



**LIGNES DIRECTRICES POUR UNE COORDINATION EN CAS
D'ECHOUAGES DE CETACES LORS D'EPIDEMIES CAUSEES PAR DES
AGENTS INFECTIEUX ET DES BLOOMS PHYTOPLANCTONIQUES NOCIFS**



**FORCE D'INTERVENTION D'URGENCE :
LIGNES DIRECTRICES POUR UNE COORDINATION EN CAS D'ÉCHOUAGES DE CÉTACÉS LORS
D'ÉPIDÉMIES CAUSÉES PAR DES AGENTS INFECTIEUX ET DES BLOOMS PHYTOPLANCTONIQUES
NOCIFS¹**

**1. LIGNES DIRECTRICES CONCERNANT LES MEILLEURES PRATIQUES ET PROCEDURES POUR GERER LES
EPISODES DE MORTALITE DES CETACES LORS D'EPIDEMIES CAUSEES PAR DES AGENTS INFECTIEUX
ET BLOOMS PHYTOPLANCTONIQUES NOCIFS**

1.1 Introduction sur les principales causes de mortalité chez les mammifères marins

1.1.1 Les Morbillivirus

1.1.1.1 Epidémies de morbillivirus chez les pinnipèdes

1.1.1.2 Epidémies de morbillivirus chez les cétacés

1.1.2 Les Herpèsvirus

1.1.3 Les espèces de Brucella

1.1.4 La Leptospirose

1.1.5 La Toxoplasmose

1.1.6 Les blooms phytoplanctoniques nocifs (BPN)

1.2 Phases préparatoires en cas d'une épidémie

**1.2.1 Infrastructures technique et administrative nécessaire à chaque Etat Membre
pour gérer au mieux les urgences dues aux épidémies chez les cétacés**

1.2.2 Liste de l'équipement

1.2.2.1 Contrôle de la foule, relations publiques

1.2.2.2 Matériel pour enregistrer/noter les données

1.2.2.3 Soulagement de l'animal

1.2.2.4 Matériel médical d'urgence

1.2.2.5 Euthanasie

1.2.2.6 Nécropsie

1.2.2.7 Échantillonnage spécifique (histologie, microbiologie, BPN)

1.2.2.8 Équipement du personnel

1.2.2.9 Équipement lourd

1.2.2.10 Expédition

1.2.2.11 Équipement minimum

1.2.3 Accroissement des connaissances

1.2.3.1 Les scientifiques

1.2.3.2 Les volontaires

1.2.3.3 Les agents du gouvernement local

1.2.3.4 Le public

1.3 Actions à engager lors d'une épidémie

1.3.1 Protocoles d'intervention sur le site

1.3.1.1 Cétacés vivants échoués sur la plage

1.3.1.2 Baleines et dauphins morts

**1.3.2 Protocoles pour la collecte, le transport et le stockage des spécimens et des
échantillons**

¹ Document préparé par Dr Marie-Françoise Van Bresse, Cetacean Conservation Medicine Group, CMED/CEPEC, Cra 74, 139-33, Bogota, Colombia

E-mail: mfb.cmed@gmail.com



- 1.3.2.1 Protocoles pour la collecte d'échantillons
 - 1.3.2.1.1 Protocole pour les données de base
 - 1.3.2.1.2 Collecte d'échantillons spécifiques
 - 1.3.2.1.2.1 Echantillons hautement prioritaires
 - 1.3.2.1.2.2 Echantillons secondement prioritaires
- 1.3.2.2 Protocol pour le transport et le stockage

1.3.3 Destruction de la carcasse

- 1.3.3.1 La laisser telle quelle
- 1.3.3.2 L'enterrer
- 1.3.3.3 La brûler
- 1.3.3.4 La rejeter à la mer
- 1.3.3.5 En faire du compost

1.3.4 Gestion de la communication

1.4 Actions à engager à la suite d'une épidémie

1.4.1 Débriefing

1.4.2 Le rapport préliminaire

1.4.3 Contact avec les médias et alerte

1.4.4 Contacts

1.4.5 Le suivi

2. EBAUCHE DU PLAN D'URGENCE

2.1 OSCB

2.1.1 L'équipe

- 2.1.1.1 L'équipe pour le support administratif
- 2.1.1.2 Les scientifiques
- 2.1.1.3 Les volontaires

2.2 Mémoire d'Entente avec les Coopérateurs

2.3 Soyez prêts à détecter une épidémie

2.4 Soyez prêts à gérer une épidémie

2.5 Déterminez la fin de l'épisode

3. GRANDES LIGNES D'UN PROGRAMME DE FORMATION

4. REMERCIEMENTS

5. LITTÉRATURE CITÉE

1. LIGNES DIRECTRICES CONCERNANT LES MEILLEURES PRATIQUES ET PROCEDURES POUR GERER LES EPISODES DE MORTALITE DES CETACES LORS D'EPIDEMIES CAUSEES PAR DES AGENTS INFECTIEUX ET DES BLOOMS PHYTOPLANCTONNIQUES NOCIFS

1.1 Introduction sur les principales causes de mortalité chez les mammifères marins

Les épizooties des mammifères marins touchent les pinnipèdes et les cétacés du monde entier et sont l'intérêt croissant de la recherche scientifique. Les épidémies à répétition peuvent avoir de longs effets sur les populations touchées (Van Bressem *et al.*, 1999, 2009; Lonergan & Harwood, 2003; Härkönen *et al.*, 2006). Parmi les micro-parasites responsables de la mortalité en masse des mammifères marins, les morbillivirus apparaissent comme étant de loin les plus fatals et les plus répandus parmi les autres (par ex. Kennedy, 1998; Duigan *et al.*, 1995a,b ; Van Bressem *et al.*, 2001a, 2009). Les herpèsvirus, les espèces de *Brucella* et la leptospirose de même que le protozoaire *Toxoplasma gondii* ont également provoqué de sérieuses maladies et la mort chez certaines espèces de cétacés et de pinnipèdes (Gulland *et al.*, 1996 ; Foster *et al.*, 2002 ; Dubey *et al.*, 2003 ; Smolarek Benson *et al.*, 2006). Les blooms phytoplanctoniques nocifs (BPN) sont de plus en plus reconnus comme une cause de mortalité chez les mammifères marins (Flewelling *et al.*, 2005). En dessous je résume les informations sur ces maladies infectieuses et sur ces intoxications.

1.1.1 Les morbillivirus

Le genre du *Morbillivirus* appartient à la Famille des *Paramyxoviridae* et comprend les virus de la rougeole (VR) chez les humains et les autres primates, le virus de la maladie de Carré (MCV) chez les chiens et le "phocine distemper virus" (PDV) des phoques chez les carnivores, les morbillivirus chez les cétacés, les virus de la peste bovine (VPB) et la peste des petits ruminants (VPPR) chez les artiodactyles. Les morbillivirus sont pléomorphiques, enveloppés de virions d'environ 150nm de diamètre avec une seule branche d'ARN de polarité négative (Fenner *et al.*, 1993). Ils requièrent de grandes populations d'individus (par ex. 300 000 pour les virus de la rougeole chez les humains) pour être maintenus de façon endémique et induire des maladies systémiques sérieuses et parfois mortelles chez leurs hôtes (Black, 1991). La transmission se fait probablement via l'inhalation du virus volatile, répandu par les hôtes infectés.

Depuis la fin des années 80, au moins quatre morbillivirus différents ont causé l'apparition de maladies fatales chez les espèces de pinnipèdes et de cétacés. L'existence de populations de mammifères marins jamais exposées au virus et l'introduction des morbillivirus provenant d'autres mammifères aquatiques et terrestres, où les virus sont endémiques, peuvent être les facteurs déclenchant d'une épidémie. Les facteurs influençant les taux de contact entre les individus sont très importants dans la détermination de l'étendue de la maladie (Harris *et al.*, 2008). Les facteurs biologiques et environnementaux tels que la consanguinité, les grosses charges de contaminants et la limitation de la disponibilité des proies peuvent interagir en synergie et accroître la sévérité de la maladie (Van Bressem *et al.*, 2009).

1.1.1.1 Epidémies de morbillivirus chez les pinnipèdes

Le "phocine distemper virus" (PDV) des phoques a causé une mortalité massive chez les phoques communs (*Phoca vitulina*) du nord de l'Europe en 1988 et 2002 (Osterhaus & Vedder, 1988; Jensen *et al.*, 2002). Dans les deux cas, les épizooties ont commencé au centre Kattegat (Danemark) et ont par la suite contaminé d'autres colonies sur la côte de l'Europe du nord-est. Plus de 23 000 phoques (environ 60% de la population) sont morts en 1988 et 30 000 (environ 47% de la population) en 2002 (Hammond *et al.*, 2005 ; Härkönen *et al.*, 2006). Les signes cliniques observés chez les phoques

étaient identiques à ceux de la maladie de Carré chez les chiens et comprenaient des problèmes respiratoires, digestifs, nerveux et des avortements. Les analyses histologiques ont révélé des pneumonies interstitielles et purulentes et une diminution générale des lymphocytes (Kennedy *et al.*, 1989). Les phoques de l'arctique sont peut-être le réservoir du virus. Les phoques du Groenland (*Phoca groenlandica*) et les phoques gris (*Halichoerus grypus*) en sont peut-être les vecteurs (Härkönen *et al.*, 2006).

Une épidémie de MCV a causé la mort de 5.000 – 10.000 phoques de Sibérie (*Phoca siberica*) en 1987-1988 (Grachev *et al.*, 1989; Mamaev *et al.*, 1996). Les signes cliniques étaient similaires à ceux de la maladie de Carré chez le chien (Grachev *et al.*, 1989). Il est possible que cette épidémie ait été déclenchée par le contact de mammifères terrestres infectés par le MCV (Mamaev *et al.*, 1996). Plusieurs milliers de phoques de la Caspienne (*Phoca caspica*) sont morts en Azerbaïdjan sur la côte ouest de la mer Caspienne en 1997. Une souche de MCV, distincte de celle trouvée chez les phoques de Sibérie et de celles trouvées dans d'autres cas, ayant été détectée grâce à une Amplification en Chaîne par Polymérase (ACP) réalisée dans le cerveau d'une femelle adulte aurait suggérer que ce virus était à l'origine de l'épizootie (Forsyth *et al.*, 1998). Une épidémie de MCV a touché cette espèce au printemps 2000, tuant plus de 10.000 animaux. Des pneumonies bronchio-interstitielles, des nécroses et des réduction lymphocytaires étaient courantes (Kuiken *et al.*, 2006). Les phoques de la Caspienne et/ou les carnivores terrestres sympatriques peuvent être le réservoir du MCV (Kuiken *et al.*, 2006).

Les morbillivirus n'ont pas été mis en cause lors de l'épidémie en 1997 chez les phoques moines de Méditerranée (*Monachus monachus*) (Osterhaus *et al.*, 1997) ; cette épidémie étant probablement liée au BPN (Hernandez *et al.*, 1998 ; Hardwood, 1998).

1.1.1.2 Epidémies de morbillivirus chez les cétacés

Conjointement à la première épidémie de PDV chez les phoques communs, le morbillivirus des marsouins (MVM) a causé la mort de marsouins communs (*Phocoena phocoena*) dans les eaux européennes en 1988-1990 (Kennedy *et al.*, 1988, 1992a; Visser *et al.*, 1993). L'infection causée par le morbillivirus du dauphin (MVD) a ravagé la population de dauphins bleu et blanc (*Stenella coeruleoalba*) de Méditerranée en 1990-1992 (Domingo *et al.*, 1990; Van Bressem *et al.*, 1993 ; Fernandez *et al.*, 2008 ; Raga *et al.*, 2008). Les premiers dauphins touchés par la maladie ont été trouvés dans les environs de Valence, Espagne, début juillet 1990. L'épidémie s'est par la suite étendue à l'est et à l'ouest de la Méditerranée puis disparut au printemps 1992 après avoir atteint les côtes grecques (Bompar *et al.*, 1991 ; Bortolotto *et al.*, 1992 ; Aguilar & Raga, 1993; Van Bressem *et al.*, 1993; Cebrian, 1995). Malgré l'impossibilité d'estimer le taux de mortalité de cette épidémie, il est probable que des milliers de dauphins soient morts (Aguilar & Raga, 1993). Comme mesure relative de l'impact, la taille moyenne des bancs dans les régions les plus touchées par l'épizootie s'était réduite à moins de 30% de la taille initiale (Forcada *et al.*, 1994). Les données sérologiques ont indiqué que le virus n'a pas persisté de façon enzootique chez les dauphins bleu et blanc, que cette population perdait son immunité au MVD et qu'elle pourrait être en danger par rapport à l'introduction de nouveaux virus (Van Bressem *et al.*, 2001a). Les globicéphales (*Globicephala* sp.) ainsi que d'autres espèces de cétacé grégaires ont été suspectés d'être le réservoir et le vecteur de la maladie (Duignan *et al.*, 1995b; Van Bressem *et al.*, 1998, 2001a). Entre octobre 2006 et avril 2007, au moins 27 globicéphales (*Globicephala melas*) se sont échoués le long du sud des côtes méditerranéennes espagnoles et sur les Iles Baléares (Fernández *et al.*, 2008). Début juillet 2007, des *S. coeruleoalba* et *G. melas* morts ou agonisant ont été retrouvés dans le Golfe de Valence (Raga *et al.*, 2008). Des lésions et des antigènes du morbillivirus ont été observés sur des globicéphales et des dauphins bleu et blanc. Une souche de MVD étroitement liée au virus isolé pendant l'épidémie de 1990-1992 a été détecté par ACP sur plusieurs odontocètes échoués (Fernandez *et al.*, 2008 ; Raga *et al.*, 2008). Durant l'été-automne 2007, plus de 200 *S. coeruleoalba* ont été retrouvés mort le long des côtes espagnoles. Les juvéniles étaient plus fréquemment touchés que les adultes, probablement parce que les dauphins plus vieux étaient encore protégés par l'immunité qu'ils avaient développé

lors de l'épidémie de 1990-1992 (Raga *et al.*, 2008). Apparemment le virus a atteint les côtes méditerranéennes françaises en août 2007 et les côtes de la mer de Ligurie en août-novembre 2007 (Garibaldi *et al.*, 2008). La souche pouvait être encore une fois détectée par ACP sur des dauphins échoués le long des côtes méditerranéennes françaises en mai 2008 (Derhmain *et al.*, observations non publiées). Etant donné que les deux épidémies de MVD ont commencé près de , ou dans le Détroit de Gibraltar, et comme ce MVD circulait dans la mer du Nord en janvier 2007 (Wohlsein *et al.*, 2007), il a été suggéré qu'un globicéphale infecté par ce DMV a pénétrer dans le Détroit de Gibraltar et a transmis l'infection aux dauphins bleu et blanc (Van Bressems *et al.*, 2009).

En 1987-1988, les infections dues aux PMV et MVD ont tué plus environ 27% de la population côtière de grands dauphins (*Tursiops truncatus*) le long de la côte Atlantique des Etats-Unis, du New-Jersey à la Floride (Krafft *et al.*, 1995; Taubenberger *et al.*, 1996 ; McLellan *et al.*, 2002). En 1993-1994, le PMV a touché la population côtière des grands dauphins le long des côtes du Golfe du Mexique en Floride, en Alabama, au Mississippi et au Texas (Lipscomb *et al.*, 1996). Les globicéphales (*Globicephala* sp.) et les populations offshores de grands dauphins ont peut-être été une source d'infection pour les populations côtières (Duignan *et al.*, 1996). Des pneumonies broncho-interstitielles, des encéphalites non-suppuratives et une diminution des lymphocytes ont été observés chez les marsouins et les dauphins infectés (Kennedy *et al.*, 1991, 1992a ; Domingo *et al.*, 1992 ; Lipscomb *et al.*, 1994).

Pour finir, un morbillivirus non-caractérisé a été la cause de nombreuses morts de dauphins à bec court (*Delphinus delphis ponticus*) en mer Noire en 1994 (Birkun *et al.*, 1999). Des morbillivirus neutralisant les anticorps ont également été détectés pour 53% des 73 marsouins commun ramassés le long des côtes de la mer Noire en 1997-1999 (Müller *et al.*, 2002).

1.1.2 Les herpèsvirus

Les herpèsvirus anti-génétiquement et génétiquement liés aux membres de la sous-famille Alphaherpesvirinae (Famille Herpesviridae, ordre Herpesvirales) ont été détectés dans un marsouin commun échoué sur la côte est de la Suède en 1988, dans deux grand dauphins échoués en Caroline du Sud et dans le Delaware (US) en 1995-1999 et dans un grand dauphin échoué à Ténérife, Ile Canaries, en 2001 (Kennedy *et al.*, 1992b; Blanchard *et al.*, 2001; Esperon *et al.*, 2008). Les premiers résultats et les analyses histologiques ont montré des encéphalites et des lésions nécrosées dans plusieurs organes ainsi que des lésions de la peau (Kennedy *et al.*, 1992b; Blanchard *et al.*, 2001; Esperon *et al.*, 2008).

Les données séquencées suggèrent que ces virus sont spécifiques aux cétacés and ont coévolué avec leurs hôtes (Smolarek-Benson *et al.*, 2006). Le virus détecté dans le grand dauphin échoué en Caroline du Sud avait une identité nucléotidique et d'acide aminé de 98.9% et de 96.9% respectivement, avec des herpèsvirus identifiés dans les lésions de la peau de deux autres grand dauphins de l'Atlantique, suggérant que des virus similaires peuvent être responsables pour les infections cutanées et systémiques dans cette espèce (Smolarek-Benson *et al.*, 2006). Les herpèsvirus ont régulièrement été détectés dans les lésions de la peau des marsouins, dauphins et bélugas (Martineau *et al.*, 1988; Barr *et al.*, 1989; Van Bressems *et al.*, 1994; Smolarek-Benson *et al.*, 2006). Ils sont peut-être endémiques pour plusieurs espèces de cétacés et populations (Mikaelian *et al.*, 1999). Après contamination, les herpèsvirus deviennent latents et sont excrétés périodiquement ou continuellement durant toute la durée de vie de leur hôte (Roizman *et al.*, 1995)

1.1.3 Les espèces de Brucella

La brucellose est une maladie bactérienne zoonotique des mammifères mondialement répandue, qui est pathogénique pour les systèmes : réticulo-endothélial, de reproduction, musculo-squelettal et

cutané et peut causer une infection généralisée avec septicémie chez l'humain (Corbel, 1997). Les agents en cause sont des bactéries à Gram négatif du genre *Brucella* qui incluent *B. abortus* chez le bétail, les moutons, les chèvres et les cochons ; *B. melitensis* chez les chèvres, les moutons et le bétail ; *B. canis* chez les chiens ; *B. suis* chez cochons ; *B. ovis* chez les moutons et *B. neotomae* chez le rat du désert (*Neotoma lepida*). Durant les années 90, des souches de *Brucella* jusqu'alors inconnues ont été détectées par des analyses sérologiques et histopathologiques, et par isolation directe chez les pinnipèdes et les cétacés sauvages des Amériques, de l'Europe, de l'Antarctique, et du Nord-Est du Pacifique, ainsi que chez les grands dauphins captifs (*T. truncatus*) (Ewalt *et al.*, 1994; Tryland *et al.*, 1999; Van Bresseem *et al.*, 2001b; Foster *et al.*, 2002; Ohishi *et al.*, 2004). Les problèmes associés à cette infection chez les cétacés incluent le placentitis, l'avortement, l'infection des poumons, l'orchite et des méningo-encéphalites non suppuratives (Miller *et al.*, 1999; Gonzalez *et al.*, 2002; Ohishi *et al.*, 2004). Jusqu'à présent il y a quatre cas connus d'humains infectés par des espèces de *Brucella* provenant de mammifères marins, trois ont été contractés de façon naturelle et la dernière dans un laboratoire (Brew *et al.*, 1999, Sohn *et al.*, 2003, McDonald *et al.*, 2006) ce qui indique le potentiel zoonotique pour la *Brucella* marine.

En se basant sur les caractéristiques biologiques et moléculaires, Foster *et al.* (2007) a proposé deux espèces de *Brucella* chez les mammifères marins, *Brucella ceti* et *B. pinnipedialis* avec pour hôtes préférés les cétacés et les phoques. De plus, Groussaud *et al.* (2007) a suggéré que les brucellae qui ont été isolées des cétacés constituent deux espèces avec des préférences pour les hôtes, i.e. *B. phocoenae* chez les marsouins et *B. delphini* chez les dauphins.

1.1.4 La leptospirose

La leptospirose est une maladie bactérienne zoonotique globalement répandue qui touche plusieurs espèces d'animaux domestiques et sauvages y compris les pinnipèdes et est considérée comme une maladie ré-émergente. Elle est causée par la leptospira, un spirochète (Famille des Spirochætales) spiralé, flexible, à Gram négatif et avec un flagelle interne. La *Leptospira interrogans* est présente chez les lions de mer de Californie (*Zalophus californianus*) alors que la *Lepstospira kirscheri* est spécifique aux éléphants de mer (*Mirounga angustirostris*) (Cameron *et al.*, 2008). Chez les pinnipèdes, la leptospirose se présente typiquement comme une néphrite interstitielle avec des signes cliniques tels que une fonction rénale altérée, une déshydratation, des vomissements et signes de dépression (Cameron *et al.*, 2008). Les bactéries infectieuses sont éliminées à travers l'urine. Plusieurs sévères épidémies de maladies rénales, provoquant l'échouage de centaines de lions de mer de Californie le long des côtes Californiennes, ont été causées par *Leptospira interrogans*, et par les serovars Pomona (Vedros *et al.*, 1971; Dierauf *et al.*, 1985; Gulland *et al.*, 1996). Les apparitions épizootiques sont cycliques dans la nature, avec une épidémie survenant tous les trois ou quatre ans (Llyod-Smith *et al.*, 2007). La proximité et l'importante densité de parcs pour chien sont étroitement liées avec la leptospirose chez les lions de mer (Norman *et al.*, 2008). Jusqu'à présent, les rapports de cette maladie chez les mammifères marins sauvages ont été limités à l'Amérique du Nord néanmoins, des débuts d'infections similaires pourraient théoriquement survenir chez les mammifères marins n'importe où dans le monde où la leptospirose est présente chez les animaux sympatrique domestiques et sauvages. Un début d'infection s'est produite chez les pinnipèdes en captivité aux Pays-Bas (Kik *et al.*, 2006).

1.1.5 La Toxoplasmose

La toxoplasmose est causée par le *Toxoplasma gondii*, un protozoaire intracellulaire parasite, elle est présente partout dans le monde chez les humains et les animaux à sang chaud y compris les cétacés (Dubey *et al.*, 2003). Les félinés sauvages et domestiques sont les hôtes définitifs mais

plusieurs mammifères peuvent servir d'hôtes intermédiaires (Miller *et al.*, 2008). L'infection provient de l'ingestion de nourriture ou eau souillées, ou par le placenta. Des dauphins sauvages contaminés par la toxoplasmose ont été reportés en Europe (y compris en Méditerranée), en Amérique et dans les Caraïbes. Ces animaux présentaient des lymphadenitis, des necrotizing adenitis, des myocardites, des pneumonies interstiellles sévères, des encéphalites non-suppuratives et des maladies systémiques (Dubey *et al.*, 2003; Di Guardo *et al.*, 2009). L'infection transplacentaire du fœtus a été reportée chez deux dauphins (revu dans Dubey *et al.*, 2003). La toxoplasmose chez les cétacés a souvent été associée à une immunosuppression à la suite d'une contamination par un morbillivirus et/ou de fortes concentrations de contaminants environnementaux y compris les PCBs (Di Guardo *et al.*, 1995, 2009; Mikaelian *et al.*, 2000). La contamination au travers des excréments félins qui vont de la terre à la mer sont une source probable d'infection (Conrad *et al.*, 2005, Miller *et al.*, 2008). La possible réactivation du *T. gondii* latent lors d'une épidémie de morbillivirus peut de façon synergique accroître la sévérité et le taux de mortalité de cette maladie virale (Van Bressem *et al.*, 2009).

1.1.6 Les blooms phytoplanctoniques nocifs (BPN)

Les BPN sont des proliférations d'algues microscopiques qui nuisent à l'environnement par la production de toxines qui s'accumulent dans les coquillages ou les poissons, ou par l'accumulation d'une biomasse qui alternativement touche les animaux vivant ensemble et altère les chaînes alimentaires de façon négative (HARRNESS, 2005). Les BPN surviennent partout dans le monde et ont apparemment augmenté en intensité, fréquence et sur la distribution globale depuis quelques décennies (Fire *et al.*, 2008). Environ 20 des 1.000 espèces de dinoflagellé connues produisent des toxines qui causent la mort des poissons, des oiseaux et des mammifères (Steidinger & Baden, 1984). L'acide domoïque (AD) est une neurotoxine marine puissante produite par les espèces de diatomées du genre *Pseudo-nitzschia*. Les brevetoxines sont des neurotoxines naturelles puissantes émises par *Karenia brevis* et par des espèces de dinoflagellés apparentées. La saxitoxine est générée par les dinoflagellés *Alexandrium tamarense* et *A. catenella*. L'intoxication chez l'humain est caractérisée par une sévère maladie gastro-intestinale avec des symptômes neurologiques qui, dans certains cas, peuvent engendrer la mort. Les brevetoxines, l'AD et les saxitoxines ont été à l'origine de la mort d'oiseaux et de mammifères marins dans le monde entier (Gilmartin *et al.*, 1980; Geraci *et al.*, 1989; Bossart *et al.*, 1998). Des toxines paralytiques ont peut-être joué un rôle dans les morts subites observées en 1997 dans la population ouest des phoques moines de Méditerranée (Hernandez *et al.*, 1998; Harwood, 1998). L'acide domoïque a causé sans équivoque la mort de centaines de lions de mer de Californie le long de la côte centrale Californienne en 1998 (Scholin *et al.*, 2000) et a été associé à la mort suspecte de mammifères marins le long des côtes du sud de la Californie en 2002 (Torres de la Riva *et al.*, 2009). Les brevetoxines ont causé la mort de plus de 100 grands dauphins appartenant à la population côtière de Floride en mars-avril 2004 (Flewelling *et al.*, 2005).

1.2 Phases préparatoires en cas d'une épidémie

Les échouages de mammifères marins attirent beaucoup l'attention du public. Les épidémies peuvent causer l'échouage de plusieurs dauphins sur de longues semaines et le long de milliers de kilomètres de côte à travers différents pays. Le degré de réponse de chaque pays dépendra de la présence de réseaux d'échouages actifs et de groupes de recherche sur les mammifères marins ainsi que de ses moyens économiques et logistiques. Certains pourraient être capables de procurer la plupart des infrastructures (scientifique, technique et administrative) nécessaires pour faire face à un échouage massif tandis que d'autres ne pourraient offrir qu'une aide réduite ou bien ne rien offrir du tout. La collaboration entre Etats Membres sera un plus pour pouvoir gérer efficacement ces événements. La création d'un Sous Comité expert dans les épizooties des cétacés et des morts



inhabituelles (ECMI) à l'intérieur du Comité Scientifique d'ACCOBAMS permettrait d'optimiser la réponse aux morts subites dans la Zone de l'Accord. Le Sous Comité de l'EMCI devrait posséder, dans l'idéal, l'équipement décrit dans la section 1.2.2.

Les directives qui suivent ont été créées pour une réponse optimale à une épizootie. Néanmoins, beaucoup peut-être fait avec une infrastructure et un équipement réduits (se reporter au point 1.2.2.11).

1.2.1 Infrastructures technique et administrative nécessaires à chaque Etat Membre pour gérer au mieux les urgences causées par les épizooties des cétacés

Chaque Etat Membre devrait avoir au moins un coordinateur sur place (CSP) qui contacterait le Sous Comité du EMCI et tout autre institution pertinente au cas où une mortalité de masse serait suspectée, enverrait les données à MEDACES (http://medaces.uv.es/home_eng.htm), s'occuperait du public et des médias, s'assurait que les échantillons nécessaires seraient prélevés, serait responsable d'obtenir tous les permis nécessaires et s'occuperait des carcasses. Le CSP devrait dans l'idéal dépendre d'un atelier d'échouage existant, d'un musée de sciences naturelles, d'une université ou d'un ministère (Agriculture, Environnement, Pêche). Il devrait collaborer avec les organismes nationaux existants reliés à l'échouage des mammifères marins tels que les réseaux d'échouages actifs, les groupes de recherche sur les mammifères marins, les centres de secours et de préservation de la faune et de la flore, les aquariums, les gardes-côtes, les responsables de parcs, la marine et les autorités locales.

L'infrastructure technique et administrative de base devrait comporter :

- Une permanence téléphonique opérant 24/24 et sept jours sur sept et dédiée à enregistrer tout échouage survenant le long de la côte
- Un ordinateur avec un accès Internet
- Une imprimante
- Des téléphones portables
- Un GPS pour enregistrer les positions des échouages
- Des caméras digitales
- Un lecteur DVD
- Une bibliothèque spécialisée dans les mammifères marins
- Une centrifugeuse pour remuer les échantillons de sang
- Un grand frigo pour conserver les échantillons à 4°C
- Un congélateur à -80°C pour conserver les échantillons sur de plus grandes périodes
- Un site web décrivant les activités du OSBC ainsi que les noms des personnes responsables et à contacter dans le cas d'une épizootie
- Une base de données sur les différents cas de mortalité chez les cétacés
- Du matériel éducatif

1.2.2 Liste de l'équipement

Ce qui suit est une liste d'équipement type pour faire face aux échouages d'animaux vivants et morts (Geraci & Lounsbury 2005; Raverty & Gaydos, 2007). Néanmoins, beaucoup peut être fait avec un équipement ou une infrastructure moindre (§ 1.2. 2.1.11).

1.2.2.1 Contrôle de la foule, relations publiques

- Du ruban plastifié et des pylônes pour isoler le site de la nécropsie



- Des panneaux avec : ATTENTION- DANGER POUR LA SANTE PUBLIQUE- NE PAS ENTRER
- Du matériel éducatif sur les échouages et les épizooties ainsi que sur le réseau en charge des échouages

1.2.2.2 Matériel pour enregistrer

- Des crayons étanches
- Des porte-papier métalliques, des étiquettes étanches
- Des formulaires de données, des formulaires décrivant les protocoles de nécropsie et de collecte des échantillons
- Un appareil photo, des piles supplémentaires, un caméscope et des cartes de mémoire supplémentaires
- Un mètre d'au moins 20m (en plastique et métallique)
- Une grue/ un appareil de levage, une balance pour enregistrer le poids des organes (0,1-10kg)

1.2.2.3 Soulagement de l'animal

- De l'oxyde de zinc
- Des couvertures et des serviettes
- Une pelle (pour creuser des trous pour les nageoires pectorales et caudale)
- Des packs de glace (pour garder les extrémités fraîches)
- Des bâches
- Des matelas en mousse
- Des vaporisateurs
- Un flotteur gonflable
- (<http://www.jwautomarine.co.uk/images/SlideSh/show024/default.htm>). http://www.jwautomarine.co.uk/pr_sb.htm
- Une couverture de survie (pour réchauffer ou refroidir)

1.2.2.4 Matériel médical d'urgence

- Des perfusions et des kits d'injection (des compte-gouttes, 10&60 gouttes/min)
- Un kit de diagnostic de base (stéthoscope, des thermomètres)
- Des stimulants
- Des tranquillisants
- De l'adrénaline
- Des stéroïdes

1.2.2.5 Euthanasie²

- Des aiguilles pour gros animaux
- Un sédatif : midazolam (0.02mg/kg)
- Un barbiturique : de l'immobilon pour gros animaux (Etorphine) administré en intramusculaire est recommandé (voir note de bas de page 1)

² La législation concernant l'euthanasie et l'utilisation d'agents pour l'euthanasie peut varier selon les pays. La législation locale doit être consultée avant de décider quel agent d'euthanasie doit être utilisé. Le CSP devra obtenir l'autorisation des autorités locales avant d'euthanasier des animaux échoués et encore vivant.



1.2.2.6 Nécropsie

- Une corde d'au moins 20m de long, des couvertures, un brancard pour bouger les gros animaux, si nécessaire
- Les instruments standards de nécropsie. Plusieurs scalpels, plusieurs lames, des ciseaux, des pinces et des couteaux
- Un aiguiseur, si possible correctement emballé
- Des couteaux à dépecer et des crochets avec l'aiguiseur approprié, une tronçonneuse, une hache ou une disqueuse pour couper le crâne, la cage thoracique et les vertèbres
- Des marteaux, des burins et des scies à main
- Des rétracteurs de forme et de taille différente
- Des instruments stériles pour la collecte des échantillons
- Des sachets étanches
- Des récipients et des tubes
- Des seaux
- Des torches avec des piles et des ampoules supplémentaires
- Des containers (du tube à la poubelle) pour la collecte des échantillons ainsi qu'une glacière, de la neige carbonique et si possible du nitrogène liquide
- Un générateur à essence et des lumières d'inondation avec des ampoules supplémentaires et de l'essence
- Des lumières
- Une scie portable ou électrique
- Une source d'eau accessible avec un tuyau
- Des sacs poubelle, du liquide vaisselle, et des serviettes en papier pour le nettoyage

1.2.2.7 Echantillonnage spécifique (histologie, microbiologie, BPN)

- Une solution tampon de formol à 10%
- Une solution tampon de glutaraldehyde à 4%
- Une solution saline et saturée de DMSO à 20% pour les analyses génétiques dans les fioles
- De l'alcool isopropylique pour les échantillons contaminés
- Des aiguilles et des seringues
- Des seringues contenant de l'héparine
- Des tubes à essai de culture pour la bactériologie et la virologie
- Un moyen de transport pour la bactériologie et la virologie
- Du RNAlater (Ambion; <http://www.ambion.com/techlib/resources/RNAlater/index.html>)
- Des cotons stériles
- Des coupelles à urine stériles
- Des lames de verre
- Des tubes à sérum pour collecter le sang et l'urine et un réchaud pour cautériser la surface des organes et stériliser les lames de scalpel
- Du papier aluminium et sacs de congélation pour les tissus congelés
- Des glacières pour la réfrigération des échantillons
- Un filet à plancton

1.2.2.8 Equipement du personnel

- Des vêtements de protection pour le staff et les volontaires (chapeaux, bottes, vêtements longs, des combinaisons étanches et de plongée)
- Des housses, des tabliers, des gants, des masques jetables, des lunettes de protection, et des protections pour la tête
- Du savon pour les mains et des serviettes



- Du désinfectant
- Une trousse de premiers secours

1.2.2.9 Equipement lourd

- Un véhicule tout terrain avec une remorque
- Un bateau afin d'atteindre les cétacés morts et qui flottent
- Une chambre froide de 30m²
- Un laboratoire permettant de faire les autopsies

1.2.2.10 Distribution

- Les permis CITES
- Contactez les compagnies aériennes qui pourraient transporter les échantillons et demandez où peut-on se procurer des containers IATA approuvés

1.2.2.11 Equipement minimum

L'équipement minimum suivant permet aussi d'abrèger les souffrances d'un dauphin échoué et de prendre des échantillons biologiques et microbiologiques précieux d'un dauphin qui vient de mourir :

- L'équipement pour enregistrer
- Un appareil photo
- Un téléphone portable
- Des seaux
- Des couvertures
- Des vaporisateurs
- De l'oxyde de zinc, des pelles
- Des gants, des bottes en plastique et des masques
- De grandes housses de plastique
- Des couteaux de boucher
- Des scies de boucher
- Un scalpel et des lames de rechange
- Des récipients et containers
- Des cordes

1.2.3 Accroissement des connaissances

Différents niveaux de formation doivent être pris en compte selon les personnes considérées par ex. les scientifiques du CSP, les volontaires et le public.

1.2.3.1 Les scientifiques

Les scientifiques du CSP qui n'ont aucune connaissance sur les morts subites des cétacés devraient recevoir une formation spécifique pour s'occuper des animaux vivants, faire des autopsies, gérer le public et se débarrasser des carcasses. Il serait recommandé que l'EMCI Sous Comité et/ou les Etats Membres qui ont de l'expérience avec les échouages de cétacés organisent des cours pour les nouveaux scientifiques du CSP avec moins de pratique. Des formations sur les techniques de secours et l'échouage sont proposées par plusieurs ONG et par des centres de mammifères marins en Espagne, Italie, au Royaume Uni et d'autres pays européens. Les scientifiques peuvent commencer à construire une bibliothèque spécialisée dans les mammifères marins comprenant certains livres très utiles tels que 'Marine Mammal Ashore, a Field Guide for Strandings' (Geraci & Lounsbury, 2005) et



'Stranded Cetaceans : Guidelines for Veterinary Surgeons' RSPCA (1997). Des publications sont aussi disponibles sur le web mondial. Des ateliers internationaux sur les épidémies des cétacés devraient être organisés au sein des Etats Membres.

1.2.3.2 Les volontaires

Les volontaires devraient recevoir une formation leur permettant d'aider efficacement lors des soudaines apparitions de mortalité. Des ateliers sur la biologie générale des dauphins et des baleines, sur les raisons pour lesquelles ils s'échouent et sur les agents pathogènes qu'ils transportent devraient être organisés. Les volontaires doivent être en particulier prévenus sur les risques potentiels de santé lors d'un contact avec des mammifères marins échoués. Le rôle de chaque volontaire doit dépendre de ses propres capacités. De faux échouages avec des baleines gonflables en plastique devraient être mis en œuvre pour donner aux participants une idée sur comment cela pourrait évoluer réellement.

1.2.3.3 Les agents locaux du gouvernement

Des brochures décrivant la biologie de base des cétacés, expliquant les échouages et les épizooties et comment réagir dans ces situations devraient être conçues, imprimées et distribuées aux agents du gouvernement local.

Ces brochures devraient aussi contenir le numéro d'urgence pour les échouages ainsi que les noms des personnes en charge. Les membres du CSP devraient organiser pour les agents officiels du gouvernement des présentations sur les épizooties des mammifères marins et devraient distribuer du matériel éducatif à cette occasion.

1.2.3.4 Le public

Des livrets pour enfants décrivant la biologie de base des cétacés et les raisons possibles des morts subites devraient être réalisés, imprimés et distribués dans les maternelles et les écoles locales. Des posters relatant les mêmes faits et incluant les risques de santé liés aux échouages des mammifères marins devraient être conçus et distribués dans les écoles, les bibliothèques, les musées, les offices de tourisme, les parcs nationaux, les universités, etc. Les sociétés nationales ou locales auraient peut-être envie d'apporter leur soutien pour l'impression de ces livrets et posters. Un site web ou un bulletin décrivant en détail les activités du CSP serait utile pour le grand public.

1.3 Actions à prendre lors d'une épizootie

Plusieurs situations peuvent prendre place lors d'une épizootie :

- Différentes plages peuvent avoir un seul dauphin échoué mort ou agonisant
- Plusieurs dauphins échoués sur le même rivage
- Des dauphins échoués morts et vivants sur la même plage

Dans tous les cas, une coordination parfaite, entre le personnel du CSP, le Sous Comité de l'EMCI et les autres organisations spécialisées dans ces événements, est la clé d'une réponse réussie. Les protocoles donnés en dessous sont largement basés sur Geraci & Lounsbury (2005) et sur le 'Irish Whale and Dolphin Group' (2007 <http://www.iwdg.ie/content.asp?id=31>). La deuxième édition de 'Marine Mammal Ashore : A Field Guide for Strandings' donne des informations approfondies sur comment gérer des dauphins ou des baleines échoués morts ou vivants. Une ou plusieurs copies devraient être dans les bibliothèques de tous les organismes impliqués. Il serait sage d'en avoir une copie sur le terrain.

1.3.1 Protocoles d'intervention sur le site

1.3.1.1 Cétacés vivants échoués sur la plage

La situation devra être évaluée et une tentative pour déterminer l'espèce et sa taille approximative devrait être faite. Le nombre de dauphins échoués de chaque espèce devra être estimé. Les animaux vivants devront être stabilisés pour s'assurer qu'ils respirent, qu'ils n'ont pas trop chaud, et qu'ils ne sont pas trop stressés :

- Gardez l'animal d'aplomb si possible en creusant des tranchées sous les nageoires pectorales
- Gardez l'animal humide en le recouvrant de couvertures ou de serviettes mouillées ou en l'arrosant en permanence avec de l'eau
- Protégez la peau abîmée avec de l'oxyde de zinc
- Ne pas couvrir ou obstruer son évent et faire très attention de ne pas mettre du sable ou de l'eau dans son évent
- Par temps ensoleillé, essayez de lui procurer de l'ombre en dressant une bâche au-dessus de lui
- Par temps très froid ou très venteux, essayez de dresser un brise-vent autour de l'animal
- Si les animaux sont dans le ressac, déplacez-les dans les eaux plus profondes ou tourner-les de manière à ce qu'ils soient perpendiculaires au bord de l'eau avec la tête face à la plage
- Attention : restez prudent autour de la nageoire caudale car les cétacés échoués peuvent blesser ou tuer. Minimisez aussi les contacts avec l'animal (utiliser des gants si nécessaire) et évitez d'inhalier l'air qui sort de son évent
- Tout bruit, contact et dérangement autour de l'animal doivent être minimum. Dressez une corde ou une barrière pour délimiter un périmètre (en incorporant les personnes essentielles au soin de l'animal) et demandez aux autorités locales de vous aider à contrôler la foule sur les lieux
- S'ils sont disponibles, un garde-côte ou un secouriste devrait être appointé pour être en liaison avec les médias et contrôler les curieux, et pour s'assurer que les équipes de secours et vétérinaires peuvent faire leur travail sans interférences inutiles
- Contactez tous les gens et organisations qui ont montré un intérêt pour aider à secourir les cétacés échoués et vivants
- Évaluez l'état de santé de l'animal en vous aidant des critères suivant :
 - Présence évidente de blessures
 - Enchevêtrement de filets ou de cordes autour des nageoires pectorales et caudale et du museau
 - Le rythme respiratoire

Petits Cétacés (par ex. le marsouin ou dauphin commun) : Rythme respiratoire normal = 2-5 respirations/min.

Cétacés Moyens (par ex. le globicéphale) : Rythme respiratoire normal = 1 respiration/min

Grands Cétacés (par ex. le cachalot) : Rythme respiratoire normal = jusqu'à 1 respiration toutes les 20min

- L'intégrité de la peau
- L'état nutritionnel
- Le rythme cardiaque (de 30 à 100 battements/minute chez le *Tursiops truncatus*) en utilisant un stéthoscope pour les petits dauphins et une main placée fermement sous la région axillaire pour les plus gros cétacés
- Critères de comportement : alerte (réactif aux stimuli de son environnement : le réflexe palpébral), faible (réactif uniquement après beaucoup de stimulation), non réactif (ne réagit pas au bruit ou au toucher)
- La présence de sang dans la bouche ou dans l'évent (très mauvais signe de santé)

- La température du corps : normalement entre 36,5 et 37°C. L'hypothermie critique c'est sous 35,6°C ; l'hyperthermie critique c'est au-dessus de 40°C
- Lorsque l'animal semble en bonne santé, des essais devraient être tentés pour le remettre à l'eau à l'aide d'une bâche ou d'une civière et le guider vers des eaux plus profondes à l'aide d'un système de flottabilité de secours. Ceci ne doit être tenté seulement si un nombre suffisant de personnes expérimentées sont présentes (par ex. 6 pour un grand dauphin de taille moyenne). La remise à l'eau doit être tentée à marée montante. Une fois que l'animal a été tracté jusqu'à la mer, il doit être soutenu, son évent doit être maintenu hors de l'eau. L'acclimatation est complète lorsque la baleine est capable de faire surface seule pour respirer. Ceci peut prendre des heures, c'est pour cela que dans des eaux froides une équipe de relais doit être prête. Une mère et son petit doivent être réacclimatés ensemble. Si plusieurs cétacés se sont échoués ensemble ils doivent être relâchés ensemble. Tout le matériel utilisé pour le soutien doit être facile à enlever
- En aucun cas un petit qui n'apparaît pas sevré doit être remis à l'eau
- Lorsque l'animal n'est pas suffisamment en bonne santé pour le remettre à l'eau, les autres options doivent être prises en compte comme la réhabilitation ou l'euthanasie. La réhabilitation n'est possible que si une structure existe dans le pays et qu'elle est accessible par route en deux heures tout au plus
- Si l'animal ne peut être secouru, l'euthanasie doit être envisagée. L'euthanasie est une possibilité pour les odontocètes et les petites baleines, elle devrait être pratiquée par l'administration 'd'Immobilon pour gros animaux' après sédation. Les plus grosses baleines devraient mourir naturellement

1.3.1.2 Baleines et dauphins morts

- La nécropsie sur la plage est une option valide lorsque les échouages ont lieu dans des endroits isolés, loin de la présence du public, et qu'ils ne menacent pas la santé de l'humain, et que les conditions météorologiques sont favorables. Ceci est recommandé pour les gros dauphins ou baleines ou lorsque aucun moyen de transport est disponible. Si possible, les animaux devraient être placés sur une grande bâche en plastique avant le début de la nécropsie. Les dauphins qui viennent de mourir devraient avoir la priorité. Si la journée est chaude, essayez de collecter les données de base pour pouvoir ouvrir le spécimen rapidement et collecter les échantillons pour la virologie, la bactériologie, la parasitologie et la recherche de toxines algales.
- Si possible, les dauphins et les marsouins devraient être transportés dans une structure appropriée pour une autopsie complète. Tous les efforts doivent être faits pour ramener l'animal dans les plus brefs délais afin d'éviter la décomposition du corps avant analyses. En attendant la nécropsie, les spécimens doivent être conservés dans une chambre froide.
- Dans tous les cas, une documentation photographique est fortement recommandée.

1.3.2 Protocoles pour la collecte, le transport et le stockage des spécimens et des échantillons

1.3.2.1 Protocoles pour la collecte d'échantillons

Avant toute collecte d'échantillons, quelques données de base doivent être collectées de manière à connaître certains paramètres biologiques indispensables. Noter l'état général de la baleine ou du dauphin est important de façon à déterminer quels échantillons doivent être prélevés en priorité. Seuls les échantillons prélevés sur des animaux morts récemment ou légèrement décomposés valent la peine pour la microbiologie. Ces échantillons doivent être prélevés de manière aussi stérile que

possible. Dans l'idéal, la nécropsie sera pratiquée par un scientifique et un assistant prendra des notes.

Après la collecte des données de base, le corps peut être ouvert, préférablement sur une large bâche en plastique ou sur une table d'autopsie. Tous les instruments nécessaires, les sacs, les récipients et containers avec ou sans liquides doivent être à portée de main avant de pratiquer la première incision. Un assistant devra étiqueter les containers, prendre des notes et des photos.

Les protocoles décrits ci-dessous ainsi que les listes des échantillons prioritaires et les tissus prélevés sur le terrain présentés dans l'annexe seront utiles de manière à être certain que tous les échantillons nécessaires ont été prélevés et préservés de façon adéquate.

1.3.2.1.1 Protocole pour les données de base

- Chercheur (nom, tel, affiliation, adresse, email) :
- Date :
- Lieu de l'échouage :
- Présence d'autres animaux marins morts :
 - Espèce:
 - Nombre (estimation):
- Indication d'une prolifération d'algues : OUI/NON
- Numéro du terrain :
- Espèce³ :
- Sexe⁴ :
- Taille standard du corps⁵ :
- État général :
 - Vivant
 - Frais
 - Décomposition récente
 - Décomposition avancée
 - Momification
- Preuve d'interaction avec l'humain : OUI/NON
 - Marques de filets
 - Coupures
 - Blessures causées par un bateau

³ L'identification de l'espèce doit être faite par une personne qualifiée. Dans l'idéal une photo devrait être prise de chaque spécimen avec son numéro.

⁴ Une photo de la région génitale et son numéro aidera à la confirmation du sexe.

⁵ Préciser de quelle manière elle a été déterminée (les mesures doivent être prises parallèlement au corps du dauphin, e.g. longueur totale du rostre à la queue)

- Description – photos

- Présence de lésions sur la peau et de blessures : OUI/NON
 - Description – photos
 - Collecte des échantillons dans le formol, DMSO et, si possible, geler à -80°C
- Lactation : OUI/NON

1.3.2.1.1 Collecte d'échantillons spécifiques⁶

1.3.2.1.1.1 Échantillons hautement prioritaires

L'appareil de reproduction

Les ovaires et les testicules doivent toujours être examinés, pesés, photographiés et collecter dans du formol à 10% (4% en fin de concentration) pour déterminer la maturité sexuelle. La présence ou l'absence de *corpora albicantia* et d'un *corpus luteum* doivent être notés. L'utérus doit être ouvert pour vérifier la présence d'un fœtus. S'il y en a un, il doit être mesuré, pesé et son sexe doit être déterminé. S'il est petit, il est à conserver dans le formol. La présence de sperme dans l'épididyme doit être recherchée. Un morceau d'au moins (1x1x1) cm de chaque testicule doit être prélevé et placé dans le formol. On peut répondre aux questions suivantes sur le terrain s'il y a suffisamment de temps sinon ce sera fait au laboratoire.

- Ovaires :
 - Présence de *corpora albicantia* : OUI/NON
 - Présence de *corpus luteum* : OUI/NON
- Fœtus dans l'utérus : OUI/NON
 - Sexe
 - Taille
 - Poids
- Testicules : OUI/NON
 - Droite:
 - Présence de fluide séminal
 - Taille
 - Poids
 - Gauche:
 - Présence de fluide séminal
 - Taille
 - Poids

Virologie et sérologie

⁶ Les protocoles pour les données de base et avancées sont aussi disponibles sur le site web de Medaces : http://medaces.uv.es/home_eng.htm

- Les organes suivants sont souvent la cible des morbillivirus par conséquent ils doivent être examinés avec soin pour détecter un changement ou une lésion. Utilisez des gants, lavez-les fréquemment et en changez entre chaque spécimen :
 - Les poumons
 - La rate
 - Le foie
 - Les ganglions lymphatiques
 - Les reins
 - Le cerveau⁷
 - Le Thymus
 - Le cœur
 - La peau
- Documentez, décrivez et prenez des photos de n'importe quel changement des organes dans la morphologie générale. Prenez des photos des lésions de la peau.
- Dix grammes ou un morceau 2x2x2 de chaque organe doit être conservé dans la glace puis congelé à -80°C pour isoler les virus. Lorsque qu'il n'y a pas de freezer ou de nitrogène liquide, coupez des échantillons de tissu de moins de 0,5cm et conservez-les dans le 'RNAlater' (Ambion) pour les analyses PCR. S'il y a des délais supplémentaires, congelez-les à -20°C ou -80°C après une nuit à température ambiante (25°C maximum).
- Conservez les petits échantillons des précédents organes dans du formol à 10% et 20% DMSO pour des analyses d'histopathologie et des études moléculaires.
- Prélever 5-10ml de sang directement dans le cœur après avoir désinfecter la surface avec de l'alcool et le mettre dans la glace. Vous pouvez essayer de centrifuger le sang et de prendre le supernatant avant de le congeler pour une prochaine hémolyse.
- Prélever un échantillon des fluides pleural, péritonéal et péricardique, de l'urine, des fluides venant des vésicules dans des tubes stériles. Gardez-les dans la glace et stockez-les à -80°C.

Bactériologie

- Documentez, décrivez et prenez des photos de n'importe quel changement des organes dans la morphologie générale.
- Prélevez des échantillons de 5 à 10 grammes des reins, testicules, de l'utérus, du placenta et du fœtus (si présent), des glandes mammaires, de la rate, des éventuels abcès sous-cutanés, gardez-les dans la glace et réfrigérez à 4°C ou congelez à -80°C si de longs délais sont inévitables (>24h) avant les analyses complémentaires. Lorsqu'il n'y a pas la possibilité de conserver dans le froid, de plus petits échantillons doivent être prélevés et conservés dans du DMSO.
- Conservez des échantillons de 1x1x1 des mêmes organes dans du formol et DMSO.
- Prenez un échantillon de sang du cœur et procédez comme décrit auparavant.

⁷ Si le crâne doit être conservé pour un musée, séparez la tête du corps et introduisez une petite cuillère dans le foramen magnum pour prélever un petit morceau de cerveau/cerebellum.



- Prélevez du fluide pleural et péritonéal, de l'urine et du pus provenant des abcès. Conservez-en la moitié dans containers aérobiques et l'autre moitié dans des containers anaérobiques. Gardez-les dans la glace et gelez-les à -80°C si un laboratoire n'est pas à portée de main.
- Si possible (un laboratoire doit être prêt à recevoir et analyser les échantillons rapidement) prélevez un tampon des yeux, de l'évent et de la gorge et placez-les dans une solution bactérienne appropriée pour le transport et réfrigérer.

Protozoaires

- Documentez, décrivez et prenez des photos de n'importe quel changement des organes dans la morphologie générale.
- Prélevez des échantillons des organes suivants, gardez-les dans la glace, réfrigérez à -4°C et envoyez-les dans des packs réfrigérés à un institut de recherche spécialisé si possible. Autrement, conservez de petits échantillons dans du formol à 10% et du DMSO :
 - Cerveau
 - Cœur
 - Muscles
 - Ganglions lymphatiques
 - Rate
 - Thymus
 - Poumons
 - Fœtus
 - Placenta
- Prélevez un échantillon de sang du cœur et procédez comme décrits ci-dessus.

Biotoxines

- Prélevez 5 à 10ml de sang dans une seringue héparinisée, séparez le sérum et gelez pour le transport. Si ce n'est pas possible, gardez l'échantillon dans un pack de froid et envoyez au lab. Étant donné que plusieurs toxines peuvent être à l'origine de la mort des mammifères marins et qu'elles sont concentrées dans différents organes, il est recommandé de prélever un large échantillon de spécimens :
 - 50grs de foie, de rein (pôle crânien), du contenu de l'estomac, de matière fécale, du cerveau ainsi que de la bile et au moins 3ml d'urine. Ces échantillons doivent être conservés dans la glace jusqu'à congélation à -20°C.
 - Les échantillons du cerveau, des poumons et de l'appareil respiratoire supérieur doivent aussi être conservés dans le formol.
- Prélevez des échantillons d'eau et gardez-les dans la glace jusqu'à ce qu'ils soient congelés.
- Prélevez du plancton avec un filet à plancton et conservez-le dans la glace jusqu'à congélation.
- Notez toute mort d'autres animaux aquatiques qui ont lieu au même moment que la mort des cétacés.

1.3.2.1.1.1 Échantillons secondement prioritaires

- Lorsque cela est possible, documentez et décrivez tout changement dans la morphologie générale de tous les organes non mentionnés dans la partie 1.3.2.1.2.1. Ce qui suit devrait toujours être examiné :
 - Les glandes surrénales
 - Les amygdales
 - L'estomac
 - Les intestins
 - Le pancréas
 - La vessie
 - Le cœur
- Prélevez des échantillons et stockez-les comme il a été décrit dans la partie 1.3.2.1.2.1 pour la virologie et la bactériologie.
- Examinez la bouche, la langue, les dents et/ou les fanons de baleine, documentez et prenez des photos de toute anormalité et prélevez des échantillons pour la virologie et la bactériologie comme décrit dans la partie 1.3.2.1.2.1.
 - Description
- Examinez la fente génitale, le pénis (entier) et le vagin (entier) pour la présence de verrues ou de vésicules. Documentez et prélevez des échantillons pour la virologie et la bactériologie comme décrit dans la partie 1.3.2.1.2.1.
 - Verrues : OUI/NON
Décrivez et prenez des photos
 - Vésicules, ulcère : OUI/NON
Décrivez et prenez des photos

1.3.2.2 Protocoles pour le transport et le stockage

Tous les échantillons récents doivent être conservés dans de la glace ou à l'aide de packs de froid, à l'abri du soleil en attendant les analyses. Dès l'arrivée au laboratoire, ils doivent être congelés à -20°C ou -80°C selon les protocoles décrits au-dessus. Le stockage doit être organisé de manière à trouver facilement ces échantillons lorsque le congélateur est plein, ce qui peut être une tâche difficile ! Un registre des lieux de conservation des échantillons doit être créé. Contactez le CITES local (http://www.cites.org/common/directy/e_directy.html) afin de connaître les conditions nécessaires à l'obtention des permis d'exportation des échantillons de cétacés.

1.3.3 Destruction de la carcasse

La destruction de la carcasse peut dépendre des lois de chaque Etat Membre. Dans certains pays les autorités locales sont responsables de l'élimination des cétacés morts. Lorsque ce n'est pas le cas, le CSP doit préparer des programmes à l'avance en accord avec les autorités nationales. Leur faisabilité doit être discutée avec les personnes qui interviendront pour aider à l'élimination de la carcasse (les garde-côtes, la marine, les patrons de décharge publique). Le coût de chaque programme doit être estimé. Voici quelques recommandations tirées de Geraci & Lounsbury (2005) et une archive des Parcs Nationaux Sud Africains (<http://www.sanparks.org/about/news/2006/july/whale.php>).

1.3.3.1. La laisser telle quelle

Dans les zones inhabitées la carcasse peut être laissée sur la plage. Le temps, la marée et les charognards feront le travail. Avant de laisser la carcasse, les fanons ou les dents doivent être



extraits. Ouvrez l'abdomen et le thorax pour éviter toute décomposition « explosive » sous le soleil. Faites attention avec les grosses baleines.

Les spécimens euthanasiés représentent un risque pour les charognards par conséquent ils doivent être enterrés, emmenés à une décharge sanitaire, transformés en compost ou incinérés.

1.3.3.2. L'enterrer

L'enterrement des petits cétacés sur une plage est relativement facile après avoir découpé les carcasses. L'enterrement des gros cétacés demande du gros matériel et des personnes qualifiées. Les dégâts et les perturbations environnementaux doivent être considérés. La tombe doit être au-dessus du niveau de la mer pour éviter la contamination avec les fluides corporels. Le trou doit être profond de manière à ce que la carcasse soit enterrée sous un mètre ou deux de terre.

1.3.3.3. La brûler

Brûler les carcasses réduit la masse et le volume ce qui permet de découper ce qui reste et de le jeter à l'eau ou dans une décharge. Brûler implique la confection d'un bûcher crématoire autour de la baleine et l'utilisation de bons accélérateurs dans les fentes de la graisse. Après quelques jours de feu réexaminez la situation. Des solvants d'huile anti-pollution peuvent être utilisés pour éliminer les huiles résultant de l'incinération.

1.3.3.4. La rejeter à la mer

La carcasse peut être rejetée à la mer à condition que cela soit suffisamment loin des côtes (80km au minimum) de manière à ce que les courants et les vents ne la ramènent pas, qu'elle soit suffisamment éloignée des trajectoires habituelles de bateaux et qu'elle soit suffisamment lestée pour couler. La carcasse doit être ouverte pour éviter les gonflements et favoriser son immersion. Une collaboration avec des scientifiques étudiant 'la chute des baleines' (Hagg, 2005) est utile. Avant de prendre en compte cette option, contactez les autorités adéquates la marine, les garde-côtes) et demandez-leur leur autorisation et comment minimiser les problèmes de circulation de bateaux.

1.3.3.5. En faire du compost

Les carcasses pesant jusqu'à 640kg peuvent être mises dans une unité de compostage et recouvertes d'un 'agent lourd' comme la sciure ou la paille (riches en carbone). Pendant les microorganismes anaérobiques détruisent la carcasse, les fluides et les gaz odorants sont absorbés par l'agent lourd où ils se dégradent en dioxyde de carbone et en eau. Une unité de compostage qui fonctionne correctement demande très peu de maintenance, émet très peu d'odeur, n'a pas d'effet sur les nappes phréatiques, atteint des températures internes suffisamment élevées pour détruire les agents pathogènes et décomposer les agents chimiques nocifs. Regardez s'il vous plaît le site web du Département d'Agriculture du Minnesota pour plus de détails : <http://www.mda.state.ms.us>

1.3.4 Gestion de la communication

Au moins une personne du CSP devrait être en charge de la communication. Son travail inclurait l'appel aux autorités locales, donner aux volontaires leurs tâches, relever les noms, coordonner (numéro de téléphone, email) les participants, gérer le public et contacter les autres organismes qui peuvent aider lors d'un échouage, d'une opération de secours et de l'élimination de la carcasse.

1.4 Actes à mettre en œuvre après une épizootie

1.4.1 Le débriefing

Organisez un débriefing avec toutes les personnes impliquées dans l'échouage et leur demander leur avis sur ce qui s'est passé, le nombre de dauphins qu'ils ont compté et secouru, la présence d'autres animaux marins sur la plage, si selon eux la réaction à l'échouage était adéquate, quel matériel manquait. Remerciez tous les volontaires pour leur aide et distribuez toute nouvelle documentation et tout nouveaux stickers.

1.4.2 Le rapport préliminaire

Écrivez un rapport préliminaire dès que possible. Les points à résumer dans le rapport doivent inclure ce qui suit (Geraci & Lounsbury, 2005) :

- Date et lieu de l'échouage
- Nature, temps et efficacité de la réponse initiale
- Récit de la scène décrite par l'équipe :
 - espèces impliquées et nombre de spécimens par espèce
 - schéma de l'échouage
 - présence d'autres animaux marins morts ou malades
 - état général des cétacés
 - indication d'une épidémie
 - conditions environnementales
- Le rapport de nécropsie
- Les échantillons collectés, l'endroit où ils sont stockés, les conditions de stockage
- Les actions entreprises et les raisons des décisions prises :
 - Plan prévu
 - Obstacles à la mise en œuvre
 - Action éventuelle
- Informations supplémentaires
 - Photographies, cartes, dessins
 - Rapports des groupes indépendants (police, garde-côtes, réseaux d'échouages, structures de réhabilitation)
 - Choses à améliorer

1.4.3 Contact avec les médias et alerte

Écrivez une note brève sur ce qui s'est passé pour les médias. Alerte les médias et le public sur la possibilité d'échouages supplémentaires et encouragez-les à les reporter.

1.4.4 Contacts

Contactez les laboratoires qui analyseront les échantillons et coordonnez la répartition des échantillons en fonction des procédures aériennes. Soyez certain que quelqu'un collectera les échantillons à leur arrivée et assurez-vous que la personne en charge n'est pas en vacance au moment où vous envoyez les échantillons. Gardez un contact téléphonique jusqu'à ce que vous vous soyez assuré que les échantillons sont arrivés et ont été correctement entreposés.

1.4.5 Le suivi

Demandez le suivi de l'analyse et préparez un manuscrit sur les conclusions du rapport en incluant toutes les institutions impliquées.

2. ÉBAUCHE DU PLAN D'URGENCE

Dans la mer Méditerranée, les épidémies de morbillivirus ont causé la mort de milliers de dauphins bleu et blanc en 1990-1992 et en 2007 ainsi que celle de globicéphales (Aguilar and Raga, 1990; Fernandez *et al.*, 2008; Raga *et al.*, 2008; Van Bressem *et al.*, 2009). Un morbillivirus inconnu a causé la mort de deux dauphins commun à bec court qui se sont échoués sur les côtes de Crimée en 1994 durant un épisode de mortalité (Birkun *et al.*, 1999). Des herpèsvirus, des espèces de toxoplasmose et de Brucellose ont été identifiées sur des odontocètes échoués le long des côtes espagnoles (Méditerranée et Iles Canaries) et en Italie (Di Guardo *et al.*, 1995, 2009; Van Bressem *et al.*, 2001b; Esperon *et al.*, 2008). Des toxines paralytiques ont peut-être été responsables de la mort de plusieurs phoques moines de Méditerranée au sein de la colonie Mauritanienne (Hernandez *et al.*, 1998, Harwood, 1998). De ce fait, les Etats Membres devraient se tenir prêts à l'éventuelle mort de cétacés dans leurs eaux causée par des virus, des bactéries, des protozoaires et des BPN. Le développement et renforcement des réseaux d'échouages déjà existants au niveau national et régional permettront d'adresser au mieux ces événements de mortalité. Il est très important que les données collectées lors d'échouages le long des côtes de Mer Noire, de Méditerranée, et de la zone Atlantique adjacente soient envoyées à MEDACES (http://medaces.uv.es/home_eng.htm) qui fut créé en 2001 afin de coordonner les efforts nationaux et régionaux des pays riverains. La création d'un Sous Comité de EMCI au sein du Comité Scientifique d'ACCOBAMS améliorerait le temps de réponse aux échouages en facilitant la coordination entre chaque Etat Membre et en aidant avec les infrastructures et les formations. La création d'un Groupe de Travail ECMI qui communiquerait via email faciliterait grandement la diffusion des informations.

2.1 OSCB

Un plan d'urgence efficace doit être fondé sur un CSP national qui sera responsable des actions et des décisions en rapport avec l'épizootie ainsi que de la transmission rapide des informations sur l'apparition des morts subites aux Etats Membres et au Sous Comité de l'ECMI proposé. Une communication facile et ouverte entre les CSP aidera à déterminer si des morts subites ont lieu et assurera une réponse adéquate et rapide enfin cela permettra de découvrir la cause de l'épizootie et de rechercher les facteurs environnementaux qui pourraient avoir engendré cette situation. Le personnel minimum d'un OSBC devrait comprendre un scientifique, préférablement un chercheur spécialiste en mammifères marins et un vétérinaire avec de bonnes connaissances sur la biologie des cétacés.

2.1.1 L'équipe

2.1.1.1 L'équipe de support administratif

Au moins une personne doit être en charge de l'administration du CSP. Ses responsabilités seront les suivantes:

- La coordination avec les autorités locales
- La communication avec les médias et le public
- Le développement d'activités et de matériel éducatifs
- La gestion des volontaires
- La construction d'un site web
- La gestion des finances

2.1.1.2 Les scientifiques

Un biologiste et un vétérinaire, tous deux dans l'idéal ayant de l'expérience avec les cétacés, devraient être désignés par le CSP. Leurs responsabilités incluent:

- Développer un réseau pour les échouages qui peut réagir rapidement aux morts subites des cétacés
- Développer des protocoles pour s'occuper des échouages et pour la collecte des tissus pour la microbiologie et les tests sur les toxines algales
- Préparer le matériel nécessaire pour s'occuper d'une mort subite (tout doit être prêt et à portée de main pour un départ immédiat)
- Fournir du personnel de terrain et des formations
- Recruter et gérer les volontaires
- Coordonner contrôler rapidement l'intervention et l'incident : avoir une réponse appropriée à la situation (équipement et personnel)
- La coordination avec d'autres réseaux similaires au sein ou à l'extérieur des Etats Membres
- Prendre une décision adéquate en ce qui concerne le destin des cétacés échoués vivants (remise à l'eau, réhabilitation, euthanasie)
- Collecter les données biologiques et prendre les photos
- Réaliser la nécropsie des cétacés morts
- Collecter les échantillons
- Contacter les laboratoires qui procéderont aux analyses des échantillons
- Contacter les autorités qui délivrent les permis du CITES
- Contacter les lignes aériennes qui transporteront les échantillons : demander s'il y a des demandes spécifiques au niveau de l'emballage et de la répartition du matériel biologique
- Préparer un protocole pour emballer et répartir le matériel biologique
- Envoyer les échantillons
- Procéder à l'élimination de la carcasse en accord avec les autorités locales

2.1.1.2 Les volontaires

Les volontaires doivent être recrutés pour aider avec les échouages. Ils peuvent avoir des formations et des personnalités différentes et doivent recevoir des tâches en accord avec leurs capacités.

2.2 Memoranda d'entente avec les coopérateurs

Le mémorandum d'entente doit être établi avec les autres laboratoires et institutions désirant aider lors d'un épisode de mortalité. Il serait bien de demander aux laboratoires (de bactériologie, virologie, parasitologie et de recherche sur les toxines algales) de procurer des protocoles d'échantillonnage, de conservation et de transport d'échantillons. Dans l'idéal, ils pourraient fournir les fioles, les solutions et tout autre matériel requis pour l'échantillonnage. Autrement, ils pourraient spécifier le matériel nécessaire à l'échantillonnage et l'entreprise qui le vend.

2.3 Soyez prêts à détecter une épidémie

Les scientifiques et les volontaires devraient se rendre régulièrement les plages de façon à ce qu'une référence pour les échouages 'normaux' soit établie par espèce, par lieu, par saison etc. tous les cétacés récemment morts ou modérément décomposés devraient être autopsiés et les échantillons envoyés pour une analyse parasitologique, bactériologique et virologique pour avoir une idée générale de la macro et de la micro faune dans ces populations. L'CSP devra s'assurer que les médias ont un numéro d'urgence, distribuer des posters sur les épizooties dans les lieux publics et communiquer régulièrement avec les garde-côtes, les associations de pêcheurs et toute personne ou organisation susceptible d'enregistrer des morts inhabituelles de cétacés.

- ◆ Les critères définissant l'apparition de morts inattendues⁸ sont :
 - Un changement important dans l'ampleur ou dans le type de morbidité, mortalité ou d'échouages comparativement au passé
 - Un changement temporel dans la fréquence de morbidité, mortalité et des échouages
 - Un changement spatial dans la fréquence de morbidité, mortalité et des échouages
 - Les espèces, l'âge ou le sexe des animaux infectés sont différents de ceux touchés habituellement
 - Les animaux infectés montrent des signes pathologiques, un comportement, des signes cliniques ou une condition physique générale similaire ou inhabituelle (e.g. épaisseur de la graisse)
 - La morbidité observée est concordante avec ou fait partie d'un déclin non expliqué de la population, du stock ou de l'espèce de mammifères marins
- ◆ Les critères définissant une épidémie sont les suivants :
 - C'est inattendu
 - Cela implique l'échouage et le décès inhabituels d'un grand nombre de cétacés d'une ou plusieurs espèces
 - Cela peut démarrer dans un pays et se déplacer dans d'autres
 - Cela peut durer plusieurs mois
 - Cela peut récidiver
 - Cela demande une réponse immédiate

2.4 Soyez prêts à gérer une épidémie

Lorsqu'une épizootie est suspectée, le CSP doit le plus rapidement possible se mettre en contact avec les collaborateurs nationaux et internationaux et le Sous Comité de l'ECMI proposé et joindre les volontaires. Une fois prêts, les scientifiques du CSP doivent aussitôt se rendre sur les lieux de l'échouage en se munissant de tout l'équipement nécessaire préalablement préparé. Ils doivent donner aux volontaires leur mission avant de s'occuper des animaux. L'administrateur devra se mettre en liaison avec les autorités locales, les médias et le public.

2.5 Déterminer la fin d'une épidémie

La fin d'une épizootie peut être difficile à indiquer exactement mais dans le cas d'une infection due au morbillivirus l'amélioration se fera graduellement. Une collaboration entre tous les Etats Membres sera essentielle pour juger au mieux de la fin d'une épizootie.

3. GRANDES LIGNES D'UN PROGRAMME DE FORMATION

Une bonne formation est un pré requis d'une réponse efficace aux morts subites. Elle doit concerner le staff du CSP, les volontaires, les garde-côtes et les officiers de la marine, les pêcheurs et le public (s'il vous plaît reportez-vous au § 1.2.3). Le paragraphe suivant dresse les étapes à suivre pour atteindre cet objectif.

- Une organisation annuelle d'ateliers sur les épidémies des cétacés et des maladies infectieuses pour le staff de L'CSP. Des experts nationaux et internationaux spécialisés sur les morbillivirus, les espèces de Brucella, les autres bactéries et les toxines algales devraient être invités à participer

⁸ source: <http://www.nmfs.noaa.gov/pr/health/mmume/criteria.htm>



- L'organisation de cours de pratique sur les échouages de cétacés, les agents infectieux et la méthode d'échantillonnage pour le staff du CSP. Ces cours de pratique peuvent avoir lieu au CSP, dans les locaux de l'ECMI ou dans les laboratoires nationaux et internationaux des réseaux d'échouages
- L'organisation de réunions nationales avec tous les autres organismes concernés (universités, garde-côtes, aquariums, etc.) avec une présentation de documents sur les épizooties et les maladies de cétacés
- L'acquisition de matériel pour la formation (livres, papiers, rapports, CD, DVD, protocoles) provenant d'autres réseaux d'échouage, d'ONG et de scientifiques
- Le développement d'une bibliothèque dédiée aux échouages de mammifères marins et aux épidémies
- Un réseau de communication avec les autres CSP
- La préparation de dépliants visant le public sur la biologie des cétacés et les raisons pour des échouages et des morts subites massives
- La préparation de livrets pour enfants et de posters sur les baleines, les dauphins, et les échouages.

4. REMERCIEMENTS

L'auteur remercie très sincèrement les scientifiques suivants pour les commentaires constructifs qu'ils ont apportés à ce document : Drs. Giuseppe Notarbartolo di Sciara, Juan Antonio Raga, Koen Van Waerebeek, Giovanni Di Guardo, Frank Dhermain, Sandro Mazzariol, Paul Jepson, Antonio Fernandez, Maria-Cristina Fossi and Alexei Birkun.

5. LITTERATURE CITEE

- Aguilar, A. and Raga, J.A. 1993. The striped dolphin epizootic in the Mediterranean Sea. *Ambio*, **22**, 524-528.
- Barr, B., Dunn, J.L., Daniel, M.D. and Banford, A. 1989. Herpes-like viral dermatitis in a beluga whale (*Delphinapterus leucas*). *Journal of Wildlife Diseases*, **25**, 608-611.
- Birkun, A., Kuiken, T., Krivokhizhin, S., Haines, D.M., Osterhaus, A.D.M.E., Van de Bildt, M.W.G., Joiris, C.R., and Siebert, U. 1998. Epizootic of morbilliviral disease in common dolphins (*Delphinus delphis ponticus*) from the Black Sea. *Veterinary Record*, **144**, 85-92.
- Black, F. 1991. Epidemiology of Paramyxoviridae. In: Kingsbury, D.W. (ed) *The Paramyxoviruses*. Plenum Press, New York, p 509-536.
- Blanchard, T.W., Santiago, N.T., Lipscomb, T.P., Garber, R.L., Mcfee, W.E. and Knowles, S. 2001. Two novel alphaherpesviruses associated with fatal disseminated infections in Atlantic bottlenose dolphins. *Journal of Wildlife Diseases*, **37**, 297-305.
- Bompar, J.-M., Dhermain, F., Poitevin, F. and Cheylan, M. 1991. Les dauphins méditerranéens victimes d'un virus mortel. *La Recherche*, **22**, 506-508.
- Bortolotto, A., Casini, L. and Stanzani, L.A. 1992. Dolphin mortality along the southern Italian coast (June-September 1991). *Aquatic Mammals*, **18**, 56-60.
- Bossart, G.D., Baden, D.G., Ewing, R.Y., Roberts, B., and Wright, S.C. 1998. Brevetoxicosis in manatees (*Trichechus manatus latirostris*) from the 1996 epizootic: gross, histologic, and immunohistochemical features. *Toxicological Pathology*, **26**, 276-282.
- Brew, S.D., Perrett, L.L., Stack, J.A., Macmillan, A.P. and Staunton, N.J. 1999. Human Exposure to *Brucella* recovered from a Sea Mammal. *Veterinary Record*, **144**, 483.
- Cameron, C.E., Zuerner, R.L., Raverty, S., Colegrove, K.M., Norman, S.A., Lambourn, D.M., Jeffries, S.J. and Gulland, F.M. 2008. Detection of pathogenic *Leptospira* bacteria in pinniped populations via PCR and identification of a source of transmission for zoonotic leptospirosis in the marine environment. *Journal of Clinical Microbiology*, **46**, 1728-33.
- Cebrian, D. 1995. The striped dolphin *Stenella coeruleoalba* epizootic in Greece, 1991-1992. *Biological Conservation*, **74**, 143-145.
- Conrad, P.A., Miller, M.A., Kreuder, C., James, E.R., Mazet, J., Dabritz, H., Jessup, D.A., Gulland, F.M. and Grigg, M.E. 2005. Transmission of *Toxoplasma*: Clues from the study of sea otters as sentinels of *Toxoplasma gondii* flow into the marine environment. *International Journal of Parasitology*, **35**, 1155-1168.
- Corbel, M.J. 1997. Brucellosis: an overview. *Emerging Infectious Diseases*, **3**, 213-21.
- Dierauf, L.A., Vandenbroek, D., Roletto, J., Koski, M., Amaya, L. and Gage, L. 1985. An epizootic of leptospirosis in California sea lions. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **187**, 1145-1148.
- Di Guardo, G., Agrimi, U., Morelli, L., Cardeti, G., Terracciano, G. and Kennedy, S. 1995. *Post mortem* investigations on cetaceans found stranded on the coasts of Italy between 1990 and 1993. *Veterinary Record*, **136**, 439-442.
- Di Guardo, G., Proietto, U., Di Francesco, C.E., Marsilio, F., Zaccaroni, A., Scaravelli, D., Mignone, W., Garibaldi, F., Kennedy, S., Forster, F., Iulini, B., Bozzetta, E., and Casalone, C. 2009. Cerebral toxoplasmosis in striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*) stranded along the Ligurian Sea coast of Italy. *Veterinary Pathology*, **46**, in press.
- Domingo, M., Ferrer, L., Pumarola, M., Marco, A., Plana, J., Kennedy, S., McAliskey, M., and Rima, B.K. 1990. Morbillivirus in dolphins. *Nature*, **348**, 21.
- Domingo, M., Visa, J., Pumarola, M., Marco, A., Ferrer, L., Rabanal, R., and Kennedy, S. 1992. Pathologic and immunocytochemical studies of morbillivirus infection in striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*). *Veterinary Pathology*, **29**, 1-10.
- Dubey, J.P., Zarnke, R., Thomas, N.J., Wong, S.K., Van Bonn, W., Briggs, M., Davis, J.W., Ewing, R., Mense, M., Kwok, O.C.H., Romand, S. and Thulliez, P. 2003. *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Sarcocystis canis*-like infections in marine mammals. *Veterinary Parasitology*, **116**, 275-296.
- Duignan, P.J., House, C., Geraci, J.R., Duffy, N., Rima, B.K., Walsh, M.T., Early, G., St Aubin, D.J., Sadove, S., Koopman, H. and Rhinehart, H. 1995a. Morbillivirus infection in cetaceans of the western Atlantic. *Veterinary Microbiology*, **44**, 241-249.
- Duignan, P.J., House, C., Geraci, J.R., Early, G., Copland, H.G., Walsh, M.T., Bossart, G.D., Cray, C., Sadove, S., St. Aubin, D.J. and Moore, M. 1995b. Morbillivirus infection in two species of pilot whales from the Western Atlantic. *Marine Mammal Science*, **11**, 150-162.

- Duignan, P.J., House, C., Odell, D.K., Wells, R.S., Hansen, L.J., Walsh, M.T., St Aubin, D.J., Rima, B.K. and Geraci, J.R. 1996. Morbillivirus in bottlenose dolphins: evidence for recurrent epizootics in the Western Atlantic and Gulf of Mexico. *Marine Mammal Science*, **12**, 495-515.
- Esperón, F., Fernández, A. and Sánchez-Vizcaíno, J.M. 2008. Herpes simplex-like infection in a bottlenose dolphin stranded in the Canary Islands. *Diseases of Aquatic Organisms*, **81**, 73-76.
- Ewalt, D.R., Payeur, J.B., Martin, B.M., Cummins, D.R. and Miller, W.G. 1994. Characteristics of a *Brucella* species from a bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*). *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, **6**, 448-452.
- Fenner, F.J., Gibbs, E.P.G., Murphy, F.A., Rott, R., Studdert, M.J. and White, D.O. 1993. *Veterinary Virology*, 2nd edn. Academic Press Inc., San Diego, California.
- Fernández, A., Esperón, F., Herraéz, P., Espinosa de los Monteros, A., Clavel, C., Bernabé, A., Sanchez-Vizcaino, M., Verborgh, Ph., DeStephanis, R., Toledano, F. and Bayon, A. 2008. Morbillivirus and pilot whale deaths, Mediterranean Sea. *Emerging Infectious Diseases*, **14**, 792-794.
- Fire, S.E., Flewelling, L.J., Naar, J., Twiner, M.J., Henry, M.S., Pierce, R.H., Gannon, D.P., Wang, Z., Davidson, L. and Wells, R.S. 2008. Prevalence of brevetoxins in prey fish of bottlenose dolphins in Sarasota Bay, Florida. *Marine Ecology Progress Series* 368:283-294.
- Flewelling, L.J., Naar, J.P., Abbott, J.P., Baden, D.G., Barros, N.B., Bossart, G.D., Bottein, M.-Y.D., Hammond, D.G., Haubold, E.M., Heil, C.A., Henry, M.S., Jacocks, H.M., Leighfield, T.A., Pierce, R.H., Pitchford, T.D., Rommel, S.A., Scott, P.S., Steidinger, K.A., Truby, E.W., Van Dolah, F.M., and Landsberg, J.H. 2005. Brevetoxicosis: Red tides and marine mammal mortalities. *Nature*, **435**, 755-756
- Forcada, J., Aguilar, A., Hammond, P.S., Pastor, X. and Aguilar, R. 1994. Distribution and numbers of striped dolphins in the western Mediterranean Sea after the 1990 epizootic outbreak. *Marine Mammal Science*, **10**, 137-150.
- Forsyth, M.A., Kennedy, S., Wilson, S., Eybatov, T. and Barrett, T. 1998. Canine distemper virus in a Caspian seal. *Veterinary Record*, **143**, 662-664.
- Foster, G., Macmillan, A.P., Godfroid, J., Howie, F., Ross, H.M., Cloeckaert, A., Reid, R.J., Brew, S. And Patterson, I.A.P. 2002. A Review of *Brucella* sp. infection of sea mammals with particular emphasis on isolates from Scotland. *Veterinary Microbiology*, **90**, 563-580.
- Foster, G., Osterman, B.S., Godfroid, J., Jacques, I. and Cloeckaert, A. 2007. *Brucella ceti* sp. nov. and *Brucella pinnipedialis* sp. nov. for *Brucella* strains with cetaceans and seals as their preferred hosts. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, **57**, 2688-2693.
- Garibaldi, F., Mignone, W., Caroggio, P., Ballardini, M., Podestà, M., Bozzetta, E., Casalone, C., Marsilio, F., Di Francesco, C.E., Proietto, U., Colangelo, P., Scaravelli, D. and Di Guardo, G. 2008. Serological evidence of Morbillivirus infection in striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*) found stranded on the Ligurian Sea coast of Italy. Proceedings of 22th ECS Conference, Egmond aan Zee, The Netherlands, 10-12. March 2008, pp. 192-193.
- Geraci, J.R. and Lounsbury, V.J. 2005. *Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings*. Second Edition National Aquarium in Baltimore, Inc, Baltimore, MD.
- Geraci, J.R., Anderson, D.M., Timperi, R.J., St. Aubin, D.J., Early, G.A., Prescott, J.H., and Mayo, C.A. 1989. Humpback whales (*Megaptera novaeangliae*) fatally poisoned by a dinoflagellate toxin. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Science*, **46**, 1895-1898.
- Gilmartin, W.G., Delong, R.L., Smith, A.W., Griner, L.A., and Dailey, M.D. 1980. An investigation into unusual mortality in the Hawaiian monk seal, *Monachus schauinslandi*. In: Hawaiian monk seal die-off response plan, a workshop report, 1980 (Ed. W.G. Gilmartin), pp. 32-41. San Diego, National Marine Fisheries Service.
- Grachev, M.A., Kumarev, V.P., Mammev, V.P., Zorin, V.L., Baranova, L.V., Denikina, N.N., Belicov, S.I., Petrov, E.A., Kolsnik, V.S., Kolsnik R.S., Beim, A.M., Kudelin, V.N., Nagieva, F.G., and Sidorovo, V.N. 1989. Distemper virus in Baikal seals. *Nature*, **338**, 209.
- Gonzalez, L., Patterson, I.A., Reid, R.J., Foster, G., Barberan, M., Blasco, J.M., Kennedy, S., Howie, F.E., Godfroid, J., MacMillan, A.P., Shock, A. and Buxton, D. 2002. Chronic meningoencephalitis associated with *Brucella* sp. infection in live-stranded striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*). *Journal of Comparative Pathology*, **126**, 147-52.
- Groussaud, P., Shankster, S.J., Koylass, M.S. and Whatmore, A.M. 2007. Molecular typing divides marine mammal strains of *Brucella* into at least three groups with distinct host preferences. *Medical Microbiology*, **56**, 1512-1518.

- Gulland, F.M., Koski, M., Lowenstine, L.J., Colagross, A., Morgan, L., and Spraker, T. 1996. Leptospirosis in California sea lions (*Zalophus californianus*) stranded along the central California coast, 1981-1994. *Journal of Wildlife Diseases*, **32**, 572-80.
- Haag, A. 2005. Whale fall. *Nature*, **433**, 566-567.
- HARRNESS. 2005. Harmful Algal Research and Response: A National Environmental Science Strategy 2005–2015. Ramsdell, J.S., D.M. Anderson and P.M. Glibert (Eds.), Ecological Society of America, Washington DC, 96 pp.
- Hammond, J.A., Pomeroy, P.P., Hall, A.J. and Smith, V.J. 2005. Identification of real-time PCR quantification of Phocine distemper virus from two colonies of Scottish grey seals in 2002. *Journal of General Virology* **86**, 2563–2567.
- Härkönen, T., Dietz, R., Reijnders, P., Teilmann, J., Harding, K., Hall, A., Brasseur, S., Siebert, U., Goodman, S.J., Jepson, P.D., Dau Rasmussen, T. and Thompson, P. 2006. The 1988 and 2002 phocine distemper virus epidemics in European harbour seals. *Diseases of Aquatic Organisms*, **68**, 115-130.
- Harris, C.M., Travis, J.M. and Harwood, J. 2008. Evaluating the influence of epidemiological parameters and host ecology on the spread of phocine distemper virus through populations of harbour seals. *PLoS ONE*, **3**, 1-6.
- Harwood, J. 1998. What killed the monk seals? *Nature*, **393**, 17-18.
- Hernandez, M., Robinson, I., Aguilar, A., Gonzalez, L.M., Lopez-Jurado, L.F., Reyero, M. I. and Cacho, E. 1998. Did algal toxins cause monk seal mortality? *Nature*, **393**, 28.
- Jensen, T., van de Bildt, M., Dietz, H.H., Andersen, T.H., Hammer, A.S., Kuiken, T., Osterhaus, A.D.M.E. 2002. Another phocine distemper outbreak in Europe. *Science*, **297**, 209
- Kennedy, S. 1998. Morbillivirus infections in aquatic mammals. *Journal of Comparative Pathology*, **119**, 201-225.
- Kennedy, S., Smyth, J.A., Cush, P.F., McCullough, S.J., Allan, G.M., and McQuaid, S. 1988. Viral distemper now found in porpoises. *Nature*, **336**, 21.
- Kennedy, S., Smyth, J.A., Cush, P.F., Duignan, P., Plateen, M., McMullough, S.J., and Allan, G. 1989. Histopathologic and immunocytochemical studies of distemper in Seals. *Veterinary Pathology*, **26**, 97-103.
- Kennedy, S., Smyth, J.A., Cush, P.F., McAliskey M., McCullough, S.J., and Rima, B.K. 1991. Histological and immunocytochemical studies of distemper in harbour porpoises. *Veterinary Pathology*, **28**, 1-7.
- Kennedy, S., Kuiken, T., Ross, H.M., McAliskey, M., Moffett, D., McNiven, M., and Carole, M. 1992a. Morbillivirus infection in two common porpoises (*Phocoena phocoena*) from the coasts of England and Scotland. *Veterinary Record*, **131**, 286-290.
- Kennedy, S., Lindstedt, I.J., Mc Aliskey, M.M., McConnell, S.A. and McCullough, S.J. 1992b. Herpesviral encephalitis in a harbor porpoise (*Phocoena phocoena*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **23**, 374-379.
- Kik, M.J., Goris, M.G., Bos, J.H., Hartskeerl, R.A. and Dorrestein, G.M. 2006. An outbreak of leptospirosis in seals (*Phoca vitulina*) in captivity. *Veterinary Quarterly*, **28**, 33-39.
- Krafft, A., Lichy, J.H., Lipscomb, T.P., Klaunberg, B.A., Kennedy, S. and Taubenberger J.K. 1995. Postmortem diagnosis of morbillivirus infection in bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) in the Atlantic and Gulf of Mexico epizootics by polymerase chain reaction-based assay. *Journal of Wildlife Diseases*, **31**, 410-415.
- Kuiken, T., Kennedy, S., Barrett, T., Van de Bildt, M. W. G., Borgsteede, F. H., Brew, S. D., Codd, G. A., Duck, C., Deaville, R., Eybatov, T., Forsyth, M. A., Foster, G., Jepson, P. D., Kydyrmanov, A., Mitrofanov, I., Ward, C. J., Wilson, S., Osterhaus, A. D. M. E. 2006. The 2000 canine distemper epidemic in Caspian seals (*Phoca caspica*): pathology and analysis of contributory factors. *Veterinary Pathology*, **43**, 321-338.
- Lloyd-Smith, J.O., Greig, D.J., Hietala, S., Ghneim, G.S., Palmer, L., St Leger, J., Grenfell, B.T. and Gulland, F.M. 2007. Cyclical changes in seroprevalence of leptospirosis in California sea lions: endemic and epidemic disease in one host species? *BMC Infectious Diseases*, **7**, 125.
- Loneragan, M., and Harwood, J. 2003. The potential effects of repeated outbreaks of phocine distemper among harbour seals: a response to Harding *et al.* *Ecology Letters*; **6**, 889-893;
- Lipscomb, T.P., Schulman, F.Y., Moffett, D., and Kennedy, S. 1994. Morbilliviral disease in Atlantic bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) from the 1987-1988 epizootic. *Journal of Wildlife Diseases*, **30**, 567-571.
- Lipscomb, T.P., Kennedy, S., Moffett, D., Krafft, A., Klaunberg, B.A., Lichy, J.H., Regan, G.T., Worthy, G.A.J., and Taubenberger, J.K. 1996. Morbilliviral epizootic in bottlenose dolphins of the Gulf of Mexico. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, **8**, 283-290.

- Mamaev, L.V., Visser, I.K.G., Belikov, S.I., Denikina, N.N., Harder, T., Goatley, L., Rima, B., Edgington, B., Osterhaus, A.D.M.E., Barrett, T. 1996. Canine distemper virus in Lake Baikal seals (*Phoca sibirica*). *Veterinary Record*, **138**, 437-439.
- Martineau, D., Lagace, A., Beland, P., Higgins, R., Armstrong, D. and Shugart, L.R. 1988. Pathology of stranded beluga whales (*Delphinapterus leucas*) from the St. Lawrence Estuary, Québec, Canada. *Journal of Comparative Pathology*, **98**, 287-311.
- McDonald, W.L., Jamaludin, R., Mackereth, G., Hansen, M., Humphrey, S., Short, P., Taylor, T., Swingle, J., Dawson, C.E., Whatmore, A.M., Stubberfield, E., Perrett, L.L. and Simmons, G. 2006. Characterization of a *Brucella* sp. strain as a marine-mammal type despite isolation from a patient with spinal osteomyelitis in New Zealand. *Journal of Clinical Microbiology*, **44**, 4363-4370.
- McLellan, W., Friedlaender, A., Mead, J., Potter, C. and Pabst, D.A. 2002. Analysing 25 years of bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) strandings along the Atlantic coast of the USA: do historic records support the coastal migratory stock hypothesis. *Journal of Cetacean Research and Management*, **4**, 297-304.
- Mikaelian, I., Boisclair, J., Dubey, J.P., Kennedy, S. and Martineau, D. 2000. Toxoplasmosis in beluga whales (*Delphinapterus leucas*) from the St Lawrence estuary: two cases reports and a serological survey. *Journal of Comparative Pathology*, **122**, 73-76.
- Mikaelian, I., Tremblay, M.P., Montpetit, C., Tessaro, S.V., Cho, H.J., House, C., Measures, L. and Martineau, D. 1999. Seroprevalence of selected viral infections in a population of beluga whales (*Delphinapterus leucas*) in Canada. *Veterinary Record*, **144**, 50-51.
- Miller, W.G., Adams, L.G., Ficht, T.A., Cheville, N.F., Payeur, J.P., Harley, D.R., House, C., and Ridgway, S.H. 1999. *Brucella*-induced abortions and infection in bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, **30**, 100-110.
- Miller, M.A., Miller, W.A., Conrad, P.A., James, E.R., Melli, A.C., Leutenegger, C.M., Dabritz, H.A., Packham, A.E., Paradies, D., Harris, M., Ames, J., Jessup, D.A., Worcester, K. and Grigg, M.E. 2008. Type X *Toxoplasma gondii* in a wild mussel and terrestrial carnivores from coastal California: new linkages between terrestrial mammals, runoff and toxoplasmosis of sea otters. *International Journal of Parasitology*, **38**, 1319-1328.
- Müller, G., Wünschmann, A., Baumgärtner, W., Birkun, A., Komakhidze, A., Stanev, T. and Joiris, C. J. 2002. *Veterinary Microbiology* **87**, 183-190.
- Norman, S.A., DiGiacomo, R.F., Gulland, F.M., Meschke, J.S. and Lowry, M.S. 2008. Risk factors for an outbreak of leptospirosis in California sea lions (*Zalophus californianus*) in California, 2004. *Journal of Wildlife Diseases*, **44**, 837-44.
- Ohishi, K., Takishita, K., Kawato, M., Zenitani, R., Bando, T., Fujise, Y., Goto, Y., Yamamoto, S., Maruyama, T. 2004. Molecular evidence of new variant *Brucella* in North Pacific common minke whales. *Microbes and Infection*, **6**, 1199-2204.
- Osterhaus, A.D.M.E. and Vedder, E.J. 1988. Identification of virus causing recent seal deaths. *Nature*, **335**, 20.
- Osterhaus, A., Groen, J., Niesters, H., Van de Bildt, M., Martina, B., Vedder, L., Vos, J., Egmond, H., Sidi, B.A., and Barhan, M.E.O. 1997. Morbillivirus in monk seal mass mortality. *Nature*, **388**, 838-839.
- Raga, J.A., Banyard, A., Domingo, M., Corteyn, M., Van Bresse, M-F., Fernández, M., Aznar, F.J. and Barrett, T. 2008. Dolphin morbillivirus epizootic resurges in the Mediterranean. *Emerging Infectious Diseases*, **14**, 471-473.
- Raverty, S. and Gaydos, J. 2007. Killer whale necropsy and disease testing protocol. <http://www.vetmed.ucdavis.edu/whc/pdfs/orcanecropsyprotocol.pdf>.
- Roizman, B., Desrosiers, R.C., Fleckenstein, B., Lopez, C., Minson, A.C. and Studdert, M.J. 1995. Family Herpesviridae. In: Murphy, F.A., Fauquet, C.M., Bishop, D.H.L., Ghabrial, S.A., Jarvis, A.W., Martelli, G.P., Mayo, M.A. and Summers, M.D. (eds) *Virus taxonomy, Sixth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses. Archives of Virology Supplement 10*. Springer-Verlag. New York, p 114-127.
- R.S.P.C.A. 1997 Stranded cetaceans: guidelines for veterinary surgeons. Royal Society for the Prevention of Cruelty to Animals, Horsham, U.K.
- Scholin, C.A., F. Gulland, G.J. Doucette, S. Benson, M. Busman, F.P. Chavez, J. Cordaro, R. DeLong, A. De Vogelaere, J. Harvey, M. Haulena, K. Lefebvre, T. Lipscomb, S. Loscutoff, L.J. Lowenstine, R. Marin, III, P.E. Miller, W.A. McLellan, P.D.R. Moeller, C.L. Powell, T. Rowles, P. Silvagni, M. Silver, T. Spraker, V. Trainer and Van Dolah, F.M. 2000. Mortality of sea lions along the central California coast linked to a toxic diatom bloom. *Nature*, **403**: 80-84.

- Smolarek-Benson, K.A., Manire, C.A., Ewing, R.Y., Saliki, J.T., Townsend, F.I., Ehlers, B. and Romero, C.H. 2006. Identification of novel alpha- and gammaherpesviruses from cutaneous and mucosal lesions of dolphins and whales. *Journal of Virological Methods*, **136**, 261–266.
- Sohn, A., Probert, W.S., Glaser, C.A., Gupta, N., Bollen, A.W., Wong, J.D., Grace, E.M. and Mc Donald, W.C. 2003. Human neurobrucellosis with intracerebral granuloma caused by a marine mammal *Brucella* spp. *Emerging Infectious Diseases*, **9**, 485-488.
- Steidinger, K.A. and Baden, D.G. 1984. Toxic marine dinoflagellates. In *Dinoflagellates*. (Ed. D.L. Spector), pp. 201-261, Academic Press, New York.
- Torres de la Riva, G., Kreuder Johnson, C., Gulland, F.M.D., Langlois, G.W., Heyning, J.E., Rowles, T.K. and Mazet, J.A.K. 2009. Association of an unusual marine mammal mortality event with Pseudo-nitzschia spp. blooms along the southern California coastline. *Journal of Wildlife Diseases*, **45**, 109-121.
- Taubenberger, J.K., Tsai, M., Krafft, A.E., Lichy, J.H., Reid, A.H., Schulman, F.Y. and Lipscomb, T.P. 1996. Two morbilliviruses implicated in bottlenose dolphin epizootics. *Emerging Infectious Diseases*, **2**, 213-216.
- Tryland, M., Kleivane, L., Alfredsson, A., Kjeld, M., Arnason, A., Stuen, S. and Godfroid, J. 1999. Evidence of *Brucella* infection in marine mammals in the North Atlantic Ocean. *Veterinary Record*, **144**, 588-592.
- Van Bressem, M.F., Visser, I.K.G., De Swart, R.L., Örvell C., Stanzani, L., Androukaki, E., Siakavara, K., and Osterhaus, A.D.M.E. 1993. Dolphin morbillivirus infection in different parts of the Mediterranean Sea. *Archives of Virology*, **129**, 235-242.
- Van Bressem, M-F., Van Waerebeek, K., Garcia-Godos, A., Dekegel, D. and Pastoret, P-P. 1994. Herpes-like virus in dusky dolphins, *Lagenorhynchus obscurus*, from coastal Peru. *Marine Mammal Science*, **10**, 354-359.
- Van Bressem, M.-F., Jepson, P. and Barrett, T. 1998. Further insight on the epidemiology of cetacean morbillivirus in the Northeastern Atlantic. *Marine Mammal Science*, **14**, 605-613.
- Van Bressem, M.-F., Van Waerebeek, K. and Raga, J.A. 1999. A review of virus infections of cetaceans and the potential impact of morbilliviruses, poxviruses and papillomaviruses on host population dynamics. *Diseases of Aquatic Organisms*, **38**, 53-65.
- Van Bressem, M.-F., Van Waerebeek, K., Jepson, P.D., Raga, J.A., Duignan, P.J., Nielsen, O., Di Benedetto, A.P., Siciliano, S., Ramos, R., Kant, W., Peddemors, V., Kinoshita, R., Ross, P.S., Lopez-Fernandez, A., Evans, K., Crespo, E. and Barrett, T. 2001a An insight into the epidemiology of dolphin morbillivirus worldwide. *Veterinary Microbiology*, **81**: 287-304.
- Van Bressem, M.-F., Van Waerebeek, K., Raga, J.A., Godfroid, J., Brew, S.D. and MacMillan, A.P. 2001b. Serological evidence of *Brucella* species infection in odontocetes from the south Pacific and the Mediterranean. *The Veterinary Record*, **148**, 657-661.
- Van Bressem, M-F., Raga, J.A., Di Guardo, G., Jepson, P.D., Duignan, P., Siebert, U., Barrett, T., Santos MCO, Moreno, I.B., Siciliano, S., Aguilar, A. and Van Waerebeek, K. 2009. Emerging infectious diseases in cetaceans worldwide and the possible role of environmental stressors. *Diseases of Aquatic Organisms* (accepted for publication).
- Vedros, N.A., A.W. Smith, J. Schonewald, G. Migaki, and R.C. Hubbard. 1971. Leptospirosis epizootic among California sea lions. *Science*, **172**, 1250-1251.
- Visser, I.K.G., Van Bressem, M.F., De Swart, R.L., Van de Bildt, M.W.G., Vos, H.W., Van der Heijden, R.W.j., Saliki, J., Örvell, C., Kitching, P., Barrett, T., and Osterhaus, A.D.M.E. 1993. Characterisation of morbilliviruses isolated from dolphins and harbour porpoises in Europe. *Journal of General Virology*, **74**, 631-641.
- Wohlsein, P., Puff, C., Kreutzer, M., Siebert, U. and Baumgärtner, W. 2007. Distemper in a dolphin. *Emerging Infectious Diseases*, **13**, 1959-1961.