

RESOLUTION 4.16

LIGNES DIRECTRICES POUR UNE REPONSE COORDONNEE EN CAS D'ECHOUAGE DE CETACES

La Réunion des Parties à l'Accord sur la Conservation des Cétacés de la mer Noire, de la Méditerranée et de la zone Atlantique adjacente (ACCOBAMS) :

Prenant en considération la recommandation du Comité Scientifique,

Rappelant que la Première Réunion des Parties a adopté en tant que priorité la création d'un «groupe d'intervention d'urgence pour les cas de mortalités exceptionnelles»,

Rappelant aussi la Résolution 3.10 sur les «Lignes Directrices pour aborder le problème de l'impact du bruit d'origine anthropique sur les mammifères marins dans l'aire de l'ACCOBAMS», la Résolution 3.25 sur les échouages de cétacés vivants et la Résolution 3.29 sur les «Lignes Directrices pour une coordination en cas d'échouage de cétacés»,

Reconnaissant que depuis ces dernières années la zone de l'ACCOBAMS a été la scène d'un nombre important de cas de mortalité de cétacés, impliquant des échouages massifs sur de vastes aires géographiques, ayant soulevé une grande inquiétude et ayant attiré une attention considérable de la part de la communauté scientifique,

Convaincue que pour faire face à de nouveaux épisodes de mortalité dus à la pollution chimique, acoustique et biologique mais également causés par des agents infectieux et par des blooms phytoplanctoniques nocifs, affectant les populations de cétacés ou leurs habitats critiques, un groupe d'intervention devrait être établi pour la mortalité des mammifères marins et d'autres événements exceptionnels, formé d'experts internationaux,

1. *Encourage* les Parties à se prévaloir de deux études sur les «Lignes Directrices concernant les meilleures pratiques et procédures pour faire face des événements de mortalité de cétacés dus à la pollution chimique, acoustique et biologique» et sur les «Lignes Directrices concernant les meilleures pratiques et procédures pour gérer les épisodes de mortalité des cétacés lors d'épidémies causées par des agents infectieux et des blooms phytoplanctoniques nocifs » présentées en Annexes 1 et 2 de la présente Résolution ;
2. *Exhorte* le Comité Scientifique, en collaboration avec le Secrétariat et les Unités de Coordination Sous-Régionales :
 - à tenir à jour la liste de personnes et experts à contacter des communautés scientifiques et de conservation ainsi que des organismes gouvernementaux de l'environnement et des ressources naturelles qui pourraient contribuer dans leurs champs d'expertise appropriés, comme la pathologie, l'épidémiologie, la toxicologie, la biologie, l'écologie, l'acoustique, et à renforcer les deux Groupes d'intervention d'urgence sur :
 - (i) la «mortalité de masse» pour faire face aux mortalités inhabituelles, y compris les épizooties et les échouages en masse atypiques ; et
 - (ii) les «désastres maritimes» pour faire face aux déversements d'hydrocarbures ou de substances chimiques affectant les habitats critiques des cétacés ;
 - à prendre avantage des expériences existantes pour préparer des plans d'urgence pour chaque Groupe d'intervention d'urgence, qui incluent des descriptions des procédures administratives et des modalités d'intervention, des processus de décision, de la gestion de l'information, ainsi que de la communication et des relations avec les médias ;
 - à mettre à jour périodiquement les études et les plans d'urgence en se basant sur les expériences passées et les nouvelles techniques et technologies ;

3. *Recommande* aux Parties et invite les Etats riverains non Parties :
 - d’informer le plus rapidement possible le Secrétariat sur les évènements inhabituels de mortalité affectant les populations de cétacés ou leurs habitats critiques de manière à déclencher le plan d’urgence ; et
 - de faciliter l’organisation de programmes de formation pour améliorer l’efficacité des groupes d’intervention d’urgence ;
4. *Charge* le Secrétariat :
 - en consultation avec le Comité Scientifique et en collaboration avec les Etats et les Unités de Coordination Sous-Régionales, de contacter les experts compétents de manière à démarrer le plan d’intervention d’urgence ; et
 - de contacter le REMPEC et son homologue en Mer Noire dans le cadre de la Convention de Bucarest, de manière à instaurer un effort de collaboration, le cas échéant ;
5. *Décide* que la présente Résolution remplace la Résolution 3.29.

Lignes Directrices concernant les meilleures pratiques et procédures pour gérer les épisodes de mortalité des cétacés dus à la pollution chimique, acoustique et biologique¹

1. LIGNES DIRECTRICES CONCERNANT LES MEILLEURES PRATIQUES ET PROCEDURES POUR GERER LES EPISODES DE MORTALITE DES CETACES DUS A LA POLLUTION CHIMIQUE, ACOUSTIQUE ET BIOLOGIQUE

1.1 Rôle de la pollution chimique, biologique et acoustique dans les mortalités et les maladies des cétacés

1.1.1 Introduction

1.1.2 La pollution chimique

- 1.1.2.1 Les polychlorobiphényles
- 1.1.2.2 Les agents ignifuges bromés
- 1.1.2.3 Les hydrocarbures aromatiques polycycliques
- 1.1.2.4 Les composés perfluorés
- 1.1.2.5 Les métaux lourds

1.1.3 La pollution biologique

1.1.4 La pollution acoustique

- 1.1.4.1 Les signaux anthropogéniques des sonars
- 1.1.4.2 Les études sismiques

1.2 Phases préparatoires en cas d'épisodes de mortalité inhabituels et non-infectieux

1.2.1 Infrastructures technique et administrative nécessaire à chaque Etat Membre pour gérer au mieux les urgences dues morts de cétacés

1.2.2 Liste de l'équipement

- 1.2.2.1 Matériel d'enregistrement
- 1.2.2.2 Nécropsie
- 1.2.2.3 Echantillonnage spécifique
- 1.2.2.4 Equipement minimum

1.3 Actions à engager lors d'épisodes de mortalité inhabituels et non-infectieux

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

- 1.3.1.1 Protocoles pour la collecte d'échantillons
 - 1.3.1.1.1 Protocole pour les données de base
 - 1.3.1.1.2 Collecte d'échantillons spécifiques
 - 1.3.1.1.2.1 Appareil de reproduction
 - 1.3.1.1.2.2 Pollution biologique
 - 1.3.1.1.2.3 Pollution chimique
 - 1.3.1.1.2.4 Pollution acoustique

1.3.2 Protocol pour le transport et le stockage

1.4 Actions à engager à la suite d'une épidémie

1.4.1 Débriefing

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

1.4.2 La communication

1.4.2.1 Le gouvernement local, les forces armées, le Ministère des Affaires Externes, le Ministère de l'Environnement, le Ministère de la Santé

1.4.2.2 Les scientifiques

1.4.2.3 La Presse

1.4.3 Le rapport préliminaire

1.4.4 Le suivi

2. EBAUCHE DU PLAN D'URGENCE

2.1 OSCB

2.1.1 L'équipe pour le support administratif

2.1.2 Les scientifiques

2.1.3 Les volontaires

2.2 Mémoire d'Entente entre les collaborateurs

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 DUS A LA POLLUTION CHIMIQUE, ACOUSTIQUE ET BIOLOGIQUE

1.1 Rôle de la pollution chimique, biologique et acoustique dans les mortalités et les maladies des cétacés

1.1.1 Introduction

Depuis la détection de mortalités massives chez les phoques (Osterhaus and Vedder, 1988) et chez les dauphins (Domingo *et al.*, 1990) depuis ces vingt dernières années, les maladies des mammifères marins ont attiré de plus en plus l'attention. Plusieurs micro- et macro-parasites qui peuvent influencer négativement la croissance de la population ont été identifiés (Van Bresseem *et al.*, 2009) et le rôle des polluants chimiques dans la facilitation de l'émergence d'épidémies de morbillivirus a été minutieusement étudié (Aguilar and Borrel, 1994; Ross, 2002). Il existe des preuves qui suggèrent que les polychlorobiphényles (PCB) et des composants associés ont pu être à l'origine de la sévérité des épidémies de morbillivirus chez les phoques et les cétacés de part leur toxicité pour le système immunitaire (Aguilar and Borrel, 1994; Ross, 2002). Plus récemment, les opérations de sonar à moyenne fréquence ont induit l'échouage en masse de cétacés en Europe, aux Etats-Unis et en Asie suite au syndrome de décompression et au syndrome d'embolie pulmonaire et de graisse (Jepson *et al.*, 2003; Fernandez *et al.*, 2005; Yang *et al.*, 2008). La pollution biologique devient également de plus en plus inquiétante à cause des agents terrestres pathogènes retrouvés chez les mammifères marins, à cause d'une augmentation significative des coliformes chez les phoques communs (*Phoca vitulina*) vivant près d'une zone urbaine et à cause des problèmes cutanés de causes diverses chez les odontocètes côtiers (Mos *et al.*, 2006; Van Bresseem *et al.*, 2007; Miller *et al.*, 2008). La pollution chimique et biologique augmentera probablement à cause du changement climatique (Boxall *et al.*, 2009).

Ci-dessous sont résumées des informations sur la pollution chimique, biologique et acoustique chez les cétacés et leur rôle dans la mortalité et les maladies des cétacés. Un aperçu particulier est donné aux effets de la pollution chez les mammifères marins vivant dans les eaux européennes, et spécialement dans la Méditerranée qui reçoit des contaminants organiques persistants des régions les plus contaminées dans le monde (Lelieveld *et al.*, 2002).

1.1.2 La pollution chimique

Pendant le 20^{ème} siècle, l'environnement en général a été contaminé par des contaminants organiques persistants, communément appelés « POP ». La contamination a eu lieu à cause de décharges volontaires et d'applications, mais aussi à cause de la formation insouciante de produits dérivés d'une combustion incomplète ou des déchets industriels. Les catégories de ces POP incluent les pesticides organochlorés (ex. DDT, le chlordane et le toxaphène), les biphényles polyhalogénés (PHB ; y compris les biphényles polychlorés PCB), les dibenzo-p-dioxines (PHDD ; y compris les dibenzo-p-dioxines polychlorées PCDD), les dibenzofuranes (PHDF ; y compris les dibenzofuranes polychlorés), les naphthalènes polychlorés (PCN), les hydrocarbures aromatiques polycycliques carcinogéniques (PAH) et certains agents ignifuges bromés. Plusieurs POP ont des propriétés semblables à celles des dioxines, i.e. elles s'attachent au récepteur « *Aryl hydrocarbon receptor* » (AhR) et engendrent des réponses toxiques. Les POP sont des produits chimiques liposolubles et sont résistants à la dégradation métabolique, facteurs qui résultent dans leur bioaccumulation dans les chaînes alimentaires aquatiques et dans leur persistance dans l'environnement (voir Ross, 2002; Tabuchi *et al.*, 2006).

Les proies provenant des environnements marins et d'eau douce, et la chaîne alimentaire terrestre sont les principales sources de ces contaminants pour les mammifères marins. Les POP peuvent s'accumuler en forte concentration, affecter les systèmes de reproduction, immunitaire et endocrinien et causer des cancers (Reijnders, 1986; De Swart *et al.*, 1994; Ross *et al.*, 1996). Les organismes

appartenant au niveau trophique haut sont vulnérables à l'accumulation de POP en grande concentration, mais il existe une grande variabilité entre les espèces. Par exemple, les cétacés sont apparemment capables d'éliminer métaboliquement beaucoup de PCB, PCDD et PCDF semblables à des dioxines, mais ils sont sujets à l'accumulation de PCB non semblables aux dioxines (Tanabe *et al.*, 1988; Kannan *et al.*, 1989).

D'autres contaminants chimiques persistants et problématiques non inclus dans le groupe des POP incluent les composés organométalliques (composés chimiques utilisés dans les peintures antifouling) et le méthylmercure (une forme organique du mercure qui est très toxique) (revu dans Ross and Birnbaum, 2003). Les cétacés de Méditerranée sont exposés à un cocktail de composés toxiques, de temps en temps à de fortes concentrations, comme indiqué dans les données compilées ci-dessous.

1.1.2.1 Les polychlorobiphényles

Les PCB sont répandus dans l'environnement. Ils se bio-accumulent dans la faune et la flore sauvage occupant les hauts niveaux trophiques à cause de leurs caractéristiques chimiques et de leur persistance. Les pinnipèdes et les cétacés accumulent des niveaux élevés de PCB dans leur graisse car ils sont au sommet de la chaîne alimentaire, ont un large stock de lipides, ont une grande durée de vie et une capacité limitée pour la métabolisation et l'excrétion de composés tels que les *p,p*-DDT et les PCB (Aguilar *et al.*, 1999,2002; Ross *et al.*, 2000). Les PCB sont immunotoxiques provoquant une atrophie du thymus et une réduction des fonctions des cellules T au travers d'un mécanisme commun d'action engendré par l'*AhR* (Silkworth and Antrim, 1985; Kerkvliet *et al.*, 1990) qui a été trouvé dans tous les mammifères étudiés, y compris dans plusieurs espèces de mammifères marins (Hahn, 1998).

Les études menées chez les phoques qui sont morts lors de l'épidémie de 1988 et en laboratoire ont démontré que : (1) les niveaux ambiants de contaminants dans l'environnement dans les harengs de la mer Baltique étaient immunotoxiques pour les phoques communs ; (2) le schéma des effets impliquait contaminants semblables aux dioxines ; (3) les PCB représentaient la principale classe de contaminants semblables aux dioxines ; (4) beaucoup de populations de pinnipèdes vivant en liberté avaient des niveaux de PCB qui excédaient ceux trouvés comme étant immunotoxiques dans l'étude des animaux en captivité ; et (5) les contaminants environnementaux ont probablement contribué à la sévérité de l'épisode de mortalité massive de 1988 (associée aux PDV) des phoques communs dans le nord de l'Europe (Ross, 2002). De façon similaire, les dauphins rayés (*Stenella coeruleoalba*) qui sont morts lors de l'épidémie de 1990-1992 avaient des charges significativement plus élevées de PCB que les individus qui ont survécu. Etant donné leur effet d'immunodépression bien connu, il a été suggéré que les PCB ont pu compromettre la réponse immunitaire du dauphin et fait accroître la sévérité de l'épidémie (Aguilar and Borrell, 1994). Bien que le rôle des contaminants environnementaux dans l'épidémie de morbillivirus de 2007 dans la Méditerranée reste peu concluant, des données récentes sur les polluants obtenues grâce à des analyses de biopsies provenant apparemment de dauphins rayés en bonne santé, en 1987-2002, ont suggéré que les concentrations en PCB et DDT ont graduellement diminuées (Aguilar and Borrell, 2005). Des études récentes ont montré une association significative entre les expositions chroniques aux PCB et les maladies infectieuses chez les phoques communs (*Phocoena phocoena*) des Îles Britanniques. Les individus qui sont morts en mauvaise santé avaient une somme des concentrations significativement plus élevée de 25 chlorobiphényles individuels ($\Sigma 25CB$) que ceux qui ont péri dans des morts traumatiques (Jepson *et al.*, 2005a, Hall *et al.*, 2006).

L'ensemble de ces données suggèrent que l'immunosuppression liée aux contaminants a contribué, en 1988, à la sévérité de l'épidémie du virus de la maladie de Carré chez les phoques communs et à l'épidémie de morbillivirus chez les dauphins en 1990-1992, et qu'elle a pu augmenter l'hypersensibilité des marsouins aux maladies infectieuses.

1.1.2.2 Les agents ignifuges bromés

Les agents ignifuges bromés (BFR) représentent un groupe de divers composés qui ont été largement utilisés pour traiter les matériaux combustibles, comme le plastique, le bois, le papier, et les textiles afin de satisfaire les mesures de sécurité par rapport au feu (Alaee *et al.*, 2003; de Wit, 2002). Les

additifs des agents ignifuges, comme les polybromodiphényléther (PBDE) et les hexabromocyclododecane (HBCD), hexabromocyclododécane (HBCD), sont mélangés avec les polymères et peuvent s'échapper des produits (Alaee *et al.*, 2003). Etant des composés persistants dans l'environnement, résistants à la dégradation physique et biochimique et fabriqués en grandes quantités, les PBDE et les HBCD sont parmi les BFR les plus abondants détectés dans l'environnement (Alaee *et al.*, 2003). Initialement, les produits commerciaux majeurs, les formules de penta- et d'octabromodiphényléther, ont été interdits dans tous les traitements pour le Marché de l'Union Européenne en août 2004 (Union Européenne 2003). Le produit deca-mix a également été banni de l'Europe suite à une décision de la Cour de Justice Européenne en 2008. L'HBCD et le tetrabromobisphénol-A (TBBP-A) sont néanmoins largement utilisés. Les PBDE ont une structure similaire à la thyroxine (T4) et à la tri-iodothyronine (T3) (Hamers *et al.*, 2006). Les effets biologiques des PBDE chez les rongeurs sont à ceux des PCB, avec une augmentation des risques pour la reproduction, des problèmes endocriniens et des problèmes de développement neurologiques (Zhou *et al.*, 2002; Siddiqi *et al.*, 2006; Stoker *et al.*, 2004; Kuriyama *et al.*, 2005; Ellis-Hutchings *et al.*, 2006; Lilienthal *et al.*, 2006; Talsness, 2008). Les BFR affectent négativement la reproduction, le système immunitaire et le développement chez les mammifères exposés y compris chez les pinnipèdes et les cétacés (Law *et al.*, 2002, 2003, 2006a; Ross, 2005). Ils ont été détectés chez les cétacés en Europe, aux Etats-Unis et en Asie (Isobe *et al.*, 2007; Law *et al.*, 2008, Johnston-Restrepo *et al.*, 2008). La hausse des tendances dans les concentrations de HBCD dans la graisse a été observée chez les phoques communs échoués ou mourant d'un trauma physique le long des côtes des Iles Britanniques en 1994-2003 (Law *et al.*, 2008). Les PBDE ont également été détectés en Méditerranée chez les dauphins rayés, les grands dauphins, les dauphins de Risso, un globicéphale noir et un rorqual commun (Pettersson *et al.*, 2004). L'impact de ces contaminants sur les cétacés de Méditerranée est peu connu and devrait être étudié en profondeur (Fossi *et al.*, 2006).

1.1.2.3 Les hydrocarbures aromatiques polycycliques

Les hydrocarbures aromatiques polycycliques (PAH) représentent une grande classe de molécules avec des anneaux de benzène condensé. Ils sont génotoxiques et peuvent provoquer des cancers chez les humains et les animaux (Mastrangelo *et al.*, 1996; Hakami *et al.*, 2008; Topinka *et al.*, 2008). Leur nature lipophile leur permet de traverser les membranes biologiques et de s'accumuler dans les organismes (Marsili *et al.*, 2001). Ils sont déversés dans l'environnement par des procédés naturels et humains y compris par la combustion du bois et des combustibles fossiles, par les huiles des plantes et les raffineries et les marées noires (Marsili *et al.*, 2001). Il a été estimé qu'un apport de 635000 tonnes de pétrole dérivé d'hydrocarbures contamine chaque année la Méditerranée (UNEP, 1988). Les PAH à faible poids moléculaires ont tendance à rester en solution et les organismes marins peuvent les ingérer et les respirer. Leur solubilité augmente avec la température. Les contaminants liposolubles s'accumulent dans la graisse et sont sollicités avec les réserves de gras pendant la maladie, la reproduction et la lactation, et le manque de nourriture (Marsili *et al.*, 2001).

La contamination de la rivière Saguenay et de la zone adjacente de l'estuaire du St Laurent par des PAH très toxiques tels que le puissant cancérigène benzo(a)pyrène (BaP) déversé massivement par les fonderies locales d'aluminium pendant plus de la moitié d'un siècle et l'exposition des belugas (*Delphinapterus leucas*) à ces composés ont été suggérés comme étant la cause majeure de la prévalence importante de tumeurs malignes chez les belugas de l'estuaire (Ray *et al.*, 1991; Martineau *et al.*, 2002b). La totalité des PAH et les PAH carcinogéniques ont également été détectés dans la graisse sous-cutanée des rorquals communs (*Balaenoptera physalus*) et des dauphins rayés collectés le long de la côte italienne méditerranéenne en 1993 et 1996, avec le naphthalène pour composé omniprésent (Marsili *et al.*, 2001).

1.1.2.4 Les composés perfluorés

Les composés perfluorés (PFC) font référence à un groupe d'éléments chimiques fabriqués par les hommes et leurs précurseurs, fabriqués pour leurs propriétés de résistance à la chaleur, à l'huile, et aux tâches sur les produits. Appartenant à ce groupe sont les sous-groupes de PFC – les acides perfluocarboxyliques (PFCA) qui incluent l'acide octanoïque perfluoré (PFOA) utilisé comme une aide de polymérisation dans la fabrication des polymères et des élastomères fluorés ; et les sulfonates alkyles perfluorés qui incluent perfluorooctane sulfonate (PFOS). Les alcools fluorotélomères sont les précurseurs des PFCA. Ils sont transformés dans le biota ou dans l'atmosphère pour produire des PFCA comme le très stable PFOA. Ce sont des polluants organiques persistants et ne sont pas connus pour se dégrader naturellement. Les PFC et les alcools fluorotélomères sont largement utilisés dans le traitement des produits des consommateurs y compris dans les lubrifiants, les détachants (pour les vêtements et les tapis), les préparations pour la nourriture (conditionnement anti-graisse et batterie de cuisine non-adhésive en téflon), les produits pharmaceutiques, les insecticides et les mousses anti-feu. Ils sont omniprésents et plusieurs d'entre eux ont des effets adverses sur le système neuroendocrinien et de reproduction, réduisent les chances de survie néonatale, sont carcinogéniques et immunotoxiques (DeWitt *et al.*, 2008, 2009a,b).

Une exposition au PFOS peut se produire par l'ingestion de poisson et d'eau contaminés, ou par un contact dermique avec des produits contenant du PFOS et par une exposition directement liée aux lieux de travail où il est fabriqué. Le PFOA est généralement trouvé dans le sang de la population humaine (Hansen *et al.*, 2001; Nakayama *et al.*, 2005). Les concentrations de PFOS chez les animaux des régions relativement plus peuplées et industrialisées, comme les Grands Lacs de l'Amérique du Nord, la mer Baltique et la Méditerranée, étaient plus importantes que celles trouvées chez des animaux vivant dans des régions marines plus isolées (Giesy and Kannan, 2001). Le PFOS et le PFOSA ont été trouvés chez des cétacés du monde entier y compris du Japon, de la Chine, du Brésil, des Etats-Unis et de la Méditerranée (Kannan *et al.*, 2001, 2002; Hart *et al.*, 2008; Yeung *et al.*, 2009). Le transfert transplacentaire s'est produit chez deux espèces au moins lorsqu'il y avait de très hauts niveaux (Dorneles *et al.*, 2008; Hart *et al.*, 2008). Le PFOS a été le composé chimique fluoré prédominant détecté dans les tissus analysés des odontocètes sauvages de Méditerranée (les dauphins communs à bec court *Delphinus delphis*, les grands dauphins communs *Tursiops truncatus*, les dauphins rayés et les globicéphales noirs *Globicephala melas*) et dans le sang des grands dauphins captifs nourris avec des maquereaux et des harengs pêchés en Méditerranée et avec des capelans pêchés dans la mer du Nord. La concentration la plus importante de PFOS a été observée dans le foie d'un dauphin commun (940 ng/g, poids mouillé) et était similaire à celles observées pour les dauphins de la côte de Floride (Kannan *et al.*, 2002).

Une étude récente des cultures de cellules épidermiques des grands dauphins suggère que l'exposition au PFOS altère significativement le schéma d'expression normale des gènes et cause une réponse cellulaire de stress, une diminution de la progression du cycle cellulaire et la prolifération cellulaire et une traduction des protéines réduite (Mollenhauer *et al.*, 2009). Bien qu'aucun décès lié à ces composés n'ait été reporté, leur omniprésence, leur forte concentration dans plusieurs espèces, le transfert maternel et leur toxicité sont inquiétants.

1.1.2.5 Les métaux lourds

Les mammifères marins accumulent d'importants taux de mercure (Hg) et de cadmium (Cd) (Wagemann and Muir, 1984; Aguilar *et al.*, 1999). La présence naturelle de ces éléments dans l'eau de mer a engendré des capacités de détoxification afin de supporter une exposition élevée aux métaux toxiques dans l'environnement (revu dans Das *et al.*, 2000). Le Cd peut être stocké pendant de longues périodes dans les reins des mammifères marins (Lahaye *et al.*, 2006). Chez les odontocètes, la déméthylation du Hg organique prend place dans le foie et conduit à la production de granules non toxiques de tiemannite qui ne sont pas excrétées (Martoja and Berry, 1980). Etant donné que ces granules ne sont pas excrétées, le Hg inorganique pourrait être stocké dans le foie pour la vie entière résultant dans des concentrations élevées de Hg dans cet organe (Nigro and Leonzio, 1996; Lahaye *et al.*, 2006). Le système immunitaire est sensible à l'exposition prolongée au mercure. La diminution de

la viabilité, de l'activité métabolique et de la synthèse de l'ADN et de l'ARN a été observée in vitro dans des lymphocytes stimulés de phoques communs suite à une exposition supérieure à 1µM de méthylmercure (Das *et al.*, 2008). En plus de l'immunodépression, les polluants métalliques peuvent engendrer une augmentation de l'immunité conduisant à une hypersensibilité et à une réponse auto-immune (Kakuschke and Prange, 2007).

De fortes concentrations de Hg chez les phoques communs des eaux allemandes de la mer du Nord et de la mer Baltique ont été associées de manière significative avec la prévalence d'infections parasitaires et de pneumonies (Siebert *et al.*, 1999). Les concentrations moyennes du foie en Hg, Se, le ratio molaire Hg:Se et le Zn chez les phoques communs trouvés morts le long des côtes des Îles Britanniques étaient beaucoup plus élevées chez ceux qui étaient morts de maladies infectieuses que chez ceux qui étaient morts à cause d'un trauma physique (Bennett *et al.*, 2001). Du Hg et du Cd ont également été détectés dans le foie et les reins des grands dauphins de Méditerranée et des dauphins rayés, avec de fortes concentrations chez certains individus (Lahaye *et al.*, 2006).

1.1.3 La pollution biologique

Les écosystèmes côtiers sont perpétuellement envahis par des microorganismes provenant des eaux de ballast, des déchets de l'aquaculture, et de l'écoulement des eaux non traitées (Weber *et al.*, 1994; Rhodes *et al.*, 2000; Cabello, 2004, 2006; Drake *et al.*, 2007). La décharge d'eau, de sédiments et de biofilms provenant des eaux de ballast des containers de bateaux est un vecteur proéminent des espèces aquatiques invasives (Ruiz *et al.*, 2000; Drake *et al.*, 2007). L'utilisation en aquaculture d'une grande variété d'antibiotiques en grandes quantités, y compris les antibiotiques non-biodégradables utiles dans la médecine humaine, garantie que ceux-ci restent dans l'environnement aquatique en exerçant une pression sélective durant de longues périodes de temps. Ceci a résulté dans l'émergence de bactéries résistantes aux antibiotiques dans les environnements de l'aquaculture (y compris en Méditerranée), dans l'augmentation de la résistance aux antibiotiques des agents pathogènes chez les poissons et dans les altérations de la flore bactérienne aussi bien dans les sédiments que dans la colonne d'eau (Rigos *et al.*, 2004; Cabello, 2006). L'augmentation de la température de l'eau, une conséquence du réchauffement climatique, augmente probablement les chances de survie de quelques pathogènes bactériens marins comme les espèces de *Vibrio* et augmente le risque d'exposition (Pascual *et al.*, 2002). L'augmentation de l'exposition à des pathogènes dus à la pollution biologique a été détectée chez les phoques communs vivant à proximité de sites urbanisés le long des côtes de l'Etat de Washington et de la Colombie Britannique (Mos *et al.*, 2006). La contamination biologique est supposée avoir joué un rôle dans l'émergence de diverses maladies de peau observées chez les cétacés des Amériques et de l'Océan Indien (Van Bresseem *et al.*, 2007; Flach *et al.*, 2008; Kiszka *et al.*, 2009).

1.1.4 La pollution acoustique

Les cétacés sont dépendants du son pour trouver de la nourriture, communiquer, détecter des prédateurs et naviguer. L'intensification de l'utilisation mécanisée de la mer, pour la navigation, les activités militaires, les explorations pour les hydrocarbures et le divertissement, augmente la quantité de bruit que les humains introduisent dans les océans, et parfois sur de très grandes distances. Le bruit anthropogénique sous-marin est un élément relativement nouveau dans l'environnement pour les cétacés et ils ne sont peut être pas capables de s'en accommoder (Simmonds *et al.*, 2004; Wright *et al.*, 2007).

Les sons sous-marins puissants causent des traumatismes sur les systèmes auditifs, et peuvent engendrer : (1) une désorientation, (2) une déconnexion du banc, du groupe ou de la communauté, (3) une hémorragie interne ; la rupture des tissus, la surdité et les échouages ainsi que des blessures physiologiques. Par exemple, l'exposition à un son inattendu et très fort peut effrayer une baleine habituée aux plongées profondes et la faire s'emballer vers la surface dans la panique – une ascension

si rapide peut engendrer la formation de bulles dans les tissus (un état connu par les plongeurs comme étant un accident de décompression) puis conduire à un échouage (Weilgart, 2007).

Les sources anthropogéniques de bruit varient dans l'espace et le temps mais peuvent être regroupées en catégories généralisées : (1) les explosions, (2) les gros navires commerciaux, (3) les fusils à air comprimé et les autres dispositifs d'exploration sismique, (4) les sonars militaires, (5) les sonars de navigation et de découverte des fonds marins, (6) les sources de sonar de recherche, (7) les dispositifs de harcèlement acoustique (AHD) et les pingers, (8) les brise-glaces polaires, (9) les puits offshore et les autres activités industrielles, et (10) les petits navires, bateaux, et avions personnels (Hildbrand, 2005). Les paragraphes suivants résument les données sur les sonars militaires et les explorations sismiques.

1.1.4.1 Les signaux anthropogéniques de sonars

Le mot sonar est un acronyme de Sound Navigation and Ranging. Une grande variété de systèmes de sonar est utilisée pour des applications civiles et militaires. Ils créent intentionnellement une énergie acoustique pour sonder l'océan. Ils peuvent être catégorisés comme sonars à basse fréquence (<1kHz), à moyenne fréquence (1-20 kHz), et à haute fréquence (>20 kHz). Les sonars à basse fréquence active (LFA) sont utilisés pour une surveillance à grande échelle. Les sonars de moyenne fréquence de tactique pour la lutte anti-sous-marine (ASW) sont conçus pour détecter les sous-marins sur plusieurs dizaines de kilomètres. Ils sont incorporés dans les coques des navires pourchassant les sous-marins (Hildbrand, 2005). Tous les sonars actifs émettent des pulsations bruyantes ou « ping ». Ces sons rebondissent sur la surface de la cible (comme un sous-marin) and retourne sous forme d'échos qui sont détectés par les hydrophones.

Dans la dernière décennie, les multiples échouages en masse de baleines à bec ont été documentés à la suite d'une exposition acoustique à des sons anthropogéniques, surtout à des sonars à moyenne fréquence, en Europe, aux Etats-Unis et en Asie (voir Cox *et al.*, 2006 pour une revue). Ces échouages ont concerné les baleines à bec de Cuvier (*Ziphius cavirostris*), les Mésoplodons de Blainville (*Mesoplodon densirostris*), les Baleine à bec communes (*Hyperoodon ampullatus*) et les Mesoplodons de Gervais (*Mesoplodon europaeus*) (voir Cox *et al.*, 2006 et Simmonds *et al.*, 2004 pour les revues). Les baleines affectées avaient une condition appelée « gas and fat embolic syndrome » (GFES) caractérisé par une embolie gazeuse (bulles d'azote), un ensemble de lésions très similaires à l'accident de décompression (DCS) chez les plongeurs humains divers (Jepson *et al.*, 2003, 2005b; Fernandez *et al.*, 2005). La principale hypothèse est que le GFES est induit par une super-saturation du tissu N₂ couplée avec une réponse comportementale (augmentation ou diminution du temps de surface, de la remontée, ou de la durée de plongée, conduisant à une augmentation de la super-saturation, et par conséquent augmentant les risques de DSC) en réponse à l'exposition acoustique (Jepson *et al.*, 2003; Cox *et al.*, 2006). D'autres suggestions incluent un signal acoustique qui pourrait (1) activer les noyaux de bulles stabilisées existantes leur permettant de grossir par diffusion passive, et/ou (2) conduire des bulles activées à se développer par une diffusion rectifiée (Cox *et al.*, 2006). Chacune de ces hypothèses assument que ces baleines à bec vivent avec une tension significativement élevée dans le sang et les tissus des niveaux de N₂, un fait supporté par un modèle mathématique récent (Hooker *et al.*, 2009). Dans la Méditerranée, des échouages liés à des tests acoustiques ont eu lieu en Grèce en mai 1996 (Frantzis, 1998).

1.1.4.2 Les études sismiques

Les fusils à air comprimé sismiques, utilisés par l'industrie du pétrole pour détecter les poches d'huile ou de gaz naturel à l'intérieur du sol océanique et par les chercheurs pour localiser les caractéristiques géologiques sous la surface de l'eau, résonnent comme une déflagration sous l'eau et par moment elle peut être entendue à travers tout le bassin océanique. De tels sons spontanés peuvent être excessivement nuisibles aux animaux qui en sont proches, mais peuvent également déranger les mammifères marins (effrayés à plusieurs reprises) au point d'abandonner leur habitat (Nieukirk *et al.*, 2004; Simmonds *et al.*, 2004). La possibilité que le bruit sismique conduise à des échouages et/ou à la

mort de mammifères marins existe. En fait, deux baleines à bec de Cuvier se sont échouées dans le Golfe de Californie en septembre 2002 en même temps que des activités sismiques (Hildebrand, 2005). Pendant la période de reproduction de 2002, trois études sismiques menées dans la partie sud de l'Albrohols Bank, des Etats de Bahia et de Espírito Santo, Brésil, ont pu être responsables d'une augmentation du taux d'échouages des baleines à bosse adultes (*Megaptera novaeangliae*) (Engel *et al.*, 2004). Des dégâts auditifs peuvent avoir aussi indirectement causés la mort de baleines à bosse en compromettant leur navigation ou leur système sensoriel (Todd *et al.*, 1996).

1.2 Phases préparatoires en cas d'épisodes de mortalité inhabituels et non-infectieux

Les échouages de mammifères marins attirent beaucoup l'attention du public. Plusieurs dauphins peuvent s'échouer sur plusieurs semaines et le long de milliers de kilomètres de côte. 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 morts inhabituelles des cétacés (EMCI) 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 1.2.2.1-1.2.2.3. Néanmoins, beaucoup de choses peuvent être réalisées avec un équipement et une infrastructure réduits (1.2.2.4).

1.2.1 Infrastructures technique et administrative nécessaires à chaque Etat Membre pour gérer au mieux les urgences causées par les épisodes de mortalité 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'assurerait 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.

Il doit également être établi des Memoranda d'Accord (MOA) avec la Marine qui pourrait être directement impliquée dans les activités de sonar mais également avec les Compagnies d'Hydrocarbures impliqués dans les études sismiques. Idéalement, le MOA avec la Marine doit permettre la collaboration des Forces Navales et de l'EMCI lors d'échouages possiblement liés à des activités de sonar en autorisant l'utilisation de leurs avions, hélicoptères, bateaux et/ou camions pour le transport des personnes, des animaux ou une assistance dans les études aériennes afin de discerner l'étendue d'un tel événement. Le MOA avec les Compagnies d'Hydrocarbures doit faciliter l'accès aux observateurs de mammifères marins de l'EMCI sur leurs bateaux. L'EMCI doit également lancer un accord avec les universités ou les institutions médicales voulant offrir un examen tomographique gratuit de la tête du cétacé échoué lors d'opérations acoustiques et avec les universités ou les instituts de recherche intéressés pour collaborer sur la contamination chimique et biologique. L'EMCI doit avoir toutes les adresses et les numéros de téléphone nécessaires en cas d'urgence mais également un protocole précis de prélèvement d'échantillons pour la recherche.

L'infrastructure technique et administrative de base de l'EMCI 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

1.2.2.1 Matériel pour enregistrer

- | | |
|--|--|
| <ul style="list-style-type: none"> ○ 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 | <ul style="list-style-type: none"> ○ 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) |
|--|--|

1.2.2.2 La Nécropsie

- | | |
|--|--|
| <ul style="list-style-type: none"> ○ Une corde d'au moins 20m de long, des couvertures, un brancard pour bouger les gros animaux, si nécessaire ○ Des gants (non-poudrés, en vinyle) ○ Les instruments standards de nécropsie. Plusieurs scalpels, plusieurs lames, des ciseaux, des pinces et des couteaux ○ Un aiguisoir, si possible correctement emballé ○ Des couteaux à dépecer et des crochets avec l'aiguisoir approprié, une tronçonneuse, une hache ou une disceuse 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 | <ul style="list-style-type: none"> ○ 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 |
|--|--|

1.2.2.3 Echantillonnage spécifique (pollution chimique, biologique et acoustique)

- Une solution tampon de formol à 10%
- Une solution tampon de glutaraldéhyde à 2.5% et/ou une solution de paraformaldéhyde à 4% (pour la transmission et le microscope scanner à électrons)
- Diméthylsulfoxyde (DMSO)
- Du chlorure de méthylène ou du méthanol
- De l'alcool isopropylique pour les échantillons contaminés
- Des containers propres et fermés pour les échantillons contaminés
- Des sacs en téflon pour les échantillons contaminés (préalablement nettoyés)
- Des aiguilles et des seringues
- Des seringues contenant de l'héparine
- De l'acide éthylène diamine tétra acétique et des tubes contenant de l'héparine
- Des tubes à essai de culture pour la microbiologie
- Un moyen de transport pour la microbiologie et la culture des cellules
- 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
- Des glacières pour la réfrigération des échantillons
- Du nitrogène liquide si possible

1.2.2.4 Equipement minimal

L'équipement minimum suivant permet aussi de document l'évènement et de prélever des échantillons de grande valeur provenant de dauphins morts récemment. Dans ce cas, tous les échantillons pour la toxicologie doivent être conséquents de façon à pouvoir réaliser d'autres analyses en utilisant des instruments inoxydables.

- L'équipement d'enregistrement (des crayons étanches, des porte-blocs métalliques, des étiquettes étanches, des formulaires pour les données et les formulaires des protocoles de prélèvement)
- 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 sacs en plastique
- Des feuilles d'aluminium
- Des cordes

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 excellente coordination, entre le personnel du CSP, le Sous Comité de l'EMCI et les autres organisations spécialisées dans ces événements et les institutions militaires est la clé d'une réponse réussie. Les protocoles donnés ci-dessous sont largement basés sur Geraci & Lounsbury (2005). 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. Plusieurs articles cités dans le présent document sont disponibles en ligne ou sur demande aux auteurs et il serait utile de les avoir dans une bibliothèque pour des informations plus complètes.

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

1.3.1.1. 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 propres, stériles et à portée de main avant de pratiquer la première incision. Un assistant devra étiqueter les containers, prendre des notes et des photos.

Les containers en verre ou les sacs en téflon sont recommandés aussi bien pour les analyses des composés organiques que des métaux lourds. Bien que les containers en verre aient un couvercle doublé de téflon, les couvercles doublés d'aluminium sont acceptables pour l'analyse des composés organiques. Les bocal pour les échantillons doivent être nettoyés avec un détergent, rincés à l'eau du robinet, trempés dans l'acide 1:1, rincés avec une eau déminéralisée, puis encore rincés avec du chlorure de méthylène hautement pur ou du méthanol (PSEP 1989a,b). Les containers doivent être conservés couverts et scellés après le nettoyage et avant la collecte des échantillons. La manipulation des containers doit être réduite au minimum et l'intérieur du container ne doit pas être touché par autre chose que l'échantillon. La contamination croisée doit être évitée. Le scalpel et les forceps doivent être nettoyés après chaque prélèvement d'échantillons. Toutes les surfaces de tissus qui entrent en contact avec des instruments qui n'ont pas été nettoyés (ex. la graisse lorsque le corps a été ouvert) doivent être coupées avec des instruments propres. L'échantillon ne doit être en contact avec la partie externe du container ni avec le sol. Lorsque les conditions ne sont pas idéales et que la stérilité n'est pas garantie, prélever un gros morceau (300-400gr) du tissu requis aussi proprement que possible. Noter si le couteau est ferreux ou inoxydable ou en acier. Les gros échantillons peuvent être collectés dans des feuilles d'aluminium, des sacs en plastiques ou des seaux. Ils doivent être scellés, étiquetés à l'aide d'un stylo waterproof, placés dans une glacière avec de la glace et transportés rapidement au laboratoire.

Les échantillons de peau destinés à la culture de cellules doivent être collectés dans un milieu de culture avec des antibiotiques et des antifongiques et conservés dans la glace. Ils doivent être analysés dans les 24h. Ces échantillons de peau ne doivent être collectés que si un accord existe avec une université ou un institut de recherche.

De petits échantillons (1cm³) représentatifs de tous les organes et de tous les tissus de cétacés fraîchement morts doivent être rapidement fixés dans une solution tampon neutre de formol à 10% pour l'histopathologie. Le pancréas fixé le plus rapidement possible, étant donné l'hypersensibilité de cet organe et sa tendance à s'autolyser *post mortem*. Le fixatif contenant les échantillons de tissus ci-dessus doit être remplacé avec une nouvelle solution de formol après 24h.

S'il y a une suspicion d'échouages liés à l'utilisation de sonars, et s'il y a la possibilité de faire une tomographie et si les spécimens sont suffisamment récents, la tête entière doit être prélevée et maintenue dans la glace ou à une température de 4°C jusqu'à ce que l'examen ait lieu.

Les échantillons pour la microbiologie (lésions de la peau, sang, etc.) doivent être seulement prélevés de cétacés récemment morts, collectés dans un container scellé précédemment nettoyé et stérilisé contenant un milieu pour le transport, identifiés et gardés dans la glace ou à 4°C. Si les tests en laboratoire ne sont pas planifiés dans les jours qui suivent alors les congeler à -80°C.

1.3.1.1.1. Protocole pour les données de base

- Chercheur
 - nom,
 - téléphone
 - 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 :
- Espèce² :
- Sexe³ :
- Taille standard du corps⁴ :
- État général :
 - Vivant
 - Frais
 - Décomposition récente
 - Décomposition avancée
 - Momification
- Etat d'engraissement : gros, normal, maigre, émacié
- Indications de manœuvres pour des tests acoustiques⁵ :
 - Présence d'exercices de la marine OUI/NON
 - Nombre de bateaux :
 - Distance par rapport à la côte :
 - Extension de la zone :
 - Fréquence utilisée, date et heure des exercices :
 - Caractéristiques du navire (longueur, vitesse, cap) :
 - Identifier les caractéristiques clés des sons (ex. fréquence, amplitude, énergie, schéma directionnel de transmission, utilisation de plusieurs vs. Des sources seules, etc.)
 - Caractéristiques des paramètres environnementaux qui peuvent influencer la propagation du bruit
 - Comportement des cétacés avant l'échouage :

² 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.

³ Une photo de la région génitale et son numéro aidera à la confirmation du sexe.

⁴ 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)

⁵ Cette liste de contrôle doit être remplie par un assistant ou un volontaire expérimenté pendant le principal chercheur continu à suivre le protocole.

* *tournant en rond continuellement ou nageant au hasard dans un groupe très compact – avec ou sans un individu s'éloignant occasionnellement et nageant vers la plage : OUI/NON*

**respiration anormale comprenant un rythme respiratoire croissant ou décroissant, contenu ou odeur anormaux : OUI/NON*

**présence d'un individu ou d'un groupe d'une espèce qui n'a pas été historiquement vu dans un habitat particulier, par exemple une espèce pélagique dans une baie peu profonde lorsque les registres historiques indiquent que cela est un évènement très rare : OUI/NON*

**comportement anormal pour cette espèce, tel qu'une venue en surface anormale ou un schéma de nage anormal, et une apparence anormale : OUI/NON*

- Présence d'anormalités externes (surtout les saignements des yeux et des oreilles) : OUI/NON
 - Descriptions - photos
- Indication d'un bloom phytoplanctonique : OUI/NON
- Preuve d'interaction avec l'humain : OUI/NON
 - Marques de filets
 - Coupures
 - Blessures causées par un bateau
 - 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

1.3.1.1.2. Collecte d'échantillons spécifiques⁶

1.3.1.1.2.1. 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 conservé 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:

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

Présence de fluide séminal
Taille
Poids

▪ Gauche:

Présence de fluide séminal
Taille
Poids

1.3.1.1.2.2. La pollution biologique

- Documenter, décrire et prendre des photos de tout changement dans la morphologie générale des organes.
- Prélever les lésions cutanées et les abcès sous-cutanés dans du formol à 10% (histologie) et dans des containers avec un milieu de culture (microbiologie).
- 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. Conserver des échantillons de 1cm³ des mêmes organes dans du formol.
- 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.
- 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 de l'eau autour du site de l'échouage (de préférence avant que trop de monde arrive) dans un container stérile, sceller et mettre dans la glace avant de congeler.

1.3.1.1.2.3. La pollution chimique

Les organes suivants sont utiles pour évaluer l'amas de contaminants présents dans les cétacés :

- La graisse: prendre un gros échantillon (300-400 gr minimum) de graisse à peu près à 10 cm de l'évent en allant vers la queue ou directement sous la nageoire dorsale sur la ligne médiale, placer le dans une feuille d'aluminium, puis sceller le sac plastique avec le numéro du terrain et conserver dans la glace ;
- La peau : prendre un échantillon de peau propre de 10cm², la conserver dans un container avec un milieu de culture contenant des antibiotiques et des antifongiques, sceller, identifier et garder dans la glace ;
- Le foie : trancher 300 à 400gr en partant de la partie caudale du foie, placer le dans une feuille d'aluminium, puis dans un sac plastique scellé avec le numéro de terrain et garder dans la glace ;
- Le rein : prendre 500gr en partant de la partie caudale du rein gauche, placer le dans une feuille d'aluminium, puis dans un sac plastique scellé avec le numéro de terrain et garder dans la glace ;
- Le sang : prélever 50ml de sang dans un tube, sceller, identifier et garder dans la glace.

1.3.1.1.2.4. La pollution acoustique

Avec la suspicion d'échouages liés à l'utilisation de sonars, des arrangements doivent être pris pour faire une tomographie par ordinateur (CT) de la tête entière ou des oreilles et une évaluation détaillée du larynx doit être faite pour détecter une hémorragie submucosale. Des échantillons du tissu adipeux périlaryngé doivent être collectés pour des analyses histopathologiques. Les tissus de tous les organes doivent être prélevés, si c'est réalisable.

- Animal vivant
 - sang
 - diagnostics tels que le potentiel auditif provoqué (AEP), la tomographie par ordinateur ou les ultrasons
 - réhabilitation
- Animal mort
 - Lorsque c'est possible, prélever la tête pour un diagnostic en images y compris CT/MRI scans ou les ultrasons de la tête entière ;
 - Prélever des tissus (1cm³) de tous les organes et les conserver dans du formol à 10%, avec un accent sur le cerveau, le tissu périlaryngé adipeux, l'hypophyse, les plexus choroïdes, la colonne vertébrale cervicale, le foie, les poumons, les reins, le cœur, les ganglions lymphatiques, le système digestif, le système de reproduction et les tissus périlaryngés, y compris la trachée, la thyroïde et les yeux. Tous les échantillons doivent être prélevés dans des sacs distincts et clairement identifiés.

1.3.2 Protocoles pour le transport et le stockage

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. Contactez les laboratoires qui analyseront les échantillons et coordonnez l'expédition des échantillons selon les procédures des lignes aériennes. S'assurer que quelqu'un réceptionnera les échantillons à leur arrivée et que la personne en charge n'est pas en vacance au moment où les échantillons sont expédiés. Garder un contact téléphonique et par email jusqu'à être sûr que les échantillons sont bien arrivés et ont été correctement stockés.

Microbiologie : Tous les échantillons récents doivent être conservés dans de la glace ou dans des packs de froid, à l'abri du soleil en attendant les analyses. Dès l'arrivée au laboratoire, ils doivent être maintenus à 4°C et immédiatement expédiés au laboratoire, si possible. S'il y a de longs délais, ils doivent être congelés à -20°C ou -80°C. Le stockage doit être organisé de manière à trouver facilement les échantillons lorsque le congélateur est plein. Un registre des lieux de conservation des échantillons doit être créé.

Toxicologie

L'analyse chimique : les échantillons en route pour le laboratoire d'analyse doivent être emballés dans de la neige carbonique. Néanmoins, si le délai de livraison est court (moins de 6 heures, et selon la température ambiante), les échantillons peuvent être livrés dans des glacières remplies de glace. Tous les échantillons pour la toxicologie doivent être conservés dans un congélateur à -20°C ou plus froid jusqu'à l'analyse. Le temps de conservation et les relevés de température doivent être enregistrés. Le temps de conservation maximal pour les tissus selon les lignes directrices du PSEP est d'un an pour les organiques (à l'exception des composés organiques volatils, qui ont un temps de conservation maximal de 14 jours), 28 jours pour le mercure, et 2 ans pour tous les autres métaux. Les échantillons conservés pour de plus longues périodes peuvent convenir à l'analyse de certains contaminants, mais la convenance doit être évaluée en se basant sur les contaminants testés et ensuite décrite dans un rapport présentant les résultats pour ces échantillons.

Culture des échantillons de peau : les échantillons de peau qui seront utilisés pour la culture de cellules doivent être maintenus dans des packs de froid et envoyés dès que possible au laboratoire. Ils ne doivent jamais être congelés ni laissés sans glace.

La pollution acoustique

Avec la suspicion d'échouages liés à l'utilisation de sonars, des arrangements doivent être pris pour faire un CT de la tête entière ou des oreilles et une évaluation détaillée du larynx doit être faite pour détecter une hémorragie submucosale. Des échantillons du tissu adipeux périlbulbaire doivent être collectés pour des analyses histopathologiques.

1.4 Activités à mettre en œuvre après un échouage

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. Parlez avec les pêcheurs, les militaires et les locaux et demandez s'ils ont observé la présence d'espèces inhabituelles durant les jours qui ont précédés l'échouage, si les cétacés connus pour vivre dans la région ont montré un comportement inhabituel, si les opérations militaires ont eu lieu récemment, ou si il y a eu des rapports d'études sismiques dans les eaux voisines.

1.4.2 La communication

1.4.2.1. Le Gouvernement local, les Forces Armées, le Ministère des Affaires Externes, le Ministère de l'Environnement et le Ministère de la Santé

Téléphoner ou écrire au Gouvernement local, aux Ministères de la Santé et de l'Environnement mais également à l'Armée Navale et aux Compagnies d'Hydrocarbures s'il y a de fortes indications que les échouages sont liés à une pollution acoustique.

1.4.2.2. Les scientifiques

Envoyer des emails ou téléphoner aux scientifiques qui ont signé un MOA. Demander leur opinion et leur aide. Envoyer les données à MEDACES (http://medaces.uv.es/home_eng.htm).

1.4.2.3. La presse

Écrire une note brève sur ce qui s'est passé pour les médias. Alerter les médias et le public sur la possibilité d'échouages supplémentaires sur n'importe quelle plage et encouragez-les à les reporter.

1.4.3 Le rapport préliminaire

Écrire 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
 - présence dans les eaux adjacentes de cétacés vivants montrant un comportement inhabituel

- preuve de l'utilisation d'un sonar à moyenne fréquence
- 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

1.4.4 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

Les cétacés de la Méditerranée sont le foyer d'un cocktail de polluants chimiques et toxiques, dont certains ont probablement augmenté la sévérité des maladies épidémiques. Les opérations de sonar à moyenne fréquence ont causé l'échouage de ziphius en Grèce (Frantzis, 1998). La contamination biologique est inquiétante à cause du rejet des eaux non traitées, de l'aquaculture, du trafic maritime et de la décharge des eaux contaminées dans la Méditerranée. De ce fait, les Etats Membres doivent se tenir prêts aux éventuels échouages, maladies et mortalité des cétacés causés par ces agents. Le développement et renforcement des réseaux d'échouages déjà existants au niveau national et régional permettront d'adresser au mieux ces événements. Il est très important que les données collectées lors d'échouages le long des côtes de la mer Noire, de la 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. Un Mémoire d'Accord avec les Forces Navales mais également avec les Compagnies d'Hydrocarbures améliorerait la réponse aux épisodes de mortalité des cétacés liés à la pollution acoustique.

2.1 CSP

Un plan d'urgence efficace doit être fondé sur un CSP national qui sera responsable des actions et des décisions en rapport avec les épisodes de mortalité inhabituels 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 un épisode de mortalité débute et assurera une réponse adéquate et rapide enfin cela permettra de découvrir la cause de l'épisode de mortalité 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 et les différents facteurs impliqués dans les échouages de cétacés.

2.1.1 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 coordination avec les Forces Navales et les Compagnies d'Hydrocarbures ;
- Contacter les autorités qui délivrent les permis de la CITES ;
- Contacter les compagnies 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 ;
- 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 ;

2.1.2 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 les pollutions de type chimique, acoustique et biologique ;
- Préparer le matériel nécessaire pour s'occuper d'épisode de mortalité (tout doit être prêt et à portée de main pour un départ immédiat) ;
- Fournir du personnel de terrain et assurer 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 centres de recherche qui pourraient analyser gratuitement les CT ;
- 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 ;

2.1.3 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 Mémoires d'entente avec les coopérateurs

Des mémoires d'entente doivent être établis avec les Forces Navales, les Compagnies d'Hydrocarbures mais également avec les universités, les instituts de recherche/médicaux et les laboratoires souhaitant aider lors d'un épisode de mortalité. Il serait bien de demander aux laboratoires (de toxicologie, de microbiologie et de recherche acoustique) d'envoyer les protocoles spécifiques

pour l'échantillonnage, la conservation et le transport d'échantillons. Dans l'idéal, ils devraient fournir les fioles, les solutions et tout autre matériel requis pour l'échantillonnage. Autrement, ils devraient spécifier le matériel nécessaire à l'échantillonnage et l'entreprise qui le vend.

3. GRANDES LIGNES D'UN PROGRAMME DE FORMATION

Une bonne formation est un pré requis pour explorer les facteurs qui ont causé un épisode de mortalité. 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 de travail nationaux sur les épisodes de mortalité des cétacés pour le staff du CSP. Des experts nationaux et internationaux spécialisés dans les domaines de la toxicologie, la contamination acoustique et la microbiologie devraient être invités à y participer ;
- L'organisation de cours de pratique sur les échouages de cétacés, les contaminations acoustiques, chimiques et biologiques 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, forces navales, pêcheurs, etc.) avec une présentation de documents sur les épisodes de mortalité chez les cétacés ;
- L'acquisition de matériel pour la formation (livres, papiers, rapports, CD, DVD, protocoles) provenant d'autres réseaux d'échouage, d'universités, de groupes de recherche, d'ONG et de scientifiques ;
- Le développement d'une bibliothèque dédiée aux échouages de mammifères marins, aux contaminations acoustique, chimique et biologique 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. LITTÉRATURE CITEE

- Aguilar A, Borrell A (1994) Abnormally high polychlorinated biphenyl levels in striped dolphins (*Stenella coeruleoalba*) affected by the 1990-1992 Mediterranean epizootic. *Sc Tot Environm* 154: 237-247.
- Aguilar A, Borrell A (2005) DDT and PCB reduction in the western Mediterranean in 1987–2002, as shown by levels in dolphins. *Mar Environ Res* 59:391–340.
- Aguilar A, Borrell, A, Pastor T (1999). Biological factors affecting variability of persistent pollutant levels in cetaceans. In: Reijnders P, Aguilar A, Donovan GP (eds.), *Chemical Pollutants and Cetaceans*, J Cet Res Manag, special issue 1, pp 82-116.
- Aguilar A, Borrell A, Reijnders PJ (2002) Geographical and temporal variation in levels of organochlorine contaminants in marine mammals. *Mar Environ Res* 53:425-452.

- Alaee M, Arias P, Sjodin A, Bergman A (2003) An overview of commercially used brominated flame retardants, their applications, their use patterns in different countries/regions and possible modes of release. *Environ Internat* 29:683–689.
- Boxall AB, Hardy A, Beulke S, Boucard T, Burgin L, Falloon PD, Haygarth PM, Hutchinson T, Kovats RS, Leonardi G, Levy LS, Nichols G, Parsons SA, Potts L, Stone D, Topp E, Turley DB, Walsh K, Wellington EM, Williams RJ (2009) Impacts of climate change on indirect human exposure to pathogens and chemicals from agriculture. *Environ Health Perspect* 117: 508-514.
- Cabello FC (2004) Antibioticos y acuicultura en Chile: consecuencias para la salud humana y animal. *Rev Med Chile* 132: 1001-1006.
- Cabello FC (2006) Heavy use of prophylactic antibiotics in aquaculture: a growing problem for human and animal health and for the environment. *Environ Microb* 8: 1137-1144.
- Cox TM, Ragen TJ, Read AJ, Vos E, Baird RW, Balcomb K, Barlow J, Caldwell J, Cranford T, Crum L, D'Amico A, D'Spain GL, Fernandez A, Finneran J, Gentry RL, Gerth W, Gulland, F, Hildebrand J, Houser D, Hullar T, Jepson PD, Ketten DR, MacLeod CD, Miller P, Moore S, Mountain DC, Palka D, Ponganis P, Rommel S, Rowles T, Taylor B, Tyack P, Wartzok D, Gisiner R, Mead J, Benner L (2006) Understanding the impacts of anthropogenic sound on beaked whales. *J Cet Res Manag* 7: 177-187.
- Das K, Debacker V, Bouqueneau JM (2000) Metallothioneins in marine mammals *Cell Mol Biol* 46: 283-294.
- Das K, Siebert U, Gillet A, Dupont A, Di-Poi C, Fonfara S, Mazzucchelli G, De Pauw E, De Pauw-Gillet MC (2008) Mercury immune toxicity in harbour seals: links to in vitro toxicity. *Environ Health* 7:52.
- De Swart RL, Ross PS, Vedder LJ, Timmerman HH, Heisterkamp SH, Van Loveren H, Vos JG, Reijnders PJH, Osterhaus ADME (1994) Impairment of immune function in harbor seals (*Phoca vitulina*) feeding on fish from polluted waters. *Ambio*. 23:155-159.
- de Wit CA (2002) An overview of brominated flame retardants in the environment. *Chemosphere* 46: 583–623.
- DeWitt JC, Copeland CB, Strynar MJ, Luebke RW (2008) Perfluorooctanoic acid-induced immunomodulation in adult C57BL/6J or C57BL/6N female mice. *Environ Health Perspect* 116:644-650.
- DeWitt JC, Shnyra A, Badr MZ, Loveless SE, Hoban D, Frame SR, Cunard R, Anderson SE, Meade BJ, Peden-Adams MM, Luebke RW, Luster MI (2009a) Immunotoxicity of perfluorooctanoic acid and perfluorooctane sulfonate and the role of peroxisome proliferator-activated receptor alpha. *Crit Rev Toxicol* 39:76-94.
- DeWitt JC, Copeland CB, Luebke RW (2009b) Suppression of humoral immunity by perfluorooctanoic acid is independent of elevated serum corticosterone concentration in mice. *Toxicol Sci* 109:106-112.
- Domingo M, Ferrer L, Pumarola M, Marco A, Plana J, Kennedy S, McAlisky M, Rima BK (1990) Morbillivirus in dolphins. *Nature* 348: 21-21
- Dorneles PR, Lailson-Brito J, Azevedo AF, Meyer J, Vidal LG, Fragoso AB, Torres JP, Malm O, Blust R, Das K (2008) High accumulation of perfluorooctane sulfonate (PFOS) in marine tucuxi dolphins (*Sotalia guianensis*) from the Brazilian coast. *Environ Sci Technol* 42: 5368-5373.
- Drake L, Doblin MA, Dobbs FC (2007) Potential microbial bioinvasions via ships' ballast water, sediment, and biofilm. *Mar Poll Bull* 55: 333–341
- Ellis-Hutchings RG, Cherr GN, Hanna LA, Keen CL (2006) Polybrominated diphenyl ether (PBDE)-induced alterations in vitamin A and thyroid hormone concentrations in the rat during lactation and early postnatal development. *Toxicol Appl Pharmacol* 215: 135-145.
- Engel MH, Marcondes MCC, Martins CCA, Luna FO, Lima RP, Campos A (2004) Are seismic surveys responsible for cetacean strandings? An unusual mortality of adult humpback whales in Abrolhos Bank, northeastern coast of Brazil. Document SC/56/E28 presented to International Whaling Commission Scientific Committee Sorrento, Italy (unpublished). [Available from the Office of the Journal of Cetacean Research and Management.]
- European Union (2003) Directive 2003/11/EC of the European Parliament and of the Council of 6 February 2003. *Off J Eur Union* L42/45–46.
- Fernández A, Edwards JF, Rodriguez F, Espinosa de los Monteros A, Herraiz P, Castro P, Jaber JR, Martin V, Arbelo M (2005) 'Gas and fat embolic syndrome' involving a mass stranding of beaked whales (family Ziphiidae) exposed to anthropogenic sonar signals. *Vet Pathol* 42: 446-457.
- Flach L, Van Bresse M-F, Reyes JC, Echegaray M, Siciliano S, Santos M, Viddi F, Crespo E, Klaich J, Moreno I, Tavares M, Felix F, Van Waerebeek K (2008) Miscellaneous skin lesions of unknown

- aetiology in small cetaceans from South America. Paper SC/60/DW4 presented to the IWC Scientific Committee, May 2008 (unpublished) [Available from the Office of this Journal].
- Fossi MC, Marsili L, Casini S, Bucalossi D (2006) Development of new-tools to investigate toxicological hazard due to endocrine disruptor organochlorines and emerging contaminants in Mediterranean cetaceans. *Mar Environ Res* 62 Suppl:S200-204.
- Frantz A (1998) Does acoustic testing strand whales? *Nature* 392(6671):29.
- Geraci JR, Lounsbury VJ (1993) Marine Mammals Ashore – A Field Guide For Strandings. Texas A&M Sea Grant Publication, Galveston, Texas, USA. i-xi+305pp.
- Giesy JP, Kannan K (2001) Global distribution of perfluorooctane sulfonate in wildlife. *Environ Sci Technol* 35: 1339-1342.
- Hakami R, Mohtadinia J, Etemadi A, Kamangar F, Nemati M, Pourshams A, Islami F, Nasrollahzadeh D, Saberi-Firoozi M, Birkett N, Boffetta P, Malekzadeh R (2008) Dietary intake of benzo(a)pyrene and risk of esophageal cancer in north of Iran. *Nutr Cancer* 60:216-221.
- Hahn ME (1998) The Aryl hydrocarbon receptor: A comparative perspective. *Comp Biochem Physiol C* 121:23-53
- Hall A, Hugunin K, Deaville R, Law RJ, Allchin CR, Jepson P (2006) The risk of infection from polychlorinated biphenyl exposure in the harbor porpoise (*Phocoena phocoena*): a case-control approach. *Environ Health Perspect* 114: 704-711
- Hamers T, Kamstra JH, Sonneveld E, Murk AJ, Kester MH, Andersson PL, Legler J, Brouwer A. (2006) In vitro profiling of the endocrine-disrupting potency of brominated flame retardants. *Toxicol Sci* 92: 157-173.
- Hansen KJ, Clemen LA, Ellefson ME, Johnson HO (2001) Compound-specific, quantitative characterization of organic fluorochemicals in biological matrices. *Environ Sci Technol* 35:766– 770.
- Hart K, Kannan K, Isobe T, Takahashi S, Yamada TK, Miyazaki N, Tanabe S (2008) Time trends and transplacental transfer of perfluorinated compounds in melon-headed whales stranded along the Japanese coast in 1982, 2001/2002, and 2006. *Environ Sci Technol* 42(19):7132-7137.
- Hildebrand JA (2005) Impacts of anthropogenic sound. In: Reynolds JE III, Perrin WF, Reeves RR, Montgomery S, Ragen TJ (eds.), *Marine Mammal Research: Conservation Beyond Crisis*, pp. 101-124, Baltimore, Johns Hopkins University Press.
- Hooker SK, Baird RW, Fahlman A (2009) Could beaked whales get the bends? Effect of diving behaviour and physiology on modelled gas exchange for three species: *Ziphius cavirostris*, *Mesoplodon densirostris* and *Hyperoodon ampullatus*. *Resp Phys Neurobiol* 167: 235–246.
- Isobe T, Ramu K, Kajiwara N, Takahashi S, Lam PK, Jefferson TA, Zhou K, Tanabe S (2007) Isomer specific determination of hexabromocyclododecanes (HBCDs) in small cetaceans from the South China Sea-- Levels and temporal variation. *Mar Pollut Bull* 54: 1139-1145.
- Jepson PD, Arbelo M, Deaville R, Patterson IA, Castro P, Baker JR, Degollada E, Ross HM, Herráez P, Pocknell AM, Rodríguez F, Howie FE, Espinosa A, Reid RJ, Jaber JR, Martin V, Cunningham AA, Fernández A (2003) Gas-bubble lesions in stranded cetaceans. *Nature* 435: 575–576.
- Jepson PD, Bennett PM, Deaville R, Allchin CR, Baker JR, Law RJ (2005a) Relationships between polychlorinated biphenyls and health status in harbor porpoises (*Phocoena phocoena*) stranded in the United Kingdom. *Environ Toxicol Chem* 24:238–248
- Jepson PD, Deaville R, Patterson IAP, Pocknell AM, Ross HM, Baker JR, Howie FE, Reid RJ, Cunningham AA (2005b) Acute and chronic gas bubble lesions in cetaceans stranded in the United Kingdom. *Vet Pathol* 42: 291-305.
- Johnson-Restrepo B, Adams DH, Kannan K (2008) Tetrabromobisphenol A (TBBPA) and hexabromocyclododecanes (HBCDs) in tissues of humans, dolphins, and sharks from the United States. *Chemosphere* 70: 1935-1944.
- Kakuschke A, Prange A (2007) The influence of metal pollution on the immune system - a potential stressor for marine mammals in the North Sea. *Int J Comp Psychol* 20: 179-193.
- Kannan N, Tanabe S, Ono M, Tatsukawa R (1989) Critical evaluation of polychlorinated biphenyl toxicity in terrestrial and marine mammals: increasing impact of non-ortho and mono-ortho coplanar polychlorinated biphenyls from land to ocean. *Arch Environ Contam Toxicol* 18: 850-857.

- Kannan K, Koistinen J, Beckmen K, Evans T, Gorzelany JF, Hansen KJ, Jones PD, Helle E, Nyman M, Giesy JP (2001) Accumulation of perfluorooctane sulfonate in marine mammals. *Environ Sci Technol* 35: 1593-1598
- Kannan K, Corsolini S, Falandysz J, Oehme G, Focardi S, Giesy JP (2002) Perfluorooctanesulfonate and related fluorinated hydrocarbons in marine mammals, fishes, and birds from coasts of the Baltic and the Mediterranean Seas. *Environ Sci Technol* 36: 3210-3216.
- Kerkvliet NI, Baecher-Steppan L, Smith BB, Youngberg JA, Henderson MC, Buhler DR (1990) Role of the Ah locus in suppression of cytotoxic T lymphocyte activity by halogenated aromatic hydrocarbons (PCBs and TCDD): Structure-activity relationships and effects in C57BI/6 mice congenic at the Ah locus. *Fundam Appl Toxicol* 14: 532-541.
- Kiszka J, Van Bresse M-F, Pusineri C (2009) Lobomycosis-like disease and other skin conditions in Indo-Pacific bottlenose dolphins *Tursiops aduncus* from the Indian Ocean. *Dis Aquat Org* 84: 151-157.
- Kuriyama SN, Talsness CE, Grote K, Chahoud I (2005) Developmental exposure to low dose PBDE 99: effects on male fertility and neurobehavior in rat offspring. *Environ Health Perspect* 113: 149-154.
- Lahaye V, Bustamante P, Dabin W, Van Canneyt O, Dhermain F, Cesarini C, Pierce GJ, Caurant F (2006) New insights from age determination on toxic element accumulation in striped and bottlenose dolphins from Atlantic and Mediterranean waters. *Mar Pollut Bull* 52: 1219-1230.
- Law RJ, Allchin CR, Bennett ME, Morris S, Rogan E (2002) Polybrominated diphenyl ethers in two species of marine top predators from England and Wales. *Chemosphere* 46: 673-681.
- Law RJ, Alae M, Allchin CR, Boon JP, Lebeuf M, Lepom P, Stern GA (2003) Levels and trends of polybrominated diphenylethers and other brominated flame retardants in wildlife. *Environ Int* 29: 757-770.
- Law RJ, Allchin CR, de Boer J, Covaci A, Herzke D, Lepom P, Morris S, Tronczynski J, de Wit CA (2006a). Levels and trends of brominated flame retardants in the European environment. *Chemosphere* 64: 187-208.
- Law RJ, Bersuder P, Allchin CR, Barry J (2006b) Levels of the flame retardants hexabromocyclododecane and tetrabromobisphenol A in the blubber of harbour porpoises (*Phocoena phocoena*) stranded or bycaught in the U.K., with evidence for an increase in HBCD concentrations in recent years. *Environ Sci Technol* 40: 2177-2183.
- Law RJ, Herzke D, Harrad S, Morris S, Bersuder P, Allchin CR (2008) Levels and trends of HBCD and BDEs in the European and Asian environments, with some information for other BFRs. *Chemosphere* 73: 223-241.
- Lelieveld J, Berresheim H, Borrmann S, Crutzen PJ, Dentener FJ, Fischer H, Feichter J, Flatau PJ, Heland J, Holzinger R, Korrmann R, Lawrence MG, Levin Z, Markowicz KM, Mihalopoulos N, Minikin A, Ramanathan V, De Reus M, Roelofs GJ, Scheeren HA, Sciare J, Schlager H, Schultz M, Siegmund P, Steil B, Stephanou EG, Stier P, Traub M, Warneke C, Williams J, Ziereis H (2002) Global Air Pollution Crossroads over the Mediterranean. *Science* 298: 794-798.
- Lilienthal H, Hack A, Roth-Härer A, Grande SW, Talsness CE (2006) Effects of developmental exposure to 2,2 ,4,4 ,5-pentabromodiphenyl ether (PBDE-99) on sex steroids, sexual development, and sexually dimorphic behavior in rats. *Environ Health Perspect* 114: 194-201.
- Marsili L, Caruso A, Fossi MC, Zanardelli M, Politi E, Focardi S (2001) Polycyclic aromatic hydrocarbons (PaHs) in subcutaneous biopsies of Mediterranean cetaceans. *Chemosphere* 44: 147-154.
- Martineau D, Lemberger K, Dallaire A, Labelle Ph, Lipscomb TP, Michel P, Mikaelian D (2002) Cancer in wildlife, a case study: beluga from the St. Lawrence Estuary, Québec, Canada. *Environ Health Perspect* 110: 285-292.
- Martoja R, Berry JP (1980) Identification of tiemannite as a probable product of demethylation of mercury by selenium in cetaceans. *Vie Milieu* 30, 7-10.
- Mastrangelo G, Fadda E, Marzial V (1996) Polycyclic aromatic hydrocarbons and cancer in man. *Environ Health Perspect* 104: 1166-1170.
- Miller MA, Miller WA, Conrad PA, James ER, Melli AC, Leutenegger CM, Dabritz HA, Packham AE, Paradies D, Harris M, Ames J, Jessup DA, Worcester K, Grigg ME (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. *Int J Parasitol* 38: 1319-1328.

- Mollenhauer MA, Carter BJ, Peden-Adams MM, Bossart GD, Fair PA (2009) Gene expression changes in bottlenose dolphin, *Tursiops truncatus*, skin cells following exposure to methylmercury (MeHg) or perfluorooctane sulfonate (PFOS). *Aquat Toxicol* 91:10-18.
- Mos L, Morsey B, Jeffries SJ, Yunker MB, Raverty S, De Guise S, Ross PSR (2006) Chemical and biological pollution contribute to the immunological profiles of free-ranging harbour seals. *Environm Toxicol Chemist* 25: 310-317.
- Nakayama S, Harada K, Inoue K, Sasaki K, Seery B, Saito N, Koizumi A (2005) Distributions of perfluorooctanoic acid (PFOA) and perfluorooctane sulfonate (PFOS) in Japan and their toxicities. *Environ Sci* 12:293-313.
- Nieukirk SL, Stafford KM, Mellinger DK, Dziak RP, Fox CG (2004) Low-frequency whale and seismic airgun sounds recorded in the mid-Atlantic Ocean. *J Acoust Soc Am* 115: 1832-1843.
- Nigro M, Leonzio C (1996) Intracellular storage of mercury and selenium in different marine vertebrates. *Mar Ecol Prog Ser* 135: 137-143.
- Osterhaus AD, Vedder EJ (1988) Identification of virus causing recent seal deaths. *Nature* 335: 20.
- Pascual M, Bouma MJ, Dobson AP (2002) Cholera and climate: revisiting the quantitative evidence. *Microbes Infect* 4: 237-245.
- Pettersson A, van Bavel B, Engwall M, Jimenez B (2004) Polybrominated diphenylethers and methoxylated tetrabromodiphenylethers in cetaceans from the Mediterranean Sea. *Arch Environ Contam Toxicol* 47: 542-550.
- PSEP (1989a) Recommended guidelines for measuring organic compounds in Puget Sound sediment and tissue samples. Prepared for the Puget Sound Estuary Program for the U.S. Environmental Protection Agency, Region 10, Office of Puget Sound. PTI Environmental Services, Bellevue, WA.
- PSEP (1989b) Recommended protocols for measuring metals in Puget Sound water, sediment, and tissue samples. Prepared for the Puget Sound Estuary Program for the U.S. Environmental Protection Agency, Region 10, Office of Puget Sound. PTI Environmental Services, Bellevue, WA.
- Ray S, Dunn BP, Payne JF, Fancey L, Helbig R, Beland P (1991) Aromatic DNA-carcinogen adducts in beluga whales (*Delphinapterus leucas*) from the Canadian arctic and the Gulf of St. Lawrence. *Mar Pollut Bull* 22: 392-396.
- Reijnders PJH (1986) Reproductive failure in common seals feeding on fish from polluted coastal waters. *Nature* 324: 456-457.
- Rhodes G, Huys G, Swings J, McGann P, Hiney M, Smith P, Pickup RW (2000) Distribution of oxytetracycline resistance plasmids between aeromonads in hospital and aquaculture environments: implication of Tn1721 in dissemination of the tetracycline resistance determinant tet A. *Appl Environ Microbiol* 66: 3883-3890.
- Rigos G, Nengas I, Alexis M, Troisi GM (2004) Potential drug (oxytetracycline and oxolinic acid) pollution from Mediterranean sparid fish farms. *Aquat Toxicol* 69: 281-288.
- Ross PSR (2002) The role of immunotoxic environmental contaminants in facilitating the emergence of infectious diseases in marine mammals. *Hum Ecol Risk Assess* 8: 277-292.
- Ross PSR (2005) Fireproof killer whales: flame retardant chemicals and the conservation imperative in the charismatic icon of British Columbia. *Can J Fish Aquat Sci* 63: 224-234.
- Ross PSR, Birnbaum LS (2003) Integrated human and ecological risk assessment: a case study of persistent organic pollutants (POPs) in humans and wildlife. *Hum Ecol Risk Assess*. 9: 303 –324.
- Ross PSR, De Swart RL, Van Loveren H, Osterhaus ADME, Vos JG (1996). The immunotoxicity of environmental contaminants to marine wildlife: a review. *Ann Rev Fish Dis* 6: 151–165.
- Ruiz GM, Rawlings TK, Dobbs FC, Drake LA, Mullady T, Huq A, Colwell RR (2000) Global spread of microorganisms by ships. *Nature* 408: 49–50.
- Siddiqi MA, Laessig RH, Reed KD (2003) Polybrominated diphenyl ethers (PBDEs): new pollutants-old diseases. *Clin Med Res* 1: 281-290.
- Siebert U, Joiris C, Holsbeek L, Benke H, Failing K, Frese K, Petzinger E (1999) Potential relation between mercury concentrations and necropsy findings in cetaceans from German waters of the North and Baltic Seas. *Mar Poll Bull* 38: 285-295.
- Silkworth JB, Antrim L (1985) Relationship between Ah receptor-mediated polychlorinated biphenyl (PCB)-induced humoral immunosuppression and thymic atrophy. *J Pharmacol Exp Ther* 235: 606-611.

- Simmonds M, Dolman S, Weilgart L (eds) (2003) *Oceans of Noise* Whale and Dolphin Conservation Society, Chippenham. 165 pp.
- Stoker TE, Laws SC, Crofton KM, Hedge JM, Ferrell JM, Cooper RL (2004) Assessment of DE-71, a commercial polybrominated diphenyl ether (PBDE) mixture, in the EDSP male and female pubertal protocols. *Toxicol Sci* 78:144-155.
- Tabuchi M, Veldhoen N, Dangerfield N, Jeffries S, Helbing CC, Ross PS (2006) PCB-related alteration of thyroid hormones and thyroid hormone receptor gene expression in free-ranging harbor seals (*Phoca vitulina*). *Environ Health Perspect* 114:1024-1031.
- Talsness CE 2008. Overview of toxicological aspects of polybrominated diphenyl ethers: a flame-retardant additive in several consumer products. *Environ Res* 108:158-167.
- Tanabe S, Watanabe S, Kan H, Tatsukawa R (1988) Capacity and mode of PCB metabolism in small cetaceans. *Mar Mamm Sci* 4: 103–124.
- Todd S, Stevick P, Lien J, Marques F, Ketten DR (1996) Behavioral effects of exposure to underwater explosions in humpback whales (*Megaptera novaeangliae*). *Can J Zool* 74: 1661-1672.
- Topinka J, Marvanová S, Vondráček J, Sevastyanova O, Nováková Z, Krcmár P, Pencíková K, Machala M. 2008. DNA adducts formation and induction of apoptosis in rat liver epithelial 'stem-like' cells exposed to carcinogenic polycyclic aromatic hydrocarbons. *Mutat Res* 638: 122-132.
- UNEP (1988) Assessment of the State of Pollution of the Mediterranean Sea by Petroleum Hydrocarbons. MAP Technical Report Series 19.
- Van Bressem M-F (2009) Emergency task force: guidelines for a coordinated cetacean stranding response. Document prepared for the Permanent Secretariat of the Agreement on the Conservation of Cetaceans of the Black Sea, Mediterranean Sea and contiguous Atlantic area, concluded under the auspices of the Convention on the Conservation of Migratory Species of Wild Animals (CMS)-ACCOBAMS-MOP3/2009/Doc21.
- Van Bressem M-F, Van Waerebeek K, Reyes JC, Félix F, Echegaray M, Siciliano S, Di Benedetto AP, Flach L, Viddi F, Avila IC, Herrera JC, Tobón IC, Bolaños J, Moreno, IB, Ott PH, Sanino GP, Castineira E, Montes D, Crespo E, Flores PAC, Haase B, Mendonça de Souza SMF, Laeta M, Fragoso AB (2007) A preliminary overview of skin and skeletal diseases and traumata in small cetaceans from South American waters. *Lat Am J Aquat Mamm* 6: 7-42.
- Van Bressem M-F, Raga JA, Di Guardo G, Jepson PD, Duignan P, Siebert U, Barrett T, Santos MCO, Moreno IB, Siciliano S, Aguilar A and Van Waerebeek K (2009) Emerging infectious diseases in cetaceans worldwide and the role of environmental stressors. *Dis Aquat Org* (in press).
- Wagemann R, Muir DCG (1984) Concentrations of heavy metals in marine mammals of northern waters: overview and evaluation. *Can Tech Rpt Fish & Aquat Sci* 1279
- Weber JT, Mintz ED, Canizares R, Semiglia A, Gomez I, Sempertegui R, *et al.* (1994) Epidemic cholera in Ecuador: multidrug-resistance and transmission by water and seafood. *Epidemiol Infect* 112: 1–11.
- Weilgart L (2007) A brief review of known effects of noise on marine mammals. *Int J Comp Psychol*, 20: 159-168.
- Wright AJ, Aguilar Soto N, Baldwin AL, Bateson M, Beale C, Clark C, Deak T, Edwards EF, Fernández A, Godinho A, Hatch L, Kakuschke A, Lusseau D, Martineau D, Romero LM, Weilgart L, Wintle B, Notarbartolo di Sciara G, Martin V (2007) Do marine mammals experience stress related to anthropogenic noise? *Int J Comp Psych* 20: 274-316.
- Yang WC, Chou LS, Jepson PD, Brownell RL Jr, Cowan D, Chang PH, Chiou HI, Yao CJ, Yamada TK, Chiu JT, Wang PJ, Fernández A (2008) Unusual cetacean mortality event in Taiwan, possibly linked to naval activities. *Vet Rec* 162: 184-186.
- Yeung LW, Yamashita N, Taniyasu S, Lam PK, Sinha RK, Borole DV, Kannan K (2009) A survey of perfluorinated compounds in surface water and biota including dolphins from the Ganges River and in other waterbodies in India. *Chemosphere* 76: 55-62.
- Zhou T, Taylor MM DeVito MJ, Crofton KM (2002) Developmental exposure to brominated diphenyl ethers results in thyroid hormone disruption. *Toxicol Sci* 66: 105-116.

**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 nocifs⁷**

**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
PHYTOPLANCTONNIQUES 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

⁷ 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 Protocoles pour la collecte, le transport et le stockage des spécimens et des échantillons

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 Protocole 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 Mémorandum 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. LITTERATURE CITEE

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 PHYTOPLANCTONIQUES 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 (Flewellling *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 Bresseem *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 Bresseem *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 Bresseem *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 Bresseem *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 pénétré dans le Déroit de Gibraltar et a transmis l'infection aux dauphins bleu et blanc (Van Bresse^m *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 Bresse^m *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 Bresse^m *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 Spirochaetales) 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 parasitaire, 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 interstitielles 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 félinés 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 Bresse *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 dinoflagellés 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 diatomes 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'ECMI 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 ECMI 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 Euthanasie⁸

- 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)

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

⁸ 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.

- 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 RNeasy (Ambion; <http://www.ambion.com/techlib/resources/RNeasy/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'abréger 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 bache 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 bache 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 :
- Espèce⁹ :
- Sexe¹⁰ :
- Taille standard du corps¹¹ :

⁹ 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.

¹⁰ Une photo de la région génitale et son numéro aidera à la confirmation du sexe.

¹¹ 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)

- 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
 - 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 spécifiques¹²

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 conservé 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

¹² 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

- Gauche:
Présence de fluide séminal
Taille
Poids

Virologie et sérologie

- 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 cerveau¹³
 - 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.

¹³ 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.

- Prenez un échantillon de sang du cœur et procédez comme décrit auparavant.
- 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 inattendues¹⁴ 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

¹⁴ source: <http://www.nmfs.noaa.gov/pr/health/mmume/criteria.htm>

- Cela peut durer plusieurs mois
- Cela peut récidiver
- Cela demande une réponse immédiate

2.4 Soyons 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
- 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. LITERATURE 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., Cloeckart, 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 Cloeckart, 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.
- HARNNESS. 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.
- Lonergan, 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.