

# Morbillivirus en Cetáceos

Año 2004  
Volumen VI  
Número 3

Andrés Rojas<sup>α</sup>

## BREVE RESEÑA SOBRE LOS MORBILLIVIRUS DE LOS CETÁCEOS

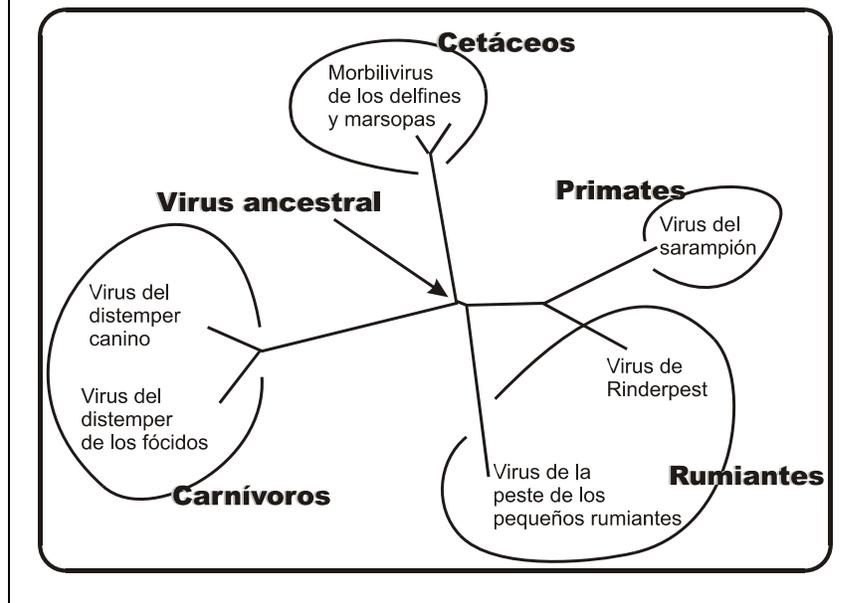
En 1988 un gran número de marsopas se encontraron muertas en las costas de Irlanda del Norte, con lesiones similares a las de distemper canino. Exámenes posteriores revelarían que el causante de esta alta mortalidad sería un virus del género *Morbillivirus*, al cual se denominó morbillivirus de las marsopas (PMV) (Kennedy *et al.*, 1991; Fowler, 1999; Dierauf y Gulland, 2001; Fowler y Miller, 2003).

Entre junio de 1987 y mayo de 1988, un gran número de delfines nariz de botella fueron hallados muertos en la Costa Atlántica de los Estados Unidos, desde New Jersey hasta Florida (Lipscomb *et al.*, 1994); en este caso el agente aislado fue también un morbillivirus, el cual también sería culpable de la muerte en 1990 de un gran número de delfines listados en las Costas del Mediterráneo; en ambos casos el agente viral fue el mismo y se le nombro morbillivirus de los delfines (DMV) (Taubenberger *et al.*, 1996; Fowler, 1999; Dierauf y Gulland 2001). Posteriormente en 1993 este virus causaría una epidemia en delfines nariz de botella frente a las costas del Golfo de México (Taubenberger *et al.*, 1996).

Hasta ese momento, el virus había sido aislado solamente en delfines y especies afines agrupadas dentro de la subfamilia de los Odontocetos (Taubenberger *et al.*, 1996); pero en el año 2000 un morbillivirus fue aislado por primera vez en una ballena piloto; el morbillivirus de las ballenas piloto (PMMV) (Taubenberger, 2000).

Al principio se pesaba que este virus era un tipo de Distemper (Kennedy *et al.*, 1991), posteriormente se pensó que eran especies víricas distintas, pero luego se descubrió que son tres especies víricas que difieren del Distemper (Barrett *et al.*, 1993) y que a su vez, difieren unas de otras en tan sólo unos pocos epítomos (O'Mara *et al.*, 1999), por lo que actualmente se les considera variaciones de una misma especie de morbillivirus: el morbillivirus de los cetáceos (Figura 1) (Barrett *et al.*, 1993; Taubenberger *et al.*, 1996; Dierauf y Gulland 2001).

Figura 1. Filogenia de los morbillivirus. Tomado y adaptado de O'Mara *Et al.* (1999).



<sup>α</sup> Estudiante de la Escuela de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional, Heredia, Costa Rica. Correo electrónico: jarch@costarricense.cr

## ETIOLOGÍA

El Morbilivirus de los cetáceos es un miembro de la familia *Paramyxoviridae*. Los viriones contienen una secuencia lineal simple de ARN en sentido negativo de 15, 702 kilobases. Los viriones poseen un diámetro de 150 nm y son pleomórficos (Virus Taxonomy Online, 2004).

## EPIDEMIOLOGÍA

Las especies afectadas incluyen a los delfines mulares (Limpscomb *et al.*, 1994; Kraft *et al.*, 1995; Lipscomb *et al.*, 1996; Reidarson *et al.*, 1998; Taubenberger, 2000), delfines listados (Dherman *et al.*, 2004; Barrett *et al.*, 1993), ballenas con aleta (Dierauf y Gulland, 2001), marsopas de harbor, ballenas piloto (Taubenberger, 2000) ballenas calderón, delfines comunes, delfines oscuros y delfines costeros (Tabla 1) (Limpscomb *et al.*, 1994; Fowler y Millar, 2003).

Tabla 1. Especies de cetáceos afectados por morbilivirus y rango geográfico del morbilivirus hasta ahora reportado. Modificado de Dierauf y Gulland (2001).

Especie Afectada	Zona Geográfica de animales afectados	Tipo de morbilivirus
Delfín mular ( <i>Turciops truncatus</i> )	Costa Atlántica de los Estados Unidos y Golfo de México	PMV (morbilivirus de las marsopas) DMV (morbilivirus de los delfines)
Delfín común ( <i>Delphinus delphis</i> )	Pacífico Este	DMV (morbilivirus de los delfines)
Delfín listado ( <i>Stenella coeruleoalba</i> )	Mar Mediterráneo y costas del Pacífico Japonés	DMV (morbilivirus de los delfines)
Delfín oscuro ( <i>Lagenorhynchus obscurus</i> )	Pacífico Este	DMV (morbilivirus de los delfines)
Delfín costero ( <i>Delphinus delphis ponticus</i> )	Pacífico Este	DMV (morbilivirus de los delfines)
Ballena piloto ( <i>Globicephala melas</i> )	Atlántico oeste, Bahía de Delaware	PWMV (morbilivirus de las ballenas piloto)
Ballena calderón ( <i>Globicephala macrorhynchus</i> )	Atlántico oeste	PWMV (morbilivirus de las ballenas piloto)
Ballena de aleta ( <i>Balaenoptera physalus</i> )	Atlántico oeste, costas de Bélgica	PWMV (morbilivirus de las ballenas piloto)
Marsopas de harbor ( <i>Phocoena phocoena</i> )	Atlántico oeste, costas de Irlanda del Norte	PMV (morbilivirus de las marsopas)

La transmisión es horizontal, diseminándose por contacto directo o por aerosoles respiratorios. No hay predisposición por sexo pero si se ha observado que aparentemente los delfines mulares del mediterráneo son más susceptibles a la enfermedad, en los cuales se cree que anualmente causa grandes mortalidades.

Las infecciones pueden ser mixtas, ya que en los delfines mulares afectados en 1993 cerca de las costas de México se encontraron anticuerpos contra el DMV y el PMV (Taubenberger *et al.*, 1996). Hasta ahora, este virus no parece ser zoonótico (Dierauf y Gulland, 2001).

## PATOGÉNESIS

Una vez que el virus ingresa, la replicación viral comienza en el bazo, nódulos linfáticos y tonsilas, causando viremia, pirexia y leucopenia inicialmente. Posteriormente el virus continua replicándose asociado a tejidos linfoides, pero al mismo tiempo éste comienza a diseminarse, asociado a leucocitos de la piel, membranas mucosas del sistema respiratorio, gastrointestinal, urogenital y sistema nervioso; causando un segundo periodo febril. Los sistemas mas afectados son el sistema respiratorio y el sistema nervioso (Fowler, 1999).

En el sistema respiratorio se produce una neumonía bronquial y alveolitis con congestión, edema y exudación serofibrinosa, proliferación de neumocitos tipo II y sincitios, pudiéndose observar en cortes histológicos (Lipscomb *et al.*, 1994; Dierauf y Gulland, 2001).

En el cerebro se produce necrosis neuronal, gliosis, infiltración perivascular de células inflamatorias, desmielinización con astrocitosis y sincitios, lesiones características de una encefalitis, la cual tiende a ser una encefalitis no purulenta (Dierauf y Gulland, 2001).

También hay depleción del tejido linfoide en los nódulos linfáticos (Lipscomb *et al.*, 1994; Dierauf y Gulland, 2001).

## SIGNOS CLÍNICOS

Los signos clínicos incluyen pobre condición corporal, distrés respiratorio, cianosis de membranas mucosas, signos nerviosos de encefalitis, descarga nasal y ocular; en hembras preñadas puede producirse aborto. Es común encontrar una alta carga parasitaria tanto de ectoparásitos como de endoparásitos, así como también presencias de enfermedades mitóticas o bacterianas secundarias debido a la depleción del sistema inmune (Tabla 2) (Dierauf y Gulland, 2001; Fowler y Miller, 2003).

Tabla 2. Etiología, signos clínicos, diagnóstico y tratamiento de los morbilivirus de los cetáceos. Tomado y modificado de Fowler y Miller (2003).

Tipo de morbilivirus	Signos clínicos más importantes	Diagnóstico	Tratamiento
DMV	Pobre condición corporal, distrés respiratorio, signos nerviosos, alta carga parasitaria tanto de ectoparásitos como de endoparásitos.	Neutralización viral, cultivo viral, inmunohistoquímica, PCR, microscopia electrónica	No hay tratamiento o vacunas disponibles, terapia de soporte, cuarentena.
PMV	Pobre condición corporal, distrés respiratorio, signos nerviosos, alta carga parasitaria tanto de ectoparásitos como de endoparásitos.	Neutralización viral, cultivo viral, inmunohistoquímica, PCR, microscopia electrónica	No hay tratamiento o vacunas disponibles, terapia de soporte, cuarentena.
PWMV	Pobre condición corporal, distrés respiratorio, signos nerviosos, alta carga parasitaria tanto de ectoparásitos como de endoparásitos.	Neutralización viral, cultivo viral, inmunohistoquímica, PCR, microscopia electrónica	No hay tratamiento o vacunas disponibles, terapia de soporte, cuarentena.

## DIAGNÓSTICO

El diagnóstico se basa principalmente en la observación histológica de lesiones características y la demostración del virus en los tejidos (principalmente pulmón y cerebro) por medio de inmunohistoquímica, así como técnicas de PCR (Kennedy *et al.*, 1991; Barrett *et al.*, 1993; Lipscomb *et al.*, 1996; Schulman *et al.*, 1997). El aislamiento viral se ha realizado a partir de los riñones del animal, posterior a la necropsia (Dierauf y Gulland, 2001; Fowler y Miller, 2003).

La neutralización viral se puede realizar en forma pareada y lo que se busca es un aumento considerable del título de anticuerpos IgM contra el virus (Tabla 2) (Fowler, 2003). La microscopia electrónica también ha sido utilizada (Fowler y Miller, 2003).

## TRATAMIENTO

No hay tratamiento o vacunas disponibles, lo que se utiliza es la terapia de soporte. La mortalidad tiende a ser alta en poblaciones susceptibles. Se recomienda la cuarentena par evitar su diseminación (Dierauf y Gulland, 2001; Fowler y Miller, 2003).

## IMPACTO SOBRE LAS POBLACIONES SALVAJES DE CETÁCEOS

A lo largo de la década de los años 90 y hasta la actualidad, el morbilivirus de los cetáceos ha emergido como el patógeno de mayor importancia en cetáceos salvajes, causando grandes epidemias en los océanos Atlántico, Pacífico y Mediterráneo (Fowler y Miller, 2003).

En la actualidad, 14 de las 18 especies de Odontocetos en el Atlántico Oeste, desde el Ártico canadiense hasta el Golfo de México, presentan anticuerpos contra este virus; no se conoce nada acerca de la presencia y prevalencia del morbillivirus en las costas americanas más allá de esta área geográfica.

Algunas de las especies de cetáceos son migratorias, principalmente miembros de la subfamilia de los Mysticetos, las cuales migran anualmente hacia el Sur del continente americano, escapando del invierno, en busca de comida y un lugar para dar a luz y tener sus crías, antes de su regreso hacia el Norte (Dierauf y Gulland, 2001). Estas especies pueden actuar como vectores y reservorios biológicos del morbillivirus, y teniendo en cuenta la alta mortalidad en las poblaciones susceptibles (posiblemente libres del virus), supone un posible riesgo para las especies de cetáceos de la parte Centro y Sur del continente americano (Fowler y Cubas, 2001).

## BIBLIOGRAFÍA

1. Barret T, Visser IKG, Mamaev L, Goatley L, van Bresse MF and Ostehaus AD. Dolphin and porpoise morbilliviruses are genetically distinct from phocine distemper virus. *Virology* 1993: 1010-2. 1993.
2. Dherman F, Soulier L and Bompar JM. Natural Mortality Affecting Cetaceans in the Mediterranean Sea. [http://www.accobams.mc/Accob/Wacco.nsf/0/0622686ca13280d3c125693600615a5d/\\$FILE/Section%2015.pdf](http://www.accobams.mc/Accob/Wacco.nsf/0/0622686ca13280d3c125693600615a5d/$FILE/Section%2015.pdf) [09 Ago, 2004].
3. Dierauf FL and Gulland F (Eds.). Viral diseases. Chapter 15. In: *Handbook of Marine Mammal Medicine*. Second edition. Editorial CRC Press, New York, USA, pp. 13-16, 296-298. 2001.
4. Fowler M and Cubas Z (Eds.). Orders Cetacea and Pinnipedia (whales, dolphins, porpoises, seals, fur seals, sea lions). Chapter 30. In: *Biology, Surgery and Medicine of South American Wild Animals*. Lucena T y Andriolo A. First edition. Editorial Saunders Company, pp. 332-352. 2001.
5. Fowler M and Miller E (Ed.). Morbilliviral infections of marine mammals. Chapter 70. In: *Zoo and Wild Animal Medicine*. Doignan J. Fourth edition. Editorial Saunders Company St Louis, Missouri, USA, pp 497-501. 1999.
6. Fowler M and Miller E (Eds.). Cetacea (whales, dolphins and porpoises). Chapter 44. In: *Zoo and Wild Animal Medicine*. Fifth edition. Editorial Saunders Company St Louis, Missouri, USA, pp 450. 2003.
7. Kennedy S, Smyth JA, Cush PF, McAliskey M, McCullough SJ and Rima BK. Seven histopathologic and immunohistochemical studies of distemper in harbor porpoises. *Vet Pathol* 28: (1)1-7, 1991.
8. Kraft AE, Lichy JH, Lipscomb TP, Klaumberg BA, Kennedy S and Tabenberger JK. Postmortem diagnosis of morbillivirus infection in bottlenose dolphin (*Turciops truncatus*) in the Atlantic and Gulf of Mexico epizootic by polymerase chain reaction-based assay. *J Wild Dis* 31: (3)410-415, 1995.
9. Lipscomb TP, Schulman FY, Moffet D and Kennedy S. Morbilliviral infection in Atlantic bottlenose dolphin (*Turciops truncatus*) from the 1987-1988 epizootic. *J Wild Dis*. 30: (4)567-71, 1994.
10. Lipscomb TP, Kennedy S, Moffet D and Kraft A. Morbilliviral epizootic in bottlenose dolphin of the Gulf of Mexico. *J Vet Diag Invest* 8:(4)283-90, 1996.
11. O'Mara FP, Coyle JE, Drennan MJ, Young P, Caffrey PJ, van de Bildt MWG, Vedder EJ, Martina BEE, Sidi BA, Jiddou AB, Ould Barham ME, Androukaki E, Komnenou A, Niesters HGM and Osterhaus AD. Morbilliviruses in Mediterranean monk seals. *Veterinary Microbiology*. 1: 19-21(3), 1999.
12. Reidarson TH, Mc Bain J, House C, King D, Scott J, Kraft A, Taubenberger J, Heyning J and Lipscomb TP. Morbilliviral infections in stranded common dolphins from the Pacific Ocean. *J Wild Dis* 34: (4)771-776, 1998.
13. Schulman FY, Lipscomb TP, Moffet D and Kraft AE. Reevaluation of the 1987-1988 Atlantic bottlenose dolphins (*Turciops truncatus*) mortality event with histological, immunohistochemical and molecular evidence of Morbilliviral etiology. *Vet Pathol* 34:288-95, 1997.
14. Taubenberger JK, Tsai MM, Kraft AE, Lichy JH, Reid AH and Schulman FY. Two morbillivirus implicates in bottlenose epizootics. *Emerg Infect Dis* 2: (3)213-6, 1996.
15. Virus Taxonomy Online. Genus Morbillivirus [Online]. Virus Taxonomy Online. Academic Press. [Internet]. <http://www.virustaxonomyonline.com/virtax/lpext.dll?f=templates&fn=main-h.htm> (09 Ago, 2004).