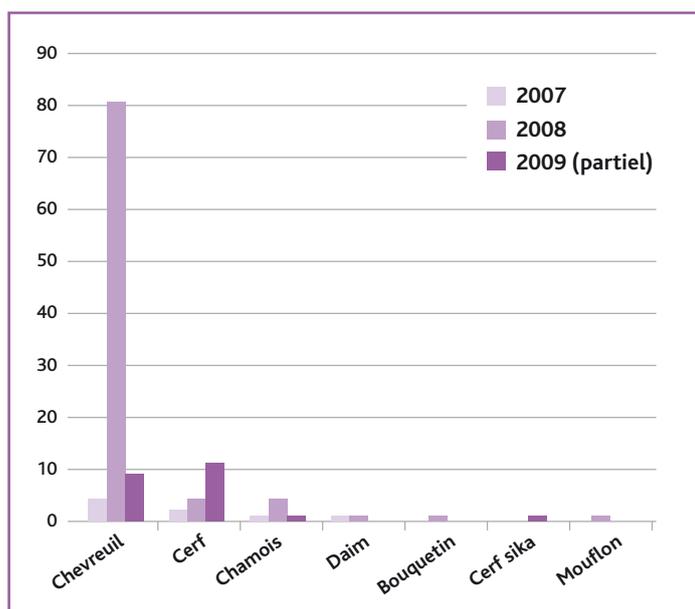


Figure 2. Analyses FCO réalisées depuis 2007 dans le cadre du réseau SAGIR sur ruminants sauvages (données incomplètes, saisie en cours)

CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

L'enquête menée depuis 2008 par l'ONCFS démontre qu'au cours de l'année 2008-2009, une importante proportion de cerfs a contracté les virus de la FCO (BTV1 et BTV8), tandis que les autres espèces de ruminants sauvages n'ont été que très sporadiquement infectées.

Par ailleurs, l'observation de cerfs positifs en RT-PCR au cœur de l'hiver est compatible avec l'hypothèse d'une virémie persistante dans cette espèce. Cependant, étant donnée l'absence de mise en évidence de virus infectieux et la forte circulation des virus de la FCO au sein des troupeaux domestiques en 2008, il ne nous est pas possible de statuer sur le fait que le Cerf pourrait constituer un réservoir durable. En dépit de cette forte circulation virale dans cette espèce, on n'observe pas de hausse détectable de la mortalité en rapport avec un syndrome évocateur de FCO chez les cerfs trouvés morts. Par ailleurs, les cerfs infectés manipulés en surveillance active ne présentaient pas de signes cliniques. On peut donc supposer que, chez le Cerf, la mortalité associée à la FCO a été faible en 2008-2009.

Une année supplémentaire de suivi (2009-2010) permettra de mieux appréhender la variabilité d'évolution de la FCO dans les populations sauvages d'ongulés et sans doute de confirmer le faible impact démographique de l'infection en milieu sauvage. Néanmoins, le maintien d'une surveillance active de la faune sauvage sur le plus long terme (2 années supplémentaires *a minima*) nous semble tout à fait essentiel pour confirmer ou infirmer l'hypothèse d'installation d'un réservoir sauvage durable de ces virus en France, et potentiellement adapter la stratégie de contrôle entreprise dans les troupeaux domestiques (protocoles de vaccination).

REMERCIEMENTS

Les auteurs de cet article tiennent à remercier chaleureusement l'ensemble des acteurs qui ont répondu présents pour la réalisation de cette enquête et sans qui ce travail n'aurait pu être effectué: merci aux chasseurs, agents de l'ONCFS, de l'ONF, bénévoles, techniciens et vétérinaires des LVD. Nous remercions également pour leur participation financière et logistique à ce suivi le laboratoire MERIAL, la direction des études et recherche de l'ONCFS, l'Afssa, le LVD de Côte-d'Or, la FDC, le LVD et l'ONF des Hautes-Alpes, le LVD des Pyrénées et la DDSV du Bas-Rhin.

BIBLIOGRAPHIE

- [1] Linden A., Mousset B., Gregoire F, Hanrez D, Vandebussche F, Vandemeulebroucke E., Vanbinst T., Verheyden B., De Clerck K. (2008) Bluetongue virus antibodies in wild red deer in southern Belgium. *The Veterinary Record*, 162: 459-459.
- [2] Ruiz-Fons F., Reyes-García AR., Alcaide V., Gortázar C. (2008) Spatial and Temporal Evolution of Bluetongue Virus in Wild Ruminants, Spain. *Emerging infectious diseases*, 14: 951-953.
- [3] García I., Sebastián N., Casal J., Perea A., Allepuz A., Alba A., Carbonero A., Arenas A. (2009) Bluetongue epidemiology in wild ruminants from Southern Spain. *European Journal of Wildlife Research*, 55: 173-178.
- [4] Rodríguez-Sánchez B., Sánchez-Cordón PJ., Molina V., Rialde MA., Pérez de Diego AC., Gómez-Villamandos J.C., Sánchez-Vizcaíno JM. (2009) Detection of bluetongue serotype 4 in mouflons (*Ovis aries musimon*) from Spain. *Veterinary microbiology*, in press.
- [5] EFSA (2007). Scientific Report of the Scientific Panel on Animal Health and Welfare on request from the Commission (EFSA-Q-2006-311) and EFSA Self mandate (EFSA-Q-2007-063) on bluetongue. *The EFSA Journal*, 479: 1-29.
- [6] Toussaint F., Vandebussche F., Mast J., De Meester L., Goris N., Van Dessel W., Vanodenbische E., Kerkhofs P., De Clercq K., Zientara S., Sailleau C., Czapliski G., Depoorter G., Dochy J.-M. (2006) Bluetongue in northern Europe. *The Veterinary Record*, 159: 327.
- [7] Afssa (2009). Point sur la situation de la fièvre catarrhale ovine (FCO) en France et dans l'Union européenne, au 28 juillet 2009.
- [8] Vosdingh RA., Trainer DO., Easterday BC. (1968) Experimental Bluetongue Disease in White-Tailed Deer. *Canadian Journal of Comparative Medicine and Veterinary Science*, 32: 382-387.

[9] Sanderson S., Garn K., Kaandorp J. (2008) Species susceptibility to bluetongue in European zoos during the bluetongue virus subtype 8 (bvt8) epizootic aug 2006-dec 2007. *Proceedings of the EAZWV Leipzig May 2008*.

[10] SAGIR (2010) Surveillance de la fièvre catarrhale ovine (FCO) dans la faune sauvage: quoi de neuf docteur? *Lettre SAGIR 164, ONCFS, St-Benoist*.

[11] Noon T. H., Wesche S. L., Heffelfinger J., Fuller A., Bradley G. A., Reggiardo C. (2002) Hemorrhagic disease in deer in Arizona. *Journal of Wildlife Diseases*, 38: 177-181.

[12] Dubay S.A., Rosenstock S.S., Stallknecht D.E., deVos J.C.Jr. (2006) Determining Prevalence of Bluetongue and Epizootic Hemorrhagic Disease Viruses in Mule Deer in Arizona (USA) Using Whole Blood Dried on Paper Strips Compared to Serum Analyses. *Journal of Wildlife Diseases*, 42: 159-163.

[13] Toussaint JF., Sailleau C., Breard E., Zientara S., De Clercq K. (2007) Bluetongue virus detection by two real-time RT-qPCRs targeting two different genomic segments. *Journal of Virological Methods*, 140(1-2): 115-23.

[14] Zanella G., Biteau-Coroller F. (2009) Caractéristiques cliniques associées au sérotype 8 du virus de la fièvre catarrhale ovine. *RFSA, février 2009, Paris, France*.

[15] SAGIR (2008). Étude sur la circulation et l'impact du virus de FCO chez les ruminants sauvages. *lettre SAGIR 162, ONCFS, St-Benoist*.

[16] Bartsch S., Bauer B., Wiemann A., Clausen PH., Steuber S. (2009) Feeding patterns of biting midges of the *Culicoides obsoletus* and *Culicoides pulicaris* groups on selected farms in Brandenburg, Germany. *Parasitology Research*, 105: 375-380.

[17] Cabras P.A., Muzzigoni C., Bandinu E., Deiana A.M., Murgia M.C., Poddighe S., Soddu M., Tola A., Firinu A. (2009) Sanitary aspects of the mouflons (*Ovis musimon*) in Ogliastra-Sardinia. *Proceedings of the 3rd meeting of SIEF (Italian association of wildlife diseases), Torino, October 2009, Poster 2*. http://www.sief.it/materiale/convegno-sief-3/Atti-SIEF_2009.pdf



Directeur de publication: Marc Mortureux
Directrice associée: Pascale Briand
Rédacteur en chef: Didier Calavas
Rédactrice en chef adjointe: Anne Bronner
Secrétaire de rédaction: Sabine Delannoy
Chargée d'édition: Carole Thomann
Assistante d'édition: Céline Leterq

Coordination du numéro: Paul Martin
Afssa - www.afssa.fr
 27-31 avenue du Général Leclerc - 94701 Maisons-Alfort Cedex
Courriel: bulletin@afssa.fr
Conception et réalisation: Parimage
Photographies: Jean-Claude Delécolle, Gaël Kerbaol, Christophe Lepetit, GoodShoot, Image100

Impression: Bialec
 65 boulevard d'Austrasie - 54000 Nancy
Tirage: 6000 exemplaires
 Dépôt légal à parution
 ISSN 1630-8018