



INFECCIÓN POR EL VIRUS DE LA TILAPIA DE LAGO (TiLV) – UN NUEVO VIRUS DE TIPO ORTHOMYXO

INFORMACIÓN SOBRE EL AGENTE PATÓGENO

1. AGENTE CAUSANTE DE LA ENFERMEDAD

1.1. Tipo de agente patógeno

Virus.

1.2. Nombre de la enfermedad y sinónimos

Infección por el virus de la tilapia de lago (TiLV).

1.3. Nombres comunes del agente patógeno y sinónimos

Virus de la tilapia de lago (TiLV).

1.4. Categoría taxonómica

La filiación taxonómica todavía no se ha determinado definitivamente, TiLV se ha descrito como un nuevo virus de la familia *Orthomyxoviridae* (Eyngor *et al.*, 2014).

1.5. Autoridad (primera descripción científica, referencia)

Este virus fue descrito por Eyngor *et al.* (2014).

1.6. Entorno del agente patógeno (agua dulce, de mar y agua salobre)

Agua dulce y salobre.

2. MODOS DE TRANSMISIÓN

2.1. Vías de transmisión (horizontal, vertical, indirecta)

Estudios de cohabitación han demostrado que la transmisión horizontal directa constituye una importante vía de transmisión. La detección del virus en las gónadas de los reproductores y la detección del virus en los alevines a los 2, 5 y 10 días después de la eclosión sugieren una posible transmisión vertical del TiLV (Yamkasem *et al.*, 2019). Las características biofísicas del virus no están bien caracterizadas, lo que dificulta la determinación de la importancia de la transmisión indirecta por fómites.

2.2. Reservorio

Las poblaciones infectadas de peces, tanto de cría como silvestres, constituyen los únicos reservorios establecidos de infección. Se desconoce la fuente original de TiLV.

2.3 Factores de riesgo (temperatura, salinidad, etc.)

La enfermedad se ha asociado con la transferencia entre estanques y, por lo tanto, se puede asociar al estrés (Ferguson *et al.*, 2014, Dong *et al.* 2017).

3. GAMA DE HOSPEDADORES

3.1. Especies susceptibles

Las mortalidades atribuidas a la infección por TiLV se han observado en tilapias silvestres *Sarotherodon (Tilapia) galilaeus*, tilapias de cría *Oreochromis niloticus* y tilapias híbridas para el cultivo comercial (*O. niloticus* X *O. aureus*) (Bacharach *et al.*, 2016; Ferguson *et al.*, 2014; Eyngor *et al.*, 2014). Infecciones experimentales con TiLV por inyección y cohabitación han resultado en mortalidades del gurami gigante (*Osphronemus goramy*) (Jaemwimol *et al.*, 2018). En el estudio se encontraron ocho especies adicionales de peces de aguas cálidas no susceptibles.

3.2. Etapas del ciclo de vida afectadas por la enfermedad

En el brote notificado por Ferguson *et al.* (2014) y Dong *et al.* (2017) los alevines fueron los principales afectados. Fathi *et al.* (2017) observaron una mortalidad ligeramente superior al 9% en tilapias del Nilo de tamaño medio y grande. Otros informes no se refirieron a distintos niveles de mortalidad según la etapa de desarrollo (Eyngor *et al.*, 2014).

3.3. Comentarios adicionales

Existen pruebas que demuestran que ciertas cepas genéticas de tilapias son resistentes. Ferguson *et al.* (2014) indicaron que una cepa de tilapia (genéticamente un pez tilapia macho) había registrado un nivel de mortalidad más bajo (10-20 %) en comparación con otras cepas.

Existe evidencia preliminar que sugiere que los filetes congelados de tilapia plantean un riesgo menor de transmisión de TiLV debido a la reducción de la viabilidad viral tras la congelación (Thammatorn *et al.*, 2019).

4. DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

La infección por el virus TiLV se ha notificado en Colombia, Ecuador e Israel (Bacharach *et al.*, 2016; Ferguson *et al.*, 2014; Tsofack *et al.*, 2016), Egipto (Fathi *et al.*, 2017), Taipéi Chino y Filipinas (OIE, 2017), Malasia (OIE, 2017; Amal *et al.*, 2018), Tailandia (OIE, 2017; Dong *et al.*, 2017), y más recientemente en India (OIE, 2019; Behera *et al.*, 2018), México, Perú y Estados Unidos de América (OIE, 2019). El virus también se ha notificado en África subsahariana, con detecciones declaradas en tilapias silvestres y de criadero en las cuencas de Tanzania y Uganda del lago Victoria (Mugimba *et al.*, 2018).

Es posible que, ante la falta de investigación exhaustiva de todos los incidentes de mortalidad, la distribución geográfica del TiLV sea más amplia que la que se estima en la actualidad. Por ejemplo, los informes de mortalidad de tilapias en Ghana y Zambia en 2016 no se atribuyeron a la infección por TiLV, pero la información disponible no indica que se haya investigado la presencia del virus. Un genoma parcial originario de Tailandia mostró una variación relativamente alta con respecto a las cepas de Israel (cerca del 97% de identidad nucleotídica) (Dong *et al.*, 2017).

5. SIGNOS CLÍNICOS Y DESCRIPCIÓN DE CASO

5.1. Tejidos hospedadores y órganos infectados

Los principales órganos en los que se ha observado la patología son los ojos, el cerebro y el hígado (Eyngor *et al.*, 2014).

5.2. Observaciones generales y lesiones macroscópicas

Las lesiones generales incluyen alteraciones oculares, como la opacidad del cristalino y, en casos graves, su ruptura.

5.3. Lesiones microscópicas y anomalía del tejido

Se han observado lesiones histológicas en el cerebro, los ojos y el hígado (Eyngor *et al.*, 2014). Las lesiones en el cerebro incluyen edema, hemorragias focales en las leptomeninges, congestión de los vasos capilares tanto en la sustancia blanca como gris y degeneración neuronal. Se han detectado focos de gliosis y manguitos perivasculares ocasionales de linfocitos. Los centros melanomacrófagos (MMC, por sus siglas en inglés) aumentaron tanto en tamaño como en número, en el hígado y el bazo. El microscopio electrónico de transmisión confirmó la presencia de un virus de la familia orthomyxo en hepatocitos enfermos, corroborando así los informes tempranos de hepatitis sincitial (del-Pozo *et al.*, 2016).

5.4. Situación actual con respecto a la lista de la OIE

Pese a que la infección por TiLV se define como una enfermedad emergente por la OIE y está en estudio de inclusión en la lista de enfermedades, en la actualidad no cumple con todos los criterios de inclusión descritos en el Capítulo 1.2. del *Código Sanitario para los Animales Acuáticos* (OIE, 2016). La enfermedad cumple la definición de "enfermedad emergente" y, como tal, los Miembros deben notificarla con arreglo al Artículo 1.1.4. del *Código Acuático*.

6. IMPORTANCIA SOCIAL Y ECONÓMICA

Existen más de 100 especies de tilapias que constituyen el segundo grupo de peces de cultivo más importante del mundo después de la carpa. Se estima que la producción mundial es de 4,5 millones de toneladas métricas con un valor superior a 7.500 millones de dólares estadounidenses (FAO, 2014). Se ha demostrado que la introducción del virus causa una mortalidad significativa (hasta del 80 %), lo que genera serias pérdidas económicas, tanto para los acuicultores como para los pescadores (Eyngor *et al.*, 2014 ; Dong *et al.*, 2017).

7. IMPORTANCIA ZONÓTICA

Ninguna

8. MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO

8.1. Definición de caso sospechoso

Altos niveles de mortalidad en las especies de tilapias, asociados con alteraciones oculares (opacidad del cristalino o patología más severa) deberán llevar a sospecha un caso de TiLV. En inspecciones *post-mortem*, se pueden observar erosiones cutáneas, hemorragias en leptomeninges y una congestión moderada del bazo y el riñón.

8.2. Métodos de prueba presuntivos

Cultivo de células del virus en una línea celular primaria del cerebro de tilapia o en una línea celular E-II, induciendo un efecto citopático en 3-10 días (Eyngor *et al.*, 2014). (Liamnimitr *et al.*, 2017). Tsofack *et al.* (2016) describen las condiciones óptimas de cultivo de TiLV.

8.3. Métodos de prueba confirmatorios

Se diseñó un primer grupo de PCR y se desarrolló una prueba PCR con transcriptasa reversa (RT-PCR) (Eyngor *et al.*, 2014). Se ha publicado una RT-PCR anidada con una mayor sensibilidad e idónea para la detección de los casos clínicos de TiLV (Tsofack *et al.*, 2016). Más recientemente, se publicaron una prueba PCR anidada en tiempo real con una sensibilidad analítica mejorada (7.5 copias del genoma viral por reacción (Dong *et al.*, 2017), una prueba utilizando el fluorescente SYBR con sensibilidad analítica de dos copias de plásmido (Tattiyapong *et al.* 2017) y una prueba con sonda en tiempo real Waiyamitra *et al.*, 2018. Todas las pruebas moleculares requieren mayor validación.

9. MÉTODOS DE CONTROL

La propagación de la enfermedad se limitará mediante restricciones de movimientos de tilapias provenientes de criaderos y pesquerías en las que se sabe que el virus ha aparecido. Igualmente, se deberán implementar medidas genéricas de bioseguridad, con el fin de minimizar la propagación de fómites a través de equipos, vehículos y personal (es decir, limpieza y desinfección). Los desinfectantes comunes son eficaces contra el TiLV siempre que se respeten las condiciones de utilización (Jaemwimol *et al.*, 2019). Se han de incorporar protocolos de desinfección apropiados a los protocolos de bioseguridad.

Hasta la fecha, no se ha publicado ningún método que demuestre ser eficaces en limitar el impacto de un brote en una granja infectada. Un programa de cría necesitará seleccionar y poner a prueba una variedad de diferentes cepas de tilapia con miras a detectar las menos susceptibles.

10. RIESGO DE TRANSMISIÓN

Dado que TiLV se ha transmitido horizontalmente a través de la cohabitación, es probable que la transmisión se efectúe por medio de los desplazamientos de animales acuáticos vivos. Existe poca información acerca de las propiedades biofísicas del TiLV y de los riesgos asociados con los productos de animales acuáticos. No obstante, se puede asumir que comparte algunas propiedades con otros orthomyxovirus acuáticos como el de la anemia infecciosa del salmón.

11. OTRA INFORMACIÓN DE UTILIDAD

- CGIAR Research Program on Fish Agri-food Systems (2017). Tilapia Lake Virus (TiLV): What to know and to? Factsheet: FISH-2017-03
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO). (2017). La FAO alerta sobre un virus letal para la tilapia, un popular pescado <http://www.fao.org/news/story/es/item/889476/icode/>
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (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>
- Red de Centros de Acuicultura de Asia y el Pacífico (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>

REFERENCIAS

- AMAL, M.N.A., KOH, C.B., NURLIYANA, M., SUHAIBA, M., NOR-AMALINA, Z., SANTHA, S., DIYANI-NADHIRAH, K.P., YUSOF, M.T., INASALWANY, 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 framed Nile Tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus 1758) in India. *Aquaculture*, **484**, 168-174.
- DEL-POZO, J., MISHRA, N., KABUUSU, R., CHEETHAM, S., ELDAR, 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. & ELDAR, 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-THOOMPORM, 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. [\[https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Review/report/Review?page_refer=MapFullEventReport&reportid=25278\]](https://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Review/report/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., ELDAR, 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>