Janvier-2021

Centre National de Veille Zoosanitaire
المركز الوطني لليقظة الصحية الحيوانية

Bulletin Zoosanitaire. N°22

SOMMAIRE

Généralités et situation épidémiologique de la fièvre catarrhale ovine dans les pays du bassin méditerranéen Page 1

La fièvre catarrhale ovine:Bio-écologie du vecteur Page 9

La lutte contre la fièvre catarrhale ovine Page 14

COMITE DE LECTURE

Professeur Lilia Messadi

Professeur Ahmed Chabchoub

Docteur Hédia Attia El Hili

Généralités et situation épidémiologique de la fièvre catarrhale ovine (FCO) dans les pays du bassin méditerranéen

Fatnassi Naouel [1], Dhaouadi Anissa[1], Ferchichi Salma[1], Attia El Hili Hédia[1], Naffati Ameni[2], Baccar Mohamed Naceur[1]

[1]*Centre National de Veille Zoosanitaire*
2 Commissariat régional au développement agricole de Sousse

Introduction

La Fièvre catarrhale maladie (FCO) ou de la langue bleue (bluetongue (BT)) est une maladie dont l'origine virale a été mise en évidence en 1906.Toutefois, elle a été décrite depuis plus que 125 ans en Afrique du Sud. Il s'agit d'une arbovirose transmise par un moucheron de genre Culicoides. Elle touche majoritairement les moutons mais peut également affecter d'autres ruminants engendrant ainsi d'importantes pertes économiques dans l'élevage. La maladie a été assez souvent reportée dans des régions tropicales et tempérées du monde à partir d'une latitude d'environ 40°N à 35°S. Avec l'intensification de certains facteurs anthropologiques et climatiques, la BT a connu à la fin du 20ème siècle une extension vers l'hémisphère nord, avec assez fréquemment une introduction récurrente de nouveaux sérotypes.

1. Caractéristiques du virus de la FCO

1.1. Généralités

Le virus (BTV) responsable de la FCO appartient à la famille des *Reoviridae* et au genre *Orbivirus*. Il s'agit d'un virus nu et segmenté avec un génome de 10 ARN double brin (ARNdb) (S1 à S10). Chaque ARNdb code pour une protéine virale et au total, on distingue 10 protéines structurales (VP1 à VP10) et 4 protéines non structurales (NS1 à NS3 et NS3A) (Figure 1) (Grimes et al., 1998 ; Servera, 2014).
Dans le monde, il existe 35 sérotypes (dont 24 sont considérés des sérotypes classiques) qui ont été reconnus par des tests de neutralisation croisée et ont été confirmés par une analyse phylogénétique du segment 2 codant pour la protéine structurale VP2 spécifique au sérotype. Depuis 2007, onze nouveaux sérotypes de BTV ont été découverts (Ries et al.,2020), connus sous le nom de «BTV atypiques», car, contrairement aux 24 autres sérotypes, ils se trouvent exclusivement chez les petits ruminants, ne sont pas pathogènes,

se propagent par contact direct et ne peuvent pas être cultivés ni transmis par *Culicoides*. Contrairement aux autres sérotypes atypiques, le BTV28 provoque une maladie clinique (Bumbarov et *al*., 2020). En général, deux grands groupes géographiques de BTV sont décrits et désignés comme topotypes orientaux (e) ou occidentaux (w), même dans le même sérotype. Le topotype oriental comprend les virus d'Australie et du Moyen / Extrême-Orient, les virus occidentaux originaires d'Afrique et des Amériques (Maan et *al*., 2008).

Contrairement à la plupart des virus à ARN monobrins (ssRNA), les *Orbivirus* sont génétiquement et antigéniquement stables tout au long de l'infection (Schwartz-Cornil et *al*., 2008). Les mutations ponctuelles ne semblent pas se produire in vivo (De Mattos et *al*., 1994 ; Belbis et *al*., 2017). Toutefois, étant donné que le virus de BTV est segmenté, l'échange génétique de segments du génome par un processus de «réassortiment» représente un mécanisme fréquent de modification antigénique. Ce phénomène pourrait se produire lorsque plusieurs sérotypes sont entrain de co-circuler et co-infecter aussi bien l'hôte que le vecteur. Le réassortiment est également possible entre une souche vaccinale et sauvage. Les conséquences biologiques de ce phénomène sont potentiellement dramatiques telle qu'une capacité altérée du virus à échapper au système immunitaire, des modifications de la gamme d'hôtes ou de vecteurs, des modifications de la transmissibilité et une altération de la virulence ou de la pathogénicité (Roy et *al*., 2009 ; Nomikou et *al*., 2015).

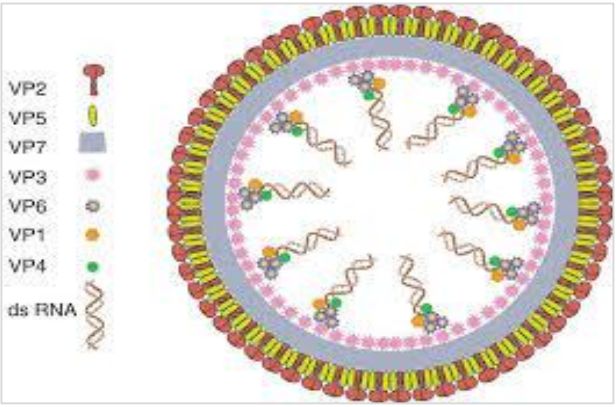


Figure 1 : Structure du virus de la Bluetongue (Schwartz-Cornil et al., 2008)

1.2. Propriétés physico-chimiques

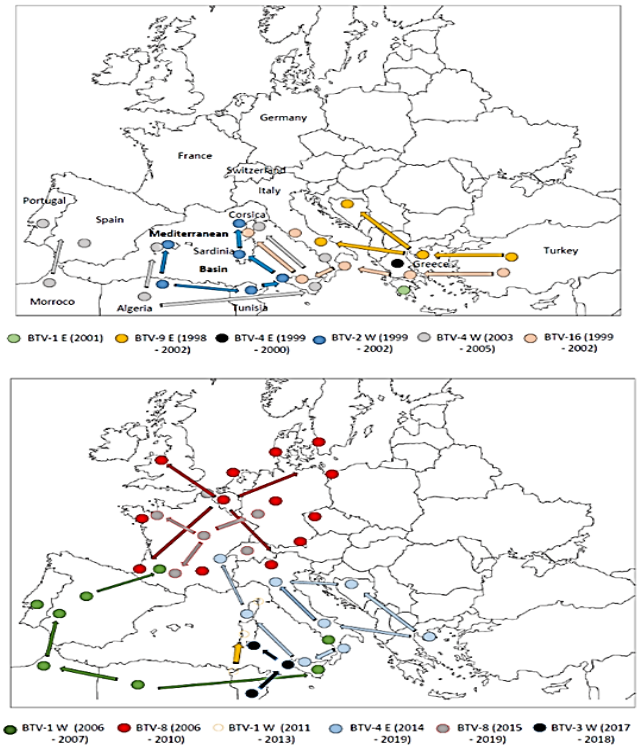
En raison de la transmission vectorielle chez la plupart des virus de BTV à l'exception des virus atypiques, la résistance du virus dans le milieu extérieur n'a que peu d'implications épidémiologiques. Néanmoins, les propriétés physico-chimiques de BTV sont similaires à celles des autres *Orbivirus* (Coetzer et Guthrie., 2004). En effet, le virus est sensible aux :

- pH inférieur à 6 ou supérieur à 8 provoquant la perte de structure des protéines de la capside externe (VP2 et VP5.
- Rayons ultraviolets
- Désinfectants classiques tels que la bêta-propiolactone et les composés phénoliques et il est stable :
- A des températures comprises entre -70°C et +4°C. Toutefois, il perd son pouvoir infectieux lors de la congélation.
- En présence de protéines ; en effet dans les échantillons de sang, de sérum ou d'albumine, les virus maintenus *in vitro* à une température inférieure de 15 ° C peuvent rester infectieux pendant des décennies.

Enfin, il est moyennement résistant aux solvants organiques (éther) (King et *al*., 2012) et il est détruit par la chaleur à partir de 50°C pendant 180 minutes ou 60°C pendant 15 minutes (Fauquet et *al.,* 2005).

2. Emergence et origines du BTV dans le bassin méditerranéen

Depuis 1998, de multiples incursions de différents sérotypes et topotypes de BTV ont été observées dans de nombreux pays du bassin méditerranéen. Différentes origines ont été mises en évidence (Figure 2 et 3).



Figures 2 et 3 : Propagation des sérotypes de BTV identifiés entre 2006-2019) (Kundlacz et al., 2019)

- Pays du Nord du bassin méditerranéen :

- Première source : introduction du virus en Europe à partir l'Afrique du nord via deux portes d'entrées (détroit de Gibraltar, îles du bassin méditerranéen (Sicile et Sardaigne).
- Deuxième source : introduction du virus de BT en Europe à partir du Proche et du Moyen Orient via les mouvements des animaux à travers « la route eurasienne des ruminants » qui lie l'Asie Centrale à l'Est du bassin méditerranéen.
- Troisième source : introduction à travers une souche vaccinale

- Pays du Sud du bassin méditerranéen :

De multiples introductions ont eu lieu à partir de l'Afrique subsaharienne. Ces régions sont connues par une frontière perméable à l'exportation informelle des petits ruminants sur pied à partir des autres pays de l'Afrique (Bouslikhane, 2015), facilitée par des réseaux de routes transafricaines. Ainsi la Tunisie, pays endémique de la bluetongue, a enregistré en 2000, pour la première fois, la circulation du sérotype 2 et depuis, d'autres sérotypes circulants sont apparus (BTV 1, 4, 3 et Y) (Sghaier et al., 2017b et 2018). En 2019, une souche apparentée au virus signalé aux pays des Balkans (BTV 4) a été détectée en Tunisie, enregistrant pour la première fois une première incursion d'un virus en Afrique du nord à partir des pays du sud du bassin méditerranéen. Au début du mois de septembre 2020, suite aux fortes pluviométries enregistrées surtout au niveau du centre ouest et du centre est du pays, plusieurs foyers ont été touchés par le BTV 4 exprimant une forme épizootique et des signes cliniques remarquables chez les bovins (Sghaier., 2020). Le Tableau I résume les différentes incursions de BTV dans le bassin méditerranéen entre 1998 et 2020.

Ainsi, le bassin méditerranéen a connu depuis 1998 plusieurs épizooties de FCO dans les pays d'Afrique et d'Europe avec parfois identification de virus atypiques (Italie et Tunisie). La région est caractérisée par une co-circulation de nombreux topotypes et sérotypes en même temps. Entre 2015 et 2020, plus de 14 sérotypes de BTV (sérotypes 1, 2, 3, 4, 5, 6, 8, 9, 15, 16, 26, 28, Z et y) ont circulé dans les pays du bassin méditerranéen avec une circulation prédominante de BTV-4 à l'exception de Malte, du Liban et de la Syrie (Figure 4).

Bien que la FCO soit présente en Tunisie, le risque d'introduction de nouveaux sérotypes, circulants dans des pays voisins, est permanent (BTV-1, 8, 9, 16 et 26).

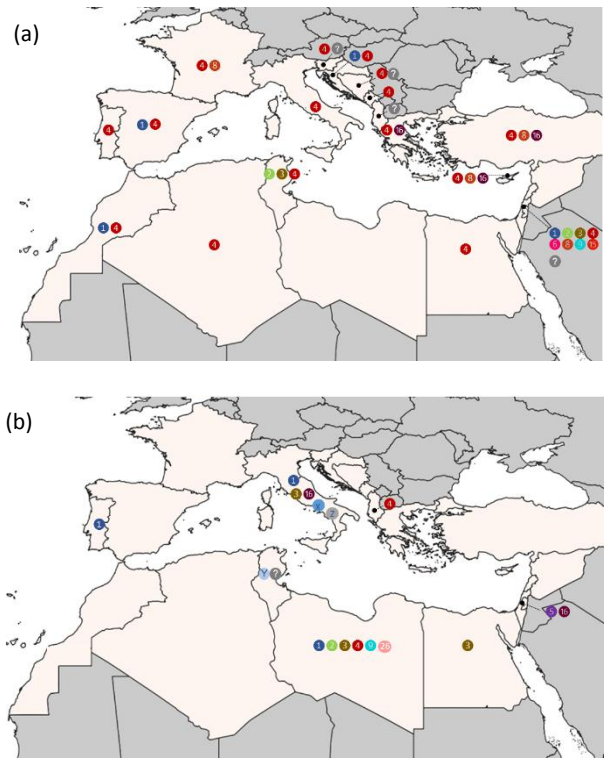


Figure 4 : Répartition des sérotypes du virus de la fièvre catarrhale ovine dans le pourtour méditerranéen (2015 à 2020). Avec (a) déclaration officielle à l'OIE, (b) sérotypes mentionnés dans des publications scientifiques et rapports techniques (OIE, 2020 ; BTV-GLUE., 2020 ; Mahmoud et al., 2019 ; Sghaier et al., 2018)

3. Conclusion

Suite aux changements mondiaux et climatiques, la situation mondiale de BT est clairement en mutation. En effet, de nouveaux stéréotypes ont émergé et d'autres ont gagné de nouvelles aires géographiques. Toutefois, la répartition mondiale de BT est souvent associée avec la répartition des insectes vecteurs Culicoides compétents. De ce fait, l'une des clefs de contrôle contre cette maladie est de comprendre la bio-écologie de ces vecteurs.

Bibliographie

1. Ahmed S., Mahmoud M., Viarouge C., Sailleau C., Zientara S. & Breard E. (2019). Presence of bluetongue and epizootic hemorrhagic disease viruses in Egypt in 2016 and 2017. Infection, genetics and evolution. *Journal of molecular epidemiology and evolutionary genetics in infectious diseases*; 73: 221–226.
2. Batten CA., Maan S., Shaw AE., Maan NS., Mertens PPC. (2008). A European field strain of bluetongue virus derived from two parenteral vaccine strains by genome segment reassortment. Virus Res.; 137:56–63.

3. Belbis G., Zientara S., Bréard E., Sailleau C., Caignard G., Vitour D. & Attoui H. (2017). Bluetongue Virus: From BTV-1 to BTV-27. Advances in virus research; 99: 161–197.
4. Ben Fredj S., Bréard E., Sailleau C., Zientara S., Zekri S., Boudabbous A. & Hammami S. (2003). Incursion of bluetongue in Tunisia: molecular characterization of viral strains. Rev. Élev. Méd. Vét ; 56 (3–4) : 121–127.
5. Bouslikhane M. (2015). – Les mouvements transfrontaliers d'animaux et de produits d'origine animale et leur rôle dans l'épidémiologie des maladies animales en Afrique. 21e Conférence de la Commission régionale de l'OIE pour l'Afrique (Rabat, Maroc, 16-20 février 2015).
6. Breard E., Sailleau C., Nomikou K., Hamblin C., Mertens P.P., Mellor P.S., El Harrak M., Zientara S. (2007). Molecular epidemiology of bluetongue virus serotype 4 isolated in the Mediterranean Basin between 1979 and 2004. Virus Res; 125 (2): 191–197.
7. BTV-GLUE. A Genome Sequence Data Resource for Bluetongue Virus. http://btv-glue.cvr.gla.ac.uk/#/home
8. Bumbarov V., Golender N., Erster O. & Khinich Y. (2016). Detection and isolation of Bluetongue virus from commercial vaccine batches. Vaccine; 34(28): 3317–3323.
9. Bumbarov V., Golender N., Jenckel M., Wernike K., Beer M., Khinich E., Zalesky O. & Erster O. (2020). Characterization of bluetongue virus serotype 28. Transboundary and Emerging Diseases; 67(1): 171–182.
10. Calistri P., Giovannini A., Conte A., Nannini D., Santucci U., Patta C., Rolesu S. & Caporale V. (2004). Bluetongue in Italy: part I. Vet. Ital; 40(3): 243–251.
11. Cappai S., Rolesu S., Loi F., Liciardi M., Leone A., Marcacci M., Teodori L., Mangone I., Sghaier S., Portanti O., Savini G., & Lorusso A. (2019). Western Bluetongue virus serotype 3 in Sardinia, diagnosis and characterization. Transboundary and emerging diseases; 66(3): 1426–1431.
12. Cêtre-Sossah C., Madani H., Sailleau C., Nomikou K., Sadaoui H., Zientara S., Maan S., Maan N., Mertens P. & Albina E. (2011). Molecular epidemiology of bluetongue virus serotype 1 isolated in 2006 from Algeria. Res. Vet. Sci; 91 (3): 486–497.
13. Coetzer J.A.W. & Guthrie A.J. (2004). African Horse Sickness. Infectious Diseases of Livestock, Second edition, by Coetzoer J A W and Tustin, R C pp. 1231-1246. Oxford University Press southern Africa, Cape Town.
14. Conte A., Giovannini A., Savini L., Goffredo M., Calistri P. & Meiswinkel. R (2003). The effect of climate on the presence of Culicoides imicola in Italy. J. Vet. Med.; B50: 139–147.
15. Courtejoie N., Durand B., Bournez L., Gorlier A., Bréard E., Sailleau C., Vitour D., Zientara S., Baurier F., Gourmelen C., Benoit F., Achour H., Milard C., Poliak S., Pagneux C., Viarouge C., & Zanella G. (2018). Circulation of bluetongue virus 8 in French cattle, before and after the re-emergence in 2015. Transboundary and emerging diseases; 65(1): 281–284.
16. De Mattos C. C., De Mattos C. A., Osburn B. I. & MacLachlan N. J. (1994). Evolution of the L2 gene of strains of bluetongue virus serotype 10 isolated in California. Virology; 201(1): 173–177.
17. Ertürk A., Tatar N., Kabakli O., Incoglu S., Cizmeci S. G., & Barut F. M. (2004). The current situation of bluetongue in Turkey. Veterinaria italiana; 40(3): 137–140.
18. Fauquet C., Fauquet M., & Mayo M.A. (2005). Virus Taxonomy: VIII Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Academic Press.
19. Germanique LA. (2010). Aspects cliniques de la fièvre catarrhale ovine sérotype 8 chez les bovins. Thèse, École Nationale Vétérinaire d'Alfort, 138.
20. Golender N., Bumbarov V., Eldar A., Lorusso A., Kenigswald G., Varsano J. S., David D., Schainin S., Dagoni I., Gur I., Kaplan A., Gorohov A., Koren O., Oron E., Khinich Y., Sclamovich I., Meir A., & Savini G. (2020). Bluetongue Serotype 3 in Israel 2013-2018: Clinical Manifestations of the Disease and Molecular Characterization of Israeli Strains. Frontiers in veterinary science; 7, 112
21. Grimes J. M., Burroughs J. N., Gouet P., Diprose J. M., Malby R., Ziéntara S., Mertens P. P. & Stuart D. I. (1998). The atomic structure of the bluetongue virus core. Nature; 395 (6701): 470–478.
22. Hornyák Á., Malik P., Marton S., Dóró R., Cadar D. & Bányai K. (2015). Emergence of multireassortant bluetongue virus serotype 4 in Hungary. Infection, Genetics and Evolution; 33: 6–10.
23. Kardjadj M. (2018). Epidemiological situation of transboundary animal diseases in North African countries-proposition of a regional control strategy. Tropical Animal Heath and Production; 50(3): 459–467.

24. King, A.M.Q. et al. (2012). Double stranded RNA viruses. Virus Taxonomy: Classification and Nomenclature of Viruses. Ninth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses; p. 497-650.
25. Kundlacz C., Caignard G., Sailleau C., Viarouge C., Postic L., Vitour D., Zientara S., & Breard E. (2019). Bluetongue Virus in France: An Illustration of the European and Mediterranean Context since the 2000s. Viruses; 11(7), 672.
26. Lhor Y., Kyriaki N., Khayli M., Bouslikhane M., Fassi Fihri O. & El Harrak M. (2017). Bluetongue in Morocco 2004 to 2015: An Overview. J Infect Dis Epidemiol; 3: 023. Vol. 3.
27. Lorusso A., Sghaier S., Ancora M., Marcacci M., Di Gennaro A., Portanti O., Mangone I., Teodori L., Leone A., Camma C., Petrini A., Hammami S., Savini G. (2014). Molecular epidemiology of bluetongue virus serotype 1 circulating in Italy and its connection with northern Africa. Infect. Genet. Evol; 28: 144–149.
28. Lorusso A., Sghaier S., Carvelli A., Di Gennaro A., Leone A., Marini V., Pelini S., Marcacci M., Rocchigiani A.M., Puggioni G., Savini G. (2013). Bluetongue virus serotypes 1 and 4 in Sardinia during autumn 2012: new incursions or re-infection with old strains. Infect. Genet. Evol.; 19, 81–87.
29. Lorusso A, Sghaier S, Di Domenico M, Barbria ME, Zaccaria G, Megdich A, Portanti O, Seliman IB, Spedicato M, Pizzurro F, Carmine I, Teodori L, Mahjoub M, Mangone I, Leone A, Hammami S, Marcacci M, Savini G. (2018). Analysis of bluetongue serotype 3 spread in Tunisia and discovery of a novel strain related to the bluetongue virus isolated from a commercial sheep pox vaccine. Infect Genet Evol; 59: 63-71.
30. Maan S., Maan N. S., Ross-smith N., Batten C. A., Shaw A. E., Anthony S. J., Samuel A. R., Darpel K. E., Veronesi E., Oura C. A., Singh K. P., Nomikou K., Potgieter A. C., Attoui H., van Rooij E., van Rijn P., De Clercq K., Vandenbussche F., Zientara S., Bréard E., Mertens P. P. (2008). Sequence analysis of bluetongue virus serotype 8 from the
31. Netherlands 2006 and comparison to other European strains. Virology; 377(2): 308–318.
32. Mahmoud A. S., Savini G., Spedicato M., Monaco F., Carmine I., Lorusso A., Francesco T., Mazzei M., Forzan M., Eldaghayes I. & Dayhum A. (2019). Exploiting serological data to understand the epidemiology of bluetongue
33. Virus serotypes circulating in Libya. Veterinary medicine and science; 5(1): 79–86.
34. Marcacci M., Sant S., Mangone I., Goria M., Dondo A., Zoppi S., van Gennip R., Radaelli M. C., Cammà C., van Rijn P. A., Savini G., & Lorusso A. (2018). One after the other: A novel Bluetongue virus strain related to Toggenburg virus detected in the Piedmont region (Northwestern Italy) extends the panel of novel atypical BTV strains. Transboundary and emerging diseases; 65(2): 370–374.
35. Mellor P. S., Carpenter S., Harrup L., Baylis M., & Mertens P. P. (2008). Bluetongue in Europe and the Mediterranean Basin: history of occurrence prior to 2006. Preventive veterinary medicine; 87(1-2): 4–20.
36. Mercier A., Bronner A., Calavas D., Cauchard J., Falala S., Bréard E., Sailleau C., Zientara S., Grandcollot-Chabot M., Pandolfi F. (2018). Situation de la fièvre catarrhale ovine en Europe - point de situation au 15 janvier 2018. Plateforme ESA.
37. Monaco F., Cammà C., Serini S., & Savini G. (2006). Differentiation between field and vaccine strain of bluetongue virus serotype 16. Veterinary microbiology; 116(1-3): 45–52.
38. Nomikou K., Hughes J., Wash R., Kellam P., Breard E., Zientara S., Palmarini M., Biek R. & Mertens P. (2015). Widespread Reassortment Shapes the Evolution and Epidemiology of Bluetongue Virus following European Invasion. PLoS pathogens; 11(8).
39. Nomikou K., Maan S., Maan N.S. & Mertens P. (2009). Molecular Epidemiology of Bluetongue Virus Serotype 9 in the Mediterranean Region. International journal on livestock production, environment, and animal health in Mediterranean and tropical area; Vol 62, No 2-4: 148-148.
40. OIE (Organisation mondiale de la santé animale). (2014a). Notification immédiate, Fièvre catarrhale du mouton, Bosnie-Herzégovine.
41. OIE (Organisation mondiale de la santé animale). (2014b). Notification immédiate, Fièvre catarrhale du mouton, Albanie
42. OIE (Organisation mondiale de la santé animale). (2014c). Notification immédiate, Fièvre catarrhale du mouton, Turquie
43. OIE (Organisation mondiale de la santé animale). (2014d). Notification immédiate, Fièvre catarrhale du mouton, Monténégro
44. OIE (Organisation mondiale de la santé animale). (2016). Notification immédiate, Fièvre catarrhale du mouton, Slovénie.

45. OIE (Organisation mondiale de la santé animale). (2019). Notification immédiate, Fièvre catarrhale du mouton, Algérie.
46. OIE, 2020. World Animal Health Information Database (WAHIS) Interface. https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Wahidhome/Home/indexcontent/newlang/en? (Accessed November 6, 2020).
47. Ries, C., Sharav, T., Tseren-Ochir, E. O., Beer, M., & Hoffmann, B. (2020). Putative Novel Serotypes '33' and '35' in Clinically Healthy Small Ruminants in Mongolia Expand the Group of Atypical BTV. *Viruses*, *13*(1), 42. https://doi.org/10.3390/v13010042
48. Roy P., Boyce M., & Noad R. (2009). Prospects for improved bluetongue vaccines. Nature reviews Microbiology; 7(2): 120–128.
49. Sailleau C., Breard E., Viarouge C., Gorlier A., Quenault H., Hirchaud E., Touzain F., Blanchard Y., Vitour D., & Zientara S. (2018). Complete genome sequence of bluetongue virus serotype 4 that emerged on the French island of Corsica in December 2016. Transboundary and emerging diseases; 65(1), e194–e197.
50. Sailleau C., Viarouge C., Bréard E., Perrin J.B., Doceul V., Vitour D. & Zientara S. (2015). Emergence of bluetongue virus serotype 1 in French Corsica Island in September 2013. Transbound. Emerg. Dis; 62 (5), e89–91.
51. Savini G., Goffredo M., Monaco F., De Santis P. & Meiswinkel R. (2003). Transmission of bluetongue virus in Italy. Vet. Rec; 152 (4), 119.
52. Savini G., Puggioni G., Meloni G., Marcacci M., Di Domenico M., Rocchigiani A. M., Spedicato M., Oggiano A., Manunta D., Teodori L., Leone A., Portanti O., Cito F., Conte A., Orsini M., Cammà C., Calistri P., Giovannini A., & Lorusso A. (2017). Novel putative Bluetongue virus in healthy goats from Sardinia, Italy. Infection, Genetics and Evolution; 51: 108–117.
53. Schulz C., Bréard E., Sailleau C., Jenckel M., Viarouge C., Vitour D., Palmarini M., Gallois M., Höper D., Hoffmann B., Beer M., & Zientara S. (2016). Bluetongue virus serotype 27: detection and char acterization of two novel variants in Corsica, France. The Journal of General Virology; 97(9): 2073–2083.
54. Schwartz-Cornil I., Mertens P. P., Contreras V., Hemati B., Pascale F., Bréard E., Mellor P. S., MacLachlan N. J., & Zientara S. (2008). Bluetongue virus: virology, pathogenesis and immunity. Veterinary research; 39(5), 46.
55. Servera A. (2014). Infection expérimentale par le virus de la fièvre catarrhale ovine : étude de la sensibilité des races ovines. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 108p.
56. Sghaier S., Lorusso A., Portanti O., Marcacci M., Orsini M., Barbria M.E., Mahmoud b A.S., Hammami S., Petrini A., Savini G. (2017b). A novel bluetongue virus serotype 3 strain in Tunisia, November 2016. Transbound. Emerg. Dis; 00: 1–7.
57. Sghaier S., Lorusso A., Heni A., Fatnassi N., Dhaouadi A. (2018). Bluetongue en Tunisie : Emergence d'une nouvelle souche. Flash Zoosanitaire International Novembre-Decembre 2018.
58. Sghaier S. (2020). Le virus de la bluetongue [communication]. Medivet et DGSV Webinaire : Bluetongue et FCO : On en parle!, Tunisie.
59. Stewart M., Hardy A., Barry G., Pinto R.M., Caporale M., Melzi E., Hughes J., Taggart A., Janowicz A., Varela M. et al. (2015). Characterization of a second open reading frame in genome segment 10 of bluetongue virus. J Gen Virol; 96 (11):3280-3293.
60. Wilson A. J. & Mellor P. S. (2009). Bluetongue in Europe: past, present and future. Philosophical transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological sciences; 364 (1530): 2669–2681.

Tableau I : Résumé sur les multiples incursions de BTV dans le bassin méditerranéen entre 1998 et 2020.

Sérotype	Topotype	Année	Pays	Origine probable	Référence
BTV-2	BTV-2W	1999	Tunisie	Afrique subsaharienne	Kardjadj, 2018 ; Calistri et *al.*,2004 ; Savini et *al.*, 2003 ; Ben Fredj et *al.*, 2003
		2000	Algérie	Tunisie	
			Italie (Sardaigne, Sicile, Calabre) ; France (Corse) ; Espagne (Iles Baléares)	Afrique du Nord	
BTV-9	BTV-9E	1998	Grèce	Inde, Indonésie, Australie.	Ertürk et *al.*, 2004 ; Nomikou et *al.*, 2009 ; Wilson et Mellor, 2009.
		1999	Turquie		
		2001	Macedoine, Montenegro, Croatie, Italie continentale, Sicile		
		2002	Bosnie-Herzégovine, Albanie		
	BTV-9W	2008	Libye	Afrique de sud	
BTV-1	BTV-1E	2001	Ile grecque (Lesbos)	Inde et Malaisie	Wilson et Mellor, 2009
BTV-16	BTV-16E	2000	Turquie, Grèce	Moyen orient	
		2002	Italie		
BTV-4	BTV-4E	1999	Grèce	Chypre et Turquie	
	BTV-4W	2003	Italie (Sardaigne), France (Corse), Iles Baléares (Minorque)	Afrique du Nord	Breard et *al.*, 2007
		2004	Maroc,	Afrique subsaharienne	
			Espagne, Portugal	Afrique du Nord	
		2006, 2007, 2009	Tunisie	Inconnu	Lorusso et *al.*, 2013
		2008	Maroc	Souche réassortante entre BTV-4 identifiée au Maroc en 2004 et BTV-1 introduite en 2006 à partir de l'Algérie	Lhor et *al.*, 2017
		2012	Sardaigne	Souche réassortante entre BTV-4W identifié en Tunisie entre 2007 et 2009 et BTV-1W isolé en Algérie en 2006. Cette souche est différente de BTV-4 identifié en Sardaigne en 2003	Lorusso et *al.*, 2013
BTV-16	BTV-16W	2002-2004	Corse, Turquie, Sicile, Italie	Souche vaccinale originaire du Pakistan et utilisé dans vaccin vivant atténué fabriqué en Afrique du sud. Seule l'Italie qui a utilisé ce type de vaccin en 2002	Batten et *al.*,2008 ; Monaco et *al.*, 2006
BTV-1	BTV-1W	2006	Algérie	Afrique subsaharienne (Afrique du sud)	Cêtre-Sossah et *al.* , 2011 ; Kardjadj et *al.*, 2018 ; Mellor et *al.*,2008; Wilson et Mellor, 2009
			Tunisie, Libye, Maroc	Algérie	
		2007	Sardaigne, Espagne, Portugal, France	Afrique du Nord	
	BTV-1W	2013	Sardaigne, Corse, Sicile, Italie continentale	Afrique du nord. BTV-1 présent au Maghreb en 2006	Sailleau et *al.*, 2015 ; Lorusso et *al.*, 2014
		2014	Croatie, Sud de l'Espagne	Même souche circulante en Italie	Mercier et *al.*, 2018
		2015	Portugal		
BTV-8	BTV-8W	2006	France	Europe du Nord, similaire à une souche subsaharienne	Stewart et *al.*, 2015 ; Wilson et Mellor, 2009
		2008	Italie		

		2015	France Réémergence	Circulation à bas bruit de la même souche identifiée en 2006	Courtejoie et *al.*, 2018
		2016	Chypre	Possibilité d'un lien avec un foyer déclaré en Israël en 2016	Mercier et *al.*, 2018
BTV-4	BTV-4E	2014	Grèce, Macédoine, Albanie, Turquie, Bosnie-Herzégovine, Monténégro, Croatie	Souche différente de celle de l'Europe de l'ouest et semblable à celle qui a circulé en Grèce entre 1999-2000	OIE, 2014 a, b, c, d ; Sailleau et *al.*, 2018; Hornyák et *al.*, 2015; OIE, 2016
		2016	Slovénie		
		2016	Corse	Souche phylogénétiquement identique à celle des pays des Balkans	
		2016	Italie (Sardaigne, Sicile)		
		2017	France métropolitaine		
BTV-27	BTV-27	2014	Corse	Inconnu	Schulz et *al.*, 2016
BTV-3	BTV-3W	2016	Tunisie/Cap Bon	Afrique subsaharienne	Sghaier et *al.*, 2017b
	BTV-3W	2017	Tunisie/Zarzis	Souche du Moyen orient (proche à BTV-3w isolé en Israël (prélèvement effectué en 2013)	Lorusso et *al.*2018 ; Golender et *al.*, 2020
	BTV-3W	2016-2017	Egypte	Souche à 99,8% identique aux segments 2 et 8 de BTV-3 et proche de BTV-3w isolées en Israël (prélèvement effectué en 2013)	Ahmed et *al.,* 2019 Cappai et *al.*, 2019 Golender et *al.*, 2020
BTV-2	BTV-2W	2018	Tunisie	Souches subsahariennes identifiées en 1982 et 2002 (souche réassortante entre BTV-1, BTV-2 et BTV-3)	Sghaier et *al.*, 2018
BTV-4	BTV-4W	2019	Algérie	Inconnu, probablement du Maroc	OIE, 2019 ; Sghaier, 2020
		2019-2020	Tunisie	Souche réassortanteavec des segments de BTV-4 des Balkans et BTV-1 du Maroc. Le premier foyer déclaré à Kasserine en octobre 2019 était à 60 Km du foyer présent en Algérie	Sghaier, 2020
BTV-Y	Atypique	2007	Tunisie	Inconnue, mais les séquences génétiques présentent une homologie avec une souche de BTV identifiée dans un vaccin contaminé en Israël (BTV-9) et avec BTV-26 isolée au Koweït. Prélèvements réalisés sur des animaux saisis à Gafsa en provenance de la Libye.	Lorusso et *al.*, 2018 Sghaier, 2020 ; Bumbarov et *al.*, 2016
BTV-x	Atypique	2015	Sardaigne	Le Seg 2 de BTV-X ITL2015 montre l'identité la plus élevée (75,3 à 75,5% nt) avec le BTV-27 récemment isolé en Corse et avec le dernier BTV XJ1407 découvert en Chine (75,9% nt)	Savini et *al.*, 2017
BTV-Z	Atypique	2017	Piémont (Italie)	Le Seg-2 de ce virus est génétiquement proche à (83,8%) à la souche TOV de BTV25 (souche identifiée en Suisse)	Marcacci et *al.*, 2018

La Fièvre Catarrhale Ovine (FCO) : Bioécologie du vecteur

Dhaouadi Anissa.[1], Attia El Hili Hédia.[1], Tonnich Youssef[2], Fatnassi Naouel.[1], Ferchichi Salma.[1], Baccar Mohamed.Naceur[1]
1 Centre National de Veille Zoosanitaire
2Commisseriat Régional de Développement agricole de Nabeul

1. Introduction

La maladie de la fièvre catarrhale du mouton (FCO) ou bluetongue est une arbovirose transmise par des diptères appartenant au genre Culicoides, sous famille Ceratopogoninae de la famille des Cératopogonidés (Balenghien et Delécolle, 2009 ; Périe et al., 2005). A ce jour, leurs survies, activités et distributions demeurent relativement inconnues. Cet article traite les caractéristiques bioécologiques du vecteur ainsi que sa distribution géographique.

2. Cycle évolutif des Culicoides

Les Culicoides sont les plus petits diptères hématophages connus (1 à 4 mm de longueur). Bien qu'ils soient apparentés aux moustiques, ils sont souvent qualifiés de « moucherons » en raison de leur petite taille (Du Toit, 1944).

Culicoides *imicola* est l'espèce la plus incriminée dans la transmission de la FCO dans le bassin méditerranéen (Biteau-Coroller, 2007). C'est un diptère nématocère et présente 4 stades évolutifs : Œufs, larves (4 stades larvaires), nymphe et adulte (Figure 1). Les femelles ont obligatoirement besoin d'un repas sanguin pour la maturation des œufs (Baldet et al., 2005).

Culicoides *imicola* est une espèce exophile nocturne. Elle a un pic d'activité communément au crépuscule et à l'aube (Baldet et al., 2005 ; Biteau-Coroller, 2007). Le cycle de vie des Culicoides avec la durée approximative de chaque stade est illustré dans la figure 1.

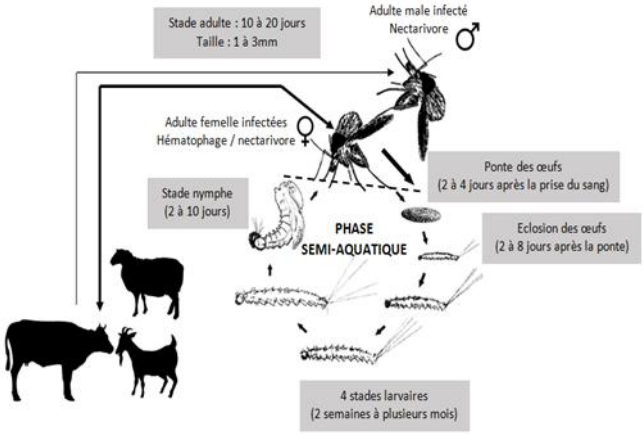


Figure 1 : Durée des différentes phases du cycle évolutif des Culicoides

Une fois, l'accouplement est effectué, la femelle imicola a un besoin accru de sang pour assurer la première ponte. Ces repas sanguins sont en général effectués tous les 3 à 4 jours d'intervalle (Birley et al., 1982) et sont nécessaires pour la maturation des œufs. Le taux de survie des adultes entre 2 repas est de 80 % pour Culicoides imicola (Kettle, 1984) et la ponte survient 2 à 4 jours après la prise alimentaire (Zimmer et al., 2014). D'une manière générale, il y a 5 à 6 pontes dans la vie d'une femelle et le nombre d'œufs pondus varie selon les espèces entre 10 à 675 (Balenghien et Delécolle, 2009). Le tableau I récapitule les caractéristiques générales des différents stades du cycle évolutif des Culicoides. Dans les tableaux suivants, l'espèce du vecteur est précisée à chaque fois que les informations correspondent à C. imicola.

Les gites larvaires des Culocoides sont particulièrement variés. Chaque espèce présente ses propres exigences écologiques et fréquentes par conséquent des micro-habitats spécifiques (Figure 2)

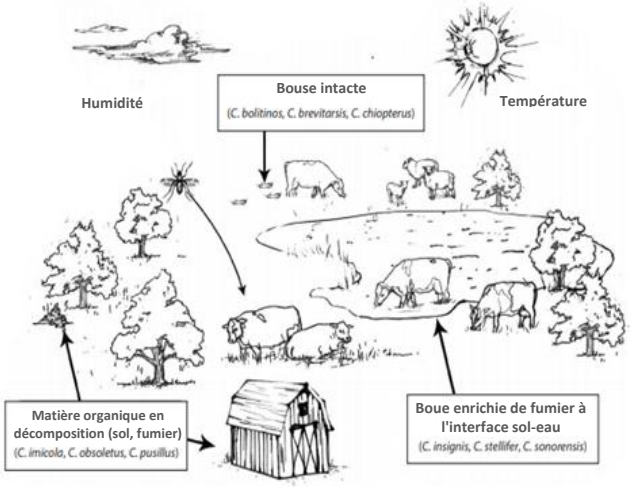


Figure 2: Habitat idéal des différents Culicoides. (Purse et al., 2015)

2.1 Impact des facteurs abiotiques

La dynamique de population des Culicoides joue un rôle prépondérant dans le cycle de transmission du BTV. Elle dépend de plusieurs facteurs essentiellement d'ordre climatique (Augot et al., 2012). Toutefois, il demeure difficile de disposer des données fines et précises sur les variables impactant l'environnement des Culcioides. Les principaux facteurs climatiques qui modulent le cycle des Culicoides sont : la température, l'humidité, les précipitations et le vent (Tableau II).

Tableau I. Les caractéristiques générales des différents stades du cycle évolutif des Culicoides.

Stade du cycle	Caractéristiques
Œufs	- Eclosent 2 à 8 jours après la ponte (3 – 5j si les conditions sont bien favorables). - Sont pondus au sol dans des lieux très variés, généralement humides, partiellement immergés (Charbonnier et *al.*, 2009) et contenant des matières organiques animales ou végétales en décomposition
Larves	- Le stade larvaire comprend 4 stades (Sick, 2019) - Se nourrissent de débris organiques, de bactéries et de protozoaires - Développement larvaire optimal dans les milieux semi-aquatiques, principalement représentés par les substrats humides, chauds et riches en matières organiques. (Périe et *al.*, 2005 ; Zimmer et *al.*, 2008) - Celles de *C. imicola* ciblent préférentiellement les substrats riches en matières organiques, saturés en eau et non inondés (Zimmer et *al.*, 2014). - Développement larvaire peut durer 2 semaines à plusieurs mois (10 à 15j si les conditions sont favorables). Les larves peuvent entrer en hypobiose, si les conditions climatiques sont temporairement défavorables, et résister plusieurs mois (Benkerroum, 2010)
Nymphes	- Ne se nourrissent pas - Se retrouvent à la surface du milieu (boue ou eau) dans lequel le développement larvaire s'est déroulé - Emergence de l'imago au bout de 2 à 10 jours (Benkerroum, 2010) - 2 jours en été pour ceux de *C. imicola*
Adulte	- Les mâles se nourrissent de nectar, de sucre et de pollen, ainsi que de liquides provenant de la décomposition de matières organiques (Chaker, 1983). - Les femelles sont hématophages. Les repas sont exclusivement nocturnes (Périe et *al.*, 2005) - Une fois contaminée, la femelle devient infectante à vie (Charbonnier et Launois, 2009) - Transmission transovarienne non encore mise en évidence (Périe et *al.*, 2005) - Durée de vie 3 à 6 semaines (parfois 9 semaines). - L'alternance piqûre/ponte se reproduit jusqu'à la mort de la femelle (Charbonnier et Launois, 2009)

Tableau II. Effets des principaux facteurs climatiques sur le cycle évolutif des Culicoides.

Facteurs climatiques	Stade du cycle	Effet
Température	Œufs	- Une augmentation de la température diminue le temps nécessaire pour la maturation des œufs (Purse et *al.*, 2015) - Maturation des œufs de *C. imicola* dure 2 jours à 27°C et 3-4 jours à 22°C
	Adultes	Pour *C. imicola* : - <u>Survie</u> : la zone de température optimale pour *Culicoides imicola* se situant entre 13°C et 35°C avec un idéal à 24°C (Ward et Thurmond, 1995 ; Zimmer et *al.*, 2008) - Presque mortalité totale de *Culicoides imicola* exposé à une temperature de 42°C. (Verhoef et *al.*, 2014) - <u>Vol</u> : Son vol est limité ou empêché en dessous de 12 °C - <u>Réplication virale</u> : En dessous de 15°C, le virus ne se réplique plus dans l'insecte et la transmission est interrompue

		D'une manière générale, des températures trop élevées ont un effet négatif (Perie et *al.*, 2005) sur la durée de vie des adultes ; la fécondité des femelles ; la durée du cycle de reproduction, leur survie et leur capacité à transmettre le virus (Guis, 2004)
Humidité	Œufs/ Larves	- Très sensible à la dessiccation (Murray, 1991) - Si milieux trop humides, les larves meurent - Les larves de *C. imicola* risquent de se noyer dans des sites où la pluviométrie annuelle> 1000 mm, sauf si le drainage est important (Wittmann et *al.*, 2001)
	Adultes	- Le seuil d'humidité pourrait être fixé à 45,2%. (Conte et *al.*, 2003) - L'humidité Influe sur leur activité, leur développement et leur survie (Guis, 2004) - Les endroits humides et riches en matières organiques d'origine animale constituent les sites de reproduction privilégiés pour *C. imicola* (Dusom, 2012) - Un fort taux d'humidité a tendance à prolonger la survie de ces insectes - Un taux faible entraine une diminution du taux de survie journalier en raison de leur déshydratation. Cependant, dans ce dernier cas, il est possible d'avoir une augmentation du nombre de repas sanguins dans le but de compenser les pertes en eau (Dusom, 2012)
Précipitations	Larves	- Détruisent certaines larves si les précipitations sont trop importantes
	Adultes	- Les sites à pluviométrie variant de 300 à 700 mm/an voire même 1000 sont favorables pour l'activité de *C. imicola* (Wittmann et *al.*, 2001) - Augmentent la quantité d'insectes présents sur une année - La plus grande concentration de *Culicoides imicola* est souvent retrouvée dans les trois mois qui suivent celui de la plus grande pluviosité (Wittmann et Baylis, 2000) - Les concentrations annuelles les plus importantes correspondaient aux années les plus humides - Si les précipitations deviennent trop importantes, les activités de certains *Culicoides* peuvent être totalement arrêtées, y compris le vol.
Vent	Adultes	- Dans la plupart des cas, les déplacements des *Culicoides* par vol actif n'excèdent pas 500 mètres autour de leur lieu de vie principal (Seller, 1996 ; Perie et *al.*, 2005) - Les distances parcourues s'étendent de 1 jusqu'à 700 kilomètres, pour des vents allant de 10 à 40 km/h et des températures situées entre 12°C et 35°C (Perie et *al.*, 2005) - Activités de *C. imicola* sont inhibées quand la vitesse du vent> 3m/s (Viennet, 2012) Augmente la mortalité des adultes, diminue leur activité et permet leur diffusion (Guis, 2004)

Dans certaines conditions environnementales non favorables, les *Culicoides* infectés peuvent parfois persister pendant l'hiver on parle de phénomène d'overwintering ou transhivernage. Plusieurs hypothèses ont été émises (Figure7) pour expliquer ce phénomène (Germanique, 2010), parmi lesquelles nous citons :

- Les *Culicoïdes* infectés en début d'hiver seraient capables d'hiberner et de relancer l'infection 90 à 120 jours après.
- Le passage transovarien du virus lors de la diapause hivernale et contamination des œufs de *Culicoïdes* qui produiraient des insectes directement infectants.
- La faible population de *Culicoïdes* en activité l'hiver suffirait à maintenir la circulation du virus.
- Il n'est pas exclu que certaines femelles porteuses du virus ayant déjà pondu puissent survivre à une saison hivernale complète.
- Le réchauffement global du climat avec des hivers doux permettraient une meilleure survie des *Culicoïdes*.
- La persistance de virus infectant dans une population réservoir. Des bovins infectés en fin d'automne hébergeraient du virus infectant, contamineraient des femelles nullipares de *Culicoïdes*, ce qui permettrait l'infection de nouveaux bovins.
- L'infection in utero de jeunes bovins qui, naissant virémiques, permettraient la reprise du cycle vectoriel.

2.2 Répartition du vecteur

Le genre *Culicoides* regroupe plus de 1400 espèces identifiées et on les retrouve partout sur la planète, des zones tropicales jusqu'à la toundra, du niveau de la mer jusqu'à 4000 mètres d'altitude (à l'exception de l'Antarctique). (Perie et *al.*, 2005).

Une de ces espèces est *Culicoides imicola* qui fut d'abord connue sous le nom de *Culicoides pallidipennis* sur le continent africain vers les années 1920 et dès 1940, elle fut répertoriée sous le nom que nous lui connaissons à présent (MEISWINKEL, 1989). *C. imicola* a été identifié comme l'un des vecteurs biologiques du virus en 1943 (Du Toit, 2011).

Cette espèce est très abondante à travers le monde. Elle a été retrouvée de l'Afrique au bassin méditerranéen, au Moyen et Extrême-Orient (Leta, 2019). Elle est présente, également en Asie et en Europe (Figure 3).

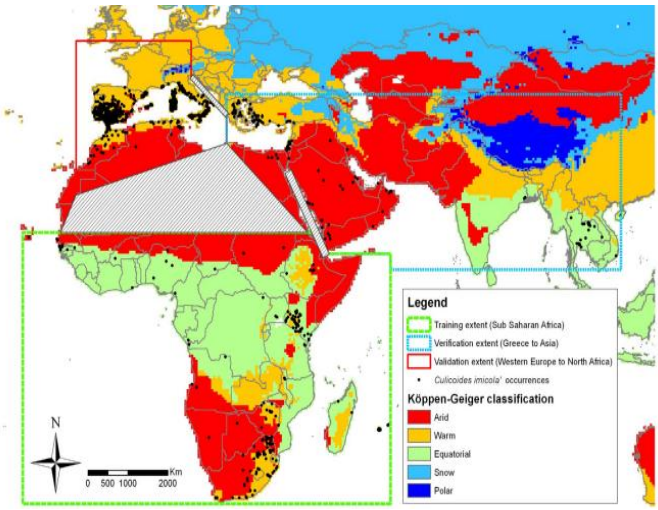


Figure 3 : Répartition mondiale de Culicoides *imicola* (Guichard et al, 2014)

En Tunisie, Plusieurs espèces de Culicoides ont été recensées et C.imicola a été l'espèce dominante (Sghaier et al., 2017a) (Figure 4). Toutefois, avec le changement climatique, particulièrement la température, les scientifiques s'attendent à une modification de la distribution des *Culicoides* dans le monde. Dans ce cadre, Leta et collaborateurs en 2019 ont élaboré des cartes prédictives, entres autres, de l'éventuelle distribution de *C. imicola* dans les années prochaines, avec un habitat propice pour le développement de *C. imicola* qui s'étend de l'Afrique du Sud au sud de l'Europe et du sud des États-Unis au sud de la Chine (Figure 5).

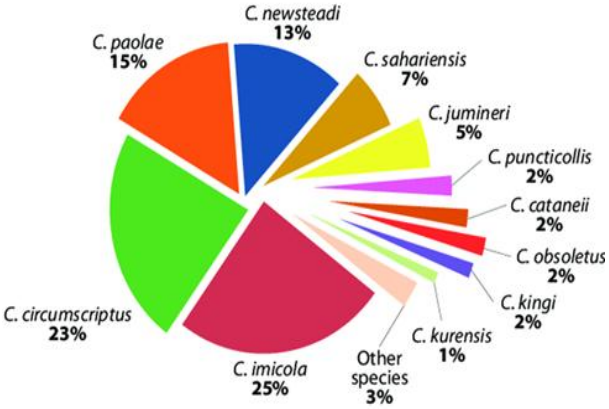


Figure 4 : Distribution des différentes espèces de Culicoides en Tunisie capturés dans le cadre de la surveillance entomologique entre juillet 2006 et juin 2008. (Sghaier et al., 2017a)

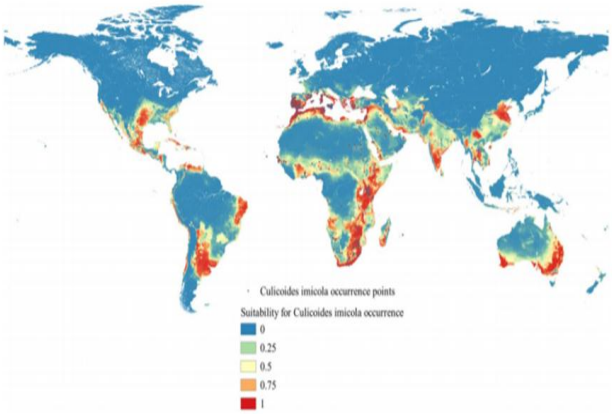


Figure 5 : Distribution potentielle prévue de *C. imicola* (*Leta et al., 2019*)

3. Conclusion

Avec le réchauffement climatique global, les scientifiques s'attendent à la colonisation progressive de nouvelles régions par des espèces de *Culicoides* reconnues vectrices. La rigueur des modèles de prévision d'extension des zones de survie et d'activité du vecteur *C. imicola*, basés sur l'analyse de facteurs climatiques et incluant un certain nombre de découverts, typiques ou atypiques, chez les ruminants domestiques et sauvages est très liée aux efforts de surveillance et d'investigation.

Enfin, le contrôle de cette maladie passe obligatoirement par la lutte contre ses vecteurs. La réussite des traitements anti vectoriels des animaux et des bâtiments n'est pas toujours aisée et nécessite des connaissances assez avancées sur l'écobiologie des *Culocoides*. Les méthodes de lutte utilisées feront l'objet de l'article « Lutte contre la FCO ».

Bibliographie

1. Augot D., Balenghien T., De Deken R., Delecolle J-C, Garros C., Jay-Robert P., Lienard E., Moutailler S., Setier-Rio M-L. (2012). Surveillance et contrôle des *Culicoides* vecteurs de fièvre catarrhale du mouton en France métropolitaine. *Centre national d'expertise sur les vecteurs* (CNEV)*;* 34p.
2. *Baldet T., Mathieu B., Delécolle J.C., Gerbier G., Roger F.* (2005). Emergence de la fièvre catarrhale ovine dans le Bassin méditerranéen et surveillance entomologique en France. *Revue Élev. Méd. vét*. Pays trop. 58 (3): 125-132.
3. Balenghien T. & Delécolle JC. (2009). Les *Culicoides* moucherons vecteurs du virus de la fièvre catarrhale ovine. *Insectes*; (3); n°154: 25-29.
4. Batten CA., Maan S., Shaw AE., Maan NS., Mertens PPC. (2008). A European field strain of bluetongue virus derived from two parenteral vaccine strains by genome segment reassortment. *Virus Res*.; 137:56–63.
5. Benkerroum S. (2010). La fièvre catarrhale ovine : une calamite pour le monde agricole. *Thèse, Université de Lorraine*; 178p.
6. Birley M.H. and Boorman J.P.T. (1982). Estimatine the survival and biting rates of haematophagous insects, with particular reference to the *Culicoides obsoletus* group (Diptera: Ceratopogonidae) in southern England. *J. Anim. Ecol. ; 51: 135-148.*
7. Chaker E. (1983). Contribution à l'étude de la morphologie et de la diagnose des larves de *Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae). *Thèse de Doctorat es Sciences Pharmaceutiques (Diplôme d'Etat), U.L.P.*; n°56, Université Louis Pasteur, Strasbourg; 229 p.
8. Charbonnier G., Launois M., Balenghien T., Camus E., Lancelot R. & Pastoret P-P. (2009). La fièvre catarrhale ovine : ou la maladie de la langue bleue du mouton. *Montpellier, CIRAD*.; 84 p.
9. CNEV. (2012). Surveillance et contrôle des *Culicoides* vecteurs de fièvre catarrhale du mouton en France métropolitaine : Analyse du cadre actuel de gestion et propositions d'amélioration. https://www.anses.fr/fr/system/files/CNEV-Ft-Mai2012-Rapport_surveillance_lutte_culicoides.pdf
10. Coetzer J.A.W. & Guthrie A.J. (2004). African Horse Sickness. Infectious Diseases of Livestock, Second edition, by Coetzoer J A W and Tustin, R C pp. 1231-1246. *Oxford University Press southern Africa, Cape Town*.
11. Conte A., Giovannini A., Savini L., Goffredo M. , Calistri P. & Meiswinkel. R (2003). The Effect of Climate on the Presence of *Culicoides imicola* in Italy. *J. Vet. Med.;* B50: 139–147.
12. Dusom MA. (2012). Identification et écologie des *Culicoides* (diptera: ceratopogonidae) vecteurs de la peste équine et de la fièvre catarrhale ovine au Sénégal. *Thèse, faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie de Dakar* ; 115p.
13. Guis H. (2004). Caractérisation par télédétection de l'environnement favorable aux Culicoides vecteurs de la fièvre catarrhale ovine dans le bassin méditerranéen : cas de la Corse. *Mémoire de mastère spécialisé : Systèmes d'informations localisées pour l'aménagement des territoires (SILAT) : Ecole nationale supérieure agronomique de Montpellier* (ENSAM): 54p.
14. Kettle D.S. (1984). Medical and Veterinary Entomology. 658p.
15. Leta S., Fetene E, Mulatu T., Kebede Amenu, Jaleta MB., Beyene TJ., Negussie H. & Crawford W. Revie CW. (2019). Modeling the global distribution of *Culicoides imicola*: an Ensemble approach. *Scientific reports;* 9: 14187.
16. Mehlhorn H., Schmahl G., Jochen D., Schumacher B. (2008). Butox® 7.5 pour on: a deltamethrin treatment of sheep and cattle: pilot study of killing effects on *Culicoides* species (Ceratopogonidae). *Parasitology research ;* 102: 515-518.
17. Murray M.D. (1991). The seasonal abundance of femal biting-midges, Culicoides brevitarsis (Diptera, Ceratopogonidae), in coastal south-eastern Australia. *Australian Journal of Zoology;* 39: 333- 342.
18. Perie P., Chermette R., Millemann Y. & Zientara S. (2005). Les *Culicoides*, Diptères hématophages vecteurs de la fièvre catarrhale du mouton. *Bull. Acad. Vét*.; Tome 158 - N°3.
19. Purse B.V., Carpenter S., Venter G.J., & Bellis G. (2015). Bionomics of Temperate and Tropical *Culicoides* Midges: Knowledge Gaps and Consequences for Transmission of *Culicoides*-Borne Viruses. *Annu. Rev. Entomol.;* 60: 373-392.
20. Sghaier S., Hammami S., Goffredo M., Hammami M., Portanti O., Lorusso A., Savini G. Delécolle & JC. (2017a). New species of the genus *Culicoides* (Diptera Ceratopogonidae) for Tunisia, with detection of Bluetongue viruses in vectors. *Veterinaria Italiana*; 53 (4): 357-366.

21. Sick F., Beer M., Kampen H. & Wernike K. (2019). *Culicoides* Biting Midges-Underestimated Vectors for Arboviruses of Public Health and Veterinary Importance. *Viruses* ; 24, 11(4): 376.
22. Verhoef F Arné., Venter Gert J and Weldon Christopher W. (2014). Thermal limits of two biting midges, *Culicoides imicola* Kieffer and C. bolitinos Meiswinkel (Diptera: Ceratopogonidae). Verhoef et al. *Parasites & Vectors*; 7: 384.
23. Ward MP. & Thurmond MC. (1995). Climatic factors associated with risk of seroconversion of cattle to bluetongue viruses in Queensland. *Preventive Veterinary Medecine*; 24: 129-136
24. Wittmann E.J., Mellor P.S. & Baylis M. (2001). Using climate data to map the potential distribution of *Culicoides imicola* (Diptera: Ceratopogonidae) in Europe. *Rev. Sci. tech. Off. int. Epiz.*; 20 (3): 731-740.
25. Wittmann EJ., Baylis M. (2000). Changement climatique : effets sur les *Culicoides* - virus transmis et implications pour le Royaume-Uni. *Vétérinaire J.* ; 160 (2) :107-17.
26. Zientara S., MacLachlan N.J., Calistri P., Sanchez-Vizcaino J.M. & Savini G. (2010).

La lutte contre la Fièvre Catarrhale Ovine

Ferchichi Salma[1], Chatti Ines[2], Fatnassi Naouel[1], Dhaouadi A[1]., Attia El Hili H[1]., Baccar M N[1]
[1] Centre National de Veille Zoosanitaire
[2]Commisseriat Régional de Développement agricole d'Ariana

1. Introduction

La lutte contre la FCO, en tant que maladie vectorielle repose principalement sur la vaccination, la lutte anti-vectorielle et la détection et l'élimination rapides des foyers introduits dans une zone indemne. Cet article traitera plus en détails les deux premiers axes de lutte.

2. Vaccination contre la FCO

La vaccination permet de prévenir les maladies cliniques et réduire la propagation du virus permettant ainsi la circulation sécuritaire des animaux sensibles entre les zones (Zientara et al., 2010). L'immunité spécifique de la FCO est à médiation humorale et cellulaire (Viville, 2010). Les anticorps neutralisants spécifiques à VP2 jouent donc un rôle crucial dans l'immunité spécifique à la FCO. Compte tenu de la pluralité antigénique du virus bluetongue (29 sérotypes), la vaccination contre un sérotype à l'aide d'un vaccin à virus vivant atténué ou inactivé monovalent ne confère pas de protection croisée avec les 28 autres sérotypes (Pirbright, 2020). La vaccination Actuellement, deux types de vaccins BT commercialisés sont utilisés dans de grandes parties du monde : des vaccins vivants-atténués conventionnels et les vaccins à virus entier inactivés (Van Rijn, 2019).

Vaccins Inactivés : Ils sont très sûrs quand ils sont produits correctement et peuvent être très efficaces. Le virus ne peut pas se répliquer ni être transmis aux vecteurs. Aussi, Il ne peut pas y avoir contre plusieurs sérotypes nécessite l'utilisation de mélange de plusieurs sérotypes atténués ou inactivés. Toutefois, l'étude de Van Rjin en 2019 dénote la présence de proximités génomiques entre divers sérotypes de la FCO (Figure 1).

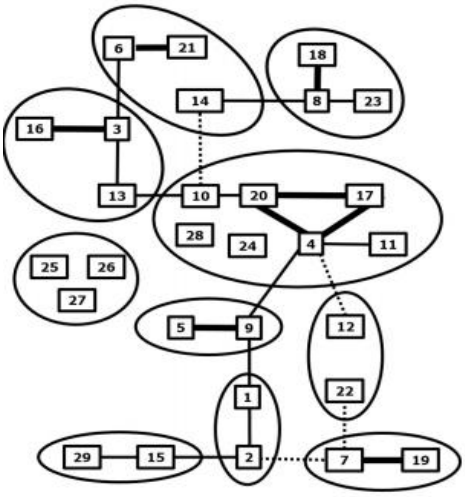


Figure 1 : Relation Antigénique entre les 28 premiers Sérotypes identifiés de la FCO (Van Rijn, 2019) (Trait gras relation croisée importante ; Trait normal relation croisée modérée ; Trait en pointillé relation croisée faible)

de réversion de virulence (Pons, 2017). Leurs inconvénients potentiels sont principalement liés à leurs coûts de production élevés, car la vaccination exige de grandes quantités d'antigènes et nécessite un recours à des vaccins de rappel trois à quatre semaines après la première injection (Pons, 2017; Zientara et al., 2010). Par ailleurs, ces vaccins sont plus longs et plus coûteux à produire que les vaccins à virus vivant atténué et les tests de différenciation des

animaux infectés des animaux vaccinés (DIVA) ne sont pas disponibles (Zientara et al., 2010).

Vaccins à virus vivants atténués : Ces vaccins ont été utilisés par des pays en dehors de l'UE, entre autres en Tunisie (de 1999 à 2016), mais ont également été utilisés dans le passé en Europe (Espagne, Italie, France, …).
Ces vaccins provoquent généralement une forte réponse immunitaire, celle-ci est directement corrélée à leur capacité de se répliquer chez l'hôte vacciné. Ce type de vaccins sont peu coûteux et sont capables de stimuler l'immunité protectrice après une seule injection. Ils se sont avérés efficaces pour prévenir la maladie clinique dans les régions où ils sont utilisés . Toutefois, ces vaccins présentent des inconvénients liés à (Zientara et al., 2010) :

- La sous-atténuation qui peut entraîner une expression de la maladie clinique variable selon les races de moutons
- Une baisse de production du lait chez les brebis en lactation, des avortements, des mortalités embryonnaires et un effet tératogène chez les descendants lorsque ces vaccins sont utilisés chez des femelles gestantes
- Un risque de réassortiment génétique entre la souche vaccinale et la souche sauvage
- Les souches vaccinales circulent dans le sang périphérique et sont susceptibles d'être transmise à d'autres animaux. On parle de la réversion de la virulence. C'est pourquoi l'usage de ce type de vaccins doit se faire préférentiellement durant les périodes d'inactivité vectorielle (Pons, 2017)
- Les animaux vaccinés par le vaccin à virus vivant ne sont pas discernables des animaux naturellement infectés sur le plan sérologique.

Expérience des pays de la rive nord et sud de la méditerranée en matière de vaccination :

Europe
Les pays de la rive nord du bassin méditerranée ont adapté leur stratégie de vaccination en fonction des sérotypes circulants. La vaccination n'est pas obligatoire dans tous les pays de la rive nord. Elle est facultative laissée à l'appréciation de l'éleveur dans certains pays et dans la mesure que ce vaccins existent sur le marché internationale (Wilson et Mellor, 2009).

Tunisie
De 1999 à 2007 : des campagnes de vaccination nationale officielle ont été menées aux moyens d'un vaccin à virus vivants contre le sérotype 2
2008 : vaccin vivant sérotype 1
De 2009 à 2016 : des campagnes de vaccination nationale officielle ont été menées aux moyens d'un vaccin à virus vivants contre les sérotype 1 et 4
De 2017 à 2018 : La vaccination a concerné uniquement les zones à risque et en perifocale avec vaccin à virus inactivé contre les sérotypes 1 et 4 (DGSV, 2020)

Maroc
La stratégie de lutte contre la FCO repose sur trois volets essentiels : la vaccination massive des ovins contre les sérotypes circulants, la gestion sanitaire des foyers de FCO déclarés, la lutte contre le vecteur dans les gîtes à moustiques, la surveillance passive des signes cliniques de la maladie (ONSSA). En effet, suite à l'apparition de la FCO pour la première fois en 2004, des campagnes de vaccination des ovins ont été réalisées contre le sérotype 4 en 2004 puis le sérotype 1 et 4 depuis 2006, au niveau des zones à risque (limitées principalement à la partie nord du pays). En 2008, la campagne de vaccination a été généralisée à l'ensemble du Royaume. De 2009 à 2016 la vaccination contre les sérotypes 1 et 4 a été effectuée en périfocale (Lhor et al., 2017 ; OIE, 2020). En se référant aux rapport annuels (2017, 2018 et 2019), transmis par l'autorité compétente en matière de santé animale à l'OIE , aucune opération de vaccination n'a été menée (OIE, 2020).

Algérie
Il n'existe pas de stratégie bien définie de lutte contre la FCO et la vaccination est interdite (Kardjadj et al., 2016).

Libye
Aucun programme de vaccination contre la FCO n'est pratiqué (Mahmoud et al., 2019)

Egypte
La vaccination contre la FCO est interdite (OIE, 2020).

3. Lutte anti-vectorielle

3.1. Lutte Chimique

Actuellement, aucun produit ne possède d'indication contre les Culicoïdes. Le choix se porte par défaut sur des produits actifs contre les insectes piqueurs qui ont des propriétés insecticides et répulsives et dont les principes

actifs (Deltaméthrine et Cyperméthrine) appartiennent à la famille des Pyréthrinoïdes (ANSES, 2015). La plupart de ces Pyréthrinoïdes ont une indication chez les ovins et les bovins et contre les mouches, poux, tiques ainsi que contre les mélophages chez les ovins. Les Pyréthrinoïdes n'ont pas d'indication d'utilisation chez les caprins (ANSES, 2015) . La Deltaméthrine a montré un effet paralysant sur Culicoïdes après application sur le cou et la ligne du dos chez des bovins et sur la tête et le ventre chez des ovins. Chez les ovins, pour plus d'efficacité, il est recommandé de traiter les parties ventrales et ne pas se limiter à la ligne du dos. Le produit doit en outre entrer directement en contact avec la peau, tout spécialement si la toison est épaisse (Mehlhorn et al., 2008). La désinsectisation des animaux montrent que le traitement permet de diminuer le taux d'attaque et le taux de gorgement du vecteur (ANSES, 2015 ; Venail et al., 2011).
Trois modes d'application de la Deltaméthrine sont disponibles sur le marché tunisien : le Pour On, l'aspersion et la balnéation. Les produits vétérinaires à usage externe commercialisé en Tunisie à base de Pyréthrinoïdes (Tableau I)

Application *Pour On* : ce mode d'administration entraine une diffusion variable du produit et des disparités de répartition et de concentration selon les différentes parties du corps. Selon l'avis de l'ANSES en 2015, l'application en Pour on des insecticides a une certaine efficacité pour protéger les animaux contre les piqûres des Culicoides, cette protection est de 60 à 100 % (Venail, 2014). Il est également important de souligner que l'effet protecteur nécessite un délai de 24 heures (ANSES, 2015).

Application par aspersion : permet une répartition homogène du produit sur le corps de l'animal traité et pourraient donc fournir une efficacité homogène sur l'ensemble du corps. Cependant dans les conditions de terrain, ce mode d'administration est difficilement applicable compte tenu des quantités de produits nécessaires et des contraintes d'application plus lourdes (nécessité de tunnels d'aspersion) (ANSES, 2015).
Le traitement (répulsif et/ou insecticide) du milieu cible les sites de développement larvaire (gîtes larvaires) et les zones de repos des adultes (bâtiments d'élevage : moustiquaires, supports comme bâches et murs), les environs de l'exploitation (des bâtiments, des terrains annexes, des pâtures situées à distance et des abords des bâtiments) et les moyens de transport. La lutte anti larvaire, seule, ne peut être utilisée contre la plupart des espèces de Culicoïdes vectrices à cause de la petite taille et de la dispersion des habitats larvaires (bouses de ruminants), à cause de l'ubiquité des gites larvaires (matières organiques animales ou végétales en décomposition) ou de l'absence de données précises sur l'identification des autres habitats. Par conséquent, seules les méthodes visant les adultes sont actuellement utilisées en Europe pour tenter de protéger les hôtes ou réduire les populations de Culicoïdes et ainsi diminuer le taux de transmission (Venail, 2014).
Selon l'AFSCA, en zone endémique, la lutte chimique ciblant des animaux sensibles seule n'est pas recommandée car elle ne procure qu'une efficacité limitée et ne donne que des résultats transitoires. Elle ne peut de ce fait pas mener à l'éradication de la maladie (AFSCA, 2007). Il faut pour une efficacité optimale la combinaison des trois moyens de lutte ; vaccination, lutte contre les vecteurs et la biosécurité.

3.2. Lutte écologique

-Chez l'animal : Il est recommandé de procéder à la mise à l'étable des espèces sensible durant la période d'activité vectorielle (Avril/Mai jusqu'à Octobre/ Novembre) une heure avant le coucher du soleil et une heure après le lever du soleil. Cette mesure est difficilement applicable en absence d'infrastructure adéquate (CNEV, 2012)
-Dans l'environnement : Les habitats larvaires peuvent être réduits voire éliminés en drainant et asséchant les points d'eau ou en évitant que ces gîtes se forment avec une bonne gestion des pratiques agricoles (Venail, 2014). Le respect des bonnes pratiques d'élevage en ce qui concerne la gestion des effluents d'élevage permet de limiter les populations de *Culicoïdes* (Venail, 2014 ; Zimmer et *al.*, 2014).

Tableau I : Produits vétérinaires à usage externe commercialisé en Tunisie à base de pyréthrinoïdes

Principe Actif	Dénomination Commerciale	Laboratoire	Formes galéniques	Mode Utilisation	Espèce (RCP)	Délai d'attente
Deltaméth-rine	Dectrol Pour On	Medivet	*Pour On*	-déverser le produit directement sur la peau de l'animal en partant de la base du cou jusqu'à la base de queue.	bovins, ovins	Viandes, abats et lait : 0 jour
	Dectrol EC 50	Medivet	Concentré Emulsifiable	-Aspersion par pulvérisateur manuel -Balneation	bovins, ovins,	-Viandes et abats : 3 jours. -Lait : 0 jour.
	Vectocid 50	Ceva	Concentré Emulsifiable	-Aspersion par pulvérisateur manuel -Balneation	bovins, ovins, caprins	- Viande et abats : 3 jours -Lait : nul
	Galtox 5%	Tunivet	Concentré Emulsifiable	-Aspersion par pulvérisateur manuel -Balneation	bovins, ovins, caprins	-Viandes et abats : 3 jours. -Lait : 0 jour.
	Metox 5%	Timpharm	Concentré Emulsifiable	-Aspersion par pulvérisateur manuel	bovins, ovins,	-Viandes et abats : 3 jours. -Lait : 0 jour.
	Deltanil Pour On 500ml	Virbac	*Pour On*	-déverser le produit directement sur la peau de l'animal en partant de la base du cou jusqu'à la base de queue.	Bovins, ovins.	Bovins : Viande et abats : 17 jours. Lait : 0 jour. Ovins :Viande et abats : 35 jours. Lait : 0 jour.
Cyperméthrine	Neo-cypol 100 EC	Medivet	Concentré Emulsifiable	-Aspersion par pulvérisateur manuel	bovins, ovins, caprins	-Viandes et abats : 3 jours. -Lait : 3 jours.

3.3. Autres méthodes de lutte

Afin de limiter les bouleversements des écosystèmes, en ayant recours aux produits chimiques, de nos jours plusieurs travaux scientifiques ont porté sur la lutte biologique et génétique pour le control des vecteurs.

-Lutte biologique utilise un ennemi naturel, prédateur ou pathogène, pour diminuer le nombre de *Culicoides*. Elle fait référence aux méthodes où les organismes entomophages et entomogènes sont utilisés par les êtres humains, soit dans des formes manipulés ou des formes naturelles (Harrup et *al.*, 2016).

-La lutte génétique consiste en l'élevage de masse d'insectes (modifiés génétiquement ou non) dont les mâles sont ensuite relâchés afin, soit qu'ils stérilisent les femelles, soit qu'ils leurs transfèrent des mutations létales ou qui altéreront leur capacité à transmettre une maladie (Bouyer, 2015).

3. Conclusion

Les méthodes de lutte contre la FCO en particulier celles axées contre les insectes vecteurs sont très limitées. La protection des animaux contre les moucherons ne peut que limiter le nombre de piqûres et le risque d'infection. Le développement des méthodes de lutte chimique ou biologique nécessite une meilleure connaissance des moucherons, dont l'écologie larvaire renferme encore de nombreuses lacunes et l'identification des stades immatures est encore peu avancée.

Bibliographie

1. AFSCA. (2007). Evaluation de propositions de mesures de lutte contre la fièvre catarrhale ovine (FCO, Bluetongue) au moyen des insecticides. *Comité scientifique de l'agence fédérale pour la sécurité de la chaîne alimentaire*, Avis; 05-2007.
2. ANSES. (2015). « l'évaluation du risque lié à la réapparition du sérotype 8 de la FCO en France continentale». *AVIS de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail.*
3. Bouyer J. (2015). Lutte intégrée contre les insectes vecteurs de maladies humaines et animales : Développer la lutte génétique. *Perspective santé, Cirad*; n°34.
4. CNEV. (2012). Surveillance et contrôle des *Culicoides* vecteurs de fièvre catarrhale du mouton en France métropolitaine : Analyse du cadre actuel de gestion et propositions d'amélioration. https://www.anses.fr/fr/system/files/CNEV-Ft-Mai2012-Rapport_surveillance_lutte_culicoides.pdf.
5. DGSV. (2020). Situation de la Bluetongue en Tunisie et dispositif national de lutte. Medivet et DGSV Webinar: Bluetongue et FCO: On en parle!, Tunisie.

6. Harrup L., Miranda M., Carpenter S. (2016). Advances in control techniques for *Culicoides* and future prospects. *Veterinaria italiana*; 52: 247-264.
7. Kardjadj M., Luka P.D. & Benmadhi M.H. (2016). Sero-epidemiology of bluetongue in Algerian ruminants. *African Journal of Biotechnology ;* 15: 868-871.
8. Lhor Y., Kyriaki N., Khayli M., Bouslikhane M., Fassi Fihri O. & El Harrak M. (2017). Bluetongue in Morocco 2004 to 2015: An Overview. *J Infect Dis Epidemiol*.; 3: 023. Vol. 3.
9. Mahmoud A. S., Savini G., Spedicato M., Monaco F., Carmine I., Lorusso A., Francesco T., Mazzei M., Forzan M., Eldaghayes I. & Dayhum A. (2019). Exploiting serological data to understand the epidemiology of bluetongue virus serotypes circulating in Libya. *Veterinary medicine and science*; 5(1) : 79–86.
10. Mehlhorn H., Schmahl G., Jochen D., Schumacher B. (2008). Butox® 7.5 pour on: a deltamethrin treatment of sheep and cattle: pilot study of killing effects on *Culicoides* species (Ceratopogonidae). *Parasitology research ;* 102: 515-518.
11. OIE, 2020. World Animal Health Information Database (WAHIS) Interface. https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Wahidhome/Home/indexcontent/newlang/en? (Accessed November 6, 2020).
12. ONSSA, fièvre catarrhale du mouton (blue tongue). http://www.onssa.gov.ma/fr/ (Accessed November 6, 2020).
13. Pirbright. (2020). Bluetongue virus. https://www.pirbright.ac.uk/bluetongue (accessed November 3, 2020).
14. Pons S. (2017). L'épizootie de fièvre catarrhale ovine (FCO) en France en 2015 : description et gestion sanitaire. These, Université CLAUDE-BERNARD - LYON I ; 126p.
15. Van Rijn P.A. (2019). Prospects of next-generation vaccines for bluetongue. Frontiers in Veterinary Science ; 6, 407.
16. Venail R., Mathieu B., Setier-Rio M.-L., Borba C., Alexandre M., Viudes G., Garros C., Allene X., Carpenter S., Baldet T., Balenghien T. (2011). Laboratory and Field-Based Tests of Deltamethrin Insecticides Against Adult Culicoides Biting Midges. Journal of Medical Entomology; 48: 351-357.
17. Venail R. (2014). Sensibilité aux insecticides et évaluation préliminaire des méthodes de lutte antivectorielle disponibles contre les *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) paléarctiques, vecteurs de virus émergents d'intérêt en santé animale. *PhD Thesis, Université de Montpellier* 2.
18. Viville J.-S. (2010). Efficacité d'un vaccin inactivé contre une inoculation d'épreuve A BTV-8 réalisée sur des béliers reproducteurs une semaine avant la période officielle de couverture vaccinale : étude clinique, virologique et impact sur la qualité de la semence. O.A.T.A.O. ; 86p.
19. Wilson A. J. & Mellor P. S. (2009). Bluetongue in Europe: past, present and future. Philosophical transactions of the Royal Society of London. *Series B, Biological sciences*; 364 (1530): 2669–2681.
20. Zientara S., MacLachlan N.J., Calistri P., Sanchez-Vizcaino J.M. & Savini G. (2010). Bluetongue vaccination in Europe. *Expert review of vaccines* ; 9: 989-991.
21. Zimmer J.-Y., Brostaux Y., Haubruge E. & Francis F. (2014). Larval development sites of the main *Culicoides* species (Diptera: Ceratopogonidae) in northern Europe and distribution of coprophilic species larvae in Belgian pastures. *Vet Parasitol*. ; 205: 676-686.

UOR Nord-Ouest

Avenue de l'environnement,
bâtiment de l'UTAP,
3ème étage, Jendouba

78 610 336

78 610 954

UOR Nord-Est

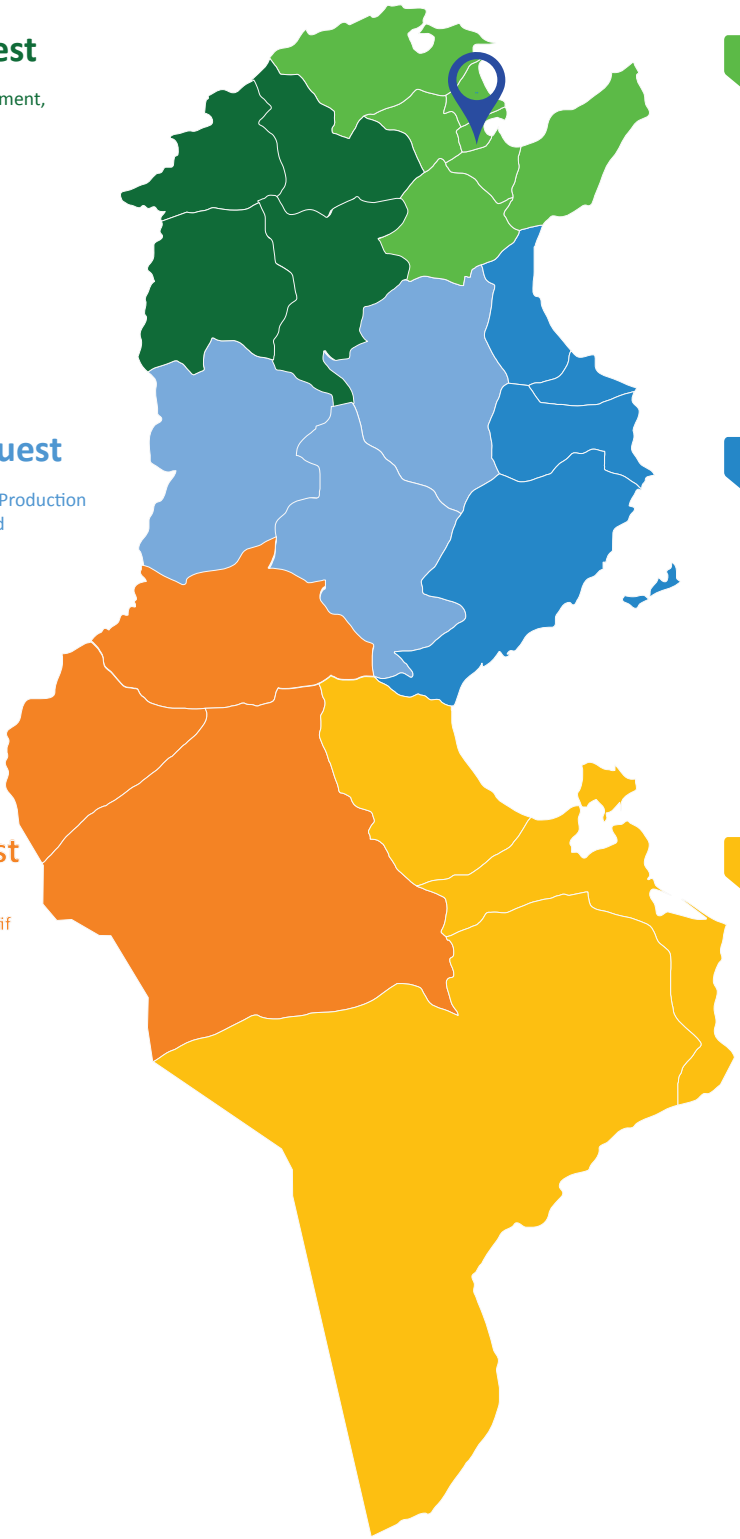
Arrondissement de la production animale Ben Arous

98 356 730

* Cellule Territoriale de Vulgarisation (CTV). Rue El Amrine - Menzel Bouzelfa, 8010

72 251 922

72 251 922



UOR Centre-Ouest

Arrondissement de la Production Animale de Sidi Bouzid

76 634 544

76 634 544

UOR Centre-Est

Commissariat Régional
du Développement Agricole,
Sidi Messoud, Hiboun
Mahdia 5119

98 644 576 I 52 800 715

UOR Sud-Ouest

Rue d'Indonésie,
logement administratif
4200 Kébili Nord

75 490 001

75 490 001

UOR Sud-Est

Avenue Habib Bourguiba
numéro 139 - Tataouine

75 851 194

75 851 194

Centre National de Veille Zoosanitaire
المركز الوطني لليقظة الصحية الحيوانية

38, Avenue Charles Nicolle
Cité Mahrajène
Tunis
1082

+ 216 71 849 812
+ 216 71 849 790

+ 216 71 849 855

www.cnvz.agrinet.tn

* Sous-unité Cap Bon