



INFECTION PAR LE VIRUS DU TILAPIA LACUSTRE (TiLV) – UN NOUVEAU VIRUS PROCHE DES ORTHOMYXOVIRUS

INFORMATIONS SUR L'AGENT PATHOGÈNE

1. AGENT CAUSATIF

1.1. Type d'agent pathogène

Virus.

1.2. Nom de la maladie et synonymes

Infection par le virus du tilapia lacustre (TiLV).

1.3. Noms vernaculaires de l'agent pathogène et synonymes

Virus du tilapia lacustre (TiLV).

1.4. Affiliation taxonomique

Bien que son affiliation taxonomique n'ait pas été déterminée avec certitude, le TiLV a été décrit comme un nouveau virus appartenant à la famille des Orthomyxoviridae (Eyngor *et al.*, 2014).

1.5. Autorité (première description scientifique, référence)

Le virus a été décrit pour la première fois par Eyngor *et al.* (2014).

1.6. Environnement de l'agent pathogène (eau douce, eau saumâtre ou eau de mer)

Eau douce et eau saumâtre.

2. MODES DE TRANSMISSION

2.1. Modes de transmission (horizontale, verticale, indirecte)

Des études de cohabitation entre animaux sains et malades ont démontré que la transmission horizontale directe était un mode important de transmission. La détection du virus dans les gonades des reproducteurs ainsi que chez les alevins, 2, 5 et 10 jours après l'éclosion, suggère une possible transmission verticale du TiLV (Yamkasem *et al.*, 2019). Les caractéristiques biophysiques du virus n'étant pas encore suffisamment connues, il est difficile de déterminer l'importance de la transmission indirecte par les matériels contaminés.

2.2. Réservoir

Les seuls réservoirs établis de l'infection sont les populations de poissons, qu'ils soient d'élevages ou sauvages. La source originelle du TiLV n'est pas connue.

2.3 Les facteurs de risque (température, salinité, etc.)

La maladie a été observée suite aux transferts d'animaux entre bassins et, par conséquent, pourrait être associée au stress (Ferguson *et al.*, 2014 et Dong *et al.*, 2017). Aucun autre facteur de risque potentiel (température, salinité, etc.) n'a pu être identifié.

3. ESPÈCES HÔTES

3.1. Espèces sensibles

Les mortalités attribuées au TiLV ont été observées chez le tilapia sauvage *Sarotherodon (Tilapia) galilaeus*, le tilapia d'élevage *Oreochromis niloticus* et l'hybride commercial de tilapia (issu du croisement *Oreochromis niloticus* X *Oreochromis aureus*) (Bacharach *et al.*, 2016; Ferguson *et al.*, 2014, Eyngor *et al.*, 2014). La transmission de l'infection au gourami géant (*Osphronemus goramy*) par les procédures expérimentales que sont l'injection et la cohabitation a causé des mortalités (Jaemwimol *et al.*, 2018). En revanche, il a été démontré que huit autres espèces de poisson d'eau chaude n'étaient pas sensibles au virus.

3.2. Stades de développement de l'hôte affectés par la maladie

Dans les foyers décrits par Ferguson *et al.* (2014) et Dong *et al.*, 2017, la maladie a surtout été observée chez les alevins. Dong *et al.* ont rapporté une mortalité approximative de 90 % chez les alevins de tilapia rouges dans le mois ayant suivi le stockage en cages. Fathi *et al.* (2017) ont observé une mortalité légèrement supérieure à 9 % chez les tilapias du Nil de taille moyenne à grande (2017). Les autres publications sur la maladie ne comportent aucune description des différents niveaux de mortalité observés pour chacun des stades de développement des poissons (Eyngor *et al.*, 2014).

3.3. Commentaires additionnels

Il y a des éléments indiquant que certaines souches de tilapia sont résistantes. Ferguson *et al.* (2014) ont noté qu'une souche de tilapia (sexe génétique des tilapias : mâle) avait subi des niveaux de mortalité significativement plus bas (10 - 20 % de mortalité) que ceux observés chez d'autres souches.

Certains premiers éléments de preuve suggèrent que les filets de tilapia surgelés représentent un risque de transmission du TiLV moins important car la viabilité du virus diminue après un traitement par surgélation [voir la proposition de référence n°2].

4. DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE

La présence du TiLV a été signalée en Colombie, en Équateur, en Israël (Bacharach *et al.*, 2016 ; Ferguson *et al.*, 2014 ; Tsofack *et al.*, 2016), en Égypte (Fathi *et al.*, 2017), dans le Taipei chinois et aux Philippines (OIE, 2017), en Malaisie (OIE, 2017 ; Amal *et al.*, 2018), en Thaïlande (OIE, 2017 ; Dong *et al.*, 2017), et plus récemment, en Inde (OIE, 2019 ; Behera *et al.*, 2018) ainsi qu'au Mexique, au Pérou et aux États-Unis d'Amérique (OIE, 2019). La présence du virus a été également rapportée en Afrique sub-saharienne : il a notamment été détecté chez les tilapias d'élevage et sauvages des zones tanzaniennes et ougandaises du Lac Victoria (Mugimba *et al.*, 2018).

En raison d'investigations peu poussées de l'ensemble des épisodes de mortalités, il est possible que la distribution géographique du TiLV soit plus large que celle estimée à l'heure actuelle. Par exemple, des épisodes de mortalités de tilapia signalés au Ghana et en Zambie en 2016 n'ont pas été attribués au virus mais les informations disponibles n'indiquent pas si la présence du virus a été recherchée. Un génome partiel originaire de Thaïlande a révélé une variation relativement élevée par rapport aux souches originaires d'Israël (97 % d'identité nucléotidique) (Dong *et al.*, 2017).

5. SIGNES CLINIQUES ET DESCRIPTION DE CAS

5.1. Tissus et organes infectés chez l'hôte

Les yeux, le cerveau et le foie sont les principaux organes affectés par la maladie (Eyngor *et al.*, 2014).

5.2. Observations et lésions macroscopiques

Les lésions macroscopiques incluent des modifications de l'œil, notamment l'opacité du cristallin et, dans les cas les plus avancés, la rupture capsulaire du cristallin. Parmi les autres lésions observées figurent des érosions cutanées, des hémorragies des leptoméninges et une congestion de la rate (Eyngor *et al.*, 2014).

5.3. Lésions microscopiques et anomalies tissulaires

À l'examen histologique, des lésions ont été observées dans le cerveau, les yeux et le foie (Eyngor *et al.*, 2014). Les lésions cérébrales incluaient de l'œdème, des hémorragies focales dans les leptoméninges, une congestion des vaisseaux capillaires présents dans la substance grise et la substance blanche ainsi qu'une dégénérescence neurale. Des foyers de gliose et une infiltration lymphocytaire en manchons périvasculaires ont été décrits. Les lésions oculaires incluaient une rupture capsulaire du cristallin et des modifications engendrées par la cataracte. Des foyers d'hépatomégalie ont été observés. Une hyperplasie splénique associée à une prolifération des lymphocytes a été identifiée. En outre, le nombre et la taille des centres mélanomacrophages (CMM) étaient augmentés dans le foie et la rate. La présence d'un virus proche des orthomyxovirus dans les hépatocytes anormaux a été confirmée par microscopie électronique à transmission, corroborant ainsi les descriptions d'hépatite syncytiale figurant dans les premiers signalements de la maladie (Del-Pozo *et al.*, 2016).

5.4. Statut de la maladie au regard de la Liste de l'OIE

L'infection par le TiLV est définie comme maladie émergente par l'OIE et est en cours d'évaluation en vue de sa possible inclusion dans la Liste des maladies. Toutefois, à ce jour, cette maladie ne satisfait pas à l'ensemble des critères d'inclusion dans la Liste de l'OIE figurant au chapitre 1.2. du *Code sanitaire pour les animaux aquatiques* (OIE, édition 2016). La maladie répondant à la définition de la « maladie émergente », les Membres sont ainsi tenus de la notifier conformément à l'article 1.1.4. du *Code aquatique*.

6. IMPORTANCE ÉCONOMIQUE ET SOCIALE

Les tilapinés, qui comprennent plus de 100 espèces, sont le second groupe le plus important de poissons d'élevage au monde après celui des carpes. La production mondiale est estimée à 4,5 millions de tonnes pour une valeur de 7,5 milliards de dollars US (FAO, 2014). Dans certaines régions, ces espèces jouent un rôle écologique important (maîtrise de la prolifération des algues et des moustiques et entretien de l'habitat des crevettes d'élevage). Elles sont également des espèces de premier plan pour la pêche. Il a été montré que l'apparition du virus avait causé des mortalités importantes (jusqu'à 90 %), ce qui a eu pour conséquences des pertes économiques sévères pour les aquaculteurs et les pêcheurs (Eyngor *et al.*, 2014 ; Dong *et al.*, 2017).

7. IMPORTANCE ZONOTIQUE

Aucune.

8. MÉTHODES DE DIAGNOSTIC

8.1. Définition d'un cas suspect

Des niveaux de mortalité élevés chez les espèces de tilapinés, associés à la présence d'atteintes oculaires (opacité du cristallin ou tableau clinique plus sévère) doivent amener à suspecter un cas d'infection par le TiLV. La présence d'érosions cutanées, d'hémorragies des leptoméninges et d'une congestion splénique et rénale modérée peut être observée lors de l'examen *post mortem*.

8.2. Tests de présomption

Le TiLV peut être mis en culture sur une lignée cellulaire primaire de cerveau de tilapia ou sur une lignée cellulaire E-11 ; elle y induit un effet cytopathique en trois à dix jours (Eyngor *et al.*, 2014 ; Liamnimitr *et al.*, 2017). Tsofack *et al.* (2016) décrivent les conditions optimales nécessaires à la culture du TiLV.

8.3. Tests de confirmation

Un ensemble d'amorces PCR a été conçu et une méthode de RT-PCR a été développée (Eyngor *et al.*, 2014). Toutefois, ce test n'a pas encore été totalement validé. Une méthode de RT-PCR emboîtée, beaucoup plus sensible, a fait l'objet d'une publication et s'avère adaptée pour la détection du TiLV chez des cas cliniques (Tsofack *et al.*, 2016). Plus récemment, une méthode de RT-PCR semi-nichée présentant une meilleure sensibilité analytique (7,5 copies du génome viral par réaction) a fait l'objet d'une publication (Dong *et al.*, 2017). Un test PCR en temps réel reposant sur l'utilisation du réactif SYBR et dont la sensibilité analytique est de deux copies de plasmide (Tattiyapong *et al.*, 2017) ainsi qu'un test PCR en temps réel reposant sur l'utilisation d'une sonde (Waiyemitra *et al.*, 2018) ont également fait l'objet d'une publication. L'ensemble des tests moléculaires sont en attente de validation.

9. MÉTHODES DE CONTRÔLE

La mise en place de restrictions des mouvements de tilapins vivants, provenant d'élevages ou des pêches, dans les aires où il est reconnu que le virus est présent, limitera la propagation de la maladie. Des mesures générales de sécurité biologique (par exemple, le nettoyage et la désinfection) afin de réduire la propagation de la maladie par les matériels contaminés, tels que l'équipement, les véhicules ou le personnel, doivent également être mises en œuvre. Les désinfectants communément employés sont efficaces contre le TiLV sous réserve que leurs conditions d'utilisation soient respectées [voir la proposition de référence n°4]. Les protocoles de désinfection appropriés doivent être incorporés aux protocoles de sécurité biologique.

À ce jour, aucune méthode efficace pour limiter l'impact d'un foyer de la maladie dans une ferme aquacole n'a été publiée. Il a été suggéré que la sélection de poissons résistants ou la mise au point d'un vaccin pourrait offrir de nouvelles perspectives à long terme pour la gestion de la maladie (Ferguson *et al.*, 2014). Un programme de reproduction devrait permettre de sélectionner et tester un large nombre de souches de tilapia, pour ne conserver que les plus résistants à la maladie.

10. RISQUE DE TRANSMISSION

Comme le TiLV a été transmis de façon horizontale lors d'études de cohabitation, il est probable que la transmission de la maladie se produise lors des mouvements d'animaux aquatiques vivants. Les informations sur les propriétés biophysiques du TiLV et sur les risques que présentent les produits issus d'animaux aquatiques sont limités. Cependant, il peut être supposé que le TiLV possède les caractéristiques des autres orthomyxovirus aquatiques, tel que le virus de l'anémie infectieuse du saumon. Les données actuelles suggèrent que les yeux, le cerveau et le foie sont les organes contenant probablement les concentrations les plus élevées en TiLV. Par conséquent, il est probable que les déchets animaux solides et liquides soient contaminés. Toutefois, il n'est pas exclu que l'agent pathogène puisse également être détecté dans la musculature des poissons infectés. Le TiLV a été détecté par RT-PCR en temps réel. Le virus a été isolé dans le mucus mais pas dans les fèces (Liamnimitr *et al.*, 2017).

11. AUTRES INFORMATIONS UTILES

- CGIAR Research Program on Fish Agri-food Systems (2017). Tilapia Lake Virus (TiLV): What to know and to? Factsheet: FISH-2017-03
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). (2017). FAO issues alert over lethal virus affecting popular tilapia fish. <http://www.fao.org/news/story/en/item/888884/icode/>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO)/GIEWS Special Alert nr. 338. (2017). Outbreaks of Tilapia lake virus (TiLV) threaten the livelihoods and food security of millions of people dependent on tilapia farming. <http://www.fao.org/3/a-i7326e.pdf>
- Network of Aquaculture Centres in Asia-Pacific (NACA). (2017). Urgent update on possible worldwide spread of tilapia lake virus. <https://enaca.org/?id=870&title=urgent-update-on-possible-worldwide-spread-of-tilapia-lake-virus-tilv>

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- AMAL, M.N.A., KOH, C.B., NURLIYANA, M., SUHAIBA, M., NOR-AMALINA, Z., SANTHA, S., DIYANI-NADHIRAH, K.P., YUSOF, M.T., INA-SALWANY, M.Y. & ZAMRI-SAAD, M. (2018). A case of natural co-infection of Tilapia Lake Virus and *Aeromonas veronii* in a Malaysian red hybrid tilapia (*Oreochromis niloticus* x *O. mossambicus*) farm experiencing high mortality. *Aquaculture*, **485**, 12-16.
- BEHERA, B.K., PRADHAN, P.K., SWAMINATHAN, T.T., SOOD, N., PRASENJIT PARIJA, ABHISCHEK DAS, VERMA, D.K., KUMAR, R., YADAV, M.K., DEV, A.K., PARIDA, P.K., DAS, B.K., LAL, K.K. & JENA, J.K. (2018) Emergence of Tilapia Lake Virus associated with mortalities of farmed Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1758) in India. *Aquaculture*, **484**, 168-174.
- DEL-POZO, J., MISHRA, N., KABUUSU, R., CHEETHAM, S., EL-DAR, A., BACHARACH, E., LIPKIN, W.I., & FERGUSON, H. W. (2016). Syncytial Hepatitis of Tilapia (*Oreochromis niloticus* L.) is Associated With Orthomyxovirus-Like Virions in Hepatocytes. *Veterinary Pathology*, **54(1)**, 164-170. <https://doi.org/10.1177/0300985816658100>
- DONG, H.T., SIRIROOB, S., MEEMETTA, W., SANTIMANAWONG, W., GANGNONNGIW, W., PIRARAT, N., KHUNRAE, P., RATTANAROJPONG, T., VANICHVIRIYAKIT, R. & SENAPIN, S. (2017), Emergence of tilapia lake virus in Thailand and an alternative semi-nested RT-PCR for detection. *Aquaculture*, **176**, 111-118.
- EYNGOR, M., ZAMOSTIANO, R., TSOFAK, J. E. K., BERKOWITZ, A., BERCOVIER, H., TINMAN, S., LEV, M., HURYITZ, A., GALEOTTI, M. & EL-DAR, A. (2014). Identification of a novel RNA virus lethal to tilapia. *Journal of Clinical Microbiology*, **52(12)**, 4137-4146. <https://doi.org/10.1128/JCM.00827-14>
- FAO (2014). The state of world fisheries and aquaculture. Food and Agriculture Organization of the United Nations (Vol. 2014). <https://doi.org/92-5-105177-1>
- FERGUSON, H. W., KABUUSU, R., BELTRAN, S., REYES, E., LINCE, J. A., & DEL POZO, J. (2014). Syncytial hepatitis of farmed tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.): A case report. *Journal of Fish Diseases*, **37(6)**, 583–589. <https://doi.org/10.1111/jfd.12142>
- FATHI, M., DICKSON, C., DICKSON, M., LESCHEN, W., BAILY, J., MUIR, F., ULRICH, K., & WEIDMANN, M. (2017). Identification of Tilapia Lake Virus in Egypt in Nile tilapia affected by 'summer mortality' syndrome. *Aquaculture*, **472**, 430-432
- JAEMWIMOL P., SIRIKANCHANA K., TATTIYAPONG P., MONGKOLSUK S. & SURACHETPONG W. (2019). Virucidal effects of common disinfectants against tilapia lake virus. *Journal of Fish Diseases*, **42(10)**, 1383–1389. <https://doi.org/10.1111/jfd.13060>
- Jaemwimol, P., Rawiwan, P., Tattiyapong, P., Saengnual P., Kamlangee, A. and Surachetpong, W. (2018) Susceptibility of important warm water fish species to tilapia lake virus (TiLV) infection. *Aquaculture* Vol 497, 462-468.
- LIAMNIMITR, P., THAMMATORN, W., U-THOOMPORN, S., TATTIYAPONG, P & SURACHETPONG, W. (2018) Non-lethal sampling for Tilapia Lake Virus detection by RT-qPCR and cell culture. *Aquaculture*, **486**, 75-80

- MUGIMBA K. K., CHENGULA A.A. & WAMALA S., (2018). Detection of tilapia lake virus (TiLV) infection by PCR in farmed and wild Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) from Lake Victoria. *Journal of Fish Diseases*, **41(8)**, 1181–1189. <https://doi.org/10.1111/jfd.12790>
- OIE. (2016). *Aquatic Animal Health Code* (19th ed.). Paris: OIE. Retrieved from <http://www.oie.int/international-standard-setting/aquatic-code/access-online/>
- OIE (2017) Disease notification report 25278, 23/11/2017. [https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Reviewreport/Review?page_refer=MapFullEventReport&reportid=25278]
- TSOFAK, J. E. K., ZAMOSTIANO, R. WATTED, S., BERKOWITZ, E., MISHRA, N., BRIESE, T., LIPKIN, W.I., KABUUSU, R.M., FERGUSON, H., DEL POZO, J., EL DAR, A., & BACHARACH, E. (2016) Detection of Tilapia Lake Virus (TiLV) in Clinical Samples by Culturing and Nested RT-PCR. *Journal of Clinical Microbiology*, **55(3)**, 759-767.
- TATTIYAPONG, P., SIRIKANCHANA, K., & SURACHETPONG, W. (2017) Development and validation of a reverse transcription quantitative polymerase chain reaction for tilapia lake virus detection in clinical samples and experimentally challenged fish. *Journal of Fish Diseases*, **41(2)**, 255-261. DOI: 10.1111/jfd.12708
- THAMMATORN W., RAWIWAN P. & SURACHETPONG W. (2019). Minimal risk of tilapia lake virus transmission via frozen tilapia fillets. *Journal of Fish Diseases*, **42(1)**, 3-9. <https://doi.org/10.1111/jfd.12924>
- WAIYAMITRA, P., TATTIYAPONG, P., SIRIKANCHANA, K., MONGOLDUK, S., NICHOLSON, P., & SURACHETPONG, W. (2018) A TaqMan RT-qPCR assays for tilapia lake virus (TiLV) detection in tilapia. *Aquaculture*, **497**, 184-188
- YAMKASEM J., TATTIYAPONG P., KAMLANGDEE A. & SURACHETPONG W. (2019). Evidence of potential vertical transmission of tilapia lake virus. *Journal of Fish Diseases*, **42(9)**, 1293–1300. <https://doi.org/10.1111/jfd.13050>