

Le directeur général

Maisons-Alfort, le 26 octobre 2017

## **NOTE d'appui scientifique et technique**

### **de l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail**

#### **relatif à l'évaluation de l'efficacité des produits biocides destinés à être utilisés pour la désinfection lors de dangers sanitaires**

---

*L'Anses met en œuvre une expertise scientifique indépendante et pluraliste.*

*L'Anses contribue principalement à assurer la sécurité sanitaire dans les domaines de l'environnement, du travail et de l'alimentation et à évaluer les risques sanitaires qu'ils peuvent comporter.*

*Elle contribue également à assurer d'une part la protection de la santé et du bien-être des animaux et de la santé des végétaux et d'autre part à l'évaluation des propriétés nutritionnelles des aliments.*

*Elle fournit aux autorités compétentes toutes les informations sur ces risques ainsi que l'expertise et l'appui scientifique technique nécessaires à l'élaboration des dispositions législatives et réglementaires et à la mise en œuvre des mesures de gestion du risque (article L.1313-1 du code de la santé publique).*

*Ses avis sont publiés sur son site internet.*

---

L'Anses a été saisie le 03 août 2015 par la Direction générale de l'alimentation (DGAL) pour la réalisation d'un appui scientifique et technique relatif à l'évaluation de l'efficacité des produits biocides destinés à être utilisés pour la désinfection des sites d'élevage reconnus infectés d'un des dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et de 2<sup>ème</sup> catégorie listés dans l'arrêté du 29 juillet 2013.

#### **1. CONTEXTE ET OBJET DE LA SAISINE**

L'arrêté du 29 juillet 2013 fixe les listes des dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et de 2<sup>ème</sup> catégorie auxquels sont exposés les animaux en s'appuyant sur les avis de l'Anses « Hiérarchisation de 103 maladies animales présentes dans les filières ruminants, équidés, porcs, volailles et lapins en France métropolitaine » du 12 juin 2012 et « Méthodologie de hiérarchisation des maladies animales ; application aux agents pathogènes exotiques pour la France métropolitaine » du 26 janvier 2012.

Les dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> catégorie regroupent des dangers qui, du fait de leur importance, requièrent, dans un but d'intérêt général, des mesures de prévention, de surveillance ou de lutte rendues obligatoires par l'autorité administrative. Les dangers sanitaires de 2<sup>ème</sup> catégorie regroupent les dangers sanitaires d'intérêt collectif règlementés ou devant faire l'objet d'un signalement à l'Organisation Mondiale de la Santé animale (OIE) ou à la Commission européenne, et les maladies faisant l'objet d'un programme collectif volontaire reconnu.

L'arrêté du 28 février 1957 (Annexe 1), relatif à la désinfection dans le cas de maladies contagieuses des animaux précise que les désinfectants « *utilisés contre les maladies contagieuses du bétail soumises à déclaration obligatoire ou contre celles qui font l'objet d'une prophylaxie collective organisée par l'Etat* » sont soumis à un agrément délivré par le Ministère en charge de l'agriculture. Pour bénéficier de cet agrément, les fabricants s'appuyaient sur des normes de l'Association Française de Normalisation (AFNOR) dans un premier temps puis progressivement du Comité Européen de Normalisation (CEN) au fur et à mesure de leurs publications afin de tester l'efficacité de leurs produits et le Ministère en charge de l'agriculture (DGAL) délivrait l'agrément après un avis de l'Agence Française de Sécurité Sanitaire des Aliments (AFSSA) sur chaque dossier. Ces normes ont aujourd'hui évolué, certaines ont été supprimées, d'autres remplacées et de nouvelles ont été créées.

D'autre part, dans le cadre du Règlement (UE) n°528/2012<sup>1</sup> (dit règlement biocides) concernant la mise à disposition sur le marché et l'utilisation des produits biocides, les produits biocides destinés à être utilisés pour la désinfection des sites d'élevage reconnus infectés d'un des dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et de 2<sup>ème</sup> catégorie listés dans l'arrêté du 29 juillet 2013, appartiennent :

- Au type de produit 3 (TP3) relatif à l'hygiène vétérinaire (produits utilisés pour l'hygiène vétérinaire et pour désinfecter les matériaux et surfaces associés à l'hébergement ou au transport des animaux) ;
- Au type de produit 4 (TP4) relatif aux surfaces en contact avec les denrées alimentaires et les aliments pour animaux (produits utilisés pour désinfecter les matériels, les conteneurs, les ustensiles de consommation, les surfaces ou conduits utilisés pour la production, le transport, le stockage ou la consommation de denrées alimentaires ou d'aliments pour animaux (y compris l'eau potable destinée aux hommes et aux animaux)) ;
- Au type de produit 5 (TP5) relatif à l'eau potable (produits utilisés pour désinfecter l'eau potable destinés aux hommes et aux animaux).

Les demandes d'autorisation de mise sur le marché de ces produits biocides en application du Règlement (UE) n°528/2012 sont adressées à l'Anses, qui évalue la conformité du produit aux conditions requises à l'article 19 du règlement sus-cité.

Dans ce contexte, il est demandé à l'Anses de répondre aux questions suivantes :

- *Question 1 : Considérant que ces normes européennes sont aujourd'hui reconnues au niveau international, indiquer si l'ensemble des dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et 2<sup>ème</sup> catégorie sont couverts dès lors que sont éliminés les micro-organismes mentionnés dans les normes. Sinon pourriez-*

<sup>1</sup> Règlement (UE) n°528/2012 du Parlement européen et du Conseil du 22 mai 2012 concernant la mise à disposition sur le marché et l'utilisation des produits biocides.

*vous indiquer, pour chaque norme, les micro-organismes d'essai additionnels qui permettraient de couvrir l'ensemble de ces dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et de 2<sup>ème</sup> catégorie, et/ou des conditions opératoires supplémentaires qui permettraient d'éliminer ces microorganismes lors des opérations de désinfection dans un foyer. La question des prions pourra être traitée séparément.*

Note : Les termes « additionnels » et « supplémentaires » ont été compris par les experts comme complémentaires c'est-à-dire devant s'ajouter aux exigences présentes dans les normes.

*- Question 2 : Concernant les désinfectants déjà autorisés, pourriez-vous déterminer la validité des agréments délivrés au regard des nouvelles normes ?*

Par ailleurs cette saisine comportait une troisième question liée plus spécifiquement à la désinfection des œufs à couver (OAC), qui a été gérée indépendamment des deux premières questions :

*- Question 3 : Pourriez-vous étudier les risques d'une utilisation de produits biocides de catégorie TP3 et/ou TP4 sur les œufs à couver et si ces derniers produits biocides ne sont pas autorisés pour le contact alimentaire, la nécessité d'une exclusion des œufs à couver de la consommation humaine ou animale.*

## 2. ORGANISATION DE L'EXPERTISE

Pour la première et deuxième question, les dangers sanitaires relatifs aux virus et aux bactéries ont été traités dans la note 1 de l'AST 2015-SA-0178, en date du 02/12/2016. La troisième question a été expertisée dans la note 2 du même AST. Pour la suite des questions 1 et 2, seuls les dangers sanitaires type protozoaires, helminthes, microsporidies et oomycètes faisant l'objet de traitements au moyen de biocides désinfectants (TP 1, 3, 4, 5) seront traités dans le présent document. Notons que le traitement des environnements contaminés par des insectes et acariens se fait au moyen de biocides relevant du TP 18 (insecticides, acaricides et produits utilisés pour lutter contre les autres arthropodes). Ces derniers ne seront donc pas abordés dans cette note. La question sur les prions est en cours d'expertise.

L'expertise a été réalisée dans le respect de la norme NF X 50-110 « Qualité en expertise - Prescriptions générales de compétence pour une expertise (mai 2003) ».

Les travaux d'expertise relatifs à la deuxième partie de la première question ont été présentés et validés, lors des réunions plénières du CES SABA du 12 Septembre et 10 Octobre 2017.

L'Anses analyse les liens d'intérêts déclarés par les experts avant leur nomination et tout au long des travaux, afin d'éviter les risques de conflits d'intérêts au regard des points traités dans le cadre de l'expertise.

Les déclarations d'intérêts des experts sont rendues publiques via le site internet de l'Anses ([www.anses.fr](http://www.anses.fr)).

### 3. ANALYSE ET CONCLUSIONS DU CES SABA

#### 3.1. Dangers sanitaires visés

Les dangers sanitaires eucaryotes de 1<sup>ère</sup> et 2<sup>ème</sup> catégorie répertoriés dans l'Arrêté du 29 Juillet 2013 sont au nombre de 13. Les dangers sanitaires faisant l'objet de traitements au moyen de biocides désinfectants (TP 1, 3, 4 et 5) sont présentés dans le

Tableau 1. On retrouve ainsi un oomycète, une microsporidie, cinq protozoaires et un helminthe. Ils sont tous des dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> catégorie à l'exception de *Trichinella* spp.

**Tableau 1 : Classification des dangers sanitaires eucaryotes de 1<sup>ère</sup> et 2<sup>ème</sup> catégorie selon l'Arrêté du 29 Juillet 2013.**

Danger sanitaire visé	Type de danger	Maladie	Espèces visées
<i>Aphanomyces invadans</i>	Oomycète	Syndrome ulcéreux épizootique *	Poissons exotiques des genres : Catla, Channa, Labeo, Mastacembelus, Mugil, Puntius et Trichogaster
<i>Nosema apis</i>	Microsporidie	Nosémose des abeilles *	Abeilles domestiques ( <i>Apis mellifera</i> )
<i>Bonamia exitiosa</i>	Protozoaire	Infection à <i>Bonamia exitiosa</i> *	Huîtres plates (australienne et du Chili)
<i>Bonamia ostreae</i>	Protozoaire	Infection à <i>Bonamia ostreae</i> *	Huîtres plates (européenne, australienne, du Chili, du Pacifique, asiatique et d'Argentine)
<i>Marteilia refringens</i>	Protozoaire	Infection à <i>Marteilia refringens</i> *	Huîtres plates (australienne, du Chili, européenne, d'Argentine) et moules (commune et méditerranéenne)
<i>Perkinsus marinus</i>	Protozoaire	Infection à <i>Perkinsus marinus</i> *	Huîtres japonaises et de l'Atlantique
<i>Mikrocytos mackini</i>	Protozoaire	Infection à <i>Mikrocytos mackini</i> *	Huîtres plates (européenne et du Pacifique), huîtres japonaises et de l'Atlantique
<i>Trichinella</i> spp.	Helminthe	Trichinellose	Toute espèce animale sensible

\* Dangers sanitaires antérieurement maladies réputées contagieuses n'ayant pas fait l'objet d'un avis de l'ANSES à l'époque de la publication de l'Arrêté.

### 3.2. Réponse à la question 1 de la saisine

Comme dans l'avis 2015-SA-0178, la question 1 de la saisine a été divisée en deux parties :

- A- *Les dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et de 2<sup>ème</sup> catégorie sont- ils couverts dès lors que sont éliminés les micro-organismes mentionnés dans les normes?*
  
- B- *Indiquer, pour chaque norme, les micro-organismes d'essai additionnels qui permettraient de couvrir l'ensemble de ces dangers sanitaires de 1<sup>ère</sup> et de 2<sup>ème</sup> catégorie, et/ou des conditions opératoires supplémentaires qui permettraient d'éliminer ces microorganismes lors des opérations de désinfection dans un foyer.*

#### 3.2.1. Méthodologie de travail

Afin de répondre à ces questions, les experts ont suivi le raisonnement illustré dans la Figure 1, en prenant en compte les critères suivants :

- présence du danger sanitaire visé et / ou de l'espèce hôte sur le territoire français ;
- persistance du danger sanitaire dans l'environnement extérieur, à au moins un stade de son cycle de développement ;
- pertinence du traitement du milieu (faisabilité, type de milieux : ouverts, sols, etc.).

Dans la suite de ce rapport, l'arbre décisionnel sera appliqué aux différents dangers sanitaires visés.

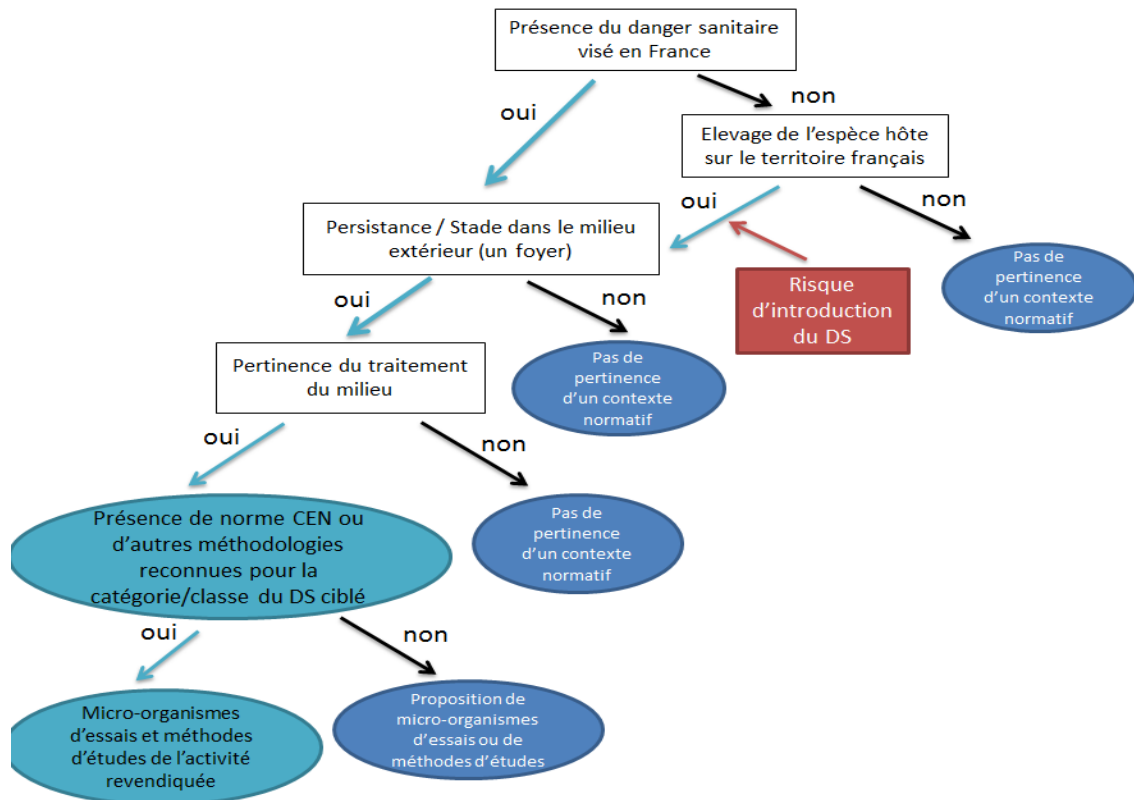


Figure 1 : Schéma décisionnel appliqué aux différents dangers sanitaires en vue de répondre aux questions posées

### 3.2.2. Les protozoaires

#### 3.2.2.1. Description et présence des dangers sanitaires en France

*Bonamia exitiosa*, *Bonamia ostreae*, *Marteilia refringens*, *Mikrocytos mackini* et *Perkinsus marinus* sont des parasites protozoaires des mollusques marins pouvant infecter les populations de bivalves d'élevage et sauvages. Pour chacun de ces parasites, l'observation de signes cliniques est délicate en raison de la nature de leur hôte (mollusque bivalve pourvu d'une coquille enveloppant leur corps). La mortalité est ainsi souvent le signe d'appel en cas d'infection du coquillage.

- *Bonamia ostreae* et *Bonamia exitiosa* appartiennent au phylum Haplosporidia au sein du super groupe Rhizaria. Ces deux parasites sont intracellulaires et infectent les hémocytes de différentes espèces d'huîtres plates en particulier *Ostrea edulis*<sup>2</sup> et *Ostrea chilensis*<sup>3</sup> (Arzul *et al.*, 2015). L'infection avec *B. ostreae* est généralement létale pour les différentes espèces d'huîtres

<sup>2</sup> Espèce présente en France

<sup>3</sup> Espèce absente en France

plates et elle peut entraîner des mortalités allant jusqu'à 90 % au sein de la population en élevage. Quelques signes macroscopiques non pathognomoniques de l'infection peuvent être observés tels qu'une indentation des branchies et une décoloration du manteau (Arzul *et al.*, 2015). *B. exitiosa* induit également des mortalités chez l'huître chilienne *O. chilensis* pouvant aller jusqu'à 80 % de la population en élevage (Cranfield *et al.*, 2005). En revanche, son impact sur l'huître plate européenne *O. edulis* n'a pas été évalué en raison de co-infections fréquentes avec *B. ostreae* (OIE, 2016).

- *Marteilia refringens* appartient au phylum des Cercozoa au sein du super groupe Rhizaria. Ce parasite est extracellulaire et cible préférentiellement les épithéliums digestifs des huîtres plates *Ostrea edulis* et des moules *Mytilus edulis*<sup>2</sup> et *M. galloprovincialis*<sup>2</sup>. Il a déjà été rapporté chez les palourdes *Chamelea gallina*<sup>4</sup> et *Solen marginatus*<sup>3</sup> ainsi que chez l'huître creuse *Crassostrea gigas*<sup>2</sup> (Carrasco *et al.* 2015). L'infection chez l'huître plate est souvent létale et la mort de l'animal survient le plus souvent une année ou deux après l'infection. Au sein d'une population infectée, le taux de mortalité peut atteindre 50 à 90 %. Chez les moules, le taux de mortalité est généralement moindre mais peut atteindre 40 % de la population infectée (OIE, 2016).

- *Mikrocytos mackini* appartient à l'ordre Mikrocytida au sein du super groupe Rhizaria. Ce parasite intracellulaire infecte les cellules du tissu conjonctif, parfois les cellules musculaires et les hémocytes des huîtres *Crassostrea gigas*<sup>2</sup>, *Ostrea lurida*<sup>4</sup> et *Crassostrea sikamea*<sup>4</sup>. Il peut expérimentalement infecter *Crassostrea virginica*<sup>4</sup> et *Ostrea edulis*. Ce parasite peut induire des pustules verdâtres au niveau du muscle adducteur postérieur, du manteau et des palpes labiaux rendant les huîtres non commercialisables. Le taux de mortalité lié à ce parasite au sein d'une population d'huîtres creuses *Crassostrea gigas*, infectée est compris entre 10 à 40 % (Abbott *et al.*, 2014).

- *Perkinsus marinus* appartient au phylum Perkinsozoa au sein du super phylum des Alveolates. Il peut être intracellulaire et extracellulaire infectant l'épithélium digestif, les tissus conjonctifs mais aussi les hémocytes. Il a été détecté chez les huîtres *Crassostrea virginica*, *C. gigas*, *C. ariakensis*<sup>4</sup>, *C. rhizophorae*<sup>4</sup>, *C. corteziensis*<sup>4</sup> mais aussi la mye *Mya arenaria*<sup>2</sup> ou l'espèce *Macoma balthica*<sup>2</sup> (Bower, 2013). L'infection est souvent létale pour l'huître creuse américaine *Crassostrea virginica* et la mort a lieu 1 à 2 ans après le début de l'infection. Le taux de mortalité lié à ce parasite au sein d'une population infectée d'huîtres creuses américaine peut atteindre 90 % (Burreson *et al.*, 1996). Ce parasite n'induit pas de mortalité chez les coquillages fouisseurs (*Mya arenaria*, *Macoma balthica*) (OIE, 2016).

Aucun de ces protozoaires n'est transmissible à l'Homme.

*Bonamia exitiosa*, *Bonamia ostreae* et *Marteilia refringens* sont présents dans certains pays européens avec des prévalences variables pouvant aller jusqu'à 100 % au sein d'une population naïve<sup>5</sup> : leur prévalence est très variable en fonction de la localisation, des espèces hôtes et de la saison.

- *Bonamia ostreae* a été détecté dans plusieurs pays européens : Espagne, Portugal, Italie, France, Belgique, Pays Bas, Danemark, et dans certaines zones du Royaume Uni

<sup>4</sup> Espèce probablement présente en France

<sup>5</sup> Naïve, premier contact de la population avec ce parasite

et d'Irlande. Il a également été détecté aux Etats Unis, Canada et Nouvelle Zélande. En Europe, la prévalence est plus élevée chez des individus de plus de deux ans et tend à augmenter à partir de l'automne pour atteindre un pic à la fin de l'hiver, début de printemps. Cette prévalence est variable selon les pays et les années et oscille par exemple chez l'huître plate *Ostrea edulis*, entre 2 et 37 % aux Pays-Bas (Engelsma *et al.* 2010) ou entre 2 et 22 % au Royaume Uni (Laing *et al.* 2014)

- *Bonamia exitiosa* a été détecté dans plusieurs pays européens : Espagne, Portugal, Italie, France, Croatie, Royaume Uni, Turquie. Il a également été détecté en Nouvelle Zélande, Australie et Tunisie. La prévalence de ce parasite n'est pas réellement connue en Europe (OIE 2016). En Espagne, elle a atteint 34 % en automne (Abollo *et al.*, 2008)

- *Marteilia refringens* a été détecté dans plusieurs pays européens : Espagne, Portugal, Italie, France, Croatie, Monténégro, Slovénie, Grèce, Suède, Norvège et Royaume Uni. Il a également été détecté sur les pourtours du bassin méditerranéen (Carrasco *et al.* 2015). La prévalence de ce parasite est plus élevée chez les individus de plus de deux ans. Le parasite se transmet et se développe lorsque la température est supérieure à 17 °C et la prévalence tend à présenter un pic à la fin de l'été (Berthe *et al.*, 2004). Cette prévalence peut aller de 5 % comme en Croatie (Zrncic *et al.* 2001) à 73 % en Espagne (Figueras *et al.*, 1993) chez la moule par exemple.

*Mikrocytos mackini* et *Perkinsus marinus* n'ont à ce jour jamais été détectés en Europe : le premier est présent au Canada (côte ouest) et aux Etats-Unis (côte ouest) (Abbott *et al.*, 2014), quant au deuxième, il a été détecté aux Etats-Unis (côte est) (Villalba *et al.*, 2004), au Mexique (Cáceres-Martínez *et al.*, 2008) et au Brésil (da Silva *et al.*, 2013).

### 3.2.2.2. Contexte d'élevage de la filière mollusque en France

La production conchylicole française repose principalement sur l'élevage des huîtres creuses (*Crassostrea gigas*) et des moules (*Mytilus edulis* et *Mytilus galloprovincialis*) avec respectivement 79 000 et 77 000 tonnes produites en 2012. Les productions d'autres coquillages (huîtres plates *Ostrea edulis*, coques *Cerastoderma edule*, palourdes *Ruditapes philippinarum* et *R. decussatus*) représentent des volumes largement inférieurs (Agreste Primeur 2015).

Les coquillages sont issus soit de l'élevage (i.e. conchyliculture) soit de la pêche. Les systèmes d'élevage conchylicole reposent essentiellement sur le captage de naissains (jeunes coquillages) dans le milieu naturel, à l'aide de supports nommés collecteurs, en période de reproduction des coquillages. Une reproduction artificielle peut également s'effectuer en conditions contrôlées, dans des installations spécialisées appelées écloséries/nurseries. Ces structures permettent d'approvisionner les conchyliculteurs en naissain toute l'année afin notamment, de dessaisonner une partie de la production et de s'affranchir des fluctuations annuelles de la reproduction. Une fois le naissain obtenu, différents itinéraires zootechniques peuvent être envisagés pour obtenir un coquillage de taille marchande le plus rapidement possible.

L'exploitation de coquillages se caractérise donc par une grande diversité des pratiques d'élevage, un conchyliculteur pouvant faire varier la localisation de chaque étape (captage dans



un secteur et croissance dans un autre), le mode d'élevage (en poches sur tables, à plat, sur filières, en casiers, etc.), les densités, les tris ou encore les manipulations en cours d'élevage (ANSES 2013).

Dans la majorité des cas, les coquillages sont élevés dans un milieu ouvert (mer) partagé par tous les conchyliculteurs et par des populations sauvages de coquillages. Cette particularité fait qu'il est difficile de contrôler l'environnement d'élevage et rend cette production particulièrement vulnérable aux maladies transmissibles qui sont l'un des principaux facteurs limitant le développement de la conchyliculture au niveau mondial. A cela s'ajoutent des pratiques et conditions d'élevage favorisant les risques d'introduction et de diffusion rapide d'un danger sanitaire d'une zone d'élevage à une autre.

### 3.2.2.3. Persistence dans l'environnement extérieur

A l'exception du cycle de *Marteilia refringens*, le cycle de ces protozoaires est simple, la transmission d'animal infecté à animal sain étant directe. De plus, la détection de *B. ostreae* et d'ADN de *B. exitiosa* dans des larves d'huîtres plates suggère qu'ils puissent être disséminés plus largement lors de la phase planctonique de la larve.

La survie de ces protozoaires en dehors de leurs hôtes bivalves n'est connue que pour *B. ostreae* (1 semaine) et *M. refringens* (2 à 3 semaines). En effet, *Marteilia refringens* présente un cycle hétéroxène : la transmission directe de bivalve à bivalve n'est pas possible et le copépode *Paracartia grani* semble intervenir comme hôte intermédiaire dans le cycle du parasite.

### 3.2.2.4. Pertinence du traitement du milieu

Afin d'éviter des épizooties en conchyliculture, peu d'alternatives sont disponibles pour protéger les mollusques en raison de leurs caractéristiques biologiques et des techniques d'élevages utilisées. En effet, l'élevage en milieu ouvert ne permet pas la mise en place de traitement ni de désinfection qui pourraient altérer l'environnement. Le traitement des coquillages et/ou de leur environnement n'est réellement concevable que lorsque l'élevage s'effectue en milieu clos et contrôlé, tel que les écloséries de coquillages. La prophylaxie ne peut être que sanitaire du fait de l'absence de réponse immunitaire spécifique et induite par des pathogènes chez les mollusques interdisant la mise en place de vaccination. Cependant, une prophylaxie sanitaire consistant en l'élimination des individus infectés ou la destruction des animaux morts est difficilement envisageable au regard des très grandes tailles de populations à gérer et de leur difficulté d'accessibilité. De plus, les cycles épidémiologiques des organismes pathogènes des coquillages comportent souvent des hôtes et des phases nageuses intermédiaires, limitant l'opportunité d'éliminer les coquillages pour maîtriser les maladies.

La réalisation d'un vide sanitaire dans une zone d'élevage est difficilement envisageable pour les mêmes raisons de difficultés d'accès aux animaux et de connexions hydrodynamiques entre les zones. Un vide sanitaire peut être en revanche appliqué dans les écloséries/nurseries. L'élevage en milieu partagé par tous les conchyliculteurs et les populations sauvages de coquillages limite également la mise en place de mesures de biosécurité au niveau individuel de l'exploitation. En effet, chaque conchyliculteur dépend de son voisin car les concessions conchyloles sont

contiguës les unes aux autres et aucun cloisonnement n'est possible. Seules les exploitations délocalisées à terre, telles que les écloseries-nurseries, peuvent faire l'objet de mesures de biosécurité (ANSES 2013). Ainsi, peu de solutions sont envisageables une fois qu'une maladie est établie dans une zone ; les stratégies de lutte préventives sont donc préférables aux stratégies curatives. Pour protéger la santé et la production conchylicoles, la priorité est donc de prévenir l'introduction d'une maladie et sa diffusion et c'est l'enjeu du dispositif français de surveillance des maladies des coquillages. Une fois la maladie introduite, les issues possibles reposent principalement sur des modifications de la zootechnie ou sur la sélection de populations présentant une certaine tolérance ou résistance aux maladies susceptibles de les affecter (Lupo *et al.* 2012).

Au final, en conchyliculture, seules les exploitations délocalisées à terre telles que les écloseries/nurseries et le matériel utilisé pour le transport, la pêche et la gestion d'un parc conchylicole peuvent faire l'objet de mesures de biosécurité. L'utilisation de produits biocides est donc limitée à ces catégories. Les écloseries/nurseries utilisent de façon préventive (Agreste 2015) des traitements à action large contenant des principes actifs tels que le peroxyde d'hydrogène, les ammoniums quaternaires pour désinfecter le matériel d'élevage. Les écloseries et nurseries utilisent de tels produits pour les pédiluves, la désinfection des bacs d'élevages et du matériel etc. mais aucun n'a une indication spécifique de lutte contre les maladies des mollusques. Le traitement de l'eau est essentiellement réalisé par une filtration et un traitement par rayonnement ultraviolet (UV). Lors d'observation d'un foyer infectieux dans ces structures, généralement, les lots de mollusques affectés sont détruits, les bacs nettoyés et désinfectés et un vide sanitaire peut être réalisé. Concernant le matériel de pêche ou de transport, ils font généralement l'objet d'un nettoyage à l'eau douce car il est supposé que l'eau douce peut détruire les agents infectieux marins mais cela n'a été démontré scientifiquement que pour peu d'agents infectieux dont les parasites protozoaires *Bonamia ostreae* (Arzul *et al.* 2009) et *Perkinsus marinus* (Bushek *et al.* 1997).

En conclusion, il paraît difficile de mettre en place des tests d'essais de molécules biocides étant donné que chez les mollusques bivalves, aucune lignée cellulaire n'existe et il est impossible de cultiver ces parasites. Des essais de cohabitation<sup>6</sup> pourraient être faits uniquement sur des coquillages vivants et uniquement avec le parasite *Bonamia* qui a une transmission directe. Cependant, le cycle du parasite n'est pas totalement connu et, si aucune mortalité n'est observée lors de ces essais, cela ne signifie pas que le parasite n'a pas été transmis. Actuellement, il n'existe pas de méthode permettant de montrer que le parasite détecté dans les coquillages est vivant ou non (certaines sont en cours de développement basées sur la détection de l'ARN du parasite).

Pour *Marteilia*, actuellement aucun essai expérimental n'est possible car ce parasite a une transmission indirecte impliquant probablement un ou plusieurs hôtes intermédiaires. La totalité du cycle n'est pas connu et à ce jour et il n'a jamais été possible de reproduire le cycle parasitaire expérimentalement.

---

<sup>6</sup> Animaux infectés traités et animaux non traités infectés versus des animaux non infectés et observation des mortalités associées

En conclusion, les protozoaires présents en France *Bonamia ostreae*, *B. exitiosa* et *Martelia refringens* peuvent persister dans l'environnement d'un foyer. Le contexte d'élevage des espèces hôtes (*Ostrea edulis*, *Mytilus edulis* et *M. galloprovincialis*), en milieu ouvert, ne permet pas l'utilisation de traitement biocides. Il en est de même pour *Mikrocytos mackini* et *Perkinsus marinus*, protozoaires non présents en France et qui peuvent infecter les espèces suivantes présentes en France : *Crassostrea gigas* et *O. edulis* pour *M. mackini*, et *Crassostrea gigas*, *Mya arenaria* et *Macoma balthica* pour *P. marinus*. L'utilisation de produits biocides est donc limitée aux écloseries/nurseries. Aujourd'hui une seule écloserie produit *O. edulis* en France. En 2012, 62 écloseries et nurseries étaient recensées en France produisant *Crassostrea gigas* (espèce produite dans la majorité des écloseries/nurseries en France)<sup>7</sup>. Ces exploitations utilisent des traitements à action large pour désinfecter le matériel d'élevage. Cependant, ils n'agissent pas spécifiquement contre les protozoaires cités ci-dessus.

Il est difficile de tester l'efficacité de molécules biocides vis-à-vis de ces agents protozoaires ou de mettre au point des méthodes d'analyses car ces organismes ne sont pas cultivables *in vitro*. Il n'existe pas non plus des micro-organismes d'essais additionnels, qui auraient les mêmes caractéristiques biologiques que les protozoaires cibles et qui pourraient être cultivés *in vitro*.

### 3.2.3. *Aphanomyces invadans*

#### 3.2.3.1. Description et présence du danger sanitaire en France

*Aphanomyces invadans* appartient à la classe des oomycètes. Cette classe comprend également des genres comme *Bremia*, *Peronospora*, *Phytophthora*, *Plasmopara* et *Pseudoperonospora*, responsables de maladies cryptogamiques connues sous le nom de mildiou. Les oomycètes ont en commun avec les champignons la présence d'hyphes et la production de spores, mais se différencient notamment par la composition de la paroi, cellulosique pour les oomycètes et chitinique pour les champignons. Les oomycètes sont maintenant classés parmi les Chromista du fait de la présence de zoospores asexuées biflagellées et de l'utilisation de laminarine comme substance de réserve. Ils ne doivent pas être considérés comme des champignons (règne des Fungi).

*Aphanomyces invadans* est le principal agent responsable du syndrome ulcératif épizootique (SUE) des poissons. Cette épizootie saisonnière non transmissible à l'Homme est toutefois considérée d'étiologie complexe. En effet, les lésions ulcérales qu'elle provoque sont souvent colonisées, probablement de façon secondaire, par des parasites ou des bactéries. Le SUE peut affecter de nombreuses espèces de poissons, sauvages ou élevées en eau douce ou en zone estuarienne. Initialement identifiée au Japon dans les années 70, la maladie s'est ensuite étendue à toute l'Asie et à l'Australie, continents où elle est maintenant enzootique. A ce jour, plus de 20 pays et quatre continents sont touchés, dont l'Afrique et l'Amérique du Nord (OIE, 2016). Jusqu'à présent, la maladie a été seulement observée aux faibles latitudes, et la France

<sup>7</sup> Source : Agreste 2015

ne figure pas parmi les pays affectés, que ce soit en métropole ou en Outre-Mer. Il n'est cependant pas exclu qu'*A. invadans* puisse s'adapter aux conditions environnementales des zones tempérées européennes, au moins durant les mois d'été (Oidtmann *et al.*, 2008). L'Anses indique, dans son avis 2013-SA-0049C relatif à la hiérarchisation des dangers sanitaires exotiques ou présents en France métropolitaine chez les poissons d'élevage (ANSES 2013), qu'il « demeure incertain d'envisager le potentiel de diffusion d'*A. invadans* sur notre territoire », mais il est précisé que des évolutions liées au changement climatique sont à anticiper. Dans cet avis, la probabilité de l'introduction d'*A. invadans* est considérée comme élevée, ce qui se traduit par un DC0 de 0,9. La prudence est donc requise pour éviter l'introduction d'*A. invadans*, notamment via l'importation de poissons vivants issus de zones infectées.

#### 3.2.3.2. Persistance dans l'environnement extérieur

La survie d'*Aphanomyces invadans* hors de l'hôte est mal connue (OIE, 2016). Il n'existe pas de méthode d'isolement des zoospores enkystées (forme adoptée en l'absence de substrat adéquat) présentes dans les bassins d'élevage des poissons. De ce fait, la durée de survie de ces zoospores hors des poissons est inconnue. Une survie d'au moins 19 jours a toutefois été observée *in vitro* (Lilley, 2001).

#### 3.2.3.3. Contexte d'élevage des poissons cibles

Dans la liste des espèces visées par ce danger sanitaire de première catégorie, seuls des poissons exotiques sont mentionnés. Certains sont élevés pour la consommation (notamment les genres *Labeo* et *Catla*), d'autres sont plutôt des poissons ornementaux, mais aucun ne fait, *a priori*, l'objet d'élevage sur le territoire français. Il faut cependant noter que la truite Arc-en-Ciel (*Oncorhynchus mykiss*), espèce représentant de loin la production majeure de poissons d'élevage en France, figure parmi les 94 espèces chez lesquelles des infections naturelles à *A. invadans* ont été observées (OIE, 2016). Des infections expérimentales de truites Arc-en-ciel par voie intramusculaire ont toutefois montré une sensibilité modérée de cette espèce à *A. invadans* (Oidtmann *et al.*, 2008). En revanche, la même étude montre une grande sensibilité du poisson-chat européen (*Ameiurus melas*), espèce présente dans les cours d'eau français et qui pourrait donc jouer le rôle de vecteur de propagation et/ou de réservoir à *A. invadans*.

#### 3.2.3.4. Pertinence du traitement du milieu extérieur

D'après l'OIE (2016), le séchage au soleil et le chaulage des bassins d'élevage, avant leur empoissonnement, sont des méthodes simples et efficaces d'inactivation d'*A. invadans*. En revanche, il n'existe pas, à l'heure actuelle, de méthode réellement efficace de traitement des poissons déjà infectés par *A. invadans*. Quelques traitements prophylactiques, notamment à base de chaux ou de sel, permettent tout au plus de limiter les pertes. Ces traitements sont par ailleurs délicats à appliquer car les doses efficaces varient selon l'espèce traitée et la qualité de l'eau (Lilley, 2001). Les désinfectants chimiques généraux (sans plus de précisions dans le document OIE) sont également efficaces pour détruire toutes les formes d'*A. invadans* pouvant contaminer les piscicultures.

### 3.2.3.5. Méthodes d'études de l'activité revendiquée et micro-organismes d'essais

Compte-tenu de ressemblances morphologiques, les oomycètes ont longtemps été considérés à tort comme des champignons. Ceci explique que les biocides utilisés pour lutter contre les mildious (maladies des plantes provoquées par des oomycètes) sont encore souvent qualifiés improprement de fongicides. Néanmoins, très peu d'études permettent de comparer les activités de biocides sur des champignons et sur des oomycètes, en particulier sur *A. invadans*. De plus, l'effet fongicide (normes EN 1657 et EN 16438) de produits biocides est testé sur *Aspergillus brasiliensis* (ATCC 16404) et *Candida albicans* (ATCC 10231) qui sont des organismes appartenant au règne des Fungi, division des Ascomycota.

Des études *in vitro* ont quantifié l'effet de différentes molécules chimiques sur le cycle de développement d'*A. invadans* (Campbell *et al.*, 2001). Parmi ces molécules, le vert malachite a été décrit comme la plus efficace (Lilley, 2001). La concentration minimale de vert malachite permettant d'inactiver le mycélium pour un temps de contact de 1 h a été de 1 mg/L. Il a été montré que des concentrations de 100 mg/L de vert malachite permettent de réduire la croissance de *C. albicans* de 50 %, tandis que des concentrations de 400 mg/L assurent la décroissance de 2 log de la population (Dhamgaye *et al.*, 2012). La comparaison entre ces deux études est délicate dans la mesure où les méthodes utilisées ne sont pas les mêmes. Elle suggère néanmoins que *A. invadans* est plus sensible au vert malachite que *C. albicans*. Toutefois, les réponses testées ainsi que les méthodes utilisées ne sont pas les mêmes entre les deux études. En revanche, une même étude a comparé l'effet de l'eau de javel sur trois oomycètes *Phytophthora infestans*, *Phytophthora cactorum*, *Pythium aphanidermatum* et sur deux champignons *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani* (Cayanan *et al.*, 2009). Les concentrations d'eau de javel assurant la destruction des trois oomycètes étaient comprises entre 0,3 et 2 mg/L pour des temps d'application compris entre 3 et 6 min, alors que pour les deux champignons ces valeurs étaient comprises entre 12 et 14 mg/L pour des temps compris entre 6 et 12 min. Ces résultats suggèrent que les oomycètes sont plus sensibles à l'eau de javel que les champignons, mais ni *A. invadans*, ni *C. albicans*, ni *A. brasiliensis* n'ont été testés.

En l'absence d'étude comparative de l'effet de molécules fongicides entre *A. invadans* d'une part, *C. albicans* et *A. brasiliensis* d'autre part, il n'est pas possible d'affirmer qu'une molécule efficace sur *C. albicans* et *A. brasiliensis* l'est aussi sur *A. invadans*. De plus, l'efficacité d'une molécule sur les champignons et sur les oomycètes dépend de son site d'action. Par exemple, les fongicides responsables de l'inhibition de la biosynthèse des stérols qui sont efficaces sur les champignons, ne le sont pas sur les oomycètes. En revanche, les carbamates responsables de l'inhibition de la biosynthèse des microtubules impliqués dans la mitose sont efficaces sur les champignons et les oomycètes (Legrève, 2017).

Considérant que, d'une part *A. invadans* est un oomycète et non un champignon, et d'autre part qu'il n'existe pas d'études comparant dans les mêmes conditions l'effet des substances actives biocides sur cet oomycète et sur *A. brasiliensis* et *C. albicans*, un effet fongicide observé sur ces deux champignons ne peut donc pas être extrapolé sur *A. invadans*. Ainsi, pour s'assurer de l'efficacité d'un produit biocide sur *A. invadans*, des tests doivent être réalisés, selon les méthodes des normes citées ci-dessus (EN 1657 et EN 16438), sur au moins une souche de cet oomycète, dont la culture en laboratoire ne pose pas de problème particulier. Il pourrait s'agir par exemple de la souche de référence *A. invadans* NJM9701 (Oidtmann *et al.*, 2008). On peut toutefois s'interroger sur la pertinence de rechercher des molécules actives sur *Aphanomyces invadans* dans la mesure où les procédures de désinfections « classiques » des bassins d'élevage sont efficaces.

Bien que le SUE soit un danger déclassé peu avant 2013 par l'Union Européenne et absent aussi bien en France métropolitaine qu'Outre-Mer, une surveillance de cette maladie pourrait être mise en place notamment pour la truite Arc-en-ciel qui y est sensible (ANSES, 2013). En effet, dans l'avis ANSES 2013-SA-0049C, la probabilité d'introduction d'*A. invadans* est estimée comme élevée (DC0=0,9), les experts « doutant du caractère encore exotique de la maladie »<sup>8</sup>. Par ailleurs, l'importation de poissons vivants issus de zones contaminées doit faire l'objet d'une attention particulière, afin d'éviter une contamination des élevages locaux.

### 3.2.4. *Nosema apis*

#### 3.2.4.1. Description et présence du danger sanitaire en France

Les microsporidies constituent un groupe d'eucaryotes unicellulaires apparentés aux champignons. Ce sont des parasites intracellulaires obligatoires, à très large spectre d'hôtes, à l'origine de pathologies appelées microsporidioses. La première espèce décrite par Louis Pasteur fut *Nosema bombycis* l'agent de la pébrine, une maladie du ver à soie qui décima les élevages et provoqua la ruine de l'industrie de la soie en Europe à la fin du XIX<sup>e</sup> siècle. Depuis, plus de 1 500 espèces microsporidiennes, appartenant à 187 genres différents, ont été identifiées causant des infections chez de nombreux organismes invertébrés et vertébrés, avec une prédominance chez les insectes et les poissons (Vavra *et al.*, 2013). Certaines microsporidies sont ainsi à l'origine de pertes économiques conséquentes en apiculture et en aquaculture, notamment dans les élevages de saumons et de crevettes. Plusieurs espèces sont également responsables de diverses infections chez les mammifères, y compris l'Homme. Chez l'Homme, les microsporidies sont principalement reconnues comme des agents pathogènes opportunistes, entraînant des infections intestinales, oculaires, musculaires ou disséminées (Didier, 2005).

Les caractères structuraux et la biologie des microsporidies étant uniques, leur parenté phylogénétique avec d'autres organismes a été constamment débattue depuis leur découverte.

<sup>8</sup> Sans qu'il soit fait mention des poissons d'ornement

Les microsporidies furent longtemps considérées comme des eucaryotes primitifs car dépourvues d'organites (mitochondries, peroxyosomes) considérés comme quasi-universels chez les eucaryotes (Cavalier-Smith, 1987). Si les premières phylogénies moléculaires ont d'abord étayé cet ancien postulat, la prise en compte d'un plus grand nombre de gènes a permis de replacer ces parasites dans un groupe apparenté aux champignons (Thomarat *et al.*, 2004 ; Didier *et al.*, 2006; Keeling, 2009).

Deux espèces microsporidiennes du genre *Nosema* sont associées à la nosérose des abeilles. L'espèce initialement décrite au début du XX<sup>ème</sup> siècle fut nommée *Nosema apis* Zander. Elle s'attaque aux cellules de l'épithélium intestinal de l'insecte et provoque une nosérose aiguë caractérisée par des traces de diarrhées dans les ruches et pouvant réduire l'espérance de vie des colonies. Une nouvelle espèce, nommée *Nosema ceranae*, a été mise en évidence plus récemment. Parasite de l'abeille asiatique *Apis cerana*, *N. ceranae* aurait colonisé l'abeille domestique *Apis mellifera* (Martin-Hernandez *et al.*, 2007) et est désormais l'espèce majoritairement retrouvée en France. Actuellement, seule la nosérose à *Nosema apis*, devenue rare, est classée en danger sanitaire de première catégorie (AM du 29 juillet 2013).

#### 3.2.4.2. Pertinence du traitement du milieu extérieur

La recherche de substances anti-microsporidiennes se heurte à de nombreuses difficultés en raison de la localisation intracellulaire du parasite et de la résistance du stade infectieux caractérisé par la présence d'une paroi très épaisse. Le traitement se fait en premier lieu en curatif. Ainsi, deux principales molécules sont utilisées : l'albendazole, un antiparasitaire de la classe des benzimidazolés, qui se lie aux sites sensibles à la colchicine de la  $\beta$ -tubuline inhibant ainsi la polymérisation des microtubules nécessaire au maintien du cytosquelette (MacDonald *et al.*, 2004). La seconde molécule est la fumagilline, un antibiotique produit par le champignon filamenteux *Aspergillus fumigatus*, qui a pour principale cible l'enzyme méthionine aminopeptidase de type II (Zhang *et al.*, 2005). Une formulation à base de fumagilline (Fumidil B<sup>®</sup>) administrable dans le sirop existe depuis le début des années 1950 pour lutter contre la nosérose des abeilles. Ce traitement durant l'automne de colonies infectées par *N. ceranae* réduit significativement la charge parasitaire lors du printemps suivant (Williams *et al.*, 2008). De nombreux pays dans le monde utilisent toujours la fumagilline pour contrôler la nosérose. Cependant, le traitement des colonies d'abeilles avec cet antibiotique est interdit dans l'Union Européenne à cause de l'absence de limite maximale de résidus (LMR) définie dans le miel (Fries, 2010; Higes *et al.*, 2010) et de ses effets toxiques potentiels sur l'abeille (van den Heever *et al.*, 2014). Depuis quelques années, plusieurs traitements alternatifs ont été testés, l'itraconazole, les acides acétiques et benzoïques, le thymol, le resveratrol ou encore des extraits d'*Artemisia* (Forsgren *et al.*, 2005; Maistrello *et al.*, 2008; Pohorecka, 2004; Porrini *et al.*, 2010) mais ces traitements n'ont montré qu'une faible réduction du nombre de parasites.

Afin de tester des biocides contre *Nosema* une approche consiste à traiter les spores par des molécules biocides. Ensuite le pouvoir infectieux des parasites peut être évalué en mettant les spores microsporidiennes au contact de lignées cellulaires. Ces protocoles peuvent être assez longs et difficiles à mettre en place. Actuellement il n'y a aucun système qui permette de cultiver *in vitro* *Nosema apis* et/ou *N. ceranae*. De plus, l'utilisation de molécules biocides dans les

ruches pourrait perturber le microbiome des colonies. Seule une bonne gestion de l'activité apicole pourrait dans certains cas prévenir l'évolution de la nosérose à travers, par exemple, le remplacement des cadres et des reines de colonies infectées (Higes *et al.*, 2010 ; Botías *et al.*, 2011). Pour diminuer les risques de nosérose, il est également conseillé d'éviter les expositions trop ombragées et les endroits humides, de mettre en hivernage assez tôt, d'éviter le miellat et les nourrissements trop tardifs, de désinfecter régulièrement le matériel.

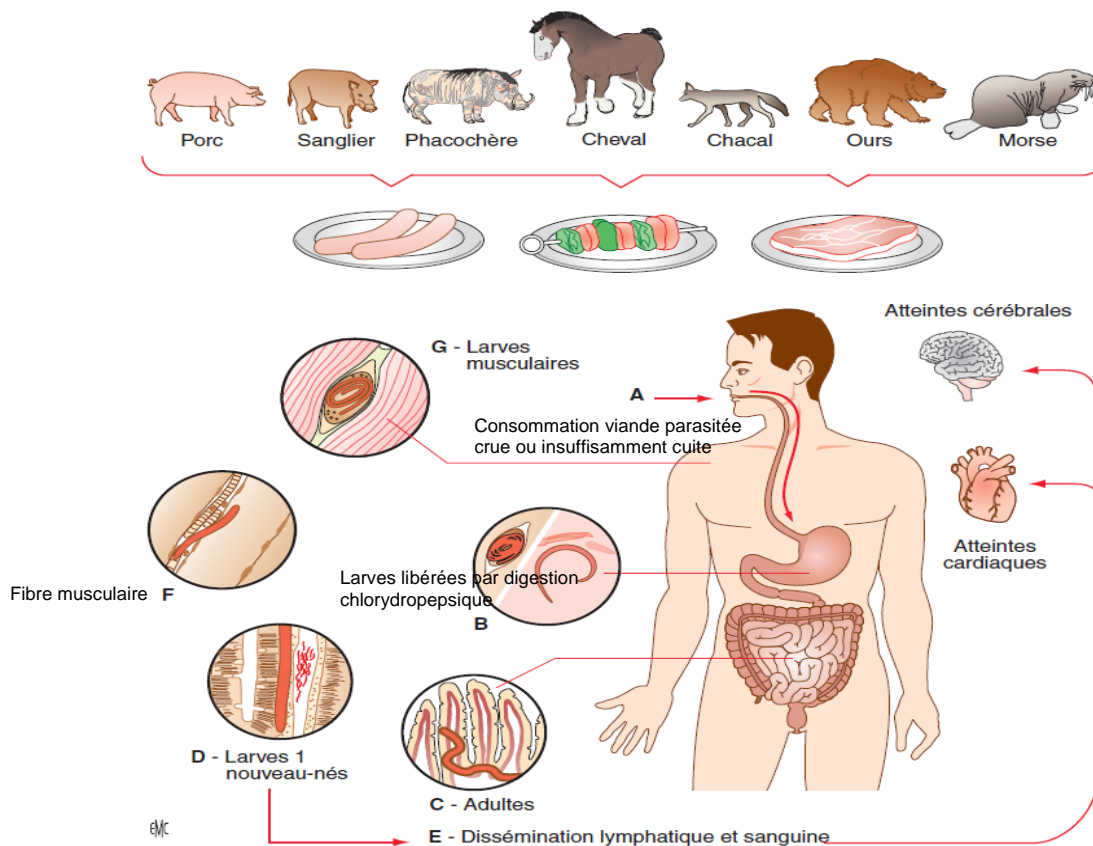
**En conclusion, *Nosema apis* est un danger sanitaire présent en France qui, grâce à la formation de spores de petite taille (quelques  $\mu\text{m}$ ), peut persister dans l'environnement pendant de très longs mois. Actuellement, il n'y a aucune molécule biocide permettant de détruire les spores de microsporidies présentes dans l'environnement. Dans le cas où des biocides devaient être testés, les protocoles peuvent être longs et difficiles à mettre en place, d'autant plus qu'il n'existe pas de méthodes permettant de cultiver *in vitro* *Nosema apis* et/ou *N. ceranae*. Une désinfection des ruches à la flamme à l'aide d'un chalumeau est efficace pour détruire les spores résistantes. Au vu de ces éléments et en l'absence d'une norme CEN ou autre permettant de revendiquer une activité anti-microsporidienne, il n'apparaît pas pertinent d'aller plus loin dans la réponse à la question 1 concernant ce danger sanitaire en proposant des micro-organismes d'essais ou des méthodes d'études.**

### 3.2.5. *Trichinella* spp.

#### 3.2.5.1. Description et présence du danger sanitaire en France

*Trichinella* spp. est un nématode responsable de la trichinellose chez l'homme. Cette zoonose a pour origine la consommation de viande peu ou pas cuite infestée par des larves musculaires de *Trichinella*. Le cycle du parasite est résumé dans la Figure 2.





**Figure 2 : Cycle biologique de *Trichinella* chez l'Homme et principales sources de contamination (Dupouy-Camet *et al.* 2015). Les lettres A à G représentent les différentes étapes du cycle du parasite.**

Ce cycle ne comprend aucun stade libre dans l'environnement. A température ambiante, la survie des larves dans les cadavres d'animaux dépend de l'espèce considérée. La résistance à la congélation varie en fonction de l'espèce de *Trichinella* et de l'espèce-hôte, de l'âge des larves et du couple temps/température (Anses, 2017).

La distribution du genre *Trichinella* est cosmopolite et son spectre d'hôtes est très large. Huit espèces et trois génotypes ont été décrits. *T. spiralis* et *T. britovi* sont les plus prévalentes en Europe, la première étant plutôt adaptée aux suidés, la seconde aux carnivores (Pozio *et al.* 2009). Ces deux espèces circulent en France.

Deux cycles d'infestation peuvent être décrits. Le cycle domestique est lié à des pratiques d'élevage du porc à risque élevé (alimentation des porcs par des restes de repas contenant potentiellement des restes d'autres porcs, exposition non intentionnelle à des carcasses de porcs ou à de la faune sauvage infestée par du pâturage libre). Le cycle sylvaque se déroule au sein de la faune sauvage. En France, *Trichinella* spp. a principalement été identifié dans la faune sauvage (*T. britovi*) (Anses, 2017). Chez le porc domestique, une détection ponctuelle de *T. spiralis* lors d'un auto-contrôle a eu lieu en 2007 chez un porc élevé en conditions hors-sol (Anses, 2017). Enfin, un foyer de *T. britovi* est décrit dans les îles méditerranéennes et en particulier en Corse (Anses, 2017).

### 3.2.5.2. Contexte de l'élevage porcin français en plein air (filière à risque)

La part de l'élevage plein air dans la filière porcine française est difficile à évaluer mais est vraisemblablement très minoritaire, à l'exception de certaines régions comme la Corse. D'après les données d'effectifs utilisées par Marcé *et al.* (2015) pour établir le bilan de la surveillance de la maladie d'Aujeszky en France métropolitaine et dans l'île de la Réunion en 2014, environ 2 438 élevages de porcs en plein-air étaient recensés au premier trimestre 2015. Ce chiffre est à comparer aux données du dernier recensement agricole de 2010, 22 300 élevages détenteurs de porcs y étaient recensés (toutes tailles de cheptels confondues), ce qui conduit à estimer le pourcentage d'élevages en plein-air à environ 10% (Agreste Primeur, 2013). A l'inverse, en Corse, 97% des élevages porcins pratiquent le plein-air intégral tout au long de l'année (Relun *et al.*, 2015).

### 3.2.5.3. Pertinence du traitement du milieu extérieur

La lutte contre la trichinellose en France repose sur l'utilisation de pratiques d'élevage prévenant l'infestation des animaux (d'après l'arrêté ministériel (AM) du 13 avril 2007, version consolidée au 8 juin 2017<sup>9</sup> : contrôle de l'alimentation, pas de contact avec la faune sauvage, dératisation, élimination rapide des cadavres de porc), ces pratiques étant contrôlées lors de la visite sanitaire porcine qui vise principalement le risque Trichine (CGAAER<sup>10</sup>, 2016 et AM du 24 septembre 2015<sup>11</sup>). La prévention de l'infestation humaine s'appuie sur la recherche de la présence de larves L1 musculaires à partir de prélèvements musculaires de localisation et de masse variables réalisés sur un nombre variable d'animaux (prélèvement systématique ou échantillonnage) en fonction de l'espèce animale concernée (porc, cheval, sanglier) et du mode d'élevage pour les porcs (plein-air ou hors-sol) (Vallée *et al.*, 2016). Pour les sangliers, le contrôle est obligatoire si la viande est destinée à la commercialisation et fortement recommandé pour une consommation dans le cercle familial. Entre 1999 et juin 2016, ce système de surveillance a permis d'identifier deux carcasses de chevaux, 29 carcasses de porcs et quatre carcasses de sangliers infestées.

L'AM du 13 avril 2007 décrit les mesures de gestion des cas de trichinellose chez les porcins (porcs domestiques, sangliers et leurs croisements). L'ensemble des porcins présents sur un site d'élevage où un porc infesté de trichine a été identifié sont considérés comme potentiellement infestés et devront faire l'objet d'une recherche de trichines au moment de leur abattage, de même que tous les porcins nés ou introduits sur le site d'élevage dans les 12 mois qui suivent la découverte du cas. Aucun de ces porcs (présents, nés ou introduits dans les 12 mois) ne peut être cédé à un autre site d'élevage (sauf dérogation). Au moment de leur abattage, ces porcs sont acheminés directement à l'abattoir sous laissez-passer. Une vérification de la conformité

<sup>9</sup> <https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=LEGITEXT000006056063>; consulté le 03/10/2017

<sup>10</sup> Conseil général de l'alimentation, de l'agriculture et des espaces ruraux

<sup>11</sup> <https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000031273494&categorieLien=id>, consulté le 03/10/2017

des pratiques d'élevage en vue de la prévention de la trichinellose (décrites en annexe de l'arrêté) est effectuée avant la levée de l'arrêté préfectoral portant déclaration d'infection.

**Le danger sanitaire *Trichinella* spp. est présent en France. Le cycle d'infestation ne comprend pas de stade parasitaire libre dans l'environnement. Les mesures de prévention reposent sur de bonnes pratiques d'élevage, la visite sanitaire porcine et la surveillance de l'infestation des carcasses. Aucune mesure de désinfection n'est indiquée pour la prévention ou la gestion du danger sanitaire *Trichinella* spp en élevage, le risque se situant au niveau des carcasses et non dans l'environnement. Au vu de ces éléments cités, il n'apparaît donc pas pertinent d'aller plus loin dans la réponse à la question 1 concernant ce danger sanitaire en proposant des micro-organismes d'essais ou des méthodes d'études.**

### 3.3. Conclusions et recommandations du CES SABA

A l'exception d'*Aphanomyces invadans*, il n'existe pas de normes CEN ou autre méthodologie pour les dangers sanitaires eucaryotes étudiés dans cette note. Les experts ont donc considéré les critères suivants pour évaluer l'applicabilité de la question aux dangers sanitaires visés : présence du danger sanitaire/ou de l'espèce hôte sur le territoire français, persistance du danger sanitaire dans l'environnement extérieur, pertinence du traitement du milieu.

Concernant, les protozoaires *Bonamia ostreae*, *B. exitiosa*, *Martelia refringens*, *Mikrocytos mackini* et *Perkinsus marinus*, le contexte d'élevage des espèces hôtes en milieu ouvert ne permet pas l'utilisation de traitements biocides hormis dans le cas très restreint des écloseries/nurseries. Ces exploitations utilisent des produits à action large pour désinfecter le matériel d'élevage. Cependant, ils n'agissent pas spécifiquement contre les protozoaires cités ci-dessus. Il est donc difficile de tester l'efficacité de molécules biocides vis-à-vis des agents protozoaires ou de mettre au point des méthodes d'analyses car ces organismes ne sont pas cultivés à l'échelle du laboratoire, d'autant qu'il n'existe pas de système qui permette de cultiver *in vitro* les mollusques bivalves.

Concernant l'oomycète *Aphanomyces invadans*, très peu d'études permettent de comparer les activités de biocides sur des champignons et sur des oomycètes, en particulier sur ce danger sanitaire. L'effet fongicide (normes EN 1657 et EN 16438) des produits biocides est testé sur *Aspergillus brasiliensis* (ATCC 16404) et *Candida albicans* (ATCC 10231). En l'absence d'étude comparative de l'effet de molécules fongicides entre *A. invadans* d'une part, *C. albicans* et *A. brasiliensis* d'autre part, il n'est pas possible d'affirmer qu'une molécule efficace sur *C. albicans* et *A. brasiliensis* l'est aussi sur *A. invadans*. Ainsi, pour s'assurer de l'efficacité d'un produit biocide sur *A. invadans*, des tests doivent être réalisés, selon les méthodes des normes citées ci-dessus, sur au moins une souche de cet oomycète, dont la culture en laboratoire ne pose pas de problème particulier. Il pourrait s'agir par exemple de la souche de référence *A. invadans* NJM9701.

Concernant *Nosema apis*, ce danger sanitaire présent en France peut, grâce à la formation de spores, persister dans l'environnement pendant de nombreux mois. Actuellement, il n'y a aucune molécule biocide permettant de détruire les spores de microsporidies présentes dans l'environnement. Il n'apparaît pas pertinent de mettre en place des tests de biocides, les protocoles peuvent être longs et difficiles à mettre en place, d'autant plus qu'il n'existe pas de méthodes permettant de cultiver *in vitro* *Nosema apis* et/ou *N. ceranae*. La désinfection des ruches se fait à la flamme à l'aide d'un chalumeau. La recherche de nouvelles molécules s'avère donc nécessaire afin d'identifier des traitements antiparasitaires efficaces, sans effets néfastes sur l'hôte et ne générant pas de résidus dangereux dans les denrées alimentaires issues de la ruche.

Concernant *Trichinella*, le cycle d'infestation de ce danger sanitaire ne comprend pas de stade parasitaire libre dans l'environnement. Les mesures de prévention reposent principalement sur de bonnes pratiques d'élevage, sur la visite sanitaire porcine et sur la surveillance de l'infestation des carcasses. Aucune mesure de désinfection n'est indiquée pour la prévention ou la gestion de ce danger sanitaire en élevage.

#### 4. CONCLUSIONS ET RECOMMANDATIONS DE L'AGENCE

L'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail endosse les conclusions et recommandations du CES SABA.

Dr. Roger Genet

#### MOTS-CLES

Biocides, désinfection, dangers sanitaires, *Aphanomyces invadans*, *Nosema apis*, *Trichinella*, protozoaires, huîtres, moules, abeilles, porcs, poissons exotiques.

#### KEYWORDS

Biocides, disinfection, notifiable diseases, *Aphanomyces invadans*, *Nosema apis*, *Trichinella*, protozoa, mussels, oysters, bees, exotic fishes.

## BIBLIOGRAPHIE

### ➤ Publications

Abbott, CL, GR Meyer, G Lowe, E Kim et SC Johnson. 2014. "Molecular taxonomy of *Mikrocytos boweri* sp. nov. from Olympia oysters *Ostrea lurida* in British Columbia, Canada." *Diseases of Aquatic Organisms* 110 (1-2):65-70

Abollo, E, A Ramilo, SM Casas, P Comesaña, A Cao, MJ Carballal et A Villalba. 2008. "First detection of the protozoan parasite *Bonamia exitiosa* (Haplosporidia) infecting flat oyster *Ostrea edulis* grown in European waters." *Aquaculture*, 274, 201-207

Agreste. 2015. Chiffres et Données Agriculture - n° 226 - janvier 2015 - Recensement de la conchyliculture 2012.

Agreste Primeur. 2013. Les élevages de porcs en France métropolitaine en 2010 - 11500 élevages porcins détiennent la quasi-totalité du cheptel national. Numéro 300 - Avril 2013.

Arzul, I et RB Carnegie. 2015. "New perspective on the haplosporidian parasites of molluscs." *Journal of Invertebrate Pathology* 131 (Supplement C):32-42.  
doi:<https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.07.014>.

Arzul I, B Gagnaire, C Bond, B Chollet, B Morga, S Ferrand, M Robert et T Renault. 2009. Effects of temperature and salinity on the survival of *Bonamia ostreae*, a parasite infecting flat oysters *Ostrea edulis*. *Diseases of Aquatic Organisms*, 85(1): 67-75.

Berthe FCJ, F Le Roux, RD Adlard et A Figueras. 2004. *Marteiliosis* in molluscs: A review. *Aquat. Living Resour.*, 17, 433-448.

Botias C, R Martin-Hernandez, J Dias, P Garcia-Palencia, M Matabuena, A Juarranz, L Barrios, A Meana, A Nanetti et M Higes. 2011. The effect of induced queen replacement on *Nosema* spp. infection in honey bee (*Apis mellifera iberiensis*) colonies. *Environ Microbiol* 14, 845–859.

Bower, SM. 2013. Synopsis of Infectious Diseases and Parasites of Commercially Exploited Shellfish: *Perkinsus marinus* ("Dermo" Disease) of Oysters.  
<http://www.dfompo.qc.ca/science/aah-saa/diseases-maladies/pmdoy-eng.html>

Carrasco N, T Green, N Itoh. 2015. *Marteilia* spp. parasites in bivalves: A revision of recent studies, *Journal of Invertebrate Pathology*, 131:43-57.

Burreson, EM et LM Ragono Calvo. 1996. "Epizootiology of *Perkinsus marinus* disease of oysters in Chesapeake Bay, with emphasis on data since 1985". *Journal of Shellfish Research* 15: 17-34.

Bushek D, R Holley et M Kelly. 1997. Treatment of *Perkinsus marinus*-contaminated materials. *J. Shellfish Res.*, 16, 330

Cáceres-Martínez, J, R Vásquez-Yeomans, G Padilla-Lardizábal et MA del Río Portilla. 2008. "*Perkinsus marinus* in pleasure oyster *Crassostrea corteziensis* from Nayarit, Pacific coast of Mexico". *Journal of Invertebrate Pathology* 99: 66-73.

Campbell, RE, JH Lilley, VP Taukhid et S Kanchanakhan. 2001. "In vitro screening of novel treatments for *Aphanomyces invadans*." *Aquaculture Research* 32 (3):223-233. doi: 10.1046/j.1365-2109.2001.00551.x.

Carnegie, RB et N Cochenne-Laureau. 2004. "Microcell parasites of oysters: Recent insights and future trends." *Aquatic Living Resources* 17 (4):519-528. doi: 10.1051/alr:2004055.  
Cavalier-Smith T. 1987. Eukaryotes with no mitochondria. *Nature*, 326, 332-3.

Cayanan, DF, P Zhang, W Liu, M Dixon et Y Zheng. 2009. "Efficacy of chlorine in controlling five common plant pathogens." *Hort. Science* 44(1):157–163.

CGAAER. 2016. Les visites sanitaires en élevage. Ministère de l'Agriculture, de l'Agroalimentaire et de la Forêt, Conseil Général de l'Alimentation, de l'Agriculture et des Espaces Ruraux. Rapport n°15055

Cranfield, HJ, A Dunn, IJ Doonan et KP Michael. 2005. "Bonamia exitiosa epizootic in *Ostrea chilensis* from Foveaux Strait, southern New Zealand between 1986 and 1992". *ICES Journal of Marine Science* 62 (1):3-13. doi: 10.1016/j.icesjms.2004.06.021.

Dhamgaye, S, F Devaux, R Manoharlal, P Vandeputte, A Haseeb Shah, A Singh, C Blugeon, D Sanglard et R Prasada. 2012. "In vitro effect of malachite green on *Candida albicans* involves multiple pathways and transcriptional regulators *UPC2* and *STP2*." *Antimicrobial Agents and Chemotherapy* 56(1):495-506.

Didier ES. 2005. Microsporidiosis : an emerging and opportunistic infection in humans and animals. *Acta Trop* 94, 61–76.

Didier ES et LM Weiss. 2006. Microsporidiosis: current status. *Curr Opin Infect Dis* 19, 485–492.

Dupouy-Camet, J, S Lacour, I Vallée, H Yera et P Boireau. 2015. "Trichinelloses". EMC - Maladies infectieuses 12 (2).

da Silva, PM, RT Vianna, C Guertler, LP Ferreira, LN Santana, S Fernández-Boo, A Ramilo, A Cao et A Villalba. 2013. "First report of the protozoan parasite *Perkinsus marinus* in South America, infecting mangrove oysters *Crassostrea rhizophorae* from the Paraíba River (NE, Brazil)." *Journal of Invertebrate Pathology* 113: 96-103.

Engelsma, MY, S Kerkhoff, I Roozenburg, OLM Haenen, A van Gool, W Sijstermans, S Wijnhoven et H Hummel. 2010. "Epidemiology of *Bonamia ostreae* infecting European flat oyster *Ostrea edulis* from Lake Grevelingen, The Netherlands." *Marine Ecology Progress Series* 409: 131-142.

Figueras, AJ et JAF Robledo. 1993. "Does the *Marteilia* present in mussels (*Mytilus galloprovincialis*) infect flat oyster (*Ostrea edulis*)?" *Bulletin of the European Association of Fish Pathologists* 13, 97-99

Forsgren E et I Fries. 2005. Acidic-benzoic feed and nosema disease. *J Apia Sci* 49(2):81–88

Higes M, R Martin-Hernandez et A Meana. 2010. *Nosema ceranae* in Europe: an emergent type C nosema. *Apidologie* 41, 375–392.

Keeling P. 2009. Five questions about microsporidia. *PLoS Pathogens* 5, e1000489.

Laing, I, P Dunn, EJ Peeler, SW Feist et M Longshaw. 2014. "Epidemiology of Bonamia in the UK, 1982 to 2012". *Diseases of Aquatic Organisms* 110 (1-2):101-111.

Legrève, A. 2017. Lutte biologique, protection intégrée et contrôle phytosanitaire. Consulté le 05/05/2017. <https://documentslide.org/lutte-biologique-protection-integree-et-contrôle-phytosanitaire-lbrpp2206-a-legreve-fongicides-a11-1>

Lilley, JW. 2001. "Applied studies on epizootic ulcerative syndrome - the ecology, immunogenicity and treatment of *Aphanomyces invadans*". Final Report. 363p. consulté le 07/04/2017. <https://assets.publishing.service.gov.uk/media/57a08d6be5274a27b200183b/RLAquatechreportLilleyR6979.pdf>

Lupo, C, Y Dorant, O Le Moine, P Geairon, J Grizon, JF Pépin, E Fleury, C Garcia et I Arzul 2016. "Identification of suitable areas for pathogen introduction and establishment to inform the design of risk-based surveillance for oyster diseases: the example of *Mikrocytos mackini* in the Charente-Maritime bay, France." AquaEpi I-2016 - 1st scientific conference in Aquatic Animal Epidemiology, September 20-22, 2016, Oslo, Norway.

Maistrello L, M Lodesani, C Costa, F Leonardi, G Marani, M Caldon, F Mutinelli et A Granato. 2008. Screening of natural compounds for the control of nosema disease in honeybees (*Apis mellifera*). *Apidologie, Springer Verlag*, 39 (4), pp.436-445

Marcé, C, C Deblanc, A Oger, O Bourry, G Simon, N Rose et MF Le Potier. 2015. "Maintien du statut indemne de maladie d'Aujeszyk en 2014 : amélioration du dépistage dans les élevages à risque mais baisse de la vigilance des acteurs de la filière." *Bulletin épidémiologique - Spécial Maladies animales réglementées et émergentes* 71

Martin-Hernandez R, A Meana, L Prieto, AM Salvador, E Garrido-Bailon et M Higes. 2007. Outcome of colonization of *Apis mellifera* by *Nosema ceranae*. *Appl Environ Microbiol* 73, 6331–6338.

Office International des Epizooties (OIE). 2016. Manual of Diagnostics Tests for Aquatic Animals. Chapitre 2.3.2. Infection with *Aphanomyces invadans* (Epizootic Ulcerative Syndrome).

Oidtmann, B, P Steinbauer, S Geiger et RW Hoffmann. 2008. "Experimental infection and detection of *Aphanomyces invadans* in European catfish, rainbow trout and European eel". *Diseases of Aquatic Organisms* 82 (3):195-207. <https://doi.org/10.3354/dao01973>

Pohorecka, K. 2004. Laboratory studies on the effect of standardized Artemisia absinthium L. extract on Nosema apis infection in the worker Apis mellifera. *Journal of Apicultural Science*, 48, 131–136.

Porrini MP, MC Audisio, DC Sabaté, C Ibarguren, SK Medici, EG Sarlo, PM Garrido et MJ Eguaras. 2010. Effect of bacterial metabolites on microsporidian *Nosema ceranae* and on its host *Apis mellifera*. *Parasitol Res.*;107(2):381-8.

Pozio, E, L Rinaldi, G Marucci, V Musella, F Galati, G Cringoli, P Boireau et G La Rosa. 2009. "Hosts and habitats of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Europe." *International Journal for Parasitology* 39 (1):71-79. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2008.06.006>.

Relun, V, Grosbois, J, Manuel Sánchez-Vizcaíno, T Alexandrov, F Feliziani, A Waret-Szkuta, S Molia, EMC Etter et B Martínez-López. 2016. "Spatial and functional organization of pig trade in different european production systems: implications for disease prevention and control." *Frontiers in veterinary science* 3.

Thomarat F, Vivarès CP, Gouy M. 2004. Phylogenetic analysis of the complete genome sequence of *Encephalitozoon cuniculi* supports the fungal origin of microsporidia and reveals a high frequency of fast-evolving genes. *J. Mol. Evol.*, 59(6), 780-91.

Vallée, I, G Zanella et P Boireau. 2016. "Bilan de surveillance de *Trichinella* spp. chez les animaux de boucherie." *Bulletin épidémiologique, santé animale et alimentation*, 77, n° spécial Surveillance sanitaire des aliments : 28-32.

Vavra, J et J Lukeš. 2013. Microsporidia and "The Art of Living Together." In *Advances in Parasitology*, pp. 253-319. Elsevier.

Villalba, A, KS Reece, MC Ordás, SM Casas et A Figueras. 2004. "Perkinsosis in molluscs: A review." *Aquatic Living Resources* 17 (4):411-432. doi: 10.1051/alr:2004050.

van den Heever JP, TS Thompson, JM Curtis, A Ibrahim et SF Pernal. 2014. Fumagillin: an overview of recent scientific advances and their significance for apiculture. *J Agric Food Chem.* 62(13):2728-37.

Williams GR, MA Sampson, D Shutler et REL Rogers. 2008. Does fumagillin control the recently detected invasive parasite *Nosema ceranae* in western honey bees (*Apis mellifera*)? *J Invertebr Pathol* 99, 342–344

Zhang, H, H Huang, A Cali, PM Takvorian, X Feng, G Zhou et LM Weiss. 2005. Investigations into microsporidian methionine aminopeptidase type 2: a therapeutic target for microsporidiosis. *Folia Parasitol (Prapha)*, 52, 182–192.

Zrncic, S, F Le Roux, D Oraic , B Sostaric et FCJ Berthe. 2001. "First record of *Marteilia* sp in mussels *Mytilus galloprovincialis* in Croatia." *Diseases of Aquatic Organisms* 44, 143–148.

### ➤ **Normes**

NF X 50-110 (2003) Qualité en expertise – Prescriptions générales de compétence pour une expertise. AFNOR (indice de classement X 50-110)

NF EN 1657 (2006) Antiseptiques et désinfectants chimiques -Essai quantitatif de suspension  
Pour l'évaluation de l'activité fongicide ou levuricide des antiseptiques et des désinfectants chimiques utilisés dans le domaine vétérinaire-Méthode d'essai et prescriptions (phase 2, étape 1)

NF EN 16438 (2014) Antiseptiques et désinfectants chimiques -Essai quantitatif de surface pour l'évaluation de l'activité fongicide ou levuricide des antiseptiques et des désinfectants chimiques utilisés dans le domaine vétérinaire sur des surfaces non poreuses sans action mécanique - Méthode d'essai et prescriptions (phase 2, étape 2)



➤ **Avis et réglementation**

ANSES. 2012. Hiérarchisation de 103 maladies animales présentes dans les filières ruminants, équidés, porcs, volailles et lapins en France métropolitaine.

ANSES. 2012. Méthodologie de hiérarchisation des maladies animales ; application aux agents pathogènes exotiques pour la France métropolitaine.

ANSES. 2013. Hiérarchisation des dangers sanitaires exotiques ou présents en France métropolitaine chez les poissons d'élevage.

ANSES. 2017. Avis révisé de l'Anses relatif à la contamination de produits de charcuterie crue par *Trichinella* spp.

Règlement (UE) 528/2012 du parlement européen et du conseil du 22 mai 2012 concernant la mise à disposition sur le marché et l'utilisation des produits biocides.  
<http://eurlex.europa.eu/LexUriServ/LexUriServ.do?uri=OJ:L:2012:167:0001:0123:fr:PDF>, consulté le 02/10/2017.

Arrêté du 29 juillet 2013 relatif à la définition des dangers sanitaires de première et deuxième catégorie pour les espèces animales.  
<https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000027831750&categorieLien=id>, consulté le 02/10/2017.

Arrêté du 28 février 1957 relatif à la désinfection dans le cas de maladies contagieuses des animaux. <https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000658321>, consulté le 02/10/2017

Arrêté du 13 avril 2007 relatif à des mesures de gestion des cas de trichinellose chez les porcins.  
<https://www.legifrance.gouv.fr/eli/arrete/2007/4/13/AGRG0752697A/jo/texte>. Consulté le 02/10/2017

ANNEXE 1 ARRETE DU 28 FEVRIER 1957

2350

JOURNAL OFFICIEL DE LA REPUBLIQUE FRANÇAISE

1<sup>er</sup> Mars 1957

Art. 2. — Le présent arrêté sera publié au Journal officiel de la République française.

Fait à Paris, le 25 février 1957.

Le secrétaire d'Etat à l'Agriculture,  
Pour le secrétaire d'Etat et par délégation:  
Le chef de cabinet,  
JEAN BRACHELAIN.

Le secrétaire d'Etat au budget,  
Pour le secrétaire d'Etat et par délégation:  
Le directeur du budget,  
GILBERT DEVAUX.

Le secrétaire d'Etat à la présidence du conseil,  
chargé de la fonction publique,  
Pour le secrétaire d'Etat et par délégation:  
Le sous-directeur de la fonction publique,  
ROBERT LETROU.

Désinfection dans le cas de maladies contagieuses des animaux.

Le secrétaire d'Etat à l'Agriculture et le secrétaire d'Etat aux Travaux publics, aux transports et au tourisme,

Vu le décret du 16 avril 1955 portant codification, sous le nom de code rural, des textes législatifs relatifs à l'agriculture, et notamment les articles 213, 217, 223 et 215;

Vu le décret du 6 octobre 1904 et le décret du 29 septembre 1935 portant règlement d'administration publique pour l'application des articles susmentionnés;

Vu l'arrêté du 1<sup>er</sup> avril 1898 relatif à la désinfection dans le cas de maladies contagieuses des animaux;

Vu l'arrêté du 26 mai 1903 relatif à la désinfection du matériel employé au transport des animaux;

Vu l'avis du comité consultatif des épizooties;

Sur la proposition du chef des services vétérinaires,

Arrêtés:

Art. 1<sup>er</sup>. — L'article 3 de l'arrêté du 1<sup>er</sup> avril 1898 relatif à la désinfection dans le cas de maladies contagieuses des animaux, l'article 5 de l'arrêté du 26 mai 1903 relatif à la désinfection du matériel employé à l'embarquement, au transport et au déchargement des animaux et les arrêtés subséquents sont abrogés et remplacés par les dispositions ci-après:

Les mesures de désinfection dont l'application est obligatoire ou prescrite pour l'exécution des programmes de prophylaxie subventionnées en vertu des articles du code rural susvisés peuvent être assurées au moyen d'un des désinfectants suivants:

1<sup>o</sup> Les solutions d'hypochlorite de sodium, de potassium et de calcium titrant 1 degré chlorométrique;

2<sup>o</sup> Le lait de chaux préparé au moment de l'emploi avec de la chaux vive dans la proportion de 10 p. 100;

3<sup>o</sup> La solution de soude caustique (hydroxyde de sodium) titrant 6 grammes de soude caustique par litre additionnée ou non de chaux dans la proportion de 5 p. 100;

4<sup>o</sup> La solution de phénol et la solution de crésylol sodique titrant 50 grammes par litre;

5<sup>o</sup> La solution de formol commercial titrant 3 grammes d'aldéhyde formique par litre;

6<sup>o</sup> Tous autres produits répondant à des normes qui seront précisées par circulaire ministérielle et ayant fait l'objet, après contrôle, d'une acceptation provisoire par une commission constituée à cet effet. L'agrément de ces produits ne pourra devenir définitif qu'après un délai de deux ans si les conditions d'emploi confirment l'avis favorable émis par la commission.

Le nettoyage et la désinfection comprennent les opérations ci-après:

a) Retirer des locaux, des véhicules ou des quais la litière et les déjections abondamment arrosées au préalable avec le désinfectant;

b) Détacher du sol ou du plancher et des parois à l'aide d'un racloir ou d'un crochet appropriés les matières adhérent à leur surface ou remplissant les joints et balayer ces immondices;

c) Enlever toutes les langes, cordes, etc., ayant servi à attacher les animaux;

d) Après ce nettoyage, procéder avec de l'eau en pression au lavage et au brossage de toutes les surfaces et accessoires souillés par les déjections ou la bave des animaux de manière à ne laisser subsister aucune trace de déjection ou de litière. L'extérieur des véhicules doit être également lavé;

e) Lorsque le local, ou le véhicule, ou le quai sont suffisamment ressuyés, soumettre à l'inclinaison du désinfectant ou badigeonner au lait de chaux toutes les surfaces qui peuvent avoir été en contact des animaux ou contaminées par leur bave ou leurs déjections: sol ou plancher, parois, portes, volets et leur entourage, barreaux de claire-voie, boucles de fer, etc.;

f) Pour les wagons-écuries, le lavage doit porter non seulement sur les parois de ces wagons mais aussi sur les râteliers, matelas des stalles et tous accessoires tels que: poitrails, licols, langes, sangles, etc.

Art. 2. — La commission visée à l'article précédent comprendra:  
Le directeur du laboratoire central de recherches vétérinaires;  
Un inspecteur général des services vétérinaires;  
Un professeur de bactériologie des écoles vétérinaires;  
Un professeur de chimie des écoles vétérinaires;  
Un professeur de parasitologie des écoles vétérinaires;  
Un professeur de physiologie et thérapeutique des écoles vétérinaires;  
Un directeur des services vétérinaires;  
Un représentant du secrétariat d'Etat aux travaux publics, aux transports et au tourisme.

Elle pourra faire appel à toute personne et à tout laboratoire qu'elle jugera utile pour procéder à l'étude des produits soumis à son agrément.

Art. 3. — Les entreprises publiques ou privées se livrant à la désinfection dans les exploitations agricoles ou d'élevage ou une prophylaxie sanitaire à caractère collectif est mise en œuvre, et dans celles infectées par une maladie réputée contagieuse, devront être pourvues d'une autorisation, délivrée sur proposition du directeur des services vétérinaires, par les préfets des départements intéressés et devront se conformer aux prescriptions du présent arrêté.

Art. 4. — Toutes prescriptions des arrêtés du 1<sup>er</sup> avril 1898, du 26 mai 1903 et des textes subséquents qui ne sont pas contraires aux présentes dispositions demeurent en vigueur.

Art. 5. — Le chef des services vétérinaires est chargé de l'exécution du présent arrêté, qui sera publié au Journal officiel de la République française.

Fait à Paris, le 25 février 1957.

Le secrétaire d'Etat à l'Agriculture,  
AGUSTE MULLIN.

Le secrétaire d'Etat aux Travaux publics,  
aux transports et au tourisme,  
AGUSTE MULLIN.

Régisseurs de recettes.

Par arrêté en date du 22 février 1957, M. Harbotin (François), ingénieur des services agricoles, contrôleur de la protection des végétaux, a été nommé, à dater du 15 mars 1957, en remplacement de Mme Roux, régisseur de recettes auprès de la circonscription de Rennes du service de la protection des végétaux pour les activités prévues à l'arrêté du 31 décembre 1955.

Services vétérinaires.

Par arrêté du 13 février 1957, M. Duvallet Erge est nommé directeur des services vétérinaires de l'Aube (1<sup>er</sup> échelon), à compter du 1<sup>er</sup> mars 1957.

Par arrêtés du 13 février 1957:

1<sup>o</sup> Les chargés de recherches du laboratoire central de recherches vétérinaires d'Alfort ci-dessous désignés sont promus, à dater du 15 juillet 1956, aux échelons ci-après:

M. Quinchon, 3<sup>e</sup> échelon (avec ancienneté d'échelon conservée du 1<sup>er</sup> juin 1956).

M. Gaumont, 2<sup>e</sup> échelon (avec ancienneté d'échelon conservée du 1<sup>er</sup> décembre 1955).

2<sup>o</sup> M. Delaby (Philippe), vétérinaire sanitaire d'Etat à l'administration centrale, est nommé d'office et dans l'intérêt du service au laboratoire central de recherches vétérinaires d'Alfort, à dater du 1<sup>er</sup> février 1957.

3<sup>o</sup> M. Bretenet (Georges), vétérinaire sanitaire d'Etat, est mis à la disposition de l'administration centrale à dater du 1<sup>er</sup> février 1957, en remplacement de M. Delaby (Philippe), vétérinaire sanitaire d'Etat, affecté à d'autres fonctions.

4<sup>o</sup> M. Lejard (Lucien), surveillant des élèves à l'école nationale vétérinaire d'Alfort, est nommé secrétaire de direction, 6<sup>e</sup> classe, au même établissement, à dater du 1<sup>er</sup> mars 1957.

5<sup>o</sup> L'arrêté du 2 janvier 1957 est modifié ainsi qu'il suit, en ce qui concerne l'avancement de M. Bousquet (Louis): « M. Bousquet (Louis), économiste à l'école nationale vétérinaire de Toulouse, est promu à la 5<sup>e</sup> classe de son grade le 12 décembre 1956, compte tenu de 6 ans 1 mois 13 jours de services militaires et de 2 ans 1 mois 6 jours de majorations d'ancienneté pour services militaires ».

6<sup>o</sup> M. Santamaría, vétérinaire sanitaire d'Etat, stagiaire au laboratoire central de recherches vétérinaires d'Alfort, est titularisé dans ses fonctions au 1<sup>er</sup> échelon (indice 250) à dater du 9 février 1957.

## ANNEXE 2 PRESENTATION DES INTERVENANTS

**PREAMBULE** : Les experts, membres de comités d'experts spécialisés, de groupes de travail ou désignés rapporteurs sont tous nommés à titre personnel, *intuitu personae*, en fonction de leur domaine de compétence, et ne représentent pas leur organisme d'appartenance.

### GROUPES DE RAPPORTEURS

---

#### Membres

Mme Isabelle ARZUL- IFREMER - Compétences en protozoaires, pathologies mollusques marins, maladies parasitaires

M. Philippe DANTIGNY-UCBL-Compétences en mycologie, modélisation, mycotoxines, microbiologie

M. Frédéric DELBAC - CNRS - Compétences en abeilles, épidémiologie, parasitologie, microbiologie.

Mme Céline GARCIA -IFREMER- Compétences en protozoaires, pathologies mollusques marins, maladies parasitaires

M. Etienne GIRAUD - INRA Toulouse - Compétences en antibiorésistance, environnement, approche globale de la santé animale.

Mme Carine PARAUD- ANSES- Compétences en statistiques, pathologie des petits ruminants, parasitologie de terrain.

### COMITE D'EXPERTS SPECIALISE

---

Les travaux, objets du présent rapport, ont été suivis et adoptés par le CES SABA du 10 Octobre 2017

#### Président

M. Etienne THIRY – Faculté de médecine vétérinaire de Liège (BE) – Compétences en virologie, immunologie.

#### Membres

Mme Suzanne BASTIAN – ONIRIS Nantes – Compétences en épidémiologie, bactériologie, parasitologie.

Mme Catherine BELLOC - ONIRIS Nantes – Compétences en Médecine des animaux d'élevage, monogastriques.

M. Alain BOISSY – INRA – Compétences en éthologie, bien-être animal, ruminants, zootechnie.

M. Jordi CASAL - Universitat Autònoma de Barcelona (ES) – Compétences en zoonose, épidémiologie quantitative, maladies animales exotiques, analyse quantitative des risques.

M. Christophe CHARTIER – ONIRIS Nantes – Compétences en parasitologie, pathologie des petits ruminants, technique d'élevage, épidémiologie.

- M. Eric COLLIN – Vétérinaire praticien – Compétences en pathologie des ruminants.
- M. Frédéric DELBAC – CNRS – Compétences en abeilles, épidémiologie, parasitologie, microbiologie.
- Mme Barbara DUFOUR – ENV Alfort – Compétences en épidémiologie, maladies infectieuses, pathologie des ruminants.
- M. Guillaume FOURNIÉ - Royal Veterinary College (UK) – Compétences en évaluation des risques quantitative et qualitative, modélisation, épidémiologie.
- M. Jean-Pierre GANIÈRE – ONIRIS Nantes – Compétences en maladies contagieuses, règlementation, zoonoses.
- M. Dominique GAUTHIER - Laboratoire départemental 05 – Compétences en faune sauvage, lagomorphes, méthodes de diagnostic.
- M. Etienne GIRAUD – INRA – Compétences en antibiorésistance, environnement, approche globale de la santé animale.
- M. Jacques GODFROID - Université Arctique de Norvège (NO) – Compétences en évaluation des risques, zoonose, épidémiologie, tuberculose, bactériologie, faune sauvage marine.
- M. Jean-Luc GUÉRIN – ENVT – Compétences en pathologie des volailles et lagomorphes, immunologie, virologie, zoonose et santé publique.
- M. Jean GUILLOTIN – Laboratoire départemental 59 – Généraliste, compétences en méthodes de diagnostic, porcs, faune sauvage.
- Mme Nadia HADDAD – Anses UMR BIPAR, ENV Alfort – Compétences en microbiologie, épidémiologie, maladies contagieuses.
- M. Jean HARS – Office national de la chasse et de la faune sauvage – Compétences en pathologie de la faune sauvage libre, épidémiologie.
- Mme Véronique JESTIN – Ex-directrice de recherche et ex-responsable d'unité et du Laboratoire National de Référence Influenza aviaire, Anses Laboratoire de Ploufragan-Plouzané-Compétences en virologie, infectiologie, pathologie aviaire, vaccinologie, méthodes de diagnostic, analyse de risque.
- Mme Elsa JOURDAIN – INRA – Compétences en zoonoses, épidémiologie quantitative, faune sauvage.
- Mme Claire LAUGIER – Anses Dozulé – Compétences en pathologie équine, diagnostic de laboratoire.
- Mme Monique L'HOSTIS – ONIRIS Nantes – Généraliste, compétences en parasitologie, abeilles, faune sauvage.
- Mme Coralie LUPO – IFREMER – Compétences en épidémiologie, pathologies aviaire et aquacole.
- M. Gilles MEYER – ENV Toulouse – Compétences en pathologie des ruminants, virologie.
- M. Pierre MORMÈDE – INRA Toulouse – Compétences en génétique du stress, endocrinologie, bien-être animal.
- Mme Carine PARAUD – Anses – Compétences en statistiques, pathologie des petits ruminants, parasitologie de terrain.
- Mme Claire PONSART – Anses – Compétences en épidémiologie, bactériologie, statistiques, virologie, pathologie de la reproduction.

Mme Nathalie RUVOEN – ONIRIS Nantes – Compétences en maladies contagieuses, zoonoses, réglementation

M. Claude SAEGERMAN – Faculté de médecine vétérinaire de Liège – Compétences en épidémiologie, maladies contagieuses, maladies émergentes.

M. Stéphan ZIENTARA – Anses Laboratoire de santé animale de Maisons-Alfort – Compétences en virologie.

## **PARTICIPATION ANSES**

---

### **Coordination scientifique**

Mme Florence ÉTORÉ - Adjointe Chef d'Unité Evaluation des Risques liés à la Santé, à l'Alimentation et au Bien-être des Animaux- UERSABA – Anses

Mme Elissa KHAMISSE - Coordinatrice scientifique d'expertise, unité UERSABA - Anses

### **Equipe projet**

Mme Isabelle ATTIG – Chef d'Unité Evaluation de l'Efficacité des Biocides -U2EB - Anses

### **Secrétariat administratif**

M. Régis MOLINET - Anses