

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES	1
INTRODUCTION.....	4
1. BIOLOGIE COMPARATIVE DE DEUX ESPECES DE MAMMIFERES MARINS DONT LA CONTENTION EN CAPTIVITE EST ROUTINIERE : LE GRAND DAUPHIN (<i>Tursiops truncatus</i>) ET L'OTARIE DE CALIFORNIE (<i>Zalophus californianus</i>).	6
1.1. CLASSIFICATION	6
1.1.1. <i>Histoire des mammifères marins.....</i>	6
1.1.2. <i>Systématique de Tursiops truncatus et de Zalophus californianus.....</i>	9
1.1.2.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	9
1.1.2.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	10
1.2. BIOLOGIE ET ECOLOGIE.....	11
1.2.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	11
1.2.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	14
1.3. DESCRIPTION MORPHOLOGIQUE	16
1.3.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	16
1.3.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	17
1.4. PARTICULARITES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES	18
1.4.1. <i>L'encéphale</i>	18
1.4.1.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	18
1.4.1.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	18
1.4.2. <i>Les organes des sens</i>	19
1.4.2.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	19
1.4.2.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	20
1.4.3. <i>Le squelette.....</i>	20
1.4.3.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	20
1.4.3.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	23
1.4.4. <i>L'appareil digestif.....</i>	24
1.4.4.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	24
1.4.4.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	26
1.4.5. <i>L'appareil urinaire.....</i>	26
1.4.5.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	26
1.4.5.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	26
1.4.6. <i>L'appareil cardio-vasculaire</i>	26
1.4.6.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	26
1.4.6.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	28
1.4.7. <i>L'appareil respiratoire.....</i>	29
1.4.7.1. <i>Anatomie</i>	29
1.4.7.1.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	29
1.4.7.1.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	30
1.4.7.2. <i>Physiologie de la plongée.....</i>	30
1.4.7.2.1. <i>Tursiops truncatus.....</i>	30
1.4.7.2.2. <i>Zalophus californianus.....</i>	39

2. LE GRAND DAUPHIN ET L'OTARIE EN CAPTIVITE. INTRODUCTION A L'EXAMEN CLINIQUE.....	41
2.1. LES MAMMIFERES MARINS EN CAPTIVITE ET LEUR IMPORTANCE	41
2.1.1. <i>Historiquement</i>	41
2.1.2. <i>Dans les parcs zoologiques</i>	42
2.2. CONDITIONS DE VIE EN MILIEU CAPTIF	43
2.2.1. <i>Le logement</i>	43
2.2.1.1. Disposition des locaux	43
2.2.1.2. L'environnement	43
2.2.2. <i>La nourriture</i>	45
2.2.2.1. Besoins énergétiques	45
2.2.2.2. Capacité d'ingestion en fonction de l'âge	47
2.2.2.3. Types d'alimentation et équilibre alimentaire.....	48
2.2.2.3. <i>Rythmes de vie et comportements</i>	49
2.3. INTERACTION ENTRE LES SOIGNEURS, LE VETERINAIRE ET L'ANIMAL	50
2.3.1. <i>Examen clinique à distance</i>	50
2.3.2. <i>La contention manuelle</i>	50
2.3.2.1. Principes de base préalables à toute capture	50
2.3.2.2. Capture d'individus sauvages.....	51
2.3.2.3. Contention d'animaux captifs	51
2.3.3. <i>Relevé de différents paramètres</i>	52
2.3.3.1. Précautions à prendre	52
2.3.3.2. Prise de sang.....	53
2.3.3.3. Collecte d'urine	56
2.3.3.4. Biopsie.....	57
2.3.4. <i>Examen rapproché des différents appareils</i>	57
2.3.4.1. Palpation externe	57
2.3.4.2. Autres examens	57
2.3.5. <i>Examens complémentaires</i>	58
2.3.5.1. Les différents procédés d'imagerie médicale.....	58
• La Radiologie	58
• L'échographie.....	59
• L'imagerie par résonance magnétique	60
2.3.5.2. Endoscopie	61
2.3.6. <i>Introduction du jeu pour les phases d'examen</i>	62
2.3.6.1. Définition et intérêts du dressage	62
2.3.6.2. Utilisation pratique du training chez les mammifères marins	63
3. LA CONTENTION CHIMIQUE ET LA REANIMATION.....	64
3.1. PARTICULARITES LIEES AUX GROUPES CONCERNES	64
3.2. PROTOCOLES ANESTHESIQUES.....	64
3.2.1. <i>Examen pré-anesthésique</i>	64
3.2.2. <i>Choix d'un protocole</i>	65
3.2.3. <i>Préparation du matériel</i>	66
3.3. ANESTHESIE FIXE	67
3.3.1. <i>Prémédication</i>	68
3.3.2. <i>Agents anesthésiques</i>	68
3.3.2.1. Principes actifs	68
3.3.2.2. Posologies et voies d'administration	72
3.3.2.3. Monitoring.....	75

3.3.2.4. Mesures d'urgence	79
3.4. ANESTHESIE GAZEUSE	80
3.4.1. <i>Intubation</i>	80
3.4.2. <i>Les différents agents anesthésiques gazeux</i>	82
3.4.3. <i>Le réveil</i>	83
3.5. ANESTHESIE LOCALE	83
3.6. EXEMPLES DE PROTOCOLES	83
3.6.1. <i>Anesthésie d'un Delphinidé</i>	83
3.6.1.1. Préparation du matériel et du personnel	84
3.6.1.2. Induction	84
3.6.1.3. Réveil	85
3.6.1.4. Précautions	85
3.6.2. <i>Anesthésie d'un Otariidé</i>	85
3.6.2.1. Préparation du matériel et du personnel	85
3.6.2.2. Induction	86
3.6.2.3. Réveil :	87
3.6.2.4. Précautions :	87
CONCLUSION	88
TABLE DES FIGURES	90
TABLE DES ANNEXES	92
LISTE DES ABREVIATIONS	93
ANNEXES	95
BIBLIOGRAPHIE	99

INTRODUCTION

Les mammifères marins sont-ils devenus des animaux domestiques ? La question peut paraître saugrenue si l'on se réfère aux individus sauvages mais concernant les animaux détenus en captivité depuis des années, la question peut effectivement se poser. Et pourtant, même quand il s'agit de dauphins en liberté, leur comportement prête à confusion. Par exemple, Karen Pryor, une américaine spécialisée en cétologie raconte une anecdote qui s'est déroulée dans un institut de recherche à Hawaï il y a plusieurs années de cela : l'institut possédait une sorte de piscine naturelle accolée à la mer où un couple de grands dauphins avait l'habitude de venir jouer dans la journée sans que personne ne les ait encouragés à le faire. Ils paraissaient simplement apprécier la présence humaine et le soir (on l'a su plus tard) ils restaient sur place pour se protéger des requins qui rôdaient dans les environs. Par la suite, des personnes ont appris des tours aux dauphins, comme rechercher des objets de fabrication humaine dans l'eau par exemple, activité à laquelle ils participaient apparemment avec entrain. De fait, il semble que les grands dauphins sont des animaux qui s'accoutument particulièrement bien à la captivité, ce qui ne veut pas dire que leur vie dans ces conditions est idéale, loin de là...

Ces mammifères marins sont donc devenus du fait de leur comportement joueur et de leur formidable aptitude à assimiler de nombreux exercices les ambassadeurs des mammifères marins dans les parcs zoologiques. Il en est de même pour les otaries de Californie et c'est pour cette raison que cette présente étude va se limiter à ces deux espèces principalement. En effet, de la même façon que l'anesthésie des animaux domestiques est devenu un domaine où l'empirisme est désormais exclu à la faveur de protocoles testés et mis à l'épreuve depuis plusieurs années maintenant, l'anesthésie des mammifères marins tend également vers cet état de fait.

Cependant, il a fallu apprendre les spécificités de l'anatomie de ces animaux marins qui des suites de leur longue (ré) adaptation à la vie marine ont subi d'importants changements morphologiques et physiologiques auxquels les protocoles anesthésiques doivent impérativement s'adapter.

Par la suite, les pionniers de la maintenance des mammifères marins en captivité ou en milieu sauvage ont du mettre au point des techniques pour arriver à leurs fins, c'est-à-dire élaborer des méthodes de contention adéquates, des piscines et des aquariums adaptés à la

taille et aux exigences de ces animaux et des moyens pour effectuer les examens cliniques indispensables pour évaluer leur état de santé. Par ailleurs, en cherchant à manipuler un Cétacé ou un Pinnipède en captivité, on se rend vite compte que l'aide des soigneurs ou des entraîneurs est absolument nécessaire et qu'aucun examen n'est réalisable sans eux.

Enfin, des protocoles d'anesthésie ont été mis en place, certains plus efficaces que d'autres mais chaque utilisateur doit pouvoir choisir le produit et la voie d'induction qui lui semble la plus appropriée à sa situation. Bien évidemment, dans la pratique le recours à l'anesthésie est, autant que faire se peut, évitée pour des raisons pratiques et pour minimiser le stress de l'animal mais dans certaines conditions qui seront détaillées plus loin, ceux qui veulent manipuler des mammifères marins ne peuvent se passer d'une contention chimique et cette étude a pour objectif de faciliter leur travail.

1. BIOLOGIE COMPARATIVE DE DEUX ESPECES DE MAMMIFERES MARINS DONT LA CONTENTION EN CAPTIVITE EST ROUTINIERE : LE GRAND DAUPHIN (*Tursiops truncatus*) ET L'OTARIE DE CALIFORNIE (*Zalophus californianus*).

Dans un premier temps, nous présenterons ces deux espèces qui sont les plus représentatives dans notre imaginaire humain mais aussi au sein des structures qui accueillent des mammifères marins. Nous nous attacherons à décrire les spécificités biologiques, anatomiques et physiologiques qui rendent la pratique de l'anesthésie sur ces animaux si particulière.

1.1. CLASSIFICATION

1.1.1. Histoire des mammifères marins

Le phylum des mammifères marins (cf. figure 1) est l'un des plus complexes depuis l'avènement des mammifères il y a 65 millions d'années. Les Siréniens et les Cétacés ont suivi une évolution encore plus singulière dans cet ensemble car ils représentent des animaux terrestres qui sont retournés à la mer définitivement. Il est en effet indubitable que les Cétacés ont eu au cours de leur ontogenèse 4 pattes, car il arrive parfois, mais c'est très rare, que des baleines naissent avec de petites pattes arrière munies de 3 doigts (63).

De nos jours, il est communément admis que l'ordre des Cétacés est divisé en 3 sous ordres : les Archéocètes (taxon uniquement représenté par des formes fossiles), les Mysticètes (étymologiquement cétacés à fanons ou baleines) et enfin les Odontocètes (étymologiquement cétacés à dents) (80).

A la base de cette bifurcation évolutive, on retrouve des ongulés primitifs terrestres et herbivores, les Condylarthres qui sont les ancêtres putatifs du cheval, du chameau, du bison, de la girafe, de l'hippopotame et donc des cétacés. Selon une étude du professeur Hasegawa Masami sur l'ADN mitochondrial de plusieurs mammifères actuels et des baleines, il semblerait que les cétacés soient plus proches des Camélidés. Une autre étude sur le génome nucléaire a

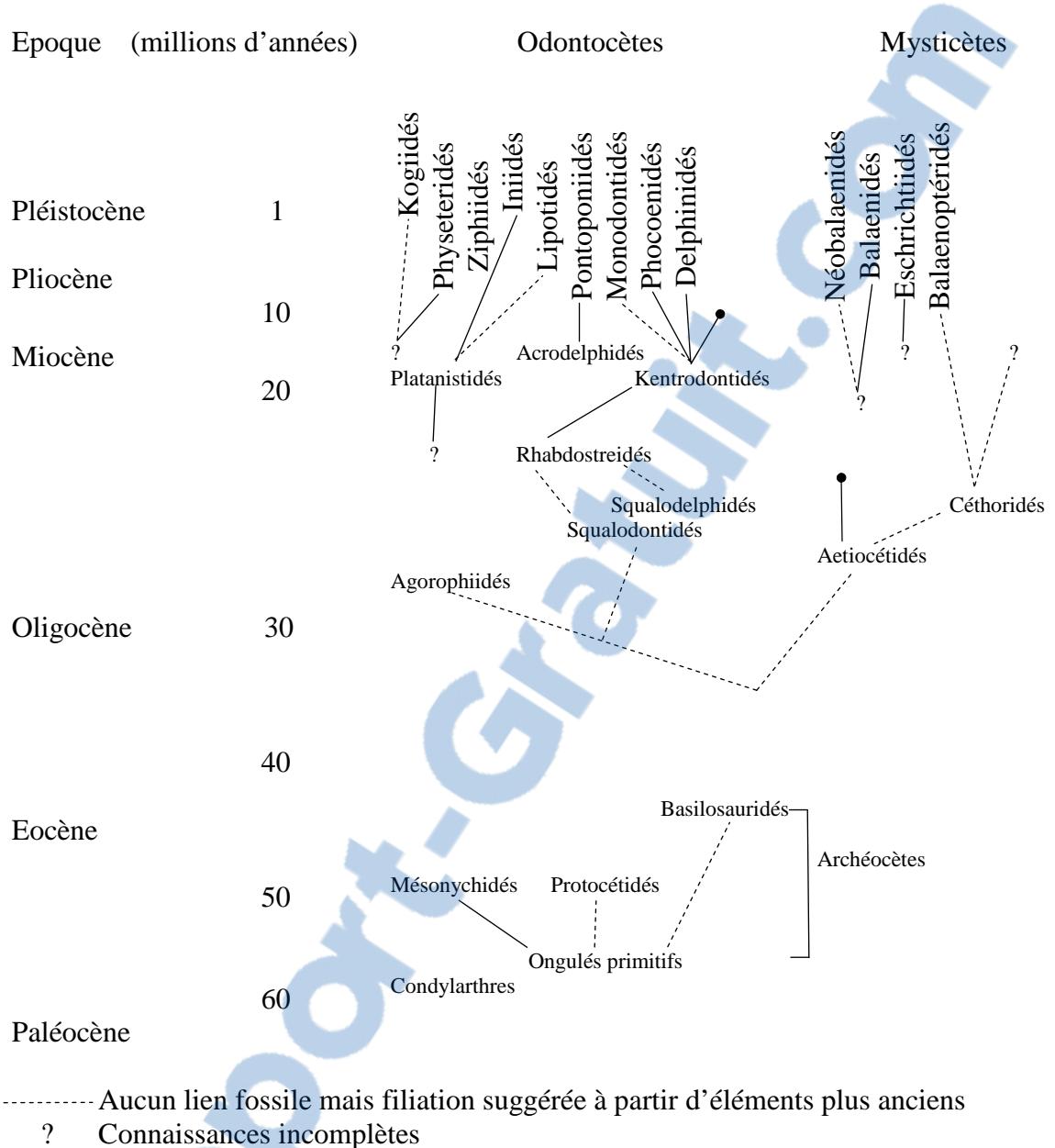


Figure 1 : Epoques géologiques d'apparition des Cétacés en millions d'années (16)

démontré par ailleurs que la structure répétitive particulière que l'on trouve dans les gènes des baleines est partagée seulement avec les ruminants et les hippopotames !

Parmi les Condylarthres, les Mesonichidés vivaient au bord de la mer et certains étaient carnivores comme le *Mesonyx* qui ressemblait à un gros chien. Du fait de son environnement hostile que l'on situe en région côtière en Asie occidentale, il semblerait qu'il ait été obligé de se nourrir en mer (80, 63).

A partir de là, leurs membres postérieurs ont commencé à régresser en même temps que leur bassin. A l'Eocène supérieur apparut le *Basilosaurus* qui mesurait 20 mètres de long.

Il est par contre très difficile de trouver les espèces intermédiaires entre l'ancêtre encore inféodés à la vie terrestre et l'animal complètement adapté à la vie aquatique. Cependant, on a trouvé au Pakistan en 1981, celui qu'on considère comme le plus archaïque de tous les cétacés, le *Pakicetus*, qui vivait il y a 55 millions d'années et mesurait 1,50 mètre de long. Ses dents ressemblaient à celles du *Mesonyx*, ses pattes arrière étaient petites et la structure de son oreille interne, bien conservée, nous indique que l'ouïe était un sens très développé chez lui. Il semble par ailleurs avoir mené une vie semi aquatique à l'image des lions de mer d'aujourd'hui (80, 63).

Par ailleurs, on a aussi retrouvé en 1994 le fossile d'un animal de 2,50 mètres de long baptisé *Ambulocetus* qui ressemblait également au *Mesonyx* mais avait aussi les caractéristiques des Archéocètes : il nageait en ramant avec ses pattes arrière et en faisait onduler sa colonne vertébrale et sa queue. Sur la terre ferme, il se déplaçait comme les phoques. Il serait par contre surprenant que l'*Ambulocetus* soit l'ancêtre des cétacés alors qu'il était contemporain du *Protocetus*, un autre genre d'Archéocète plus évolué : ses dents avaient une forme très variable, ce qui souligne l'adaptation à la disponibilité de la nourriture en milieu aquatique ; son crâne était allongé mais ses narines n'étaient pas encore remontées vers le haut du crâne et son oreille interne n'étaient pas encore adaptée à la vie sous-marine (80, 63, 16).

Par la suite, il semblerait que les Archéocètes qui étaient composés de plusieurs genres n'aient pas tous donné de descendants. Des groupes se sont éteints tandis que d'autres ont prospéré en donnant naissance aux 2 sous ordres actuels, les Mysticètes et les Odontocètes, respectivement les baleines à fanons et les baleines à dents. C'est l'hypothèse la plus partagée aujourd'hui (63) même si des pans entiers de l'histoire des cétacés restent obscurs...

Quant aux Pinnipèdes (cf. figure 2), les énigmes sont moins nombreuses même si la parenté entre les 3 principaux groupes de pinnipèdes (les *Otariidés*, les *Phocinés* et les *Odobenidés*) n'est pas complètement résolue. Notamment, la place des *Odobenidés* (les morses) n'a pas

encore été déterminée avec précision, à savoir s'ils sont plus proches des *Otariidés* (les otaries) ou bien des *Phocidés* (les phoques) (62).

Les ancêtres les plus archaïques faisaient partie du genre *Enaliarctos* (4 espèces) qui vivaient à l'oligocène supérieur et au Miocène moyen. Ils se déplaçaient à terre comme les otaries mais ses dents ressemblaient encore beaucoup à celles des carnivores terrestres. Par ailleurs, *Potamotherium*, qui vivait en Europe et en Amérique du Nord de l'Oligocène supérieur au Miocène supérieur, ressemblait à une loutre munie d'une courte queue dont les membres postérieurs présentaient des caractères dérivés retrouvés chez les phoques (62).

Actuellement, il est donc communément admis que les phoques et les morses dérivent d'un ancêtre commun (du type *Potamotherium*) différent de celui des otaries qui, lui, serait plus proche des *Ursidae*, l'*Enaliarctos* (16). L'ensemble des Pinnipèdes se situe aujourd'hui dans le sous-ordre des *Caniformia* qui comprend aussi celui des chiens, des rats laveurs, des ours et des *Mustelidae* (loutre, belette, etc.) (62).

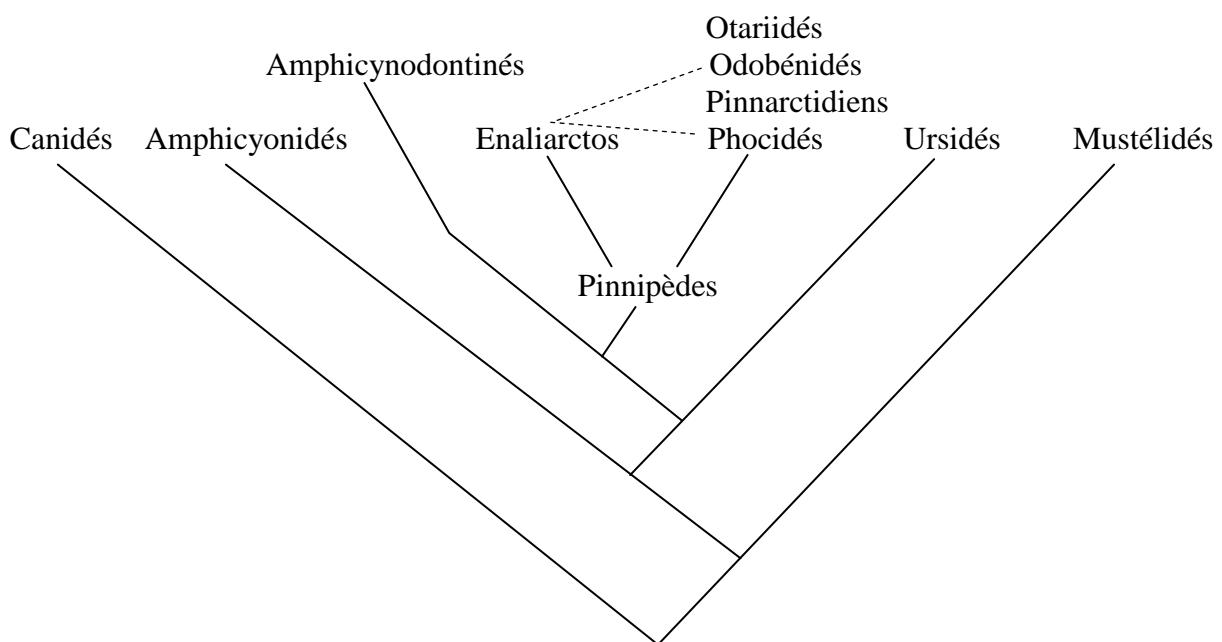


Figure 2 : Place des Pinnipèdes dans le cladogramme des carnivores (16)

1.1.2. Systématique de *Tursiops truncatus* et de *Zalophus californianus*

1.1.2.1. *Tursiops truncatus*

Origine du nom

Tursiops vient du latin « *tursio* » (qui signifie « animal ressemblant à un dauphin, mais en plus massif » d'après Pline) et du suffixe « *-ops* » (qui signifie « aspect ») ; *truncatus* qui signifie « tronqué » fait référence aux dents tronquées du spécimen type (63).

Taxonomie

Vertébré Mammifère de l'ordre des Cétacés, appartenant au sous-ordre des Odontocètes et la famille des *Delphinidae*, elle-même faisant partie de la super famille des *Delphinoidae* (63).

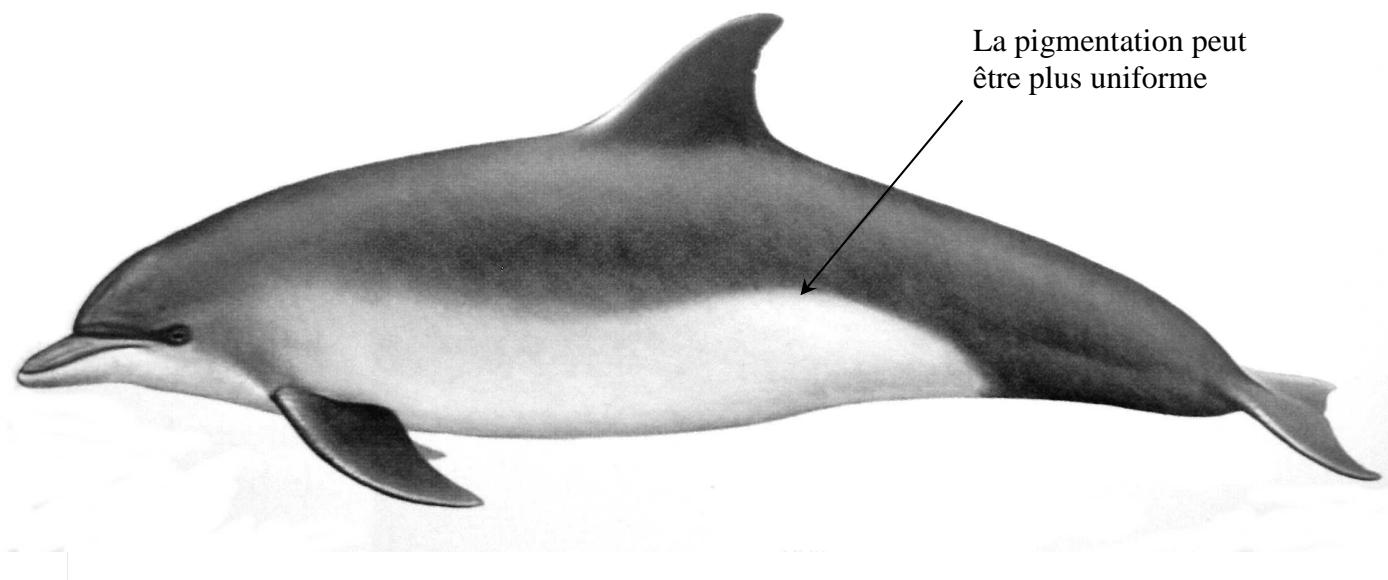


Figure 3 : Morphologie d'un *Tursiops truncatus* adulte (31)

Les *Delphinidae* sont caractérisés par une taille petite à moyenne (de 1,6 à 9,5 mètre), un bec diversement développé, voir même ébauché ou absent. Leur nageoire dorsale est présente (sauf pour *Lissodelphis*), falciforme (sauf pour *Lagenodelphis* et *Orcinus*), de hauteur et de largeur variable (63).

Le genre *Tursiops* comporte par ailleurs 2 espèces : *T. truncatus* (cf. figure 3) et *T. aduncus*. Des sous-espèces ont été reconnues dans certaines zones géographiques, comme par exemple les *Tursiops* de la Mer Noire que l'on a nommé *T. t. ponticus* (63).

1.1.2.2. *Zalophus californianus*

Taxonomie

Vertébré mammifère de l'ordre des Pinnipèdes, appartenant au sous-ordre des *Otariidae*. Le mot Pinnipède provient l'association des mots latins *pinna* et *pedis* qui donnent en français « pieds en forme de nageoire » (23).



Figure 4 : Mâle et femelle adultes otaries de Californie (*Zalophus californianus*) (31).

Il existe 2 sous-groupes au sein du sous-ordre des 14 espèces d’Otariidés qui sont les otaries à fourrure (9 espèces) et les lions de mer (5 espèces) dont fait partie *Z. californianus* (23).

1.2. BIOLOGIE ET ECOLOGIE

1.2.1. *Tursiops truncatus*

Reproduction et croissance

La maturité sexuelle n'est pas la même chez les mâles et les femelles et elle varie aussi en fonction des régions. Par ailleurs, on a pu observer des différences entre les populations captives et les individus sauvages.

La maturité sexuelle des individus femelles sauvages de la côte atlantique serait atteinte entre 7 et 14 ans pour une longueur totale comprise entre 205 cm et 251 cm. Elle est atteinte pour les femelles de Floride entre 5 et 12 ans (220-235 cm). La maturité reproductrice (cycle régulier, nombre de petits mort-nés faible, soins maternels plus efficaces, petits plus robustes) des femelles en captivité est plutôt observée vers l'âge de 7-10 ans et elles peuvent mettre bas jusqu'à 23-24 ans (13). En ce qui concerne les mâles, la maturité s'observe à partir de l'âge de

10 ans pour une taille supérieure à 260 cm (sinon les testicules sont histologiquement inactifs).

La gestation dure entre 11,5 et 12 mois (13).

La reproduction est saisonnière. En effet, même si des naissances peuvent avoir lieu tout au long de l'année, une saison de parturition a pu être mise en évidence au cours des mois les plus chauds. La taille des nouveau-nés varie de 1 à 1,3 mètre et le poids est 20,4 kg en moyenne à la naissance. L'allaitement dure entre 12 et 18 mois en général mais elle peut se poursuivre des années plus tard. Des jeunes de 7 ans ont été aperçus avec des femelles allaitantes. Le rythme des mises bas est de 2 ou 3 ans.

La maturité physique intervient à l'âge de 10-15 ans pour une taille de 245 cm. Les individus les plus âgés connus étaient un mâle de 39 ans et une femelle de 49 ans qui font partie d'un groupe de Sarasota en Floride (1990) (63).

Habitat et régime alimentaire

Tursiops truncatus est une espèce côtière qui est présente dans les golfes, les baies, les estuaires et qu'on retrouve parfois dans les cours des rivières. On peut la rencontrer aussi bien dans les eaux tropicales que dans les eaux tempérées. Son activité est plutôt sédentaire mais elle peut aussi entreprendre des déplacements plus ou moins longs loin de sa zone première, voire même des migrations.

Sa nourriture est composée d'une large variété de poissons et de céphalopodes dont les espèces varient selon la localité et la saison. Au Miami Sea Aquarium, des dauphins d'un poids moyen de 180 kg sont nourris avec environ 20 kg de poissons par jour, ce qui représente à peu près 5 % de leur poids (63).

Comportement

Ces dauphins constituent dans la nature des groupes de 2 à 15 individus, les animaux vivants dans les baies formant des groupes plus petits que ceux vivants au large. Trois types de groupe ont pu être observés dans la communauté de Sarasota (Floride 1987) : des femelles adultes accompagnées de leur petit le plus récent, des groupes de femelles et des groupes de mâles subadultes. Les mâles adultes sont observés isolés ou par paire, allant d'un groupe de femelles à un autre en y établissant des relations brèves avec celles-ci. Ces dernières sont en général toutes affiliées (46).

Ces groupes peuvent s'associer temporairement avec d'autres groupes de la même espèce ou d'autres espèces, comme *Globicephala macrorhynchus*, *Stenella attenuata*,...

Les individus sauvages sont actifs aussi bien la nuit que le jour. La chasse est un acte individuel mais elle peut aussi être collective : les dauphins agissent alors ensemble pour maintenir la cohésion des bancs de poissons. Les techniques de chasse sont variées et les dauphins peuvent aussi bien chasser à la vue que grâce à l'écho-localisation. Les comportements ludiques (sauts, accélérations, compétitions pour un objet, etc.) alternent avec les instants de repos, très courts, qui s'apparentent à des siestes (63).

Répartition

Tursiops truncatus est une espèce cosmopolite, vivant dans toutes les eaux tropicales et tempérées des 2 hémisphères. Elle est très fréquente dans la Mer Noire, Méditerranée, Mer du Golfe, Mer Rouge, Golfe d'Oman, Mer de Cortez, Golfe du Mexique (63).

Des différences significatives ont pu être mises en évidence entre 5 populations de *T. truncatus* (cf. figure 5) largement réparties entre la Mer Noire et l'océan Atlantique Nord en passant par la Méditerranée (53). Ces différences, basées sur l'étude de la diversité intraspécifique du matériel génétique nucléaire et mitochondrial au sein de ces 5 populations, ont montré qu'elles correspondaient à chaque fois à des biotopes particuliers caractérisés par une certaine salinité, une température de l'eau, une nourriture spécifique,... Ainsi, on a pu caractériser une population au nord de l'Ecosse, une deuxième en Atlantique Nord, une troisième dans le bassin méditerranéen de l'ouest, une quatrième dans le bassin méditerranéen de l'est (séparé de celui de l'ouest par la péninsule italienne) et la dernière dans la Mer du Nord. Une autre étude (54), à l'échelle mondiale cette fois ci, avait démontré la spécificité génétique et géographique de 7 groupes de *Tursiops* et mis en évidence une possible troisième espèce : *T. aduncus* d'Afrique du Sud.

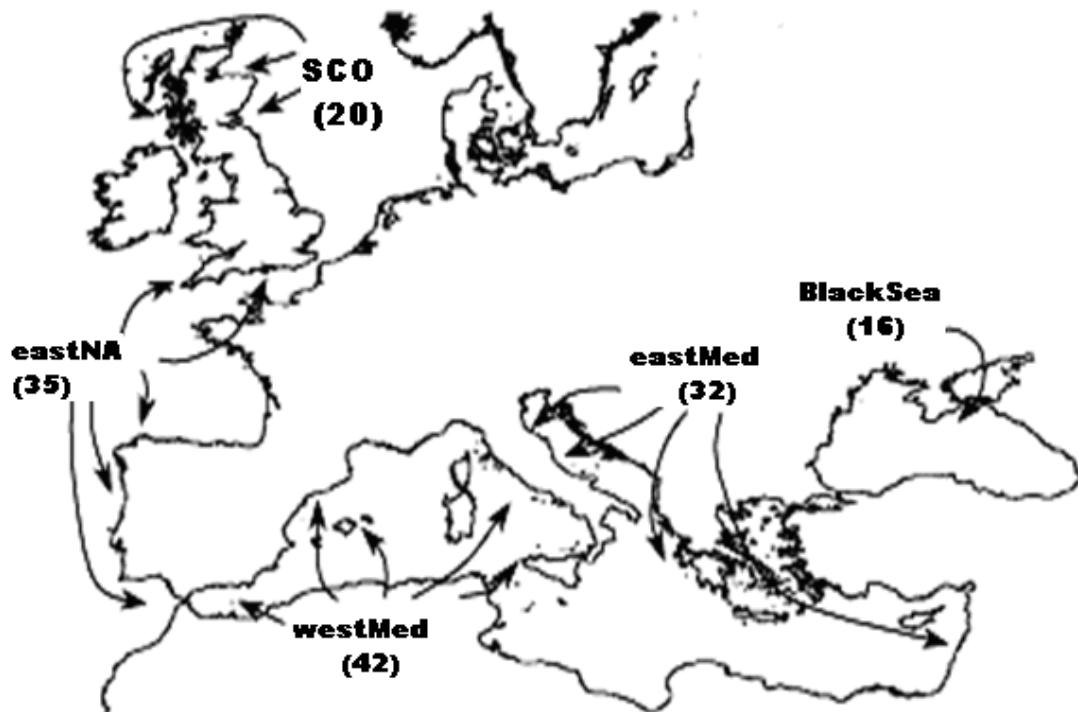


Figure 5 : Carte indiquant la localisation des échantillons.

Black Sea : Mer Noire ; eastMed : bassin méditerranéen de l'Est ; eastNA : Est de Atlantique Nord ; westMed : bassin méditerranéen de l'Ouest ; SCO : Ecosse (53)

1.2.2. *Zalophus californianus*

Reproduction et croissance

Nous disposons de peu d'information au sujet de la maturité sexuelle et de la physiologie de la reproduction de *Z. californianus*. D'après les observations effectuées sur les

populations de California Channel Islands (61), la saison des mises bas se situe entre mai et juin. La population de San Nicolas Island présente un pic d'activité en juillet. Ces constatations conduisent à penser que la gestation dure 11 mois chez ces espèces. Par ailleurs, il semblerait que les mâles acquièrent leur maturité sexuelle à 9 ans et les femelles à 6-8 ans (observations effectuées dans le Golf de Californie par Lluch-B (61)).

En général, les femelles ne donnent naissance qu'à un seul petit à la fois. A ce moment là, elles deviennent agressives et s'isolent du reste du groupe. Des études spatiales ont montré que les femelles suitées vivent dans un espace plus restreint que les autres femelles (77).

A la naissance, le poids des petits est de 6-7 kg pour une taille de 64.8 cm (61)

Par la suite, on constate un fort dimorphisme sexuel en faveur des mâles, ce qui permet par ailleurs, de distinguer les femelles des mâles. Ces derniers sont donc plus gros que les femelles et arborent également une crête sur le crâne. Celle-ci est d'ailleurs d'une teinte plus claire que le reste de la fourrure.

Régime alimentaire

Les Otaries de Californie se nourrissent habituellement de poissons, parmi lesquels on retrouve des anchois (*Engraulis mordax*), des merlus (*Merluccius productus*), des harengs (*Clupea harengus*), mais aussi des pieuvres, des calmars et parfois des oiseaux marins (61). Les observations de Peterson et Bartholomew (61), indiquent que l'otarie est un chasseur aussi bien diurne que nocturne.

Répartition

Les otaries de Californie sont séparées en 3 sous-espèces (cf. figure 6): *Z. c. californianus* est localisé plutôt sur la côte ouest de l'Amérique du Nord (de la Colombie britannique à Mexico). Cependant, les individus qui furent observés au Canada étaient exclusivement des mâles, sans que les raisons de l'absence de femelles et de jeunes ne soient tout à fait comprises. *Z. c. wollebaeki* ne se trouve que dans l'archipel des Galapagos tandis que *Z. c. japonicus*, qui n'existe plus, était une espèce japonaise (61). Des différences significatives entre ces sous-3 espèces, sur la base de l'étude de leur ADN nucléaire et mitochondrial mais aussi à partir d'observations sur leurs comportements, offrent désormais à ces Pinnipèdes le statut d'espèce à part entière (77).



Figure 6 : carte indiquant la localisation des échantillons étudiés.

CSL : Otarie de Californie ; GSL : Otarie des Galápagos; JSL : Otarie du Japon

(61)

1.3.DESCRIPTION MORPHOLOGIQUE

1.3.1. Tursiops truncatus

Taille et poids

La taille de *T. truncatus* varie selon la région considérée, en Atlantique du nord-est par exemple, la longueur peut atteindre entre 311 et 335 cm (avec un maximum de 396 cm), alors qu'en Atlantique du nord-ouest la longueur la plus fréquente est comprise entre 250 et 260 cm (pour un maximum de 309 cm). Enfin, en Mer Noire, les dauphins sont plus petits avec des spécimens allant de 124 à 310 cm (63, 25)

Dans cette espèce, les mâles sont plus grands que les femelles.

Un rapport taille/poids a été établi par Duguy 1973 à 1991 (63) sur des individus échoués sur les côtes françaises :

Sexe/taille (cm)	M/143	M/192	M/230	F/246	M/308	F/310	F/340
Poids (kg)	24	76	140	135	340	327	380

Figure 7: Rapport taille /poids de *Tursiops truncatus* échoués en France (63)

Morphologie externe

T. truncatus est le delphinidé le plus connu des biologistes car c'est l'espèce la plus commune en captivité et les documents photographiques l'illustrant sont nombreux (cf. figure 1) (63, 25).

Le bec, large et de taille moyenne, est bien délimité du melon par un sillon et la mandibule dépasse le maxillaire à l'avant. Le corps est massif dans la partie antérieure à la nageoire dorsale (bien développée et falciforme), placée à peu près à mi-corps, et s'effile après. La nageoire pectorale, de taille moyenne, se termine en pointe. La nageoire caudale présente une encoche médiane marquée que l'on retrouve chez tous les delphinidés. Le tégument des delphinidés est lisse et on note l'absence de glandes ainsi que de phanères, à l'exception des nouveau-nés chez qui subsistent des vibrisses.

Le critère de différenciation entre les mâles et les femelles se situe dans la région périnéale : les ouvertures ano-génitales femelles sont reliées par une fente, alors que ces ouvertures sont distinctes chez les mâles (63, 25).

1.3.2. *Zalophus californianus*

Taille et poids

Les mâles ont un poids moyen, pour des sujets âgés de 13 ans, de 392.5 kg et mesure 224.7 cm. Quant aux femelles, on a enregistré une moyenne de 110.6 kg pour une taille de 174.1 cm chez des femelles de 10 ans d'âge. Une femelle de 11 ans mesurait 180 cm de long. Mais, ceci n'est rien comparé aux dimensions de l'Otarie de Steller (*Eumetopias jubatus*), la plus grande espèce d'Otarie, dont les individus mâles peuvent mesurer jusqu'à 325 cm pour un poids pouvant aller jusqu'à 1000 kg, alors que les femelles ne pèsent que 273 kg au maximum pour une taille souvent égale à moins de la moitié de celle des mâles (61).

Morphologie externe

Les otaries ont un corps fuselé et hydrodynamique mais aussi des nageoires antérieures complètement glabres qui font office d'avirons et des nageoires postérieures

utilisées comme gouvernail, ce qui leur permet d'évoluer sans peine et avec souplesse dans l'eau. Sur la terre ferme, elles se servent de leurs quatre membres pour marcher, à la différence des phoques qui se traînent à l'aide de leurs pattes antérieures et qui effectuent des mouvements ondulatoires à la manière des chenilles. Une autre caractéristique chez les otaries est la présence d'oreille externe (61).

Les mâles se distinguent sans peine des femelles par leur poids et leurs attributs extérieurs (crinière par exemple) et ils possèdent également une distance ano-génitale beaucoup moins grande que chez la femelle (25).

1.4. PARTICULARITES ANATOMIQUES ET PHYSIOLOGIQUES

1.4.1. L'encéphale

1.4.1.1. *Tursiops truncatus*

Le cerveau des cétacés est très volumineux et très comprimé d'avant en arrière, ce qui est du à la migration des conduits nasaux vers l'arrière et du télescopage des os crâniens qui lui est associé. De plus, les hémisphères cérébraux sont très développés et surmontent le cervelet (63).

Grâce au coefficient d'encéphalisation (rapport du poids du cerveau sur le poids du corps) et qui sert parfois à évaluer le degré d'intelligence, on sait que le poids du cerveau des dauphins les plus encéphalisés sont situés entre celui des hommes et celui des grands singes (63).

Néanmoins, il est communément admis que le poids du cerveau n'a quasiment aucun rapport avec l'intelligence. Autrement, cela viendrait à admettre que nous, les humains, avons 17 % de capacité cognitive en moins par rapport aux néandertaliens (11)! Par ailleurs, le degré de plissement des hémisphères cérébraux est plus fort chez les dauphins que chez l'homme, même si le néocortex de l'homme est le plus épais (63).

1.4.1.2. *Zalophus californianus*

De forme plus sphérique que celui des mammifères terrestres, le cerveau des pinnipèdes présente également plus de circonvolutions. Le poids de celui de *Z. californianus* est de 375 g. Par rapport aux carnivores terrestres, l'aire olfactive est plus réduite mais l'aire auditive est, elle, plus développée.

Enfin, au cours d'une journée *Zalophus californianus* occupe environ 20.4 % de son temps en activités diverses, 54.9 % de son temps en repos éveillé, 15 % de son temps en état

de sommeil lent et 9.7 % de son temps en sommeil paradoxal. D'ailleurs, la part de sommeil paradoxal dans le temps de sommeil total est comprise entre 30 et 50 %, ce qui est considérable. Ainsi, ce qui caractérise particulièrement ces animaux c'est la répartition homogène des ces différents temps dans la journée, l'asymétrie des électroencéphalogrammes des 2 hémisphères cérébraux pendant les phases de sommeil lent et la forte part de sommeil paradoxal pendant le temps de sommeil total (48).

1.4.2. Les organes des sens

1.4.2.1. *Tursiops truncatus*

Le Grand Dauphin, comme tous les Odontocètes, ne possède pas d'appareil olfactif périphérique (nerf, bulbe, tractus) ou alors à l'état vestigial. De ce fait, il ne possède pas d'odorat (63).

En ce qui concerne la vision, par rapport aux mammifères terrestres, l'œil des cétacés en général est adapté à la plus grande densité optique de l'eau, à la dispersion et à la diffraction de la lumière par les particules en suspension dans l'eau, à la luminosité en milieu aquatique et à l'altération de la composition spectrale de la lumière selon la profondeur (63). Par ailleurs, des expériences sur *T. truncatus* (44) ont montré que l'hémisphère gauche du cerveau était dominant dans le processus d'intégration des informations visiospatiales, ce qui le différencie des autres mammifères terrestres et des oiseaux chez qui c'est l'hémisphère droit qui prédomine.

L'audition est le sens le plus développé chez les cétacés qui ont par conséquent un appareil auditif hautement sophistiqué. Dans l'eau, les ondes acoustiques parviennent à l'oreille interne non seulement par l'intermédiaire des osselets de l'ouïe mais aussi par toute la surface de la tête, grâce à la conduction osseuse, qui a une impédance acoustique voisine de celle de l'eau. Les cétacés peuvent donc percevoir nettement les ondes acoustiques émises par leur milieu ou par d'autres animaux. Les dauphins sont par ailleurs capables de percevoir et d'intégrer des ondes acoustiques qu'ils ont eux-mêmes produites. C'est la fameuse écholocalisation, un sonar qui leur permet de mieux appréhender leur environnement et de détecter leurs proies. Ainsi, les *Tursiops* peuvent produire 3 sortes d'ondes acoustiques : des sifflements, des clics d'écho-détection et des impulsions en rafale utilisées apparemment pour exprimer des émotions ou des sentiments. Les sifflements caractérisent l'individu et servent de carte d'identité, renseignent sur l'état émotionnel ou la localisation pour les autres membres de la communauté (63).



1.4.2.2. *Zalophus californianus*

Les yeux sont de grande taille, en valeur absolue comme en valeur relative (par rapport à la grosseur du corps). La vision semble aussi bonne dans l'eau qu'à l'extérieur de l'eau (62).

Les sons produits ont été divisés entre ceux émis sous l'eau et ceux émis sur la terre ferme. Ces vocalisations ont été enregistrées et analysées en étudiant leur fréquence et leurs raisons sociales. Les sons formés par les mâles ont une fréquence de 1 kHz et peuvent durer 300 ms avec un intervalle entre chaque vocalise de 200 ms. Les mâles immatures émettent un son de fréquence inférieure à 1 kHz. Ces séries de cris augmentent en cas de menace ou au contraire se stabilisent à 6-8 séries lors des « rondes » territoriales. Les femelles adultes, elles, émettent des cris de rappel pour leurs petits ainsi que des cris d'alerte. Ceux-ci durent en général entre 1 et 2 secondes pour une fréquence inférieure à 4 kHz (61). Dans le cadre des études d'impact de l'installation du réseau ACME (Acoustic Communication network for Monitoring of underwater Environment) chargé de dresser une carte des fonds marins (par émission en mer, réception et analyse d'ondes sonores à 12 kHz) afin de mieux réguler l'activité maritime européenne, on a cherché à savoir à partir de quel volume sonore un échantillon captif de phoque veau marin (*Phoca vitulina*) est dérangé dans ses activités quotidiennes (recherche de nourriture, élevage des jeunes, jeux, etc.). Ainsi, le volume sonore devient dérangeant à partir de 107 dB (43).

1.4.3. Le squelette

1.4.3.1. *Tursiops truncatus*

Nous nous intéresserons aux particularités les plus remarquables du squelette des dauphins (63). Ce squelette est donc caractérisé par une réduction voire une disparition de certains os (processus très bien conceptualisé avec la ceinture pelvienne et les membres) et par un remodelage d'autres parties (crâne, squelette axial). De plus, tous les os présentent une porosité remarquable (et remplis de graisse (80)) et une réduction de la corticale, ce qui diminue grandement le poids total du squelette.

Crâne : Tous les cétacés ont cette particularité (cf. figure 8), héritée d'une très longue évolution, c'est-à-dire avoir des narines externes situées très postérieurement au crâne. Chez les delphinidés, ce recul est tel qu'il positionne les narines caudalement aux orbites. Ainsi, les os nasaux ont été repoussés et réduits dorso-caudalement et accompagnés par une extension postérieure des prémaxillaires et des maxillaires. Ces derniers ont glissé et se sont largement étalés au dessus des frontaux qui, eux-mêmes, ont chassé les pariétaux de la voûte crânienne et sont venus s'installer dorsalement au supra-cortical. Ces profonds remaniements du crâne des cétacés portent le nom de télescopage.

L'adaptation à la vie aquatique a une entraîné des modifications de l'appareil de l'audition : le périotique s'associe au tympanique pour former le pétrotympanique qui est formé par un tissu osseux très dense. Celui est souvent retrouvé dans les sédiments fossiles et sert à la diagnose des espèces.

Le crâne de *T.truncatus* est constitué d'un rostre bien développé (plus de la moitié de la longueur du crâne), large et aplati sur toute la longueur. De 19 à 28 dents de type homodonte sont présentes sur chaque demi-mâchoire et leur diamètre, au niveau de la gencive, varie entre 6 et 10 mm.

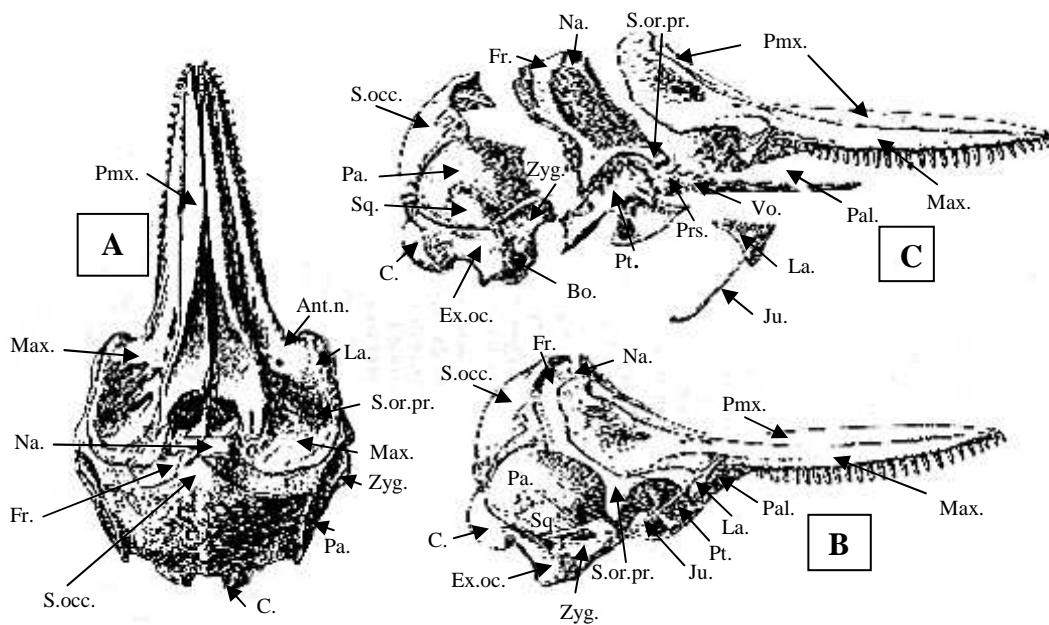


Figure 8 : Crâne de *Tursiops truncatus*, (A) vue dorsale ; (B) vue latérale droite ; (C) vue latérale droite du crâne désarticulé. Ant. n. : encoche anté-orbitaire, Bo. : basioccipital, C. : condyle occipital, Ex. oc. : exoccipital, Fr. : frontal, Ju. : jugal, La. : lacrymal, Max. : maxillaire, Na. : nasal, Pa. : parietal, Pal. : palatin, Pmx. : prémaxillaire, Prs. : présphénoïde, Pt. : ptérygoïde, S. oc. : supraoccipital, S. or. pr : processus supra-orbitaire du frontal, Sq. : squamosal, Vo. : vomer, Zyg. : apophyse zygomatique du squamosal (63)

Colonne vertébrale : La colonne vertébrale des cétacés est caractérisée par une réduction de la région cervicale et par un accroissement de la partie post-thoracique. Le nombre de vertèbre varie entre 40 et 93 selon les espèces. Chez *T.truncatus*, ce nombre est compris entre 60 et 65. Les deux premières cervicales (atlas et axis) sont soudées entre elles et la troisième peut parfois également se souder aux deux premières. On compte 12 à 14 côtes, les 2 ou 3 dernières n'étant rattachées aux vertèbres que par un ligament.

La taille des vertèbres décroît régulièrement d'avant en arrière tandis que régressent les apophyses.

Ceinture scapulaire et membre antérieur : La ceinture se réduit à une omoplate élargie en éventail. Chez les delphinidés, acromion et apophyse coracoïde sont bien développés. Concernant le membre, l'humérus est réduit et, dans une moindre mesure, le radius et l'ulna également, tandis que le nombre de phalanges augmente (hyperphalangie). La formule

phalangienne de *T. truncatus* est celle qui suit : I 1-2, II 7-8, III 6-7, IV 3-4, V 1-2. Le doigt II est le plus développé.

Ceinture pelvienne et membre postérieur : Le bassin est composé de 2 os pelviens positionnés horizontalement et de part et d'autre de la colonne vertébrale et sans rapport avec cette dernière, si ce n'est, parfois, par l'intermédiaire d'un ligament. Sur ces os s'insèrent les muscles ischio-caverneux et, chez les mâles, les piliers du pénis.

1.4.3.2. *Zalophus californianus*

Comme pour les cétacés, nous nous attacherons à présenter les singularités qui distinguent les Pinnipèdes des carnivores terrestres et, lorsqu'elles existent, celles qui différencient les otaries des phoques (62).

Crâne : Le crâne des Pinnipèdes se caractérise par une boîte crânienne volumineuse, de larges orbites séparées par une région inter-orbitaire fine, et un museau court. Le crâne des otaries se distingue de celui des phoques notamment en ce qui concerne les os nasaux et ceux environnants (cf. figure 9).

Au sujet de la denture, celle-ci, par rapport aux carnivores terrestres, compte moins de dents et la denture jugale est presque homodont : chez les adultes, il est quasiment impossible de faire la différence entre les prémolaires et les molaires.

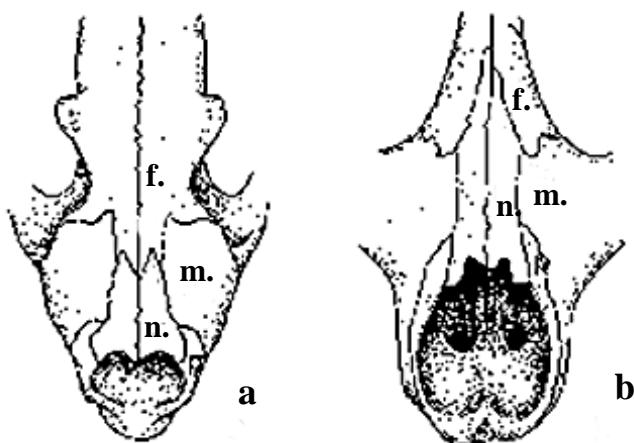


Figure 9 : Comparaison des régions nasales du crâne des Otariidés(a) et des Phocidés(b).

f. : frontal, m. : maxillaire, n. : nasal, p. : prémaxillaire (62)

Colonne vertébrale : La formule vertébrale est généralement celle-ci : CV 7, D 14-16, L 5, S 3, Cd 10-12. Par rapport aux carnivores terrestres, le segment thoracique s'allonge (en accord avec l'allongement des poumons) et la portion caudale se raccourcit.

Les différences morphologiques entre les phoques et les otaries sont cohérentes par rapport à leur mode de locomotion. Ainsi, les fortes apophyses cervicales de l'otarie sont corrélées avec la puissante musculature cervicale qui autorise une grande mobilité de la tête et du cou pendant la locomotion terrestre (rôle de balancier). De plus, les grandes apophyses de la région thoracique antérieure sont associées à la forte musculature de la partie antérieure du corps nécessaire à la nage aquatique assurée par les membres antérieurs. Chez le phoque, cette association entre de grandes apophyses et une forte musculature est plutôt localisée en région lombaire, ce qui permet des mouvements natatoires transversaux de la partie postérieure du corps.

Ceinture scapulaire et membre antérieur : Les Pinnipèdes n'ont pas de clavicule. L'omoplate des otaries présente une forte épine se dressant sur la moitié postérieure de l'écaille, si bien que la fosse supra-épineuse est deux fois plus développée que la fosse infra-épineuse. L'humérus est court et trapu et possède une forte crête deltoïde. Le radius et l'ulna sont plus longs que l'humérus. Chez les otaries, la phalange terminale porte une griffe tronquée alors qu'elle est plus développée chez les phoques.

Ceinture pelvienne et membre postérieur : Le bassin des Pinnipèdes est constitué d'un ilion raccourci et d'un ischion et d'un pubis allongé. Chez les otaries, la locomotion terrestre a entraîné l'allongement de la portion post-acétabulaire où s'insèrent de puissants muscles.

1.4.4. L'appareil digestif

1.4.4.1. *Tursiops truncatus*

Les Grands Dauphins possèdent, comme tous les cétacés, un estomac compartimenté, chaque chambre ayant une fonction précise, un peu à l'image de celui des ruminants actuels (cf. figure 10). En effet, tout comme les ruminants qui doivent compter sur leur symbiose avec des bactéries pour digérer la cellulose des plantes, les cétacés doivent aussi compter sur

des microbes symbiotiques pour digérer la chitine de certains crustacés, la mâchoire des céphalopodes ou d'autres parties qui composent leur nourriture (63, 80).

Les cétacés possèdent donc en premier lieu, un avant-estomac à la paroi musculaire très épaisse et qui porte aussi le nom « d'estomac oesophagien ». La paroi ne comporte aucune glande et cet avant-estomac sert avant tout de réservoir d'aliments où ceux-ci subissent un broyage mécanique et une autolyse rapide.

Ensuite, on retrouve l'estomac principal, à la paroi plus fine (essentiellement due à une réduction de la musculeuse), recouvert d'un abondant mucus et histologiquement proche de la muqueuse fundique de l'homme. Il n'y a pas de sphincter entre l'avant-estomac et l'estomac principal. C'est le siège de la digestion chimique (63).

Enfin, dans le prolongement de l'estomac principal, grâce au canal intermédiaire, se trouve l'estomac pylorique. D'aspect tubulaire, sa structure est simple et constante : sa muqueuse, lisse et brillante, est constituée de glandes pyloriques. Un puissant sphincter le sépare de l'ampoule duodénale (63).

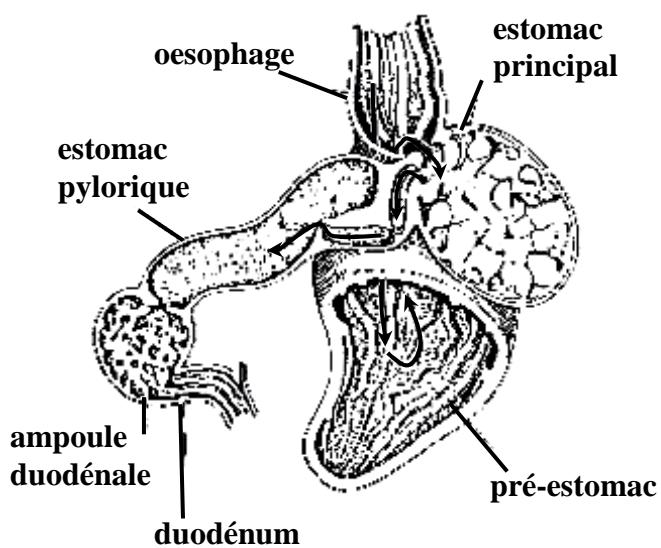


Figure 10: Différentes cavités stomacales d'un dauphin (32)

L'intestin est très long et révèle la parenté entre les cétacés et les ongulés car celui-ci peut être 9 à 10 fois plus long que le corps. Par contre, on notera l'absence de caecum et l'impossibilité de distinguer le colon de l'iléon (63).

Pour finir, la dernière particularité des cétacés est qu'ils ne possèdent pas de vésicule biliaire et n'ont donc pas de canal cholédoque ni de canal cystique (63).

1.4.4.2. *Zalophus californianus*

Le tube digestif est moins remarquable que celui des cétacés. L’œsophage peut se dilater grâce à ses plis longitudinaux et à l’abondant mucus sécrété par les glandes muqueuses pour laisser passer les proies volumineuses. L’estomac est une simple dilatation en forme de V du tube digestif et il est impossible de distinguer le duodénum du reste de l’intestin grêle. Un caecum est présent à la jonction avec le gros intestin (62). Contrairement aux cétacés, les pinnipèdes ont une vésicule biliaire.

1.4.5. L’appareil urinaire

1.4.5.1. *Tursiops truncatus*

Les reins des cétacés n’ont pas une forme en haricot, mais présentent plutôt un aspect lobulé (cf. Annexe 1 et 2). Ils se composent d’un nombre important d’unités morphologiques indépendantes, les rénicules. Ces unités permettent aux cétacés de s’affranchir des problèmes de régulation osmotique dus à la différence de concentration de sels dans les liquides corporels internes et dans le milieu ambiant, la mer. Ces rénicules sont donc de petits reins qui ont pour fonction de filtrer l’eau de mer pour ne garder que l’eau et excréter le sel en excès (8, 14, 80, 62).

1.4.5.2. *Zalophus californianus*

Les reins sont identiques, dans la structure, à ceux des cétacés. Les rénicules sont simplement moins nombreux (62).

1.4.6. L’appareil cardio-vasculaire

1.4.6.1. *Tursiops truncatus*

Chez les delphinidés, le cœur paraît aussi long que large, ce qui constitue une première différence par rapport aux mammifères terrestres (dont le cœur est plus long que large). Cette forme particulière est due à la morphologie du thorax dont la portion ventrale est plus large et plus courte, du fait de la position des poumons, de l’obliquité du diaphragme et de la forme en tonneau de la cage thoracique. Le rapport entre le poids du cœur sur le poids du corps chez *T.*

truncatus est de 0.93 %. Le poids du sang, lui, oscille entre 5 et 9 % du poids corporel total. Les pulsations cardiaques sont comprises entre 70 et 100 battements par minute (bpm) en fonction de l'activité mais peuvent descendre à 30-40 bpm en plongée (63).

Chez les cétacés, c'est le système vasculaire qui est remarquable car il possède des caractères que l'on ne retrouve que chez ces mammifères aquatiques : réseaux artériels admirables dans le thorax et dans le cou, réseaux veineux dans la cavité abdominale, dilatation des veines hépatiques et de la veine cave postérieure, présence de grosses veines à l'intérieur du canal vertébral. Ce sont vraisemblablement des adaptations à la plongée. Ces nombreux réseaux admirables (*retia mirabilia*) (cf. figure 12) participent vraisemblablement au contrôle de la pression sanguine et servent à irriguer les organes importants comme le cerveau (63).

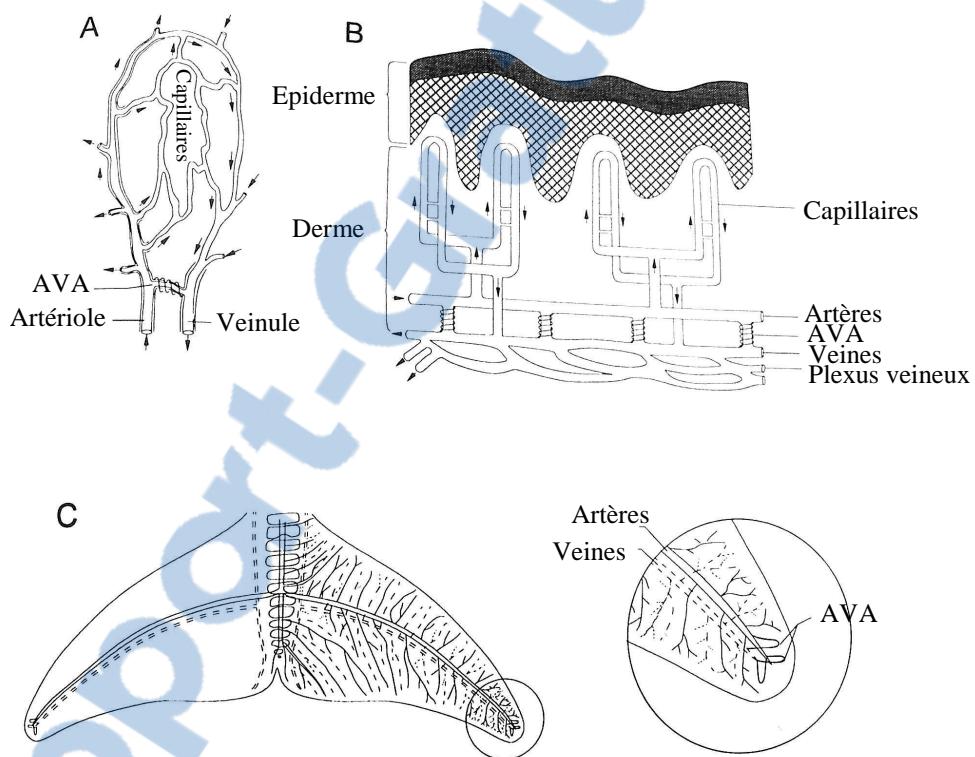


Figure 11 : Morphologie des anastomoses artérioveineuses (AVA) à l'entrée d'un réseau de capillaires (A), sous l'épiderme et jouant ainsi un rôle de thermorégulation (B) et aux extrémités de la nageoire caudale (C) (60)

De plus, on a mis en évidence dans les nageoires un dispositif de thermorégulation composé de réseaux veineux péri-artériels, anastomoses, artério-veineuses, réseaux capillaires sous-cutanés (cf. figure 11). Deux circuits vasculaires sont mobilisés selon les besoins : un système

à contre courant permet de conserver la chaleur et un autre permet au sang artériel de rejoindre le réseau veineux superficiel pour dissiper la chaleur (60, 63).

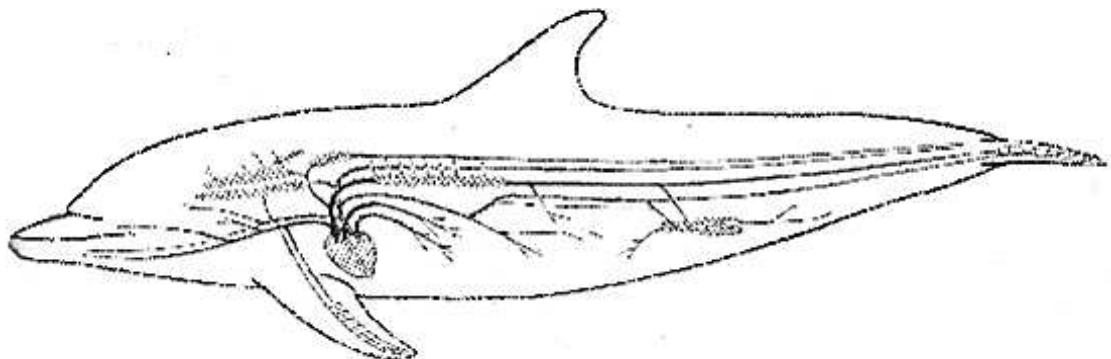


Figure 12 : Localisation des principaux réseaux admirables (*retia mirabilia*) chez *T. truncatus* (80)

1.4.6.2. *Zalophus californianus*

Le cœur est plus large et plus aplati que chez les mammifères terrestres, ce qui est une adaptation à la plongée. De plus, le *foramen ovale* du septum inter-atrial se referme plus tard (5 à 6 semaines après la naissance) par rapport aux mammifères terrestres. La crosse aortique, en forme de bulbe, est plus dilatée. Pour le reste, le système artériel reste proche de celui des mammifères terrestres (62).

Cependant, on retrouve au niveau veineux des adaptations à la plongée analogues à celles existantes chez les cétacés. Ainsi, il existe de nombreux plexus veineux anastomotiques qui relient toutes les parties du système veineux. On les retrouve dans les régions cervicale, abdominale ventrale, pelvienne ainsi que dans la musculature des membres et la peau. Ce système est le plus remarquable dans la vaste dilatation des veines hépatiques qui reçoit le sang de la veine cave postérieure. Ce dispositif, comme pour les cétacés, permet de préserver les organes vitaux lors des plongées (62).

1.4.7. L'appareil respiratoire

1.4.7.1. Anatomie

1.4.7.1.1. *Tursiops truncatus*

Voies respiratoires hautes : Les caractéristiques principales des odontocètes, et donc de *T. truncatus*, sont la coexistence d'une protubérance graisseuse (melon, cf. Annexe 3) et d'un appareil nasal très complexe dont la finalité est l'optimisation des signaux acoustiques. En effet, lors de la production d'ondes acoustiques, l'air ayant traversé le larynx peut être emmagasiné dans les diverticules nasaux. La pression exercée alors sur les narines est contenue grâce à une puissante musculature. C'est alors cette dernière qui chassera l'air des diverticules en direction des poumons et permettre ainsi son recyclage. De plus, les diverticules pleins d'air servent aussi de réflecteurs pour les ondes acoustiques (40, 47, 60).

Le larynx : Le larynx est composé des mêmes cartilages présents chez les autres mammifères et est exempt de cordes vocales. Ainsi, les cartilages arytenoïdes, en haut, et l'épiglotte en bas, s'allongent pour former un bec tubulaire à l'extrémité renflée. Un puissant muscle annulaire le maintient en place. Par ce biais, la séparation entre le conduit respiratoire et le conduit digestif est constante : les dauphins ne peuvent pas respirer par la bouche et ainsi, l'eau et les aliments ne peuvent pénétrer dans les voies respiratoires lors de l'ingestion de nourriture (cf. Annexe 3) (40, 47, 60).

La trachée et les bronches : La réduction du cou chez les cétacés s'est accompagnée d'un raccourcissement de la trachée. Ses anneaux cartilagineux sont fermés ventralement (63). Les bronches sont au nombre de trois, deux bronches principales et une bronche accessoire droite, émise par la trachée avant la bifurcation des deux bronches principales. Cet ensemble forme une large voie de diffusion gazeuse. Les cartilages maintiennent le conduit ouvert lors du passage de l'air mais s'aplatissent pendant les plongées profondes (40, 47, 60).

Les poumons et les bronchioles : Les poumons sont allongés, présentent très peu de lobulations et sont asymétriques. Le diaphragme est en position oblique. Le volume pulmonaire est proportionnellement plus faible chez les cétacés que chez les mammifères terrestres.

Les structures cartilagineuses de la trachée se prolongent jusque dans les bronchioles et entre celles-ci on trouve des muscles « sphincters » qui peuvent isoler les bronchioles de l'air contenu dans les voies respiratoires plus superficielles (40, 47, 60).

Les alvéoles pulmonaires : Elles sont constituées d'une armature conjonctivo-élastique avec sur deux faces des vaisseaux sanguins anastomosés en réseau et recouvert par un mince épithélium respiratoire. Cette double surface sanguine augmente l'efficacité des échanges d'oxygène entre l'air et le sang, et compense ainsi le faible volume pulmonaire (40, 47, 60).

1.4.7.1.2. *Zalophus californianus*

Le larynx : Le larynx des Pinnipèdes est identique dans sa structure à celui des Carnivores terrestres (47, 60).

Les poumons : Les poumons sont composés de plusieurs lobes et ceux des otaries ont une organisation asymétrique : le poumon droit est plus volumineux que le gauche, comme chez les Cétacés. Par contre, ceux des phoques sont symétriques (3 lobes de chaque côté). Le diaphragme conserve une orientation très oblique tandis que les poumons se localisent très dorsalement dans la cage thoracique, ce qui est important dans l'équilibre au sein de l'eau (47, 60).

1.4.7.2. Physiologie de la plongée

1.4.7.2.1. *Tursiops truncatus*

L'adaptation à la plongée chez le Grand Dauphin se caractérise par quatre grands aspects :

- 1 la résistance à l'asphyxie,
- 2 l'absence de pathologie de l'appareil cardio-respiratoire pendant la plongée,
- 3 les mécanismes de contrôle de la plongée,
- 4 le rôle de la fonction respiratoire pendant le sommeil.

Résistance à l'asphyxie

Après une immersion, les dauphins sont obligés de remonter à la surface pour respirer car ils sont pulmonés. En période de repos, leur rythme respiratoire est d'environ 2 à 3 cycles par minutes (47).

Par la suite, au cours d'une plongée l'apnée peut durer plusieurs minutes. Par exemple, le cachalot peut plonger pendant 60 à 80 minutes (47).

En surface, le cycle respiratoire se compose de trois phases. Tout d'abord, on a une inspiration d'une durée très brève, puis une pause qui peut parfois durer 20 s, et enfin, une expiration d'une durée très brève également. Avant une plongée profonde, l'animal effectue plusieurs cycles et la dernière inspiration lui assure une quantité d'air et une flottabilité optimales (47).

Pour parfaire ce cycle, des mécanismes physiologiques participent à l'optimisation de la respiration. En effet, à l'inspiration une grande quantité d'air entre par les voies respiratoires (cf. chapitre 1.4.7.1.1), puis l'oxygène est stocké dans les cellules et un métabolisme oxydatif particulier se met en place pendant l'apnée (47).

Concernant le stockage de l'oxygène, celui-ci est rendu possible par l'action de 3 facteurs. En premier lieu, le sang des cétacés est remarquable dans le sens où plusieurs de ses paramètres sont supérieurs à ceux des mammifères terrestres. Il s'agit du pourcentage d'hématocrite, du taux d'hémoglobine, de la capacité en oxygène et du volume sanguin. Par ailleurs, le taux d'hémoglobine augmente chez les animaux qui plongent à grande profondeur, comme le Marsouin de Dall (*Phocoenoides dalli*). Pour résumer, ces valeurs sanguines extrêmes participent à la résistance à l'asphyxie des cétacés (47).

Le deuxième facteur favorisant la résistance à l'asphyxie est l'existence de réseaux admirables dont nous avons déjà parlé précédemment. Leurs rôles sont nombreux mais il semblerait qu'ils soient essentiels en tant que réservoir de sang oxygéné, mais aussi en tant que sécurité en cas de collapsus respiratoire en plongée et enfin pour maintenir un débit sanguin constant (47).

Le dernier facteur intervenant dans la résistance à l'asphyxie est le muscle. En effet, celui-ci contient de la myoglobine dont le rôle au cours de la plongée est avéré mais discuté. Ainsi, les opinions divergent quant à sa capacité à répartir les réserves d'oxygène du Dauphin. Certains (47) pensent que l'oxygène stocké par la myoglobine est très rapidement consommé et que son rôle est de servir d'appoint pour les efforts musculaires brefs. D'autres (61) affirment que la myoglobine peut stocker de grandes quantités d'oxygène temporairement et que celles-ci sont libérées progressivement pendant les premières phases de la plongée, puis le métabolisme musculaire anaérobie prend le relais. Par ailleurs, la myoglobine des muscles locomoteurs n'est pas distribuée de manière homogène. Les concentrations les plus fortes sont localisées près de la colonne vertébrale, et dans le cas des muscles épiaxiaux, près de la queue qui fournissent le plus d'effort pendant la nage (cf. figure 13 et 14). Ceci tendrait à prouver

que la plongée modifie les concentrations et la répartition de la myoglobine en faveur des muscles qui travaillent plus et qui consomment plus d'oxygène (57). De plus, Dolar (17) a indiqué que les espèces de cétacés pélagiques (le Dauphin de Fraser ou *Lagenodelphis hosei* par exemple), donc celles qui plongent à de plus grandes profondeurs pour chasser, ont des concentrations en myoglobine plus fortes que les autres espèces de petits cétacés (le Grand Dauphin ou *Tursiops truncatus*, par exemple) (cf. figure 15).

Concernant les économies d'oxygène, différents phénomènes sont mis en place par l'organisme des cétacés pendant la plongée. A partir d'une certaine profondeur, le cœur entre

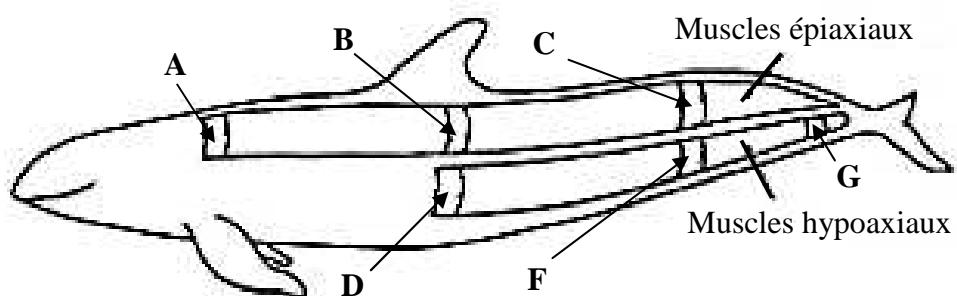


Figure 13 : Schématisation des zones de coupe qui ont servi à mesurer la concentration de myoglobine in situ dans les muscles épiaxiaux et hypoaxiaux (57)

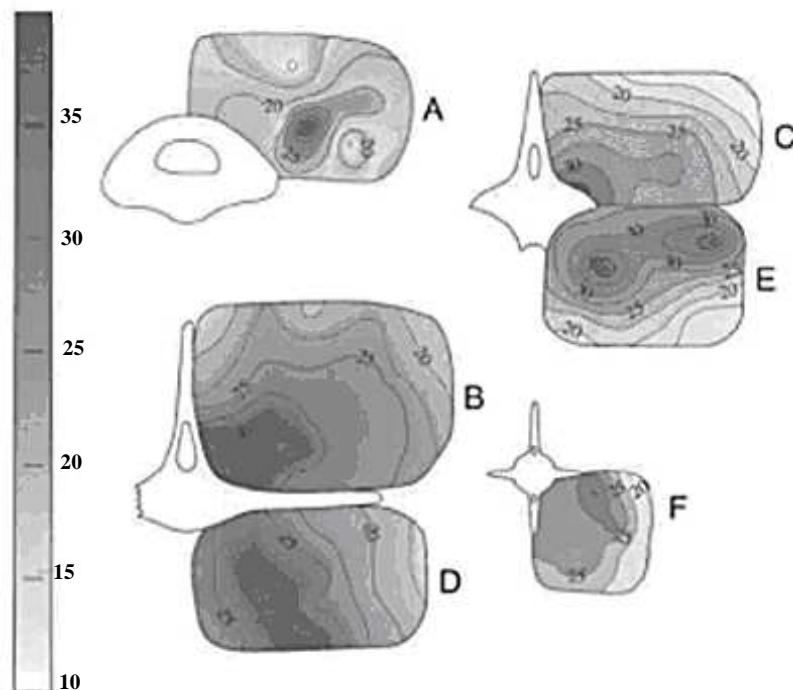


Figure 14 : Visualisation des concentrations en myoglobine (mg/g de tissu musculaire) en fonction des coupes, lesquelles sont orientées crâno-ventralement. Pour les lettres, prière de se reporter à la figure précédente (57)

Espèces	N	Mb (g/100 g de muscles)	Muscles	Capacité musculaire en O ₂ (mL/kg de muscle)
Grands Cétacés				
<i>Hyperoodon rostratus</i> Hyperoodon boréal	1	6,3	—	85,0
<i>Physeter macrocephalus</i> Cachalot	—	5,7	—	76,0
<i>Balaenoptera physalus</i> Rorqual commun	1	3,7	—	50,0
Petits Cétacés				
<i>Tursiops truncatus</i> Grand dauphin	1	3,5	Sacrospinal	44
	—	3,2	Muscles profonds	43
	—	3,4	Longissimus médial	46
	—	2,5	Extenseur de la queue	34
<i>Phocoena phocoena</i> Marsouin commun	2	4,1	—	56
<i>Stenella attenuata</i> Dauphin tacheté	5	2,5	Muscle lombaire	34
<i>Platanista indi</i> Dauphin de l'Indus	1	2,6	Muscles dorsaux et ventraux	34
<i>Delphinus delphis</i> Dauphin commun	3	3,4	Longissimus médial	46
<i>Pseudorca crassidens</i> Pseudorque	—	6,3	Longissimus médial	84
<i>Sousa chinensis</i> Dauphin à bosses du Pacifique	—	2,5	Longissimus médial	34
<i>Lagenodelphis hosei</i> Dauphin de Fraser	6	7,1	Longissimus médial	84
<i>Stenella longirostris</i> Dauphin à long bec	13	5,5	Longissimus médial	54
<i>Feresa attenuata</i> Orque pygmée	1	5,7	Longissimus médial	66

Figure 15 : Concentrations en myoglobine (Mb) et capacités musculaires en oxygène chez certains cétacés (17).

de manière significative en bradycardie. En effet, Williams et al. (74) ont enregistré les battements cardiaques de *T. truncatus* à 60 m et à 210 m (cf. figure 16) et ceux-ci étaient respectivement de 37.0 ± 1.8 bpm (N=6) et de 30.0 ± 2.2 bpm (N=6). De fait, cette bradycardie est le signe d'une diminution de la consommation d'oxygène par le cœur.

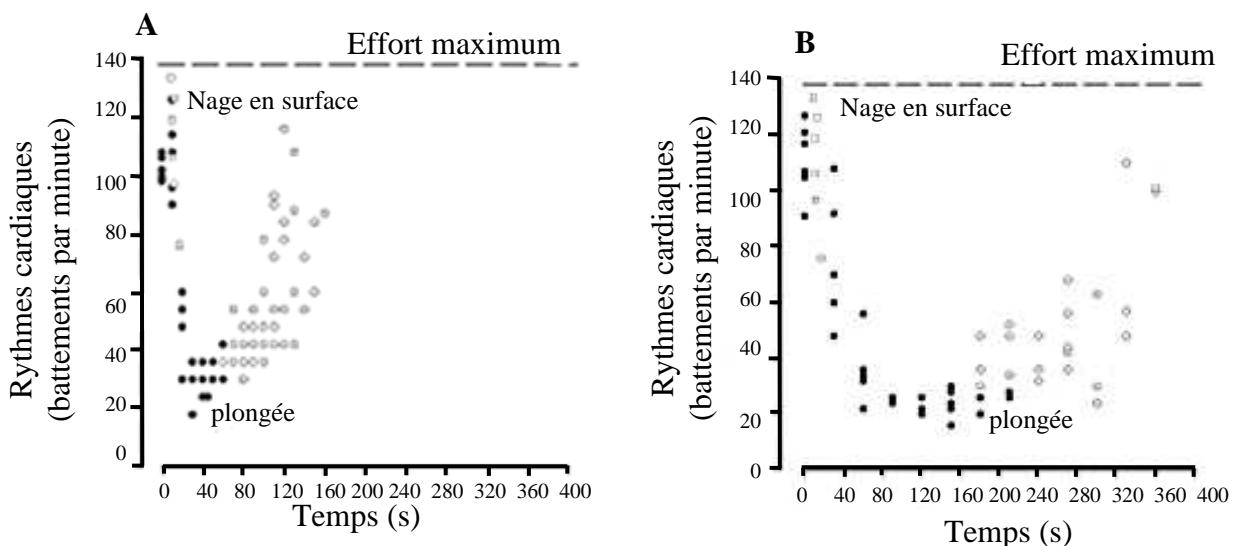


Figure 16: Battements cardiaques en relation avec le temps de plongée chez des Grands Dauphins du Pacifique. (A) représente des plongées à 60 m et (B) des plongées à 210 m.
Les points noirs représentent les battements cardiaques pendant la descente tandis que les points blancs les représentent pendant la remontée (74).

Par ailleurs, il existe une relation étroite entre le déroulement d'une plongée et les réponses physiologiques à un effort chez *T. truncatus*. On sait déjà que en fonction de la profondeur, l'apnée va initier une bradycardie mais elle entraîne aussi la transition vers le métabolisme anaérobie au fur et à mesure que les réserves en oxygène diminuent. Ainsi, l'augmentation de l'effort accélère cette transition, ce qui a pu être observé par l'augmentation de la concentration de lactate plasmatique chez les individus étudiés (cf. figure 17). En effet, elle est de 1.94 ± 0.14 mmol/L (N=5) à 60 m et elle fait un bond à 3.76 ± 0.52 mmol/L (N=7) à 210 m (74).

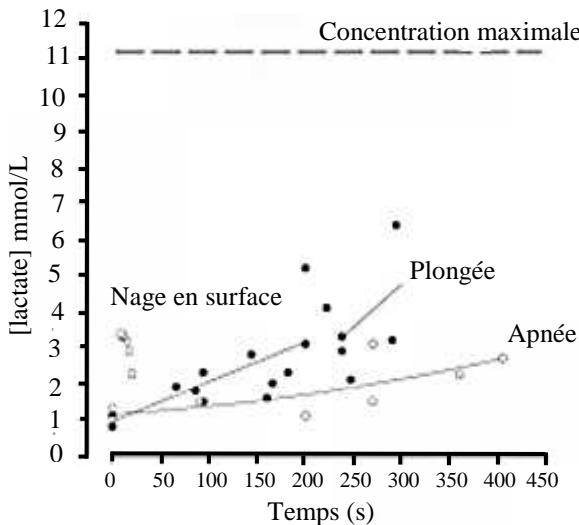


Figure 17 : Concentration de lactate plasmatique en relation avec la durée de l’apnée pendant la phase statique (points blancs), la phase de nage en plein océan (points noirs) et la phase de transition métabolique (carrés blancs). La ligne en pointillé représente la concentration maximale obtenue pour un dauphin en exercice à la surface (74).

On sait également que les Grands Dauphins sont capables de modifier leur façon de nager pendant la plongée pour économiser leur oxygène (66). En effet, le pourcentage de temps passé à se laisser glisser pendant la plongée augmente avec la profondeur (cf. figure 18 et 18bis). Ainsi, il a été relevé que pendant une plongée à 50 m, le pourcentage de temps passé à se laisser porter est de $30.3 \pm 2.8\%$ ($N=10$) et pour atteindre une profondeur de 100-112 m, le dauphin cesse de nager pendant $51.2 \pm 3.3\%$ ($N=7$). De même, pour une plongée à 16 m de profondeur, 7.1 ± 1.9 m sont effectués sans mouvements aucun tandis qu’au cours d’une plongée à 100 m de profondeur, la part sans mouvements de nage est de 43.6 ± 0.7 m, ce qui est une adaptation à la compression de plus en plus forte exercée sur les poumons.

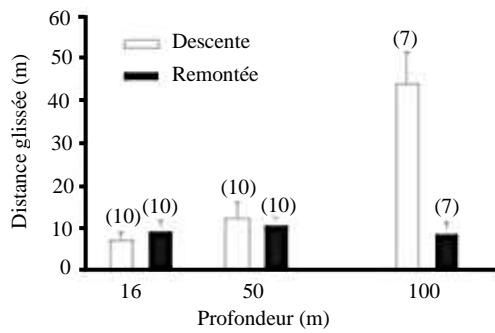


Figure 18 : Distance effectuée en « glissant » dans l'eau en relation avec la profondeur. Les chiffres entre parenthèse indiquent le nombre de plongées examinées (66).

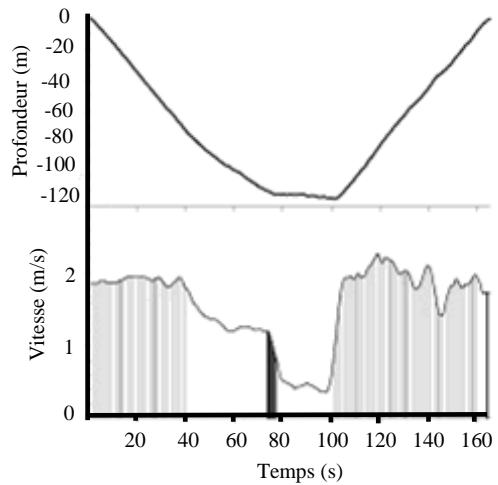


Figure 18bis : Distance effectuée en « glissant » dans l'eau en relation avec la profondeur (66)

Enfin, pour économiser l'oxygène et le réserver aux organes vitaux mais aussi pour faire face aux différences de températures pendant la plongée, un système de thermorégulation se met en place grâce à des vasoconstrictions périphériques (75). Ces échanges de chaleur entre l'organisme et l'eau sont dépendants des flux sanguins et ceux ci sont plus importants dans la nageoire dorsale et la queue par rapport aux flancs. Par exemple, il a été montré que le flux de chaleur au niveau des flancs pendant la plongée est de 42.9 ± 7.3 W/m² alors qu'il est de 126.2 ± 3.1 W/m² au niveau de la nageoire dorsale. Par ailleurs, cette vasoconstriction est étroitement reliée à la bradycardie dont nous parlions plus haut

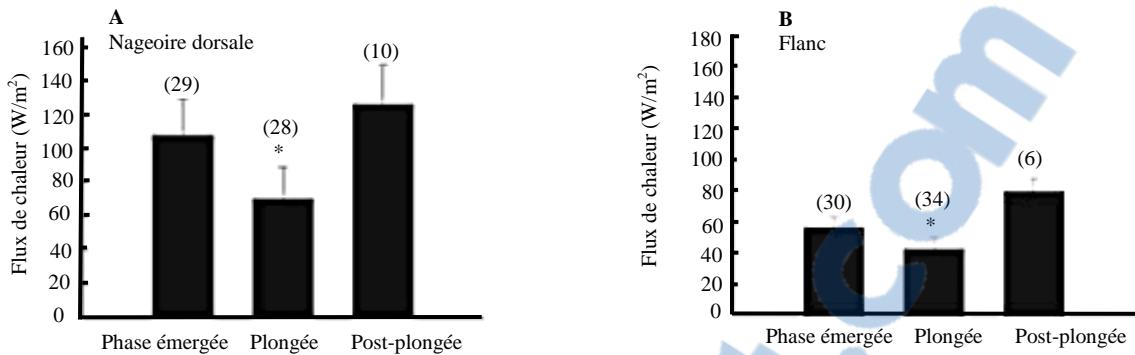


Figure 19 : Flux de chaleur pendant les périodes émergées, de plongée et de post-plongée respectivement mesurés sur la nageoire dorsale (A) et sur les flancs (B) de *T. truncatus*. Les chiffres entre parenthèse représentent le nombre de mesure à chaque période et (*) indique une différence significative entre le temps de plongée et les autres temps (75).

Résistance à la pression

Comme on l'a déjà évoqué, la pression exercée sur l'animal augmente au fur et à mesure que l'animal s'enfonce dans les profondeurs. Cette pression augmente ainsi d'1 atmosphère tous les 10 m. De ce fait, et il en est de même pour tous les mammifères qui n'ont pas de système adaptatif, ce phénomène devient problématique au moment de la remontée. En effet et c'est une situation que doivent gérer en permanence les plongeurs, pendant l'ascension, la décompression brutale des gaz conduit au dégagement de bulles d'azote dans le sang au niveau des interfaces des articulations par exemple. C'est ce qu'on appelle l'accident de décompression.

Chez les cétacés, ce problème est résolu grâce au collapsus respiratoire qui intervient pendant la plongée et à la présence de « sphincters » à tous les niveaux de l'arbre respiratoire, qui isolent les différents compartiments (47).

Pendant la plongée du dauphin, sous l'effet de la pression environnante, la cage thoracique, très flexible, se déforme et les voies respiratoires se collabent tandis que les alvéoles s'aplatissent. Ce collapsus est complètement réalisé vers 100 m de profondeur. A ce stade, l'air inspiré (réduit à un volume de 200 à 260 mL) est comprimé et emprisonné dans les sacs nasaux (de contenance de 50 mL) et les voies respiratoires supérieures. Ainsi, les alvéoles sont isolées des gaz respiratoires et, de ce fait, aucun échanges gazeux n'y a lieu, ce qui empêche le sang de se charger en azote. Le processus s'ébauche dès 10 m de profondeur et se

met définitivement en place vers 60 m. Evidemment, le processus s'inverse pendant la phase de remontée. Le « vide » qui persiste dans la cage thoracique est comblé grâce à l'expansion des réseaux admirables, gorgés de sang (47). Ce collapsus combiné à la bradycardie consécutive à l'apnée entraîne réellement une baisse des taux de N₂ dans le sang et dans les tissus (19).

Contrôle de la respiration

Les mécanismes de la respiration réflexe des mammifères terrestres sont bien connus : ils mettent en jeu des chémorécepteurs et des barorécepteurs sensibles aux pressions partielles de CO₂ et de O₂ et au pH sanguin, entre autres, et qui initient (à partir du centre respiratoire bulbaire) alors un cycle respiratoire qui permet à l'organisme de se débarrasser du gaz carbonique tout en renouvelant son oxygène.

Pour les Cétacés, ce mécanisme reste encore obscur.

Dans un premier temps, il nous faut parler du réflexe d'émergence, phénomène bien connu (47) et qui décrit l'ouverture de l'évent au moment où un groupe de récepteurs est exposé à l'air extérieur. C'est bien ce changement de milieu (eau/air) qui conditionne l'ouverture de l'évent. On a ainsi pu mettre en évidence l'acte respiratoire dès que le corps était émergé hors de l'eau. Les récepteurs mis en jeu (récepteurs tactiles et thermorécepteurs) sont très sensibles, une goutte d'eau sur l'évent suffisant à provoquer la fermeture de l'évent. Ce réflexe est inné.

C'est une adaptation importante au mode de vie aquatique et assure également à l'animal la sécurité de la respiration pendant les phases de sommeil. Son absence est létale. De nombreux Cétacés ont été observés en train de porter assistance à des congénères affaiblis ou blessés en les portant hors de l'eau à intervalle régulier pour provoquer l'acte réflexe salvateur (61, 47). Ce comportement intervient également chez les femelles vis-à-vis des nouveau-nés ou des morts-nés.

Cependant, ceci n'explique pas pourquoi l'animal remonte à la surface pour respirer. Néanmoins, il semblerait que cet acte soit à dominante volontaire. En effet, si on administre un neuroleptique ou un anesthésique général aux posologies conseillées, à un dauphin, sa respiration cesse. Or, chez les mammifères terrestres, dans ces conditions, ces substances ont pour cible les centres nerveux supérieurs. C'est la raison pour laquelle, certains auteurs estiment que le centre de la respiration se situe à ce niveau du système nerveux ou, du moins, en est intimement dépendant. La respiration ne pourrait donc s'effectuer uniquement si le

système nerveux central est en éveil. Early (47) aurait localisé ce centre de contrôle supérieur dans le *nucleus ellipticus*.

Par ailleurs, pendant la plongée le gaz carbonique s'accumule bel et bien dans l'organisme sans déclencher de mouvement respiratoire, ce qui implique que ce gaz n'est pas responsable de la stimulation du centre respiratoire, ou bien que ce centre respiratoire est moins sensible à aux variations de CO₂ chez les Cétacés. Une expérience de McCormick (50) a démontré que si l'on maintient le taux de gaz carbonique sanguin à 5 % tout en stabilisant celui de l'oxygène à 40 %, on multiplie par 2 le cycle respiratoire par rapport aux conditions normales. On obtient les mêmes résultats si on diminue le taux d'oxygène à 9-10 % avec un taux de CO₂ normal. Il semblerait donc que *T. truncatus* soit effectivement sensible aux variations du rapport CO₂/ O₂ dans le contrôle de la respiration. Néanmoins, le grand dauphin résiste plus à ces variations par rapport aux mammifères terrestres. Le taux de CO₂ susceptible de déclencher un réflexe respiratoire est alors estimé à 6-9 %.

1.4.7.2.2. *Zalophus californianus*

Nous avons déjà évoqué les particularités anatomiques des Pinnipèdes. Nous citerons à présent, les adaptations à la plongée chez ces animaux marins.

Tout d'abord, par rapport aux phoques qui plongent en inspiration, les otaries le font en inspiration partielle (47). La vitesse de nage moyenne est de 2,0-2,1 m/s pour des phoques de Weddel (7).

Les normes sanguines sont comparables (taux d'hémoglobine : 15.0 ± 2.1 g/100mL, capacité en oxygène du sang : 19.55 mL/100 mL de sang) sinon supérieures (volume sanguin : 12-13 %) à celles des Cétacés (61). Néanmoins, ces fortes capacités sanguines et les aptitudes des muscles à servir de réservoir à oxygène ne se développent qu'à partir de l'âge de 1,5-2,5 ans pour un poids de 70 kg en ce qui concerne le sang et à 4-6 ans pour un poids de 125 kg en ce qui concerne les muscles. Par ailleurs, il semblerait que du fait de leur masse, les mâles possèdent un volume sanguin supérieur à celui des femelles mais celles-ci ont des concentrations musculaires en myoglobines et une capacité à emmagasiner l'oxygène bien plus fortes que les mâles. Ceci peut s'expliquer par des différences de comportements entre les 2 sexes, les mâles grâce à leur morphologie peuvent rester en apnée plus longtemps que les femelles mais ne font pas beaucoup d'effort pour dépasser leurs limites. Alors que les femelles du fait de leur petit gabarit ont besoin d'une plus grande concentration en myoglobine pour pouvoir rester sous l'eau plus longtemps (73).

Une bradycardie se met en place en plongée comme chez les Cétacés, et elle est plus brusque et plus importante chez les phoques que chez les otaries. Par exemple, Ridgway (61) a noté que les battements cardiaques passait de 95 bpm à 20 bpm pendant une plongée.

Par ailleurs, un changement dans le flux du sang a été observé, notamment dans la zone cérébrale (61). Il semblerait également que les lions de mer (*Zalophus californianus*) soient capables d'adapter leur métabolisme, et notamment leur consommation d'oxygène et leur performance apnéeique, en fonction du temps de plongée : si celui-ci augmente, alors la métabolisme basal va augmenter et inversement (39). La consommation d'oxygène moyenne en plongée est de $4,1 \pm 0,3$ mL d'O₂/min/kg (7)

De même, un collapsus respiratoire des voies aérifères se met en place (47) lorsque l'animal plonge à certaines profondeurs (50-70 m) et le processus s'inverse à la remontée. Ce collapsus est rendu possible grâce au surfactant présent à la surface des poumons. En effet, sa composition plus riche en phospholipides (notamment la phosphatidylcholine) autorise les repliements et les gonflements successifs pendant les phases de plongée et de remontée (68). Par contre, il semblerait que la respiration reste un acte réflexe chez les Pinnipèdes. Concernant les performances, *Z. californianus* a été observé jusqu'à 73 m de profondeur mais des individus entraînés ont pu atteindre 170 à 250 m de profondeur (61). La plupart des plongées dure moins de 20 minutes, c'est-à-dire 4,5 minutes en moyenne et l'apnée la plus longue enregistrée fut de 82 minutes (7).

2. Le grand dauphin et l'otarie en captivité. Introduction à l'examen clinique.

Avant d'envisager l'anesthésie des ces animaux, il convient de les replacer dans leur contexte de vie afin de connaître les raisons de leur captivité et les obligations que cela entraîne en terme de condition de vie. Enfin, on soulignera l'importance d'une relation privilégiée et professionnelle entre l'animal et les hommes qui le soignent, ce qui est le gage d'une intervention réussie.

2.1. Les mammifères marins en captivité et leur importance

2.1.1. Historiquement

En Europe, la maintenance d'animaux non domestiques est une pratique ancienne qui remonte à quelques centaines d'années. Le premier parc zoologique moderne à vocation de recherche scientifique et ouvert au public voit le jour en 1793 à Paris. Il sera suivi par celui de Londres en 1828, d'Amsterdam en 1838 et ainsi de suite dans toute l'Europe.

Par rapport aux autres mammifères, les Cétacés à dents ne firent leur apparition au sein des parcs zoologiques que récemment. En effet des exigences matérielles et humaines, des connaissances sur la qualité de l'eau, les besoins nutritionnels et comportementaux et des soins vétérinaires spécifiques expliquent ce développement tardif. C'est entre les années 1950-1960 que vont naître aux Etats-Unis les bases de la maintenance des Cétacés. L'Europe suivra en ouvrant son premier centre dédié à l'étude des dauphins en 1963 à Riccione. Les premières naissances réussies survinrent à la fin des années 1980.

Par la suite, l'approfondissement de nos connaissances sur ces animaux se fera à travers des échanges et des discussions entre les soigneurs, les biologistes et les vétérinaires, notamment lors de conférences et la première du genre sur le vieux continent fut l'*European Association of Aquatic Mammals* en 1972.

Au cours du temps, certaines espèces de Cétacés se révéleront plus facile à maintenir que d'autres. En effet, 67 individus sauvages de *Phocoena phocoena* ont été maintenus en captivité de 1962 à 1976 afin d'étudier leurs propriétés bioacoustiques et physiologiques (1). La plupart de ces animaux furent prélevés dans les eaux danoises où ils étaient emprisonnés dans des filets de pêche. Pendant ces 14 années d'observation, 7 moururent durant le

transport, 25 en moins d'un mois et 35 survécurent au-delà d'un mois. Et parmi ces rescapés, le record de longévité fut de 39 mois. Chez les animaux qui vécurent le plus longtemps, des troubles cardio-pulmonaires associés à une forte infestation de vers pulmonaires prédominèrent dans les analyses nécropsiques, ce qui pourrait être mis en parallèle avec une possible intoxication au chlore des piscines. Ainsi, lorsque la concentration en chloramine dans l'eau est importante et que la ventilation de l'air au dessus de l'eau est insuffisante, la concentration de chloramine dans l'air peut devenir potentiellement toxique. On pourrait donc associer l'augmentation de la mortalité (de 44 à 79 %) chez les marsouins communs qui vécurent plus d'un mois avec la période de chloration. On sait aussi que dans les mêmes conditions, les *Tursiops sp.* ne présentent aucun trouble. Il apparaît donc que *P. phocoena* est une espèce particulièrement difficile à maintenir (33).

2.1.2. Dans les parcs zoologiques

La population de grands dauphins (*Tursiops truncatus*) au sein des structures européennes a été estimée au 1^{er} janvier 1998 à 181 individus avec une répartition de 70 mâles et 111 femelles. Parmi cette population, il y a des individus sauvages et ceux nés en captivité. Ainsi, au sein de la population d'individus sauvages, on comptabilise 29,1 % de mâles tandis qu'au sein de la population de dauphins nés en captivité (35, 4 % de la population totale), on observe 56,3 % de mâles. L'âge moyen des mâles nés en captivité est de 6,4 ans et celui des femelles nées en captivité est de 4,3 ans. Chez les dauphins d'origine sauvage, l'âge moyen des mâles est de 20,2 ans et celui des femelles d'origine sauvage est de 19,2 ans (33).

Par ailleurs avec une proportion de 1 % d'individus de deuxième génération (F2 c'est-à-dire issu d'un père F1 et d'une mère d'origine sauvage), la population européenne tend à se rapprocher lentement de l'évolution de la population nord américaine où cette proportion est de 8 %. On estime que des individus F3 apparaîtront en Europe dans une dizaine d'années. De plus, le nombre de mâles d'origine sauvage est, on l'a vu, assez faible au regard d'autres difficultés inhérentes à la reproduction (stérilité, mâles désintéressés,...), il est donc impératif que les mâles nés en captivité deviennent plus efficaces dans les années à venir (33).

Le sexe ratio penche largement en faveur des femelles âgées de plus de 10 ans, ce qui s'explique par le fait que ces individus sont quasiment tous d'origine sauvage. Cependant, chez les individus nés en captivité et âgés la plupart du temps de moins de 10 ans, le sexe ratio est assez équilibré (43,8 % de femelles) (33).

2.2. Conditions de vie en milieu captif

2.2.1. Le logement

2.2.1.1. Disposition des locaux

Les Cétacés ont continuellement besoin de nager contrairement aux Pinnipèdes qui vont sur des plages pendant les phases de repos par exemple. Les piscines circulaires sont préférées à celles à angles droits car le flux de l'eau est plus naturel et les risques d'abrasions sont plus faibles. Par ailleurs, les grands volumes sont particulièrement indiqués pour le bien être des animaux mais ils sont moins pratiques pour les inspections et pour l'entretien (26, 30, 59).

En ce qui concerne le sol des plages, celui-ci doit bien évidemment être similaire à celui qui tapisse le fond des piscines, à savoir non abrasif et assez lisse pour que les Pinnipèdes puisse y glisser sans risque sur le ventre, facile à nettoyer et résistant à l'usure physique et chimique (chlore par exemple) (26, 23).

Dans l'idéal, les Pinnipèdes se sentent mieux quand ils nagent librement dans leur bassin mais on doit pouvoir les isoler dans des enclos au besoin. Ceux-ci doivent être situés dans un endroit calme (à l'abri des visiteurs), bien ventilé, propre et nettoyé régulièrement. Les cages devront être construites dans un matériau non toxique (éviter le plomb), résistant à la corrosion et non abrasif. Ceci est possible avec du revêtement en vinyle, du grillage galvanisé ou de l'acier inoxydable. Les barreaux des cages devront être assez étroits pour empêcher une gueule de s'y faufiler (26).

Bien entendu, une zone de quarantaine devra être aménagée pour isoler tout individu nouvellement arrivé ou malade. Evidemment, cet espace devra être disposé de la même façon que pour les autres animaux (26).

2.2.1.2. L'environnement

On considère en règle générale que la longueur de la piscine doit être supérieure au moins à deux fois la taille de l'animal et la profondeur ne doit pas être inférieure à deux fois et demi cette taille. Ce sont des dimensions minimales qui sont à pondérer avec les habitudes comportementales des animaux. Aux Etats-Unis, ces dimensions sont réglementées par les Services de l'Inspection de la Santé Animale et des Plantes et par le Ministère Américain de l'Agriculture (30, 59, 23). En effet, les Cétacés actifs et pélagiques comme les marsouins de Dall (*Phocoenoides dalli*) ont besoin de plus d'espace que les grands dauphins (*Tursiops*

truncatus) ou les bélugas (*Delphinapterus leucas*) qui sont plus sédentaires. Pour des Pinnipèdes hyperactifs comme les otaries de Californie (*Zalophus californianus*), il faut une piscine et une plage plus importante que pour de placides éléphants de mer (*Mirounga sp.*) (26, 30).

Concernant la qualité de l'eau, la supériorité de l'eau de mer par rapport à l'eau douce est indéniable et lorsqu'on peut utiliser de l'eau de mer naturelle c'est encore mieux.

Autrement, on peut la préparer en mélangeant du sel de sodium avec de l'eau pour obtenir une concentration de 25-35 % et un pH de 7,5- 8,2. Si on maintient continuellement des animaux en eau douce, il convient de leur ménager des bains réguliers en eau salée et pour les Pinnipèdes qui sont maintenus en eau salée exclusivement, il faut leur permettre d'accéder librement à des bains d'eau douces (26). Il a notamment été rapporté des problèmes oculaires chez des Pinnipèdes maintenus exclusivement dans de l'eau douce (30). Par ailleurs, l'administration Américaine recommande de ne pas excéder 1000 coliformes/ 100 mL d'eau (59).

Pour l'éclairage, il conviendra d'imiter les photopériodes naturelles à l'aide de spots qui produisent des longueurs d'ondes naturelles. C'est particulièrement important si on veut faire de la reproduction (26, 30).

Les mammifères marins peuvent réguler leur température interne à l'aide la couche de graisse qui recouvre leur corps et de leur système vasculaire périphérique. Cependant, la température de l'eau et de l'air qui entoure les animaux devra aussi prendre en compte les paramètres de leurs conditions de vie sauvage. En effet, les grands dauphins ont l'habitude de vivre dans des eaux de 10 à 28°C alors que les bélugas et les orques sont plus à leur aise dans des eaux de 2 à 20°C. De même, les phoques qui vivent naturellement sous des climats polaires ne sont pas dérangés par des températures de -20°C. Par ailleurs, il est reconnu que les Pinnipèdes sont plus sensibles aux températures hautes qu'aux basses et une température ambiante de 26-28°C est la limite supérieure à ne pas dépasser (26, 30).

Une ventilation correcte des locaux devra aussi être aménagée pour faciliter l'oxygénéation et le recyclage de l'air. On évite ainsi la stagnation d'aérosols toxiques responsables d'affections respiratoires (Cf. supra). Le volume d'air du local devrait pouvoir être renouvelé au moins 10 fois en une heure (26).

2.2.2. La nourriture

2.2.2.1. Besoins énergétiques

Avant d'évoquer les spécificités des mammifères marins en terme de besoins énergétiques, il est bon de souligner qu'en règle générale, ceux-ci varient en fonction de la taille de l'animal, de son poids, de son niveau d'activité, de son état sexuel, des dépenses pour sa thermorégulation et éventuellement celles pour sa croissance s'il s'agit d'un jeune. Toutes ces composantes peuvent être réunies au sein d'un même paramètre qui permet d'exprimer l'énergie d'entretien et l'énergie dépensée au cours d'une activité : c'est le taux métabolique (79).

Le taux métabolique basal permet de prendre en compte toutes les dépenses énergétiques liées au fonctionnement métabolique normal de l'organisme, c'est-à-dire celui qui permet à l'animal de vivre tout simplement. Il s'agit donc d'une estimation des dépenses corrélées aux fonctions respiratoires, cardiaques, ... Ce paramètre s'obtient grâce à la formule de Kleiber (1975) :

$$\text{Taux Métabolique (TM)} : 3,4 \times M^{0,75}$$

avec un taux métabolique, ou Besoin d'Entretien en watts et M la masse de l'animal en kilogramme. Ainsi, pour certains phoques et quelques adultes Odontocètes cette équation est une bonne estimation du besoin d'entretien quotidien. Par ailleurs, des mesures indirectes réalisées en estimant la consommation d'oxygène grâce au volume pulmonaire d'individus morts ou en tenant compte de la surface corporelle confirment la proximité des besoins d'entretien entre les mammifères terrestres et les cétacés. Quelques évolutions anatomiques permettent de compenser ce qui aurait pu être un surcoût énergétique, comme les testicules par exemple dont la température est régulée grâce au réseau admirable.

Les dépenses métaboliques des mammifères marins restent stables dans des intervalles de température étonnamment larges, notamment pour le phoque de Groenland (*Pagophilus groenlandicus*) qui supporte sans problème une température de l'eau comprise entre 0 et 30°C. En ce qui concerne les Otaries de Californie (*Zalophus californianus*), leur résistance aux écarts de température est plus faible puisqu'en dessous de 15°C et au-delà de 25°C dans l'eau, leur TM augmente. Pour les petits Cétacés, et plus particulièrement pour les marsouins communs (*Phocoena phocoena*), leur TM n'augmente pas tant que la température de l'eau ne descend pas en dessous de 15°C (79). Ces intervalles de température sont aussi appelés zone de neutralité thermique.

Il est possible de mesurer le coût énergétique de la locomotion chez les mammifères marins grâce à une équation similaire à celle de Kleiber et il apparaît que nager coûte moins d'énergie que courir pour les mammifères terrestres, ce qui se conçoit aisément quand on tient compte de certains facteurs comme la flottabilité. Ainsi, pour un Grand Dauphin qui se déplace à 2,1 m/s, la dépense énergétique est de 1,29 J/kg/m.

En intégrant le besoin d'entretien quotidien, le coût énergétique lié au transport et en se situant dans une zone de neutralité thermique, on peut approcher le besoin énergétique global des mammifères marins et estimer ainsi l'apport nécessaire. Cependant, connaître la quantité d'énergie à apporter sous forme de nourriture n'est pas satisfaisant puisque les mammifères marins, comme tous les autres animaux, ne peuvent absorber tous les nutriments et toute l'énergie contenus dans leur alimentation. Par conséquent, l'énergie contenue dans un aliment (EA) peut être considérée comme la somme de différentes parties comme l'énergie digestible (ED) dont une partie est perdue dans les fèces (EF) et l'énergie métabolisable (EM) qui donne l'énergie utile (ER) (celle qui sert à la régénération des tissus, à la lactation, ...) une fois retranchée la part qui est rejetée dans les urines (EU). Par ailleurs, une fraction non négligeable de l'énergie métabolisable et de l'énergie digestible est transformée en chaleur (Q) inévitablement.

En intégrant toutes ces informations, on peut maintenant calculer la quantité de nourriture nécessaire pour satisfaire les besoins énergétiques d'un mammifère marin adulte non gravide et se situant dans la zone de neutralité thermique. Prenons pour exemple, un phoque adulte de 100 kg qui mange des harengs et qui nage à la vitesse de 1 m/s 6 heures par jour.

D'après l'équation de Kleiber, le besoin d'entretien quotidien est :

$$TM \text{ ou } BEQ = 3,4 \times (100)^{0,75} = 107,5 \text{ W (ou J/s)}$$

Cependant, l'expression des besoins métaboliques n'est pas aisée avec le watts, c'est pour cela qu'il vaut mieux le convertir en megajoules par jour (MJ/j) ($1 \text{ W} = 0,0864 \text{ MJ/j}$). On obtient donc $BEQ = 9,29 \text{ MJ/jour}$.

Le coût énergétique net du à la locomotion (EL) pour un phoque de 100 kg égale à peu près à 0,15 MJ/km ($EL = [(1,5 + 1,04 \times \text{vitesse}^{1,42}) - (BEQ \text{ en J/s/kg})] / \text{vitesse} = 0,0015 \text{ MJ/kg/km} \times 100 \text{ kg}$). On sait par ailleurs que le phoque nage 21,6 km par jour ($[1 \text{ m/s} \times 21600 \text{ s}] / 1000 \text{ m/km}$), donc la dépense quotidienne est :

$$0,15 \text{ MJ/km} \times 21,6 \text{ km/jour} = 3,24 \text{ MJ/jour}$$

De plus, on sait que des pertes irréversibles ont lieu au cours de la digestion, celles imputables aux pertes de chaleur ($0,17 \times EA$) et celles dues aux féces et aux urines ($0,15 \times EA$). On obtient alors pour EA :

$$EA = EF + EU + Q + (BEQ + locomotion)$$

$$EA = (0,15 \times EA) + (0,17 \times EA) + (9,29 + 3,24)$$

$$EA = 18,4 \text{ MJ/jour}$$

Enfin on sait que les harengs ont une valeur énergétique de 7,8 MJ/kg, donc il faut en distribuer 2,4 kg par jour pour satisfaire les besoins énergétiques quotidiens d'un phoque de 100 kg.

On sait par ailleurs, que des femelles otaries de Californie (*Zalophus californianus*) ont besoin quand elles n'allaitent pas de 23,1 à 32 MJ/jour soit 3-4 kg de harengs par jour et pendant la lactation, ces besoins restent stables à la valeur de $19,4 \pm 0,6$ MJ/jour (76).

2.2.2.2. Capacité d'ingestion en fonction de l'âge

Nous avons déjà indiqué dans les chapitres précédents (1.2.1.) la capacité d'ingestion des dauphins adultes en captivité, ces derniers étant capables d'ingérer 5 % de leur poids moyen par jour (Miami Sea Aquarium). De nouvelles données ont été produites par Kastelein (42) à travers une étude menée au sein des aquariums du Windsor Safari Park, Angleterre et de Harderwijk Marine Mammal Park, Pays-Bas. Ces travaux ont montré que la consommation moyenne annuelle de poissons (65 % de harengs, 30 % de maquereaux et 5 % de calamars) chez des individus mâles ou chez femelles non-gestantes ou non-allaitantes était de 2000 kg. Cette consommation augmente sensiblement pendant la gestation mais fait un bond de 58-97 % pendant l'allaitement par rapport à une année sans reproduction. Par ailleurs et aussi bien chez les mâles que chez les femelles, les dauphins étudiés grandissent régulièrement jusqu'à l'âge de 4-5 ans où leur poids se stabilise. Les petits se mettent à manger des poissons dès l'âge de 8-18 mois et leur masse corporelle augmente de 100-125 kg par mois. Néanmoins et alors que l'âge du sevrage est de 18 mois, les jeunes continuent à téter leurs mères jusqu'à l'âge de 14-37 mois.

Les résultats de cette étude sont également à mettre en parallèle avec le mode de vie de ces animaux qui vivent en captivité par rapport à leurs homologues sauvages. Dans le cas présent, on peut essayer de rapprocher l'énergie dépensée par les dauphins sauvages qui cherchent activement leur nourriture et celle dépensée par les dauphins en captivité qui ne chassent pas pour s'alimenter, certe, mais qui passent 24 heures par jour à nager, à jouer et à

s'entraîner. De plus et même s'il est difficile de comparer la qualité diététique de la nourriture proposée aux dauphins captifs par rapport à celle consommée par les individus sauvages, il semblerait que cette dernière soit moins riche qu'un régime exclusivement composé de harengs et de maquereaux (18430 kJ/kg).

2.2.2.3. Types d'alimentation et équilibre alimentaire

L'alimentation des mammifères marins en captivité est forcément limitée pour des raisons de coût et de disponibilité en poissons frais et de ce fait, ils ne mangent pas exactement la même chose que dans leur milieu naturel.

Les espèces de poissons les plus distribuées proviennent souvent des mers froides: lieus, éperlans, capelans, harengs, maquereaux, calmars,...Par ailleurs, la teneur en matière grasse chez certains poissons change du tout au tout selon les saisons. En effet, le harengs contient 2-4 % de matière grasse au printemps et entre 15 et 20 % en hiver, ce qui modifie complètement la valeur énergétique par kilogramme de hareng. Ces variations doivent impérativement être pris en compte dans l'élaboration du repas (79).

Les animaux nourris exclusivement avec des poissons riches en thiaminase (harengs, anchois, maquereaux,...) peuvent présenter des carences en thiamine. Si l'on ne peut se passer de ce type de poissons, il faut compléter la nourriture avec de la thiamine à raison de 25 mg/kg de poissons (79).

En captivité, les mammifères marins peuvent également souffrir d'hyponatrémie du fait de la faible teneur en sel des aliments, seule source de sodium dans l'environnement. Dans leur milieu naturel, les Cétacés et les Pinnipèdes se nourrissent d'une grande variété de proies dont des crustacés très riches en minéraux et ingèrent par accident une certaine quantité d'eau de mer, ce qui les prémunis de tout déséquilibre ionique. Pour corriger la natrémie chez des animaux carencés, on peut injecter du NaCl directement dans l'animal (100-200 mg/kg en intraperitoneal) ou supplémenter l'alimentation à raison de 3 g NaCl/kg de poissons(79).

En ce qui concerne les vitamines, les poissons frais contiennent généralement toutes les vitamines A, E, D et C nécessaires. Cependant, il a été noté des inégalités dans l'aptitude à synthétiser la vitamine C, notamment les phoques barbus (*Erignathus barbatus*) sont capables d'en synthétiser alors que les otaries de Californie (*Zalophus californianus*), les grands dauphins (*Tursiops truncatus*) et les pseudorques (*Pseudorca crassidens*) par exemple en sont incapables (79).

2.2.3. Rythmes de vie et comportements

Des études ont montré que des animaux maintenus en captivité dans des environnements pauvres sont plus stressés et que la confrontation régulière à des stimuli réduisait les comportements stéréotypés, l'inactivité et la léthargie (28). Ceci est d'autant plus vrai pour les mammifères marins qui vivent souvent dans des piscines à quatre murs avec un sol nu et percé de jets d'eau. De plus, pour des raisons pratiques liées à l'entretien des piscines mais aussi pour prévenir tout type d'incident, celles-ci sont dépourvues d'objets. Enfin, le comportement de recherche de nourriture est abandonné du fait que celle-ci est distribuée à heure fixe chaque jour par les soigneurs pour des raisons pratiques et diététiques.

On ne peut nier cependant que cette absence de stimulation n'est pas la volonté première des personnes qui maintiennent en captivité les mammifères marins mais plutôt des conséquences malheureuses d'une démarche qui privilégie la bonne santé au bien être psychologique. Ainsi, on se retrouve avec des animaux qui expriment une activité sexuelle exacerbée, des comportements stéréotypés, une focalisation exagérée sur un objet qui traîne dans la piscine ou bien sur un autre animal (congénère, tortue, otaries,...) (28).

Pour remédier à ces troubles, des expériences d'enrichissement ont été effectuées : en ajoutant des jouets dans une piscine où vivaient des marsouins communs (*Phocoena phocoena*), Amundin (28) a diminué le temps passé à effectuer des comportements stéréotypés (tourner en rond par exemple) en le faisant évoluer de 95 % du temps à 16 % du temps quelques mois après l'introduction des jouets. Cependant, ces derniers devront être changés régulièrement pour éviter une habituation. Les expériences de renforcement qui consistent à donner l'opportunité à l'animal de modifier ou d'interagir avec son environnement afin d'obtenir de la nourriture par exemple ont un effet bénéfique sur leur comportement et leur bien-être (46).

Enfin, des expériences ont montré l'intérêt d'une interaction forte entre le soigneur et l'animal. En effet, les comportements stéréotypés diminuèrent chez des Otaries de Steller (*Eumetopias jubatus*) qui reçurent trois sessions d'entraînement par semaine par rapport à celles qui ne voyaient les soigneurs qu'au moment du nourrissage (28). Par conséquent, les sessions d'entraînements sont elles aussi positives pour le bien-être des animaux captifs, à condition évidemment que ceux-ci ne soient pas contraints. En effet, tous les soigneurs savent que le meilleur moyen d'obtenir quelque chose d'un animal est le renforcement positif : c'est une procédure qui consiste à augmenter la probabilité de fréquence d'apparition d'un comportement suite à un stimulus appétitif contingent à une réponse. Par exemple, en

récompensant ou en félicitant l'animal lorsqu'il fait ce que l'on désire, on augmente les chances qu'il reproduise son action lors d'une prochaine demande. C'est de cette façon que les soigneurs peuvent entraîner leurs animaux à se laisser manipuler pendant l'examen clinique (cf. infra).

2.3. Interaction entre les soigneurs, le vétérinaire et l'animal

Au sein des structures qui hébergent des mammifères marins, toute manipulation est réfléchie et évaluée longtemps à l'avance afin de minimiser le stress de l'animal. En effet, l'expérience de l'animalier doit s'allier aux connaissances biologiques, techniques et pharmacologiques du vétérinaires afin d'intervenir rapidement et efficacement sur l'animal. Certaines techniques d'examen présentées ci-après ne nécessitent pas de contention chimique pour immobiliser l'animal, cependant pour certaines d'entre elles il n'est pas possible de se passer de l'anesthésie soit à cause de la technique en elle-même ou soit à cause de l'animal.

2.3.1. Examen clinique à distance

Avant toute intervention, on observe l'animal de loin afin de noter ses particularités comportementales, son attitude, sa façon de se mouvoir et la présence ou non d'anomalies sur le corps. La connaissance de l'apparence et du comportement normal de l'animal est un préalable indispensable pour cet examen. En effet, pour détecter un mouvement anormal, il convient de connaître parfaitement le système musculo-squelettique de l'animal (30).

2.3.2. La contention manuelle

2.3.2.1. Principes de base préalables à toute capture

Lorsque le comportement de l'animal le permet, on privilégie l'immobilisation mécanique à la contention chimique car par définition une anesthésie comporte toujours un risque pour l'animal même si le stress engendré par la capture n'est pas négligeable non plus. En effet, cette intervention de l'homme est vécue par l'animal comme une agression et celle-ci entraîne une hyperactivité du catabolisme glucidique, lipidique et protidique. L'hyperglycémie, dans un premier temps et sous l'égide du cortisol, est entretenue par la glycogénolyse hépatique et la néoglucogenèse. Puis l'augmentation de l'acide lactique dans le sang et la baisse du pH sanguin et musculaire, consécutives à l'action des catécholamines et de l'hypoxie assombrissent le tableau clinique. De plus, une leucopénie se met en place par la

suite et l'immunodéficience achève d'affaiblir l'animal. Toutes ces complications peuvent être atténuées par une capture rapide et de courte durée (6).

2.3.2.2. Capture d'individus sauvages

Lors d'études de population, les scientifiques ont recours à certaines techniques afin de capturer les mammifères marins sauvages dans leur milieu naturel. En ce qui concerne les Cétacés, deux manières d'opérer prédominent. L'une de ces techniques consiste à encercler un groupe de dauphins avec un filet en nylon de 52 gauge de diamètre d'à peu près 350 m de long et 7 m de profondeur avec des mailles de 20 cm de large. Une fois un groupe pris au piège, le cercle est réduit jusqu'à acculer les animaux. Il est impératif que le nombre d'individus capturés ne soit pas supérieur au nombre de personnes présent sur le bateau pendant l'opération pour éviter toute complication. La deuxième technique est la plus facile à mettre en place lorsqu'on ne souhaite attraper qu'un seul individu. Elle consiste à se placer à la proue d'un bateau et d'attendre le moment où un groupe de Cétacés fait surface pour lancer un filet relié au pont du navire devant l'animal et l'envelopper entièrement (12).

Pour capturer des Pinnipèdes sauvages, on utilise fréquemment un filet circulaire de type « Wally » qui mesure 4 m de diamètre avec des mailles de 5-15 cm de large. Le périmètre peut être composé d'un anneau de métal ou simplement de corde. La manœuvre consiste à attirer la cible à l'intérieur du filet mis à plat et une fois l'animal au centre, 3 ou 4 personnes soulèvent l'ensemble du dispositif par les côtes afin de l'envelopper entièrement (cf. Annexe 6) et les bords du périmètre sont rapprochés afin de refermer le filet (12).

2.3.2.3. Contention d'animaux captifs

Pour attraper des phoques de moins de 50 kg, un nombre restreint de personnes est nécessaire. Par contre, il est important d'agir sur la terre ferme car l'animal est trop leste pour être piégé dans l'eau (22, 23). Une méthode courante consiste à acculer l'animal dans un coin en se protégeant derrière une planche suffisamment haute et large pour servir de bouclier. Ensuite une personne suffit pour immobiliser l'animal dans un premier temps : on lui jette une serviette sur la tête pour le calmer puis on bloque la tête en plaçant ses mains derrière la nuque de l'animal ou bien en s'asseyant carrément entre ses épaules et en maintenant fermement la tête avec ses deux mains (cf. Annexe 7). Il ne faut pas oublier que l'on doit maintenir l'animal tout en évitant de lui nuire et surtout en se protégeant de la gueule (22, 6). De plus, une deuxième personne peut se mettre derrière pour contenir les deux membres

antérieurs afin d'éviter que l'animal se retourne ou se débatte trop violemment. Les individus plus gros peuvent être attrapés au lasso ou bien au filet mais cette dernière méthode est déconseillée si l'on veut effectuer des prises de sang ou des examens plus poussés (22, 23).

Des cages (cf. Annexe 5) ont également été spécialement conçues pour capturer les mammifères marins. On les dispose au fond de la piscine et on y attire l'animal-cible avec de la nourriture. Une fois à l'intérieur, on rabat la partie haute et on emprisonne ainsi l'animal. On remonte alors le tout sur la berge et on effectue les examens nécessaires. La respiration des animaux fait alors l'objet d'attention particulière et on les arrose régulièrement pour éviter l'assèchement de la peau et l'hyperthermie (22, 23, 71).

Pour isoler un dauphin dans une piscine, on peut utiliser une variante de la technique du filet circulaire (cf. 2.3.2.2.). Ainsi, un filet que l'on aura lesté au fond et maintenu à la surface grâce à des ballonnets afin de prévenir toute fuite enserre la cible pour l'amener progressivement dans un coin. Là, un soigneur place une civière sous l'animal et on le soulève hors de la piscine (cf. Annexe 4). Si le cétacé est particulièrement difficile à attraper, on peut vider la piscine pour l'isoler dans une faible profondeur d'eau (22). Cependant, cette méthode présente plusieurs inconvénients (71): gaspillage de l'eau évacuée, temps de vidange incompatible avec une situation d'urgence, mobilisation d'un grande nombre d'intervenants. Pour ces raisons et dans la mesure du possible, on préférera utiliser un plancher élévateur. Bien entendu, la meilleure méthode pour réaliser un examen clinique sur un Cétacé consiste à l'inciter à venir s'échouer sur la plage dans le cadre du training (cf. infra).

2.3.3. Relevé de différents paramètres

2.3.3.1. Précautions à prendre

Une fois l'animal immobilisé ou entravé, il convient de lui épargner tout dommage physique. En effet, sous les effets conjugués du soleil et du vent, la peau des Cétacés peut s'assécher très rapidement, et ceci est d'autant plus vrai pour les yeux. Il est alors nécessaire d'arroser de manière continue l'animal ou bien de le recouvrir d'une couverture humide pour éviter ce dessèchement et l'hyperthermie. Par ailleurs, on peut diminuer ces risques en procédant à ces intervention tôt le matin ou dans la soirée pour bénéficier de température plus douces (22).

Des mesures préventives sont prises également pour contenir les nageoires pectorales et caudales afin d'éviter tout incident sur les manipulateurs. Pour ce faire, des personnes

seront spécialement affectées à la contention des membres et un linge sera placé sur la tête de l'animal pour lui obstruer la vue (22, 30, 71).

Après l'examen, la réintroduction dans la piscine doit se faire de la façon la plus douce possible. Si l'animal est allongé sur un brancard, on le fait rouler du bord de la piscine pour le faire tomber dans l'eau. De là, un assistant doit amener l'animal au centre de celle-ci et s'assurer qu'il reprenne un cycle de respiration normal (22).

2.3.3.2. Prise de sang

Chez les mammifères terrestres domestiques (chien, chat, cheval,...), un examen biochimique de certains paramètres sanguins est indispensable au préalable à toute intervention anesthésique afin de s'assurer de l'intégrité des fonctions hépatiques et rénales. Evidemment, les fonctions cardiaques et respiratoires sont vérifiées à travers un examen clinique complet qui comprend l'examen des muqueuses, l'auscultation et la succussion.

Chez les mammifères marins les informations apportées par la palpation ou l'auscultation sont biaisées du fait de la couche graisseuse qui recouvre entièrement le corps de l'animal (59). C'est ainsi que les informations apportées par une prise de sang prennent une autre dimension et apportent des informations capitales sur le fonctionnement des organes (65).

- **Technique**

En ce qui concerne les Cétacés, les ponctions veineuses sont généralement effectuées sur les veines caudales, sur la veine de la nageoire pectorale ou bien sur les veines de la nageoire dorsale (27, 22, 59, 65, 60) :

- C'est le plus souvent les vaisseaux de la queue qui sont les plus facile à ponctionner même si une certaine expérience est indispensable pour réussir la manœuvre. En effet, un gros vaisseau court en zone ventrale à la base de la queue mais il n'est pas visible ni palpable. Mais on le devine quand on exerce une pression en amont.
- La veine de la nageoire pectorale est utilisée quand on ne désire qu'une petite quantité de sang et il faut alors faire compression à la base de la nageoire en face dorsale et ponctionner perpendiculairement à la peau.
- Chez les grands Cétacés comme les orques, on peut prélever du sang sur les multiples vaisseaux superficiels présents sur la nageoire dorsale (cf Annexe 8 et 9).

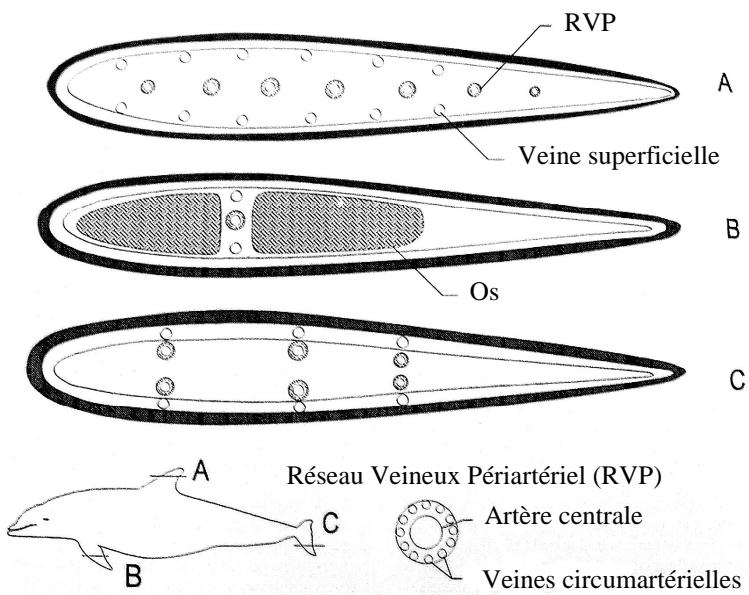


Figure 20 : Coupes transversales de la nageoire dorsale (A), d'une nageoire pectorale (B) et de la nageoire caudale (C) permettant d'apprécier la disposition des réseaux veineux périartériels (RVP) utilisés lors des ponctions sanguines (60)

Chez les Pinnipèdes, il est possible de ponctionner du sang à plusieurs endroits différents (27, 24, 22, 30, 38, 23, 65, 49) :

- Dans la veine glutéale coccygienne à travers une encoche latérale ménagée par la jonction entre le sacrum et l'ilium (cf. Annexe 11). C'est une voie très utilisée pour les Otariidés.
- Dans le sinus veineux créé par la confluence des veines jugulaires internes et externes et la veine interne thoracique. Il faut tranquilliser l'animal, le mettre sur le dos et la tête en extension. On fait compression au dessus du sternum et on utilise une aiguille de 18-20 gauge (1,22-0,91 mm de diamètre) au moins. On peut y prélever de gros volumes.
- Dans la veine intervertébrale en zone lombaire en prenant soin de bien ponctionner entre 2 processus épineux (généralement à partir de L4 et jusqu'à L7) à l'aide d'une aiguille de 18 ou 20 gauge en fonction de la taille de l'animal (cf. figure 19). Pour ce faire, on repère les crêtes iliaques et on reporte l'espace entre les deux saillies osseuses sur l'axe sagittal. On ponctionne alors selon un axe de 30° environ. Il faut être prudent quand on prélève du sang dans cette zone car si on se situe trop caudalement, on risque de toucher la veine iliaque externe qui court le long de la queue de cheval de la

colonne spinale et de ce fait, une blessure pourrait causer une parésie voire une paralysie de l'arrière train. Cette voie est plus facile chez les Phocidés que chez les Otariidés (cf. Annexe 10) car chez ces derniers, la veine intervertébrale est plus petite.

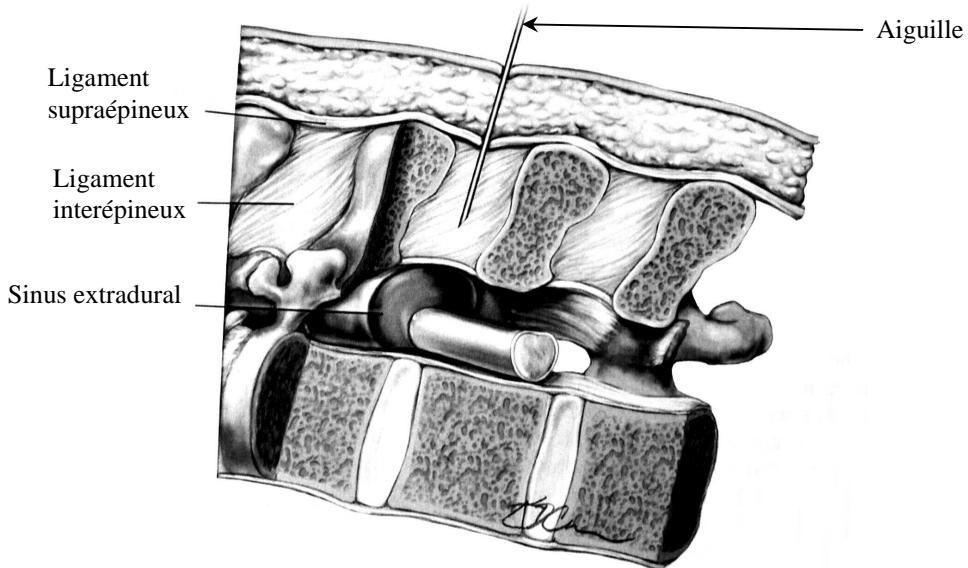


Figure 21 : Schéma d'une coupe sagittale de la zone vertébrale lombaire d'un phoque permettant d'apprécier une prise de sang dans le sinus extradural (49).

- Pour de petits volumes, on peut utiliser la veine interdigitale de la nageoire thoracique en face plantaire. On utilise la zone très irriguée située à la naissance de la palmure interdigitale. L'aiguille est enfoncee dans un angle de 10-20° par rapport au plan de la patte. Il faut bien comprimer le site de la ponction ensuite pour éviter une microhémorragie car le sang obtenu est un mélange de sang veineux et artériel. Ce n'est pas une voie très utilisée chez les Otariidés.

- De plus, il ne faut pas oublier que les vaisseaux sanguins sont situés plus profondément chez ces animaux marins pour conserver la chaleur corporelle, il faut donc utiliser des aiguilles longues et ne pas hésiter à l'enfoncer franchement.

Certains animaux peuvent être entraînés à présenter leurs nageoires pour les prises de sang et ainsi réduire considérablement les risques pour le manipulateur et l'animal, notamment pour les gros individus (27, 22, 30, 23, 59).

- **Résultats hématologiques :**

La prise de sang est un acte essentiel en médecine des animaux marins, surtout pour les animaux en captivité qui ne peuvent pas être manipulés facilement. Elle donne ainsi des informations essentielles sur l'état de santé de l'animal à un instant t et permet de suivre son

évolution dans le temps. Par exemple, après un prélèvement sanguin, la mesure du temps de coagulation, du pourcentage d'hématocrite, de la concentration en protéine sérique, la numération/formule sanguine, la concentration en fer et en fibrinogène sont des paramètres qui renseignent sur la réaction inflammatoire et donc une éventuelle pathologie.

On a déjà évoqué les particularités hématologiques des Cétacés, notamment une plus grande concentration en hémoglobine par rapport aux mammifères terrestres, un hématocrite plus élevé (30 à 70 %), un volume sanguin plus grand que celui des mammifères terrestres (10 à 22 % du poids corporel) (3) et un nombre de globules rouges plus élevé chez les jeunes que chez les adultes.

Comme chez les mammifères terrestres, les marqueurs enzymatiques lésionnels et fonctionnels du foie sont l'ALAnine Transférase (ALAT), l'ASpartate AminoTransférase (ASAT) et la Lactate DesHydrogénase (LDH). Cependant, ces marqueurs sont présents dans le sang aussi bien pour une infection ou une intoxication hépatique que lors de lésions musculaires. Leur interprétation doit donc être sujette à caution.

L'Alkaline Phosphatase (ALP) est un marqueur de réaction inflammatoire chez les Cétacés et indique également l'état d'embonpoint de l'animal : une faible concentration accompagne une perte de poids et vice versa.

Par ailleurs, du fait de la vie marine, les concentrations en Sodium (Na) et en Chlorure (Cl) sont 10 % plus élevées que chez les mammifères terrestres.

En ce qui concerne les Pinnipèdes, les valeurs biochimiques du sang sont comparables à celles des mammifères terrestres.

Par contre, on a déjà mentionné les carences en Sodium qui peuvent résulter de la vie en captivité. Il faut alors apporter un supplément par voie orale ou par voie intraveineuse. Il ne faut pas oublier qu'en dessous de 130 mEq/L, il faut supplémenter d'urgence l'animal par voie veineuse avec du NaCl hypertonique et poursuivre oralement avec du poisson salé à raison de 3-4 g/kg de poids vif.

Enfin, la concentration de glucose dans le sang des jeunes Pinnipèdes est assez élevée et elle excède souvent 90 mg/dL (23, 59).

2.3.3.3. Collecte d'urine

La récolte d'urine peut se faire lors de miction spontanée ou par cathétérisation de l'urètre chez les Pinnipèdes comme cela est réalisé chez les carnivores domestiques. Sur des otaries tranquillisées, on peut obtenir de l'urine par taxis externe de la vessie ou bien par cystocentèse. Les données actuelles de nos connaissances sont insuffisantes pour analyser les

changements dus à la déshydratation ou aux affections. On peut tout au plus détecter certains parasites comme les leptospires ou des xénobiotiques hydrosolubles comme l'acide domoïque (22, 30).

2.3.3.4. Biopsie

Certains chercheurs ont parfois besoin de prélever des morceaux de peau ou de tissu graisseux. Il faut alors anesthésier l'animal et avoir recours à une biopsie punch ou bien prélever au bistouri. Ensuite, la plaie n'est pas refermée pour qu'elle cicatrice par seconde intention (27, 30).

2.3.4. Examen rapproché des différents appareils

2.3.4.1. Palpation externe

La palpation et l'examen visuel du corps et des membres permet d'apprécier l'intégrité du tégument, la présence ou non de déformation, de zones chaudes, froides ou tout simplement enflammées.

La mobilisation des membres permet de constater le bon fonctionnement des articulations, la présence ou non de douleur due à une arthrose, une arthrite ou une fracture.

Si on peut encore aisément palper l'abdomen d'une Otarie, il est par contre plus difficile de le faire sur des Cétacés à cause de la couche de graisse qui entoure leur corps (27, 30).

2.3.4.2. Autres examens

La pesée de l'animal apporte des informations précieuses sur son état général. C'est un examen facile à faire si l'animal est habitué à monter sur la balance.

Du fait du stress de la contention, la prise de la température corporelle et du rythme cardiaque n'apporte que peu d'information. De même, les mouvements respiratoires sont très peu utilisables quand les animaux sont stressés et par ailleurs, les Pinnipèdes sont capables de retenir leur souffle quand ils sont contents physiquement.

Une auscultation ou une percussion donnent des résultats frustrants chez un adulte à cause de la couche de graisse cutanée mais chez des animaux jeunes ou maigres, on peut diagnostiquer des désordres respiratoires (27, 23, 59).

2.3.5. Examens complémentaires

Lorsque l’animal est tranquillisé (chimiquement, physiquement ou par training), on peut lui faire subir un certain nombre d’examens complémentaires identiques à ceux pratiqués chez les animaux domestiques.

2.3.5.1. Les différents procédés d’imagerie médicale

- **La Radiologie**

L’utilisation des rayons X sur des Cétacés et des Pinnipèdes ne date pas d’hier même si elle fut réservée à un usage descriptif ou scientifique uniquement. Son utilisation médicale en tant qu’auxiliaire pour le diagnostic d’affection est, elle plus récente (27, 30, 69).

Le principe consiste à envoyer des rayons sur un objet. Ces rayons déviés par l’objet vont aller stimuler un film contenu dans une cassette. Les électrons de phosphore du film vont s’exciter et imprimer une image de l’objet sur le film. Cette image sera ensuite révélée par des bains successifs dans un révélateur ou par un lecteur si l’on dispose d’un appareil de radiographie numérique. Celui-ci offre par ailleurs l’avantage de manipuler l’image obtenue afin de faciliter la lecture (69).

Quelques descriptions anatomiques sont disponibles sur les Pinnipèdes et les Cétacés (58, 15) mais le clinicien devra autant que possible prendre des clichés radiographiques sur des animaux sains pour pouvoir détecter par la suite des états pathologiques (69).

Un des problèmes majeurs lorsqu’on désire avoir recours à une technique d’imagerie est que ce sont rarement des appareils portables même si des avancées dans ce domaine sont indéniables. Par ailleurs, force est de constater qu’en ce qui concerne les mammifères marins, ces désagréments sont accentués. En effet, pour radiographier un Cétacé par exemple, il faut disposer d’un appareil avec un fort ampérage et un fort voltage, ce qui n’est pas la qualité première des radiographies portables. Il convient alors de développer des relations privilégiées avec les établissements propriétaires de ce type d’installation pour espérer accéder à ces appareils (69).

La principale indication est la radiographie du thorax des dauphins lors d’affections respiratoires. De plus, la radiographie devient nécessaire lorsque l’échographie est limitée par l’impédance acoustique des tissus du thorax et la barrière que représente l’air dans les poumons. Chez les Pinnipèdes, la radiographie du thorax est moins référencée mais elle apporte les mêmes avantages que pour les Cétacés (69).

En ce qui concerne la radiographie abdominale, elle comporte peu d'intérêts si elle n'est pas associée à un produit de contraste. En effet, la superposition des organes associée à la couche de graisse qui recouvre le corps atténuent le nombre de rayons qui entre dans l'abdomen et réduisent le contraste. Dans ce cas la radiographie avec un produit de contraste devient utile pour évaluer la motilité intestinale ou la position normale des viscères (27, 69).

Chez les Cétacés, les radiographies des os les plus fréquentes sont celles de la tête et de la mâchoire et chez les Pinnipèdes, cela concerne les os de la tête, de la mâchoire et des membres. Pour ce faire, on fera attention, pour bien visualiser les os, à augmenter le contraste par rapport aux tissus mous pour lesquels on utilise un faible contraste (69).

Il est bien entendu que l'utilisation de ces techniques d'imagerie est conditionnée par le respect de certaines règles de sécurité pour se protéger des radiations. Seul un personnel qualifié et portant des blouses protectrices ainsi qu'un dosimètre est habilité à procéder à la manipulation. Par ailleurs, le clinicien doit être conscient que maintenir un mammifère marin, notamment un Cétacé, en dehors de l'eau peut comporter un certain nombre de risques : détresse respiratoire, problèmes de thermorégulation, augmentation du stress, aggravation des signes cliniques en cas d'affection,... Pour ces raisons, la balance des risques par rapport aux bénéfices doit être correctement évaluée et l'imagerie doit intervenir obligatoirement en seconde intention lorsque tous les autres examens se sont révélés infructueux (69).

On a déjà évoqué le rôle positif du training sur les mammifères marins lors de l'examen clinique mais dans le cas présent il est très difficile de faire garder une position fixe à un Pinnipède. Il convient alors, si l'on veut limiter les artefacts de sédater les animaux avant l'intervention. Pour les Cétacés, le problème se pose moins car ils sont en général contents (69).

Comme pour les autres animaux, la radiographie en vue de face et de profil permet d'avoir une vue en 3 dimensions des organes qui permet d'apprécier pleinement l'intégrité de leur anatomie. En ce qui concerne les Cétacés, on obtient de bons résultats quand l'animal est suspendu dans un harnais. En effet, cette méthode apporte le double avantage d'être sécurisant pour l'animal et le manipulateur mais aussi de pouvoir positionner l'animal selon la vue que l'on désire. Après obtention des clichés, le clinicien doit rester conscient des contraintes imposées à l'animal et l'analyse d'une radiographie thoracique de dauphin doit prendre en compte leur anatomie spécifique et les effets de leur compression sous la gravité (69).

- L'échographie

De nos jours, l'échographie est devenue une méthode d'imagerie de plus en plus utilisée par les vétérinaires et devient un accessoire incontournable dans la médecine des mammifères marins. C'est un examen complémentaire pour le diagnostique au même titre que la radiographie ou l'endoscopie. Elle permet de visualiser l'organisation interne des organes de manière non invasive et son utilisation implique moins de contraintes matériels par rapport aux autres techniques d'imagerie. De plus, pour une échographie on peut entraîner un animal à maintenir une position (cf. Annexe 13), ce qui réduit le stress inhérent à une contention chimique ou physique (22, 5).

L'échographie est souvent indiquée lorsqu'on veut objectiver une affection pulmonaire ou un traumatisme thoracique comme un épanchement pleural, un chylothorax ou encore un hemothorax (5).

Une des contraintes techniques est liée à l'endroit où l'on va effectuer l'échographie. En effet, si l'examen a lieu à l'extérieur on est rapidement gêné par la réverbération des rayons de soleil sur le moniteur. Il convient alors de protéger l'écran avec un cache. Par ailleurs, la taille de certains animaux ou leur couche de graisse peut rendre l'utilisation de certaines sondes problématique et l'interprétation des images devient alors impossible (5).

Les appareils d'aujourd'hui permettent à leur utilisateur de grossir les images, de mesurer la taille des organes, de régler les contrastes et la luminosité, de « geler » l'image et ceci est parfaitement applicable pour les mammifères marins. Une sonde linéaire de 3,5 MHz autorise l'examen de larges animaux et une bonne visualisation des organes profonds. Pour les petits animaux et les visualisations superficielles, il convient d'utiliser des sondes de 5 MHz. Pour les très gros animaux comme les orques, les sondes de 2,5 MHz sont plus adaptées mais il ne faut pas oublier qu'avec ce type de sonde la résolution sera forcément moindre. Par ailleurs, bien que les sondes soient imperméables il est préférable de les protéger à l'intérieur d'un sac plastique que l'on aura rempli de gel pro-acoustique. Chez les pinnipèdes, il est indispensable de mettre une couche de gel localement alors que chez les Cétacés, la structure de la peau empêche l'air de former une barrière contre les ultrasons, et de ce fait l'utilisation de gel est inutile (5).

- **L'imagerie par résonance magnétique**

C'est une technique qui dérive du principe de résonance magnétique nucléaire. Elle permet de voir les organes en 2D ou en 3D et a l'avantage de ne pas être invasif ni d'émettre de radiations. C'est une méthode basée sur l'utilisation de champs magnétiques et de radiofréquences électromagnétiques pour produire des images. Chaque atome produit un

champ magnétique qui tourne autour d'un axe de manière aléatoire mais si on le met en présence d'un champ suffisamment puissant, cette rotation va s'aligner avec celui du champ le plus puissant. Ainsi fait, si on expose l'atome à des impulsions électromagnétiques, celui-ci va les absorber et entrer en résonance. C'est cette résonance qui va être capturée puis transformée en image sur un moniteur. Par la suite, comme pour la radiographie numérique, l'image pourra être manipulée pour une meilleure interprétation (69).

Les contraintes techniques qui limitent l'utilisation de la radiographie en routine sont les mêmes pour l'IRM.

2.3.5.2. Endoscopie

L'endoscopie est un outil qui permet au clinicien d'aller littéralement « voir à l'intérieur » de l'animal. Par ce biais, on peut observer l'intérieur du tube digestif, de l'arbre respiratoire, la cavité abdominale,... Les endoscopes peuvent être rigides ou flexibles, ces derniers étant utilisés depuis longtemps par les vétérinaires. Concernant les endoscopes flexibles, l'utilisation d'un câble vidéo apporte une qualité d'image trois fois supérieure à celle obtenue avec un câble de fibre optique. Par contre, ce dernier est beaucoup moins cher à l'achat (27, 18, 59, 71).

Dans les cas où l'on choisit de faire une laparoscopie ou une thoracoscopie, il convient d'effectuer une petite anesthésie pour travailler dans de bonnes conditions (nettoyage de la zone, incision propre, myorelaxation, suture de la plaie). L'intervention ne doit pas excéder 15 minutes pour pouvoir remettre l'animal à l'eau le plus rapidement possible (18, 69).

Les principales indications pour l'endoscopie flexible sont les affections gastro-intestinales, respiratoires et urogénitales. Dans le premier cas, on peut observer l'œsophage, le premier estomac, la muqueuse stomacale, sa motilité, la présence ou non de corps étranger. On peut effectuer des biopsies, des prélèvements pour l'histologie,... Si on désire travailler sur un estomac vide, il convient d'attendre au moins entre 4 et 6 heures chez un Dauphin. Pour ce faire, on place l'animal en décubitus latéral, on fait ouvrir la gueule par deux assistants qui maintiennent chacun une mandibule avec un torchon et pendant qu'une personne fait progresser le câble de l'endoscope dans l'œsophage, une autre personne contrôle la bonne marche de l'opération sur le moniteur (18, 59). Du fait de la forte prévalence des affections respiratoires chez les mammifères marins, les techniques d'observation de l'arbre respiratoire deviennent de plus en plus intéressantes. De plus, celles-ci sont en général très bien tolérées par les animaux même si une tranquillisation est souvent requise. L'examen du tractus urogénital peut être tenté chez des Cétacés non sédatés (*Tursiops truncatus* par exemple) si

ceux ont été entraînés auparavant. Le résultat est par contre plus aléatoire chez *Zalophus californianus* si on ne l'anesthésie pas avant (27, 18).

La première contre indication à l'endoscopie est la taille de l'animal. Pour une gastroscopie il est nécessaire d'utiliser un appareil d'au moins 1,50 m mais certains Cétacés de très grande taille (*Orcinus orca*, *Delphinapterus leucas*, *Globicephala spp*,...) ne peuvent être examinés que par des endoscopes d'au moins 2 m. Le diamètre de l'endoscope doit être suffisamment petit pour atteindre au moins le sixième embranchement des bronches et permettre un lavage broncho-alvéolaire ou une biopsie. Par ailleurs, il est indispensable de protéger son matériel si on travaille près d'un plan d'eau ou avec des animaux turbulents qui peuvent endommager le moniteur ou l'endoscope si celui-ci est rigide. C'est pour cette raison que l'anesthésie ou du moins la tranquillisation des animaux est un gage de réussite pour l'examen. Enfin, chez les Pinnipèdes, l'endoscopie est moins souvent employée mais elle est sujette aux mêmes indications et contre indications et dans ce cas l'anesthésie générale est souvent de rigueur (18).

2.3.6. Introduction du jeu pour les phases d'examen

2.3.6.1. Définition et intérêts du dressage

On a déjà évoqué les différentes méthodes pour contenir les mammifères marins, qu'ils soient sauvages ou non. On notamment mentionné les avantages et les inconvénients de la contention chimique et de la contention physique tant pour le manipulateur que pour l'animal. Il existe cependant une troisième méthode de contention dite psychologique ou « training » en anglais qui consiste à inciter l'animal à coopérer de son plein gré plutôt que de le contraindre avec des moyens chimiques ou physiques (71).

Cette contention basée sur des principes scientifiques réels permet de modifier le comportement d'un animal par la pratique et l'expérience afin de l'amener à faire ce que l'on veut. Pour apprendre un comportement à un animal, on a recours à diverses stratégies : l'accoutumance ou la désensibilisation, le conditionnement classique, le conditionnement opérant et l'apprentissage complexe. Dans tous les cas, le résultat escompté peut apparaître après un laps de temps plus ou moins long selon l'espèce et l'action recherchée (71).

Le training permet d'améliorer le bien-être psychologique des animaux en leur prodiguant une activité qui les occupe. Ainsi, on réduit l'apparition de comportements stéréotypés ou agressifs. Par ailleurs, ce type de contention apporte un confort accru dans les soins prodigués par les soigneurs ou le vétérinaire (71, 65).

2.3.6.2. Utilisation pratique du training chez les mammifères marins

Actuellement, la plupart des mammifères marins dans les parcs sont entraînés, et c'est d'autant plus vrai pour les Otariidés (24, 71).

Pour dresser des Cétacés ou des Pinnipèdes, la méthode la plus efficace est une dérive du conditionnement opérant appelée « target training » et implique une relation très forte entre le soigneur et l'animal. Ainsi, on désensibilise l'animal à son entraîneur en le faisant venir chercher la nourriture dans la main de celui-ci le plus souvent possible. Puis on ajoute un élément renforçateur secondaire comme un coup de sifflet quand l'animal est en confiance. L'entraîneur doit alors habituer l'animal à se laisser manipuler et chaque attitude calme doit être renforcée positivement avec une caresse sur la tête ou avec de la nourriture. Lorsque l'animal n'est pas coopératif, on le punit avec un « Non » énergique. Puis quand l'animal est suffisamment habitué à être manipulé, on introduit une cible ou « target » en anglais, d'où le nom donné à cette méthode. L'entraîneur doit modéliser cette cible avec sa main ou un bâton et inciter l'animal à mettre son nez sur cette cible dans un premier temps puis avec une autre partie de son corps (nageoire, queue,...) dans un second temps. Une fois le concept de cible assimilé par l'animal, on peut lui apprendre d'autres comportements plus complexes (22, 69, 5, 18, 71).

C'est de cette façon que l'on peut apprendre aux mammifères marins à se laisser manipuler pour un examen clinique avec pesée, examen des yeux, de la bouche, prise de température... On peut aussi apprendre aux animaux à accepter les prises de sang, les prélèvements d'urine, les sondages (cf. Annexe 14), les poses pour une radiographie ou une échographie, l'endoscopie,... Enfin, le training permet d'effectuer des traitements par voie générale ou orale sans contention chimique (71, 72) et c'est souvent le seul moyen pour le vétérinaire d'intervenir sur un animal (65)

En ce qui concerne l'induction au masque avec un agent gazeux volatil comme l'isoflurane, on peut entraîner une Otarie à respirer volontairement à travers un masque (cf. Annexe 15) ; le principe consiste à habituer l'animal à respirer des odeurs fortes pour que l'odeur de l'isoflurane soit assimilée à une odeur forte. Puis on entraîne l'animal à respirer un flux d'air venant d'un appareil externe (71).

3. La contention chimique et la réanimation

L'anesthésie des mammifères marins a 40 ans de retard par rapport à celle pratiquée sur les mammifères terrestres. Cet état de fait est principalement du au manque d'informations sur la physiologie de l'appareil respiratoire et ses réponses aux agents anesthésiques, aux craintes inspirées par la respiration volontaire et ses conséquences et au manque de moyen pour suivre l'anesthésie. Enfin, on l'a vu, il existe peu de structures qui ont les moyens d'effectuer de telles manipulations ou alors qui disposent d'assez de vétérinaires pour explorer de nouvelles voies dans l'anesthésie des mammifères marins.

Ce chapitre dresse donc un bilan de ce qui a été fait dans ce domaine, de ce qui a marché ou non, et de l'état actuel de nos connaissances.

3.1. Particularités liées aux groupes concernés

Dans les chapitres précédents (1.4.7.2.), nous avons discuté des particularités anatomiques et physiologiques des mammifères marins qui les distinguent de leurs homologues terrestres. Par exemple, le réflexe de plongée, qui consiste à retenir sa respiration sous l'eau, existe chez tous les animaux mais il s'accompagne en plus chez les mammifères marins d'une bradycardie et d'un reflux du sang de la périphérie vers les organes vitaux. Tout ceci est rendu possible par des adaptations anatomiques spécifiques, une capacité sanguine augmentée et une meilleure résistance à la saturation sanguine en gaz carbonique. Evidemment, ces particularités peuvent sérieusement compliquer la tâche de l'anesthésiste et dans certain cas, comme l'activation du réflexe de plongée, entraîner la mort de l'animal (24, 36).

3.2. Protocoles anesthésiques

3.2.1. Examen pré-anesthésique

Cet examen a pour but de dresser bilan de tout ce qui a déjà été effectué sur l'animal (présentation générale, éventuelles anesthésies précédentes et réponses de l'animal, traitements médicaux précédents et en cours) et de collecter de nouvelles données (examen clinique complet, résultats de laboratoire) afin d'évaluer le risque anesthésique (9).

On rappelle, même si on ne peut faire aucune analogie avec les mammifères marins, que la mortalité périopératoire au cours d'une intervention chirurgicale sur un animal (carnivore domestique) en bonne santé et sans affection discernable est de 0.1-0.5 % (classe ASA I).

Il est recommandé de garder l'animal à jeun au moins 12 heures avant l'anesthésie pour éviter certaines complications (vomissements, fausses routes, ...) inhérentes à l'utilisation des agents anesthésiques (45).

3.2.2. Choix d'un protocole

Avant toute chose, le clinicien doit se poser un certain nombre de questions pour choisir le bon protocole (36):

- Est-ce que cette procédure est la plus adaptée à l'objectif ou bien existe-t-il des alternatives plus sûres pour l'animal et pour le personnel présent?
- Est-ce que la procédure est adaptée à l'animal?
- Quel type de protocole est mis en place et quelle est la profondeur anesthésique que je peux atteindre?
- Quelles régions anatomiques puis-je atteindre avec mon protocole?
- Quelles conditions préanesthésiques chez l'animal peuvent affecter l'immobilisation, le métabolisme des principes actifs et le réveil?
- Quelles sont les précautions qui peuvent être prises pour éviter les complications inhérentes à ces conditions sus-citées?
- Quelles sont les structures susceptibles de faciliter la contention et l'immobilisation de l'animal?
- Existe-t-il un équipement d'urgence disponible?
- Est-ce que les agents anesthésiques utilisés ont été évalués pour ce protocole et pour cet animal?
- Quels sont les agents anesthésiques disponibles?
- Quelle compétence a le personnel soignant avec les agents anesthésiques utilisés et avec les animaux concernés?
- Quelles sont les complications qui peuvent apparaître du fait des particularités anatomiques et physiologiques des animaux concernés et comment peuvent-elles être prévenues?
- Quelles sont les complications qui peuvent apparaître du fait de la procédure et comment y remédier?

3.2.3. Préparation du matériel

Elle s'articule autour de nombreux points et le premier d'entre eux consiste à préparer le matériel de contention (filet, masque pour mettre sur la tête, vaste espace dégagé pour l'induction,...) (9).

Ensuite, on prépare les produits anesthésiques qui comprennent les agents d'induction, les antidotes et les molécules d'urgence sans oublier l'équipement d'oxygénothérapie : ballon (6-8 litres pour des animaux d'un poids supérieur à 100 kg), sonde endotrachéale (12-16 mm de diamètre pour des phoques adultes, 14-24 mm pour des otaries adultes, 24-30 mm pour un dauphin) et éventuellement un matériel de ventilation (23, 36).

Puis, on met en place le matériel qui va servir au monitoring. Celui-ci va servir à détecter les moindres changements physiologiques chez l'animal afin de corriger rapidement ces variations avant qu'elles ne deviennent des complications. Il est souhaitable que cette surveillance ne soit confiée qu'à une seule personne au cours de l'intervention pour des raisons d'efficacité. Evidemment, on n'accordera pas un crédit absolu aux indications offertes par ces appareils mais on les confrontera toujours aux éléments de clinique, comme la vérification de la profondeur anesthésique ou de la respiration. Par ailleurs, l'utilisation de ces appareils de monitoring est conditionnée par la connaissance de son fonctionnement et de ses limites, de son application à l'anatomie des animaux considérés et de l'habileté du personnel soignant. Les paramètres choisis pour suivre le déroulement de l'intervention sont multiples et leur pertinence varie en fonction des espèces. De plus, nombres de paramètres n'ont pas encore été suffisamment documentés ou n'existent pas tout simplement et les effets de certains agents anesthésiques n'ont pas été étudiés de manière exhaustives sur tous les mammifères marins. Ce domaine reste donc en perpétuelle évolution (36).

Voici donc quelques éléments de monitoring classés en techniques invasives et non invasives (36):

Techniques invasives:

- Mesure de la pression de la veine centrale.
- Mesure de la pression artérielle.
- Mesure des taux de gaz sanguins.

- Utilisation d'une sortie cardiaque (uniquement dans les structures spécialisées).

Techniques non invasives:

- Test du réflexe palpébral, pupillaire, de la tension de la mâchoire.
- Utilisation d'un stéthoscope.
- Mesure de la température rectale.
- Utilisation d'un oxymètre et d'un capnomètre.
- Pose d'un électrocardiographe.
- Mesure indirecte de la pression sanguine.
- Utilisation d'un appareil à Doppler.

Enfin, on devra veiller à ce que l'opération se déroule sur un support le plus malléable possible, de façon à ne pas comprimer la cage thoracique par exemple ou bien facilement transportable. L'anesthésiste devra également se munir d'un appareil de ventilation mécanique et d'une voie veineuse reliée à une perfusion de soluté (36). Il est bon de savoir que 10 % des Otariidés font une apnée dans les 5 minutes suivant l'induction (38).

3.3. Anesthésie fixe

Anesthésier des cétacés est une performance accomplie et réussie par un très petit nombre de personnes. Sur les pinnipèdes, elle est plus répandue car ce sont les mammifères marins les plus représentés dans les parcs animaliers, qui profitent le plus des réseaux de réhabilitation et enfin de nombreuses recherches sont effectuées sur eux.

Néanmoins, dans les structures qui possèdent des mammifères marins, il ne faut pas omettre de préciser que lorsque la situation de l'animal le permet, on n'hésite pas à avoir recours au « training », c'est à dire qu'on va entraîner l'animal pour des examens de routine, avec l'aide de son soigneur, à se laisser manipuler sans utiliser de camisole chimique (36, 71, 65).

3.3.1. Prémédication

Des auteurs (50, 24, 29, 35, 36, 67) ont utilisé du sulfate d'atropine sur des cétacés en prémédication à la posologie de 0.02 mg/kg en intra-musculaire 6-20 minutes avant l'injection d'anesthésique. Chez l'otarie, la même posologie est mise en place 10 minutes avant l'induction. On peut la réinjecter au cours de l'anesthésie pour corriger la bradycardie. Cependant, des auteurs restent sceptiques quant à la réelle efficacité de l'atropine chez les *Otariidae* et recommandent plutôt l'emploi du glycopyrrolate, même si aucune documentation n'existe sur ce sujet. L'utilisation de l'atropine prévient la bradycardie consécutive au réflexe de plongée, la salivation abondante et les sécrétions produites par l'appareil respiratoire supérieur.

Un autre agent de pré-médication a été utilisé pour anesthésier un groupe de phoque veau marin en vue de faire subir une laparotomie. Pour ce faire, 0,0125 mg/kg de sulfate de terbutaline (Bricanyl[©]) ont été administrés en IM pour réduire les bronchospasmes sans accélérer le rythme cardiaque. Les effets apparaissent au bout de 5 minutes et durent au moins 4 heures (52).

3.3.2. Agents anesthésiques

3.3.2.1. Principes actifs

- **Les Pinnipèdes:**

C'est dans ce groupe que les essais ont été les plus nombreux et les molécules les plus utilisées sont là encore les benzodiazépines, avec en chefs de file le diazépam (52, 36), le zolazépam (2, 35) et le midazolam (45), les α_2 -agonistes, comme la médétomidine (67), les phénylcyclines représentés par la kétamine la tilétamine (4, 2, 52, 35, 34, 36). Le propofol peut aussi être utilisé chez les jeunes otaries (29) et des essais d'anesthésie avec des morphiniques comme le carfentanil (56, 20) ou l'étorphine (56, 24) et des dérivés morphiniques comme la mépéridine (41, 45) ont été validés sur des Pinnipèdes adultes.

Par ailleurs, le flumazénil (qui est un antidote des benzodiazépines) fut utilisé afin d'obtenir une meilleure récupération après une induction à tilétamine-zolazepam (Zoletil[®]) chez *Otaria byronia*, tandis que la yohimbine (antidote des α_2 -agonistes), elle, fut utilisée pour inverser les effets de l'association médétomidine-kétamine-isoflurane chez *Zalophus californianus* (67). Par la suite c'est l'atipamezole qui sera utilisé pour contrer les effets des

α_2 -agonistes (35, 34, 36). La naloxone est quant à elle l'antidote de la dolanthine et donc de la mécépidine, même si son action est peu spécifique. Enfin, pour contrer les effets des morphiniques, on peut utiliser la naltrexone (20, 67).

- **Cétacés:**

Des essais de tranquillisation de *Tursiops truncatus* à la trifluomeprazine (50) ont donné des résultats efficaces avec des animaux qui ne présentaient pas de dépression respiratoire et qui ne coulaient pas au fond de leur bassin une demi-heure après l'injection. En fait, on avait reproduit l'état de dormance du cétacé. Après 24 heures, ils avaient retrouvé leur comportement normal.

Actuellement, les molécules les plus utilisées sont les benzodiazépines (diazépam et midazolam principalement), la mécépidine et la kétamine pour les actes invasifs. Pour les anesthésies locales, on a recours à la lidocaïne ou la tétracaïne. Par ailleurs, d'autres agents comme le thiopental et le propofol ont été expérimentés. Concernant l'analgésie, c'est le butorphanol qui prédomine (36, 70).

- **Données pharmacologiques:**

Les Pinnipèdes:

La mécépidine entraîne une bonne sédation et une bonne analgésie chez les pinnipèdes pendant au moins 2 à 3 heures, à l'exception de *Z. californianus* qui reste réactif à la manipulation. Par contre, au cours de l'anesthésie, on note une profonde dépression respiratoire, surtout chez les morses (*Odobenus rosmarus*) et qui persiste jusqu'à l'adjonction de l'antidote (la naloxone) (41). Une autre méthode (45) associe le midazolam et la péthidine (dolanthine-mécépidine) accompagné d'un maintien à l'isoflurane.

La contention chimique à l'aide du diptyque médétomidine-kétamine (34) fait effet à partir de 8 minutes en moyenne et autorise une immobilisation de 25 minutes (58 minutes si maintien à l'isoflurane). Après antagonisation à l'atipamezole, le réveil s'effectue en 9 minutes en moyenne. Ce protocole n'a pas provoqué de mortalité chez les individus étudiés mais en contre partie, le temps d'attente avant l'effet maximal varie significativement entre les individus. Par ailleurs, et même si les volumes injectés sont importants, ce qui augmente le coût de l'opération, cette association reste sûre et facilement applicable (cf. Infra).

La combinaison médétomidine-zolazepam-tiletamine (35) entraîne une perte de conscience en 5 minutes en moyenne (parfois au bout de 30 minutes (45)) et l'immobilisation dure de 28 à 56 minutes selon l'utilisation ou non de l'isoflurane. Comme le protocole précédent, l'utilisation de l'atipamezole en fin de procédure permet de réveiller l'animal en 9 minutes en moyenne. Cependant, au réveil on a noté que certains animaux étaient faibles, désorientés et ataxiques, et ce pendant un bon moment (20 minutes environ). Malgré tout, les auteurs considèrent que ce protocole est plus sûr que l'association médétomidine-ketamine et qu'il est plus intéressant car le temps d'induction est réduit, l'anesthésie est plus profonde, les volumes injectés et les coûts plus faibles. Un protocole à base de tilétamine-zolazepam uniquement permet une immobilisation satisfaisante de phoques gris et d'éléphants de mer (2) et présente très peu d'effets secondaires. Les animaux se réveillent généralement 90 minutes après l'induction sauf pour les éléphants de mer pour lesquels il fut nécessaire d'intuber et de ventiler.

L'association médétomidine-zolazepam-butorphanol (67) induit une sédation, une analgésie et une myorelaxation chez *Z. californianus* en 8-22 minutes accompagnés d'une fréquence cardiaque normale de 83-95 bpm, d'une légère bradypnée (12-13 mouvements par minute), d'une hypothermie (température rectale entre 35.2-36.2 °C) et de pressions partielles sanguines d'O₂ normales (96-98 %).

Une induction au propofol sur de jeunes otaries à fourrure (29) destinés à être castrés et pesant entre 7,5 et 15 kg entraîne une myorelaxataion et une sédation en 5 minutes et plus la dose augmente et plus ce temps diminue. Très peu d'apnées sont notées pendant ce protocole et la fréquence respiratoire varie selon la dose (de 5-10 mvts/min à la dose la plus faible à 9-20 mvts/min pour une dose plus forte), les pressions partielles en O₂ sont bonnes à médiocres (65-97 % selon la dose) et les fréquences cardiaques vont de 100 à 120 bpm selon la dose. Associée à l'Isoflurane (2-5 %), les battements cardiaques ralentissent (80 bpm après 90 minutes à l'Isoflurane). Enfin, le propofol provoque un réveil au bout de 17 minutes alors qu'associé à l'Isoflurane, le réveil est plus rapide (de l'ordre de 8 minutes).

Des anesthésies à partir d'injection de chlorhydrate de kétamine seul sur des éléphants de mer australiens (*Mirounga leonina*) de 500 à 675 kg permettent d'immobiliser les animaux au bout de 2 à 15 minutes selon la dose. Avec cette méthode, on peut travailler sans risque pendant au moins 40 minutes. On ne note pas d'hypersalivation ni d'hypersécrétion sur les

sujets étudiés ; Leur température rectale varie de 36,5 à 37,8°C et les battements cardiaques varient de 30 à 46 bpm selon la dose (4).

Un protocole a permis la combinaison de la kétamine et du diazépam dans une même injection pour anesthésier des phoques veau marin (52). Le diazépam permet ici de limiter l'excitation causée par la kétamine et d'augmenter la myorelaxation globale. Les effets se font sentir au bout de 15 minutes. Avec ce protocole, la saturation en oxygène dans le sang fut de 98 % et le rythme cardiaque de 100 bpm.

Enfin, on a pu capturer des morses adultes avec des télé-injections de citrate de carfentanil en IM avec des aiguilles de 14 gauge (2,03 mm de diamètre). L'induction fut appréciée à distance (au moins 25 m) et globalement, les effets se firent sentir au bout de 2 à 5 minutes. Cependant, entre 6 et 13 minutes après l'induction, des animaux se sont mis à convulser et à cesser de respirer. C'est la raison pour laquelle, on a aussitôt antagonisé les effets morphiniques du carfentanil avec la naltrexone et ces morses ont recommencé à respirer entre 3 et 7 minutes après l'injection en IM (dans la langue) de l'antagoniste (20).

Les Cétacés:

L'injection de mépéridine chez *T. truncatus* (41) commence à faire de l'effet au bout de 10 minutes mais il est maximal à 20 minutes. A ce moment là, la fréquence respiratoire et cardiaque, les réponses aux stimuli visuels et tactiles diminuent tandis que l'amplitude respiratoire augmente. L'animal peut rester dans cet état pendant 2 à 3 heures. Pour des interventions plus longues, on peut augmenter les doses afin d'obtenir une sédation et une analgésie plus longue. Autrement, il est possible d'associer à la mépéridine une benzodiazépine (diazépam ou midazolam) dans le cas de chirurgie douloureuse, comme des extractions dentaires par exemple (70). Ce protocole permet également de remettre les animaux dans l'eau à la fin de l'opération car les fonctions respiratoires et thermorégulatrices ne sont pas perturbées. L'antagonisation à la naloxone n'a pas été expérimentée car les animaux ne présentaient pas de signes dépression ou d'incoordination.

L'emploi de diazépam (70) par voie orale ou parentérale (cf. Infra) entraîne un effet visible en moins de 1 heure mais parfois seulement au bout de 4 heures. Cette variation est principalement due à la quantité de nourriture dans l'estomac qui module l'efficacité du principe actif. L'introduction du midazolam dans la pharmacopée vétérinaire a permis de fiabiliser un peu plus l'emploi de benzodiazépine. En outre, cette molécule agit plus vite que

le diazépam (en 25 minutes environ) mais comme toutes les molécules de ce groupe, son utilisation chez des individus excités devra être traitée avec précaution ou son dosage rabaissé afin d'éviter une aggravation de l'état. L'antidote employé ici est la flumazénil à la même dose que les benzodiazépines.

Une option chez les animaux excités que l'on veut tout de même anesthésier consiste à utiliser le butorphanol (70). Ainsi, non seulement il permet de sédater des animaux anxieux et agités mais il agit aussi dans le même laps de temps que les benzodiazépines (environ 25 minutes). L'antidote est, comme pour la mépéridine, la naltrexone et conduit au réveil en 15 minutes en moyenne.

Des inductions intra-veineuses à la kétamine et au propofol ont été rapportées (70) mais on ne dispose ni des données pharmacologiques ni des posologies.

3.3.2.2. Posologies et voies d'administration

- **Pinnipèdes:**

Le chlorhydrate de mépéridine (Demerol®) est injecté en intramusculaire à la dose de 0,23 mg/kg pour la majorité des pinnipèdes de l'expérience (41). L'antagonisation à la naloxone s'est effectuée à la dose de 3,9-8,8 µg/kg en intraveineux. Si on combine la mépéridine au midazolam à 45 µg/kg, on augmente alors la dose de mépéridine d'un facteur 10 (2 mg/kg) et on injecte le tout en intramusculaire. Sur des animaux très calme, on peut donner uniquement du midazolam à 0,2 mg/kg per os en introduisant l'anesthésique dans un poisson par exemple. Dans ce cas, la sédation intervient au bout de 30 minutes (45).

En ce qui concerne le protocole médétomidine-ketamine, on a utilisé 140 µg/kg de médétomidine et 2,5 mg/kg de ketamine (Ketaset®) en intramusculaire dans une même seringue et manuellement ou bien en téléréanesthésie (34). Les sites d'injection sont les muscles du bassin, du fémur ou de l'épaule. L'antagonisation à l'atipamezole à 200 µg/kg s'effectue ensuite en intramusculaire aux mêmes sites que pour l'induction.

Dans le protocole médétomidine-zolazepam-tiletamine, les doses sont 70 µg/kg pour la médétomidine (Domitor®) et 1 mg/kg pour zolazepam-tilétamine (Telazol 1:1®) en intramusculaire dans une même seringue. L'antagonisation se fait à l'aide de 200 µg/kg d'atipamezole (Antisedan®) (35). Les sites d'injection sont localisés dans les muscles du bassin, du fémur et du tibia. De bons résultats ont été obtenus également avec 20 µg/kg de

médétomidine et 0,7 mg/kg de zolazepam-tilétamine (45). L'utilisation de tilétamine-zolazepam seul (Zoletil®) se fait à des doses de 0,87-1,15 mg/kg sur des phoques gris et 0,73-1,17 mg/kg sur des éléphants de mer (2).

Pour le protocole médétomidine-midazolam (Versed®)-butorphanol (Torbugesic®), les doses sont respectivement 10-13 µg/kg, 200-260 µg/kg et 0,2-0,4 mg/kg, le tout en intramusculaire dans le muscle glutéal caudal. Pour le réveil, les antagonistes ont été combinés par 2 (atipamezole et naltrexone) ou par 3 (atipamezole, naltrexone et flumazenil) et injectés dans les muscles triceps aux doses suivantes: 50-60 µg/kg pour l'atipamezole, 0,1 mg/kg pour la naltrexone et 0,2-2 µg/kg pour le flumazénil (67).

Pour le protocole propofol (29), les doses vont de 2 à 6 mg/kg en IV dans le sinus extradural intervertébral. Il ne faut pas oublier la prémédication à l'atropine à 0,02 mg/kg 10 minutes avant l'induction. Si l'on associe l'Isoflurane la dose d'Isoflurane peut être diminuée. Pour avoir une bonne anesthésie et un bon réveil, il est conseillé d'utiliser la dose de 5 mg/kg de propofol. Il faut bien garder à l'esprit que c'est un produit qui a une durée d'action très courte.

On peut utiliser la kétamine seule pour anesthésier des éléphants de mer avec des doses allant de 1,4 à 6,9 mg/kg en IM avec des aiguilles de 18 gauge (2,22 mm de diamètre). Aucune prémédication n'est prévue dans ce protocole qui permet une immobilisation rapide et des effets cardiovasculaires et respiratoires modérés. Cette méthode d'anesthésie par voie intramusculaire autorise par ailleurs la capture d'individus dangereux ou sauvages (Briggs, 1975). La kétamine peut combinée avec la xylazine avec respectivement un ratio de 5 : 1. Ceci permet d'utiliser des doses de 3 à 5 mg/kg (56).

Une anesthésie de morses adultes de 1000 à 1200 kg peut être tentée avec un morphinique comme le carfentanil (20) à la dose de 3,4-5,4 µg/kg en IM (téléanesthésie). Il est fortement recommandé de ne pas sousdosier les morphiniques pour éviter des effets secondaires comme une hyperexcitabilité. La dose de naltrexone à administrer est à calculer en fonction de la quantité de morphinique injectée ou bien par rapport au poids de l'animal. Dans cette étude, on a utilisé 150-275 mg de naltrexone pour 1 mg de carfentanil. Pour augmenter la rapidité d'action de la naltrexone, on l'injecte dans un tissu très vascularisé comme la langue.

La voie idéale pour l'induction reste donc l'intramusculaire car les voies veineuses sont assez difficiles d'accès. En outre, en intraveineux une contention plus musclée est nécessaire pour éviter que l'aiguille ne soit délogée et provoque ainsi des dégâts périvasculaires. La voie intramusculaire est donc la plus sûre pour les opérateurs et ne nécessite pas une grande précision dans la localisation du lieu d'injection (muscles gluteaux ou lombaires). Par contre, l'induction est plus longue par cette voie (24).

Cependant, les injections IV restent possibles, en témoignent ces protocoles kétamine-diazepam (36) dans la veine céphalique et dans les veines épидurales des nageoires antérieures d'un *Arctocephalus philippii*. L'injection dans la veine épidurale doit faire l'objet d'une très grande attention pour ne pas léser la colonne spinale (24). La veine glutéale caudale peut aussi être accessible de même que les veines interdigitales mais leur cathétérisation demeure difficile (36). Par ailleurs, il semblerait qu'une injection intraveineuse de diazepam-kétamine permette de mieux prévenir la bradycardie consécutive à l'anesthésie qu'une injection intramusculaire (36). L'utilisation de propofol réduit les risques de lésions en cas d'injection périvasculaire (29).

Les muscles choisis pour les intramusculaires ont l'avantage de présenter une grande surface, une mince couche de graisse et d'être aisément accessible pour une injection manuelle ou télénesthésique. Ces muscles sont ceux du bassin, du tibia, des lombes et des épaules. Du fait de la couche de graisse parfois présente même dans certaines zones a priori musculeuse, la télénesthésie n'est souvent pas très efficace. Elle demeure tout de même indispensable quand la manipulation de l'animal est impossible. Dans les cas où l'immobilisation de l'animal est incomplète après une télénesthésie à médétomidine-ketamine, il est possible de réinjecter des doses de ketamine sans augmenter le risque anesthésique (24, 36).

- **Cétacés:**

Chez les cétacés, le chlorhydrate de mépéridine a été injecté à la dose de 0,23 mg/kg en intramusculaire (41). Combiné au midazolam (60-75 µg/kg), la posologie de mépéridine devient alors 25 µg/kg, et peut même être augmentée jusqu'à 0,05-1 mg/kg. Certains sont même allés jusqu'à 2 mg/kg sans risque (70).

A 0,1 mg/kg per os le diazepam est anxiolytique et augmente la satiété mais à 0,2 mg/kg per os, il entraîne une sédation utile pour le transport. On peu également effectuer des injections en intraveineux à 0,05-0,1 mg/kg mais des irritations ont été rapportées et

également un cas de nécrose de la veine ventrale caudale. Par conséquent, il est possible d'utiliser la voie intramusculaire pour des doses de 0,05-0,15 mg/kg. Si on préfère utiliser le midazolam, on peut faire une injection de 0,045-0,1 mg/kg en intramusculaire seulement car aucune donnée en intraveineux n'est disponible. L'antagonisation au flumazénil se fait au même volume que la benzodiazépine utilisée et en intramusculaire également (70).

Le butorphanol a été administré à des orques (*Orcinus orca*), des pseudorques (*Pseudorca crassidens*) et à des grands dauphins (*Tursiops truncatus*) à la dose de 0,05-0,15 mg/kg en intramusculaire. La naltrexone antagonise les effets du butorphanol en 10-15 minutes à 0,01 mg/kg en intramusculaire (70).

3.3.2.3. Monitoring

- **Pinnipèdes:**

Pour suivre les cycles respiratoires des otaries, il suffit de se munir d'un stéthoscope ou bien de regarder les mouvements thoraciques de l'animal. Par contre chez ces animaux, il faut prendre garde aux apnées qui se caractérisent par des pauses en fin d'inspiration alors que chez les animaux terrestres, la pause se situe en fin d'expiration (36). Il a été rapporté que 10 % des otaries anesthésierées sont susceptibles de se mettre en apnée au bout de 5 minutes (38).

De la même façon, la fréquence cardiaque est suivie grâce au stéthoscope (cependant, du fait de la couche graisseuse, les bruits thoraciques seront atténués) ou bien par palpation intercostale de la région cardiaque thoracique (36). Les normes sont comprises entre 75-150 bpm avec une moyenne de 80 bpm (35, 38).

La perfusion des vaisseaux périphériques est appréciée en observant la couleur des muqueuses et le temps de remplissage capillaire après pincement (36).

Pour vérifier la profondeur de l'anesthésie, on peut utiliser différents stimuli comme le bruit, la douleur (pincement des espaces intergidités, pincement des oreilles, stimulation chirurgicale), mais aussi la mise en jeu des réflexes palpébraux et pupillaires et le tonus de la mâchoire (36). Par exemple, une dilatation pupillaire est indicatrice d'hypoxie.

Si on utilise un oxymètre, quelque soit l'endroit où l'on le place, sur le premier tiers distal de la langue ou sur le septum nasal (35), on doit le protéger des rayons du soleil directs car leurs capteurs sont sensibles aux infrarouges pour leur mise au point. Les valeurs sont

comprises entre 73-98 % de saturation sanguine, cependant lorsque cette valeur descend en dessous de 85 %, il est conseillé d'entamer une procédure d'oxygénothérapie (35, 38). Des capnomètres peuvent être positionnés dans la sonde trachéale pour mesurer EtCO₂ (36, 55). Les capnomètres peuvent également fournir une indication de la pression partielle artérielle en CO₂ qui est un indicateur de l'efficacité de la ventilation (55). Les valeurs mesurées vont de 40 à 88 mmHg avec une moyenne de 63 mmHg (35) et si l'EtCO₂ augmente trop (fréquence respiratoire inférieure à 5 mvts/min) il faut ventiler l'animal (38).

Des sondes thermomètres peuvent être installées dans le rectum ou dans l'œsophage pour obtenir la température corporelle (36). Celle-ci est généralement de 37,8 °C (35, 38).

Des capteurs Doppler ont permis de visualiser les flux artériels aux espaces interdigités des pattes antérieures (36).

On peut aussi disposer un électrocardiographe (cf. Annexe 12) en fixant les électrodes avec les pinces crocodiles directement sur la peau ou bien en enfonçant une aiguille 20 gauge (0,91 mm de diamètre) dans la peau et en y positionnant la pince crocodile. Une électrode sera placée sur le membre antérieur droit, un autre sur le membre antérieur gauche et le dernier dans la zone inguinale (38). Evidemment, on badigeonnera la zone de contact entre les électrodes et la peau d'un peu d'alcool pour favoriser la conductance. Récemment, une nouvelle sonde ECG œsophagienne (Vet/Sensor ECG Plus®, Heska Corporation, Fort Collins, CO) a pu être expérimentée avec succès sur des *Z. californianus*. Cette avancée technique offre plus d'applications, diminue les artefacts dus aux mouvements et réduit le nombre de câbles présents sur le champ d'opération. Par contre pour un fonctionnement optimal, la sonde doit être correctement positionnée dans l'œsophage pour être le plus près possible du cœur. Autrement la lecture des complexes ECG et des anomalies électriques du cœur sera faussée (36).

Au cours de l'intervention, une attention particulière devra être portée à la température corporelle de l'animal. En effet, celle-ci a tendance à se calquer sur la température ambiante, et ainsi tendre vers l'hyper- ou l'hypothermie (38). Par ailleurs, les agents anesthésiques accentuent ce phénomène, notamment on a enregistré une hyperthermie mortelle sur une otarie à fourrure (*Arctocephalus gaezella*) après une sédation (36). C'est également un problème récurrent chez la loutre de mer (*Enhydra lutris*), surtout après une injection de kétamine (36). Ainsi, les protocoles contenant de la kétamine (diazépam-kétamine et

xylazine-kétamine) sont à surveiller particulièrement, des cas d'hyperthermie ayant été observés chez des otaries à fourrure d'Amérique du Sud et des phoques (36). Inversement, des hypothermies ont été rapportées sur des otaries de Steller adultes (*Eumetopias jubatus*) et sur de jeunes otaries de Californie anesthésiés à l'halothane (36). Pour lutter contre l'hyperthermie, des mesures simples peuvent être mises en place, comme protéger l'animal des rayons du soleil ou tremper les extrémités des membres dans de l'eau froide. Ensuite, pour éviter les hypothermies on peut recouvrir l'animal d'un drap ou mieux d'une couverture isolante et disposer des bouillottes près des nageoires (36).

On a vu que l'anesthésie provoquait une bradycardie qu'il convient de maîtriser, notamment en évitant que la fréquence cardiaque ne descende en dessous de 60 bpm. Ainsi, si on prévoit une longue procédure ou si la fréquence cardiaque descend effectivement en dessous de 60 bpm, alors on peut rajouter de l'atropine à une dose moitié moindre que celle employée en prémédication (38).

Concernant les vaisseaux accessibles pour la cathétérisation, on choisira les veines jugulaires, sous-clavières et celles présentes sur les doigts des membres postérieurs, même si leur accès reste de toute façon difficile.

Avec une anesthésie fixe (zolazépam-tilétamine ou médétomidine-kétamine), il faut s'attendre à de faibles taux d'oxygène dans le sang ($\text{SpO}_2 < 85\%$), à moins d'apporter de l'oxygène par intubation trachéale dans un protocole à l'isoflurane (56, 24, 37, 36, 67, 71, 81). De la même manière, les taux de gaz carbonique sont élevés chez les animaux anesthésiés probablement à cause de l'hypoventilation, de la position ou des agents anesthésiques eux-mêmes. Ces forts taux semblent être parfaitement supportés par ces mammifères marins du fait de leur adaptation à la plongée. Ainsi, la ventilation mécanique généralement utilisée chez les animaux terrestres pour corriger l'hypercyanémie, pourrait entraîner une alcalose respiratoire mais ces effets n'ont pas encore été étudiés en détail (36).

Enfin, pour prévenir le dessèchement de la cornée on peut appliquer avant l'anesthésie du liquide ophtalmique physiologique dans les yeux des animaux (36, 38).

- **Cétacés:**

Mesurer la profondeur anesthésique chez les cétacés fait intervenir les mêmes techniques que chez les mammifères terrestres. Comme ce qui a été décrit chez les

pinnipèdes, on peut utiliser des méthodes très simples: tester les réflexes palpébraux et cornéens, le retrait de langue, les mouvements de rétraction musculaire dans la région de l'anus ou des pectoraux après stimulation par une aiguille par exemple (36). En pleine eau, le moyen le plus sûr de vérifier que l'animal est sédaté est de constater l'absence de mouvements natatoires (36).

Chez des grands dauphins anesthésiés à l'halothane, la fréquence cardiaque était de 108-120 bpm (36) mais une fréquence inférieure à 60 bpm n'a pas semblé être une source de problèmes (36).

Le contrôle de la température se fera à l'aide d'un thermomètre flexible que l'on aura placé à 20 cm au moins à l'intérieur du rectum. Chez les mâles, on évitera de conclure trop vite à une hypothermie si le thermomètre est placé dans la région des gonades car cela est généralement dû à la présence d'un plexus veineux, véritable système de refroidissement des testicules (36). Ainsi, la température idéale au cours d'une anesthésie est comprise entre 36,0 et 37,5 °C.

Les paramètres sanguins prélevés sur les vaisseaux de la queue sont comparables à ceux relevés dans l'artère carotide: chez *Tursiops truncatus*, le PO₂, PCO₂ et le pH étaient respectivement à 95-120 mmHg, 30-45 mmHg et 7,2-7,4 (36). Afin de mesurer la saturation sanguine en oxygène au cours d'une anesthésie à l'isoflurane, on a placé un capteur à clapet sur la langue d'un grand dauphin et on a mesuré sur le moniteur de l'oxymètre des valeurs comprises entre 96-98 % (36).

La pression artérielle a également été mesurée à la queue chez des grands dauphins et chez des dauphins de Gill (*Lagenorhynchus obliquidens*) avant et pendant une anesthésie à l'halothane. Chez les grands dauphins, avant l'anesthésie, elle était à 120-130 mmHg et pendant l'anesthésie elle est descendue à 115 mmHg. En ce qui concerne les dauphins de Gill, ces valeurs étaient respectivement avant et pendant l'anesthésie à 145 mmHg et 130 mmHg (36).

Comme on l'a vu précédemment chez les pinnipèdes, la régulation de la température chez les cétacés est un point délicat dont la maîtrise est indispensable. Un premier moyen pour y parvenir consiste à contrôler la température de l'eau en contact avec l'animal pendant l'intervention (36). Il faut savoir aussi qu'il existe des molécules, comme celles de la famille des phénytiazines (acépromazine et trifluoméprazine par exemple), qui en provoquant une

vasodilatation périphérique entraînent une importante hypothermie. Dans ces cas là, il convient de placer l'animal sous ventilation mécanique et de réchauffer l'eau ambiante (36).

La ventilation artificielle intervient quand l'animal perd conscience et entre ainsi en apnée (36). Les cycles ventilatoires devront conserver un certain plateau apnéique afin de respecter le processus respiratoire des dauphins et pour permettre également une oxygénation efficace du sang. Le cycle idéal est donc de 3 mouvements respiratoires par minute (50, 36). En général, le cycle respiratoire normal des grands dauphins est de 2-3 respirations par minute avec une phase d'apnée de 20-30 secondes après chaque inspiration (5-10 L d'air inspiré à chaque fois) (36) et il est recommandé pour les ventilations de ménager des phases apnées de 30 secondes et d'apporter au moins 80 % du volume inspiratoire (36).

Le support sur lequel se trouve un animal anesthésié est très important, et cela l'est encore plus pour les dauphins. En effet, on ne peut pas les immobiliser hors de l'eau sans qu'ils ne souffrent de leur propre poids ou bien que leur circulation ne soit altérée ou encore que leur cage thoracique ne soit comprimée provoquant de fait un dysfonctionnement des fonctions cardiaques et respiratoires (36). La solution consiste alors soit à écourter le plus possible l'anesthésie soit à utiliser des tables spécialement conçues pour épouser l'anatomie des dauphins et partiellement traversées d'eau pour diminuer l'inconfort de l'animal (36).

Enfin, il est possible de compenser les pertes hydriques inhérentes à la chirurgie grâce à une perfusion intraveineuse de solution de Ringer-Lactate à travers une veine de la queue (36).

3.3.2.4. Mesures d'urgence

- **Pinnipèdes:**

En cas d'apnée prolongée, des injections de Doxapram (5 mg/kg) en intraveineux ou directement dans la langue ont permis de relancer la respiration. Autrement, et si l'animal n'a pas été préalablement intubé, il faut l'intuber et entamer une ventilation artificielle : des cycles de 3 ventilations par minute avec des ballons de 4 à 8 litres selon la taille (36, 45, 56). En cas de bradycardie sévère ou d'arrêt cardiaque, des injections intraveineuses ou intratrachéales d'épinéphrine (0,05-0,5 mg/kg) peuvent corriger cet état (38).

La dilatation des pupilles est le signal d'alarme qui indique que l'animal est en hypoxie et il faut y remédier en diminuant la quantité d'anesthésique volatil inhalé ou bien en

antagonisant l'agent anesthésique (à condition d'avoir utilisé des molécules antagonisables comme les α_2 -agonistes ou les benzodiazépines) ou encore en ventilant l'animal (38).

- **Cétacés:**

L'extubation doit obligatoirement suivre la résurgence du réflexe de toux, autrement dit le dauphin doit s'extuber tout seul. Si l'apnée dure plus de 3 minutes et que la fréquence cardiaque reste inférieure à 60 bpm, alors il faut ré-intuber l'animal et le ventiler (36). En cas de pertes sanguines importantes, on peut effectuer une transfusion sanguine avec du sang de la même espèce (36).

3.4. Anesthésie gazeuse

Nous avons déjà évoqué l'utilisation de l'anesthésie gazeuse dans les chapitres précédents car elle est souvent indispensable dans les protocoles d'anesthésie des mammifères marins. La mise à part de ce chapitre a pour but une meilleure mise en valeur des aspects techniques de cette méthode.

3.4.1. Intubation

- **Les Pinnipèdes :**

L'intubation des mammifères marins anesthésiés est une étape essentielle car elle permet d'oxygénier correctement l'animal pendant la procédure, mais également d'intervenir rapidement en cas d'apnée prolongée et de prévenir les régurgitations et les vomissements dus aux anesthésiques. L'anesthésiste devra faire attention s'il utilise un moyen de contention mécanique car dans ce cas le thorax est comprimé et la respiration peut se bloquer ou les voies aériennes s'obstruer. Par conséquent, l'intubation de l'animal devient une nécessité pour pouvoir ventiler l'animal manuellement ou mécaniquement (36) et pour s'assurer que le gaz anesthésique est effectivement administré car son efficacité est moindre si on n'utilise qu'un masque inhalateur chez les grands individus (34).

Evidemment, l'intubation requiert de la technique et de l'expérience pour éviter de léser le larynx et les tissus environnants. Pour ouvrir la gueule de l'animal, on peut s'aider d'une bande de tissu que l'on placera entre les dents pour éviter qu'il ne referme sa mâchoire sur nos doigts. Chez les petits individus (15-150 kg), on peut utiliser un laryngoscope pour faciliter le passage de la sonde trachéale ; des appareils de 140-150 mm (McIntosh) et 110-260 mm de long ont été expérimentés avec succès sur des otaries de Californie (34, 36). Sur les individus plus gros (plus de 200 kg) on s'assure de la profondeur de l'anesthésie puis on

fait ouvrir la gueule, on introduit son bras dans la gueule, on repère la glotte et on intube (36). Le geste doit être rapide et sûr pour ne pas provoquer d'inflammation locale et pour correctement positionner la sonde. Avec de l'entraînement, on parvient à intuber un animal à « l'aveugle » uniquement en l'écoutant respirer, les cartilages arytenoïdes s'ouvrant pendant l'inspiration.

Pendant l'opération, il faut prendre garde à ne pas comprimer la trachée car celle-ci est composée d'anneaux cartilagineux incomplètement fermés et sont donc susceptibles de se collaber. Les dimensions des sondes trachéales sont les mêmes que celles employées sur les mammifères terrestres de même taille et on préférera celles qui possèdent un ballonnet gonflable pour éviter les fuites. Par ailleurs, on ne prendra pas une sonde trop large pour prévenir les traumatismes sur le tissu trachéal et on vérifiera préalablement la longueur de la sonde pour ne pas buter sur la bifurcation des bronches ou pire entrer dans un poumon. La position idéale de l'animal consiste à le mettre droit et le cou en extension, voire en léger opisthotonus. Enfin, afin de stabiliser la sonde on la fixera à la mâchoire supérieure à l'aide de cordons par exemple.

On peut aussi anesthésier des Pinnipèdes à l'intérieur d'une chambre à induction si l'on dispose des moyens adéquats. En effet, il faut saturer la chambre avec un débit d'oxygène de 30 L/min et l'Isoflurane à 5 %. Par ce biais, l'animal s'endort relativement vite (au moins 10 minutes) et on peut alors l'intuber ou lui mettre un masque (cf. Annexe 15) et réduire le débit d'oxygène et la concentration en Isoflurane à 1,0-3,0 %. Après l'intervention, l'animal se redresse en général au bout d'une heure et retourne à l'eau deux heures après l'opération (24, 81). Une ventilation est parfois nécessaire pour certains Phocidés (24).

- **Les cétacés :**

Des intubations ont été effectuées en recherchant manuellement le larynx modifié où débouche le conduit relié à l'évent, puis lorsqu'on le tient entre ses mains, on le tire crânio-ventralement et on y introduit une sonde après avoir fait passer 2 doigts à travers la glotte ((36). Pour ce faire, on dispose de sonde trachéale d'équine de 24-30 mm de diamètre (36). Comme pour les Pinnipèdes, on devra faire attention à ne pas dépasser la bifurcation des bronches, autrement la sonde arrivera directement dans un poumon. C'est le cas chez *Tursiops truncatus* lorsque la longueur totale de la sonde dépasse 20 cm (36). Bien que des intubations aient été réussies sur des individus vigiles il est vivement conseillé d'utiliser des agents inducteurs injectables préalablement pour se faciliter la tâche (36).

L'utilisation de masque à induction n'est pas recommandée car la saturation du sang en gaz anesthésique est trop aléatoire et risque de fausser le plateau anesthésique souhaité (70).

Sur les cétacés trop petits pour qu'on y introduise un bras, une sonde a tout de même pu être placée dans la trachée en passant par l'évent. Celui-ci a été anesthésié localement (lidocaine 2 %), ainsi que les différents niveaux du conduit aérien supérieur (36).

3.4.2. Les différents agents anesthésiques gazeux

- **Les Pinnipèdes :**

Comme chez les mammifères terrestres, les 3 agents les plus utilisés sont l'halothane, l'isoflurane et le sévoflurane et ces deux derniers sont ceux qui permettent les meilleures récupérations post-anesthésiques (34, 36). De l'enflurane a aussi été utilisé (52) et permis une bonne sédation, une analgésie correcte et une relaxation musculaire suffisante. Par ailleurs, avec ce gaz anesthésique, les sécrétions bronchiques et la salivation sont fortement diminuées.

Les taux d'isoflurane administrés pendant les procédures varient entre 0,5 et 2 % (67), 3-5 % (34) pour un débit d'oxygène de 2-3 L par minute mais des auteurs (45) préfèrent rester à 0,5 % pour s'assurer que l'animal continue de bouger pendant l'opération, signe qu'il est toujours en vie ! D'ailleurs, lorsque la fréquence respiratoire descend en dessous de 6 mouvements par minute, l'administration d'isoflurane est arrêtée (67). L'utilisation de l'isoflurane dans un protocole médétomidine-kétamine réduit la mortalité et augmente la vitesse de récupération (34) mais il est possible de tranquilliser un jeune *Z. californianus* en 45 secondes avec uniquement un masque délivrant de l'isoflurane (37).

Pour le reste, on a vu que l'aptitude à plonger confère à ces animaux des capacités pulmonaires supérieures à la moyenne et une plus grande efficacité dans les échanges d'oxygène dans les alvéoles, ce qui rend l'anesthésie gazeuse particulière chez les mammifères marins. Ainsi, ces derniers (*Zalophus californianus*, *Arctocephalus forsteri* *Phocarcos hookeri*) sont très sensibles aux agents anesthésiques volatils et s'endorment plus rapidement lors de la mise en place du gaz (masque inhalateur ou branchement du gaz à travers une sonde trachéale) que les mammifères terrestres. Souvent, ils s'endorment après 3-5 inhalations (45) ou en 7 minutes environ pour de jeunes lions de mer (*Zalophus californianus*) (37). C'est un point que devra particulièrement surveiller l'anesthésiste (36). Enfin, il est possible, lorsque tous les moyens de contentions et d'intubation sont réunis, d'anesthésier les otaries uniquement à l'aide d'un anesthésique volatil.

- **Les cétacés :**

Chez les cétacés, le premier anesthésique volatil fut le monoxyde d'azote (36) avec des résultats en fin de compte peu satisfaisants comme une conservation des réflexes périphériques et des cyanoses. Ensuite, l'emploi de l'halothane a permis de pratiquer des anesthésies plus fiables (36) mais des cas d'hépatotoxicité ont été constatés sur des anesthésies prolongées (36). De nos jours enfin, l'agent le plus commun et le plus sûr est l'isoflurane (36) et la ventilation est assistée mécaniquement. Par ailleurs, on note parfois une hypercapnie sanguine qui se traduit alors par un temps de réveil plus long (70).

3.4.3. Le réveil

La plupart des animaux sont en hypothermie au réveil, il faut donc prévoir des couvertures isolantes, des bouillottes ou carrément de l'eau tiède pour réchauffer les animaux.

Enfin, cela dépend de l'affection mais il faut privilégier un retour rapide à l'eau, au plus tard le jour suivant l'anesthésie (37, 45).

3.5. Anesthésie locale

Chez les cétacés, l'anesthésie locale a servi à anesthésier une mandibule afin d'extraire des dents grâce à la lidocaïne (36). De même on en a utilisé pour fixer des instruments de mesure sur la nageoire dorsale grâce à une seringue de dentisterie (24, 36). Cette procédure est donc recommandée pour des actes mineurs et devrait, dans la mesure du possible, être remplacée par du training (24). Autrement, on peut utiliser l'association lidocaïne (Xylovet®)/adrénaline dans la même seringue en traçante locale pour un volume total de 3 mL (concentration en adrénaline : 0,1 mg pour 20 mL de lidocaïne) car l'adrénaline provoque une vasoconstriction au point d'injection, ce qui évite que la lidocaïne soit dispersée dans tout l'organisme (38).

3.6. Exemples de protocoles

3.6.1. Anesthésie d'un Delphinidé

L'anesthésie d'un delphinidé demande une certaine préparation afin de faciliter la mise en situation de l'animal et apporter du confort pour le personnel opérant. Que ce soit le préalable à une intervention chirurgicale ou à un examen complémentaire (ponction veineuse, imagerie,...) les mêmes précautions seront valables.

3.6.1.1. Préparation du matériel et du personnel

Simple sédation	Anesthésie fixe	Anesthésie volatile
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Brancard, torchons humides pour couvrir les yeux, pipette d'alcool, seaux d'eau ➤ L'anesthésique et éventuellement son antidote ➤ Prévoir l'éventualité de transporter l'animal sur le lieu de l'examen ➤ Le soigneur pour tranquilliser l'animal et le réhydrater, l'opérateur et une aide pour le transport 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Brancard, ocygel, torchons humides pour couvrir les yeux, pipette d'alcool, seaux d'eau ➤ L'anesthésique et éventuellement son antidote ➤ Un masque pour l'oxygénation et la ventilation. Il est toutefois préférable d'intuber : <ul style="list-style-type: none"> • Pas-d'âne • Taille des sondes : 14 à 20 mm • Ballon : 7 à 8,5 L (à partir de 100 kg de poids vif) ➤ Matériels de contrôle de l'anesthésie : thermomètre, stéthoscope, capnomètre ➤ Le soigneur pour tranquilliser l'animal et le réhydrater et l'opérateur 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Brancard, ocygel, torchons humides pour couvrir les yeux, pipette d'alcool, seaux d'eau ➤ La prémedication ➤ Un appareil n'anesthésie volatile mobile ➤ Un masque pour l'induction et la ventilation. Il est toutefois préférable d'intuber : <ul style="list-style-type: none"> • Pas-d'âne • Taille des sondes : 14 à 20 mm • Ballon : 7 à 8,5 L (à partir de 100 kg de poids vif) ➤ Matériels de contrôle de l'anesthésie : thermomètre, stéthoscope, capnomètre ➤ Le soigneur pour tranquilliser l'animal et le réhydrater et l'opérateur

3.6.1.2. Induction

- Intra-veineuse : veines de la queue ou veine de la nageoire pectorale pour les petits gabarits.
- Intra-musculaire : muscles caudaux
- Molécules utilisées :

<u>Prémédication</u>	<u>Dose et voie</u>	<u>Commentaires</u>
Midazolam(41, 45, 70)	45-100 µg/kg en IM	Effets rapides (25 minutes)
Atropine (50, 24, 29, 35, 36, 67)	0,02 mg/kg en IM (entre 6-20 minutes avant l'induction)	
<u>Induction</u>		
Mépéridine (41, 45)	0,23-2 mg/kg en IM ; la prémédication avec le midazolam réduit la dose à 25 µg/kg en IM	Effets en 20 minutes et durée d'action de 2-3 heures
Diazepam (70)	0,2 mg/kg VO ou 50-150 µg/kg en IM	Par VO, l'effet est plus long à apparaître
Butorphanol (36, 70)	0,05-0,15 mg/kg en IM	Effet rapide (25 minutes)
Propofol (36, 70)	3,5-4,8 mg/kg IV	
Thiopental (36, 70)	10-15 mg/kg en IV	
Isoflurane (36)	2 à 3 % au masque ou par une sonde trachéale	Réveil parfois long du fait de la couche graisseuse
<u>Antagonisation</u>		

Flumazenil (70)	même volume que la benzodiazépine injectée	
Naltrexone (antagoniste du butorphanol) (36, 70)	0,01 mg/kg en IM	Antagonisation des effets en 10-15 minutes

3.6.1.3. Réveil

Continuer à oxygénier l'animal après la fin de l'anesthésie gazeuse.

Après antagonisation, le réveil a lieu une quinzaine de minutes plus tard : toujours maintenir l'animal sous surveillance et s'assurer qu'il respire tout seul.

3.6.1.4. Précautions

Il faut ventiler les animaux sous peine de voir l'apnée se prolonger.

L'animal doit s'extuber tout seul et envisager une réintubation pour le ventiler si l'apnée dure plus de 3 minutes.

Il faut soulager l'animal de son poids et de l'assèchement pendant l'anesthésie : brancard, réhydratations fréquentes,... Par ailleurs, les cétacés sont sensibles à l'hypothermie en fin d'intervention ; il faut donc penser à réchauffer l'animal.

Intubation : pendant qu'une aide maintient le bec ouvert, on saisit le larynx et on le tire ventralement et crânialement. Une fois le larynx ramené horizontalement, on y introduit la sonde manuellement (en « aveugle »). Pour des cétacés plus petits, on peut intuber par l'évent (après une tranquillisation préalable et une anesthésie locale). Il ne faut pas intuber trop profondément car la trachée est courte : vérifier donc qu'on ne ventile pas qu'un seul poumon (par auscultation par exemple) (65).

3.6.2. Anesthésie d'un Otariidé

L'anesthésie de ce groupe est plus facile que chez les Cétacés car c'est un animal amphibia qui peut donc rester émergé plus longtemps. Par contre, certaines dispositions devront être prises pour limiter les risques.

3.6.2.1. Préparation du matériel et du personnel

Simple sédation	Anesthésie fixe	Anesthésie gazeuse
<ul style="list-style-type: none"> ➤ Filet, torchons, gants, pipette d'alcool, tondeuse ➤ L'anesthésique et éventuellement son antidote ➤ Prévoir l'éventualité de transporter l'animal sur le lieu de l'examen 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Brancard, ocygel, liens, tondeuse, torchons humides pour couvrir les yeux, pipette d'alcool, seaux d'eau, filet ➤ La prémédication ➤ L'anesthésique et éventuellement son antidote 	<ul style="list-style-type: none"> ➤ Brancard, ocygel, liens, tondeuse, torchons humides pour couvrir les yeux, pipette d'alcool, seaux d'eau, filet ➤ La prémédication ➤ Un appareil n'anesthésie volatile mobile

➤ Le soigneur pour tranquilliser l'animal et le réhydrater, l'opérateur et une aide pour le transport et la contention	➤ Un masque pour l'oxygénation et la ventilation. Il est toutefois préférable d'intuber : <ul style="list-style-type: none"> • Pas-d'âne • Taille des sondes : 14 à 24 mm • Ballon : 6 à 8 L ➤ Matériels de contrôle de l'anesthésie : thermomètre, stéthoscope, capnomètre	➤ Un masque pour l'induction et la ventilation. Il est toutefois préférable d'intuber : <ul style="list-style-type: none"> • Pas-d'âne • Taille des sondes : 14 à 24 mm • Ballon : 6 à 8 L ➤ Matériels de contrôle de l'anesthésie : thermomètre, stéthoscope, capnomètre
	➤ Le soigneur pour tranquilliser l'animal et le réhydrater et l'opérateur	➤ Le soigneur pour tranquilliser l'animal et le réhydrater et l'opérateur

3.6.2.2. Induction

- Intra-veineuse : La veine glutéale coccygienne à la jonction entre le sacrum et l'ilium. Il est aussi possible d'utiliser la veine subclavienne sur un animal endormi en décubitus dorsal ou bien les vaisseaux interdigités sur les gros animaux. Autrement, on peut utiliser le sinus intervertébral (plus facile chez les Phocidés).
- Intramusculaire : muscles du bassin, du fémur, du triceps, des lombes ou de l'épaule.
- Molécules utilisées :

Prémédication :	Doses et voies	Commentaires
Atropine (50, 24, 29, 35, 36, 67)	0,02 mg/kg en IM (une dizaine de minutes avant l'induction)	
Terbutaline (52)	12,5 µg/kg en IM (effets en 5 minutes)	Réduction des brochospasmes. Effets en 5 minutes
<u>Induction :</u>		
Mépéridine (41)	0,23 mg/kg en IM ; la prémédication avec le midazolam (45 µg/kg en IM) augmente la dose à 2 mg/kg.	Bonne sédation et bonne analgésie pendant 2-3 heures
Midazolam (45) Diazépam	0,2 mg/kg en VO 0,08-0,1 mg/kg en IM	
Médétomidine/Kétamine (34)	respectivement 140 µg/kg et 2,5 mg/kg dans la même seringue en IM	Immobilisation pendant 25 minutes. Méthode sûre
Médétomidine/Zolazépam/Tilétamine (35)	respectivement 20-70 µg/kg (Domitor®) et 0,7-1 mg/kg (Zolétil®) dans la même seringue en IM	Effets rapides (5 minutes) et immobilisation de 30 minutes. Au réveil, les animaux sont ataxiques pendant 20 minutes
Zolazépam/Tilétamine (38, 10)	1,7 mg/kg en IM	Immobilisation plus longue : 90 minutes
Butorphanol (67) Isoflurane (67, 34, 45, 38, 10)	0,2 mg/kg en IM induction à 5 % et maintenance à 1-3 %	Débit d'O ₂ : 8 L/min
<u>Antagonisation :</u>		
Naloxone (41)	4-9 µg/kg en IV	
Atipamézole (34, 35, 67)	200 µg/kg en IM	Réveil en 9 minutes
Naltrexone (67, 20)	0,1 mg/kg en IM	Efficacité plus grande si injectée dans un tissu très vascularisé (la langue)
Flumazénil (67)	0,2-2 µg/kg en IM	

3.6.2.3. Réveil :

Humidifier l'animal à la fin de l'anesthésie et le réchauffer. Vérifier qu'il ne fasse pas d'apnée.

3.6.2.4. Précautions :

L'animal doit s'extuber seul. Si l'apnée se prolonge, ventiler à raison de 4-10 mouvements/minute.

Intubation : introduire la main au fond de la gueule en opisthotonus (tête et corps en arrière et membres en légères extension) pour « sentir » le larynx ; la sonde n'est pas introduite trop profondément car la bifurcation des bronches est proche des cartilages arytenoïdes. Pour prévoir la longueur de la sonde à introduire, il faut savoir que la bifurcation des bronches se situe à mi-chemin entre les cartilages arytenoïdes et le sternum (38).

CONCLUSION

La contention chimique des mammifères marins comporte finalement plusieurs spécificités que le manipulateur ne peut ignorer sous peine de se retrouver dans une situation dramatique. En effet, la physiologie de ces animaux marins impose une attention spéciale aux fonctions circulatoires et respiratoires et à l'état d'hydratation également. Par ailleurs, une bonne connaissance de l'anatomie des Cétacés et des Pinnipèdes est nécessaire pour agir efficacement et de façon sûre sur l'animal et garantir un confort maximum aux manipulateurs. Cependant, une fois toutes les précautions mises en place et en portant une attention particulière au paramètre le plus important, c'est-à-dire la ventilation, l'anesthésie et le réveil de ces animaux se déroulent généralement sans anicroche. Par ailleurs, les molécules et les protocoles employés restent assez classiques même si les doses restent spécifiques à chaque groupe. Il convient aussi de rappeler le confort apporté par l'anesthésie gazeuse par rapport à l'anesthésie fixe.

Toutefois, il ne faut pas oublier que les structures abritant des mammifères marins n'ont que très peu recours à l'anesthésie proprement dite, préférant largement manipuler les animaux avec l'aide des soigneurs ou des entraîneurs, et ce même quand il s'agit d'interventions « invasives » comme les endoscopies par exemple. La place des soigneurs/entraîneurs est donc centrale et sans eux rien n'est possible.

Enfin, en ce qui concerne la contention chimique des mammifères marins sauvages, on a vu que la préparation est primordiale et la capture à l'aide de filets est un préalable indispensable. En effet, si le manipulateur ne peut s'approcher des animaux et souhaite avoir recours à la téléanesthésie, il faut bien prendre en considération que ces animaux marins doivent impérativement se trouver à terre quand les premiers effets se feront sentir !

AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné, A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que

Mr Olivier PALMAS

a été admis(e) sur concours en : 2003

a obtenu son certificat de fin de scolarité le : 10 Juillet 2008

n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

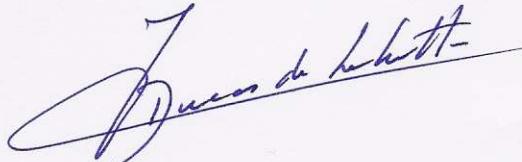
Je soussigné, Monsieur Jacques DUCOS de LAHITTE, Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, autorise la soutenance de la thèse de :

Mr Olivier PALMAS

intitulée :

« Protocoles d'anesthésie et de réanimation des mammifères marins : application au grand dauphin (*Tursiops truncatus*) et à l'otarie de Californie (*Zalophus californianus*). »

**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Jacques DUCOS de LAHITTE**



**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**



15 OCT. 2008

**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur Christian VIRENQUE**



**Vu le :
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Gilles FOURTANIER**

**Rapport-g
LE NUMERO 1 MONDE DES MÉMOIRES**



TABLE DES FIGURES

FIGURE 1 : Epoques géologiques d'apparition des Cétacés en millions d'années	7
FIGURE 2 : Place des Pinnipèdes dans le cladogramme des carnivores	9
FIGURE 3 : Morphologie d'un <i>Tursiops truncatus</i> adulte	10
FIGURE 4 : Mâle et femelle adultes otaries de Californie (<i>Zalophus californianus</i>)	11
FIGURE 5 : Carte indiquant la localisation des échantillons. BLACK SEA : Mer Noire ; eastMed : bassin méditerranéen de l'Est ; eastNA : Est de Atlantique Nord ; westMed : bassin méditerranéen de l'Ouest ; SCO : Ecosse	14
FIGURE 6 : Carte indiquant la localisation des échantillons étudiés.CSL : Otarie de Californie ; GSL : Otarie des Galápagos; JSL : Otarie du Japon.....	16
FIGURE 7: Rapport taille /poids de <i>Tursiops truncatus</i> échoués en France	17
FIGURE 8 : Crâne de <i>Tursiops truncatus</i> , (A) vue dorsale ; (B) vue latérale droite ; (C) vue latérale droite du crâne désarticulé. Ant. n. : encoche anté-orbitaire, Bo. : basioccipital, C. : condyle occipital, Ex. oc. : exoccipital, Fr. : frontal, Ju. : jugal, La. : lacrymal, Max. : maxillaire, Na. : nasal, Pa. : pariétal, Pal. : palatin, Pmx. : prémaxillaire, Prs. : présphénoid, Pt. : ptérygoïde, S. oc. : supraoccipital, S. or. pr : processus supra-orbitaire du frontal, Sq. : squamosal, Vo. : vomer, Zyg. : apophyse zygomatique du squamosal.....	22
FIGURE 9 : Comparaison des régions nasales du crâne des Otariidés(a) et des Phocidés(b).f. : frontal, m. : maxillaire, n. : nasal, p. : prémaxillaire.....	23
FIGURE 10: Différentes cavités stomacales d'un dauphin	25
FIGURE 11 : Morphologie des anastomoses artérioveineuses (AAV) à l'entrée d'un réseau de capillaires (A), sous l'épiderme et jouant ainsi un rôle de thermorégulation (B) et aux extrémités de la nageoire caudale (C)	27
FIGURE 12 : Localisation des principaux réseaux admirables (retia mirabilia) chez <i>T. truncatus</i>	28
FIGURE 13 : Schématisation des zones de coupe qui ont servi à mesurer la concentration de myoglobine in situ dans les muscles épiaxiaux et hypoaxiaux	32
FIGURE 14 : Visualisation des concentrations en myoglobine (mg/g de tissu musculaire) en fonction des coupes, lesquelles sont orientées crânio-ventralement. Pour les lettres, prière de se reporter à la figure précédente	32
FIGURE 15 : Concentrations en myoglobine (Mb) et capacités musculaires en oxygène chez certains cétacés	33
FIGURE 16: Battements cardiaques en relation avec le temps de plongée chez des Grands Dauphins du Pacifique. (A) représente des plongées à 60 m et (B) des plongées à 210 m. Les points noirs représentent les battements cardiaques pendant la descente tandis que les points blancs les représentent pendant la remontée	34
FIGURE 17 : Concentration de lactate plasmatique en relation avec la durée de l'apnée pendant la phase statique (points blancs), la phase de nage en plein océan (points noirs) et la	

phase de transition métabolique (carrés blancs). La ligne en pointillé représente la concentration maximale obtenue pour un dauphin en exercice à la surface	35
FIGURE 18 : Distance effectuée en « glissant » dans l'eau en relation avec la profondeur. Les chiffres entre parenthèse indiquent le nombre de plongées examinées.....	36
FIGURE 18BIS : Distance effectuée en « glissant » dans l'eau en relation avec la profondeur	36
FIGURE 19 : Flux de chaleur pendant les périodes émergées, de plongée et de post-plongée respectivement mesurés sur la nageoire dorsale (A) et sur les flancs (B) de <i>T. truncatus</i> . Les chiffres entre parenthèse représentent le nombre de mesure à chaque période et (*) indique une différence significative entre le temps de plongée et les autres temps.....	37
FIGURE 20 : Coupes transversales de la nageoire dorsale (A), d'une nageoire pectorale (B) et de la nageoire caudale (C) permettant d'apprécier la disposition des réseaux veineux périartériels (RVP) utilisés lors des ponctions sanguines	54
FIGURE 21 : Schéma d'une coupe sagitale de la zone vertébrale lombaire d'un phoque permettant d'apprécier une prise de sang dans le sinus extradural	55

TABLE DES ANNEXES

<u>Annexe 1 :</u> Reins de grand dauphin (<i>Tursiops truncatus</i>).....	95
Les lobules bien visibles sont les rénicules	
<u>Annexe 2 :</u> Coupe transversale permettant de visualiser la disposition des rénicules et de leur parenchyme.....	95
<u>Annexe 3 :</u> Visualisation des trajets du pharynx et du larynx complètement séparés anatomiquement chez <i>Tursiops truncatus</i>	95
<u>Annexe 4 :</u> Transport d'un béluga (<i>Delphinapterus leucas</i>).....	96
<u>Annexe 5 :</u> Contention d'un morse (<i>Odobenus rosmarus</i>) à l'aide d'une cage.....	96
<u>Annexe 6 :</u> Capture d'une otarie à fourrure sauvage à l'aide de filets circulaires et d'un panneau.....	96
<u>Annexe 7 :</u> Contention d'un pinnipède.....	96
<u>Annexe 8 :</u> Prise de sang sur la queue d'un béluga (<i>Delphinapterus leucas</i>).....	96
<u>Annexe 9 :</u> Prise de sang sur la queue d'un grand dauphin (<i>Tursiops truncatus</i>).....	97
<u>Annexe 10 :</u> Prise de sang au sinus intervertébral d'une otarie (<i>Otaria byronia</i>).....	97
<u>Annexe 11 :</u> Prise de sang à la veine glutéale coccygienne d'une otarie (<i>Otaria byronia</i>)....	97
<u>Annexe 12 :</u> Disposition des électrodes d'un électrocardiographe sur un morse (<i>Odobenus rosmarus</i>).....	97
<u>Annexe 13 :</u> Echographie sur une femelle béluga (<i>Delphinapterus leucas</i>) avec l'aide de son entraîneur.....	97
<u>Annexe 14 :</u> Sondage d'un jeune dauphin avec l'aide de son entraîneur.....	98
<u>Annexe 15 :</u> Induction d'une anesthésie gazeuse à l'aide d'un masque sur une otarie.....	98

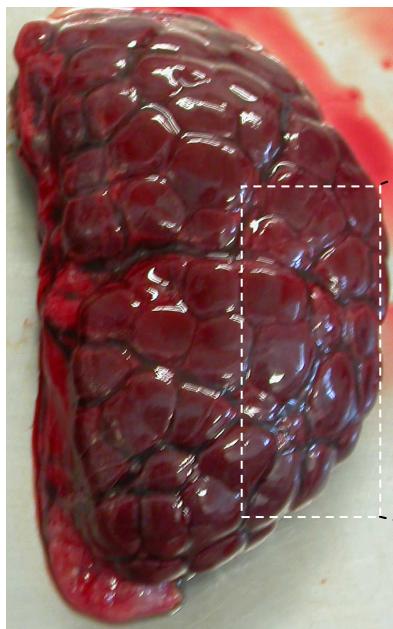
LISTE DES ABREVIATIONS

°C	degré centigrade
µg	microgramme
ADN	acide désoxyribonucléique
ASA	<i>American Society of Anesthesiologists</i>
IM	intra-musculaire
bpm	battements par minute
cm	centimètre
CO₂	dioxyde de carbone
db	décibel
ECG	électro-cardiographe
EtCO₂	<i>end tidal carbon dioxide</i> ou dioxyde de carbone expiré
g	gramme
IRM	image par résonance magnétique
IV	intra-veineux
J	joule
kg	kilogramme
kHz	kilohertz
kJ	kilojoule
Km	kilomètre
L	litre
Ln	vertèbre lombaire n

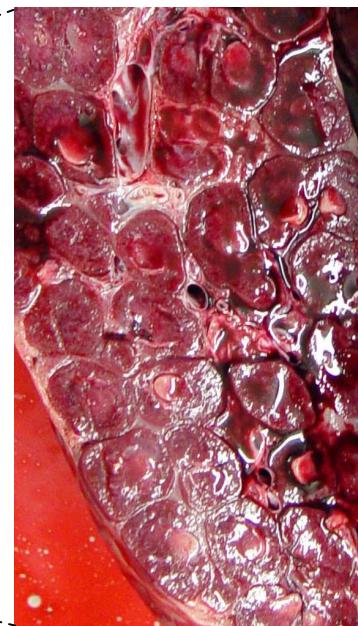
m	mètre
Mb	myoglobine
mg	milligramme
Mhz	megahertz
Min	minute
MJ	mégajoule
mL	millilitre
mm	millimètre
mmHg	millimètre de Mercure
mmol	millimole
ms	milliseconde
Mvts/min	mouvements par minute
N₂	azote
NaCl	chlorure de sodium
O₂	oxygène
PCO₂	pression en CO ₂
pH	potentiel hydrogène
PO₂	pression en O ₂
s	seconde
SC	sous-cutané
SpO₂	<i>pulse oxymeter saturation</i> ou oxymétrie de pouls
VO	voie orale
W	watt

ANNEXES

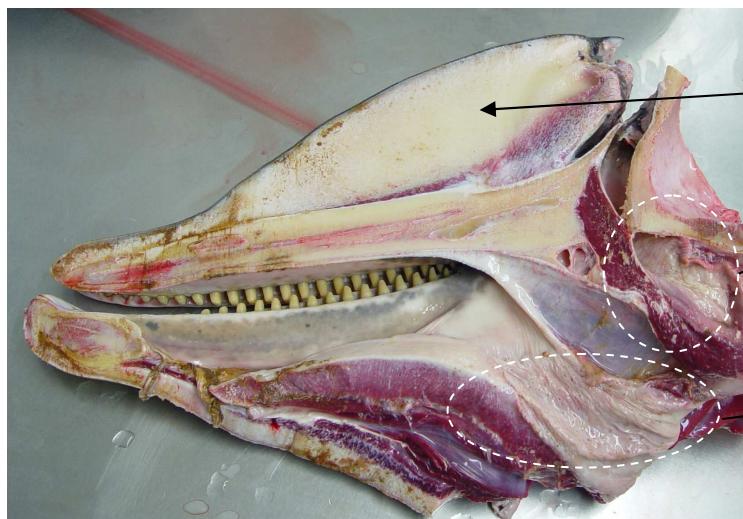
Toutes les photos présentes dans cette partie sont la propriété de l'Oceanografic, Parques Reunidos, Valencia (Espagne).



Annexe 1 : Reins de grand dauphin (*Tursiops truncatus*). Les lobules bien visibles sont les rénicules (Oceanografic)



Annexe 2 : Coupe transversale permettant de visualiser la disposition des rénicules et de leur parenchyme (Oceanografic)



Annexe 3 : Visualisation des trajets du pharynx et du larynx complètement séparés anatomiquement chez *Tursiops truncatus* (Oceanografic)



Annexe 4 : Transport d'un béluga
(*Delphinapterus leucas*)
(Oceanografic)



Annexe 5 : Contention d'un morse
(*Odobenus rosmarus*) à l'aide d'une
cage (Oceanografic)



Annexe 6 : Capture d'une otarie à
fourrure sauvage à l'aide de filets
circulaires et d'un panneau
(Oceanografic)



Annexe 7 : Contention d'un
pinnipède (Oceanografic)



Annexe 8 : Prise de sang sur
la queue d'un béluga
(*Delphinapterus leucas*)
(Oceanografic)



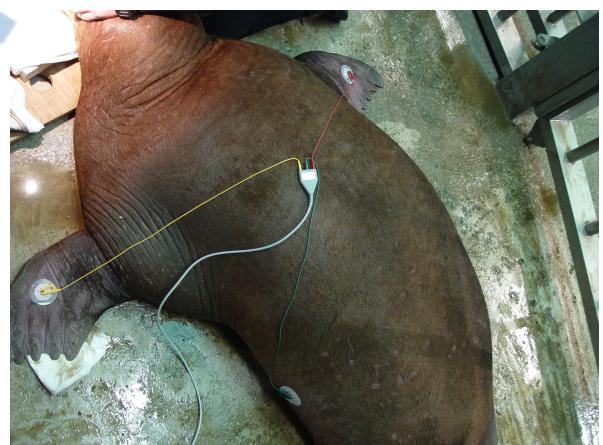
Annexe 9 : Prise de sang sur la queue d'un grand dauphin (*Tursiops truncatus*) (Oceanografic)



Annexe 10 : Prise de sang à la veine glutéale d'une otarie (*Otaria byronia*) (Oceanografic)



Annexe 11 : Prise de sang à la veine glutéale coccygienne d'une otarie (*Otaria byronia*) (Oceanografic)



Annexe 12 : Disposition des électrodes d'un électrocardiographe sur un morse (*Odobenus rosmarus*) (Oceanografic)



Annexe 13 : Echographie sur une femelle béluga (*Delphinapterus leucas*) avec l'aide de son entraîneur (Oceanografic)



Annexe 14 : Sondage d'un jeune dauphin avec l'aide de son entraîneur (Oceanografic)



Annexe 15 : Induction d'une anesthésie gazeuse à l'aide d'un masque sur une otarie (Oceanografic)

BIBLIOGRAPHIE

1. **Andersen S. H.**
Experience with harbour porpoises, Phocoena phocoena, in captivity: mortality, autopsy findings and influence of the captive environment
Aquatic Mammals. 1978; **6**(2): 39-49
2. **Baker J. R., Fedak M. A., Anderson S. S., Arnbom T. et Baker R.**
Use of a Tiletamine-Zolazepam Mixture to Immobilize Wild Grey Seals and Southern Elephant Seals
Veterinary Record. 1990; **126**: 75-77
3. **Bossart G. D. et Dierauf L. A.**
Marine Mammals Clinical Laboratory Medicine
In: Dierauf L. A.
CRC Handbook of Marine Mammals Medicine: Health, Disease, and Rehabilitation
1st edition. Floride: CRC Press, 1991, 381-397
4. **Briggs G. D., Henrickson R. V. et Le Boeuf B. J.**
Ketamine Immobilization of Northern Elephant Seals
Journal of the American Veterinary Medical Association. 1975; **167**(7): 546-548
5. **Brook F., Van Bonn W. et Jensen E.**
Ultrasonography
In: Dierauf L. A. et Gulland F. M. D.
CRC Handbook Of Marine Mammals Medicine
2^{de} édition. Floride: CRC Press, 2001, 655-688
6. **Calves Carine**
Mammifères Marins
In : Chai Norin
Capture et Anesthésie des Animaux Sauvages et Exotiques
Edition Yaboumba. Paris, 2005, 161 pp
7. **Castellini M. A., Kooyman G. L. et Ponganis P. J.**
Metabolic rates of freely diving Weddell seals: correlations with oxygen stores, swim velocity and diving duration
J. Exp. Biol. 1992; **165**:181-94.
8. **Cave J. E. et Aumonier F. J.**
The reniculus of Tursiops truncatus, Stenella longirostris and other cetaceans.
J. R. Microsc. Soc. 1967; **86**(4): 323-342
9. **Chartrin G. B. (2005)**
Pathologie du phoque gris (Halichoerus grypus) et du phoque veau marin (Phoca vitulina): approches clinique, diagnostique et thérapeutique à partir de la base de données de la clinique pour phoque d'Océanopolis (Brest, Finistère)
Thèse de doctorat vétérinaire : Alfort, France



- 10. Clavel S.**
Communications personnelles
- 11. Coppens Y. et Picq P.**
Aux origines de l'humanité
1^{ère} édition, 2 tomes. Paris : Fayard, 2002
- 12. Cornell L. H.**
Capture, Transportation, Restraint and Marking
In: Fowler M. E.
Zoo and Wild animal Medicine
2^{de} edition. Saunders. 1986, 1128 pp
- 13. Cornell L. H., Asper E. D., Antrim J. E., Searles S. S., Young W. G. et Goff T.**
Progress report: results of a long-range captive breeding program for the bottlenose dolphin, Tursiops truncatus and Tursiops truncatus gilli
Zoo biology. 1987; 6(1): 41-53
- 14. Cowan D. F.**
Amyloidosis in the bottlenose dolphin, Tursiops truncatus.
Vet Pathol. 1995; 32(3): 311-314
- 15. Daishiro Yamagiwa, Hideki Endo, Issei Nakanishi, Akihiko Kusanagi, Masamichi Kurohmaru et Yoshihiro Hayashi**
Anatomy of the cranial nerve foramina in the Risso's dolphin (Grampus griseus)
Annals of Anatomy - Anatomischer Anzeiger. 1999; 181(3): 293-297
- 16. Dierauf L A.**
From Fish to Fin : The Evolution of marine Mammals.
In: Dierauf L. A.
CRC Handbook of Marine Mammals Medecine: Health, Disease, and Rehabilitation
1st edition. Floride: CRC Press, 1991, 381-397
- 17. Dolar M. L. L., Suarez P., Ponganis P. J. et Kooyman G. L.**
Myoglobin in pelagic small cetaceans
The Journal Of Experimental Biology. 1999; 202: 227-236
- 18. Dover S. R. et Van Bonn W.**
Flexible and Rigid Endoscopy in Marine Mammals
In: Dierauf L. A. et Gulland F. M. D.
CRC Handbook Of Marine Mammals Medecine
2^{de} édition. Floride: CRC Press, 2001, 655-688
- 19. Fahlman A., Olszowka A., Bostrom B., Jones D. R.**
Deep diving mammals: Dive behavior and circulatory adjustments contribute to bends avoidance
Respiratory Physiology & Neurobiology. 2006; 153: 66-77

20. Fertl D.

Reversible Anesthesia of Atlantic Walruses (Odobenus rosmarus rosmarus) with Carfentanil Antagonized with Naltrexone
Marine Mammals Science. 1999; **15**(1): 241-249

21. Fowler M. E. et Miller R. E.

Zoo and Wild Medicine
5^{ème} édition. Saunders. 2003, 786 pp

22. Fowler Murray E.

Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals
2^{de} édition. Blackwell Publishing. 1995, 385 pp

23. Gage Laurie J.

Pinnipedia (Seals, Sea Lions, Walruses)
In: Murray E. Fowler et Miller R. Eric
Zoo and Wild Medecine
5^{ème} édition. Saunders. 2003, 786 pp

24. Gales N. J.

Chemical Restraint and Anesthesia of Pinnipeds: a Review
Marine Mammals Science. 1989; **5**(3): 228-256

25. Geraci J. R.

Introduction and Identification
In: Fowler M. E.
Zoo and Wild animal Medicine
2^{de} édition. Saunders. 1986, 1128 pp

26. Geraci J. R.

Husbandry
In: Fowler M. E.
Zoo and Wild animal Medicine
2^{de} édition. Saunders. 1986, 1128 pp

27. Geraci J. R. et Sweeney J.

Clinical techniques
In: Fowler M. E.
Zoo and Wild animal Medicine
2^{de} édition. Saunders. 1986, 1128 pp

28. Goldblatt A.

Behavioural needs of captive marine mammals
Aquatic Mammals. 1993; **19**(3): 149-157

29. Gulland F. M. D., Haulena M., Elliott S., Thornton S. et Gage L.

Anesthesia of Juvenile Pacific Harbor Seals Using Propofol Alone and in Combination with Isoflurane
Marine Mammals Science. 1999; **15**(1): 234-238

- 30. Gulland F. M. D., Haulena M. et Dierauf L. A.**
Seals and Sea Lions
In : Dierauf L. A. et Gulland F. M. D.
CRC Handbook Of Marine Mammals Medecine
 2^{de} édition. Floride: CRC Press, 2001, 655-688
- 31. Hadoram S. et Brett J.**
Guide des mammifères marins du monde. Toutes les espèces décrites et illustrées.
 1^{ère} édition. Paris : Delachaux et Niestlé, 2007, 385 pp
- 32. Harrison R. J., Johnson F. R. et Young B. A.**
The oesophagus and stomach of dolphins (Tursiops, Delphinus, Stenella)
 J. Zool. 1970; **160**: 377-390
- 33. Hartmann M. G.**
The European studbook of bottlenose dolphin (Tursiops truncatus): 1998 survey results
 Aquatic Mammals. 2000; **26**(2): 95-100
- 34. Haulena M. , Gulland F. M. D., Calkins D. G., Spraker T. R.**
Immobilization of California sea lions using medetomidine plus ketamine with and without isoflurane and reversal with atipamezole
 Journal of Wildlife Diseases. 2000; **36**(1): 124–130
- 35. Haulena M. et Gulland F. M. D.**
Use of medetomidine-zolazepam-tiletamine with and without atipamezole reversal to immobilize captive California sea lions
 Journal of Wildlife Diseases. 2001; **37**(3): 566–573
- 36. Haulena M. et Heath R. B.**
Marine mammals anesthesia
In : Dierauf L. A. et Gulland F. M. D.
CRC Handbook Of Marine Mammals Medecine
 2^{de} édition. Floride: CRC Press, 2001, 655-688
- 37. Heath R. B., DeLong R., Jameson V., Bradley D., et Spraker T.**
Isoflurane anesthesia in free ranging sea lion pups
 Journal of Wildlife Diseases. 1997; **33** (2): 206-210
- 38. Hue C.**
 Communications personnelles
- 39. Hurley J. A. et Costa D. P.**
Standard metabolic rate at the surface and during trained submersions in adult California sea lions (Zalophus californianus)
 The Journal of Experimental Biology. 2001; **204**: 3273–3281
- 40. Jammes C. (2003)**
Contribution à l'étude des poumons des delphinidés échoués sur les côtes françaises
 Thèse de doctorat vétérinaire : Toulouse, France

- 41. Joseph B. E. et Cornell L. H.**
The Use of Meperidine Hydrochloride for Chemical Restraint in Certain Cetaceans and Pinnipeds
 Journal of Wildlife Diseases. 1988; **24**(4): 691-694
- 42. Kastelein R. A., Vaughan N., Walton S., Wiepkema P. R.**
Food intake and body measurements of Atlantic bottlenose dolphins (Tursiops truncatus) in captivity
 Marine Environmental Research. 2002; **53**: 199–218
- 43. Kastelein R. A., Van der Heul S., Verboom W. C., Triesscheijn R. J.V., Jennings N. V.**
The influence of underwater data transmission sounds on the displacement behaviour of captive harbour seals (Phoca vitulina)
 Marine Environmental Research. 2006; **61**: 19–39
- 44. Kilian A., Von Fersen L., Gunturkun O.**
Lateralization of visuospatial processing in the bottlenose dolphin (Tursiops truncatus).
 Behav Brain Res. 2000 Dec 5; **116** (2):211-5.
- 45. Lacave G.**
 Communications personnelles
- 46. Lamoise E.**
Problématique du bien-être chez les mammifères marins en captivité : application au dauphin souffleur (Tursiops truncatus)
 Thèse de doctorat vétérinaire : Alfort, France
- 47. Lecuyer, C. (1983)**
Respiration du Dauphin. Applications à l'anesthésie de cet animal.
 Thèse de doctorat vétérinaire : Alfort, France
- 48. Lyamin O. I., Mukhametov L. M., Chetyrbok I. S., Vassiliev A. V.**
Sleep and wakefulness in the southern sea lion
 Behavioural Brain Research. 2002 ; **128** : 129–138
- 49. Lynch M. et Bodley K.**
Phocid Seals
In: West G., Heard . et Caulkett N.Zoo Animals and Wildlife, Immobilization and Anesthesia
Zoo Animals and Wildlife, Immobilization and Anesthesia
 1^{ère} édition. Blackwell Publishing, 2007, 718 pp
- 50. McCormick J. G.**
Relationship of sleep, respiration, and anesthesia in the porpoise: a preliminary report
 Proc Natl Acad Sci U S A. 1969 Mar; **62**(3): 697-703.
- 51. Miller N. J. et al.**
Control of pulmonary surfactant secretion in adult California sea lions
 Biochemical and Biophysical Research Communications. 2004 Jan 16; **313** (3): 727-732

- 52. Moesker A.**
General Anesthesia in a Case of Laparotomy on a Harbour Seal (Phoca vitulina)
Aquatic Mammals. 1989; **15**(2): 46-48
- 53. Natoli A., Birkun A., Aguilar A., Lopez A. et Hoelzel A. R.**
Habitat structure and the dispersal of male and female bottlenose dolphins (Tursiops truncatus)
Proc. R. Soc. B. 2005; **272** :1217–1226
- 54. Natoli A., Peddemors V. M. et Hoelzel A. R.**
Population structure and speciation in the genus Tursiops based on microsatellite and mitochondrial DNA analyse
J . Evol. Biol. 2004; **17**: 363–375
- 55. Pang D. S. J., Rondenay Y., Troncy E., Measures L. et Lair S.**
Use of end-tidal partial pressure of carbone dioxide to predict arterial partial pressure of carbon dioxide in harp seals during isoflurane-induced anesthesia
Am. J. Vet. Res. 2006; **67**: 1131-1137
- 56. Parry C.**
Chemical Immobilization of Gray Seals
J. Wildl. Manage. 1981; 45(4): 986-991
- 57. Polasek L. K. et Davis L. W.**
Heterogeneity of myoglobin distribution in the muscle locomotory of five cetacean species
The Journal Of Experimental Biology. 2001; **204**: 209-215
- 58. Ponganis P. J., Kooyman G. L., Sartoris D. et Jobsis P.**
Pinniped splenic volumes.
Am J Physiol. 1992; **262**(2 Pt 2) : 322-325.
- 59. Reidarson Thomas H.**
Cetacea (Whales, Dolphins, Porpoises)
In: Murray E. Fowler et Miller R. Eric
Zoo and Wild Medicine
5^{ème} edition. Saunders. 2003, 786 pp
- 60. Reynolds J. E. III, Odell D. K. et Rommel S. A.**
Marine Mammals of the World
In: Reynolds J. E. III et Rommel S. A.
Biology of Marine Mammals
1^{ère} édition. Smithsonian, 1999, 578 pp
- 61. Ridgway S. H. et Harisson J., F. R. S.**
Handbook of Marine Mammals : Volume 1 The Walrus, Sea Lions, Fur Seals and Sea Otter
1^{ère} édition. Londre: Academic Press, 1981, 235p

- 62. Robineau D.**
Phoques de France
1^{ère} édition. Paris: Fédération Française des Sociétés de Sciences Naturelles, 2004, 196p
- 63. Robineau D.**
Cétacés de France
1^{ère} édition. Paris: Fédération Française des Sociétés de Sciences Naturelles, 2005, 646p
- 64. Roletto J. et Mazzeo J.**
Identification of North American Marine Mammals
In: Dierauf L. A.
CRC Handbook of Marine Mammals Medecine: Health, Disease, and Rehabilitation
1st edition. Floride: CRC Press, 1991, 381-397
- 65. Sarran D.**
Communications personnelles
- 66. Skrovan R. C., Williams T. M., Berry P. S., Moore P. W. et Davis R. W.**
The diving physiology of Bottlenose Dolphins (Tursiops truncatus). II: Biomechanics and changes in buoyancy at depth
The Journal Of Experimental Biology. 1999; **202**: 2749-2761
- 67. Spelman L. H.**
Reversible anesthesia of captive California sea lions (Zalophus californianus) with medetomidine, midazolam, butorphanol and isoflurane
Journal of Zoo and Wildlife Medicine. 2004; **35**(1): 65–69
- 68. Spragg R. G., Ponganis P.J., Marsh J. J., Rau G. A. et Bernhard W.**
Surfactant from diving aquatic mammals
J Appl Physiol. 2004; **96**: 1626–1632
- 69. Van Bonn W., Jensen E. D. et Brook F.**
Radiology, Computed Tomography and Magnetic Resonance Imaging
In: Dierauf L. A. et Gulland F. M. D.
CRC Handbook Of Marine Mammals Medecine
2^{de} édition. Floride: CRC Press, 2001, 655-688
- 70. Walsh M. T., Reidarson T., McBain J., Dalton L., Gearhart S., Chittick E., Schmitt T. et Dold C.**
Sedation and anesthesia techniques in cetaceans
In: Proceedings American Association of Zoo Veterinarian, 2006
- 71. Wardzynski Catherine (2004)**
Etude de la contention des mammifères en parc zoologique des années cinquante à nos jours.
Thèse pour le doctorat vétérinaire : Alfort, France

- 72. Wardzynski C., Arné P. et Millmann Y.**
Méthodes de contention des mammifères au zoo
Le Point Vétérinaire 2005 ; **36**(254) : 46-51
- 73. Weise M. J. et Costa D. P.**
Total body oxygen stores and physiological diving capacity of California sea lions as a function of sex and age
The Journal of Experimental Biology. 2007; **210**: 278-289
- 74. Williams T. M., Haun J. E. et Friedl W. A.**
*The diving physiology of Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*). I: Balancing the demands of exercise for energy conservation at depth*
The Journal Of Experimental Biology. 1999a; **202**: 2739-2748
- 75. Williams T. M., Noren D., Berry P., Estes J. A., Allison C. et Kirtland J.**
*The diving physiology of Bottlenose Dolphins (*Tursiops truncatus*). III: Thermoregulation at depth*
The Journal Of Experimental Biology. 1999b; **202**: 2763-2769
- 76. Williams T. M., Rutishauser M., Long B., Fink T., Gafney J., Mostman-Liwanag H. et Casper D.**
Seasonal variability in otariid energetics: implications for the effects of predators on localized prey resources.
Physiol Biochem Zool. 2007; **80**(4):433-43.
- 77. Wolf J. B., Tautz D. et Trillmich F.**
*Galapagos and Californian sea lions are separate species: genetic analysis of the genus *Zalophus* and its implications for conservation management*
Frontiers in Zoology. 2007
- 78. Wolf J., Trillmich F.**
*Beyond habitat requirements: individual fine-scale site fidelity in a colony of the Galapagos sea lion (*Zalophus wollebaeki*) creates conditions for social structuring.*
Oecologia. 2007; **152**(3):553-67.
- 79. Worthy Graham A. J.**
Nutrition and Energetics
In : Dierauf L. A. et Gulland F. M. D.
CRC Handbook Of Marine Mammals Medecine
2^{de} édition. Floride: CRC Press, 2001, 655-688
- 80. Wurtz M. et Repetto N.**
Dauphins et Baleines
1^{ère} édition française. Paris : Gründ, 1999, 168 p
- 81. Yamaya Y., Ohba S., Koie H., Watari T., Tokuriki M. et Tanaka S.**
*Isoflurane Anesthesia in Four Sea Lions (*Otaria byronia* and *Zalophus californianus*)*
Veterinary Anesthesia and Analgesia. 2006; **33**: 302-306

Toulouse, 2008

NOM : PALMAS

PRENOM : OLIVIER

TITRE : Protocoles d'anesthésie et de réanimation des mammifères marins : Application au grand dauphin (*Tursiops truncatus*) et à l'otarie de Californie (*Zalophus californianus*).

RESUME :

Les mammifères marins représentés par le grand dauphin (*Tursiops truncatus*) et l'otarie de Californie (*Zalophus californianus*) sont la clef de voûte d'un parc marin et la contention chimique et physique sont des actes essentiels pour gérer ces animaux au quotidien.

En effet, les spécificités anatomiques et physiologiques de ces animaux doivent être connues du praticien, notamment les modifications de l'appareil vasculaire et respiratoire. C'est cette dernière fonction qui demande le plus d'attention car l'apnée est courante et longue chez ces mammifères.

Ainsi, des dispositions doivent être prévues dans les parcs qui accueillent ces animaux et les connaissances techniques qui autorisent la tranquillisation ou la sédation des Cétacés et des Pinnipèdes vont de pair avec une parfaite collaboration avec leurs soigneurs.

Enfin, les molécules anesthésiques utilisées sont les mêmes que celles employées pour les mammifères terrestres, à savoir des benzodiazépines, des dissociatifs, des morphiniques, des α_2 -agonistes et les anesthésiques volatils habituels. Les doses sont bien sûr adaptées au type de mammifère marin et à la situation mais une attention constante est accordée au monitoring peropératoire.

MOTS-CLES : Mammifères marins – Dauphin – Otarie – Anesthésie – Réanimation

ENGLISH TITLE : Anaesthesia and recovery protocols for marine mammals: Application to the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) and to the lion sea (*Zalophus californianus*).

ABSTRACT :

Marine mammals, among which the most famous are the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) and the lion sea (*Zalophus californianus*), are key actors in a marine park; hence the necessity to resort to chemical and physical restraint when handling these animals on a daily basis.

Indeed, veterinarians have to be familiar with the anatomical and physiological specificities of these animals, particularly with their vascular and respiratory system. This function requires utmost attention because in these mammals apnoea is common and long.

Consequently, measures must be taken in parks hosting such animals. The technical knowledge required for tranquilizing or sedating Cetaceans and Pinnipeds goes with a high involvement of the nurses.

Finally, the main anaesthetic substances used are the same as those used in land mammals, namely benzodiazepines, dissociatives, morphinics, α_2 -agonists and common anaesthetic gases. Dosage is obviously adapted to the kind of marine mammals and situation but constant attention must be given to preoperative monitoring.

KEYWORDS : Marine mammals – Dolphin – Lion sea – Anaesthesia - Recovery protocol