



INFECTION PAR LE [COVERT MORTALITY NODAVIRUS (CMNV)]

INFORMATIONS SUR L'AGENT PATHOGÈNE

1. AGENT CAUSAL

1.1. Type d'agent pathogène

Virus.

1.2. Nom de la maladie et synonymes

Infection par le [Covert mortality nodavirus (CMNV)].

1.3. Noms vernaculaires de l'agent pathogène et synonymes

[Covert mortality nodavirus (CMNV)].

1.4. Affiliation taxonomique

Bien que non classé, le CMNV est affilié à la famille des *Nodaviridae* (Sahul Hameed *et al.*, 2019).

1.5. Autorité (première description scientifique, référence)

Le CMNV a été décrit pour la première fois en Chine (Zhang *et al.*, 2014).

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

Eaux marines, saumâtres et douces. L'infection par le CMNV peut apparaître dans des eaux douces et dans des eaux dont la salinité peut atteindre 30 ppt (Wang *et al.*, 2022 ; Wang *et al.*, 2021b ; Liu *et al.*, 2017).

2. MODES DE TRANSMISSION

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

La présence de particules virales de CMNV dans la gonade suggère une possible transmission verticale de l'infection. Des études expérimentales ont montré que les œufs fécondés et les larves nauplii issus de géniteurs artificiellement infectés présentaient un résultat positif au test de dépistage de l'infection par le CMNV (Liu *et al.*, 2017).

Chez les crevettes, le CMNV peut être transmis de façon horizontale par cannibalisme et cohabitation dans les bassins d'élevage (Zhang *et al.*, 2014).

La transmission du CMNV peut s'effectuer via les eaux usées ou par cohabitation de différentes espèces dans un même environnement (Xu *et al.*, 2022 ; Wang *et al.*, 2019).

La maladie peut être transmise par l'aliment pour animaux aquatiques et les appâts (par exemple, des *Artemia*), qui constituent ainsi un risque d'introduction (Yao *et al.*, 2022).

2.2. Réservoir

Les populations d'animaux aquatiques infectés, qu'elles soient d'élevage ou sauvages, peuvent jouer le rôle de réservoirs.

Cinq espèces usuellement présentes dans les bassins de crevettes ont présenté des résultats positifs au test de dépistage par RT-PCR et HIS : *Sinocorophium sinense*, *Diogenes edwardsii*, *Ocypode Cordimanus*, *Parathemisto gaudichaudii* et *Tabuca arcuate*. Ces espèces pourraient ainsi être des vecteurs ou jouer le rôle de réservoirs viraux (Liu *et al.*, 2018).

Six autres espèces d'invertébrés ont également présenté des résultats positifs au test de dépistage par RT-PCR : *Artemia sinica*, *Balanus sp.*, *Brachionus urceus*, *Magallana* (syn. *Crassostrea*) *gigas*, des amphipodes appartenant à la famille des gammaridés et *Meretrix lusoria*. Elles pourraient également jouer le rôle de réservoirs viraux (Liu *et al.*, 2018).

2.3. Facteurs de risque (température, salinité, etc.)

Chez les crevettes, des taux de mortalité élevés (80 %) sont observés en cas de températures de l'eau supérieures à 28°C (Zhang *et al.*, 2014), de brusques variations météorologiques (Liu *et al.*, 2022) ou de teneurs en NO₂-N élevées dans l'eau (Yao *et al.*, 2022).

3. ESPÈCES HÔTES

3.1. Espèces sensibles

Crustacés

La crevette charnue (*Penaeus chinensis*), la crevette kuruma (*Penaeus japonicus*), la crevette géante tigrée (*Penaeus monodon*), le bouquet géant (*Macrobrachium rosenbergii*) (Xia *et al.*, 2022 ; Zhang *et al.*, 2017), le bouquet quille (*Palaemon carinicauda*) (Liu *et al.*, 2017) et la crevette pattes blanches (*Penaeus vannamei*) (Liu *et al.*, 2021).

Poissons

Le cardeau hirme (*Paralichthys olivaceus*) (Wang *et al.*, 2019), le tambour à gros yeux (*Larimichthys crocea*) (Xu *et al.*, 2022), le poisson zèbre (*Danio rerio*) (Wang *et al.*, 2021a) et *Mugilogobius abei* (Zhang *et al.*, 2018).

Autres espèces

La bèche de mer japonaise (*Apostichopus japonicus*) (Wang *et al.*, 2021b).

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

Crustacés

Tous les stades de développement sont affectés. Des études expérimentales ont montré que les œufs fécondés et les larves nauplii issus de géniteurs infectés expérimentalement présentaient un résultat positif au test de dépistage de l'infection par le CMNV (Liu *et al.*, 2017).

4. DISTRIBUTION GÉOGRAPHIQUE

L'infection par le CMNV a été rapportée en République populaire de Chine (Zhang *et al.*, 2014) et en Thaïlande (Pooljun *et al.*, 2016 ; Thitamadee *et al.*, 2016).

Il existe d'autres signalements de la détection du virus dans la littérature mais sans données justificatives (Varela-Mejias, 2018 ; Zhang *et al.*, 2017 ; Huang *et al.*, 2015).

5. SIGNES CLINIQUES ET DESCRIPTION DE CAS

5.1. Tissus issus de l'hôte et organes infectés

Crustacés

Les principaux organes où la pathologie est observée sont ceux comportant des tissus nerveux, l'hépatopancréas, les muscles et les ovaires (Liu *et al.*, 2022 ; Liu *et al.*, 2017 ; Zhang *et al.*, 2017).

Poissons

Les principaux organes où la pathologie est observée sont le cerveau, les yeux, les muscles, les branchies et l'intestin (Wang *et al.*, 2022).

5.2. Observations et lésions macroscopiques

Crustacés

Les crevettes moribondes coulent au fond des bassins et demeurent généralement dans les eaux profondes plutôt qu'en surface ou dans les coins. Souvent les animaux affectés présentent des corps pâles et des carapaces molles (Zhang *et al.*, 2014).

L'examen interne révèle une atrophie et une décoloration de l'hépatopancréas, un estomac vide et des lésions musculaires blanchâtres irrégulières au niveau de l'abdomen (Zhang *et al.*, 2014).

Poissons

Une anorexie et des comportements natatoires anormaux sont observés (nage en spirale verticale ou horizontale) (Xu *et al.*, 2022 ; Zhang *et al.*, 2018).

L'examen visuel ne révèle rien d'anormal à l'exception d'un retard de croissance (Wang *et al.*, 2019). Les poissons zèbres présentent une exophtalmie et une coloration rouge-brun de la queue (Wang *et al.*, 2022).

5.3. Lésions microscopiques et anomalies tissulaires

Crustacés

L'examen des lésions musculaires blanches révèle une fragmentation des muscles, qui correspond à une nécrose de coagulation, une myolyse et une myonécrose. La myonécrose multifocale observée dans les muscles striés est assortie d'une infiltration hémocytaire, ainsi que d'une caryopycnose des hémocytes. Sont observées une vacuolisation dans le cytoplasme des cellules de l'hépatopancréas ainsi que des inclusions éosinophiles dans l'épithélium tubulaire de l'hépatopancréas.

Poissons

Une vacuolisation cytoplasmique est observée dans le tissu nerveux de l'œil et du cerveau ainsi que dans les hépatocytes. Une myolyse, une myonécrose et une infiltration hémocytaire sont observées dans le muscle cardiaque et dans le stroma fibro-musculaire. Une nécrose cellulaire, une dégénérescence et une caryopycnose sont observées dans les tissus de la rate et du rein (Wang *et al.*, 2019). Une infiltration hémocytaire est observée au niveau des entérocytes des plis intestinaux (Zhang *et al.*, 2014b).

5.4. Statut de la maladie reconnu par l'OMSA

Il est considéré que l'infection par le CMNV se conforme à la définition de l'OMSA pour les termes « maladie émergente » et, à ce titre, les Membres doivent en notifier la présence conformément à l'article 1.1.4. du *Code aquatique*.

6. IMPORTANCE ÉCONOMIQUE ET SOCIALE

L'infection par le CMNV peut, dans certaines conditions, générer des mortalités importantes (avec des taux pouvant atteindre 80 %) (Zhang *et al.*, 2014). Le fait que les crevettes coulent au fond des bassins masque potentiellement la présence de l'infection pour les éleveurs, car les animaux moribonds ne sont pas visibles et peuvent passer inaperçus.

La capacité du CMNV à franchir la barrière inter-espèces a de plus grandes implications en termes de propagation et d'impacts de la maladie. Chez les espèces de poissons, l'infection par le CMNV peut affecter la production en raison des retards de croissance qu'elle induit (Wang *et al.*, 2019).

7. IMPORTANCE ZONOTIQUE

Aucune.

8. MÉTHODES DE DIAGNOSTIC

8.1. Définition d'un cas suspect

Crustacés

L'infection peut être suspectée lorsque les animaux coulent au fond du bassin, qu'ils présentent un retard de croissance et une carapace molle.

Poissons

L'infection peut être suspectée chez les populations de poissons en contact direct ou indirect avec des populations de crevettes, et qui présentent un comportement natatoire anormal.

8.2. Tests de présomption

Sont disponibles plusieurs techniques moléculaires telles que la RT-PCR en une étape, la RT-PCR nichée, la LAMP, la RT-PCR en temps réel et l'hybridation *in situ* (Wang *et al.*, 2021a ; Li *et al.*, 2018 ; Liu *et al.*, 2018 ; Poolijun *et al.*, 2016 ; Zhang *et al.*, 2014).

8.3. Tests de confirmation

L'infection par le CMNV peut être confirmée au moyen de méthodes moléculaires associées à un séquençage.

9. MÉTHODES DE CONTRÔLE

La mise en place de mesures de sécurité biologique appropriées dans les établissements d'aquaculture préalablement et postérieurement au peuplement est importante pour prévenir l'introduction du CMNV. Ces mesures doivent inclure l'utilisation de géniteurs et de post-larves (PLs) indemnes de CMNV ainsi que d'aliments pour animaux aquatiques qui ne présentent pas un risque d'introduction du CMNV.

Comme de multiples espèces de vertébrés et invertébrés sont sensibles au CMNV et peuvent jouer le rôle de réservoir de l'infection, il doit être procédé à l'élimination des espèces potentiellement réservoir des bassins dans les zones où la maladie est endémique.

Afin de prévenir tout transfert du CMNV d'une zone endémique vers une zone indemne de la maladie, il est recommandé de mettre en place une surveillance ciblée de l'infection par le CMNV avant tout mouvement des animaux.

10. RISQUE DE TRANSMISSION

Aucun rapport portant sur la stabilité du CMNV n'est disponible. Toutefois, le nodavirus affectant *Macrobrachium rosenbergii*, qui lui est étroitement affilié, peut survivre à une surgélation à -20°C et est inactivé par un traitement par la chaleur à 50°C pendant 5 minutes (Ravi & Sahul Hameed *et al.*, 2014).

11. AUTRES INFORMATIONS UTILES

La maladie chez les crustacés doit être notifiée à NACA depuis 2017 (sous la désignation « viral covert mortality disease ») :

Network of Aquaculture Centres in Asia-Pacific (NACA). CMNV Disease card: <https://enaca.org/?id=1108>

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- HUANG, J. (2015). Covert mortality nodavirus (CMNV): the pathogen, epidemiology, and co-infection with EMS/AHPND', International technical seminar/workshop "EMS/AHPND: government, scientist and farmer responses. (FAO TCP/INT/3502), <https://www.slideshare.net/ExternalEvents/presentation-19-covert-mortality-nodavirus-cmnv-the-pathogen-pathogenesis-transmission-distribution-impacts-coinfection-with-emsahpnd-dr-huang-jie-china> accessed 14 August 2018.
- LI, X., WAN, X., XU, T. HUANG, J. & ZHANG, Q. (2018). Development and validation of a TaqMan RT-qPCR for the detection of covert mortality nodavirus (CMNV). *Journal of Virological Methods*, **262**, 65-71.
- LIU, S., XIA, J.T., TIAN, Y., YAO, L., XU, T.T., LI, X.P., WANG, W., KONG, J. & ZHANG, Q.L. (2022). Investigation of pathogenic mechanism of covert mortality nodavirus infection in *Penaeus vannamei*. *Frontiers in Microbiology*, **13**, 904359. doi: 10.3389/fmicb.2022.904358
- LIU, S., WANG, X., XU, T., LI, X., DU, L. & ZHANG, Q. (2018). Vectors and reservoir hosts of covert mortality nodavirus (CMNV) in shrimp ponds. *Journal of Invertebrate Pathology*, **154**, 29-36.
- LIU, S., LI, J., TIAN, Y., WANG, C., LI, X., XU, T., LI, J. & ZHANG, Q. (2017). Experimental vertical transission of covert mortality nodavirus in *Exopalemon carinicauda*. *Journal of General Virology*, **98**, 652-661.
- POOLIJUN, C., DIREKBUSARAKOM, S., CHOTIPUNTU, P., HIRONO, I. & WUTHISUTHIMETHAVEE, S. (2016). Development of a TaqMan real-time RT-PCR assay for detection of covert mortality nodavirus (CMNV) in penaeid shrimp. *Aquaculture*, **464**, 445-450.
- RAVI, M., & SAHUL HAMEED, A.S. (2014). Effect of chemical and physical treatments on the inactivation of *Macrobrachium rosenbergii* nodavirus and extra small virus. *Aquaculture Research*, 1-7.
- SAHUL HAMEED, A.S., NINAWA, A.S., NAKAI, S.C., CHI, C.C. & JOHNSON, K.L. (2019). ICTV Virus Taxonomy Profile: Nodaviridae, *Journal of General Virology*, **100**, 3-4.
- THITAMADEE, S., PRACHUMWAT, A., SRISALA, J., JAROENLAK, P., SALACHAN, P.V., SRITUNYALUCKSANA, K., FLEGEL, T.W. & ITSATHITPHAISARN, O. (2016). Review of current disease threats for cultivated penaeid shrimp in Asia. *Aquaculture*, **452**, 69-87.
- VARELA-MEJIAS, A. (2018). Pathologies of the hepatopancreas in marine shrimp farmed in America and their differential diagnosis by histopathology. *Revista Aquatic*, **50**, 13-30.
- VARELA-MEJIAS, A. (2016). Nodavirus de la mortalidad encubeierta (CMNV) en camarones marinos de cultivo. *Repertorio Cientifico*. **19**(1), 33-40.
- WANG, C., LIU, S., XU, T., LI, X., LI, J., ZHANG, Q. (2022). Pathogenicity study of covert mortality nodavirus (CMNV) infection in zebrafish model. *Aquaculture*, **546**, 737378.
- WANG, C., LIU, S., TANG, K.F.J. & ZHANG, Q. (2021a). Natural infection of covert mortality nodavirus affects Zebrafish (*Danio rerio*). *Journal of Fish Diseases*, **44**, 1315-1324.
- WANG, C., WANG, W., YAO, L., SANG, S., LI, C. & ZHANG, Q. (2021b). Histopathological study of covert mortality nodavirus infection in sea cucumber (*Apostichopus japonicus*). *Aquaculture*, **545**, 737161.
- WANG, C., LIU, S., LI, X., HAO, J., TANG, K.F.J. & ZHANG, Q. (2019). Infection of covert mortality nodavirus in Japanese flounder reveals host jump of the emerging alphanodavirus. *Journal of General Virology*, **100**, 166-175.
- WANG, C., WANG, X., LIU, S., SANG, S. & ZHANG, Q. (2019). Preliminary study on the natural infection of *Carassius auratus* with covert mortality nodavirus (CMNV). *Progress in Fisheries Sciences*, **40**, 25-32.
- XIA, J., WANG, C., YAO, L., WANG, W., ZHAO, W., JIA, T., YU, X., YANG, G. & ZHANG, Q. (2022). Investigation on natural infection of covert mortality nodavirus in farmed giant freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*). *Animals*, **12**, 1370.
- XU, T., FAN, Y., JIA, T., WANG, C., WANG, W., LI, J., ZHANG, Z. & YAO, C. (2022). Investigation on Natural Infection of Covert Mortality Nodavirus in Large Yellow Croaker, *Larimichthys crocea*. *Frontiers in Marine Science*, **9**, 789128. doi: 10.3389/fmars.2022.789128
- YAO, L., WANG, C., WANG, W., LI, Y., LIU, S., KONG, J. & ZHANG, Q. (2022). Cases report of covert mortality nodavirus infection in indoor farming *Penaeus vannamei*. *Aquaculture Reports*, **25**, 101238
- ZHANG, Q.L., LIU, S., LI, J., XU, T.T., WANG, X.H., FU, G.M., LI, X.P., SANG, S.W., BIAN, X.D. & HAO, J.W. (2018). Evidence for Cross-Species Transmission of Covert Mortality Nodavirus to New Host of *Mugilogobius abei*. *Frontiers in Microbiology*, **9**, 1447. doi: 10.3389/fmicb.2018.01447
- ZHANG, Q., XU, T., WAN, X., LIU, S., WANG, X., LI, X., DONG, X., YANG, B. & HUANG, J. (2017). Prevalance and distribution of covert mortality nodavirus (CMNV) in cultured crustacean. *Virus Research*, **233**, 113-119.
- ZHANG, Q., LIU, Q., LIU, S., YANG, H., LIU, S., ZHU, L., YANG, B., JIN, J., DING, L., WANG, X., LIANG, Y., WANG, Q. & HUANG, J. (2014). A new nodavirus is associated with covert mortality disease of shrimp. *Journal of General Virology*, **95**, 2700-2709.
- ZHANG, Q.L., LIU, S., LI, J., XU, T.T., WANG, X.H., FU, G.M., LI, X.P., SANG, S.W., BIAN, X.D. & HAO, J.W. (2014b). Evidence for Cross-Species Transmission of Covert Mortality Nodavirus to New Host of *Mugilogobius abei*. *Frontiers in Microbiology*, **9**, 1447. doi: 10.3389/fmicb.2018.01447