LES MALADIES ÉMERGENTES EN HERPÉTOLOGIE

EMERGING INFECTIOUS DISEASES IN HERPETOLOGY

Par Lionel SCHILLIGER⁽¹⁾

(Communication présentée le 11 mars 2021, manuscrit accepté le 15 mars 2021)

RÉSUMÉ

Les reptiles et les amphibiens n'échappent pas au concept de maladies animales émergentes, c'est-à-dire de maladies infectieuses en phase d'expansion. Ces affections nouvelles ou réurgentes, susceptibles de prendre de l'ampleur dans un futur proche, sont connues pour l'augmentation significative de leur incidence dans une région donnée ou dans une population d'animaux donnée. Parmi elles, la nidovirose, la nannizziomycose, l'ophidiomycose et la chytridiomycose sont décrites depuis quelques années et deviennent très préoccupantes, non seulement pour les reptiles et les amphibiens captifs mais également en termes de danger pour certaines espèces sauvages menacées d'extinction.

Mots-clés : Reptile - Herpétologie - Maladies émergentes – Nidovirose – Nannizziomycose – Ophidiomycose – Chytridiomycose.

ABSTRACT

Emerging infectious diseases (EIDs) can be broadly defined as those caused by pathogens that have undergone changes in the recent past in terms of geographic spread, increasing incidence, or expanding host range. These diseases can have substantial impacts on public health, animal welfare, agriculture and food security, and wildlife conservation. EIDs can occur in any species, including reptiles and amphibians. Among them, nidoviruses, nannizziomycosis, ophidiomycosis and chytridiomycosis have been described in reptiles and amphibians in the past years, raising concerns for captive animals and wild species alike.

Key words : Reptile – Herpetology – Emerging Diseases – Nidovirosis – Nannizziomycosis – Ophidiomycosis – Chytridiomycosis.

(1) Dip. ECZM (Herpetology), Dip. ABVP (Reptile and Amphibian Practice), Clinique vétérinaire du village d'Auteuil, 35 rue Leconte de Lisle, 75016 Paris.
Courriel : Dr.L.Schilliger@clinvet-auteuil.com

INTRODUCTION

La notion de « maladies émergentes » désigne globalement les maladies infectieuses qui se trouvent dans une phase d'expansion. Pour l'AFSCA (Agence fédérale pour la sécurité de la chaîne alimentaire), les maladies animales émergentes sont « des maladies dont l'incidence augmente de manière significative dans une région donnée, dans une population d'animaux donnée, et pendant une période donnée, ceci indépendamment des fluctuations saisonnières habituelles de la maladie » (Agence fédérale pour la sécurité de la chaîne alimentaire [AFSCA], 2018). Selon l'OIE (Office international des épizooties, devenu en mai 2003 Organisation mondiale de la santé animale), ce sont « des infections nouvelles ou causées par l'évolution ou la modification d'un agent pathogène ou d'un parasite existant » (Office international des épizooties [OIE], www.wikipedia). Pour l'OMS (Organisation mondiale de la santé), la définition est plus large : « les infections émergentes sont celles qui sont nouvelles ou qui réapparaissent mais aussi celles dont l'incidence a augmenté au cours des deux dernières années, celles qui risquent d'augmenter dans un futur proche, et celles devenues résistantes aux anti-infectieux » (Organisation mondiale de la santé, www.who.int). Les reptiles et les amphibiens n'échappent pas à cette menace : ces animaux sont sujets, depuis quelques années, à l'émergence de nouvelles maladies bactériennes, virales, mycosiques ou parasitaires que l'on observe de plus en plus fréquemment en captivité mais qui sont également à l'origine du déclin de certaines populations sauvages aux quatre coins de la planète. Cet article décrit quatre de ces maladies émergentes : la nidovirose, la nannizziomycose, l'ophidiomycose et la chytridiomycose.

NIDOVIROSE

La nidovirose des reptiles (l'infection par le nidovirus) est une maladie virale respiratoire ayant été identifiée pour la première fois en 2014 chez le python royal (*Python regius*) (Stenglein *et al.* 2014 ; Bodewes *et al.* 2014 ; Uccellini *et al.* 2014). C'est, à l'heure actuelle, la principale virose respiratoire des Pythonidés et des Boïdés en captivité un peu partout à travers le monde (Divers, 2019 ; Knotek & Divers, 2019). Il s'agit d'une maladie provoquée par un virus enveloppé à ARN, assimilé à tort, au début de sa découverte, à un virus de la sous-famille des Torovirinae appartenant à la famille des Coronaviridae. Il s'agit bien d'un virus appartenant à l'ordre des Nidovirales, mais à la famille des Tobanaviridae et à la sous-famille des Serpentovirinae (International committee on taxonomy of viruses [ICTV], 2018 <https://talk.ictvonline.org/taxonomy>). En réalité, de nombreux nidovirus ont été identifiés à ce jour chez les reptiles, tous appartenant au genre *Serpentovirus* et portant un nom commun relatif à l'espèce concernée (ex : BPNV pour Ball Python Nidovirus, MVNV pour *Morelia viridis* Nidovirus, Shingleback nidovirus 1, etc). Tous ces nidovirus sont très contagieux, dotés d'une nucléocapside circulaire ou bacilliforme (50x80 nm). Le nidovirus affecte principalement les *Pythonidae* (de très nombreuses espèces différentes de pythons) et semble-t-il plus particulièrement le python royal

(*P. regius*), le python vert (*Morelia viridis*) (Dervas *et al.* 2017) ainsi que le python tapis (*Morelia spilota*), mais aussi quelques Boidae (ex : *Corallus caninus*) (Hoon-Hanks *et al.* 2019). Chez le python royal, espèce chez qui le postulat de Koch a été établi en 2018 (Hoon-Hanks *et al.* 2018), les animaux âgés semblent plus sensibles et certains individus peuvent être porteurs asymptomatiques. Il a également été identifié dans une population sauvage de scinques pomme de pin (*Tiliqua rugosa*) (O'Dea *et al.* 2016) et a été supposé être la source d'une forte mortalité chez des jeunes tortues de la rivière Bellinger (*Myuchelys georgesi*), espèce en voie de disparition (Zhang *et al.* 2018). Très récemment, un nidovirus a été identifié dans une collection de caméléons casqués du Yémen juvéniles (*Chamaeleo calyptatus*) co-infectés par un orthoreovirus et présentant rhinites et pneumonies intersticielles. Il a également été retrouvé chez 80% d'adultes de la même espèce, en parfaite santé, pouvant constituer des réservoirs porteurs asymptomatiques (Hoon-Hanks *et al.* 2020).

Symptomatologie

Le nidovirus provoque essentiellement des pneumopathies, des trachéites, des sinusites, des pharyngites, des stomatites et des œsophagites. Le tableau clinique regroupe donc des bruits respiratoires anormaux, une dyspnée (soif d'air), du jetage et du ptyalisme (Marschang *et al.* 2020) (Figure 1). Une atteinte du système nerveux central, du pancréas, du foie et des reins a également été décrite de façon sporadique. Chez le python royal, les premiers signes cliniques apparaissent 4 semaines après inoculation de la maladie et la mort de l'animal est quasiment de règle 12 semaines après. Une tendance à la dissémination systémique est rapportée chez le python vert (*M. viridis*) avec une inflammation pyogranulomateuse. Chez les scinques pommes de pin (*Tiliqua rugosa*) sauvages atteints en Australie, la maladie s'est manifestée par un épiphora, un jetage séreux à mucopurulent, des éternuements, un ptyalisme épais et collant, une léthargie, une dysorexie et un amaigrissement. Chez les tortues de la rivière Bellinger (*Myuchelys georgesi*), une atteinte à la fois oculaire, rénale et systémique a été observée.

Figure 1 : Attitude dyspnéique chez un python royal (*Python regius*) atteint de nidovirose (ptyalisme, béance de l'orifice glottique, soif d'air).

Diagnostic

Le diagnostic de laboratoire est assez facile à établir. Il s'effectue, du vivant de l'animal par réaction en chaîne par polymérase (PCR) sur écouvillon buccal et sur lavage trachéal (Marschang & Kolesnik, 2017).

A l'autopsie, l'appareil respiratoire et l'œsophage proximal présentent la plus grande concentration de virus. Un diagnostic par PCR sur ces organes est également possible. A l'examen histopathologique, on note généralement une pneumonie nécrosante aiguë, diffuse et sévère associée à une inflammation hétérophilique voire pyogranulomateuse, une pneumonie interstitielle proliférative avec hyperplasie des cellules alvéolaires et bronchiales et hypertrophie des muscles lisses bronchiques, hypersécrétion de mucus et hémorragies pulmonaires (Marschang *et al.* 2020).

Thérapeutique

Aucun traitement spécifique. Une antibiothérapie parentérale peut lutter contre les surinfections. L'euthanasie est recommandée.

Prophylaxie

Dans le milieu extérieur, ce virus semble être inactivé par la plupart des désinfectants.

NANNIZZIOMYCOSE

La plupart des maladies fongiques des reptiles étaient initialement regroupées dans le terme CANV signifiant *Chrysosporium anamorph of Nannizziopsis vriesii*. Cependant, ce groupe est paraphylétique et cette nomenclature a été abandonnée dans les années 2010. Les agents pathogènes qui le constituaient ont été pour la plupart identifiés, caractérisés d'un point de vue pathogénique et génétique et une nouvelle classification est désormais utilisée. Elle comprend trois genres appartenant à la famille des *Onygenaceae* : *Nannizziopsis*, *Ophidiomyces* et *Paranannizziopsis* (Paré & Sigler, 2016). *Nannizziopsis guaroi* est l'agent responsable de la nannizziomyose appelée « Yellow Fungal Disease » (YFD) dans sa dénomination anglo-saxonne, c'est une dermatose affectant principalement l'agame barbu (*Pogona vitticeps*), mais aussi d'autres Agamidés et les Iguanidés (Paré & Sigler L, 2016). D'autres espèces de *Nannizziopsis* ont été impliquées dans des lésions de dermite croûteuse chez *P. vitticeps* comme *N. chlamydospora* ou *N. draconii*. *N. barbata* a été décrite chez un *Pogona barbata* souffrant d'une dermite croûteuse semblable à la YFD. Plusieurs cas de mycoses cutanées et systémiques (poumons et reins) rapportées chez des caméléons et geckos ont été attribués à *N. dermatidis*. Enfin, *N. crocodili* a été décrit en 1994 et 1997 dans des élevages de crocodiles marins (*Crocodylus porosus*) souffrant d'une mortalité élevée survenant après l'apparition de lésions cutanées (Wellehan & Divers, 2019). Un autre cas a été décrit plus récemment chez un crocodile de Johnston (*C. johnstoni*), une espèce d'eau douce (Hill *et al.* 2019). Dans tous les cas de dermatomycose liés à une espèce du genre *Nannizziopsis*, une diminution des défenses de l'hôte a été suspectée.

Symptomatologie

Cette mycose est à l'origine de lésions de dermite croûteuse de la face, de la face ventrale des membres et de la région péricloa-

cale (Hellebuyck *et al.* 2012 ; Scheelings & Hellebuyck, 2019). Les croûtes ont une couleur jaune à brune conférant le nom à la maladie (Figure 2). D'autres symptômes non spécifiques comme une rétention de mue, une léthargie et une anorexie sont possibles. Cette maladie est de mauvais pronostic car elle s'accompagne d'une inflammation granulomateuse et d'une dissémination viscérale de l'agent pathogène (dans le foie surtout) (Wellehan & Divers, 2020).

Figure 2 : Lésions péri-cloacales et caudales ventrales de nannizziomyose chez un agame barbu d'Australie (*Pogona vitticeps*).

Diagnostic

Le diagnostic définitif de la maladie s'établit sur la base d'une PCR positive et d'un examen histologique, tous deux réalisés sur biopsies cutanées (Wellehan & Divers, 2020). En effet, la culture fongique est longue (3 semaines), nécessite une température d'incubation spécifique (35°C) et la différenciation des espèces de la famille des *Onygenaceae* est difficile.

Thérapeutique

Le traitement consiste à parer les plaies largement, à instaurer une antibiothérapie par voie systémique pour éviter des surinfections bactériennes, un traitement antifongique par voie générale et à administrer des antalgiques (ex : tramadol 10 mg/kg/j). Des lotions ou pommades topiques à base de terbinafine 1% sont appliquées quotidiennement sur la plaie.

N. guaroi montre une grande sensibilité au voriconazole et une sensibilité plus réduite à l'itraconazole (Hellebuyck *et al.* 2012 ; Schellings & Hellebuyck, 2020 ; Wellehan & Divers, 2020).

- Le voriconazole, utilisé à 10 mg/kg/j PO pendant 3 à 6

semaines, présente une grande efficacité et peu d'effets secondaires. Il est cependant coûteux car il faut compter environ 200 euros de traitement pour un agame barbu de 500 grammes.

- L'itraconazole, utilisé à 5 mg/kg/j PO pendant 3 à 6 semaines, a démontré une efficacité moindre et des effets secondaires plus importants comme une hépatotoxicité. Chez l'agame barbu, une série de cas a démontré l'existence d'une toxicose avec 5 individus sur 7 décédés à l'issue du traitement de 4 semaines à cette posologie (Van Waeyenbergh *et al.* 2010).
- Le kétoconazole à 20 mg/kg/j PO pendant 4 à 14 semaines (+/- terbinafine en local) a été utilisé chez deux iguanes verts (*Iguana iguana*). Une efficacité est suggérée dans cette série de cas mais une étude sur un nombre plus important de sujets est nécessaire pour démontrer l'efficacité et l'innocuité du traitement.

OPHIDIOMYCOSE

Ophidiomyces ophiodiicola est l'agent de l'ophidiomycose, ou « Snake Fungal Disease » (SFD) dans sa dénomination anglo-saxonne. Il a été décrit pour la première fois en 2009 sous le nom de *Chrysosporium ophiodiicola* (Rajeev *et al.* 2009) et était alors rattaché au complexe CANV (*Chrysosporium* anamorph of *Nannizziopsis vriesii*). Ce champignon de la famille des *Onygenaceae* est un saprobionte et affectionne particulièrement les milieux kératinisés et les températures moyennes (25°C). Des études rétrospectives lui attribuent plusieurs cas et l'incriminent dans ce que les biologistes nord-américains appellent, depuis les années 1980, l'« hibernation blisters ». Il s'agit d'une dermatose pustuleuse affectant les ophidiens en sortie d'hibernation. Toujours a posteriori, il a été reconnu responsable du déclin de la population de massasaugas (*Sistrurus catenatus*) et de crotales des bois (*Crotalus horridus*) dans certaines régions des Etats-Unis (Mc Bride *et al.* 2015 ; Lindeman *et al.* 2017). Le postulat de Kock a été rempli au cours d'une étude réalisée en 2015 chez le serpent des blés (*Pantherophis guttatus*) et sa présence en Europe a été démontrée en 2017 (Franklinos *et al.* 2017).

Les espèces sensibles sont les Colubridés (*Pantherophis* sp., *Nerodia* sp., *Lampropeltis* sp., *Thamnophis* sp...), les Vipéridés (*Agkistrodon* sp., *Crotalus* sp., *Sistrurus* sp.), les Acrochordidés et plus rarement les Boïdés, Élapidés et Pythonidés. Différents facteurs prédisposants pouvant expliquer une augmentation de la pathogénicité du champignon versus une baisse immunitaire de l'hôte ont été identifiés (Scheelings & Hellebuyck, 2019). Il existe une corrélation négative entre prévalence et température extérieure (augmentation liée à une baisse de température) et note de score corporel (augmentation chez les animaux maigres). L'hygrométrie semble jouer un rôle inconstant puisque la corrélation est négative chez *Sistrurus milianus* et positive chez *Crotalus horridus*.

Symptomatologie

Les lésions observées en cas de SFD sont initialement des lésions pustuleuses puis croûteuses et ulcéraives au niveau de la face, des écailles précornéennes, des fossettes thermosensibles, de la face ventrale du corps et en région périocloacale (Scheelings & Hellebuyck, 2019) (Figure 3). Ces lésions s'accompagnent d'une augmentation de la fréquence de mue et de symptômes non spécifiques comme une léthargie et de l'anorexie.

Diagnostic

D'un point de vue lésionnel, une inflammation granulocytaire, un œdème et une nécrose de l'épiderme pouvant s'étendre au derme sont visibles à l'histologie. Des colorations spécifiques permettent de mettre en évidence le champignon. De la même manière que pour la YFD, le diagnostic de SFD s'établit sur la base d'une PCR positive et d'une histologie réalisées toutes deux sur biopsies cutanées (Wellehan & Divers, 2020).

Figure 3 : Lésions ventrales d'ophidiomycose chez un serpent jarretière à flancs rouges de Californie (*Thamnophis sirtalis infernalis*).

Thérapeutique

La prise en charge médicale est la même que pour la YFD (parage, antibiothérapie, analgésie, antifongique). *O. ophiodiicola* est sensible à l'itraconazole, au voriconazole et à la terbinafine (Lindemann *et al.* 2017). Des implants sous-cutanés de terbinafine d'une durée d'action de 5 semaines sont à l'étude et présentent un intérêt majeur dans la prise en charge des serpents venimeux (Kane *et al.* 2017). Une crème à base de terbinafine 1% est appliquée sur les lésions quotidiennement jusqu'à guérison. L'environnement doit être désinfecté à la Javel ou à l'alcool à 70 %.

CHYTRIDIOMYCOSE

La chytridiomycose est une maladie fongique attribuée à deux espèces pathogènes de la classe des chytridiomycètes : *Batrachochytrium dendrobatidis* et *B. salamandrorans* (Martel *et al.* 2013 ; Van Rooij *et al.* 2015 ; Chai & Whitaker, 2019). Ces deux espèces se différencient principalement par leur écologie (température de développement), les espèces cibles et leur symptomatologie. Toutes les espèces d'amphibiens n'ont pas la même sensibilité à l'infection. *B. dendrobatidis* est responsable du déclin de populations entières d'amphibiens à travers le monde (Australie, sud de l'Europe, régions tropicales d'Afrique et d'Amérique du Sud principalement) (Scheele *et al.* 2019). La grenouille arlequin (*Atelopus varius*), par exemple, a vu sa population décroître de manière alarmante au cours des 10 dernières années tandis que d'autres espèces ont totalement disparu. Différentes lignées existent dont certaines avec une pathogénicité très élevée (Bd-GPL, « Globally-dispersed Pandemic Lineage »). Elle est décrite chez une grande variété d'espèces (plus de 520) incluant des urodèles, des anoues et des céciiles. Sa répartition mondiale s'explique en partie par le commerce

d'espèces dont certaines sont des réservoirs [ex : xénope lisse (*Xenopus laevis*), grenouille taureau (*Lithobates catesbeianus*)]. *B. salamandrivorans* semble, quant à elle, limitée aux salamandres et aux tritons européens. Cet agent est responsable de la disparition de certaines populations de salamandres communes (*Salamandra salamandra*). Sa description est bien plus récente. Des études *in vitro* ont démontré l'incapacité de *D. salamandrivorans* à infecter plusieurs espèces d'anoures et de cécilies. Un contact de 8 heures entre les individus est suffisant pour transmettre le pathogène entre deux individus. Ces champignons primitifs habitent les milieux humides et aquatiques et se nourrissent de tissus kératinisés. Chez les amphibiens, ces deux pathogènes affectent les couches kératinisées de l'épiderme (*stratum corneum* et *stratum granulosum*) ou le bec corné des têtards. Il est admis que *B. dendrobatidis* n'est pas un parasite obligatoire mais qu'il peut vivre en tant que saprobionte dans l'environnement (sur des exuvies d'ophidiens, des plumes, de la chitine de crustacés...). Les deux espèces se multiplient de manière asexuée et ont un cycle évolutif comprenant deux stades :

- La zoospore : il s'agit du stade infectieux de la maladie. Cette structure mobile de 0,7 à 6 µm de diamètre possède un flagelle postérieur lui permettant de se déplacer à une vitesse de 2 cm par jour environ dans les milieux aqueux stagnants. La présence d'un courant facilite sa propagation dans les environnements en aval. La zoospore peut vivre plusieurs semaines dans un environnement humide et est extrêmement vulnérable à la dessiccation. La transmission du pathogène est permise par cette mobilité de la zoospore ou par des contacts directs (lors de l'amplexus par exemple). Après localisation de l'hôte (par chimiotactisme) et adhésion de la zoospore sur le tégument, le flagelle est résorbé et une paroi kystique est constituée. La zoospore enkystée produit des structures tubulaires nourricières, appelées rhizoïdes, dans les tissus épidermiques. Elles permettent un apport de nutriments et la maturation de la zoospore en zoosporangium (10 à 45 µm) puis en thallus. Différence notable entre les deux espèces de chytrides, *B. salamandrivorans* est capable de se diviser au stade zoospore enkysté et produit un nombre final de thallus (et donc de zoospores) bien plus important.

- Le thallus : il s'agit de la forme de reproduction du champignon. Le thallus possède un ou plusieurs zoosporangium, chacun étant constitué d'une multitude de zoospores (par clivages cytoplasmiques successifs). Lorsque le thallus est mature, des papilles permettent la libération des zoospores dans l'environnement et l'infection d'un nouvel hôte (ou la colonisation d'une région cutanée non infectée du même hôte). Le cycle évolutif des chytrides est largement dépendant de la température (Sonn *et al.* 2017). La culture *in vitro* de *B. dendrobatidis* dure entre 4 à 5 jours à 22°C. Les conditions optimales de croissance sont respectées lorsque la température est comprise entre 17 et 25°C à un pH entre 6 et 7. La croissance est inhibée en-dessous de 10°C ou au-dessus de 28°C.

B. salamandrivorans se développe à des températures plus basses et termine son cycle évolutif en 5 jours à 15°C. L'optimum de température se situe entre 10 et 15°C tandis que sa croissance est inhibée aux températures inférieures à 5°C ou supérieures à 25°C.

Symptomatologie

Les chytrides se nourrissent de la kératine du tégument des amphibiens ce qui a pour effet de perturber ses fonctions d'osmorégulation et de respiration. Les échanges ioniques transcutanés ne pouvant avoir lieu, les animaux atteints souffrent souvent d'une hyponatrémie, d'une hypokaliémie, d'une hypochlorémie et d'une hypocalcémie (entre autres) à l'origine d'une diminution de l'osmolarité plasmatique, de troubles cardiaques et de décès.

De par ses symptômes dermatologiques, la chytridiomycose est incluse dans le « *redleg syndrome* ». Les deux espèces de chytrides ont une expression dermatologique spécifique qui permet de les différencier (Martel *et al.* 2013 ; Rooij *et al.* 2015). Des surinfections bactériennes et fongiques sont fréquentes.

- *B. dendrobatidis* :

- Chez les têtards, l'infection se limite en général au bec corné ce qui se manifeste par une dépigmentation de la bouche et de son pourtour. Une diminution de la prise alimentaire, des capacités de nage et un ralentissement de la croissance sont parfois constatés mais sans mise en jeu du pronostic vital. En effet, Les larves sont moins affectées par la maladie car leur tégument contient très peu de kératine.
- Chez les adultes, les symptômes sont variables et souvent non spécifiques. Les animaux atteints peuvent être asymptomatiques, décéder subitement ou exprimer une léthargie, une anorexie ou encore des troubles neurologiques (abolition du réflexe de retournement, ataxie, crises convulsives). Sur le plan cutané, les animaux atteints de chytridiomycose présentent une fréquence de mue augmentée associée à une hyperkératose, une hyperplasie (pouvant aller jusqu'à 30 fois l'épaisseur normale), un érythème et/ou une décoloration de la peau. Les lésions sont localisées préférentiellement sur la face ventrale du corps (sur le pelvique patch principalement), des membres postérieurs et de leurs doigts chez les anoures tandis qu'elles sont situées en région ventrale du corps, de la queue et des membres (postérieurs et antérieurs) chez les urodèles.

- *B. salamandrivorans*

Cette espèce n'affecte que les urodèles adultes. Les signes cliniques apparaissent généralement 5 à 15 jours après l'exposition au pathogène et les animaux sensibles décèdent en 2 à 3 semaines. La principale différence avec *B. dendrobatidis* repose sur la nature des lésions dermatologiques. En effet, *B. salamandrivorans* engendre des lésions épidermiques superficielles ulcéraires multifocales qui sont présentes sur l'ensemble de la surface corporelle. Des symptômes généraux (anorexie, léthargie, voire ataxie) et une augmentation de la fréquence des mues sont également rapportés.

Diagnostic

Le diagnostic de cette maladie est microbiologique via la réalisation d'une PCR (ou qPCR) sur écouvillon cutané ou biopsie de peau. Un examen cytologique sur calque cutané ou un examen histologique des tissus cutanés sont également possibles mais

leurs sensibilités semblent être inférieures à la PCR. Des prélèvements microbiologiques pour culture fongique et bactérienne peuvent s'avérer nécessaires pour traiter les surinfections (Chai & Whitaker, 2019).

Thérapeutique

La modification des paramètres environnementaux permet de réguler l'infection dans l'environnement. En effet, les zoospores sont facilement éliminées par la dessiccation, la chaleur (4 heures à 37°C), une solution de chlorure de sodium à 5% et la majorité des désinfectants communément utilisés en terrariophilie.

Différents protocoles médicaux sont décrits dans la littérature (Roos et al. 2015 ; Chai & Whitaker, 2019) :

- Itraconazole :

- 0,1 mg/kg PO une fois par jour pendant 5 jours.
- Bains de 5 minutes par jour dans une solution dosée à 0,005 % (50 mg/L) ou 0,01 % (100 mg/L) pendant 10 jours.
- Bains de 5 minutes par jour dans une solution dosée à 0,0025 % (25 mg/L) pendant 6 jours.
- Bains de 30 minutes par jour dans une solution dosée à 0,01 % (100 mg/L) pendant 11 jours.
- Attention aux stades larvaires : concentration des bains doit être inférieure à 0,0005 %.

- Voriconazole :

- Spray (1,25 µg/ml) topique une fois par jour pendant 7 jours.
- Spray (12,5 µg/ml) topique puis bain de 10 minutes dans une solution de polymyxine E dosée à 2 000 UI/mL deux fois par jour pendant 10 jours. Ce protocole est particulièrement indiqué pour *B. salamandrivorans*.

- Terbinafine : bains de 5 minutes dans une solution dosée à 0,005-0,01 % (après dissolution dans de l'éthanol).

Pour le traitement des amphibiens aquatiques, le panel thérapeutique inclut également :

- Le chloramphénicol : bains permanents dans une solution dosée à 20 mg/L pendant 14 jours.

- Le vert de malachite ou bleu de méthylène : bains d'une heure par jour dans une solution dosée à 0,1 mg/L pendant 5 jours.

Prophylaxie

La prévention de cette maladie passe par le respect d'une quarantaine stricte à faire observer à tout nouvel arrivant. Un examen PCR est réalisé à l'entrée afin de limiter les risques. Dans le cas particulier des bassins d'extérieur, le propriétaire devra empêcher l'accès à l'herpétofaune locale mais également aux oiseaux d'eau, vecteurs de zoospores sur leurs plumes et sur leur peau digitée.

REMERCIEMENTS

Je tiens à adresser mes plus sincères remerciements au Docteur vétérinaire Didier Boussarie, organisateur de session, ainsi qu'aux Drs Clément Paillusseau et Frédéric Gandar, mes deux co-auteurs d'un ouvrage d'herpétologie vétérinaire en cours d'édition. Remerciements également à mon ami, le Dr vét. Jesse Bonwitt. BVSc, MSc, MRCVS, pour sa relecture et ses corrections du résumé en anglais.

CONFLIT D'INTERET

Absence de conflit d'intérêt.

BIBLIOGRAPHIE

- AFSCA, Agence fédérale pour la sécurité de la chaîne alimentaire. Les maladies animales émergentes. Brochure informative à l'attention des vétérinaires. Edition 2018, 32p. Disponible à : http://www.afsca.be/comitescientifique/publications/brochures/maladiesanimales/emergenteseleveurs/documents/MAE_VT_FR_16-01-2018_scherm.pdf (consulté le 24.01.2021).
- Bodewes R, Lempp C, Schürch AC, Habierski A, Hahn K, Lamers M et al. Novel divergent nidovirus in a python with pneumonia. J Gen Virol. 2014; 95: 2480-2485.
- Chai N, Whitaker BR. Amphibian chytridiomycosis. In: Mader's Reptile Amphibian Medicine and Surgery. Divers SJ, Stahl SJ, editors. St Louis: Elsevier; 2019, pp 1292-1293.
- Dervas E, Hepojoki J, Laimbacher A, Romero-Palomo F, Jelinek C, Keller S et al. Nidovirus-Associated Proliferative Pneumonia in the Green Tree Python (*Morelia viridis*). J. Virol. 2017; 91(21): 1-32.
- Divers SJ. Pneumonia. In: Mader's reptile and amphibian medicine and surgery. Divers SJ, Stahl SJ, editors. St Louis: Elsevier; 2019, pp 1331-1332.
- Franklins LHV, Lorch JM, Bohuski E. Emerging fungal pathogen *Ophidiomyces ophiodiicola* in wild European snakes. Sci Rep. 2017; 7 (1): 38-44.
- Hellebuyck T, Pasmans F, Haesebrouck F, Martel A. Dermatological diseases in lizards. Vet J. 2012; 193: 38-45.
- Hill AG, Sandy JR, Begg A. Mycotic dermatitis in juvenile freshwater crocodiles (*Crocodylus johnstoni*) caused by *Nannizziopsis crocodile*. J Zoo Wildl Med. 2019; 50(1): 225-230.
- Hoon-Hanks LL, Layton ML, Ossiboff RJ, Parker JSL, Dubovi EJ, Steingline MD. Respiratory disease in ball pythons (*Python regius*) experimentally infected with ball python nidovirus. Virology. 2018; 517: 77-87.
- Hoon-Hanks LL, Ossiboff RJ, Bartolini P, Fogelson SB, Perry SM, Stöhr A et al. Longitudinal and cross-sectional sampling of Serpentovirus (Nidovirus) infection in captive snakes reveals high prevalence, persistent infection, and increased mortality in pythons and

- divergent Serpentovirus infection in boas and colubrids. *Front Vet. Sci.* 2019; 6:338.
- Hoon-Hanks LL, Stöhr AC, Anderson AJ, Evans DE, Nevarez JG, Díaz RE, et al. Serpentovirus (Nidovirus) and Orthoreovirus coinfection in captive veiled chameleons (*Chamaeleo calyptratus*) with Respiratory Disease. *Viruses*. 2020; 12: 1329.
  - ICTV 2018 (International committee on taxonomy of viruses). Disponible sur : <https://talk.ictvonline.org/taxonomy> (consulté le 18/01/2021).
  - Kane LP, Allender MC, Archer G, Leister K, Rzadkowska M, Boers K et al. Pharmacokinetics of nebulized and subcutaneously implanted terbinafine in cottonmouths (*Agkistrodon piscivorus*). *J Vet Pharmacol Ther.* 2017; 40(5): 575-579.
  - Knotek Z, Divers SJ. Pulmonology. In: Mader's Reptile and Amphibian Medicine and Surgery. Divers SJ, Stahl SJ, editors. St Louis: Elsevier; 2019, pp 786-804.
  - Lindemann DM, Allender MC, Rzadkowska M, Archer G, Kane L, Bitchman E et al. Pharmacokinetics, efficacy, and safety of voriconazole and itraconazole in healthy cottonmouths (*Agkistrodon piscivorus*) and Massasauga rattlesnakes (*Sistrurus catenatus*) with snake fungal disease. *J Zoo Wildl Med.* 2017; 48 (3): 757-766.
  - Marschang RE, Kolesnik E. Detection of nidoviruses in live pythons and boas. *Tierarztl Prax Ausg Kleintiere Heimtiere.* 2017; 45(1): 22-26.
  - Marschang RE, Origgi F, Stenglein ME, Hyndman TH, Wellehan JFX, Jacobson ER. Viruses and viral diseases of reptiles. In: Infectious diseases and pathology of reptiles. Jacobson ER, Garner MM, editors. Boca Raton: CRC Press; 2020.
  - Martel A, Spitzen-van der Sluijs A, Blooi M, Bert W, Ducatelle R, Fisher MC et al. *Batrachochytrium salamandrivorans* sp. nov. causes lethal chytridiomycosis in amphibians. In: *Proc Natl Acad Sci USA.* 2019; 110 (38): 15325-15329.
  - McBride MP, Wojick KB, Georoff TA, Kimbro J, Garner MM, Wang X et al. *Ophidiomyces Ophidiicola* dermatitis in eight free-ranging timber rattlesnakes (*Crotalus horridus*) from Massachusetts. *J Zoo Wildl Med.* 2015; 46 (1): 86-94.
  - O'Dea MA, Jackson B, Jackson C, Xavier P, Warren K. Discovery and partial genomic characterisation of a novel nidovirus associated respiratory disease in wild Shingleback lizards (*Tiliqua rugosa*). *PLoS ONE.* 2016; 11(11): e0165209. doi:10.1371/journal.pone.0165209.
  - OIE. Maladies émergentes. Disponible sur : https://fr.wikipedia.org/wiki/Maladie_émergente (consulté le 24.01.2021).
  - OMS. Maladies émergentes. Disponible sur : https://www.who.int/topics/emerging_diseases/fr/ (consulté le 20.01.2021).
  - Paré JA, Sigler L. an overview of reptile fungal pathogens in the genera *Nannizziopsis*, *Paranannizziopsis*, and *Ophidiomyces*. *J Herpetol Med Surg.* 2016; 26: 1-2.
  - Rajeev S, Sutton DA, Wickes BL, Miller DL, Giri D, Van Meter M et al. Isolation and characterization of a new fungal species, *Chrysosporium ophidiicola*, from a mycotic granuloma of a black rat snake (*Elaphe obsoleta obsoleta*). *J Clin Microbiol.* 2009; 47(4): 1264-1268.
  - Scheele BC, Pasmans F, Skerratt LF, Berger L, Martel A, Beukema W et al. Amphibian fungal panzootic causes catastrophic and ongoing loss of biodiversity. *Science.* 2019; 363(6434): 1459-1463.
  - Scheelings TF, Hellebuyck T. Dermatology-Skin. In: Mader's reptile and amphibian medicine and surgery. Divers SJ, Stahl SJ, editors. St Louis: Elsevier; 2019, pp 699-711.
  - Sonn JM, Berman S, Richards-Zawacki CL. The influence of temperature on chytridiomycosis *in vivo*. *Ecohealth.* 2017; 14(4): 762-770.
  - Stenglein MD, Jacobson ER, Wozniak EJ, Wellehan JF, Kincaid A, Gordon M et al. Ball python nidovirus: a candidate etiologic agent for severe respiratory disease in *Python regius*. *MBio* 2014; 5: e01484-14. doi: 10.1128/mBio.01484-14.
  - Uccellini L, Ossiboff RJ, de Matos RE, Morrissey JK, Petrosov A, Navarrete-Macias I et al. Identification of a novel nidovirus in an outbreak of fatal respiratory disease in ball pythons (*Python regius*). *Virol J.* 2014; 11: 144.
  - Van Waeyenberghe L, Baert K, Pasmans F, Van Rooij P, Hellebuyck T, Beernaert L et al. Voriconazole, a safe alternative for treating infections caused by the *Chrysosporium* anamorph of *Nannizziopsis vriesii* in bearded dragons (*Pogona vitticeps*). *Med Mycol.* 2010; 48: 880-885.
  - Van Rooij P, Martel A, Haesebrouck F, Pasmans F. Amphibian chytridiomycosis: a review with focus on fungus-host interactions. *Vet Res.* 2015; 46: 137.
  - Wellehan JFX, Divers SJ. Mycology. In: Mader's reptile and amphibian medicine and surgery. Divers SJ, Stahl SJ, editors. St Louis: Elsevier; 2019, pp 270-280.
  - Zhang J, Finlaison DS, Frost MJ, Gestier S, Gu X, Hall J et al. Identification of a novel nidovirus as a potential cause of large scale mortalities in the endangered Bellinger River snapping turtle (*Myuchelys Georges*). *Plos One.* 2018; 13(10): e0205209. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0205209>.