



OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/23412>

To cite this version:

Blanc, Jérôme. *Médecine des poissons d'aquarium et place du vétérinaire dans son développement en France*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2018, 193 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

MEDECINE DES POISSONS D'AQUARIUM ET PLACE DU VETERINAIRE DANS SON DEVELOPPEMENT EN FRANCE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

BLANC Jérôme
Né, le 17 mai 1993 à PERTUIS (84)

Directeur de thèse : M. Guillaume LE LOC'H

JURY

PRESIDENT :
M. Gérard CAMPISTRON

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Guillaume LE LOC'H
M. Romain VOLMER

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Directrice : **Madame Isabelle CHMITELIN**

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootechne*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*

- M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
- Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
- M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*
- M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
- Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Microbiologie-Pathologie infectieuse*
- Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie vétérinaire et comparée*
- Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
- Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
- Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction (en disponibilité)*
- Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
- M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales règlementées*
- Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

MAITRES DE CONFERENCES CONTRACTUELS

- Mme **BORDE DORE Laura**, *Médecine interne des équidés*
- M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
- M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
- Mme **COSTES Laura**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
- M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*

Remerciements

A Monsieur le Professeur Gérard CAMPISTRON

De l'Université Paul Sabatier de Toulouse

*Pour nous avoir fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Qu'il trouve ici l'expression de mes hommages respectueux.*

A Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H

Maitre de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Pour m'avoir fait l'honneur de m'encadrer,

Pour son soutien et sa disponibilité,

Qu'il trouve ici l'expression de ma profonde amitié.

A Monsieur le Docteur Romain VOLMER

Maitre de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter de juger ce travail,

Qu'il trouve ici l'expression de mes sincères remerciements.

A Madame le Docteur Emma MONGE

Assistante hospitalière au service NAC de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Pour m'avoir guidé dans la partie pratique de cette thèse,

Pour m'avoir fait part de ses connaissances et de son expérience,

Qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde amitié.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES ANNEXES	6
TABLE DES FIGURES	7
TABLE DES TABLEAUX	10
LISTE DES ABREVIATIONS	11
Introduction.....	12
I. Prise en charge des poissons d'aquarium en clientèle vétérinaire	13
1) Prise de contact et accueil.....	13
a) Premier contact avec la structure	13
b) Décision de consultation.....	13
c) Transport et réception de l'animal	14
d) Consultation à domicile	15
e) Télémédicalisation	17
2) La prise d'informations : anamnèses et commémoratifs	18
a) Réalisation et diffusion	18
b) Informations sur l'environnement et la maintenance	19
c) Informations sur le ou les animaux affectés et le motif de consultation	19
3) Examen clinique	23
a) Observation à distance : attitude et comportement	23
b) Approche et contention.....	26
c) Examen rapproché : aspect externe.....	28
4) Sédation et anesthésie	37
a) Généralités	38
b) Les molécules.....	42
c) Le déroulement de l'anesthésie.....	46
d) La surveillance anesthésique	52
e) La réanimation	54
f) Analgésie	56
5) Analyses et prélèvements	57
a) Analyse de l'environnement	57
b) Prélèvements de routine.....	64
c) Hématologie et cytologie	69
d) Histopathologie	71
e) Cultures	73
f) Virologie et PCR.....	74
6) Imagerie.....	75

a)	La radiographie.....	75
b)	L'échographie	79
c)	Scanner et autres techniques avancées	81
d)	L'endoscopie	83
7)	Chirurgie	84
a)	Généralités	84
b)	Approche	84
c)	Incision et techniques chirurgicales.....	86
d)	Sutures et post opératoire	88
e)	Techniques spécialisées	91
8)	Prise en charge médicamenteuse	91
a)	Généralités	91
b)	Voie orale	92
c)	Injectable	96
d)	Balnéation.....	98
e)	Topique.....	100
f)	Des molécules couramment utilisées	100
9)	Hospitalisation	102
a)	Généralités	102
b)	Mise en place	102
c)	Maitrise des paramètres	104
d)	Surveillance et nursing	109
10)	Euthanasie.....	110
a)	Physique.....	111
b)	Chimique	111
11)	Autopsie.....	112
a)	Généralités	112
b)	Technique.....	113
c)	Connaissances anatomiques de base.....	116
d)	Reconnaissance des lésions	124
12)	Réflexion sur le matériel nécessaire et la bibliographie utile	127
a)	Liste de matériel	127
b)	Bibliographie utilisable	130
13)	Prévention, (in)formation	132
II.	Investigation de cette activité en France	133
1)	Vétérinaires NAC et aquariophilie en France	133
a)	Matériel et méthode	133
b)	Résultat	134

c) Discussion	138
2) Potentiel d'activité selon les animaleries de Toulouse et des environs	139
a) Matériel et méthode	139
b) Résultats	140
c) Discussion	145
3) Sondage des aquariophiles français	146
a) Matériel et méthode	146
b) Résultats	147
c) Discussion	155
Conclusion	157
BIBLIOGRAPHIE	159
ANNEXES	168

TABLE DES ANNEXES

Annexe 1 : Un exemple de questionnaire rédigé pour la prise de commémoratifs à distance, d'un cas d'affection impliquant des poissons marins (récifal avec poissons chirurgiens notamment). ...	169
Annexe 2 : Un exemple de questionnaire rédigé pour la prise de commémoratifs à distance, d'un cas d'affection impliquant des poissons de bassin extérieur (carpes et esturgeons notamment). ...	171
Annexe 3 : Anesthésies observées ou mises en place durant la période de réalisation de ce travail de thèse.	173
Annexe 4 : Nourrir les poissons d'aquarium : les différents types de nourritures	175
Annexe 5 : Principes généraux de la filtration d'un système aquatique	179
Annexe 6 : Anatomie interne de deux poissons osseux : un poisson chat (en haut) et un poisson rouge (en bas). Traduit de (Stoskopf, 1993e).....	182
Annexe 7 : Schéma représentant l'anatomie interne chez un scalaire (en haut) et chez un poisson ange (en bas). Traduit de (Stoskopf, 1993e).....	183
Annexe 8 : Schéma représentant l'anatomie interne de deux poissons osseux : un hippocampe (en haut) et un poisson pleuronectiforme (en bas). Traduit de (Stoskopf, 1993e).....	184
Annexe 9 : Schéma représentant l'anatomie externe et interne d'un esturgeon. Traduit de (Stoskopf, 1993e).....	185
Annexe 10 : Schéma représentant l'anatomie interne de deux élasmobranches : une raie pastenague et un requin marteau. Traduit de (Stoskopf, 1993e)	186
Annexe 11 : Questionnaire adressé aux vétérinaires NAC.	187
Annexe 12 : Questionnaire adressé aux animaleries du pourtour toulousain	188
Annexe 13 : Questionnaire adressé aux aquariophiles français.....	191

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Exemple de fiche informative pour le transport de poissons en vue d'une consultation	16
Figure 2 : Exemples de contenants de transport utilisables	17
Figure 3 : Un poisson japonais (<i>Carassius auratus</i>) présenté en consultation pour un défaut de flottaison. 25	
Figure 4 : Illustration des moyens de défense à prendre en compte lors de la manipulation de certains poissons.	26
Figure 5 : « Training » sur un <i>Tetraodon lineatus</i> juste avant la distribution de nourriture.	27
Figure 6 : Exemple de matériel utilisable en médecine des poissons, pour le stockage, la pêche ou l'anesthésie.	28
Figure 7 : Schéma représentant l'organisation générale, plan par plan, de la peau d'un poisson osseux. ...	30
Figure 8 : Schéma de l'aspect général d'un poisson osseux (poisson chat) illustrant la position des différentes nageoires.	31
Figure 9 : Gros plan sur la région caudale d'un poisson osseux illustrant l'aspect normal de la peau, des écailles, de la ligne latérale et des nageoires.	32
Figure 10 : Crâne de murène commune (<i>Muraena helena</i>).	32
Figure 11 : Schéma illustrant l'emplacement de la lige latérale chez différentes familles de poissons osseux : 1.	33
Figure 12 : Gros plan sur la face d'un cichlidé (<i>Neolamprologus sexfasciatus</i>).	34
Figure 13 : Schéma de l'œil d'un poisson osseux, aspects externe et interne.	34
Figure 14 : Examen du fond d'œil chez une carpe Koï (<i>Cyprinus carpio</i>) réalisé à l'ENVV.	35
Figure 15 : Trois exemples d'yeux normaux de poissons d'aquarium.	36
Figure 16 : Surveillance de la fonction cardiaque au doppler chez un cichlidé lors d'une anesthésie.	37
Figure 17 Les principaux sites d'injection chez un poisson osseux.	39
Figure 18 : un poisson rouge plongé dans un bain anesthésique.	41
Figure 19 : Illustration de différents stades anesthésiques lors de balnéations au MS222.	48
Figure 20 : Schémas représentatifs de deux circuits anesthésiques.	49
Figure 21 : Entretien de l'anesthésie et de l'humidité des branchies.	49
Figure 22 : Installation du matériel nécessaire pour une anesthésie longue durée chez un poisson.	50
Figure 23 : Réveil d'un cichlidé (<i>Geophagus sp.</i>) anesthésié au propofol pour une laparotomie.	51
Figure 24 : Suivi de l'activité cardiaque au doppler lors d'une intervention chirurgicale de retrait de masse sur un <i>Channa steewartii</i>	53
Figure 25 : Schéma représentant le cycle de l'azote dans un écosystème aquatique.	60
Figure 26 : Schéma représentant les trois prélèvements de base de l'examen clinique externe chez un poisson osseux.	65
Figure 27 : Raclage cutané sur un poisson rouge (<i>Carassius auratus</i>).	66
Figure 28 : Observations réalisées lors d'un raclage cutané sur une truite arc-en-ciel (<i>Oncorhynchus mykiss</i>).	66
Figure 29 : Un <i>Mikrogeophagus ramirezi</i> présentant des lésions blanchâtres sur les nageoires.	67
Figure 30 : Observation au microscope de filaments branchiaux de guppies (<i>Poecilia reticulata</i>) en étalement frais.	67
Figure 31 : Œufs et larves (flèches) de nématodes observés dans une coprologie de combattant (<i>Betta splendens</i>).	68
Figure 32 : Schéma représentant les deux abords (latéral et ventral) permettant la prise de sang au niveau de la veine caudale (Stoskopf, 1993d).	69
Figure 33 : Prise de sang sur un cichlidé (<i>Coelotilapia joko</i>).	70
Figure 34 : Deux exemples de cytologies réalisées sur des poissons.	71
Figure 35 : Jeunes cichlidés du lac Tanganyika de 3 cm originaires d'un élevage de particulier, présentant une dilatation de la région branchiale.	72
Figure 36 : Un nodule thyroïdien de ce même animal en coupe histologique.	72
Figure 37 : Bactériologie de routine réalisée sur un lot de poissons de pisciculture.	74
Figure 38 : Prélèvement cutané à l'aide d'un écouvillon sur une carpe Koï (<i>Cyprinus carpio</i>) suspectée d'être atteinte par le virus de « la maladie du sommeil » (KSDV).	75

Figure 39 : Positionnement d'un petit Cichlidé (<i>Neolamprologus ocellatus</i>) dans un sac percé pour la réalisation d'un cliché radiographique sans sédation.....	76
Figure 40 : Radiographies de cichlidés de petite taille (4cm) présentant tous deux une dilatation abdominale.....	76
Figure 41 : Radiographie d'un scalaire (<i>Pterophyllum scalare</i>).....	77
Figure 42 : Radiographies de macropodes (<i>Macropodus ocellatus</i>) présentant une dilatation abdominale (à gauche) et d'un individu sain (à droite) permettant la comparaison du positionnement de la vessie natatoire.....	78
Figure 43 : Clichés radiographiques de deux poissons rouges (<i>Carassius auratus</i>) vivant ensemble et tous deux touchés par des problèmes de flottabilité.....	79
Figure 44 : Réalisation d'une échographie chez une carpe Koï (<i>Cyprinus carpio</i>) et chez un poisson rouge (<i>Carassius auratus</i>) tous deux sédatisés.....	80
Figure 45 : Positionnement et acquisition des images lors de la réalisation d'un scanner d'une carpe Koï (<i>Cyprinus carpio</i>) présentant une dilatation cœlomique.....	81
Figure 46 : Images tomodynamométriques de l'animal présenté ci-dessus.....	82
Figure 47 : Visualisation du squelette de la carpe Koï.....	82
Figure 48 : Deux positionnements différents pour deux interventions différentes.....	85
Figure 49 : Ouverture de la cavité cœlomique chez un cichlidé (<i>Geophagus sp.</i>) par voie ventrale.....	86
Figure 50 : Utilisation d'un écouvillon stérile de type coton-tige pour la mobilisation des organes sur un cichlidé (<i>Heros severum</i>).....	87
Figure 51 : Soins de plaies sur un arowana (<i>Osteoglossum bicirrhosum</i>) suite à de nombreuses morsures.....	88
Figure 52 : Evolution d'une plaie chirurgicale de laparotomie chez un cichlidé (<i>Geophagus sp.</i>).....	90
Figure 53 : Exemple de recette adaptée à l'élaboration d'un aliment médicamenteux pour poisson d'aquarium.....	94
Figure 54 : Schéma illustrant la technique de gavage par intubation œsophagienne chez un oscar (<i>Astronotus ocellatus</i>).....	95
Figure 55 : Gavage de carpe Koï (<i>Cyprinus carpio</i>) sous anesthésie générale, à l'aide d'une sonde d'oesophagostomie.....	96
Figure 56 : Réalisation d'une injection intramusculaire chez un poisson japonais « tête de lion » (<i>Carassius auratus</i>) sous anesthésie générale.....	97
Figure 57 : Schéma illustrant la technique de cathéter intracœlomique chez une carpe Koï (<i>Cyprinus carpio</i>).....	98
Figure 58 : Un cernier commun (<i>Polyprion americanus</i>), une espèce marine, pendant un « bain flash » hypo-osmotique dans le cadre d'un traitement contre <i>Benedenia sp.</i>	98
Figure 59 : Euthanasie de deux jeunes <i>Geophagus sp.</i> atteints de tuberculose.....	112
Figure 60 : Schéma de la réalisation de l'autopsie d'un poisson ange.....	115
Figure 61 : Schéma des organes abdominaux chez une perche commune (<i>Perca fluviatilis</i>).....	116
Figure 62 : Retrait d'un arc branchial chez un loup de mer (<i>Dicentrarchus labrax</i>) quelques minutes après l'euthanasie.....	117
Figure 63 : Vessie natatoire de carpe Koï, composée d'un pôle crânial (à gauche) et d'un pôle caudal (à droite).....	117
Figure 64 : Schéma illustrant la variabilité de développement des gonades en fonction du stade physiologique.....	118
Figure 65 : Autopsie d'une raie torpille (<i>Torpedo marmorata</i>) femelle, une espèce ovovivipare.....	119
Figure 66 : Schéma illustrant la diversité anatomique de l'appareil digestif des poissons.....	119
Figure 67 : Schéma des différentes glandes endocrines chez la truite arc-en-ciel (<i>Oncorhynchus mykiss</i>).....	120
Figure 68 : Schéma d'un cœur de poisson.....	121
Figure 69 : Cœurs de poissons issus d'autopsies.....	121
Figure 70 : Le tissu rénal d'une perche commune (<i>Perca fluviatilis</i>) après retrait de tous les organes abdominaux (photo de gauche).....	122
Figure 71 : Encéphale disséqué <i>in-situ</i> lors de l'autopsie d'un cichlidé d'Amérique du Sud (<i>Heros severum</i>).....	123

Figure 72 : Dissection d'un loup (<i>Dicentrarchus labrax</i>) illustrant l'emplacement des organes internes <i>in situ</i> puis <i>ex situ</i>	123
Figure 73 : Autopsie d'un poisson à l'anatomie particulière : le poisson roseau (<i>Erpetoichthys calabaricus</i>).	124
Figure 74 : Fiche de réalisation d'une autopsie de poisson d'ornement : première partie (examen général et externe)	125
Figure 75 : Fiche de réalisation d'une autopsie de poisson d'ornement : deuxième partie (examen interne)	126
Figure 76. Répartition des vétérinaires ayant répondu par type d'activité	134
Figure 77 : Répartition des vétérinaires ayant répondu selon leur ancienneté	135
Figure 78 : Répartition des vétérinaires ayant répondu selon l'intégration de la médecine des poissons dans leur activité	135
Figure 79 : Répartition des vétérinaires ayant répondu en fonction de la fréquence à laquelle ils estiment être sollicités au sujet de poissons	136
Figure 80 : Répartition des vétérinaires ayant répondu en fonction de la manière dont ils prennent en charge les sollicitations au sujet de poissons sans demandes de médicalisation	136
Figure 81 : Répartition des vétérinaires ayant répondu en fonction de leur réponse à la question 9	137
Figure 82 : Raisons pour lesquelles les propriétaires ne présentent pas leurs poissons en consultation selon les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.....	138
Figure 83 : Sources des connaissances au sujet des maladies des poissons selon les personnes interrogées	141
Figure 84 : Fréquence de sollicitation des clients au sujet de problèmes de santé de leurs poisson, d'après les personnes interrogées	142
Figure 85 : Prise en charge des questions au sujet des maladies des poissons d'aquarium par les personnes interrogées.....	142
Figure 86 : Répartition des personnes interrogées selon si elles conseillent ou non le contact d'un vétérinaire à leurs clients au sujet d'un problème de maladie touchant un poisson	143
Figure 87 : Raisons évoquées pour justifier une réponse négative à la question précédente par les personnes interrogées.....	143
Figure 88 : Raisons évoquées par le personnel interrogé, comme limites de la médicalisation des poissons	144
Figure 89 : Possibilité d'évoquer le service NAC de l'ENVV aux clients par les personnes interrogées.....	144
Figure 90 : Répartition des aquariophiles ayant répondu en cinq catégories distinctes	147
Figure 91 : Répartition des aquariophiles ayant répondu selon leur ancienneté dans le hobby	148
Figure 92 : Répartition des aquariophiles ayant répondu en fonction de leur réaction vis-à-vis d'un problème de santé de leurs poissons.....	149
Figure 93 : Répartition des aquariophiles ayant répondu selon l'aide extérieur qu'il sollicitent en cas de problème de santé affectant leurs poissons.....	150
Figure 94 : Répartition des aquariophiles ayant répondu selon si oui ou non ils ont déjà fait appel à un vétérinaire.....	151
Figure 95 : Répartition des aquariophiles selon si oui ou non ils connaissent un vétérinaire	151
Figure 96 : Répartition des aquariophiles ayant répondu en fonction de la raison principale qui limite le recours à un vétérinaire	152
Figure 97 : Répartition des aquariophiles interrogés en fonction de la deuxième raison qui limite le recours à un vétérinaire.....	153
Figure 98 : Choix des différents secteurs dans lesquels les vétérinaires pourraient apporter leur aide selon les aquariophiles interrogés	154
Figure 99 : Répartition des vétérinaires en fonction de si oui ou non ils pourraient être amenés à contacter un vétérinaire NAC.	155

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Questionnaire adapté au recueil des informations concernant l'environnement. Inspiré de (Butcher, 2001).....	20
Tableau 2 : Questionnaire adapté au recueil des informations concernant le contexte clinique.....	22
Tableau 3 : Les différents stades anesthésiques chez le poisson.	40
Tableau 4 : Posologies des principaux agents anesthésiques utilisables en clientèle NAC : première partie	45
Tableau 5 : Posologies des principaux agents anesthésiques utilisables en clientèle NAC : deuxième partie	46
Tableau 6 : Posologies des molécules utilisables dans le cadre de la réanimation d'urgence chez les poissons. D'après (Fiddes, 2008).....	55
Tableau 7 : Quelques paramètres sanguins utiles pour la réanimation liquidienne des poissons.	56
Tableau 8 : Posologies des molécules analgésiques utilisables chez les poissons	57
Tableau 9 : Comparaison de différentes duretés d'eau.	61
Tableau 10 : Conductivité de trois milieux différents en fonction de la salinité.	62
Tableau 11 : Tableau de conversion entre 3 valeurs liées : la salinité, la densité et la conductivité.....	63
Tableau 12 : Paramètres influençant la prise en charge médicale des poissons, suivant leur logique de maintenance.	92
Tableau 13 : Principales molécules utilisables en médecine des poissons, première partie.	101
Tableau 14 : Principales molécules utilisables en médecine des poissons, deuxième partie.....	102
Tableau 15 : Exemple d'équipement en bac d'hospitalisation pour une structure exerçant en clientèle NAC	103
Tableau 16 : Principaux paramètres de l'eau à prendre en compte dans la maintenance d'un poisson en hospitalisation : première partie (paramètres physico-chimiques).	106
Tableau 17 : Principaux paramètres de l'eau à prendre en compte dans la maintenance d'un poisson en hospitalisation : deuxième partie (molécules toxiques).	106
Tableau 18 : Les principales familles de désinfectants et leur action sur les agents infectieux (exceptés parasites).	108
Tableau 19 : Besoins généraux des poissons d'ornement en fonction de leur régime alimentaire.	110
Tableau 20 : Liste du matériel utile pour la prise en charge de poissons en clientèle NAC : première partie.	128
Tableau 21 : Liste du matériel utile pour la prise en charge de poissons en clientèle NAC : deuxième partie.	129

LISTE DES ABREVIATIONS

Ba : Balnéation

CO₂ : dioxyde de carbone

ENVN : Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes

ENVT : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

ICe : Intra Cœlomique

IM : Intra Musculaire*

IP : Intra Péritonéal

IV : Intra Veineuse

MS222 : Ethyl m-aminobenzoate, Tricaine méthane sulfonate ou Métacaine

NAC : Nouveaux Animaux de Compagnie

NaCl : chlorure de sodium

NH₃ : ammoniac

NO₂⁻ : nitrite

NO₃⁻ : nitrate

O₂ : dioxygène

PCR : Polymerase Chain Reaction

PO : Per Os

To : Topique

Introduction

En France et à l'heure actuelle, la médicalisation des poissons d'ornement est plus qu'anecdotique. Les vétérinaires exerçants dans le domaine aquacole sont rares, et pour la plupart cantonnés au domaine de la pisciculture. Lorsqu'on aborde la thématique de la médecine individuelle des poissons, on se trouve rapidement confronté à l'absence de données concrètes sur ce domaine d'exercice en France.

Les propriétaires de poissons prenant la décision de consulter un vétérinaire ont souvent fait face au préalable à de multiples interlocuteurs discréditant cette démarche : entourage proche, autres propriétaires, réseaux sociaux et forums internet, professionnels tels que le personnel d'animalerie. S'ajoutent à cela les freins financier, technique, de disponibilité, et enfin de confiance en une profession peu développée dans ce domaine.

Néanmoins à une époque où le bien-être animal est un sujet fréquemment abordé, la question de la médicalisation des poissons commence à être régulièrement abordée. Parallèlement à l'essor de la médicalisation des NAC de plus en plus de propriétaires pourraient être motivés par une prise en charge médicale de leurs poissons. De plus, le nombre de poissons maintenus par des particuliers en France est considérable, dépassant les trente millions en 2016, ce qui en fait la catégorie animale la plus maintenue en nombre d'individus (ANON., 2016). Cependant la place de ces vertébrés au sein des NAC est souvent remise en question. Que ce soit dans le champs d'activité des vétérinaires, dans les publications scientifiques, ou dans la bibliographie, le monde aquacole est la plupart du temps considéré comme un domaine complètement à part.

Une activité vétérinaire exclusive en médecine individuelle des poissons paraît en France et à l'heure actuelle économiquement non viable. Elle semble cependant accessible en étant incluse dans une activité de médecine NAC. C'est un modèle plus largement développé en Amérique du Nord et au Royaume Uni, comme en témoignent les publications scientifiques de plus en plus fréquentes dans ce domaine.

C'est cette idée qui nous conduit à nous poser la question suivante : est-il envisageable de développer la médecine des poissons en clientèle NAC en France?

La première partie développe le déroulement général de la prise en charge médicale d'un poisson, au travers d'une recherche bibliographique illustrée d'exemples concrets.

La seconde partie expose un travail d'investigation de la situation actuelle en France sur le potentiel de développement de cette activité par les vétérinaires NAC. Cette recherche sous forme de sondages, présente trois visions de cette problématique : celle des vétérinaires NAC français, celle des vendeurs d'animalerie et enfin celle des propriétaires de poissons.

I. Prise en charge des poissons d'aquarium en clientèle vétérinaire

1) Prise de contact et accueil

a) Premier contact avec la structure

Le premier contact lors de demande de conseils ou consultation pour un poisson peut se faire par téléphone. Dans ce cas certaines informations doivent être relevées pour cibler au mieux la demande du propriétaire :

- l'espèce en question
- le motif de consultation
- le nombre d'animaux qui vont être présentés et leur état
- le milieu de vie et les paramètres principaux de l'eau
- le problème rencontré

Cette prise rapide d'informations va permettre au vétérinaire de préparer la consultation en envisageant la meilleure prise en charge à la clinique, le temps de consultation... En effet il est important de bien prévoir l'arrivée des animaux car suivant l'espèce ou la taille, sa gestion, même durant les quelques minutes de la consultation, peut s'avérer complexe, et nécessiter du matériel spécifique. Il semble adéquat de bien discuter de cela avec le propriétaire, qui pourra aussi prévoir de son côté le nécessaire. (Noga, 2010a)

La prise de contact peut aussi se faire par e-mail. Ce mode de communication peut être valorisé lorsqu'il s'agit de donner des conseils, et d'effectuer un premier tri. Par ce biais il est notamment plus facile d'échanger des photos, des vidéos ou autres supports qui aideront à mieux cerner le problème. (Desbrosse, 2017)

Le premier contact directement à la clinique, avec l'animal, en urgence, est à éviter dans la mesure du possible, car il pose des problèmes d'organisation. La plupart des structures vétérinaires ne disposent en effet pas d'équipement prêt à accueillir à tout moment un poisson. Or le déplacement d'un poisson est en général beaucoup plus complexe que celui d'un autre animal en clinique vétérinaire et la garde même d'un poisson peut représenter un défi. Pris au dépourvu, sans préparation, même pour un poisson en bonne santé, le vétérinaire s'expose à des risques non négligeables. Il ne faut donc pas hésiter à sensibiliser les propriétaires sur ce point.

b) Décision de consultation

La médecine des poissons d'ornement passe si possible par une étape d'entretien à distance. Notamment parce que les propriétaires sont souvent incapables d'évaluer la gravité du problème.

C'est une étape importante dans la relation vétérinaire client, qui fidélise et rend confiant le propriétaire de poissons, mais qui est très coûteuse en temps et en connaissances, et difficile à rentabiliser dans un premier temps. Nous aborderons le concept de télé médicalisation un peu plus tard. (Noga, 2010a)

Une fois toutes ces premières étapes réalisées, le vétérinaire doit être en mesure d'évaluer si oui ou non le cas nécessite une consultation. Beaucoup d'arguments entrent en jeu dans cette décision. Parmi les plus souvent avancés, il y a la distance et la difficulté de transport, le stress ajouté à un animal qui n'est pas en bon état, le prix. Il est parfois difficile de prendre la décision de faire venir un poisson en consultation, mais il faut expliquer au propriétaire qu'un diagnostic à distance n'a que très peu de valeur. La présentation d'animaux morts en vue d'une autopsie peut aussi être abordée. (Noga, 2010a)

La première étape de prise de contact permet aussi de comprendre les attentes du propriétaire. En effet ce n'est pas la même chose si on s'adresse à un propriétaire peu informé sur la maintenance de son poisson rouge, ou si on a à faire à un éleveur passionné de petits poissons exotiques. Proposer l'euthanasie d'un animal à visée diagnostique ne sera pas pris de la même manière dans les deux cas par exemple. Cela permet aussi d'adapter la précision de son discours au niveau de compétences du propriétaire. (Stoskopf, 1993c)

A partir de là, un rendez-vous peut être fixé, et le transport de l'animal jusqu'à la clinique envisagé.

c) Transport et réception de l'animal

Pour une majorité des propriétaires, le transport d'un poisson est un événement auquel ils n'ont été confrontés que lors de son acquisition. Depuis les conditions ont changé, l'animal a grandi, ou ils n'ont plus le matériel nécessaire à son transport. Il faudra alors s'assurer de la faisabilité du trajet et que le propriétaire dispose des informations nécessaires à son bon déroulement. La Figure 1 résume la plupart des connaissances et aspects pratiques utiles au déplacement d'un ou de plusieurs poissons. La Figure 2 illustre quelques exemples classiques de contenants utilisables en pratique par les propriétaires pour le transport de leurs poissons. (Noga, 2010a ; Hadfield et al., 2007)

Il faut aussi penser à demander au propriétaire d'apporter de l'eau du milieu de vie de son animal, dans un autre récipient. Cette eau va permettre de réaliser des analyses de paramètres biochimiques utiles à la compréhension du cas. En effet lors du transport le poisson risque de modifier les valeurs de ces paramètres (consommation d'oxygène, urines, fèces...) et l'eau utilisée pour le transport ne sera pas exploitable. Le volume nécessaire est d'un demi-litre à un litre environ. Le contenant doit être propre et inerte. Il peut aussi être demandé au propriétaire d'amener plus d'eau en vue d'une sédation et du besoin de constituer un bac de réveil. Ceci est à adapter au cas présenté. (Butcher, 2001)

La réception au niveau de la structure dépend beaucoup du cas. Il faut évaluer l'état de l'animal, la nécessité de soins immédiats ou de l'utilisation d'un système d'oxygénation de l'eau (système de brassage). Dans certains cas l'animal peut rester un long moment dans son contenant, dans d'autres cas il faut lui fournir au plus vite un environnement adapté (volume plus grand, changement d'eau, oxygénation de l'eau...). Un point particulièrement important à gérer est la température. Les poissons tolèrent mal les variations de ce paramètre. Fournir une pièce isolée, avec une température contrôlée, peut être un plus non négligeable pour limiter le stress de l'animal et préserver son bien-être. Dans tous les cas une préparation minutieuse de la réception est une condition au bon déroulement de la consultation. Elle sous-entend aussi la disponibilité à la clinique d'un minimum de matériel. Cette réflexion sera abordée plus loin, dans la partie « hospitalisation ».(Hadfield et al., 2007)

Dans certains cas la consultation à la clinique n'est pas possible (animaux intransportables, fragiles, trop nombreux, propriétaires peu motivés...). Ce cas de figure, en médecine des poissons plus que dans n'importe quel autre domaine des nouveaux animaux de compagnie (NAC), est malheureusement très fréquent. Cependant des alternatives existent à cette limite de la médicalisation de poissons d'aquarium : la consultation à domicile, et la télé médicalisation.

d) Consultation à domicile

Ce domaine est encore peu répandu en clientèle NAC. Cette approche permet pourtant une excellente appréciation du milieu dans lequel l'animal évolue. Ceci a d'autant plus d'importance que la gestion du milieu de vie est souvent le point de départ des problèmes de santé des NAC, et à fortiori des poissons. La complexité et la diversité des environnements de vie des poissons font de l'anamnèse à distance un véritable challenge, alors qu'une visite à domicile permet de se rendre compte en quelques instants de la situation. De plus le vétérinaire évite ainsi de nombreux biais de description, que le propriétaire directement impliqué, fera à coup sûr. Enfin cela permet de visualiser l'animal dans son environnement, sans le stress du transport. Les interactions avec ses congénères, avec son environnement, son appétit, sa nage, sont autant d'informations que le vétérinaire pourra ajouter à son évaluation clinique. (Scott, 2013)

Cependant les réalités économiques font qu'il est souvent très difficile de mettre en place un tel service. Ajoutons à cela que la consultation à domicile demande une certaine organisation technique, et que certains services sont difficilement réalisables sur place. L'idéal serait de concilier les deux, mais dans la pratique le vétérinaire doit souvent se contenter d'une description à distance de l'environnement et du problème.(Butcher, 2001)

Données pratiques sur le transport de poissons

À l'attention des personnes devant transporter des animaux malades, sur de courtes durées, après accord de la structure accueillante

➤ **Gestion de(s) l'animal :**

- pêche douce et rapide (de nuit, après avoir retiré le décor...)
- placer le(s) poisson de préférence dans la même eau que celle de l'aquarium en attendant le transport (utilisation d'une cage ou d'une nurserie possible)
- si possible arrêter de nourrir 48h avant le transport, ne surtout pas nourrir pendant le transport
- si plusieurs poissons sont concernés, les emballer séparément de préférence, bannir absolument les emballages à deux poissons, préférer alors les groupes

➤ **L'eau :**

- préférer l'eau de l'aquarium sauf contre-indication (pollution, traitement...)
- autrement utiliser de l'eau de conduite après 6 à 12h de stockage à l'air libre pour permettre l'évaporation du chlore (bannir absolument l'eau osmosée ou distillée pure)
- amener une petite quantité d'eau de l'aquarium, dans un autre contenant que celui du poisson (de l'ordre du litre)
- en cas de délai entre la pêche et l'arrivée à destination, ou si le poisson a mangé récemment, effectuer un changement d'eau toutes les 1 à 2 heures environ.
- tout changement d'eau doit être progressif, de l'ordre du tiers du volume toutes les 5 minutes
- veillez à conserver le poisson à température constante, proche de celle de son aquarium d'origine

➤ **Le contenant :**

- il doit être étanche à l'eau et aux poissons (couvercle, bouchon ou fermeture)
- le rapport hauteur d'eau/surface doit être le plus petit possible (tout en respectant la hauteur du poisson)
- un contenant rigide est préférable à un contenant souple
- un contenant transparent est préférable pour pouvoir surveiller l'état de l'animal
- l'introduction et le retrait du poisson doivent être aisés
- le contenant doit être adapté à la taille et à la forme du poisson (épines, poissons plats...)

➤ **Le contenu :**

- eau et air avec une proportion de 1/2 à 2/3 d'air
- volume adapté à l'animal (minimum 1L, environ 1L pour 1 cm de poisson)
- système de ventilation, de brassage, ou oxygène si possible

➤ **Gestion du stress :**

- éviter les éclairages forts, envelopper le contenant avec un emballage sombre
- Le transport doit s'effectuer sans secousses
- tout changement d'eau ou déplacement de l'animal doit être effectué de manière calme en limitant au maximum la manipulation directe du poisson
- la température doit rester constante, ou diminuer légèrement et progressivement (de 1 à 4°C au maximum) : couvrir le contenant avec un emballage isotherme
- les produits anesthésiants et autres traitements de l'eau sont à éviter sur des poissons malades

➤ **Délais de transport :** de l'ordre de l'heure (à température constante)

Figure 1 : Exemple de fiche informative pour le transport de poissons en vue d'une consultation

(Donnée personnelle)

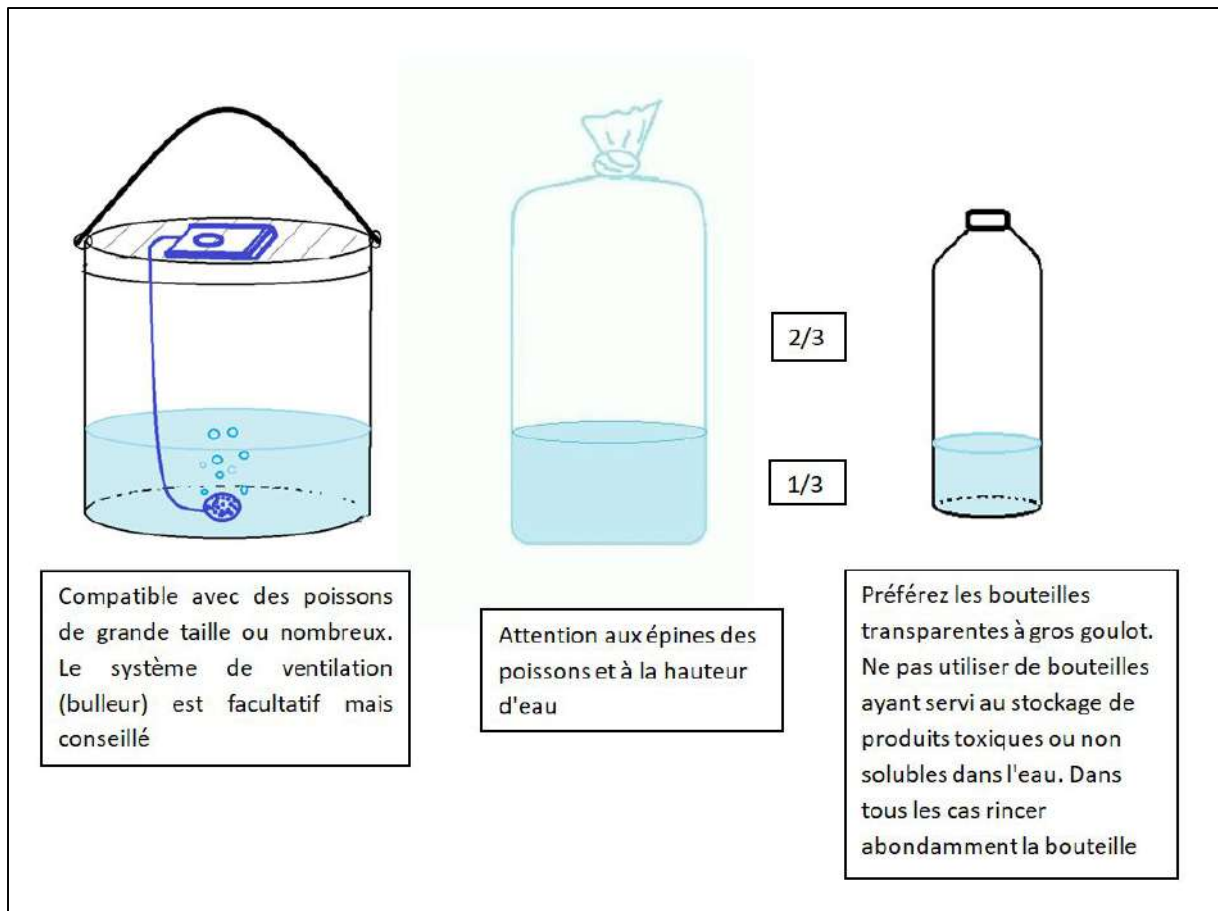


Figure 2 : Exemples de contenants de transport utilisables

(Donnée personnelle)

e) Télémedicalisation

Le concept de télémedicalisation ou télémedecine vétérinaire est relativement récent. Il s'agit « d'une forme de pratique médicale vétérinaire à distance utilisant les technologies de l'information et de la communication. Elle met en rapport, entre eux ou avec l'animal ou le troupeau, un ou plusieurs acteurs, parmi lesquels figure nécessairement un vétérinaire ». (Desbrosse, 2017)

On entend régulièrement qu'il n'est pas autorisé de prendre en charge un cas sans voir directement l'animal. Cette idée est fautive d'après le rapport de l'Académie Vétérinaire de France sur la télémedecine vétérinaire. En Europe et donc en France ce domaine n'est pas régulé comme il peut l'être aux Etats-Unis et au Canada.

Appliqué à la médecine des poissons ce domaine peut être utile par exemple -comme nous l'avons vu plus haut- lors du premier contact pour répondre aux questions et faire un premier tri, pour collecter des compléments d'informations ou pour suivre l'évolution d'un cas en post-intervention.

C'est une activité qui pourrait et devrait théoriquement être rémunérée même si pour l'instant le cadre de ce type de prestation est difficile à mettre en forme.

L'extension de ce domaine est la téléconsultation vétérinaire qui « a pour objet de permettre à un vétérinaire de donner une consultation à distance à un animal ou des animaux ». (Desbrosse, 2017) C'est une pratique qui est aussi autorisée à l'heure actuelle, mais qui présente des limites. Il faut être conscient qu'un diagnostic à distance n'a pas du tout la même valeur qu'un diagnostic établi en présence de l'animal, car il expose à des biais de communication, et des limites en terme d'investigations. Dans certains cas précis où une consultation conventionnelle n'est pas réalisable, ou pour certaines affections connues et évidentes, c'est une pratique qui peut s'avérer constructive.

La pratique de la télémédecine permettrait notamment de pallier au faible nombre de vétérinaires exerçant localement dans le domaine, et de démocratiser la médicalisation des poissons d'aquarium. Elle est dans tous les cas une aide précieuse dans la prise de commémoratifs avant une consultation.

2) La prise d'informations : anamnèses et commémoratifs

C'est une étape clef de la prise en charge d'un cas. Elle se décompose en deux parties : une partie en rapport avec le motif de consultation qui est semblable à ce que l'on peut demander pour tout autre animal et une partie sur l'environnement et le lieu de vie de l'animal. Cette dernière partie doit être aussi détaillée que possible pour permettre une meilleure évaluation du problème.

a) Réalisation et diffusion

La quantité de questions et la diversité des réponses possibles font de cette étape un exercice exigeant, d'autant plus que l'aquariophilie est très diverses en terme d'espèces et d'environnements. Pour aider à son bon déroulement, des questionnaires pré-rédigés peuvent être utilisés. Ils ont l'avantage de poser les bases d'un questionnement le plus complet possible, en cadrant les réponses. Ceci permet au praticien d'éviter de se perdre dans l'acquisition de l'anamnèse. Leur utilisation permet aussi un gain de temps non négligeable car ils peuvent être diffusés avant la consultation, soit directement lors du premier contact et de la prise de rendez-vous, soit en salle d'attente. La difficulté de l'utilisation de tels documents réside dans la nécessité de réaliser des questions suffisamment précises pour faciliter son interprétation, mais assez ouvertes pour s'adapter à tous les cas de figures.

Dans certains cas plus simples et pour un praticien habitué, une anamnèse directe et rapide, en tête à tête et ciblée sur le motif de consultation peut être suffisante. Dans tous les cas l'utilisation d'un questionnaire ne pourra pas remplacer totalement un interrogatoire précis, visant notamment à approfondir certaines réponses. (Stoskopf, 1993c ; Butcher, 2001 ; Noga, 2010a)

b) Informations sur l'environnement et la maintenance

Cette étape nécessite une connaissance globale du matériel utilisé par les aquariophiles, des espèces maintenues et des logiques de maintenance. Le Tableau 1 présente une compilation des informations qu'il peut être intéressant d'obtenir en prévision d'une consultation. Elle est organisée sous la forme d'un tableau à remplir. La liste des informations n'est pas exhaustive et peut être inadaptée à certains cas. En pratique il peut être pertinent d'adapter le questionnaire au cas présenté.(Butcher, 2001 ; Mayer, Donnelly, 2013)

Deux exemples de questionnaires rédigés pour deux situations particulières sont disponibles en annexes 1 et 2 : un aquarium marin et une pièce d'eau extérieure. Ces questionnaires ont été réalisés dans le cadre de prises de commémoratifs à distance, en vue d'une consultation au service NAC de l'ENVT.

c) Informations sur le ou les animaux affectés et le motif de consultation

Cette partie ressemble fortement à ce qu'on a l'habitude de voir avec d'autres animaux ; les logiques seront globalement les mêmes. Une particularité à noter en aquariophilie est le maintien en captivité de nombreux individus d'espèces très diverses. Il faut donc parfois gérer le cas non pas comme celui d'un individu isolé, mais comme celui d'un écosystème à part entière. Les informations essentielles à recueillir sont rassemblées dans le Tableau 2. Il est à noter qu'un questionnaire n'est pas forcément très adapté au recueil précis de ces informations. Un entretien précis et adapté entre le vétérinaire et le propriétaire est ici à privilégier. L'utilisation d'un questionnaire pourra cependant être utile en vue de gagner du temps, ou lors d'entretien à distance. (Noga, 2010a ; Stoskopf, 1993c)

Une bonne prise de commémoratifs permet de déterminer si le problème est aigu ou chronique. La mortalité et la morbidité au sein de chaque espèce sont des informations à relever. Si toutes les espèces sont atteintes ou si au contraire une seule espèce est touchée, l'orientation diagnostique ne sera pas la même. Une dichotomie simple mais qui peut s'avérer efficace consiste à séparer les cas de mortalité et morbidité en trois catégories. Si les symptômes apparaissent subitement chez la plupart des individus et des espèces présentes, on pensera en premier lieu à un problème liée à l'eau. Si les symptômes apparaissent progressivement chez une espèce en particulier, on s'orientera plutôt vers un problème infectieux. Enfin, si les symptômes sont observés chez très peu d'individus, sans que l'on observe de propagation de la maladie on s'orientera vers d'autres causes plus spécifiques.(Andrews et al., 1990a)

Tableau 1 : Questionnaire adapté au recueil des informations concernant l'environnement. Inspiré de (Butcher, 2001)

Aquarium ou Pièce d'eau	Volume d'eau	
	Dimensions (forme)	
	Date de la mise en route	
	Méthode de nettoyage (aspirateur, vidange complète...)	
	Fréquence de nettoyage	
	Emplacement (lumière naturelle, passage, bruits...)	
	Type de roches/graviers/bois	
	Décorations	
	Plantes (présence, type, quantité)	
Circuit d'eau	Fréquence de changement d'eau	
	Proportion du changement d'eau	
	Origine de l'eau (paramètres si connus)	
	Complémentations éventuelles de l'eau (produits, sels minéraux...)	
	Evaluation de l'évaporation	
	Brassage (pompe, bulleur, cascade/fontaine)	
Filtration	Type, marque, modèle, débit	
	Substrat de la masse filtrante	
	Volume de la masse filtrante	
	Date de l'installation	
	Fréquence de nettoyage	
	Méthode du nettoyage	
	Filtre UV (présence, taille, position, date d'installation, date de péremption)	
	Autre (écumeur, ozoniseur, aspirateur...)	
Chauffage	Type (interne, externe, système de thermostat...)	
	Surveillance (moyen utilisé, fréquence)	
	Température relevée (variations jour/nuit, saison...)	
Eclairage	Type (naturel/artificiel, néon/LED ...)	
	Durée d'éclairage quotidienne (variations éventuelles)	
Qualité de l'eau	Paramètres testés et dernières valeurs (pH, nitrites, nitrates, conductivité, dureté...)	
	Aspect (trouble, dépôt de surface, mousse, odeur...)	
	Fréquence des tests	

Poissons et population	Espèces	
	Nombre/Taille par espèce	
	Origine des animaux	
	Derniers poissons introduits et date d'introduction	
	Autres animaux (escargots, crustacés, coraux ...)	
	Procédure de quarantaine (présence, description)	
Alimentation	Type (lyophilisée, congelée, fraîche, vivante)	
	Origine (lieux d'achat, de prélèvement, marque, nature...)	
	Fréquence de distribution	
	Quantité distribuée approximative	
	Stockage (température, date de péremption...)	
Traitement prophylactique	Produits utilisés	
	Fréquence d'utilisation	
Historique médical	Antécédents des 12 derniers mois, ou phénomènes saisonniers	

Tableau 2 : Questionnaire adapté au recueil des informations concernant le contexte clinique.

Inspiré de (Butcher, 2001)

Motif de consultation			
Nombre et espèces de poissons affectés			
Date début des signes			
Description précise des symptômes observés (photos et vidéos bienvenues)			
Evolution (des symptômes, du nombre d'individus touchés...)			
Etat corporel (gras, normal, maigre, amyotrophié, cachectique)			
Appétit (anorexie, prise d'aliment sélective...)			
Mortalité (nombre de morts, état avant leur mort, aspect lors de leur découverte)			
Changements possibles dans la gestion de l'aquarium ou de l'environnement pouvant être liés à l'apparition des signes			
Nettoyage/Changement filtre		Nouveau poisson	
Nettoyage aquarium		Défaut pompe/chauffage/ éclairage	
Changement alimentation (qualité, quantité)		Coupure d'électricité	
Variations températures, météo		Prédateurs	
Algues, feuilles		Nouveau décor/roche/gravier	
Toxiques (biocides, composés thérapeutiques ...)		Autre	
Automédications			
Composé utilisé (marque, principe actif)	Protocole d'utilisation (date et dosages)	Evolution des symptômes suite à l'utilisation	
1.			
2.			
3.			
...			

3) Examen clinique

a) Observation à distance : attitude et comportement

Dans la plupart des cas le vétérinaire est en mesure de réaliser un examen clinique à distance avant de contenir l'animal. Parfois cette évaluation peut même montrer qu'un examen plus poussé n'est pas nécessaire et éviter ainsi à l'animal un stress inutile. Quelquefois cette étape ne sera pas possible (animal nécessitant une sédation pour le transport, individu moribond). L'observation à distance permet de rassembler un maximum d'informations sur le comportement du patient. L'idéal est de pouvoir observer l'animal dans son environnement de vie. Si cela est réalisable il faut veiller à ne pas se focaliser sur l'animal que l'on nous demande d'examiner. Il faut évaluer l'environnement, l'ambiance de l'aquarium, les congénères, leurs interactions (Stoskopf, 1993c).

Dans le cas où l'animal est présenté hors de son milieu de vie, directement à la clinique, une partie de ces informations ne pourront pas être observées directement. Il faudra alors se baser sur les observations du propriétaire (voir partie 0c).

Voici une liste de points à relever lors de l'évaluation du comportement d'un poisson. Il ne s'agit pas d'un recueil de signes cliniques et de maladies associées, le domaine étant trop vaste et trop divers en espèces et en atteintes. Il s'agit d'une liste de quelques points clefs sur lesquels s'attarder pour l'évaluation clinique d'un poisson.

➤ Réactivité et position dans l'environnement

Lors de l'examen clinique le vétérinaire doit évaluer l'attitude de l'animal et mesurer sa réactivité (fuite, réactivité...) à toutes sortes de stimuli (visuels, sonores). Un animal atteint aura plutôt tendance à rester caché, mais aussi à éviter les mouvements. Ce point est difficile à évaluer hors du milieu naturel de vie du poisson, mais sa mobilité peut déjà donner des informations. Les attitudes aberrantes sont aussi à relever lors de cet examen. Il peut s'agir de signes de gêne, lors de douleurs, de blessures, ou de démangeaisons. Un poisson qui se frotte violemment les flancs sur le décor et sur le sol présente une attitude typique d'atteinte cutanée (parasites, blessure, irritation, infection) (Hadfield et al., 2007).

Le positionnement dans l'environnement peut donner des informations intéressantes mais ce n'est visualisable que dans le milieu de vie du poisson. Le comportement de nage en banc est caractéristique de certaines espèces. Un banc qui devient brutalement plus compact peut traduire l'apparition d'un stress. A l'opposé si un ou quelques individus restent isolés, ou fuient alors que les autres viennent manger, leur état doit être évalué. Des poissons qui restent près de la surface, ou à proximité d'une zone de brassage (fontaine, bulleur, turbine) peuvent être en manque d'oxygène, et doivent attirer l'attention du praticien (Noga, 2010a). Un autre comportement classique est de « piper » l'air en surface : il s'agit de poissons qui sortent la bouche de l'eau pour prélever de l'air lors de leur respiration. Ce signe est très alarmant. D'autres comportements doivent alerter le praticien tels que des poissons qui nagent en permanence comme s'ils « cherchaient une sortie ». Cette attitude

peut aller jusqu'à observer des sauts hors de l'eau, ou des blessures par choc avec les bords du contenant et le décor. Certains poissons peuvent aussi se mettre à tourner en rond de manière anarchique (Francis-Floyd, Wildgoose, 2001). Il existe de nombreux autres signes de modification de comportement. Le propriétaire sera le plus à même de notifier tout évènement inhabituel.

➤ Respiration

C'est un point très important de l'examen clinique. Deux données sont à recueillir : la fréquence respiratoire et l'amplitude respiratoire. Ces informations sont à corréler avec le reste des données. On peut observer des anomalies respiratoires dans trois cas de figures : (i) manque d'oxygène à l'échelle du bac (défaut d'aération, problème de convection, température élevée, phénomène de décomposition ...); (ii) problème au niveau du prélèvement de l'oxygène (atteinte branchiale, fort taux d'ammoniac, parasites); (iii) problème d'origine interne (effort physique ou métabolique, maladie, souffrance). L'évaluation de la respiration est possible en visualisant les mouvements operculaires et buccaux chez les poissons osseux. Chez les poissons cartilagineux ce seront les mouvements buccaux et des lamelles branchiales, mais aussi des spiracles chez certaines espèces, qui seront à observer. Un ralentissement de la fréquence et des efforts respiratoires peut être un signe de décompensation de l'animal. Certains poissons, lorsqu'ils se sentent observés, ralentissent considérablement leur respiration pour la rendre quasiment invisible. Il faudra alors essayer de les évaluer sans être vu. D'autres poissons prélèvent l'oxygène dans l'air. Les logiques de respiration ne seront alors pas du tout les mêmes (Noga, 2010a ; Childs, Whitaker, 2001).

➤ Nage et flottabilité

La capacité de déplacement est à évaluer. Si elle est évidente pour de nombreux poissons qui nagent en permanence, certains poissons benthiques sont souvent immobiles et il est donc difficile d'estimer leur état. Un animal se laissant porter par le courant, adoptant des positions aberrantes ou ne fuyant pas quand on l'approche sont autant de présentations d'un défaut de mobilité. La nage peut être gênée par une atteinte des nageoires (blessure, infection bactérienne ou fongique, empoisonnement). Il peut aussi y avoir une atteinte musculaire, nerveuse ou encore osseuse. Le refus ou l'incapacité de déplacement peut aussi être dû à une fatigue globale de l'organisme, ce n'est donc pas forcément un signe spécifique.

Les atteintes de la flottabilité sont des atteintes de la nage plus spécifiques. Deux cas de figure sont possibles : (i) la flottabilité négative, le poisson « coule » ; (ii) la flottabilité positive, le poisson « flotte ». Ce peut être très léger et difficilement perceptible, car les poissons compensent ce problème dans la mesure du possible. Des mouvements de nageoires permanents leur permettent parfois de cacher ce défaut. Un examen minutieux permet de remarquer que l'animal ne cesse jamais de rétablir sa flottaison. Parfois ces atteintes sont évidentes, on parle de poissons "rampants" lorsque ceux-ci coulent, ou plus rarement, on observe un poisson qui reste en surface, une partie de son corps étant émergée. Ces poissons peuvent utiliser le décor pour se maintenir immergé, ou bien parfois se retrouver complètement ventre en l'air. Les causes de ces atteintes sont diverses et demandent bien souvent plus d'investigation. (Francis-Floyd, 2001)



Figure 3 : Un poisson japonais (*Carassius auratus*) présenté en consultation pour un défaut de flottaison.

L'animal était complètement retourné, ventre en l'air, depuis plus d'une semaine, et continuait à se déplacer et à s'alimenter dans cette position. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

➤ **Appétit**

C'est une extension de l'évaluation de la réactivité de l'animal. L'appétit est une donnée sémiologique très importante chez les poissons. Sa valeur pronostique est utile en pratique. Cette évaluation ne peut malheureusement souvent pas être réalisée à la clinique, après le transport de l'animal, le stress affectant grandement la prise de nourriture. Elle est limitée pour des individus de type prédateurs, qui mangent à intervalle de temps espacé, et des proies de grosse taille. L'appétit peut se mesurer individuellement, ou bien au sein d'un groupe de grande taille, de manière globale. Les paramètres à noter sont la quantité d'aliment ingérée, la rapidité d'ingestion et si les animaux trient ou sont difficiles. Le propriétaire pourra aider à l'évaluation de ce paramètre en donnant son avis sur ce qui est normal ou non. Cela peut permettre de déceler un problème débutant, une atteinte globale, des individus nouvellement touchés, un problème digestif... C'est un signe très peu spécifique néanmoins.(Francis-Floyd, 2001)

Une fois l'examen à distance du poisson réalisé, le vétérinaire doit se rapprocher de l'animal pour évaluer son aspect externe. Dans un premier temps l'observation dans l'eau de l'animal est conseillée, au travers d'un sac ou d'un contenant bien transparent adapté à la taille du poisson (Figure 6). Cette inspection doit être réalisée comme un examen clinique classique, selon un ordre que chacun pourra choisir (par exemple « du nez à la queue »). L'usage de systèmes de grossissement comme d'une loupe ou de lunettes grossissantes peut être bienvenu, notamment sur de très petits individus. Certaines lésions deviennent invisibles, ou changent d'apparence lorsqu'en l'animal est hors de l'eau, il faut donc bien les évaluer avant (Lewbart, 2001). Un point important est de visualiser l'animal sous

plusieurs angles : de côté, de face mais aussi de dessus. Certaines lésions sont plus faciles à évaluer dans l'une ou l'autre de ces vues.

b) Approche et contention

L'examen clinique peut nécessiter de contenir l'animal le temps de son observation minutieuse, voire de sa manipulation. Son déroulement dépendra de l'espèce et de l'état clinique de l'animal. Toute manipulation est un événement très stressant pour les poissons qui sont des animaux qui n'ont pas l'habitude d'être contenus, qui tolèrent mal l'immobilisation et à fortiori la sortie de l'eau. Pour des raisons de bien-être animal et pour maximiser les chances de guérison, les interventions sont limitées au maximum, et le recours à la sédation très fréquent.(Noga, 2010a) Ce point sera traité dans la partie 04). Cependant le poisson doit parfois être contenu avant sédation pour permettre son examen. La première étape est la pêche de l'animal. Dans tous les cas elle doit être la plus douce possible, en limitant au maximum le stress de l'animal. L'utilisation d'une épuisette est courante. Le vétérinaire doit en avoir à sa disposition, ou demander au propriétaire d'en apporter. Il faut veiller à disposer de matériel de taille adaptée à l'animal et aux récipients de stockage (Figure 6). La taille des mailles est importante pour éviter de blesser l'animal ou de le coincer (mailles abrasives, épines, nageoires, dents etc.). Dans tous les cas il faut limiter au maximum le temps hors de l'eau pour l'animal. Parfois un simple récipient utilisé pour piéger l'animal avec de l'eau peut s'avérer plus efficace et moins stressant. Il est possible d'utiliser des linges humides pour envelopper l'animal une fois hors de l'eau, ou pour immobiliser un individu de grande taille, mais il faut veiller à limiter l'utilisation de certaines matières qui peuvent être abrasives, ou qui peuvent abîmer la couche de mucus présente sur le corps du poisson. A l'opposé, on peut être amené à pêcher le poisson directement à la main. Une attention particulière est à porter aux épines, éperons venimeux et autres structures coupantes que peuvent arborer certains poissons. Le risque de morsure existe également chez certaines espèces. La prise en compte de ces dangers est importante à prévoir à l'avance et tout le long de la manipulation de ce type d'animaux (Hadfield et al., 2007).



Figure 4 : Illustration des moyens de défense à prendre en compte lors de la manipulation de certains poissons.

Sur la photo de gauche on peut voir un poisson chirurgien (*Naso elegans*). Le nom donné à ces poissons vient du fait qu'ils arborent des structures extrêmement coupantes à la base de la queue. Sur la photo de droite on peut voir une bouche de piranha (*Serrasalmus sp.*). La morsure de défense n'est pas un réflexe présent chez toutes les espèces. Certains poissons, même dotés de dents acérées ne réalisent pas de morsure « volontaire » lorsqu'on les manipule. Cependant, il peut arriver qu'ils blessent les opérateurs en se débattant. Chez le piranha la morsure de défense existe, et est particulièrement délabrante. Données personnelles.

Pour certains individus il est possible de pratiquer du « training » de manière à les habituer à la manipulation. C'est notamment le cas en aquarium public. Cette étape importante permet de pouvoir visualiser de près l'animal sans le contenir, ou de lui apprendre à se laisser immobiliser voire sortir de l'eau sans qu'il ne se sente en danger (Corwin, 2012). Durant toute manipulation il faut limiter les bruits, les secousses, et les lumières vives. Envelopper la tête dans un linge humide pour cacher les yeux peut être un bon moyen de contention pour les gros animaux. Il faut porter une attention particulière aux poissons qui sautent et qui se débattent, qui peuvent s'infliger des blessures conséquentes et blesser les manipulateurs. Les propriétaires informés sont parfois habitués à la manipulation de leur animal.



Figure 5 : « Training » sur un *Tetraodon lineatus* juste avant la distribution de nourriture.

Cette espèce est très sensible au stress. Des manipulations fréquentes sont une bonne solution pour habituer l'animal à réagir calmement aux perturbations de son environnement (pêche, nettoyage de l'aquarium, transport). Cliché réalisé au Club Aquariophile des étudiants de l'ENVT.

Il est parfois nécessaire de poursuivre l'examen clinique sous sédation. La manipulation sans sédation requiert en effet de l'expérience et la connaissance de l'animal et elle n'est pas possible avec toutes les espèces. Les poissons sont des animaux puissants et difficiles à contenir du fait de leur forme. Mais ils sont aussi – pour la plupart des espèces- lisses et recouverts d'un mucus glissant qu'il faut éviter de retirer (constituant des défenses cutanées). De plus ils sont souvent très fragiles (irritation de la peau, arrachage d'écaille, fracture de nageoire, œil sans paupières ...). Certaines espèces présentent également des moyens de défense dangereux pour l'opérateur. Dans tous les cas il est préférable d'utiliser des gants en latex (sans talc), pour toute manipulation directe du poisson. Ils ont les avantages d'isoler l'opérateur, de fournir une bonne prise en main de l'animal en limitant l'aspect

glissant, et enfin de limiter l'abrasion de la couche protectrice de mucus. Il faut toujours mouiller ses gants avant la manipulation (Lewbart, 1998b ; Brown, 1993).



Figure 6 : Exemple de matériel utilisable en médecine des poissons, pour le stockage, la pêche ou l'anesthésie.

A gauche, divers contenants, de volumes connus, et transparents. Le plastique est préféré au verre pour son poids et le fait qu'il ne casse pas. A droite, quelques exemples d'épuisettes de tailles variées. Données personnelles.

L'examen « en main » permet une observation plus minutieuse, non dépendante des mouvements de l'animal, et l'évaluation de structures difficilement visibles voire non visibles jusque-là (bouche, branchies, nageoires). Il peut être réalisé dans l'eau ou hors de l'eau. La sortie de l'eau, extrêmement stressante pour les poissons, est à privilégier sous sédation chez la plupart des espèces. Le laps de temps durant laquelle on peut laisser un poisson hors de l'eau est très variable selon l'espèce et l'état du patient. Il faut à tout prix proscrire la dessiccation, notamment des branchies, même si elle est difficile à évaluer en pratique. Une astuce pour se limiter dans le temps de manipulation à l'air libre est de retenir sa respiration. Lorsque l'on ressent le besoin de respirer c'est le moment de replacer le poisson dans l'eau (Stoskopf, 1993c).

c) Examen rapproché : aspect externe

Les points évoqués ci-dessous sont les éléments principaux à évaluer lors de l'examen clinique rapproché. Cette liste n'est pas exhaustive, et sera à adapter selon l'animal présenté.

➤ Etat général

L'état corporel est à évaluer. Il n'existe pas vraiment de « note d'état corporel » couramment utilisée, mais avec l'habitude le praticien peut s'entraîner à positionner l'état de l'animal sur une échelle. Les points à regarder sont l'état d'engraissement (squelettique, maigre, normal, obèse), mais aussi le développement musculaire (amyotrophie éventuelle). Ce n'est pas toujours facile à évaluer car

fortement dépendant de l'espèce en question. Ce critère peut permettre de déterminer si l'atteinte est plutôt chronique ou bien aigue.

Dans tous les cas il est recommandé de peser l'animal. Cela permet d'avoir un élément de comparaison avec d'autres individus ou dans le temps. Ce peut être utile dans certains cas en vue d'un traitement ultérieur (Lewbart, 2001). Pour des petits poissons, ou en l'absence de sédation, la mesure du volume de l'animal peut permettre une extrapolation approximative de son poids.

➤ Forme

La connaissance de l'aspect normal est très importante. Lors de cas isolés, la comparaison avec un individu sain peut être indiquée. Les modifications de la forme peuvent être diverses et de causes variées.

Un point important à observer est la taille et la forme de la région abdominale. Une dilatation de celle-ci peut traduire notamment une hypertrophie d'un organe interne, l'accumulation d'un liquide ou un phénomène néoplasique.

Les atteintes squelettiques sont plus rares mais peuvent être présentes (fractures, déformations, malformations). Il faut noter cependant que ces défauts de forme sont parfois le fruit d'une sélection par l'Homme, selon des critères « esthétiques ».

➤ Couleur

Les poissons ont la capacité de changer leurs couleurs. Selon les espèces ce peut être spectaculaire et très rapide. Les poissons usent de cette capacité pour se camoufler, pour fuir, pour parader, mais la coloration est aussi affectée en cas de stress ou de souffrance. C'est une information qu'il peut être intéressant de relever. Cet élément est toujours plus utile s'il est évalué en comparaison avec d'autres individus apparemment sains. De manière générale, les individus affectés par une maladie ou un stress quelconque présentent une coloration plus foncée que les autres, on parle de mélanose. Des contre-exemples existent cependant. Le témoignage du propriétaire peut aussi être utile pour mettre en évidence une modification d'aspect. Il faut bien noter que la manipulation, le changement d'environnement ou encore la sédation pourront avoir un effet sur la coloration du poisson et perturber son interprétation (Noga, 2010a).

➤ Peau

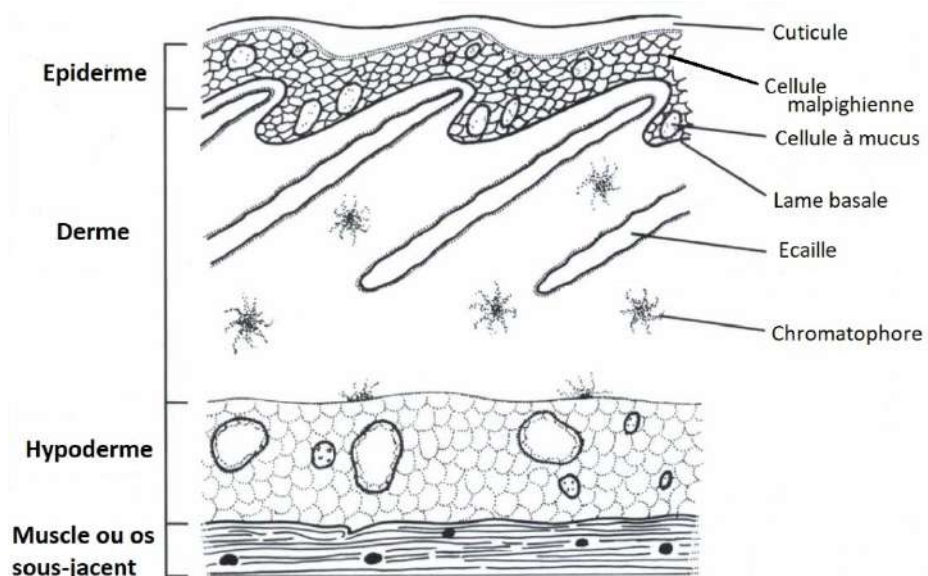


Figure 7 : Schéma représentant l'organisation générale, plan par plan, de la peau d'un poisson osseux.

Traduit de (Wildgoose, 2001)

C'est l'organe le plus étendu du corps du poisson. Son examen doit être minutieux et requiert l'immobilisation de l'animal voire sa sortie de l'eau pour pouvoir évaluer toutes les zones. Lors de la contention il faut prêter une attention particulière à cette interface entre le poisson et son environnement qui peut être très fragile. Il faut éviter les surfaces sèches ou absorbantes. Lors de l'évaluation il ne faudra pas confondre les lésions déjà présentes avec des lésions réalisées par le manipulateur. La peau peut être le siège de nombreuses irritations et érosions. Les modifications focales de coloration, asymétriques, peuvent être des informations importantes à relever tout comme les modifications d'aspect : excès ou manque de mucus, ulcère, hyperplasie, pétéchies, lésions squameuses, cotonneuses, nodules, masses... En règle générale la peau des poissons apparaît lisse et uniforme. Il existe cependant des particularités spécifiques qui peuvent prêter à confusion (Lewbart, 2001). Une connaissance globale de la structure de la peau des poissons comme illustrée par la Figure 7 est importante. La détection et la localisation de lésions cutanées peut être améliorée par l'utilisation de fluorescéine. De la même manière que pour la cornée, ce colorant ne se fixe que sur les cellules mortes. La peau des poissons ne contenant pas de cellules kératinisées il est possible de mettre en évidence d'éventuelles érosions ou phénomènes infectieux. En pratique le colorant peut être appliqué en bain, à la posologie de 100mg/l pendant une dizaine de minutes (Noga, 2010a).

La plupart des poissons possèdent des écailles. Ce sont des structures calcifiées implantées dans le derme. Il y a autant de formes et de dispositions que d'espèces. Certaines espèces en sont dénuées. Leur implantation, leur régularité, leur couleur, la présence de l'épithélium de recouvrement sont autant d'informations qu'il faut relever. Même superficielle une lésion érosive peut avoir de l'importance car les cellules à mucus se situent dans la dernière couche de la peau, soit l'épiderme.

La plupart des poissons possèdent une couche externe cutanée : la cuticule. Cette couche est communément appelée « le mucus ». La cuticule contient des anticorps et des lysozymes, et participe activement aux défenses externes de l'organisme. C'est aussi une couche riche en mucus et contenant quelques débris cellulaires. Il est donc important qu'elle soit répartie de manière homogène sur toute la surface du corps. L'épiderme entre aussi en jeu dans l'isolation hydrique de l'organisme. Toute atteinte de ces structures représente un risque pour le poisson (Leguay, Meunier, 2009).

➤ Nageoires

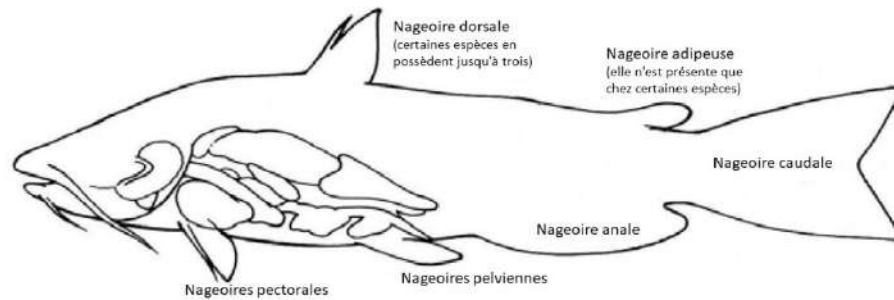


Figure 8 : Schéma de l'aspect général d'un poisson osseux (poisson chat) illustrant la position des différentes nageoires.

Traduit de (Stoskopf, 1993a)

Le nombre de nageoires est variable selon les espèces. La Figure 8 illustre la disposition des différentes nageoires au travers de l'exemple du poisson chat. Ce sont des structures mobiles, composées dans la plupart des cas d'une charpente osseuse ou cartilagineuse et d'un fin tissu épithélial recouvert de mucus. Ces structures servent en premier lieu au déplacement des poissons, mais peuvent être affectées à de nombreuses autres fonctions (nutrition, perception, reproduction, défense...). Les nageoires sont relativement fragiles et peuvent être affectées par des traumatismes, irritations, ou encore des infections. Leur évaluation est importante. On relèvera toute fracture, déchirement, épaissement, saignement, nécrose, présence d'ectoparasites ou encore paralysie. Comme les nageoires entrent en jeu dans la nage et l'équilibre du poisson, l'observation des déplacements lors de l'examen à distance peut permettre de localiser l'atteinte. L'évaluation des nageoires peut également nécessiter un examen microscopique (cf. partie 05) Analyses et prélèvements) (Lewbart, 2001).



Figure 9 : Gros plan sur la région caudale d'un poisson osseux illustrant l'aspect normal de la peau, des écailles, de la ligne latérale et des nageoires.

Chez cette espèce (*Channa aurantimaculata*) la nageoire dorsale (unique) et la nageoire anale se terminent très caudalement. Donnée personnelle.

➤ Bouche

Une attention particulière est à porter sur les dents et la puissance de la mâchoire chez certaines espèces. L'évaluation de la bouche se fait la plupart du temps sous anesthésie. L'appareil buccal des poissons est d'une complexité et d'une variété unique chez les vertébrés. Son évaluation demande de l'habitude et un minimum de connaissances. Elle débutera par un examen des parties externes (intégrité des lèvres, mobilité de toutes les articulations, positionnement des structures), puis de l'intérieur (dents, langue, pharynx). Suivant le cas un otoscope ou un endoscope peuvent être utilisés. Certaines familles de poissons possèdent une deuxième mâchoire plus ou moins développée, en arrière de la première : la mâchoire pharyngienne. Elle peut être dotée de dents (Lewbart, 2001).



Figure 10 : Crâne de murène commune (*Muraena helena*).

Chez cette espèce la mâchoire pharyngienne (dont on peut voir la structure osseuse à gauche) est particulièrement développée et possède des dents acérées. Donnée personnelle.

➤ Narines et pores sensoriels

Cette partie de l'anatomie des poissons n'est pas la plus riche en informations pour l'examen clinique, mais il faut être conscient de son existence. La plupart des espèces présente comme narines deux orifices symétriques en avant du crâne (Figure 12). Ces zones peuvent être le siège d'infections et d'érosions. Il existe aussi d'autres pores sensoriels : au niveau de la tête et ceux constituant la ligne latérale. Ils sont sensibles notamment aux mouvements d'eau et aux signaux électriques, permettant au poisson de se situer dans son environnement et de fuir. Ces structures sont primordiales à la bonne santé de l'animal, et peuvent être le siège d'affections plus ou moins spécifiques. Le vétérinaire doit les évaluer (Lewbart, 2001). Il existe diverses organisations de ces organes (Figure 11). Les poissons cartilagineux, et notamment les requins, en possèdent des spécifiques (ampoules de Lorenzini et cryptes sensorielles). Leur connaissance et leur localisation peuvent être utiles avant l'examen de ce type d'animaux (Stoskopf, 1993a ; Dubroca, 2001).

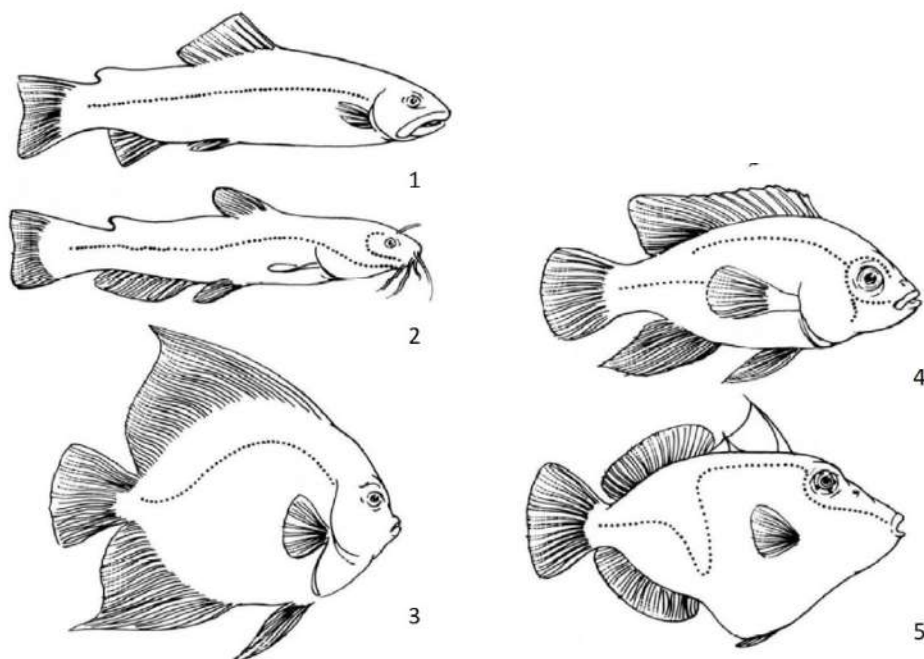


Figure 11 : Schéma illustrant l'emplacement de la ligne latérale chez différentes familles de poissons osseux : 1.

Salmonidé, 2. Ictaluridé, 3. Pomacanthidé, 4. Cichlidé, 5. Balistidé



Figure 12 : Gros plan sur la face d'un cichlidé (*Neolamprologus sexfasciatus*).

Cette figure illustre la position des deux narines (flèches) à ne pas confondre avec les pores sensoriels céphaliques, visibles aussi sur cette photo. On remarque également l'aspect externe de la bouche avec les lèvres mobiles et protractiles ainsi que quelques dents. Cliché réalisé au Club Aquariophile des étudiants de l'ENVT.

➤ Yeux

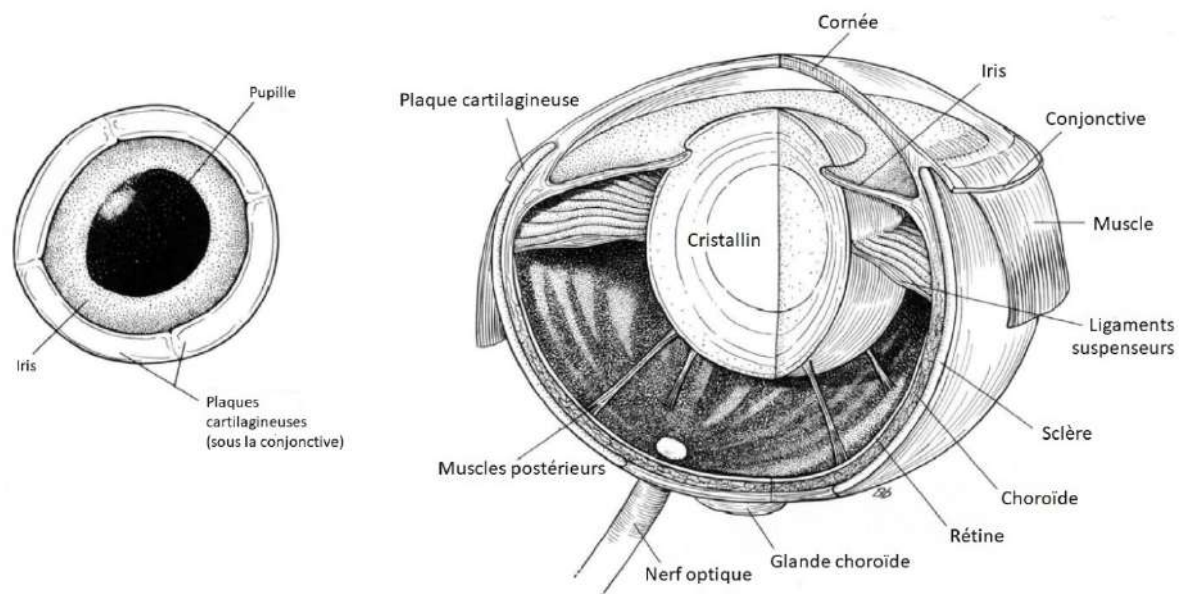


Figure 13 : Schéma de l'œil d'un poisson osseux, aspects externe et interne.

Traduit de (Stoskopf, 1993a).

La vue est un sens essentiel pour de nombreuses espèces de poissons. L'évaluation de cet organe comporte dans un premier temps l'observation des structures annexes. Les paupières sont absentes chez la plupart des poissons. L'œil reste alors visible quelle que soit le statut physiologique de l'animal (vif, endormi ou mort). Certaines espèces sont tout de même dotées de systèmes de

protection :capacité de réaliser une rétroversion du globe chez certains requins, présence d'une membrane nictitante chez d'autres (Dubroca, 2001), énoptalmie active chez les Tétraodontidés (poissons ballons)...

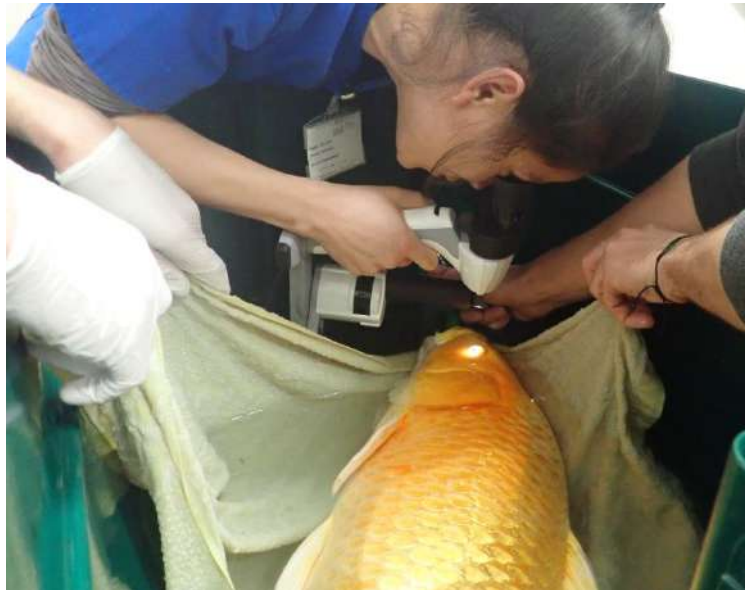


Figure 14 : Examen du fond d'œil chez une carpe Koï (*Cyprinus carpio*) réalisé à l'ENVT.

La première partie de l'examen clinique a permis, à distance, de déterminer si la vue était affectée. A l'examen rapproché ce sens est peu évident à évaluer. Les réflexes et retraits à la menace ne sont pas interprétables chez les poissons. La pupille est très peu mobile, voir complètement immobile, il n'y a donc pas de réflexes photomoteurs. Ces animaux sont par conséquent très sensibles aux lumières vives et l'éclairage des yeux pour un examen ophtalmologique doit être réalisé sous anesthésie. Il faut aussi limiter la durée d'éclairage sous peine de créer des lésions oculaires irrémédiables. Cette sensibilité à la lumière est valable pour toute intervention sur les poissons (Whitaker, 2001). L'évaluation du globe oculaire en lui-même comprend une appréciation de sa forme, de sa position au sein de l'orbite, de son apparence, et de l'intégrité des structures visibles. Il existe de nombreuses variations de couleurs et de formes suivant les espèces rencontrées (Figure 15). Il faut bien penser à comparer les deux yeux pour évaluer ce qui est normal, et comparer si possible avec d'autres individus. L'exophtalmie est un signe clinique classique chez les poissons. La cornée doit être translucide et symétrique. En cas de doute un test à la fluorescéine est tout à fait envisageable. L'utilisation d'un ophtalmoscope pourra permettre l'évaluation des structures intra-oculaires et de la rétine (Figure 13 et Figure 14). Finalement l'ophtalmologie des poissons ressemble en de nombreux points à celle d'autres vertébrés (Lewbart, 2001 ; Jurk, 2002).



Figure 15 : Trois exemples d'yeux normaux de poissons d'aquarium.

De gauche à droite : *Geophagus sp.* , *Symphysodon discus* et *Tetraodon lineatus*. Clichés réalisés au Club Aquariophile des étudiants de l'ENVT.

➤ Branchies

Les branchies sont protégées chez la plupart des poissons osseux par les opercules. L'évaluation de ces structures est importante (mobilité, intégrité, aspect). Ensuite l'examen des branchies est un point clef de l'examen clinique. Ce sont les structures qui permettent la respiration. Leur atteinte est de très mauvais pronostic pour l'animal. L'évaluation macroscopique comprend une vérification de la couleur, de la présence de mucus en quantité normale, de la régularité d'aspect, de l'absence de lésions, de zones de pigmentations ou d'hémorragies... L'anatomie spécifique de certains poissons rend leur observation compliquée et nécessite parfois certains appareils tels qu'un otoscope ou un endoscope (par exemple les murènes, les tétraodons, ou les poissons cartilagineux) (Lewbart, 2001). Une observation microscopique est souvent indiquée pour préciser la nature des lésions. Le choix a été fait ici de placer cette étape dans la partie 05) Analyses et prélèvements.

➤ Organes internes

A cette étape de l'examen peu d'informations peuvent être obtenues au sujet des organes internes. Cependant comme nous l'avons vu plus haut une dilatation abdominale peut être un signe évocateur d'une atteinte d'une de ces structures. La palpation, dans certains cas, peut apporter des informations utiles. La localisation de structures anormalement dilatées ou indurées peut permettre d'identifier l'atteinte. L'orifice ano-génital est une structure à évaluer avec attention. La présence d'une dilatation, d'un prolapsus, de parasites ou encore la production de gamètes ou de fèces, sont autant de signes intéressants. Ce peut aussi être l'occasion de faire des prélèvements en vue d'analyses ultérieures (Andrews et al., 1990a).

L'auscultation cardiaque des poissons est très limitée. Au stéthoscope elle est quasiment impossible à réaliser, hormis pour de très gros animaux. On utilise généralement un système doppler. La valeur sémiologique de la fréquence cardiaque est faible car peu de références existent. De plus, elle varie selon la température, l'état de stress ou de sédation de l'animal. Pour donner un ordre d'idée elle se situe généralement entre 30 et 70 battements par minute. Son utilisation est cependant justifiée dans le cadre de la surveillance des fonctions vitales des poissons (Lewbart, 2001).



Figure 16 : Surveillance de la fonction cardiaque au doppler chez un cichlidé lors d'une anesthésie.

Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

Si parfois l'examen clinique peut être réalisé sans sédation, la suite des investigations nécessite presque toujours l'utilisation d'agents anesthésiques.

4) Sédation et anesthésie

Le choix a été fait ici de ne détailler que les moyens d'anesthésie dits « médicamenteux ». Il existe d'autres techniques possibles comme par exemple l'hypothermie, l'électroanesthésie, la saturation en dioxyde de carbone ou encore l'immobilité tonique chez les requins. Ces techniques sont utilisées dans des cadres particuliers et nécessitent des manipulateurs expérimentés. Elles soulèvent aussi parfois des questions éthiques (Ross, Ross, 2008 ; Fiddes, 2008). Le vétérinaire en clientèle ne sera pas souvent amené à les utiliser mais il faut connaître leur existence car certains propriétaires en font usage.

a) Généralités

L'utilisation de molécules anesthésiantes peut se faire selon plusieurs modes d'administration. Les deux principales voies d'administration sont la balnéation et les injections. La voie orale est très rarement utilisée et il existe peu d'études sur ce domaine. En pratique son utilisation n'est pas justifiée car elle pose des problèmes de variabilité des doses ingérées et des durées d'efficacité (Neiffer, Stamper, 2009).

➤ Les injections

Il existe plusieurs voies possibles, comme chez la plupart des espèces. Cependant leur réalisation peut poser des problèmes techniques chez les poissons de petite taille.

L'injection peut se faire par voie intraveineuse. La réalisation d'un tel geste requiert de l'expérience, et n'est possible que sur des animaux de grande taille. Les sites de ponction sont principalement la veine caudale sous la colonne vertébrale et le sinus veineux sous operculaire (Figure 17). L'administration en intracardiaque est possible aussi. Du fait du fort risque de complications, ces voies d'administration ne sont souvent utilisées que pour des euthanasies (Fiddes, 2008).

Les injections intramusculaires sont possibles. Les points d'injections les plus utilisés sont les muscles dorsaux et les muscles pectoraux chez certaines espèces comme les Cyprinidés (Figure 17). Il existe un risque de nécrose tissulaire à proximité du site d'injection pour certaines molécules. La principale limite de cette voie est la biodisponibilité variable pour un même produit, les durée d'induction et de réveil pouvant être alors très aléatoires (Sneddon, 2012 ; Brown, 1993).

La voie intrapéritonéale ou intracœlomique peut être utilisée. La ponction est réalisée en région ventrale, entre l'orifice ano-génital et les nageoires pelviennes, en inclinant l'aiguille tangentiellement (Figure 17), un risque étant la perforation ou la ponction d'organes internes. Cette voie présente l'avantage d'une absorption rapide, mais peut parfois poser des problèmes de longueur de réveil (Fiddes, 2008).

Les injections par voie sous-cutanée sont généralement peu adaptées chez les poissons. La peau très peu élastique de ces animaux et le faible espace sous-cutané, voire son absence, limitent fortement sa réalisation (Fiddes, 2008).

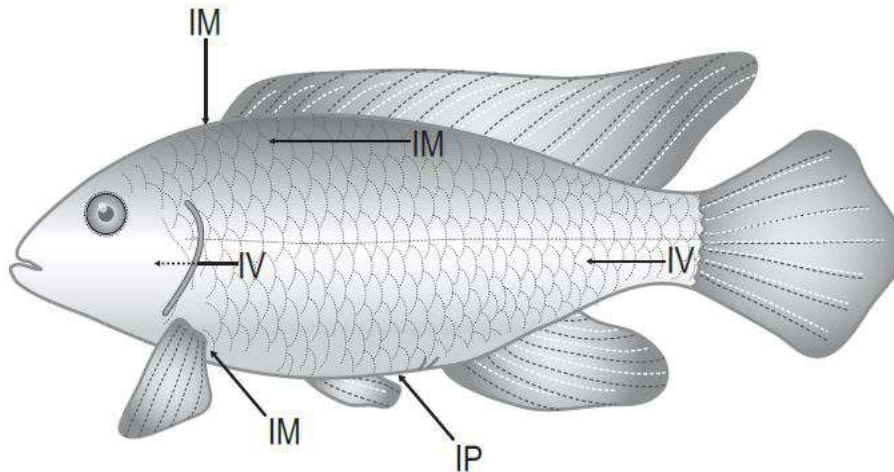


Figure 17 Les principaux sites d'injection chez un poisson osseux.

(IM) intramusculaire ; (IP) intrapéritonéale ; (IV) intraveineuse. (Fiddes, 2008)

Globalement les injections présentent l'avantage de l'administration de doses fixes et connues mais ce sont des techniques non réversibles et dont la réalisation n'est pas sans risques. La dose d'anesthésiant est donnée en unité de masse de principe actif par unité de masse de l'animal (mg/kg). Or évaluer le poids d'un patient n'est pas toujours aisé et demande un minimum de préparation. En médecine individuelle l'absorption transcutanée est largement plus utilisée (Ross, 2001)

➤ La balnéation

Les principes de cette voie d'administration sont les même que ceux de l'anesthésie gazeuse chez les vertébrés terrestres, l'absorption se faisant ici essentiellement par les branchies. L'élimination des anesthésiques se fait aussi principalement par excrétion branchiale bien que d'autres organes soient suspectés d'entrer en jeu comme par exemple le foie, les reins ou le tégument. Ainsi, le principe actif doit être soluble dans l'eau. La dose est cette fois mesurée en unité de masse du principe actif par unité de volume du bain d'immersion (mg/L) (Fiddes, 2008). Cette voie présente l'avantage d'être rapidement réversible en diminuant la concentration du bain dans lequel évolue le poisson. Parfois la réalisation de ce mode d'administration peut se faire en appliquant directement sur les branchies une solution concentrée en anesthésiant. C'est notamment le cas pour de très gros animaux pour lesquels l'immersion dans un bain de concentration suffisante est techniquement complexe. C'est aussi le cas lors de procédures durant lesquelles l'animal doit être maintenu émergé (Ross, 2001). Le déroulement de l'anesthésie d'un poisson par balnéation est décrit dans la partie c).

➤ Applications

Les applications de la sédation et de l'anesthésie sont diverses : manipulation d'un animal fragile, dangereux ou sujet au stress ; réalisation d'un geste technique de précision, d'un examen minutieux. L'anesthésie de longue durée peut être appliquée à la chirurgie. Il existe des cas où l'on peut être amené à réaliser des sédations de longue durée comme par exemple lors de transports. Ceci évite

que les animaux ne stressent ou ne se blessent, et limite l'agressivité et leur consommation en O₂. Enfin, certaines molécules anesthésiantes peuvent être utilisées pour des euthanasie par surdosage (Ross, 2001).

Toutes ces applications nécessitent la connaissance et l'identification des différentes profondeurs anesthésiques. Ainsi, des stades ont été établis. Leur classement et leur numérotation varient selon les sources, mais l'important est de comprendre leur enchainement ainsi que les tests cliniques permettant de les évaluer. Ces informations sont rassemblées dans le **Erreur ! Nous n'avons pas trouvé la source du renvoi.** et abordées dans la partie 04) Sédation et anesthésie.

Tableau 3 : Les différents stades anesthésiques chez le poisson.

Adapté de (Sneddon, 2012 ; Fiddes, 2008 ; Ross, 2001 ; Brown, 1993). En gras sont notés les signes clefs du suivi clinique d'un animal anesthésié. C'est l'apparition de ces signes qui caractérise le passage à un stade anesthésique plus profond.

Stade anesthésique		Attitude générale	Mouvements	Réactivité	Equilibre	Fréquence respiratoire	Fréquence cardiaque	Tonus musculaire	Application
0	Aucun	Normale	Normaux	Normale	Normal	Normale	Normale	Normal	
I	Sédation légère	Désorienté Calme	Diminués	Diminuée	Normal	Normale	Normale	Normal	Transport, manipulations calmes dans l'eau
II	Excitation	Agité	Augmentés	Augmentée	Difficile	Augmentée	Augmentée	Normal	
III	1 Anesthésie légère = sédation profonde	Anesthésié	Aucun	Réflexes uniquement	Absent	Diminuée	Normale	Diminué	Examen clinique, sortie de l'eau, intervention courte et peu invasive
	2 Anesthésie chirurgicale	Anesthésié	Aucun	Aucun	Absent	Diminuée et superficielle	Diminuée	Diminué	Stade recherché pour les chirurgies ou autres interventions de longue durée
	3 Anesthésie profonde	Anesthésié	Aucun	Aucun	Absent	Rares mouvements	Diminuée	Aucun	Stade critique de la profondeur anesthésique : il faut diminuer la concentration en principe actif
IV	Overdose	Apparemment mort	Aucun	Aucun	Aucun	Absente	Arrêt cardiaque	Aucun	Euthanasie

➤ Qualité de l'eau et paramètres du bain anesthésique

C'est un point très important durant l'anesthésie et les paramètres doivent être précisément contrôlés. Le principal paramètre à surveiller est la disponibilité en O₂ dissout. En effet les bains d'anesthésie sont souvent de petits volumes et la teneur en oxygène peut diminuer rapidement. De plus une fois l'anesthésie lancée on observera un ralentissement des mouvements respiratoires et une diminution de leur efficacité. Pour cette raison il est conseillé de fournir en permanence un système d'aération de type bulleur dans le bain anesthésique. L'utilisation de principes actifs liposolubles (eugénol par exemple) requiert encore plus la mise en place d'un bulleur. Ceci permet une meilleure

homogénéisation de l'émulsion et évite la formation d'une pellicule hydrophobe au niveau de l'interface air eau qui limiterait les échanges en O₂.

La pollution de l'eau est aussi à surveiller. Le relargage de déchets azotés (ammoniac principalement) peut présenter un risque surtout pour les branchies, ce paramètre affectera donc secondairement la respiration. La présence de particules et de déchets (fèces, mucus) est aussi à limiter. En temps normal, le poisson réagit lors du contact entre ses branchies et des particules qui pourraient gêner la respiration et léser ces structures fragiles. Lors de l'anesthésie la perte d'une partie des réflexes peut présenter un risque. Il est conseillé de mettre l'animal à jeun 24 à 48 heures avant l'intervention. Cela permet d'éviter le risque de régurgitations, et de limiter la production de fèces et d'urines (Ross, 2001).

Les autres paramètres de l'eau doivent aussi être régulés et maintenus dans des valeurs adaptées au bien-être du poisson. Il est conseillé d'utiliser l'eau du milieu de vie sauf en cas de contre-indications (Ross, 2001). Certaines molécules anesthésiques peuvent changer les paramètres de l'eau, il faudra donc être vigilant. Le MS222, par exemple, provoque une acidification du milieu. Pour certaines espèces sensibles on pourra ajouter à la solution une molécule au pouvoir tampon comme du bicarbonate de sodium (Beckman, 2016). La stabilité de la température peut être un enjeu suivant la température ambiante et la durée d'intervention. En règle générale une légère baisse de température peut être utile (de l'ordre de quelques degrés) mais ceci est dépendant de l'espèce manipulée (attention aux poissons tropicaux). Il faut particulièrement éviter les augmentations de température car elles diminuent la solubilisation de l'O₂ et augmentent les besoins de l'animal (Ross, 2001 ; Sneddon, 2012).



Figure 18 : un poisson rouge plongé dans un bain anesthésique.

On remarque la surveillance de la température (sonde en bas à gauche) et maintien de la saturation en oxygène grâce au bulleur. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

b) Les molécules

Les molécules listées ci-dessous sont les principales utilisées en médecine des poissons d'ornement et disponibles pour des vétérinaires exerçant en clientèle. Il en existe d'autres qui ne seront pas abordées ici.

➤ MS222 (Ethyl m-aminobenzoate, Tricaine méthane sulfonate ou Métacaine)

C'est l'anesthésiant le plus largement utilisé en médecine des poissons d'ornement. Ses avantages sont un temps d'induction très rapide (de l'ordre de la minute), un bon suivi anesthésique et un réveil rapide (de l'ordre de quelques minutes pour des interventions courtes). En effet sa métabolisation et son excrétion sont rapides. Son utilisation se fait essentiellement par baignation. Pour les voies injectables et locales sa métabolisation et son excrétion sont trop rapides. Les propriétés liposolubles de la molécule font que les réveils sont parfois plus longs chez les animaux présentant une charge lipidique importante (adultes, obèses, gravides) (Beckman, 2016).

La molécule se présente sous la forme d'une poudre blanche directement soluble dans l'eau. La solution obtenue est incolore et la solubilisation possible à température ambiante. Pour des raisons pratiques il peut être avisé de réaliser une solution concentrée à l'avance. On peut par exemple réaliser une solution à 10g/L ou pour des plus petits volumes à 1mg/L. Ceci permet de s'adapter rapidement aux volumes en question et de pouvoir corriger la concentration en cas de mauvaise réponse de l'animal. Le temps de conservation de telles solutions n'est pas clairement établi, il dépend de différents paramètres comme la température, la lumière, les propriétés de l'eau de mélange. On peut estimer le mélange opérationnel jusqu'à trois mois après fabrication. Une balance de précision est utile ou des cuillères graduées étalonnées au préalable sont utiles pour préparer la solution (Fiddes, 2008). Son utilisation est possible en eau douce et en eau de mer.

➤ Benzocaïne (Ethyl-4-aminobenzoate)

Il s'agit également d'un principe actif très utilisé en médecine des poissons d'ornement. Ses effets sont très proches de ceux du MS222. La principale différence réside dans le fait que la poudre contenant la molécule est très peu soluble dans l'eau. Elle doit être solubilisée dans une solution d'acétone ou d'éthanol. Ceci rend son utilisation légèrement plus problématique, et le mélange devra être fait à l'avance. Une solution à une concentration de 100mg/ml est un bon compromis. Cette solution peut être conservée jusqu'à 1 an à l'abri de la lumière. La benzocaïne est parfois commercialisée déjà solubilisée (Fiddes, 2008). Son usage est limité à la baignation chez les poissons. Son utilisation est possible en eau douce et en eau de mer.

➤ Eugénol

Ce principe actif présente l'avantage pour les propriétaires d'être disponible sans prescription. Il est commercialisé sous forme de solutions prêtes à l'emploi, et beaucoup utilisé notamment par les propriétaires de carpes Koï. Sa disponibilité en fait aussi un produit de choix pour les anesthésies et euthanasies réalisées à domicile par les propriétaires (Ross, 2001).

Ce principe actif est extrait du clou de girofle sous forme d'huile essentielle. C'est donc un composé liposoluble qu'il est difficile de mettre en solution dans l'eau. Comme pour la benzocaïne, la réalisation d'une solution de stockage à une concentration de 100 mg/ml d'eugénol dans de l'éthanol est parfaitement adaptée.

Les propriétés anesthésiques de ce principe actif sont proches des deux précédents. La principale différence réside en un temps de réveil plus long. L'induction est par contre très rapide et plus calme que ce que l'on peut observer avec le MS222 ou la benzocaïne. Un défaut de ce principe actif est sa capacité d'évaporation importante et son caractère irritant pour les voies respiratoires.

L'eugénol est utilisable en eau douce et en eau de mer.

➤ Isoflurane et halothane

Leur principal avantage est d'être disponible dans toutes les structures destinées à la clientèle NAC. Deux procédés sont possibles : soit par administration directe de la solution liquide dans l'eau du bain, soit diffusion du gaz au travers de l'eau (on fait « buller » le gaz dans l'eau). La première technique pose le problème de la solubilisation de la solution. Le principe actif peut rester concentré à certains endroits et de fortes doses peuvent être létales pour les poissons. La seconde technique pose le problème de la sûreté des manipulateurs. En effet un dispositif en milieu clos est difficile à mettre en place en pratique et les opérateurs seront exposés au gaz. Enfin il est impossible de déterminer précisément la quantité de principe actif en contact avec l'animal ce qui rend difficile le suivi anesthésique et la répétabilité (Fiddes, 2008).

Ces raisons font qu'il est préférable d'avoir recours à d'autres agents anesthésiques. Cependant les propriétés anesthésiques des halogénés sur les poissons font d'eux une bonne alternative au manque de molécules adaptées, ou dans des cas précis d'utilisation (sédation rapide d'animaux dangereux, sédation avant euthanasie...) (Ross, 2001).

➤ Propofol

Historiquement son utilisation était limitée aux injections par voie intraveineuse. Cependant ses propriétés de dépresseur respiratoire limitent son usage chez les poissons. Son utilisation par voie intramusculaire est à proscrire absolument car elle provoque des nécroses tissulaires. C'est d'ailleurs une des raisons pour lesquelles il est risqué d'utiliser cette molécule par voie intraveineuse (Fleming et al., 2003).

Le choix a été fait ici de citer cette molécule pour son usage en balnéation du fait de son utilisation répandue en clientèle NAC. Il existe peu de données scientifiques sur une telle utilisation, cependant une étude réalisée sur la carpe a montré de bons résultats (Oda et al., 2014). On remarquera tout de même que sa couleur blanche et la coloration qu'elle entraîne peuvent gêner l'observation du poisson et masquer la détérioration de la qualité du bain anesthésique. Le temps d'induction est relativement long et le suivi des stades de profondeur anesthésique difficile car les mouvements respiratoires disparaissent rapidement et brusquement. Le réveil peut être très long (Fiddes, 2008). Ce n'est pas un excellent agent anesthésique mais il peut présenter une alternative au manque de produits.

➤ Alfaxalone

Cette molécule peut être utilisée par voie injectable et en particulier par voie intramusculaire. Cependant les données scientifiques pour cette utilisation sont encore limitées. Ses propriétés font d'elle un anesthésique de choix pour les poissons. Elle ne provoque que très peu de dépression respiratoire et agit en soutien de la fonction cardiaque. On peut utiliser cette molécule par voie intrapéritonéale également. Comme pour tous les agents injectables, les réveils sont longs (Bailey et al., 2014 ; Fiddes, 2008).

On peut aussi utiliser l'alfaxalone en balnéation. Cette application assez récente a été testée avec succès chez la carpe et en fait une alternative possible aux anesthésiques classiques utilisés chez les poissons (MS222, benzocaïne, eugénol) (Minter et al., 2014).

L'alfaxalone est une molécule fréquemment utilisée en clientèle NAC. Son prix reste le principal frein à son utilisation à plus large échelle.

➤ Kétamine et associations

Son usage est reconnu par voie injectable (intramusculaire ou intraveineuse). Cependant les stades d'anesthésie profonde sont difficilement atteints et son usage est limité à des sédations pour des interventions courtes. En augmentant les doses, des effets secondaires sont observés (tétanie musculaire, dépression respiratoire, bradycardie). Le réveil est aussi très long (de l'ordre de l'heure à plusieurs heures).

La kétamine peut être utilisée en association avec un agoniste des récepteurs alpha-2 adrénergiques (médétomidine, dexmédétomidine, xylazine). Ceci réduit les effets secondaires de la kétamine et les doses nécessaires. La possibilité de reverser l'anesthésie avec l'atipamézole est un avantage non négligeable de cette association et peut s'avérer très utile dans certains cas. L'utilisation seule d'un alpha-2 agoniste n'est pas recommandée car elle ne fournit pas de bons résultats et des effets délétères peuvent être notés. (Fleming et al., 2003 ; Fiddes, 2008). L'association avec la dexmédétomidine semble fournir de bons résultats sur des espèces d'ornement d'eau douce. Elle a notamment été testée en balnéation ce qui représente une piste intéressante pour l'anesthésie de poissons en clinique vétérinaire NAC (Chai et al., 2009).

➤ Posologies

Tableau 4 : Posologies des principaux agents anesthésiques utilisables en clientèle NAC : première partie

Molécule	Voie d'administration	Posologie	Remarques
MS222	Balnéation	20-250 mg/l (Ross, 2001)	Toutes espèces. Le MS222 entraîne une acidification du milieu. L'usage d'une molécule au pouvoir tampon est recommandée (par exemple bicarbonate de sodium à la même posologie que l'anesthésiant)
		25-100 mg/l (Fiddes, 2008)	Sédation
		75-125 mg/l (Beckman, 2016)	Sédation profonde (interventions légères et de courte durée)
		125-175 mg/l (Beckman, 2016)	Induction
		50-100 mg/l (Fiddes, 2008)	Maintenance
		1 g/l (Fiddes, 2008)	Utilisable en spray directement sur les branchies de gros poissons
Benzocaïne	Balnéation	25-200 mg/l (Ross, 2001)	Posologies équivalentes à celles du MS222. Utiliser un prémélange suffisamment concentré pour limiter le contact entre le poisson et l'éthanol
		100 mg/l (Romaneli et al., 2018)	Sur le scalaire (Cichlidé)
Eugénol	Balnéation	20-100 mg/l (Ross, 2001)	Utiliser un prémélange suffisamment concentré pour limiter le contact entre le poisson et l'éthanol
		100 mg/l (Romaneli et al., 2018)	Sur le scalaire (Cichlidé)
Isoflurane	Balnéation	6-10 mg/l (Noga, 2010c)	Pour le transport
		0,5-2 ml/l (Ross, 2001)	Administrer la solution avec une petite aiguille lentement et sous la surface de l'eau (Fiddes, 2008)
		X	Faire buller le mélange de gaz et d'O ₂ dans une boîte hermétique permettant le recyclage des gaz anesthésiants Sur l'esturgeon
Propofol	Intraveineuse	3,5-7,5 mg/kg (Fleming et al., 2003)	
	Balnéation	2,5-5 mg/l (Oda et al., 2014)	Valeur haute pour l'induction, valeur basse pour la maintenance. Réveil long et stades anesthésiques difficiles à surveiller : à éviter pour les interventions de longue durée
Alfaxalone	Intraveineuse (IM, IP)	12 mg/kg (Fiddes, 2008)	L'utilisation en IM donne de mauvais résultats chez la carpe (Bailey et al., 2014).
	Balnéation	10-2,5 mg/l (Minter et al., 2014)	Sur la carpe. Valeur haute pour l'induction, valeur basse pour la maintenance.
		5 mg/l (Bugman et al., 2016)	Sur l'oscar (Cichlidé), comme sédation pour prélèvements. Temps de réveil allant de 20 à 55 min.

Tableau 5 : Posologies des principaux agents anesthésiques utilisables en clientèle NAC : deuxième partie

Molécule	Voie d'administration	Posologie	Remarques
Kétamine	Intramusculaire ou Intraveineuse	66-88 mg/kg (Fiddes, 2008)	Téléostéens. Immobilisation pour des procédures de courte durée. Le réveil peut être long (>1h)
Kétamine / médétomidine	Intramusculaire (IV)	1-2 mg/kg / 0,05-0,1 mg/kg	Réversible grâce à l'atipamézole (0,3 mg/kg IM)(Fleming et al., 2003)
Kétamine / Xylazine	Intramusculaire (IV)	(Fiddes, 2008) 12-20 mg/kg / 6 mg/kg	Elasmobranches
Kétamine / Dexmédétomidine	Balnéation	50 mg/l / 5 mg/l (Chai et al., 2009)	Sur le poisson rouge, le xipho, le néon et le combattant. Réversible à l'atipamézole en préparant un bain contenant le même volume que celui de dexmédétomidine.
	IM	100 – 115 mg/kg / 140 µg/kg (Chai et al., 2009) 44 mg/kg / 44 µg/kg	Testés respectivement sur l'anguille, le poisson rouge et le dollar (<i>Metynis sp.</i>)

Les informations rassemblées dans ces tableaux sont des données extraites de publications scientifiques. Elles permettent de donner un ordre de grandeur des posologies à utiliser. En pratique il existe de nombreux paramètres qui influent sur le déroulement d'une anesthésie (produit utilisé, date de péremption, paramètres de l'environnement, stade physiologique de l'animal, variation individuelle). L'opérateur devra en permanence s'adapter à la situation, et rien ne remplace le suivi clinique lors de l'anesthésie, pour adapter les posologies. Lorsque plusieurs animaux doivent être anesthésiés il peut être bienvenu de commencer par un unique animal pour pouvoir adapter le protocole ensuite aux autres (Neiffer, Stamper, 2009).

c) Le déroulement de l'anesthésie

Pour plus de simplicité ne sera exposée dans cette partie que l'anesthésie par balnéation. C'est cette technique qui est la plus largement utilisée en pratique courante.

➤ Prémédication et sédation :

La sédation et l'anesthésie générale ne sont pas clairement distinguées chez les poissons. Ce sont deux états en continuité qui dépendent de la dose utilisée et du temps d'exposition. En pratique on parlera de sédation lors d'opérations de courte durée qui nécessitent d'immobiliser l'animal rapidement et durant un faible laps de temps. L'exposition à l'anesthésique se limitera à une seule concentration déterminée en fonction du stade que l'on souhaite atteindre. L'anesthésie générale sous-entend une durée d'intervention plus longue, avec une perte de nombreux réflexes. Elle se décompose en plusieurs phases caractérisées par des concentrations en principe actif différentes

(induction, maintenance). Le suivi des fonctions vitales est d'autant plus important que l'animal perd ses réflexes et entre dans des stades anesthésiques de plus en plus profonds (Ross, 2001).

La prémédication n'est en pratique que très peu réalisée chez les poissons. Elle pose le problème de rajouter une étape pouvant stresser l'animal. En effet toute manipulation ou contention est problématique chez ces animaux et il est préférable de les limiter à une seule intervention. Le fait de refroidir l'environnement peut être considéré comme une sorte de prémédication. Cette technique est utilisable chez certaines espèces et si elle est bien réalisée (baisse très progressive) elle permet de ralentir le métabolisme des animaux sans provoquer de stress. Son usage est toutefois très limité chez les espèces tropicales et demande de l'expérience. L'immobilité tonique chez les élaémobranches peut aussi être considérée comme une sorte de prémédication (Fiddes, 2008). En pratique on commencera donc plutôt directement par l'induction sans prémédication préalable.

➤ Induction

Son déroulement est proche de celui de la sédation, la différence entre les deux résidant dans le stade de profondeur anesthésique recherché.

Pour induire l'animal il devra être placé dans un contenant de volume connu, de préférence avec de l'eau de son milieu de vie. Le volume dans lequel réaliser l'induction dépend de la taille de l'animal et du temps de la procédure. Si de gros volumes permettent de limiter le stress du poisson, et d'éviter qu'il ne se blesse en paniquant, cela peut poser des problèmes techniques (taille des contenants, mobilisation de gros volumes, disponibilité en eau, disponibilité et prix du principe actif, traitement de l'eau). Il est à noter que de gros volumes peuvent au contraire permettre au poisson de prendre de la vitesse, et ainsi de se blesser lors de la phase d'excitation ou de sauter hors du contenant. Le risque de saut est à prendre en compte tout le long de l'opération. A l'opposé l'utilisation de trop petits volumes peut poser un problème de quantité de principe actif disponible. Notamment pour des durées d'exposition plus élevées, la concentration risque de diminuer en deçà du seuil d'efficacité, en raison du prélèvement par le poisson. Le bain anesthésique peut être préparé à l'avance ou le produit ajouté alors que le poisson est déjà dans le contenant. Dans ce cas il faudra veiller à homogénéiser rapidement la solution pour éviter que le poisson ne subisse une surdose anesthésique en entrant en contact avec une zone hyper-concentrée (Neiffer, Stamper, 2009 ; Fiddes, 2008).

La matière du contenant doit aussi être adaptée. Il faut à tout prix éviter les surfaces contondantes ou rugueuses qui pourraient blesser l'animal. Un contenant en plastique lisse est tout à fait adapté. Un sac de transport peut aussi convenir en veillant à ce que le poisson ne se coince pas dans un coin, ou ne soit plaqué par le plastique, ce qui peut provoquer une asphyxie. De manière générale l'utilisation de matériel transparent est bienvenue car elle permet de pouvoir suivre précisément le déroulement de l'anesthésie. Le stress engendré par l'utilisation de matériel transparent peut être limité en couvrant de manière transitoire le contenant et en limitant au maximum les éclairages et les bruits (Ross, 2001).

L'induction passe par une phase d'excitation. Cette phase est plus ou moins impressionnante suivant les espèces, les molécules ou les concentrations utilisées. Pour les raisons exposées ci-dessus il faut

être particulièrement attentif. La présentation peut prendre plusieurs formes, en passant par une nage accélérée en « cherchant la sortie », une accélération et une irrégularité des mouvements respiratoires ou encore une perte d'équilibre progressive qui entraîne une nage erratique. Pour limiter les risques l'induction doit être la plus rapide possible, idéalement moins de 3 minutes (Romaneli et al., 2018). Pour cela les doses utilisées sont souvent plus élevées que lors de la phase de maintenance (Tableau 4). Lorsqu'on utilise une molécule à forte concentration, ou pour certains poissons sensibles, il peut cependant être avisé de commencer avec une faible dose et d'augmenter progressivement en suivant attentivement les réactions du poisson (Fiddes, 2008).

Ensuite, l'animal se calme et ses efforts respiratoires diminuent. Les signes qui vont témoigner de l'avancée dans les stades anesthésiques sont détaillés dans le Tableau 3. Lorsque le poisson présente une perte de réflexes, avec notamment une perte totale d'équilibre, une perte du tonus musculaire et une absence de réaction aux stimuli extérieurs, un acte chirurgical peut être envisagé. La respiration doit être surveillée avec attention et doit toujours rester présente. De plus il est important de fournir en permanence une quantité suffisante en O₂ dissout. L'utilisation d'un système de bulleur est conseillée (Ross, 2001).

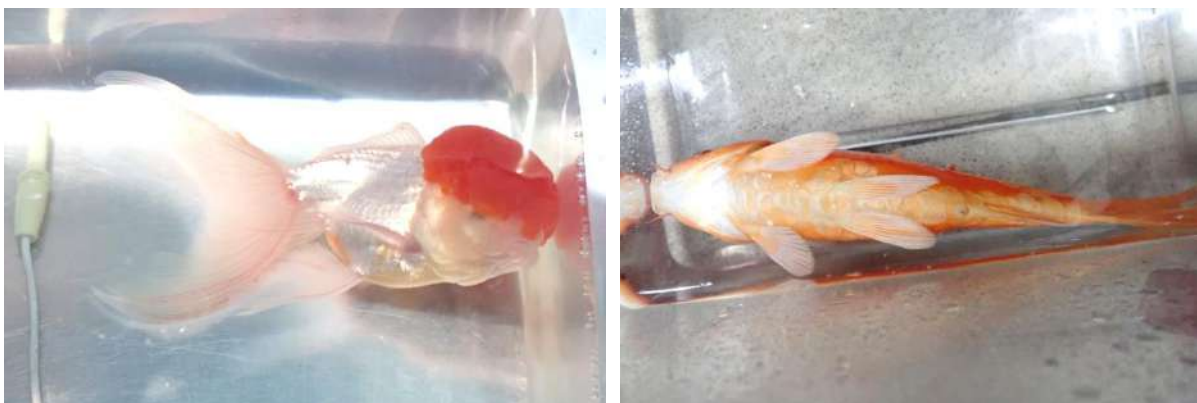


Figure 19 : Illustration de différents stades anesthésiques lors de baignades au MS222.

A gauche perte d'équilibre lors de la phase d'excitation (phase II) précédant la perte des réflexes chez un poisson japonais (*Carassius auratus*). A droite fin d'induction avec perte totale des réflexes chez une carpe Koi (*Cyprinus carpio*) Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

Lorsque l'animal a atteint le stade désiré, l'induction est terminée, on va alors être amené à maintenir l'animal au stade anesthésique désiré pour une durée plus ou moins longue.

➤ Maintenance

Pour certaines interventions courtes l'induction peut suffire. On se placera alors plutôt dans une logique de sédation. Cependant certaines interventions nécessitent une anesthésie de longue durée (chirurgies notamment). Dans ce cas la dose d'anesthésiant doit être diminuée par rapport à l'induction sous peine d'atteindre des stades anesthésiques trop profonds. Le poisson doit alors être plongé dans un bain de plus faible concentration, tout en surveillant la profondeur de l'anesthésie. Si

l'intervention est longue, l'animal peut être sorti de l'eau quelques instants puis replacé dans le bain pour permettre à la fois l'absorption d'agent anesthésique et la respiration.

Pour des procédures de longue durée une respiration artificielle par passage d'eau dans les branchies doit être mise en place. Cela permet de maintenir la fonction de respiration même si l'animal est émergé, tout en fournissant un apport constant en anesthésiant. Il existe deux possibilités pour la mise en place d'un tel dispositif comme détaillé dans la Figure 20.

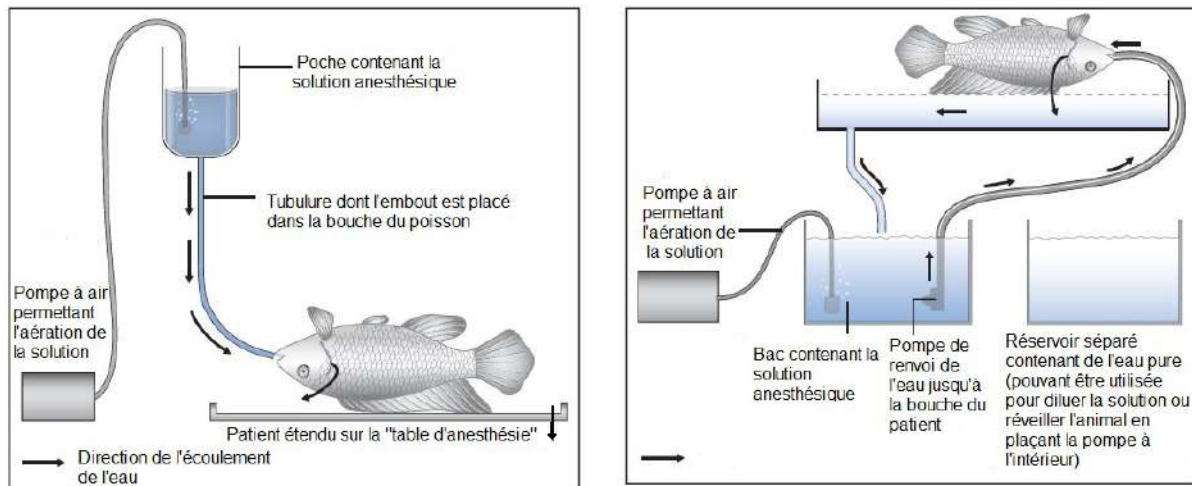


Figure 20 : Schémas représentatifs de deux circuits anesthésiques.

Un circuit de maintenance anesthésique ne permettant pas le recyclage de la solution anesthésique (à gauche), et un circuit permettant le recyclage de la solution anesthésique (à droite). Traduit de (Fiddes, 2008)

Le courant d'eau peut être entretenu à l'aide d'une seringue, d'une pompe électrique ou d'un système de perfusion. Le débit doit être adapté à l'anatomie du poisson. Les branchies sont des structures fragiles. Le courant d'eau doit être de préférence administré dans le sens normal de circulation de l'eau (de la bouche vers les ouïes chez les poissons osseux). Il faut veiller à ne pas faire entrer l'eau dans l'œsophage en plaçant la sortie d'eau juste à l'entrée de la bouche. En cas de régurgitation un nettoyage à grande eau des branchies est très important (Fiddes, 2008).



Figure 21 : Entretien de l'anesthésie et de l'humidité des branchies.

Réalisés au moyen d'une pompe sur un poisson japonais (photo de gauche) ou manuellement avec une seringue sur un *Channa steewartii* (photo de droite). Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

Il faut veiller à ce que le poisson reste humide tout le long de l'intervention. Pour maintenir la position le manipulateur pourra utiliser des cales comme des mousses d'ameublement taillées de manière adaptée par exemple. Il est important de fournir un support non abrasif et non irritant. L'utilisation d'un film plastique étanche peut être utile pour conserver une interface humide entre l'animal et le support (Ross, 2001). Il existe des tables adaptées à l'anesthésie expérimentale des poissons qui peuvent être utilisées et qui simplifient la mise en place de telles procédures. Cependant leur taille standardisée limite leur utilisation (Sneddon, 2012).

Le manipulateur peut être amené à modifier les concentrations en anesthésique de la solution. Pour cela un minimum d'anticipation est nécessaire pour pouvoir réagir rapidement. Dans le cas d'un système recyclant l'eau, la concentration en principe actif va diminuer au fur et à mesure de l'absorption par le poisson. En cas de perte d'efficacité le bain doit être changé (Fiddes, 2008).



Figure 22 : Installation du matériel nécessaire pour une anesthésie longue durée chez un poisson.

A gauche il s'agit du bain d'induction concentré en anesthésique. A droite on observe le système de maintenance, avec recyclage de l'eau grâce à une pompe. L'eau est maintenue à température optimale grâce à un tapis chauffant. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

➤ Le réveil

Le réveil est réalisé simplement par arrêt de contact entre les branchies du poisson et la solution anesthésique. Dans le cas de l'utilisation d'un circuit anesthésique, le réveil peut être débuté par le remplacement de la solution de maintenance avec une eau exempte de tout produit. L'oxygénation est alors maintenue le temps que le poisson élimine et métabolise les molécules résiduelles et que sa

fonction respiratoire redevienne efficace. Le poisson peut aussi être plongé dans un bain d'eau propre, ne contenant plus d'anesthésique. Dans ce cas il faut porter une attention particulière aux mouvements respiratoires. En cas de doute sur le renouvellement de l'eau au niveau branchial, un faible courant d'eau artificiel peut être maintenu en plaçant la bouche du poisson dans la direction d'un courant d'eau (pompe, bulleur) ou en effectuant des mouvements « avant arrière » avec le poisson pour faire circuler l'eau dans ses branchies. Dans tous les cas un système d'aération est à mettre en place pour maximiser la dissolution de l'oxygène, en prenant garde cependant à ce que le courant d'eau ne soit pas gênant pour un animal qui n'est pas totalement réveillé (Neiffer, Stamper, 2009).



Figure 23 : Réveil d'un cichlidé (*Geophagus sp.*) anesthésié au propofol pour une laparotomie.

Avec cette molécule le réveil est relativement long. Un bulleur est important pour maintenir une oxygénation de l'eau suffisante et un léger courant d'eau. L'animal encore déséquilibré doit être surveillé (mouvements respiratoires, corps complètement immergé). Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

Le réveil peut prendre plus ou moins de temps selon la molécule utilisée, l'espèce, ou la durée d'intervention. Lors d'une sédation il va de quelques secondes à quelques minutes. Suite à une chirurgie lourde la reprise d'activité peut durer plusieurs heures (Ross, 2001).

La surveillance de l'animal durant cette phase est importante. La perte de certains réflexes peut exposer à certains risques (asphyxie, défaut de positionnement, aspiration par une pompe, irritation cutanée ou oculaire). Certains animaux passent par une phase d'excitation, il faut alors contenir l'animal pour éviter qu'il ne se blesse ou ne saute hors du contenant, et veiller à la sécurité des opérateurs. Même si le poisson est apparemment totalement réveillé un temps d'observation doit être maintenu à l'issue du réveil. Une attention particulière est à porter vis-à-vis de l'agressivité des congénères. La réintroduction d'un animal anesthésié dans son environnement doit dans tous les cas être faite sous surveillance.

d) La surveillance anesthésique

➤ La profondeur anesthésique

Les stades de profondeur anesthésique ainsi que les signes cliniques associés sont rassemblés dans le Tableau 3. Il existe plusieurs tests qui peuvent être réalisés pour permettre l'évaluation du stade dans lequel se trouve l'animal. Ce sont globalement les tests de réflexes. On notera que suivant la molécule et la dose utilisées, le passage d'un stade à l'autre peut être très rapide et peu distinct (Fiddes, 2008).

L'évaluation de la perte des réflexes peut être réalisée de différentes manières. L'équilibre de l'animal est particulièrement important à évaluer. Lorsque l'agent anesthésique commence à faire effet on observera une perte progressive d'équilibre. Pour évaluer son importance le manipulateur pourra doucement mobiliser l'animal et observer son comportement. Certains poissons restent posés sur le fond en décubitus ventral même lorsqu'ils sont anesthésiés. On pourra les retourner pour évaluer leur réponse. Le stade « III – 2 » (anesthésie chirurgicale) est obtenu lorsque, même placé dans une position non physiologique, le poisson ne tente plus de se rétablir (Sneddon, 2012).

La stimulation de la région caudale par un pincement non traumatique est aussi une technique utilisée pour évaluer la profondeur anesthésique. Sur un animal vigile ou légèrement sédaté, cela entraîne un mouvement franc de la région caudale, c'est un réflexe de fuite (Neiffer, Stamper, 2009). Le tonus musculaire peut être évalué en mesurant la mobilité de la mâchoire inférieure. L'absence de résistance marque la fin de la phase « II » et le début de l'anesthésie. D'autres zones peuvent être stimulées comme par exemple le pourtour des opercules en région ventrale. Ce test déclenche des mouvements operculaires et buccaux chez les animaux de stade inférieur au « III-2 ». Il peut aussi être utilisé pour stimuler la reprise de la respiration. Les mouvements operculaires peuvent devenir très superficiels lorsque ce stade est atteint. Une fois l'animal hors de l'eau ils seront très difficiles à évaluer. C'est un point problématique car la surveillance de l'activité respiratoire reste le seul signe clinique externe encore présent pour évaluer la profondeur anesthésique, voire la survie de l'animal (Fiddes, 2008). Pour cette raison on peut être amené à utiliser d'autres moyens pour le monitoring.

➤ L'activité cardio-respiratoire

Le suivi clinique de la fonction cardiaque chez les poissons est utile lors d'interventions chirurgicales ou lors d'anesthésies de longue durée. Le pouls n'est pas évaluable chez les poissons, mais chez certaines espèces on peut observer les battements cardiaque au travers de la peau, par vibration ou en raison de la transparence des tissus chez de très petits individus. Ces cas restent tout de même anecdotiques. L'utilisation du stéthoscope est très limitée en pratique (Lewbart, 2001).

L'utilisation d'un système de sonde doppler est justifiée dans la plupart des cas. La sonde est placée en regard du cœur juste derrière les opercules en position ventrale. La fréquence cardiaque est très variable mais se situe généralement entre 30 et 70 battements par minute (Lewbart, 2001). L'anatomie de certains poissons limite cette utilisation (structure osseuse proéminente, écailles épaisses...). Le cœur est situé plus dorsalement chez certaines espèces dont l'anatomie est

« comprimée latéralement » (voir annexe 6 : anatomie du scalaire). L'abord ventral est alors inefficace. Le signal sonore relevé s'apparente à un souffle, similaire à ce que l'on peut entendre chez les reptiles.



Figure 24 : Suivi de l'activité cardiaque au doppler lors d'une intervention chirurgicale de retrait de masse sur un *Channa steewartii*.

L'anesthésie au propofol provoque une perte rapide des mouvements respiratoires rendant le suivi de la profondeur anesthésique compliqué. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

D'autres moyens peuvent être utilisés pour suivre la fonction cardiaque comme par exemple l'échographie ou l'électrocardiographie. La sonde échographique est placée directement en regard du cœur comme pour la sonde doppler, et le cœur et ses mouvements sont directement visualisés. Sur de très grosses espèces la voie d'accès préférentielle est le passage de la sonde par la bouche ou par les opercules pour pouvoir venir se placer derrière les arcs branchiaux, directement contre le cœur. Le positionnement de la sonde dans l'œsophage est également une possibilité (Stetter, 2001). Les électrodes de l'électrocardiographie peuvent être positionnées sur les nageoires pectorales et anales, ou encore positionnées au travers de la peau à l'aide d'aiguilles (Fiddes, 2008). L'interprétation et l'obtention des tracés n'est pas évidente et difficilement réalisable sur de petites espèces.

La fonction respiratoire est également à suivre tout le long de l'intervention. Les branchies humides doivent absolument être maintenues humides. Même si les mouvements respiratoires semblent corrects, l'oxygénation du sang peut être altérée par l'anesthésie (bradycardie, hypovolémie). L'oxymétrie de pouls n'est pas utilisable chez les poissons (Ross, 2001). Une modification de la couleur des branchies, notamment leur décoloration peut être un signe alarmant. La décoloration des extrémités (nageoires, pédoncule caudal) peut aussi être observée. En pratique ce sont des signes difficilement interprétables et qui peuvent passer inaperçus dans de nombreux cas. Les prélèvements sanguins répétés le long de l'intervention peuvent permettre un suivi de différents paramètres (saturation des gaz, pH, hématoците, glycémie, lactates). En pratique la difficulté de réalisation fait qu'ils ne sont que très rarement effectués (Neiffer, Stamper, 2009).

➤ La qualité de l'eau

Le monitoring du bon déroulement de l'anesthésie passe par une évaluation de la qualité et des paramètres de l'eau qui maintient l'animal en vie. C'est un point très important qui a été abordé tout le long de cette partie, puisqu'il conditionne à lui seul la survie du poisson. Les paramètres clefs sont la présence en O₂ dissout, l'élimination du CO₂ (entretenu par un bulleur), le maintien d'un pH, d'une dureté ou d'une salinité, d'une température appropriés (système isotherme, chauffage, ventilation) et enfin la surveillance de la pollution de l'eau par le poisson (déchets azotés, fèces, mucus) (Neiffer, Stamper, 2009). Pour ce dernier point un système de filtration ou des chélateurs peuvent être utilisés, mais leur emploi requiert de l'expérience car ils peuvent altérer l'efficacité de l'anesthésie. La réalisation de changements d'eau réguliers est une bonne alternative mais demande une organisation technique non négligeable.

De manière générale il faut voir le bain anesthésique comme un aquarium miniature, et très instable, qui doit être maintenu dans des conditions les plus proches possible de celles optimales pour l'espèce anesthésiée. Le contrôle des paramètres de l'eau est abordé dans la partie «5) a)Analyse de l'environnement ».

e) La réanimation

➤ Cardiorespiratoire

Une perte des mouvements respiratoires n'est généralement pas une urgence vitale, d'autant plus si de l'eau bien oxygénée est amenée artificiellement au contact des branchies. C'est cependant un signe de surdose anesthésique et il est conseillé de diminuer la concentration rapidement (Tableau 3).

La bradycardie voire la disparition des battements cardiaques est une urgence. Il existe un réflexe activant la fonction cardiaque lors de l'augmentation de passage de l'eau par la bouche et les ouïes. Une augmentation de la fréquence cardiaque peut être stimulée par l'irrigation de la cavité buccale à l'aide d'une pompe, ou en mobilisant l'animal bouche ouverte dans le bain. Ceci permet en parallèle de maximiser l'évacuation de l'anesthésiant de l'organisme (Ross, 2001).

En cas de non réponse une gestion d'urgence peut être mise en place. L'animal est mis sous respiration artificielle s'il ne l'était pas déjà. En parallèle certaines molécules de réanimation peuvent être utilisées (Tableau 6), même si leurs effets ne sont pas encore bien connus chez les poissons (Neiffer, Stamper, 2009).

Tableau 6 : Posologies des molécules utilisables dans le cadre de la réanimation d'urgence chez les poissons. D'après (Fiddes, 2008).

Molécule	Voie d'administration	Posologie	Remarques
Doxapram	IV, IP	5 mg/kg	Stimulation de la fonction respiratoire, utilisé chez le requin. Provoque une excitation.
Atropine	IM, IP, IV	0,1 mg/kg	
Adrénaline	IP, IM, IV Intracardiaque	0,2-0,5 ml	Lors d'un arrêt cardiaque

➤ Liquidienne

La réanimation liquidienne est un point critique de la gestion clinique des poissons, mais c'est un domaine qui n'est pas encore parfaitement compris. Il n'est pas évident d'estimer les pertes hydriques et les volumes à administrer chez ces animaux. Une difficulté de taille est l'abord parentéral. Il est en effet difficile d'accéder à une voie veineuse chez les poissons, il est anatomiquement impossible de réaliser des injections sous-cutanées et la voie intramusculaire ne convient pas à la réhydratation. Sur les animaux de grande taille il est néanmoins possible de poser un cathéter (requins, mérours, grandes carpes). Une injection intraveineuse peut être réalisée à l'aide d'une simple aiguille et il est très difficile d'administrer des gros volumes sans léser la veine. Dans les autres cas la réanimation liquidienne se fera par voie orale, intracœlomique, ou en utilisant le principe de l'osmose. Dans tous les cas les volumes absorbés sont très difficiles à quantifier puisque le poisson est en constant équilibre avec le milieu aquatique (Mitchell, Miller, 2009).

Des échanges d'eau et d'électrolytes se font en permanence entre le poisson et son environnement. En temps normal ces échanges sont contrôlés, mais peuvent être déréglés, si l'animal est destabilisé, malade, ou si sa barrière cutanée est atteinte (blessure, parasites). Les espèces marines sont plus sujettes aux pertes liquidiennes du fait du déséquilibre osmotique avec leur environnement. Pour limiter cette perte d'eau passive on peut diminuer la salinité. Parfois cela n'est pas suffisant et certains individus peuvent rapidement être déshydratés. Pour pallier à ce problème la réhydratation par voie orale ou intracœlomique peut être envisagée. Pour donner un ordre d'idée on considère qu'il faut donner 1 à 3% du poids de l'animal, ce qui peut être répété plusieurs fois par jour. Les solutions de Ringer lactate ou NaCl 0,9% conviennent. On peut également utiliser des solutions hypo-osmotiques comme du NaCl 0,45% ou simplement de l'eau douce (Hadfield et al., 2007). Les poissons d'eau douce sont eux confrontés au phénomène inverse. Il est donc rare que le problème soit un manque d'eau, mais plutôt un surplus, et secondairement un manque d'électrolytes. Pour limiter ce problème on peut ajouter des molécules au pouvoir osmotique dans l'eau de l'aquarium. La plus couramment utilisée est le chlorure de sodium. Elle présente l'avantage d'être très bien tolérée par la plupart des espèces, d'être facilement soluble, et de faire monter rapidement l'osmolarité. Les concentrations adéquates pour une telle utilisation varient entre 1 et 5g/l (Greenwell et al., 2003).

L'administration de fluide peut aussi permettre de contrecarrer un déficit cellulaire, en électrolytes ou en nutriments. C'est le cas par exemple lors de chirurgies avec des grosses pertes sanguines. La voie d'abord préférentielle sera alors la voie intraveineuse. Les quantités et compositions de telles perfusions sont à calculer en fonction de l'espèce, et de la situation. Des mélanges entre les solutions de cristalloïdes couramment utilisés en médecine des NAC, peuvent convenir pour obtenir les bonnes caractéristiques. Le principal paramètre à évaluer est l'osmolarité. Voici quelques données utiles pour la perfusion de poissons, rassemblées dans le Tableau 7

Tableau 7 : Quelques paramètres sanguins utiles pour la réanimation liquidienne des poissons.

Valeurs issues de (Chapman et al., 2014 ; Carpenter, Marion, 2013)

	Osmolarité (mOsm/l)	Na⁺ (mmol/l)	K⁺ (mmol/l)	Cl⁻ (mmol/l)
Eau douce	40	0,25-80	0,01-0,08	0,23-50
Eau de mer	1 050 (800-1 300)	439	9,3	513
Plasma de poisson d'eau douce	295 (260-330)	136 (117-155)	2,7 (2,3-4,7)	121 (111-125)
Plasma des poissons marins	425 (370-480)	186 (162-211)	6,7 (3,0-7,8)	187 (147-228)
Plasma des élasmobranches marins	>1000 (1007-1144)	> 280 (280-360)	6 (3,2-9,2)	>280 (280-360)
Solution de Ringer Lactate	278	131	5	111
Solution de NaCl 0,9%	308	154	-	154

Enfin des techniques de transfusion sanguine sont décrites chez les poissons notamment en aquarium public. Les volumes nécessaires cités sont de 3 à 6 mL/kg de sang total (Hadfield et al., 2007). En pratique elles ne sont réalisables que sur de très gros individus, et posent de nombreux problèmes. Il est difficile d'avoir un donneur disponible, et capable de fournir une quantité suffisante de sang. Ensuite les gestes de prélèvements et de transfusion sont compliqués et risqués. La question de compatibilité entre donneur et receveur a été étudiée chez les poissons osseux (Sakai et al., 1987) et chez les requins (Hadfield et al., 2010). Il ne semble pas y avoir d'incompatibilité intra-spécifique chez les poissons. Par contre peu d'espèces tolèrent les transfusions interspécifiques.

f) **Analgesie**

« Est-ce que les poissons ressentent la douleur ? ». Cette question est souvent soulevée et sa réponse n'est pas encore complètement scientifiquement établie. Cependant ce questionnement relève plus d'un débat sociétal et philosophique que scientifique. En pratique l'observateur attentif saura repérer certains signes cliniques, qui traduisent la réaction des poissons aux stimuli douloureux

(changement de comportement, accélération des fréquences respiratoires et cardiaques, anorexie ou dysorexie). Des publications même si elles sont encore rares tendent aussi à montrer l'efficacité de certaines molécules analgésiques sur les poissons. Dans tous les cas le bénéfice du doute devrait profiter au patient. (Sneddon, 2012 ; Fiddes, 2008). Quelques pistes d'utilisation de molécules analgésiques chez les poissons sont présentées dans le Tableau 8.

Tableau 8 : Posologies des molécules analgésiques utilisables chez les poissons

Molécule	Voie d'administration	Posologie	Remarques
Butorphanol	IM	0,1-0,4 mg/kg q24h (Weber, 2011)	Analgésie post-opératoire
		10 mg/kg (Baker et al., 2013)	Sur la carpe Koi : bon effet analgésique post opératoire mais quelques effets délétères à cette dose
Tramadol	PO	5-10 mg/kg q48h (Chervova, Lapshin, 2000)	Sur la carpe
Morphine	IM, IP	0,3 mg/kg (Weber, 2011)	
		5 mg/kg (Sneddon, 2012)	Sur la truite et le poisson rouge
		5 mg/kg (Baker et al., 2013)	Sur la carpe
Buprénorphine	IM	0,01-0,1 mg/kg (Weber, 2011 ; Sneddon, 2012)	Peu étudiée, aucune efficacité encore démontrée clairement
AINS :			
Méloxicam	IM	0,1-0,2 mg/kg q24h (Weber, 2011)	
Flunixin	IM	0,25-0,5 mg/kg q72h (Weber, 2011)	
Carprofène/ kétoprofène	IM	1-5 mg/kg (Sneddon, 2012)	Effet analgésique non prouvé, effet anti-inflammatoire intéressant

5) Analyses et prélèvements

a) Analyse de l'environnement

➤ Généralités

Les analyses de la qualité de l'eau sont une des grandes particularités de l'investigation clinique des poissons. En effet l'étude de l'environnement ne se résume pas simplement à la prise de la température. De nombreux paramètres peuvent être mesurés et la compréhension de toutes ces valeurs peut être compliquée. Cependant en clinique, la mesure de quelques paramètres clefs, faciles à relever, peut permettre une approche déjà très utile.

Comme nous l'avons vu précédemment il est conseillé de demander au propriétaire d'amener un peu d'eau de l'aquarium dans un contenant neutre, à part (un demi litre à un litre suffisent amplement). L'analyse de l'eau de transport du poisson est plus difficile à interpréter car les paramètres peuvent être modifiés par le poisson (fèces, urines, consommation en O₂ et libération de CO₂ notamment). La mesure des paramètres doit être réalisée dans l'heure après la collecte à température ambiante. Si ce n'est pas possible, l'eau doit être réfrigérée, et analysée dans les 24 heures (pour le pH, l'ammoniac et les nitrites notamment). Les analyses doivent alors être faites une fois la température revenue à la normale. Les propriétaires réalisant souvent des analyses eux-mêmes, ce sont des informations qu'il faut demander. Il est également intéressant de demander s'il y a eu des changements récents de la qualité d'eau (Tableau 1). Toutefois, le vétérinaire doit aussi vérifier ces paramètres lui-même. Il existe de nombreux moyens de mesures. Les tests rapides disponibles dans le commerce conviennent pour la plupart des cas. Ils sont souvent basés sur une échelle colorimétrique et simples d'utilisation. Il faut cependant vérifier la plage de mesure car certains ne sont adaptés qu'au relevé de valeurs « normales ». Les produits adaptés aux aquariums marins peuvent souvent être utilisés en eau douce, l'inverse est rarement vrai (Noga, 2010a). Il existe aussi des appareils électroniques, allant de l'appareil de mesure rapide, type « stylo », à des unités plus sophistiquées, pouvant mesurer de nombreux paramètres. Ces appareils doivent aussi être étalonnés régulièrement.

➤ La température

C'est un paramètre facile à mesurer et très important pour la santé des poissons. Les thermomètres premier prix à alcool sont fiables dans le temps, mais il faut vérifier leur bonne calibration à l'achat. Les thermomètres électroniques sont souvent plus précis, mais peuvent se dérégler, et il faut les étalonner régulièrement. Le positionnement de la sonde au sein de l'aquarium ou du bassin a son importance. Ce paramètre est parfois variable d'un point à un autre (surface et fond, à proximité du chauffage). Il peut être important de mesurer les variations de température au cours du temps (variation dans la journée par exemple). Pour cela certains thermomètres enregistrent les variations, ou les valeurs maximales et minimales.

➤ Oxygène dissout

C'est un paramètre vital à court terme pour la plupart des poissons. Il est donc très important. Cependant en pratique les systèmes rencontrés sont saturés en oxygène. C'est donc un paramètre que l'on ne mesure pas systématiquement. Il existe des appareils électroniques de mesure rapide qui fournissent un pourcentage de saturation ou une concentration en mg/l. Le suivi de ces valeurs est notamment important dans des écosystèmes complexes et non complètement maîtrisés (bassins extérieurs, aquariums très plantés) ou dans l'investigation du bon fonctionnement d'un filtre (Shelton, 2010). La mesure des autres gaz dissouts n'est pas réalisée en pratique courante bien qu'il existe des appareils permettant la mesure de la quantité totale de gaz. Cette mesure peut avoir de l'intérêt en cas de sursaturation en gaz notamment (« maladie des bulles de gaz ») (Lewbart, 2001).

➤ Ammoniac/nitrites/nitrates

Ce sont les produits de dégradation des matières protéiques au sein du milieu aquatique. Leur présence est donc le reflet de l'activité biologique de l'aquarium. Ils entrent dans le « cycle de l'azote », une des bases du fonctionnement d'un écosystème aquatique. La mesure de ces paramètres peut être réalisée de manière simple avec des kits colorimétriques qui conviennent parfaitement. Il existe aussi des appareils électroniques.

L'ammoniac est la première molécule produite, soit par dégradation de déchets (fèces, nourriture non consommée, mucus, cadavres...) soit par excrétion dans les urines du poisson. Cette molécule est extrêmement toxique pour les poissons, la surveillance de sa présence est donc essentielle. La forme non-ionisée (NH_3) est plus toxique que la forme ionisée (NH_4^+). La répartition entre ces deux formes dépend de nombreux paramètres dont le principal est le pH. Ainsi une eau basique ($\text{pH} > 7$) rendra la toxicité de l'ammoniac beaucoup plus dangereuse pour les poissons (en augmentant le taux de NH_3). L'oxydation de cette molécule en nitrite (NO_2^-) est réalisée par des bactéries. Cette molécule est moins toxique mais reste tout de même dangereuse à faible concentration. En milieu marin elle entre en compétition avec les ions Cl^- pour la fixation sur les branchies des poissons et n'est donc que très peu toxique. Elle est enfin dégradée en nitrate (NO_3^-) qui est une molécule plus stable et peu toxique pour les organismes aquatiques. A forte concentration néanmoins cette molécule peut entraîner des atteintes qui seront plutôt chroniques (sensibilité aux pathogènes, malformation, mauvaises performances reproductrices). La dégradation de cette molécule en azote gazeux (N_2) requiert des conditions anaérobies qui ne sont que très peu rencontrées en aquarium. Les plantes sont capables de fixer les nitrates mais sont peu efficaces. Pour que le cycle de l'azote soit complet il faut une charge végétale considérable associée à une source de pollution très limitée. Pour cette raison, en pratique courante on effectue des changements d'eau réguliers pour diminuer le taux de nitrates dans l'eau. Les différentes étapes d'oxydation de ces dérivés azotés sont optimisées en système artificiel par le filtre (décrit dans la partie Hospitalisation).

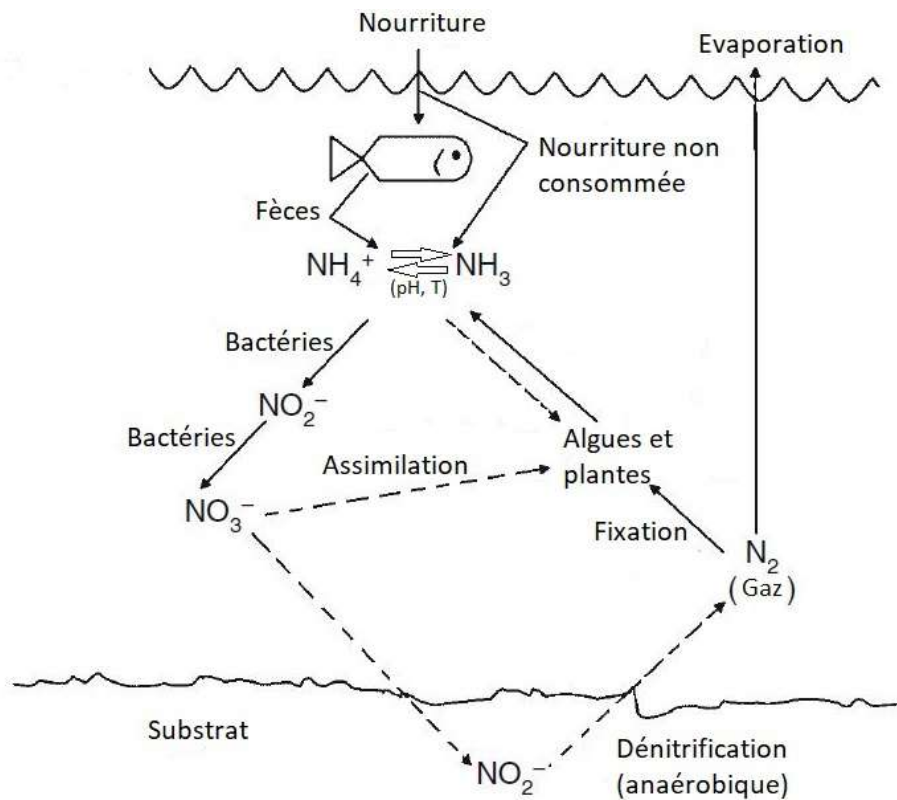


Figure 25 : Schéma représentant le cycle de l'azote dans un écosystème aquatique.

Les étapes signalisées en pointillés ne sont que très peu réalisées dans un système isolé tel qu'un aquarium. Adapté de (Shelton, 2010).

Le suivi des concentrations de ces molécules permet donc de vérifier que les paramètres de l'eau sont propices à la bonne santé des poissons, et de contrôler le bon fonctionnement de la filtration. Enfin ces étapes nécessitent une concentration suffisante en oxygène dissout. Des concentrations anormales en certains composés du cycle de l'azote peuvent aussi mettre en évidence un défaut d'oxygénation.

➤ pH

En pratique les valeurs relevées ne sont que très rarement en dehors de l'intervalle [4-10] (Mitchell, Miller, 2009). Les valeurs extrêmes peuvent être à l'origine de problèmes cutanés aigus par effet corrosif. Chaque espèce est adaptée à un intervalle de pH bien défini. La mesure de ce paramètre peut se faire grâce à des tests colorimétriques (bandelettes ou liquides). Ces tests sont fiables et rapides même si le degré de précision est souvent de l'ordre de l'unité ou de la demi-unité de degré pH, ce qui est suffisant en pratique. Une autre limite est celle de l'utilisation d'eau colorée (eau chargée en tanins par exemple) qui gêne l'interprétation colorimétrique. Les autres types de tests sont électroniques. Il existe des testeurs type « stylo », peu chers, mais ces appareils sont peu fiables dans le temps et il est nécessaire de les étalonner très régulièrement. Enfin il existe des appareils électroniques plus fiables, utilisés en chimie par exemple, mais leur coût les rend peu accessibles en pratique vétérinaire NAC. Ils nécessitent également un étalonnage régulier.

Les valeurs de pH sont dépendantes de nombreux autres paramètres de l'eau. Parmi les principaux il y a la charge en déchets azotés (qui acidifient l'eau), le taux de CO₂ dissout, mais aussi la composition propre de l'eau. En effet la charge en minéraux dissout joue un rôle majeur sur la stabilité du pH.

➤ Minéraux dissouts

Une eau dure est une eau chargée en minéraux. C'est le contraire d'une eau douce. En français le terme « eau douce » est un terme ambigu puisqu'il peut être le contraire de « eau dure » ou « eau de mer ». En pratique l'eau de mer est une eau dure possédant une composition particulière : une forte teneur en chlorure de sodium.

On parle de dureté totale pour la mesure de deux cations divalents présents dans l'eau : le calcium (Ca²⁺) et le magnésium (Mg²⁺). En pratique l'ion calcium est présent en quantité supérieure et ses propriétés tampon ainsi que son action sur la physiologie des poissons sont plus importantes. Cette valeur s'exprime différemment selon les échelles, mais on retiendra la mesure en mg/l. En eau douce les valeurs vont de 0 à 250mg/l. En eau de mer elles peuvent atteindre des valeurs avoisinant les 10 000 mg/l. Ce paramètre est facilement mesurable grâce à des tests colorimétriques rapides. Sur ces tests, les valeurs obtenues sont souvent exprimées en °GH qui est une unité allemande. Il existe des échelles de conversion disponibles sur internet qui permettent le passage de l'une à l'autre des unités existantes. Le Tableau 9 donne une idée globale de l'interprétation de cette mesure.

La dureté carbonatée, elle, mesure essentiellement la concentration en ions bicarbonates (HCO₃⁻) et carbonates (CO₃²⁻). Elle reflète le potentiel tampon des minéraux dissouts. Il existe des tests colorimétriques rapides pour la mesurer. Sur ces tests elle est souvent exprimée en °KH qui est une unité allemande.

Tableau 9 : Comparaison de différentes duretés d'eau.

Chaque espèce possède une gamme de dureté compatible avec son bien-être. Adapté de (Andrews et al., 1990c)

CaCO ₃ (mg/l)	°GH	Interprétation	Exemples de biotopes
0-50	3	Douce	Amazonien
50-100	3-6	Modérément douce	Afrique de l'ouest
100-200	6-12	Légèrement dure	Asiatique
200-300	12-18	Modérément dure	Victoria, Amérique centrale
300-450	18-25	Dure	Malawi, Tanganyika
Au-delà	>25	Très dure	Lagunes de désert

Il faut retenir que la composition d'une eau modifie ses propriétés chimiques. En aquariophilie d'eau douce ces paramètres influent particulièrement sur la stabilisation du pH qui est un paramètre crucial du bien-être des poissons. En eau de mer, la grande quantité d'ion stabilise le pH, on est donc moins confronté à des variations (Krause, 1989).

En pratique un moyen simple de mesurer la quantité d'ions dissouts est la conductivité. Il s'agit de mesurer la capacité d'un courant électrique à passer dans la solution. Cette valeur est proportionnelle à la quantité d'ions dissouts mais aussi à leur nature. Ainsi c'est une mesure non spécifique. Elle est cependant très utile en pratique lorsque l'on connaît la composition en minéraux dissouts et que l'on veut surveiller leur concentration (évaporation, ajout d'eau osmosée, préparation de mélanges d'eaux). C'est aussi un outil très efficace pour surveiller rapidement les perturbations du milieu (montée du taux de nitrates, erreur de dosage de minéraux, ajout d'un traitement...). Une application particulière est l'ajout de sel dans un environnement d'eau douce pour traiter un poisson. Les posologies sont données en g/l, mais la mesure précise de quelques grammes peut parfois poser problème. De plus si on effectue des changements d'eau il peut être difficile de suivre ces concentrations. Les valeurs de conductivité d'une eau douce classique sont négligeables comparées à une eau contenant du sel (Tableau 10). Ainsi on obtient rapidement une équivalence approximative entre la conductivité de la solution et la quantité de chlorure de sodium dissout, soit la salinité. La conductivité se mesure facilement avec un appareil de mesure électronique portable de type « stylo ». Ce sont des appareils fiables et peu coûteux. Cependant il faut vérifier la fenêtre de mesure. Certains appareils ne prennent que des valeurs inférieures à 2000 ou à 10 000 μ S/cm. Pour les valeurs supérieures il faut utiliser des appareils adaptés.

Tableau 10 : Conductivité de trois milieux différents en fonction de la salinité.

On remarque que très rapidement la conductivité de départ est négligeable par rapport à celle de la solution. Le relevé de ce paramètre permet donc une approximation acceptable de la salinité. Ces mesures sont réalisées à 25°C, température moyenne de maintenance des poissons tropicaux d'eau douce (données personnelles).

		Conductivité (μ S/cm)		
Salinité (g/l)	Eau osmosée	Eau « douce »	Eau « dure »	
0	10	150	800	
0,5	950	1330	1550	
1	2300	2540	2620	
2	3610	3710	3800	
3	5430	5510	5590	
4	7110	7210	7270	
5	8890	8920	8950	
6	10 490	10 580	10 620	

➤ **Dérivés chlorés**

Le chlore est utilisé dans de nombreuses régions pour désinfecter l'eau de conduite. Cette molécule ou plutôt ce complexe de différents dérivés (chlore et chloramine), sont très toxiques pour les poissons. Les concentrations sont variables d'une zone géographique à l'autre, et suivant la période de l'année. On peut être amené à mesurer ce paramètre pour évaluer si l'eau peut être utilisée directement, ou si elle nécessite un traitement (repos avec aération, ajout de produits déchlorinateurs ou filtration avec du charbon actif par exemple). La chloramine possède la particularité d'être

composée d'ammoniac. C'est un paramètre qu'il faut surveiller si l'on élimine le dérivé chloré (Mitchell, Miller, 2009).

Il existe des tests rapides pour la mesure de la quantité de chlore qui conviennent tout à fait à cette utilisation (bandelettes ou liquides). Les appareils électroniques pour piscine peuvent aussi convenir, mais ils sont d'une faible précision pour des concentrations aussi faibles. En pratique les valeurs relevées dans un aquarium doivent être nulles. L'eau de conduite ne dépasse généralement pas une concentration en chlore de 2mg/l et elle est en moyenne de 0,2 à 0,5mg/l à la sortie du robinet. Cependant une concentration supérieure à 0,05mg/l est toxique pour de nombreuses espèces de poissons (Stamper, Semmen, 2012 ; Lloyd, 2001).

➤ Paramètres propres à l'aquarium marin

Une eau de mer est caractérisée par une très forte teneur en sels minéraux dissouts, dont le chlorure de sodium principal constituant. Cela modifie la densité de l'eau en l'augmentant. Ainsi ce paramètre peut être mis en relation avec la quantité d'ions dissouts, et approximativement avec la salinité. Ce paramètre n'est pas utilisable en eau douce car sa modification est négligeable même pour des eaux relativement dures. Il existe plusieurs techniques pour mesurer la densité. Les densimètres flottants (aréomètres) ou à aiguille pivotante, sont des systèmes simples d'utilisation mais peu précis. Ils possèdent souvent déjà une graduation exprimant la salinité. On peut aussi utiliser un réfractomètre. La conversion de la densité en valeur de salinité est donnée ci-dessous. C'est un paramètre qui dépend de la température (Andrews et al., 1990c).

Tableau 11 : Tableau de conversion entre 3 valeurs liées : la salinité, la densité et la conductivité.

Ces valeurs sont prises à 27°C, température moyenne de maintenance des poissons de mer tropicaux. La plage grisée correspond aux conditions standard de maintenance des poissons marins en aquarium. Inspiré de (Andrews et al., 1990c) et données personnelles.

Densité	Salinité (g/l)	Conductivité (mS/cm)
1,015	24,7	40,4
1,016	26,1	42,4
1,017	27,4	44,3
1,018	28,7	46,2
1,019	30,1	48,2
1,020	31,4	50,1
1,021	32,7	51,9
1,022	34,1	53,9
1,023	35,4	55,7
1,024	36,7	57,4
1,025	38	59,3

Le potentiel d'oxydoréduction est un paramètre qui peut être utilisé en aquarium marin pour évaluer l'activité oxydative de l'écosystème, c'est-à-dire essentiellement le fonctionnement du filtre. Il peut être mesuré à l'aide d'un appareil électronique précisément calibré. Il existe des tests colorimétriques qui

sont moins utilisés. C'est un paramètre qui est surtout utilisable dans le cadre d'un suivi de l'évolution des valeurs relevées. Certains propriétaires d'aquarium de mer utilisent également un ozoniseur pour stériliser leur eau. Cette pratique requiert un suivi des concentrations en ozone. Il existe des tests type « bandelette » facilement utilisables. La surveillance peut aussi être réalisée à l'aide d'un appareil électronique spécifique. Ces mesures peuvent être en théorie relevées en eau douce, mais ce n'est pas fait en routine (Krause, 1989 ; Southgate, 2001).

➤ Analyses spécifiques

Dans des cas particuliers (suspicion d'intoxication par exemple) le vétérinaire peut être amené à réaliser d'autres analyses. Les paramètres à mesurer peuvent être par exemple la présence de métaux lourds, d'insecticides, de toxines. La mesure du cuivre, de l'iode ou encore des sulfates peut être orientée par l'anamnèse ou la présentation clinique. Pour ces paramètres il existe parfois des kits de tests rapides, mais en général il faut s'adresser à un laboratoire spécialisé. Cela peut aussi être l'occasion d'obtenir des valeurs précises d'autres paramètres plus communs, et de vérifier les valeurs relevées (Southgate, 2001).

L'analyse de l'alimentation est un domaine particulier peu développé à l'heure actuelle en médecine des poissons d'ornement. Cependant, dans certains cas l'obtention de la composition des aliments peut être nécessaire pour investiguer un problème de santé. De la même manière que précédemment on peut rechercher des causes d'empoisonnement (métaux lourds, iode, toxines etc.), mais aussi des déséquilibres de rations.

b) Prélèvements de routine

Ils constituent une extension de l'examen clinique et sont considérés par certains comme devant être réalisés systématiquement. Ces prélèvements peuvent être réalisés la plupart du temps sur animal vigile ou légèrement sédaté. Le matériel nécessaire se résume à des gants, des ciseaux ou une lame de bistouri, des lames et lamelles et un microscope (Southgate, 2001).

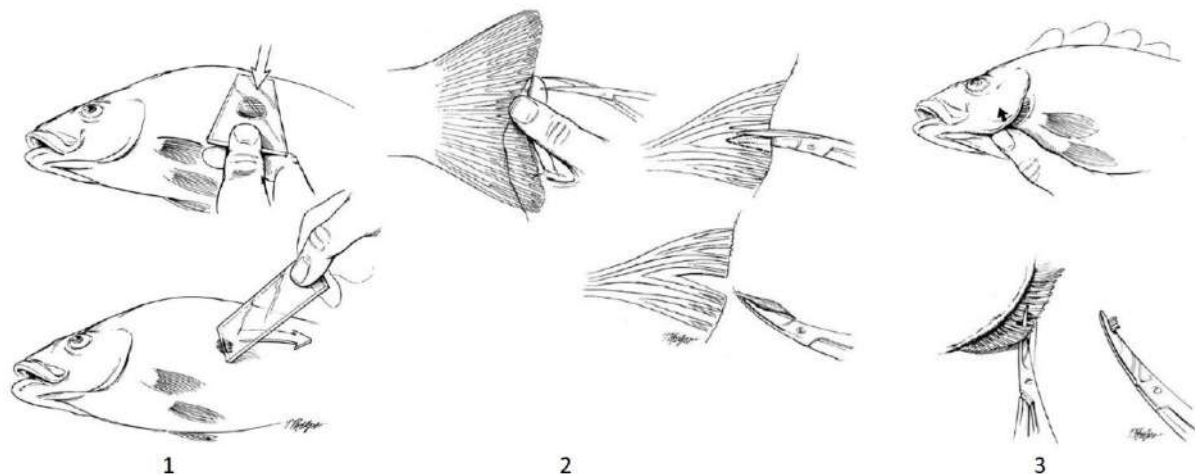


Figure 26 : Schéma représentant les trois prélèvements de base de l'examen clinique externe chez un poisson osseux.

Du moins invasif au plus invasif : 1.Raclage cutané ; 2.Prélèvement de nageoire ; 3 : Prélèvement branchial (Stoskopf, 1993d)

➤ Le raclage cutané

Il s'agit de prélever du mucus ainsi que d'éventuels champignons, parasites cutanés et bactéries, sans léser la peau de l'animal. Certaines espèces possèdent une peau fragile qu'il faut manipuler avec soin. On utilise une lame de bistouri ou une lamelle de microscope, inclinée à 45°, pour frotter doucement la peau du poisson, d'avant en arrière. Les zones préférentielles de prélèvement sont l'arrière des nageoires pectorales ou le long de la nageoire dorsale. Le matériel prélevé, constitué de mucus essentiellement, est déposé entre lame et lamelle pour être visualisé au microscope. Si l'on doit ajouter de l'eau il est préférable d'utiliser de l'eau de l'environnement du poisson, pour éviter qu'un éventuel choc osmotique ne modifie l'aspect des parasites. Certaines lésions particulièrement fragiles ou très productives, peuvent justifier la réalisation d'un prélèvement par simple « calque », en y apposant une lame sèche. Certains parasites de grande taille (de l'ordre du millimètre) sont visibles à l'œil nu. Cet examen est l'examen de choix pour mettre en évidence des parasites cutanés (Mayer, Donnelly, 2013).



Figure 27 : Raclage cutané sur un poisson rouge (*Carassius auratus*).

Le prélèvement peut être fait à la lame de microscope (photo de gauche) ou à la lame de bistouri (photo de droite), en utilisant le côté non tranchant pour éviter de léser la peau. Le raclage doit être fait dans le sens des écailles, c'est-à-dire d'avant en arrière. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

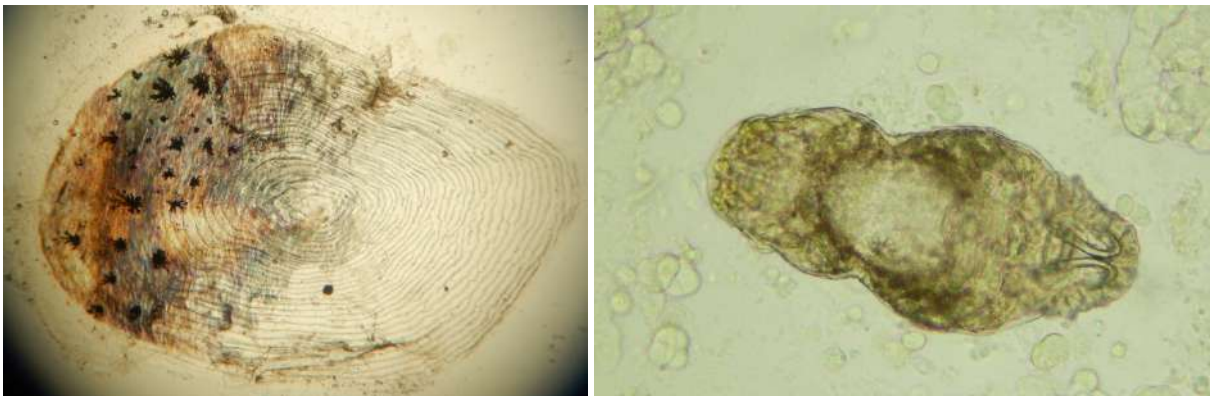


Figure 28 : Observations réalisées lors d'un raclage cutané sur une truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*).

Sur la photo de gauche on peut voir une écaille ainsi que des chromatophores, ces cellules en forme d'étoile entrant en jeu dans la coloration des poissons. Sur la photo de droite on peut voir un parasite cutané (*Gyrodactylus sp.*) avec les crochets buccaux permettant sa fixation sur l'hôte. Clichés réalisés à l'ENVN pendant la formation aquacole 2017, et sous la supervision du Dr. Ségolène Calvez.

➤ **Le prélèvement de nageoire**

Il s'agit de prélever un petit morceau de nageoire, de la manière la moins invasive possible. L'extrémité d'une nageoire est prélevée en veillant à ne pas léser le bourgeon d'insertion. On utilise un instrument très coupant pour créer des marges franches, ce qui favorise la cicatrisation. L'observation se fait au microscope entre lame et lamelle. Pour des gros animaux et des prélèvements opaques on peut utiliser une loupe binoculaire. Ce prélèvement peut aussi être fixé dans l'attente d'une analyse histopathologique (Mayer, Donnelly, 2013).

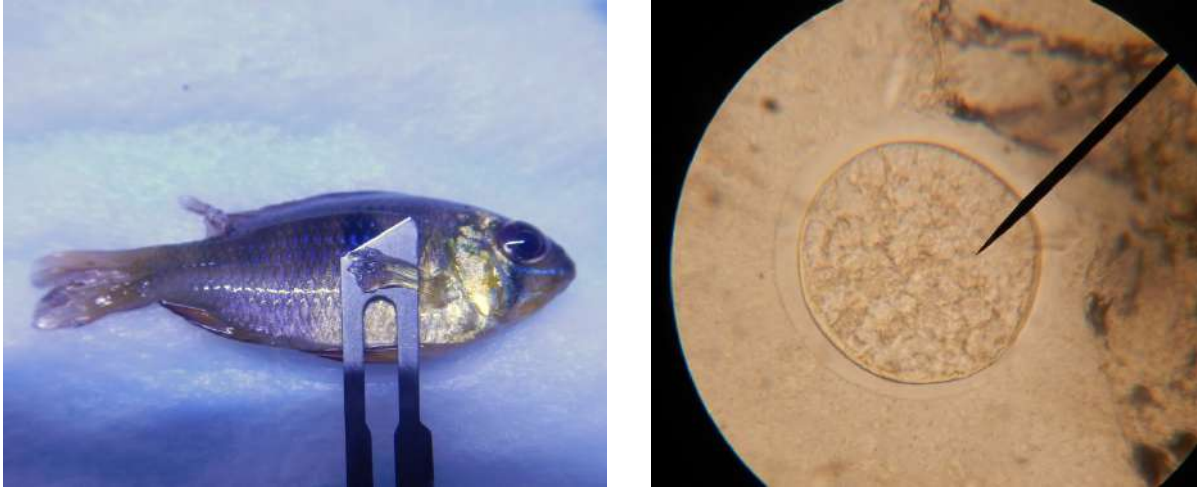


Figure 29 : Un *Mikrogeophagus ramirezi* présentant des lésions blanchâtres sur les nageoires.

Après prélèvement de l'extrémité de sa nageoire pectorale sous anesthésie (photo de gauche), l'observation microscopique révèle la présence de nombreuses structures sphériques de plus de 100µm de diamètre, caractéristiques d'une lymphocystose (photo de droite). Données personnelles.

➤ **Le prélèvement branchial**

Il s'agit de découper quelques filaments branchiaux pour les observer en étalement frais. Réalisé sur un animal vivant cet examen requiert du soin et de la précision. Il doit être réalisé sous sédation. En effet les branchies sont des structures richement vascularisées. Le prélèvement se limite à l'extrémité de quelques filaments (3 à 8), coupés soigneusement à l'aide de ciseaux, et observés en étalement frais. Le prélèvement peut aussi être réalisé en apposant simplement une lamelle sèche sur les branchies, permettant la collecte de mucus et éventuellement de parasites. La lecture de cet examen permet la mise en évidence de parasites externes, mais aussi d'observer la quantité de mucus et l'aspect des lamelles branchiales, pouvant traduire une irritation. Des infections bactériennes ou fongiques localisées au niveau des branchies peuvent aussi être mises en évidence (Mayer, Donnelly, 2013).

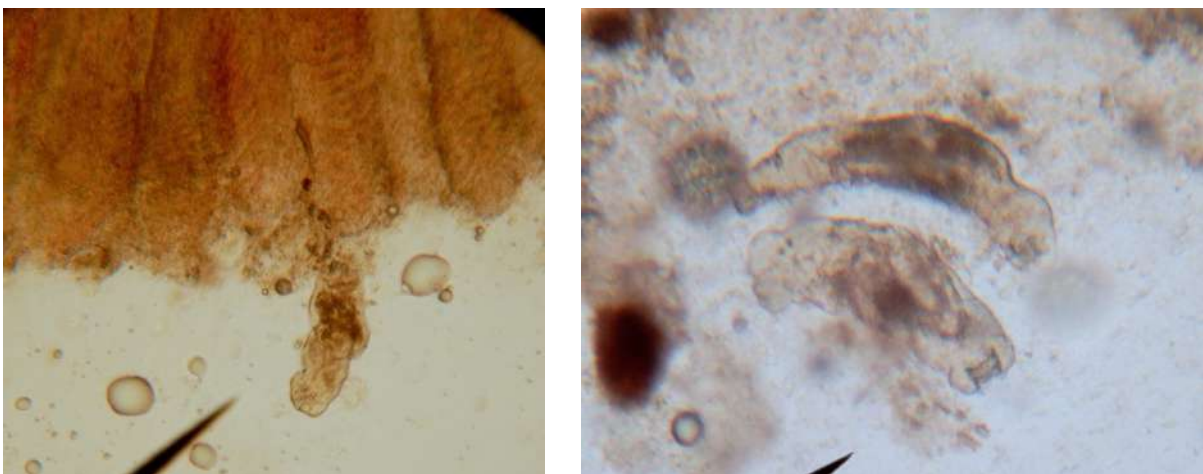


Figure 30 : Observation au microscope de filaments branchiaux de guppies (*Poecilia reticulata*) en étalement frais.

Sur la photo de gauche (grossissement x 100) on observe les filaments ainsi qu'un parasite fixé à l'extrémité de l'un d'eux. Il s'agit de *Dactylogyrus* sp. communément appelé « vers des branchies ». Ce parasite est un trématode monogène qui se fixe à l'aide de ses crochets. La photo de droite montre deux de ces parasites (grossissement x 400) qui se sont décrochés quelques minutes après la réalisation du prélèvement. Données personnelles.

➤ La coprologie

Le prélèvement de fèces peut être réalisé dans l'environnement de l'animal, c'est-à-dire dans l'eau. Récoltés dans les milieux de vie, elles n'ont que peu d'intérêt car elles seront rapidement contaminées par divers organismes. On peut les récolter en plaçant l'animal dans un contenant propre, après un trajet par exemple. Avec le stress de nombreux animaux défèquent. Le prélèvement peut aussi se faire lors de l'anesthésie, durant laquelle le relâchement des sphincters entraîne souvent les libérations de fèces. Enfin un léger massage en avant de l'orifice ano-génital peut provoquer la défécation. Pour des animaux de grande taille le prélèvement peut être réalisé en récoltant des fèces directement dans la partie distale du système digestif, à l'aide d'un écouvillon de taille adaptée (Lewbart, 2001).

Le matériel récupéré est analysé de la même manière que pour toute coprologie. En raison des faibles quantités prélevées en général, les techniques d'enrichissement ne sont que très peu utilisées chez les poissons. Cet examen permettra notamment de renseigner sur l'efficacité de la digestion et la présence de parasites digestifs (œufs larves ou adultes, protozoaires ou métazoaires) (Mayer, Donnelly, 2013).

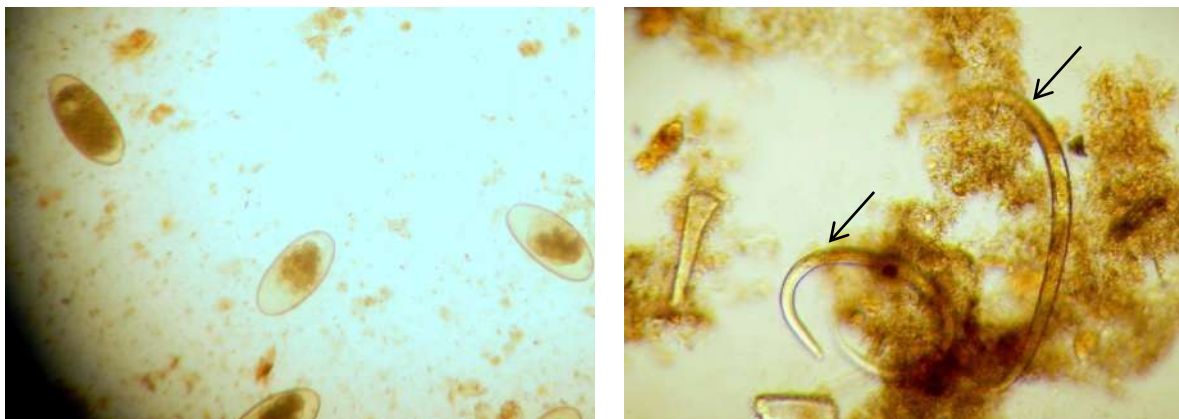


Figure 31 : Œufs et larves (flèches) de nématodes observés dans une coprologie de combattant (*Betta splendens*).

L'observation est réalisée sur étalement frais de fèces prélevées dans le bac de transport à l'arrivée en consultation (grossissement x 100). Clichés réalisés à la clinique Exotica à Pessac.

c) Hématologie et cytologie

➤ Analyse sanguine

Il existe peu de données sur les analyses sanguines des poissons d'ornement. C'est pourtant un examen de choix dans l'investigation clinique d'animaux que l'on ne souhaite pas sacrifier. La principale limite de cet examen est la difficulté technique de sa réalisation. Les données hématologiques des poissons sont aussi très variables d'une espèce à l'autre, et l'extrapolation de valeurs provenant de la pisciculture n'est pas toujours possible. Néanmoins c'est un examen qui peut apporter des informations utiles et permettre l'exclusion de certaines hypothèses.

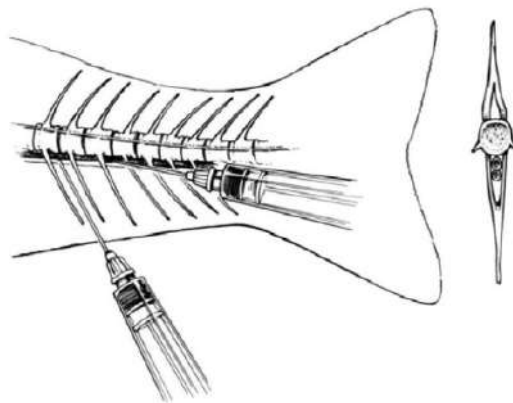


Figure 32 : Schéma représentant les deux abords (latéral et ventral) permettant la prise de sang au niveau de la veine caudale (Stoskopf, 1993d).

Le site de ponction privilégié est la veine caudale. Elle peut être abordée latéralement, ou ventralement (Figure 32). Les repères varient d'une espèce à l'autre, mais on se place en général à la hauteur de la fin de la nageoire anale, quelques millimètres en dessous de la ligne latérale, en regard de la colonne. L'aiguille est inclinée à 45° environ en direction de la tête. Lorsque l'aiguille rencontre la colonne, un léger retrait est effectué, et une légère dépression créée dans la seringue. En raison de la forte tendance des veines à se collaber, on utilise une seringue de 1ml. Le sang coagule très vite et l'hémolyse est fréquente. Pour cette raison on utilise une aiguille de 23 gauges en général (Figure 33), et il est conseillé d'utiliser du matériel pré-hépariné. Cette technique de prélèvement n'est valable que pour des poissons de plus de 30g (Reavill, 2006). Pour les plus petits individus, les prélèvements de sang ne peuvent être réalisés que dans le cadre d'une euthanasie. Une technique décrite consiste à sectionner la queue et collecter le sang au niveau de la section. Ce moyen de prélèvement doit être réalisé sous anesthésie ou immédiatement après l'étourdissement, et pose le problème de la contamination de l'échantillon. Enfin il existe d'autres zones de prélèvements, applicables sur des animaux de plus grande taille, mais uniquement avant euthanasie du fait de leur caractère délabrant et risqué. On citera la prise de sang intracardiaque, ou au niveau de la vascularisation branchiale et operculaire (Southgate, 2001).



Figure 33 : Prise de sang sur un cichlidé (*Coelotilapia joka*).

Sur de gros spécimens comme celui-ci l'utilisation d'une aiguille de 23 gauges convient parfaitement. Elle limite les lyses cellulaires et la coagulation. Une écaille a été retirée pour faciliter la ponction. L'anticoagulant utilisé pour ce prélèvement était de l'EDTA, ce qui n'a pas modifié l'aspect des cellules. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

L'héparine est un anticoagulant qui convient pour les poissons mais qui pose le problème de ne pas arrêter la coagulation lorsqu'un agrégat plaquettaire se forme. L'EDTA est plus efficace, mais il provoque une hémolyse sur les animaux anesthésiés avec du MS222. Pour limiter ce problème une réfrigération rapide du prélèvement peut limiter la destruction des cellules (Noga, 2010a ; Campbell, Ellis, 2013). Les techniques de colorations utilisées chez les autres vertébrés conviennent (Mayer, Donnelly, 2013). Les analyses biochimiques doivent être réalisées dans les plus brefs délais pour éviter une modification des paramètres. Il existe des intervalles de référence chez certaines espèces couramment étudiées (Carpe, Salmonidés et certains requins notamment) mais elles restent limitées dans le domaine des poissons d'ornement. Ces valeurs sont très variables d'une espèce à l'autre (Oda et al., 2014 ; Carpenter, Marion, 2013). Le plasma ou le sérum peuvent également être récupérés et congelés en vue d'une PCR (Southgate, 2001).

➤ Cytologie

Les cytologies sont réalisées de la même manière que pour n'importe quel autre NAC. Le matériel peut être prélevé par ponction à l'aiguille seule (investigation d'une masse cutanée par exemple) ou à l'aide d'une seringue (ponction d'une cavité comme la vessie natatoire). Pour certaines lésions, ou organes lors d'autopsie, un calque sur lame peut être effectué. Le séchage doit être rapide et efficace car les tissus sont souvent riches en eau. La coloration peut être réalisée avec les mêmes colorants que ceux utilisés pour les autres espèces. (Roberts et al., 2010).

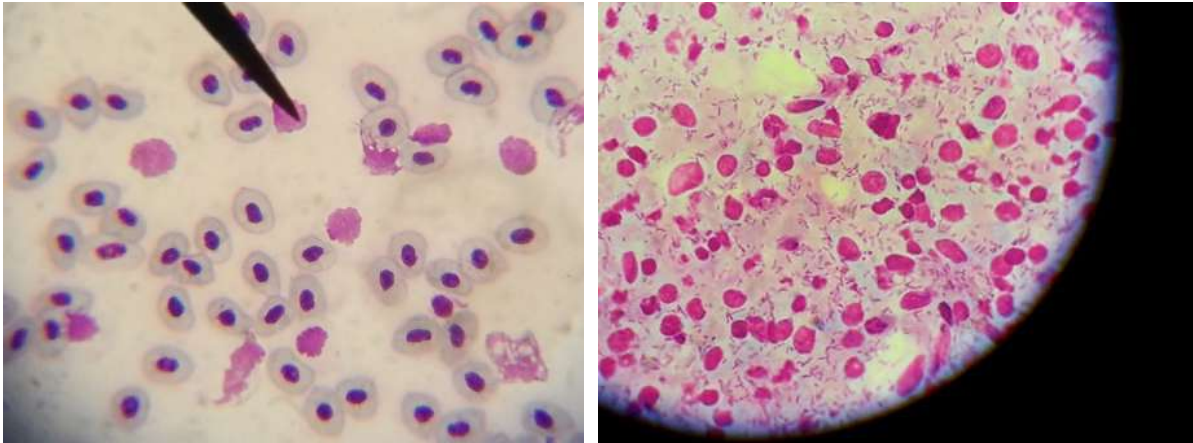


Figure 34 : Deux exemples de cytologies réalisées sur des poissons.

A gauche il s'agit d'un frottis sanguin de cichlidé (*Coelotilapia joko*) coloré au RAL 555. On peut voir les hématies nucléées. A droite il s'agit d'une cytologie réalisée sur un granulome de cichlidé (*Geophagus sp.*) tuberculeux. On peut voir de nombreux bacilles. Les mycobactéries n'ont pas pu être observées. Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

Enfin il est aussi possible de réaliser des étalements frais de certains organes. C'est une analyse de choix pour la mise en évidence de certains parasites et protozoaires visibles par leur mobilité. Il est cependant souvent difficile d'obtenir des coupes assez fines pour l'évaluation des tissus. Pour ce point il est souvent justifié d'avoir recours à l'histopathologie.

d) Histopathologie

Comme pour toutes les espèces c'est un examen de choix bien que les laboratoires possédant du personnel compétant dans le domaine de l'histopathologie des poissons soient rares. Tous les organes peuvent être prélevés puis placés dans une solution de fixateur. Une particularité pour les poissons de petite taille (inférieur à 10 cm) est que l'on peut réaliser cet examen sur l'animal entier. Cela permet d'éviter les erreurs de prélèvement courantes chez ces espèces. En effet certains organes ne sont pas macroscopiquement discernables (pancréas et thyroïde notamment). Classiquement la solution la plus utilisée est une solution de formol diluée à 10%.

Les tissus doivent être fixés le plus rapidement possible après la mort de l'animal (moins de 24 heures). En pratique on préférera les prélèvements du vivant de l'animal, lors de biopsies, ou immédiatement après l'euthanasie. L'examen d'un animal retrouvé mort ne fournira que très peu, si ce n'est aucune information. Les tissus des poissons se décomposent plus vite que ceux des autres vertébrés. D'une part l'environnement aqueux favorise les contaminations et les échanges d'eau ; d'autre part les tissus sont riches en lysine qui accélère le processus de putréfaction. L'utilisation de liquide de fixation réfrigéré au préalable limite grandement la putréfaction. Les organes contenant de l'air (vessie natatoire) s'ils sont prélevés entiers, doivent être vidés de leur air et si possible remplis de fixateur. Pour les individus de petite taille (inférieure à 5cm), envoyés entiers au laboratoire, il faut entailler la paroi abdominale en divers points (sans léser les structures sous-jacentes) ou alors injecter du fixateur dans la cavité cœlomique. Pour les individus faisant entre 5 et 10 cm, il faut ouvrir

totale de la cavité coelomique, couper le système digestif au niveau de l'anus, et extérioriser les organes internes (Genten et al., 2009).



Figure 35 : Jeunes cichlidés du lac Tanganyika de 3 cm originaires d'un élevage de particulier, présentant une dilatation de la région branchiale.

Il s'agit de jeunes *Aulonacranus dewindti* (photo de gauche) et de jeunes *Cyprichromis leptosoma* (photo de droite). Devant la difficulté d'investigation clinique d'une telle atteinte, le sacrifice d'un individu (celui de gauche) a été décidé pour réaliser un examen histopathologique. Cet examen a permis d'orienter le diagnostic vers une atteinte de la thyroïde. Suite à une recherche bibliographique (Wolf et al., 1998) il s'est avéré que les cichlidés du lac Tanganyika semblent prédisposés à de tels problèmes, en relation avec des défauts de concentration en iode de leur environnement de maintenance. Après correction de l'alimentation les générations suivantes n'ont plus présenté de tels signes. Données personnelles.

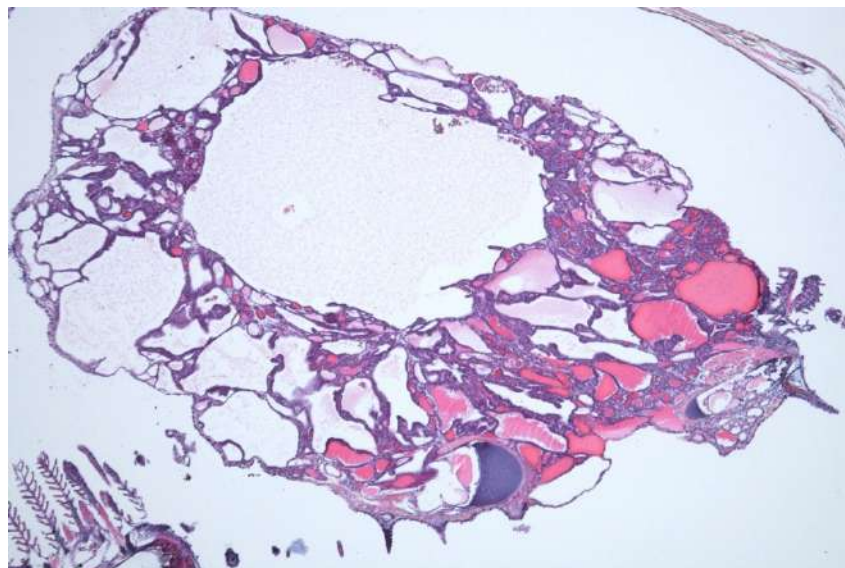


Figure 36 : Un nodule thyroïdien de ce même animal en coupe histologique.

On remarque des filaments branchiaux notamment en bas à gauche de la photo. Examen histologique et cliché réalisés au Laboratoire d'Histopathologie Animale de l'ENVN, par le Dr. Sophie Labrut.

e) Cultures

➤ Culture fongique

Les cultures fongiques ne sont pas couramment réalisées chez les poissons. Les champignons sont des organismes qui peuvent être difficiles à multiplier et qui sont sensibles aux contaminations bactériennes souvent présentes lors des prélèvements. L'identification précise requiert quant à elle un savoir-faire et un équipement dont peu de structures sont dotées. Heureusement les infections fongiques sont souvent visibles macroscopiquement ou microscopiquement (Roberts et al., 2010 ; Noga, 2010b).

➤ Culture bactérienne

La culture bactérienne est une analyse de routine en médecine des poissons de pisciculture pour la consommation humaine. En poissons d'ornement son usage est moins courant. La principale difficulté repose sur la forte probabilité de contamination du prélèvement. Les poissons sont constamment en contact avec une flore bactérienne variée, qui se multiplie grâce à l'eau environnante. De plus les bactéries pathogènes sont pour la plupart des bactéries fréquemment présentes dans l'environnement des poissons. La différence entre pathogène et non pathogène réside alors dans l'équilibre entre les défenses immunitaires du poisson et la souche bactérienne, ou dans la quantité de bactéries présentes. De ce fait il est très difficile de faire la part des choses entre une bactérie responsable de la maladie, et d'éventuelles contaminations. Ajouté à cela, les connaissances des infections bactériennes chez les diverses espèces rencontrées en ornement sont limitées et les prélèvements doivent souvent être faits sur des organes internes, donc après sacrifice de l'animal. Ces raisons font que la culture bactériologique présente certaines limites en médecine individuelle des poissons d'ornement. Une dernière limite est la température du milieu de culture. Alors que la plupart des bactéries affectant les autres vertébrés se développent entre 30 et 40°C, les bactéries affectant les poissons se développent à des températures variables, et plutôt basses. En moyenne la température d'incubation se situe autour de 22°C. Idéalement il faudrait cultiver à une température équivalente à celle du milieu de vie du poisson malade (Southgate, 2001) or les laboratoires ne sont pas tous équipés pour réaliser les cultures à ces températures. Il est souvent préférable de s'adresser à un laboratoire habitué à gérer des cas de pathologie aquacole, ou de se renseigner au préalable (Noga, 2010b).

Le prélèvement doit donc être réalisé de manière soignée. L'organe de choix pour l'investigation des septicémies est le rein. Son abord est parfois difficile sans réaliser de contaminations. Une approche par voie dorsale, en incisant les muscles du dos et la colonne, peut permettre de limiter les contaminations, notamment en cas d'épanchement cœlomique. Les prélèvements du système nerveux central doivent être réalisés après extériorisation en ouvrant la boîte crânienne, et en limitant au maximum les contaminations. (Noga, 2010b). Les prélèvements d'organes internes peuvent être réalisés par endoscopie ou biopsie, mais il est très difficile de travailler dans des conditions évitant toute contamination (Stetter, 2010).

Une fois le prélèvement réalisé il peut être placé tel quel, à température ambiante jusqu'à réception du laboratoire, ou réfrigéré. La congélation altère les propriétés de multiplication de certaines bactéries et fausse les résultats. Il existe certains milieux utilisés pour maintenir les souches bactériennes durant le transport notamment pour les bactéries marines.

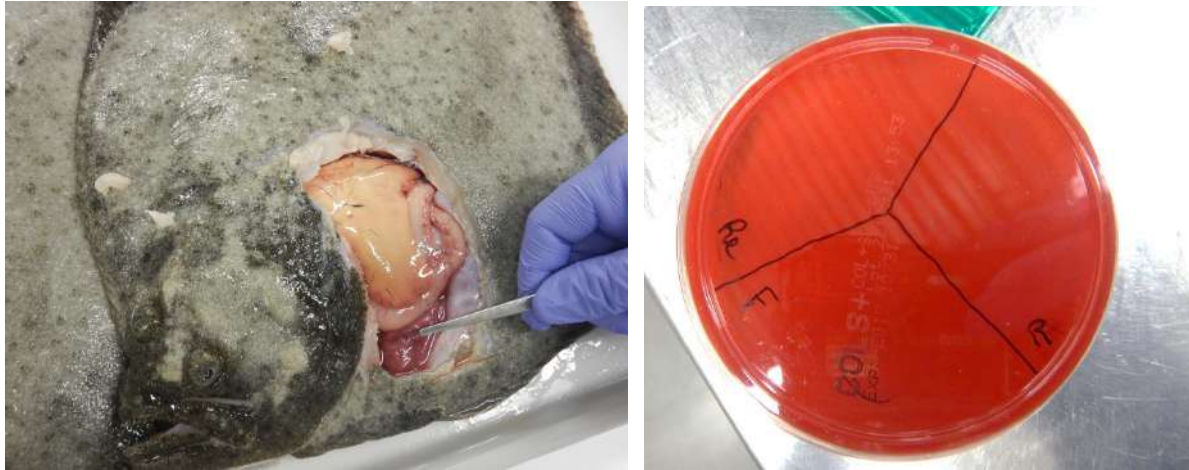


Figure 37 : Bactériologie de routine réalisée sur un lot de poissons de pisciculture.

Le prélèvement pour culture bactériologique sur organe interne doit être fait avec du matériel stérile, mais nécessite souvent au préalable l'ouverture de la coque de l'organe pour éviter toute contamination (ici sur un turbot : *Scophthalmus maximus*). Les bactéries sont cultivées et isolées sur des milieux de culture, dans des boîtes de pétris, comme on peut le voir sur la photo de droite (« Re » pour reins, « F » pour foie et « R » pour rate, les trois organes principaux de l'investigation d'infections bactériennes systémiques). La réalisation de l'ensemencement directement à la clinique est le meilleur moyen pour isoler et maintenir des souches bactériennes avant envoi à un laboratoire d'analyse. Clichés réalisés au cabinet Vet'Eau à Grenade.

f) Virologie et PCR

Les techniques de virologie sont nécessitent un matériel spécifique dont peu de structures sont munies. Les tests les plus couramment réalisés sont les mises en évidence par immunofluorescence, la PCR, l'isolement. La conservation des échantillons et la nature des prélèvements dépendent de l'analyse. La plupart du temps la congélation convient parfaitement. L'investigation des problèmes viraux en médecine individuelle de poissons d'ornement n'est pas une pratique courante. Cependant elle est tout de même parfois requise par exemple pour les carpes Koï, qui sont sensibles à divers virus (Reavill, 2010 ; Noga, 2010b).



Figure 38 : Prélèvement cutané à l'aide d'un écouvillon sur une carpe Koï (*Cyprinus carpio*) suspectée d'être atteinte par le virus de « la maladie du sommeil » (KSDV).

Le matériel prélevé est congelé en attente de la PCR. Clichés réalisés au service NAC de l'ENVV.

La PCR peut être utile dans d'autres domaines que la virologie. Certaines bactéries ou parasites sont difficiles à mettre en évidence grâce aux techniques standard. La recherche du matériel génétique de ces pathogènes peut être réalisée pour confirmer une suspicion clinique (mycobactéries par exemple).

6) Imagerie

L'imagerie est d'une grande aide pour le vétérinaire. En effet sur des animaux pour lesquels l'examen clinique est relativement limité, le recours à ses techniques est souvent justifié. Les examens d'imagerie requièrent certaines connaissances anatomiques qui seront abordées dans la partie 011) Autopsie. Dans la plupart une anesthésie est nécessaire car la contention et l'immobilité nécessaires sont difficilement tolérées par les poissons vigiles.

a) La radiographie

➤ Mise en place

Le matériel nécessaire pour cet examen est le même que celui utilisé pour les autres vertébrés. Comme pour tous les examens d'imagerie réalisés sur les poissons, la grande particularité est que ces animaux vivent dans l'eau. Il y aura alors deux choix possibles : laisser l'animal dans l'eau ou le sortir. Si le poisson est laissé dans un peu d'eau, une sédation n'est pas obligatoire. L'utilisation d'un sac plastique transparent plutôt que d'un récipient en plastique est conseillée pour limiter au maximum la perte de qualité des prises de vue. Ce procédé pose le problème de l'immobilité de l'animal qui peut être obtenue avec un sac peu rempli ne laissant que peu de mobilité à l'animal. L'eau altère de

manière non négligeable la qualité du cliché radiographique (Figure 40). Un sac troué, permettant d'évacuer rapidement la totalité de l'eau pour prendre le cliché, peut être utilisé. Cette technique n'est possible que sur de petits individus et doit être réalisée rapidement en raison du stress qu'elle engendre. Le poisson peut aussi être directement placé sur la table de radio ou sur la cassette. Il faut veiller à ne pas abimer le matériel avec la présence d'eau. Cette étape nécessite dans la plupart des cas une sédation (Stetter, 2001).



Figure 39 : Positionnement d'un petit Cichlidé (*Neolamprologus ocellatus*) dans un sac percé pour la réalisation d'un cliché radiographique sans sédation.

A droite on peut voir le positionnement du générateur, orienté horizontalement pour la prise du cliché. Images réalisées au service d'imagerie de l'ENVT.

Comme pour tous les animaux il est conseillé de prendre plusieurs vues pour une meilleure interprétation. Les vues latérale et dorso-ventrale sont les plus communément réalisées. L'anatomie de certains animaux ne permet pas la réalisation de plusieurs vues (poissons plats comme les raies, soles ou scalaires par exemple) (Love, Lewbart, 1997). L'utilisation d'un appareil orientable comme un appareil radiographique d'équine peut être bienvenue. Pour la réalisation de clichés avec l'animal immergé, au travers d'un sac, l'inclinaison du générateur est parfois le seul moyen d'obtenir un profil. Les organes sont de cette manière visualisés dans une position physiologique. Par exemple l'accumulation de liquide (dans la cavité coelomique ou dans la vessie natatoire) peut être plus facilement identifiable (Stetter, 2001 ; Eshar et al., 2009).

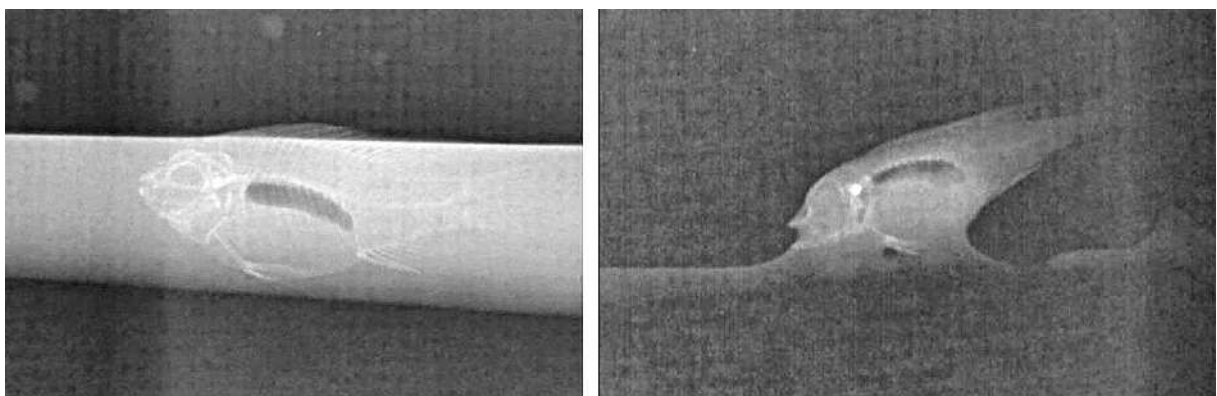


Figure 40 : Radiographies de cichlidés de petite taille (4cm) présentant tous deux une dilatation abdominale.

Le cliché de gauche est celui d'un *Mikrogeophagus ramirezi* non sédaté pris de profil dans un sac contenant de l'eau. Le cliché de droite est celui du *Neolamprologus ocellatus* non sédaté vu précédemment, pris de profil dans un sac presque entièrement vidé de son eau. L'opacité de l'eau crée un voile, qui gêne la lecture et l'interprétation sur de tels individus de petite taille. Clichés réalisés au service d'imagerie de l'ENVT.

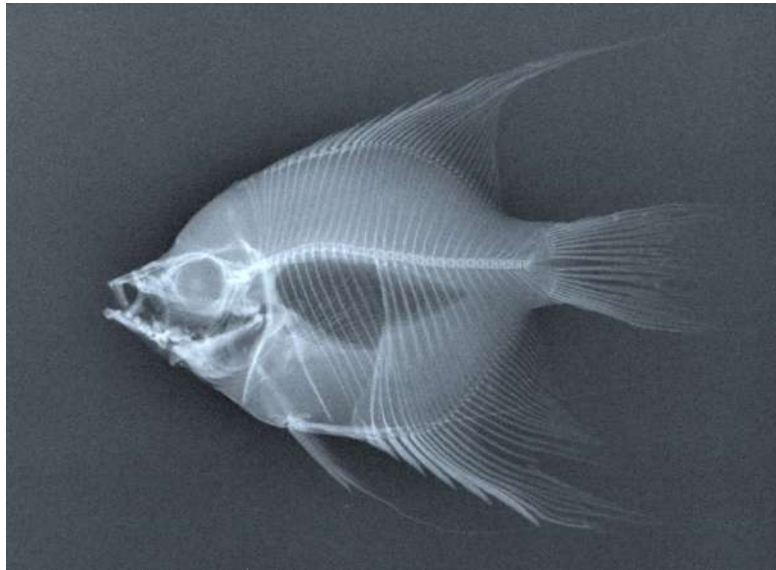


Figure 41 : Radiographie d'un scalaire (*Pterophyllum scalare*).

Chez cette espèce « compressée latéralement » une vue dorso ventrale est difficilement réalisable et ne fournit que très peu d'informations. Cliché réalisé à la clinique Fougères-Longy à Oradour-sur-Glane

➤ Constantes et interprétation

Les données de la littérature sur les constantes radiographiques sont limitées. On utilisera des valeurs proches de celles utilisées pour d'autres animaux de taille équivalente. D'une manière générale les constantes utilisées sont tout de même légèrement inférieures à celles utilisées pour les mammifères. Ainsi, des constantes utilisées en aquaculture pour radiographier des salmonidés avec un appareil de radiographie standard sont 35 kV et 50 mAs. (Hjelde, Bæverfjord, 2008).

Sur un cliché correct, on pourra visualiser le squelette et bien distinguer les tissus mous de l'environnement extérieur. En raison de la faible quantité de gras autour des organes internes, le contraste des tissus mou est faible et les structures difficilement différenciables. L'organe le plus facilement visualisable est la vessie natatoire (chez les espèces qui en possèdent une) du fait de son contenu gazeux. Sa position et son aspect doivent être bien observés afin de reconnaître d'éventuelles atteintes de cette structure, mais aussi de localiser d'autres affections lors de son déplacement. Par exemple un déplacement cranio-ventral pourra évoquer une dilatation rénale alors qu'un déplacement dorso-caudal évoquera plutôt une hépatomégalie. La connaissance précise de l'anatomie normale peut parfois être difficile, et il peut être bienvenu de réaliser un cliché sur un animal non atteint, à titre de comparaison (Noga, 2010a).

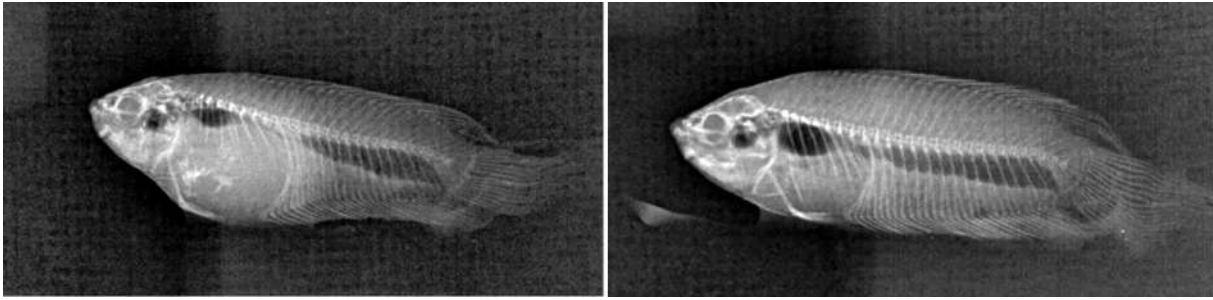


Figure 42 : Radiographies de macropodes (*Macropodus ocellatus*) présentant une dilatation abdominale (à gauche) et d'un individu sain (à droite) permettant la comparaison du positionnement de la vessie natatoire.

On observe l'écrasement de la communication entre les pôles caudal et crânial, ainsi qu'un rétrécissement de ce dernier. Les clichés ont été réalisés sous sédation, au travers d'un sac sans eau, fixé verticalement. L'animal présentait une masse envahissant la majeure partie de la cavité coelomique, d'origine tumorale (carcinome). On notera la présence d'une cavité aérienne sous la boîte crânienne et en arrière de l'orbite : il s'agit du labyrinthe, un organe permettant la respiration aérienne chez cette espèce. Clichés réalisés au service d'imagerie de l'ENVT.

➤ Techniques de contraste

La différenciation difficile des organes internes peut justifier l'emploi de produits de contraste. L'utilisation de produits barytés ou iodés administrés par voie orale peut être utile pour individualiser le système digestif. Elle permet aussi d'évaluer la taille et la position des autres organes. L'administration de tels produits se fait par gavage et requiert une sédation. Le produit peut être administré pur, dilué ou mélangé à de la nourriture, tout dépend de la technique et des constantes d'imagerie utilisées ainsi que de la rapidité du transit. Les volumes utilisés sont dépendants de nombreux paramètres (problème suspecté, anatomie de l'animal, produit utilisé, technique d'imagerie). En général, on administre entre 5 et 20 ml/kg de liquide à l'aide d'une sonde de gavage placée à l'entrée de l'œsophage. Il faut prendre garde au risque de régurgitations en inclinant la tête vers le haut et nettoyer abondamment les branchies en cas de contact avec le produit. L'utilisation de granulés contenant du produit de contraste est décrite mais la quantité administrée est difficilement appréciable et l'avancée dans le système digestif difficile à prévoir. Ce procédé est en pratique très peu utilisé (Eshar et al., 2009). Le produit de contraste peut aussi être administré par voie rectale pour visualiser rapidement les parties basses du système digestif sans délai de migration ni de dilution du produit (Pollard, Puchalski, 2011). Cette technique n'est réalisable que sur de gros animaux pour éviter tout risque de lésions et nécessite de bien connaître l'anatomie du poisson (orifice le plus crânial).

En cas de suspicion de perforation digestive l'utilisation de produits de contraste biocompatibles est conseillée. L'administration par voie intraveineuse n'est pas réalisée en routine chez les poissons (Stetter, 2001).

Du gaz peut être insufflé dans la cavité coelomique pour réaliser un contraste négatif. Cette technique peut permettre d'individualiser certaines structures pour pouvoir les évaluer. Cependant elle perturbe

la flottabilité si les gaz ne sont pas retirés complètement et pour cette raison elle est peu utilisée (Stetter, 2001).

➤ Applications

La radiographie est utilisée principalement dans les cas de distensions abdominales, lors de problèmes de flottabilité et pour la recherche de corps étrangers digestifs. (Love, Lewbart, 1997). Lors d'atteintes des tissus mous on préférera cependant l'échographie.

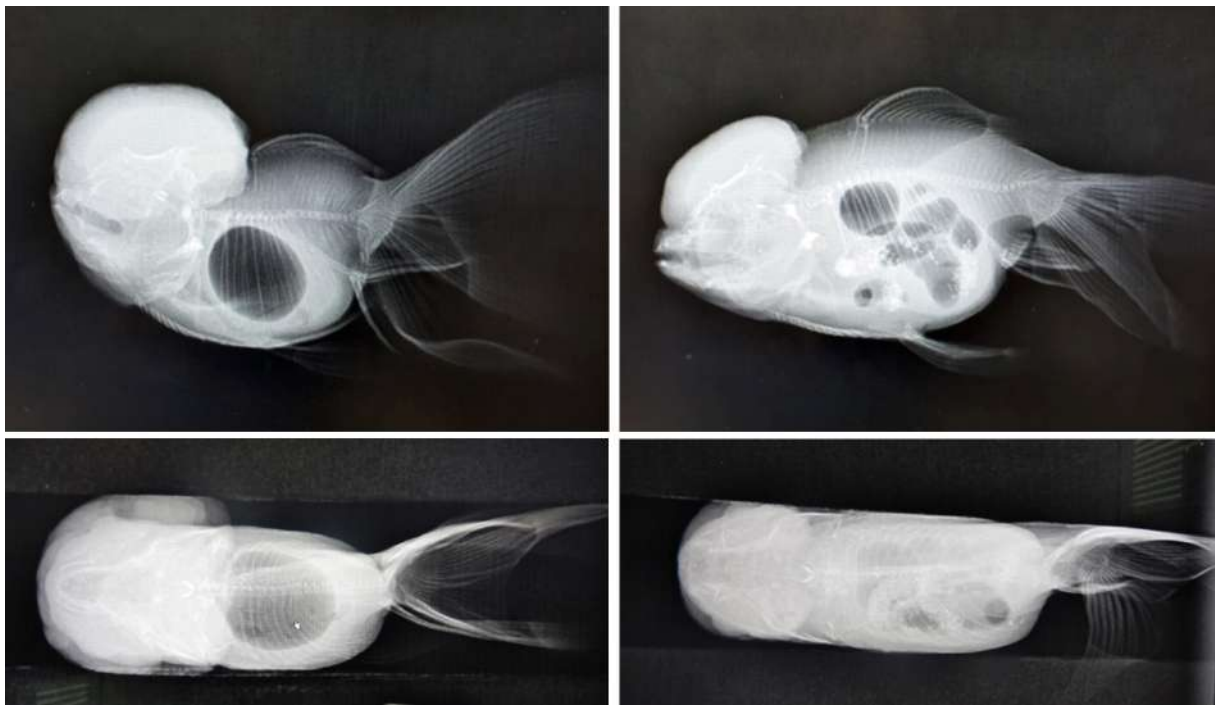


Figure 43 : Clichés radiographiques de deux poissons rouges (*Carassius auratus*) vivant ensemble et tous deux touchés par des problèmes de flottabilité.

L'examen radiographique a permis de montrer une différence de présentation entre ces deux animaux cliniquement similaires. Le premier (à gauche) présentait une atteinte centrée sur la vessie natatoire, avec une dilatation du pôle crânial. Le second (à droite) présentait une atteinte digestive avec la présence de gaz et de sable accumulés dans les intestins. La prise en charge n'est pas la même pour ces deux atteintes. Clichés réalisés au service d'imagerie de l'ENVT.

b) L'échographie

Cet examen permet de différencier les différents tissus mous, de localiser les organes et d'évaluer leur taille et leur structure.. C'est une technique qui demande plus d'expérience que la radiographie et qui est très « opérateur dépendante ». Encore une fois une sédation voire une anesthésie sont souvent utiles. Comparés à ceux des autres vertébrés, les tissus des poissons sont plus riches en eau. L'aspect de certains organes est donc parfois très différent de ce que l'on peut retrouver chez d'autres animaux et peut prêter à confusion. Un autre point particulier est la température de réalisation de l'échographie. En effet l'échogénicité des graisses est température dépendante. En dessous de 12°C

il devient très difficile de reconnaître certaines structures car les muscles et le gras se confondent à l'écran (Hildebrandt, Saragusty, 2015).

➤ Mise en place

L'échographie des poissons peut être réalisée sous l'eau. L'eau fournit une bonne transmission des ondes acoustiques, et pour cette raison, l'utilisation de gel n'est pas utile. Dans certains cas (petits animaux) les images peuvent être obtenues en positionnant la sonde à quelques centimètres du poisson. Sur des poissons de grande taille l'épaisseur des écailles et leur structure créent des artefacts. Pour pallier à ce problème un abord par la bouche ou les opercules est possible. La sonde sera alors positionnée derrière les arcs branchiaux en direction du cœur, ou alors glissée directement dans l'œsophage (Stetter, 2001).

➤ Matériel

Un échographe utilisé en clientèle NAC est tout à fait adapté à la réalisation d'échographies sur les poissons. Les valeurs de fréquences requises pour les poissons sont en général de 7,5 à 16,0 MHz pour les petits poissons, 5MHz pour les poissons de plusieurs kilogrammes, et de 2,5MHz pour les très gros animaux (Stetter, 2001 ; Hildebrandt, Saragusty, 2015).

La sonde peut être protégée par un emballage plastique ou un gant de fouille. En effet les écailles et structures externes de certains poissons peuvent abimer l'embout fragile de la sonde. Pour l'utilisation directement au travers de l'œsophage, le matériel utilisé par voie rectale chez les vétérinaires équins ou bovins peut être utile. Cependant ce type de matériel est rarement disponible en clinique NAC (Novelo, Tiersch, 2012).



Figure 44 : Réalisation d'une échographie chez une carpe Koï (*Cyprinus carpio*) et chez un poisson rouge (*Carassius auratus*) tous deux sédatisés.

L'examen est réalisé en maintenant l'animal immergé. A droite la sonde est protégée à l'aide d'un gant rempli d'eau. L'eau faisant office de conducteur entre la sonde et le poisson, il n'est pas nécessaire d'utiliser du gel. Clichés réalisés à l'ENVV.

➤ Applications

Les applications sont variées et nombreuses, et proches de celles que l'on retrouve chez les autres animaux. Certains organes sont toutefois difficilement identifiables comme la vessie natatoire ou les reins, car la présence de gaz masque les structures plus profondes. L'échographie peut aussi permettre de réaliser des ponctions ou des prélèvements ainsi que des injections écho-guidées. (Stetter, 2001).

c) Scanner et autres techniques avancées

Ces techniques plus avancées sont tout à fait réalisables sur les poissons. Cependant les réalités financières font qu'elles ne sont en pratique que très peu réalisées en clinique. Elles ne seront abordées que succinctement ici.

L'usage du scanner (ou tomodensitométrie) est possible chez les poissons. C'est un examen de choix pour l'imagerie de ces animaux. La prise du cliché peut se faire avec l'animal immergé, ou directement sur la table. Contrairement à la radiographie, la présence d'eau n'altère que très peu les images. L'acquisition est plus longue que pour la radiographie et requiert une sédation ou une anesthésie. (Carr et al., 2014).



Figure 45 : Positionnement et acquisition des images lors de la réalisation d'un scanner d'une carpe Koi (*Cyprinus carpio*) présentant une dilatation cœlomique.

Les clichés sont réalisés hors de l'eau, l'animal anesthésié, placé en décubitus ventral et enveloppé dans des serviettes humides. Photos réalisées au service d'imagerie de l'ENVT.

Les applications sont variées allant de l'investigation des organes abdominaux, de la présence de masses, à la mise en évidence d'affections squelettiques. Son utilisation est tout à fait justifiée lors d'atteintes de la vessie natatoire car les superpositions sont évitées. Le scanner permet une mise en évidence et une localisation de l'accumulation de liquides. Pour ce dernier point l'acquisition des images se fait plutôt en position physiologique, c'est-à-dire posé sur le ventre pour la plupart des espèces (Pees et al., 2010).



Figure 46 : Images tomodensitométriques de l'animal présenté ci-dessus.

On voit ici une coupe sagittale, une coupe transversale et une coupe frontale de ce même individu. Ces images ont permis de mettre en évidence une structure de contenu aérique surnuméraire, à l'origine de la dilatation coelomique.



Figure 47 : Visualisation du squelette de la carpe Koi.

Le scanner fournit des images de haute précision des tissus osseux. Son utilisation est justifiée dans la cadre de la mise en évidence de malformations ou de traumatismes.

D'autres techniques comme l'imagerie par résonance magnétique (IRM) ou encore la scintigraphie sont décrites chez les poissons. Ce sont des techniques de choix pour l'investigation des tissus mous. Cependant leur coût et leur disponibilité font qu'elles ne sont réalisées que pour la recherche (Stetter, 2001).

d) L'endoscopie

Le choix est fait ici de traiter l'endoscopie en tant que technique d'imagerie bien que ce soit une technique plus invasive et utilisable en chirurgie.

En médecine des poissons, l'utilisation de l'endoscopie est tout à fait justifiée, au même titre que chez les autres espèces rencontrées en clientèle NAC, et de plus en plus de structures sont maintenant dotées de tels appareils. Le matériel nécessaire est en tout point le même que pour les autres animaux de petite taille.

Le poisson est au préalable anesthésié et, du moins dans la plupart des cas, placé hors de l'eau. L'endoscope peut être inséré dans les orifices naturels comme la bouche, les opercules et les fentes branchiales des élaémobranches. Cela permet d'examiner des zones anatomiquement peu accessibles chez certaines espèces (Murray, 2010). L'examen peut être porté sur le pharynx puis l'œsophage. Une attention particulière est à porter sur la mâchoire pharyngienne et les dents pharyngiennes présentes chez certaines espèces (carpe notamment) qui pourraient abimer l'embout optique. L'observation de cette zone peut être justifiée par exemple pour évaluer la perméabilité du pharynx et exclure la présence d'une masse ou d'un corps étranger. L'endoscope peut également être inséré par l'anus pour évaluer la perméabilité de la zone. Cet acte n'est possible que sur de gros animaux. L'évaluation de la fonction reproductrice peut être faite en passant par l'orifice génital chez certaines espèces de grande taille, notamment en pisciculture (Stetter, 2001).

Pour d'autres applications l'entrée de la canule se fera par des ouvertures réalisées par l'opérateur : ce sont des techniques de cœlioscopie. La localisation de l'ouverture dépend de la zone que l'on souhaite observer. Elle est souvent réalisée latéralement dans le dernier tiers ventral, ou en position ventrale quelques centimètres en avant de l'orifice ano-génital. En raison du faible espace disponible dans la cavité cœlomique des poissons la visibilité est souvent limitée. Il peut être utile d'insuffler du gaz ou encore du sérum physiologique stérile. La quantité et la pression engendrée doivent être surveillée pour éviter toute lésion, surtout sur les petits individus. Le retrait du gaz est important pour limiter au maximum les désordres de flottaison au réveil (Stetter, 2010). Il s'agit d'une technique chirurgicale invasive et tout le matériel utilisé doit être stérile. L'incision doit être de la taille la plus petite possible, et nécessite souvent quelques points, ou l'utilisation de colle chirurgicale, pour retrouver l'étanchéité de la paroi abdominale. Lors de tout l'examen il est important de mobiliser lentement et soigneusement l'endoscope pour ne pas léser les organes. Une attention particulière est à porter sur les gonades de femelles à maturité sexuelle. Ces organes distendus par l'accumulation d'œufs peuvent être très fragiles (Weber et al., 2009). La vessie natatoire peut aussi être relativement fragile chez certaines espèces. L'état de développement des gonades ou des œufs peut aussi être investigué par cette voie. La cœlioscopie peut également être utilisée pour déterminer le sexe des poissons (Moccia et al., 1984 ; Macrì et al., 2014). L'évaluation de l'aspect macroscopique des autres organes, tels que le foie, la rate, le système digestif ou encore la vessie natatoire est possible. La réalisation de biopsies avec le matériel adapté peut être réalisée, en vue d'un examen

histopathologique. Les prélèvements de parasites, de liquide pour une cytologie, ou de lésions pour culture bactériologique, sont d'autres applications. Cette technique est adaptée à l'investigation des atteintes de la vessie natatoire. L'endoscope peut être inséré à l'intérieur de la cavité pour en évaluer l'aspect, la présence de liquide, et effectuer des prélèvements si besoin. Dans ce cas il ne faut pas utiliser de sérum physiologique pour augmenter la visibilité mais uniquement du gaz. Enfin certaines techniques de chirurgie par laparoscopie sont possibles chez les poissons mais peu détaillées dans la littérature. Ainsi l'endoscopie permet de nombreuses investigations peu invasives des organes internes (Stetter, 2010 ; Murray, 2010).

7) Chirurgie

a) Généralités

Cette partie aborde de nombreux sujets et diverses techniques, allant du nettoyage d'une lésion cutanée à une laparotomie avec retrait de masse, en passant par la pose d'un transpondeur électronique. Le but n'est pas ici de détailler précisément toutes ces techniques mais de présenter les grandes lignes de ce qui peut être fait chez les poissons, et les principales particularités propres à ces animaux.

Des montages anesthésiques comme ceux présentés dans la Figure 20 sont adaptés à la réalisation d'une chirurgie. Ils permettent de maintenir l'animal hors de l'eau ce qui est important pour la plupart des interventions.

Le matériel nécessaire pour la chirurgie sur les poissons est généralement le même que pour les autres espèces. La taille des patients justifie souvent l'utilisation de matériel de microchirurgie. Il est conseillé d'utiliser des systèmes de grossissement et d'éclairage adaptés à la taille de la zone opérée. Les instruments utilisés en ophtalmologie sont utiles pour de telles interventions (micro ciseaux, écarteurs de paupières, pinces de précision). Le bistouri électrique peut être utilisé, mais avec une attention particulière sur la sécurité des manipulateurs en raison de la présence d'eau. Les systèmes monopolaires sont parfois difficiles à utiliser pour cette raison. On préférera les pinces bipolaires dans ces cas (Harms, Wildgoose, 2001).

b) Approche

Les laparotomies se feront généralement par un abord ventral, crânialement à l'orifice ano-génital. La ceinture pelvienne devra souvent être incisée ce qui demande chez certaines espèces une attention particulière et du matériel adapté.

Il est important de conserver l'humidité cutanée tout le long de l'intervention. Les nageoires et les yeux sont des zones particulièrement sensibles qu'il faudra régulièrement évaluer. Comme les poissons ne possèdent pas de paupières il faut protéger la cornée de tout phénomène irritant. Des larmes artificielles ou un gel hydrophile peuvent être utilisés (Weber et al., 2009). Les yeux doivent également être tenus à l'abri des lumières vives pour éviter de stresser l'animal ou de léser les photorécepteurs (Sladky, Clarke, 2016).

Le nettoyage du site chirurgical doit être fait de manière douce. La présence de mucus et la fragilité de l'épiderme contre-indique souvent la réalisation d'un nettoyage chirurgical conventionnel. Ceci provoque une irritation et lèse la protection cutanée réalisée par le mucus. Le nettoyage se limite à un rinçage avec du sérum physiologique stérile, et accessoirement l'emploi de désinfectants iodés ou à base de chlorhexidine dilués. L'utilisation d'alcool est à proscrire absolument car elle endommage la peau (Murray, 2002).

Il faut veiller particulièrement à ce que l'eau n'entre pas dans la plaie durant l'intervention. Une bonne préparation et un bon positionnement du patient sont à prévoir avant le début de l'intervention. Le positionnement de l'animal doit permettre l'écoulement de l'eau de maintien anesthésique hors de la zone chirurgicale. Un champ opératoire permet de limiter les contaminations, et de maintenir l'animal humide. Il est préférable d'utiliser un champ plastifié et non absorbant pour ne pas sécher et irriter le tégument de l'animal. L'utilisation d'un champ en plastique transparent peut être utile pour surveiller l'état d'hydratation de la peau et des nageoires durant l'intervention, ainsi que pour vérifier l'irrigation des branchies et la respiration. L'utilisation de colle à champs est à proscrire absolument. On préférera utiliser du gel échographique qui peut permettre l'adhérence entre le champ et le poisson (Murray, 2002).



Figure 48 : Deux positionnements différents pour deux interventions différentes.

A gauche une carpe Koï (*Cyprinus carpio*) avant la pose du champ opératoire pour une laparotomie par voie ventrale. A droite un poisson rouge « tête de lion » (*Carassius auratus*) installé latéralement pour un retrait de masse oculaire. Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

c) Incision et techniques chirurgicales

Avant d'inciser la peau il est conseillé de retirer les écailles au niveau de la zone d'ouverture. En effet ces structures peuvent être très calcifiées et émousser rapidement la lame de bistouri. Leur retrait doit être fait de manière douce, sans léser l'épiderme. Il faut les saisir une par une à l'aide d'une pince et exercer une pression constante dans la direction de la queue. Cette étape facilite aussi la suture.

L'incision cutanée est faite de préférence à la lame froide car les bistouris électriques altèrent les tissus qui sont très riches en eau et donc très conducteurs. Par contre ils peuvent être utiles pour détruire certains tissus comme des masses cutanées. Lors de l'abord ventral pour une laparotomie, la section de la ceinture pelvienne requiert généralement l'utilisation de ciseaux. Pour visualiser les organes internes lors d'une laparotomie des écarteurs de paupières sont parfaitement adaptés aux petits individus (Sladky, Clarke, 2016).



Figure 49 : Ouverture de la cavité cœlomique chez un cichlidé (*Geophagus sp.*) par voie ventrale.

La ceinture pelvienne n'est pas encore incisée. On aperçoit le foie et la masse digestive. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

Certains tissus sont très fragiles chez les poissons, et particulièrement glissants, du fait de leur forte teneur en eau. Pour les mobiliser l'utilisation de cotons-tiges est bien adaptée, en particulier sur les petites espèces (Weber et al., 2009). Lors d'une laparotomie il faut veiller à ne pas léser certains organes fragiles comme les gonades ou le canal pneumatique. Il existe des adhérences physiologiques chez certaines espèces qu'il faut soigneusement détacher en évitant tout déchirement ou saignement (Sladky, Clarke, 2016).

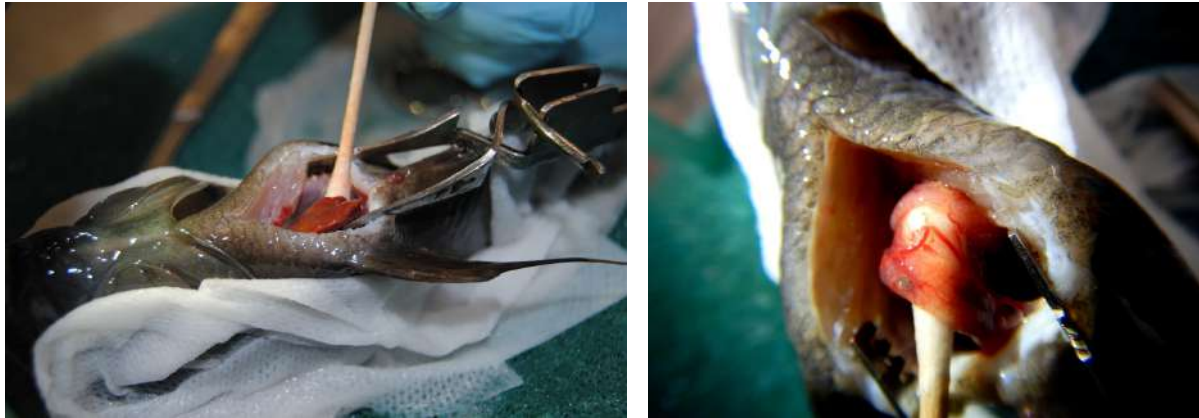


Figure 50 : Utilisation d'un écouvillon stérile de type coton-tige pour la mobilisation des organes sur un cichlidé (*Heros severum*).

Sur la photo de gauche on visualise le foie après ouverture de la ceinture pelvienne. Sur la photo de droite on visualise le système digestif et le mésentère. Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

De nombreuses techniques chirurgicales sont décrites dans la bibliographie avec plus ou moins de détail. Les logiques sont souvent les mêmes que pour les autres animaux, en prenant en considération les particularités anatomiques des poissons. On citera par exemple le retrait de corps étrangers digestifs par entérotomie ou gastrotomie, le retrait de masses cœlomiques, ou encore d'organes comme la vessie natatoire, un œil, les gonades. Les poissons peuvent aussi présenter des prolapsus d'organes internes. Leur réduction est une urgence et peut être faite chirurgicalement. Enfin la pose de transpondeurs est possible chez les poissons. Ils seront implantés entre les muscles dorsaux, crânialement à la nageoire dorsale chez les espèces de grande taille, ou encore dans la cavité cœlomique chez les petits individus. Dans le cadre de recherches ou en aquarium public la pose de différents types de balises est courante (Sladky, Clarke, 2016 ; Zoller et al., 2017).

La gestion des plaies, traumatismes et autres infections cutanées est un classique de l'intervention chirurgicale chez les poissons. Les blessures de nageoires peuvent s'infecter et nécroser ce qui justifie un parage et une désinfection. Certaines espèces présentent fréquemment des ulcères cutanés (carpe notamment). Leur gestion comprend aussi un débridement et une désinfection. Certaines blessures plus profondes doivent être suturées, mais la plupart du temps la cicatrisation sera réalisée par seconde intention. Dans certains cas le retrait mécanique de parasites est nécessaire (Fontenot, Neiffer, 2004). Les ulcères de la cornée sont fréquents chez les poissons. Ils nécessitent parfois un débridement pour limiter l'infection et activer la cicatrisation. De la colle chirurgicale est alors appliquée sur la cornée pour protéger l'œil le temps de la cicatrisation (Jurk, 2002).



Figure 51 : Soins de plaies sur un arowana (*Osteoglossum bicirrhosum*) suite à de nombreuses morsures.

Certaines écailles étaient manquantes et une plaie profonde située en arrière de la région anale à gauche, risquait de s'infecter. La prise en charge a consisté en un parage des nageoires dévitalisées, et une désinfection des plaies à la povidone iodée diluée, sous anesthésie générale. Un pansement en gel hydro-résistant contenant de la povidone, a été appliqué en fin d'intervention, pour prolonger le temps d'action du désinfectant, et fournir une protection mécanique. Matériel et conseils fournis par le Dr. Emmanuel Meunier de Vétofish.

d) Sutures et post opératoire

La peau de la plupart des poissons est très peu élastique et il n'y a pas d'espace sous cutané chez la plupart des espèces. Pour ces raisons la réalisation de sutures au niveau d'une zone de tension, ou en cas de retrait d'une partie des tissus, est difficile. La cicatrisation se fait donc par seconde intention dans ces cas (Harms, Wildgoose, 2001).

Les données bibliographiques sur le choix des fils de suture sont rares. Les fils résorbables peuvent être utilisés même s'il semble que la résorption soit plus lente et aléatoire chez les poissons. Il est préférable d'utiliser des fils monobrins car ils limitent les réactions inflammatoires. Pour la suture cutanée ils limitent également la contamination des plans plus profonds. En effet les poissons vivent en permanence dans un milieu liquide et contaminé par de nombreux agents. Les fils tressés, par capillarité et en créant une réaction inflammatoire plus développée, sont peu adaptés aux sutures chez les poissons. Le choix du nombre de plans à réaliser dépend de la taille de l'animal, de la zone opérée, et de l'espèce. Pour une ouverture de la paroi abdominale une suture en deux plans est généralement réalisée : un plan musculaire et un plan cutané. L'étanchéité de la plaie est très importante en raison du contact permanent avec l'eau. Une communication avec l'extérieur entraîne rapidement une contamination, une entrée d'eau et une perte de protéines et minéraux. Pour éviter

cela le dernier plan est souvent réalisé en surjet à points passés chez les individus dont la taille le permet. De manière générale les sutures bords à bords sont préférables chez les poissons. La peau ayant parfois tendance à s'enrouler vers l'intérieur, des techniques légèrement éversantes peuvent aussi être utilisées (Sladky, Clarke, 2016). Il faut garder à l'esprit que les tissus des poissons sont souvent très fragiles, il faut donc utiliser des fils de faible diamètre pour pouvoir serrer les nœuds. Les points cutanés peuvent également être irritants pour la peau non kératinisée des poissons. Certaines interventions sur de petits animaux peuvent justifier l'utilisation de matériel de chirurgie vasculaire (6:0 à 10:0).

L'utilisation de colle chirurgicale (cyanoacrylate) n'est pas recommandée pour les fermetures cutanées chez les poissons. Les déhiscences sont fréquentes et les durées de cicatrisation augmentées. La fragilité de la peau contre-indique la pose d'agrafes dans la plupart des cas, de même que la faible étanchéité offerte par cette méthode (Murray, 2002).

Une fois l'intervention terminée l'application d'un désinfectant à base d'iode sur la plaie peut être justifié. En effet les complications fongiques sont fréquentes en post-opératoire. Il existe des pansements en gel hydrorésistant qui sont utilisables chez les poissons. Ce sont souvent des poudres à appliquer sur la zone lésée qui forment un gel au contact de l'eau. Lorsqu'ils contiennent de l'iode ces produits permettent la prévention des contaminations fongiques. Ils permettent également une protection mécanique de la lésion. Cependant leur durée d'effet est très variable et nécessite souvent la manipulation fréquente des animaux (Fontenot, Neiffer, 2004).

Le recours à la prophylaxie antibiotique ne remplace pas les règles d'asepsie durant l'intervention. Néanmoins chez les poissons il est particulièrement difficile d'éviter les contaminations du fait de la présence d'eau et de l'environnement qui doit rester humide. L'usage de molécules antibiotiques en peropératoire et postopératoire peut être recommandé. Malheureusement les études manquent dans ce domaine et il n'existe pas de consensus à ce sujet. De plus cet usage soulève des questions éthiques en rapport avec les problématiques d'antibiorésistance. Le recours aux antibiotiques est particulièrement justifié dans certains cas comme lors de perforations digestives ou de parage de plaies infectées (Sladky, Clarke, 2016).

Pour les espèces d'eau douce il est conseillé d'ajouter un peu de chlorure de sodium dans l'eau après l'intervention (de l'ordre de 1 à 3 grammes par litre). L'usage du sel permet de diminuer l'importance du stress osmotique, c'est-à-dire l'entrée d'eau du milieu extérieur vers l'intérieur du poisson. C'est d'autant plus justifié lorsque la barrière cutanée est atteinte de manière large (blessures, parage de plaie ou retrait de masse cutanée) et lors de cicatrisation par seconde intention. Pour les poissons marins, le maintien dans les valeurs physiologiques basses de salinité est conseillé pour limiter le stress osmotique. Ces modifications des paramètres permettent aussi de diminuer la charge en agents infectieux dans l'eau, et stimulent la production de mucus (Sladky, Clarke, 2016 ; Fontenot, Neiffer, 2004).

Dans la plupart des cas les sutures sont retirées, que les fils soient résorbables ou non. En effet chez les poissons la résorption est un phénomène très lent qui n'est pas clairement compris. La durée de

cicatrisation dépend de l'espèce, de l'intervention, mais aussi de la température. Ce dernier paramètre peut être maintenu dans les valeurs hautes de confort physiologique pour accélérer le processus de cicatrisation. Pour les espèces tropicales les points sont retirés deux à quatre semaines après l'intervention. Pour les espèces d'eau froide le processus de cicatrisation peut aller jusqu'à dix semaines (Weber et al., 2009).



Figure 52 : Evolution d'une plaie chirurgicale de laparotomie chez un cichlidé (*Geophagus sp.*).

De haut en bas : J0 en fin d'intervention ; J4 après intervention ; J10 après intervention ; J15 au retrait des sutures. Le fil utilisé était du PDS®-II 6 :0. Lors du retrait du surjet la plaie était parfaitement refermée. Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

e) Techniques spécialisées

Il existe des techniques particulières qui sont parfois utilisables chez les poissons comme elles le sont chez les autres animaux. Elles nécessitent un matériel particulier et de l'expérience. On citera par exemple la cryochirurgie, la radiothérapie, ou encore l'usage du laser (Yaw et al., 2016 ; Fontenot, Neiffer, 2004 ; Stevens et al., 2017).

Parmi ces techniques la prise en charge des néoplasies est un domaine qui se développe en médecine des poissons. Il s'agit d'un sujet d'actualité et les poissons servent de modèle expérimental dans la recherche. Les avancées dans le domaine de l'oncologie des poissons sont constantes. La radiothérapie ou encore la chimiothérapie par injection sont décrites dans la bibliographie. La cryochirurgie de tumeurs cutanées peut être réalisée. La gestion des tumeurs chez les poissons ne se limite donc pas uniquement à un retrait chirurgical, difficile dans certains cas (néoplasies buccales, oculaires ou encore proches de la région cardiaque). Ces techniques demandent cependant un matériel et des connaissances spécifiques qui limitent leur utilisation en pratique courante (Vergneau-Grosset et al., 2017 ; Harrison, Kitchell, 2017 ; Groff, 2004).

8) Prise en charge médicamenteuse

a) Généralités

Une grande particularité de la médication des poissons est qu'il faut prendre en compte l'environnement aquatique et notamment le fait que des traitements peuvent déséquilibrer des paramètres de l'aquarium. Or le traitement de nombreux organismes pathogènes passe par un traitement de l'environnement. Certains traitements visent spécifiquement ces organismes pathogènes (antiparasitaires, antibiotiques, antifongiques). D'autres consistent à soutenir l'animal, et à corriger ses désordres physiologiques. Enfin d'autres agissent sur l'environnement en rétablissant certains paramètres ou en permettant de limiter l'apparition de complications. Ne sont traités ici que les traitements médicamenteux (ajout d'une molécule) et non la gestion des paramètres physiques (température, filtration, brassage etc.).

De nombreux protocoles médicamenteux sont issus de l'élevage de poissons pour la consommation humaine. Néanmoins les approches entre ce domaine et la médecine individuelle de poissons d'ornement relève de logiques relativement différentes (Wildgoose, Lewbart, 2001).

Tableau 12 : Paramètres influençant la prise en charge médicale des poissons, suivant leur logique de maintenance.

Inspiré de (Wildgoose, Lewbart, 2001)

	Poissons de pisciculture	Poissons d'ornement
Age	Age unique (jeunes)	Tous âges (dont vieux)
Régime alimentaire	Spécifique, ration unique	Variable
Espèces	Une seule	Souvent plusieurs
Taille	Unique	Variable
Valeur individuelle	Aucune (sauf cas particulier)	Sentimentale/pécuniaire
Système de maintenance	Ouvert/semi-ouvert	Isolé
Consommation humaine	Oui (temps d'attentes, toxicité)	Aucune

Enfin une autre difficulté réside dans le fait qu'il existe de nombreux médicaments en libre accès pour les propriétaires. Les poissons présentés en consultation ont donc souvent déjà subi divers traitements, avec des produits et des protocoles d'utilisation plus ou moins fiables. Il est important de bien demander quels traitements ont déjà été réalisés, ainsi que les posologies et protocoles précis (Wildgoose, Lewbart, 2001).

b) Voie orale

Chez les poissons c'est la voie d'administration la plus décrite. La raison est simple, c'est la voie de choix pour les traitements en pisciculture. Elle permet de traiter de nombreux individus, de manière peu invasive, sans stresser les animaux. C'est néanmoins une technique qui est dépendante de la prise alimentaire de l'animal malade, mais aussi de son absorption digestive. La quantité à administrer dépend du poids de l'animal mais aussi de la quantité de nourriture ingérée. Ces deux paramètres seront à prendre en compte lors du calcul de la quantité de médicament à administrer. Il n'est cependant pas souvent facile d'estimer la quantité de nourriture consommée par des poissons d'ornement et ce calcul se fera souvent de manière très approximative. (Noga, 2010c).

➤ Dans la nourriture

Cette technique est particulièrement intéressante pour limiter le stress et les manipulations de l'animal et c'est un acte qui peut être réalisé facilement à domicile. De nombreuses molécules sont utilisables par voie orale incluant de nombreux antibiotiques et certains antiparasitaires. La formulation est importante et dépend de nombreux paramètres : absorption digestive, facilité d'utilisation, palatabilité et goût acceptables pour le poisson. Certaines formulations ou molécules ne sont pas du tout attractives pour les poissons, elles sont alors très difficilement utilisables. D'une manière générale un jeûne de 24 heures ou plus peut être utile pour stimuler l'appétit lors de l'administration (Wildgoose, Lewbart, 2001).

Du fait de l'anatomie particulière des poissons, de leur comportement et de la vie en milieu aquatique, il est très rarement possible de donner directement un médicament à un poisson. Il existe des granulés contenant des antibiotiques qui sont par exemple utilisés en pisciculture. Leur utilisation n'est cependant pas toujours adaptable à la médecine individuelle des poissons d'ornement et ils sont souvent vendus en très grande quantité. Par conséquent, le vétérinaire devra souvent mélanger lui-même le médicament avec la nourriture. Pour ce faire la connaissance des différents aliments existants en aquariophilie est utile. Un aperçu est proposé en annexe 4.

Le médicament peut aussi être injecté à l'intérieur des aliments. Cela est surtout possible pour les prédateurs consommant de grosses proies (poissons, crustacés, insectes, mollusques). L'absorption d'une molécule par un invertébré qui sert ensuite de proie au poisson est également décrite. Les invertébrés les plus couramment utilisés sont les artémies, petits crustacés élevés comme nourriture vivante. Le médicament est administré en bain dans la nourriture, pendant 20 minutes à 1 heure, le temps que les crevettes l'absorbent. Ces dernières sont ensuite données au poisson malade (utilisation possible pour le métronidazole, les TMPS ou le fenbendazole, par exemple) (Carpenter, Marion, 2013). C'est une technique qui peut aussi être utilisée avec des insectes comme les vers de vase. La plupart du temps les poissons sont nourris avec de la nourriture sous forme de granulés ou de paillettes lyophilisées. Dans ce cas on peut faire absorber le médicament par la nourriture. Les molécules en poudre posent plus de problèmes. On peut alors mélanger la nourriture avec de l'eau pour créer une pâte. Il est cependant difficile de savoir exactement ce que le poisson consomme et c'est un procédé souvent très polluant pour le bac. L'ajout d'une molécule hydrophobe comme de l'huile peut permettre de limiter les pertes. L'utilisation de gélatine peut aussi permettre d'agglomérer le mélange pour qu'il soit ingéré en totalité. Enfin on peut congeler la pâte obtenue pour la solidifier et créer des morceaux de taille adaptée qui seront ingérés avant dissolution (Wildgoose, Lewbart, 2001). Certaines molécules sont hydrosolubles et se solubilisent très facilement. L'aliment doit alors être ingéré dans les secondes qui suivent son immersion (Corcoran, Roberts-Sweeney, 2014).

Il existe des préparations commerciales spécifiquement conçues pour l'administration de médicaments par voie orale chez les poissons. On peut aussi fabriquer soit même un mélange grâce à des recettes disponibles dans la bibliographie. Un exemple est donné dans la Figure 53. Certains propriétaires fabriquent déjà de telles nourritures pour leurs poissons. En règle générale si l'aliment distribué n'est pas celui donné habituellement il est conseillé d'habituer les poissons en leur distribuant sans médicament au préalable. C'est aussi l'occasion de mesurer approximativement la consommation de cette nourriture par tous les poissons et d'évaluer les pertes (Reavill, Roberts, 2013).

Recette d'aliment médicamenteux pour poissons

- Ingrédients :

Nourriture lyophilisée pour poisson ; Petits poids congelés ; Flocons d'avoine ou germes de blé en poudre ; Huile de foie de morue ; Gélatine en poudre non aromatisée ; Levure de boulanger ; Vitamines ; Eau ; Médicament.

- Préparation :

- Peser 35g de nourriture lyophilisée pour poissons d'aquarium. Placer dans un mixeur.
- Ajouter 30g de flocons d'avoines ou de germes de blé en poudre
- Ajouter 5ml d'huile de foie de morue
- Ajouter 30g de petits pois cuits.
- Faire bouillir de l'eau et ajouter jusqu'à obtention d'une pâte.
- Incorporer les vitamines après refroidissement (la chaleur pouvant inactiver certaines vitamines). On pourra utiliser par exemple 500mg de vitamines B, 2 à 3g de levure de boulanger, 250mg de vitamine C et 50 unités de vitamine E (en fonction des disponibilités et du statut clinique de l'animal).
- Ajouter le médicament à ce moment. Le dissoudre dans un peu d'eau chaude pour répartir le principe actif de manière homogène.
- Dissoudre 5 à 10g de gélatine en poudre dans environ 100ml d'eau chaude. Faire refroidir sans laisser prendre, puis ajouter dans le mixeur.
- Mixer le tout jusqu'à obtention d'un mélange homogène, puis placer au réfrigérateur. L'aliment est prêt en une heure environ.
- Faire congeler la préparation dans un sac ou en portions individuelles. Une fois congelée la nourriture peut être cassée en petits morceaux, ou râpée.

Figure 53 : Exemple de recette adaptée à l'élaboration d'un aliment médicamenteux pour poisson d'aquarium.

Cette recette fournit un aliment facile à distribuer, peu polluant, appétant et possédant des caractéristiques nutritives adaptées au soutien d'un patient omnivore. Le mélange peut être réalisé sans gélatine dans le cadre d'un gavage. Selon (Reavill, Roberts, 2013)

Dans tous les cas il faut faire attention à la nourriture non consommée : c'est une perte de médicament mais aussi une source de pollution. Ceci est d'autant plus vrai dans un aquarium d'hospitalisation peu stable et dans lequel les poissons sont particulièrement stressés. Ce point est abordé dans la partie 9) Hospitalisation.

Certains poissons lorsqu'ils ne sont plus en bonne santé mangent moins que d'habitude ou restent en retrait lors de la distribution de nourriture. Il peut arriver qu'ils prennent la nourriture mais qu'ils la recrachent quelques instants plus tard. Tous ces comportements font qu'il est difficile de quantifier précisément la nourriture ingérée par un poisson malade et donc la quantité de médicament qu'il

reçoit. Enfin il arrive souvent que les poissons atteints soient totalement anorexiques. Pour toutes ces raisons on a parfois recours au gavage (Erlacher-Reid, 2018).

➤ Par gavage

C'est un moyen d'administrer un médicament par voie orale en contrôlant exactement la quantité administrée. Cependant c'est un geste technique qui nécessite une contention efficace et souvent une anesthésie.

La technique comprend une intubation œsophagienne à l'aide d'une sonde de gavage en métal ou d'un tuyau souple (sonde urinaire ou naso-œsophagienne par exemple) de taille adaptée à l'animal, et à bout rond. Certains poissons possèdent une mâchoire pharyngienne qui peut gêner le passage de la sonde. Il faudra dans ces cas utiliser du matériel plus rigide, mais bien veiller à ne pas léser l'œsophage. Avant d'insérer la sonde on prend un repère en la positionnant à l'extérieur de l'animal jusqu'à la moitié de sa longueur totale. Ce repère correspond à l'emplacement de l'estomac chez la plupart des espèces mais n'est pas valable pour certaines à l'anatomie particulière. Une fois le dispositif en place le médicament est administré à l'aide d'une seringue. Il faut injecter lentement en évitant de créer des surpressions et incliner la tête du poisson vers le haut pour éviter les reflux. Si une résistance est relevée on peut modifier légèrement la position de la sonde. Les risques de fausse route à proprement parler n'existent pas. Cependant, en cas de contact entre les branchies et la solution de gavage il faut rincer abondamment. Les médicaments en poudre sont mélangés avec de l'eau. Il est souvent conseillé de mélanger un peu de nourriture avec le médicament, cela limite le risque de régurgitation et active le transit, aidant à l'absorption intestinale. C'est aussi l'occasion d'apporter des nutriments à un animal qui est souvent anorexique ou affaibli. Il existe des aliments disponibles dans le commerce qui sont adaptés à la re-nutrition des poissons comme certains mélanges commerciaux utilisés pour les oiseaux et les reptiles (Mayer, Donnelly, 2013).

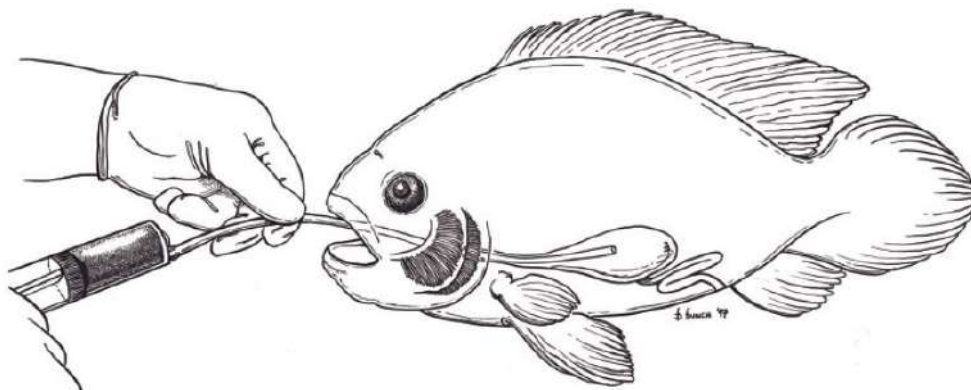


Figure 54 : Schéma illustrant la technique de gavage par intubation œsophagienne chez un oscar (*Astronotus ocellatus*).

D'après (Lewbart, 1998a)

Le volume à administrer lors de chaque intervention est d'environ 10 à 30 ml/kg pour une solution de gavage liquide (Reavill, Roberts, 2013).



Figure 55 : Gavage de carpe Koï (*Cyprinus carpio*) sous anesthésie générale, à l'aide d'une sonde d'oesophagostomie.

L'usage de matériel gradué est important pour pouvoir suivre l'avancée de la sonde, chez cette espèce qui ne possède pas d'estomac. La sonde doit être assez rigide pour passer la mâchoire pharyngienne mais l'embout arrondi pour ne pas créer de lésion. Ce gavage a été réalisé dans le cadre d'un support nutritionnel sur des animaux anorexiques suspectés d'être atteints par le virus de « la maladie du sommeil » (KSDV). Clichés réalisés au service NAC de l'ENVT.

c) Injectable

La voie parentérale permet une mesure très précise des quantités administrées. Il existe plusieurs techniques possibles. Les logiques sont les mêmes que pour la réalisation de l'anesthésie injectable (Figure 17). Les posologies sont données en fonction du poids (mg/kg). Il faut donc peser le poisson ou estimer son poids de manière approximative. La réalisation d'une injection se fait souvent sans désinfection préalable pour éviter de perturber les défenses cutanées. On peut néanmoins utiliser une solution contenant un désinfectant dilué que l'on fait couler sans pression autour du site de ponction. Il faut absolument éviter l'usage de l'alcool. Lorsqu'il y a des écailles il faut essayer de passer l'aiguille entre ces structures pour ne pas les léser, en l'inclinant à 20° pour passer entre deux rangées (Wildgoose, Lewbart, 2001).

➤ Sous cutanée

La voie sous cutanée n'est pas utilisable chez les poissons. La peau est très peu élastique et adhérente aux plans profonds, il n'y a donc pas d'espace sous cutané (Fiddes, 2008).

➤ Intraveineuse

L'injection intraveineuse n'est réalisable que sur de gros individus. Le geste est équivalent à celui décrit pour le prélèvement sanguin (5) Analyses et prélèvements) mais il est plus délicat car il demande de rester en place le temps de l'injection. Les risques d'injection péri-veineuse ne sont pas négligeables. C'est une voie qui est le plus souvent utilisée pour l'anesthésie sur de gros animaux, et parfois dans le cadre de perfusions. Il existe des sinus utilisables chez certaines espèces pour les injections (sinus dorsal ou sinus orbital par exemple). Cependant la localisation précise de ces

structures et la difficulté de la réalisation technique font qu'ils ne sont utilisables que dans des cas très précis (Noga, 2010c).

➤ Intramusculaire

Les muscles sont des tissus richement vascularisés. Chez les poissons ils sont facilement accessibles en zone dorsale sans risques de ponction d'autres structures. L'injection peut être réalisée latéralement, quelques centimètres sous la nageoire dorsale, ou dorsalement en avant de cette dernière. Une modification de couleur des tissus environnant le point d'injection peut être observée. On peut aussi réaliser l'injection dans les muscles pectoraux, à la base de la nageoire pectorale, chez certaines espèces (carpe notamment). Les tissus des poissons sont très peu élastiques, les volumes administrés seront donc limités (environ 1 à 2 µl/g de poisson). L'injection doit être faite relativement profonde et l'aiguille inclinée pour limiter au maximum la sortie du liquide injecté lors de la contraction des muscles (Reavill, Roberts, 2013).

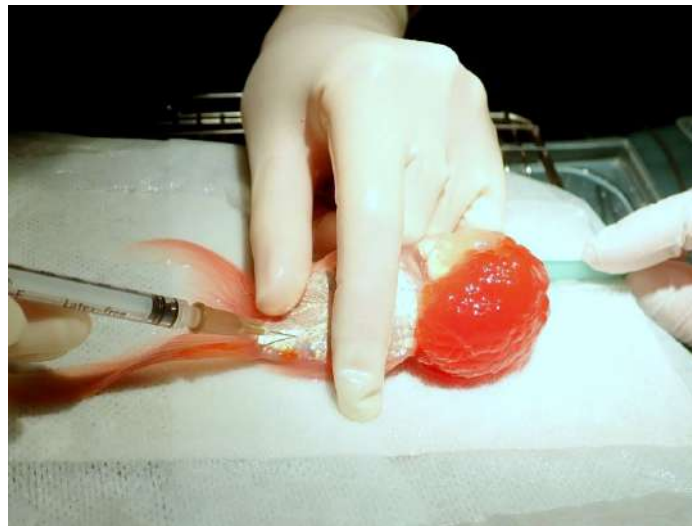


Figure 56 : Réalisation d'une injection intramusculaire chez un poisson japonais « tête de lion » (*Carassius auratus*) sous anesthésie générale.

La molécule injectée est un antibiotique (TMPS). Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

➤ Intracœlomique

C'est une voie d'administration utile pour administrer des volumes conséquents. La voie d'abord est ventrale en avant de l'orifice ano-génital, ou légèrement latéral. L'aiguille est inclinée vers l'avant de l'animal et dirigée de manière à rester superficielle, juste sous la paroi abdominale. Pour limiter les risques de perforation du système digestif il est conseillé de réaliser cet acte après un jeûne de 24 heures (Wildgoose, Lewbart, 2001). Une technique de cathétérisme intracœlomique est décrite : une aiguille montée type « papillon » est placée en position intrapéritonéale et la tubulure est fixée sur le poisson. Ce système peut rester à demeure plusieurs jours, et permet de réaliser plusieurs injections répétées de manière simple, en limitant les manipulations de l'animal (Lewbart et al., 2005).

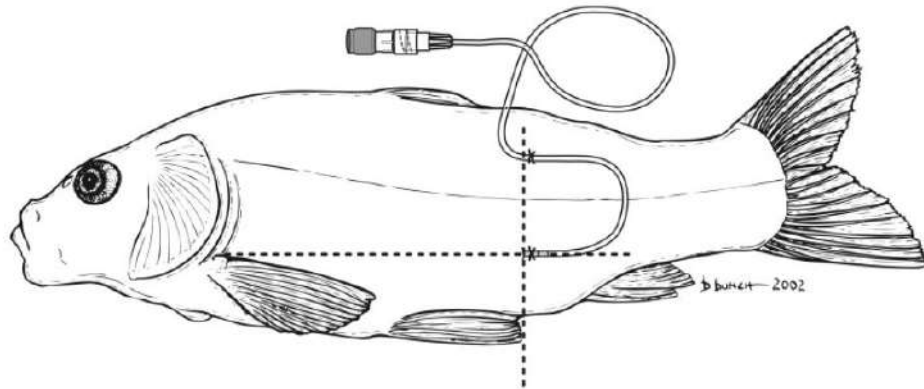


Figure 57 : Schéma illustrant la technique de cathéter intracœlomique chez une carpe Koï (*Cyprinus carpio*).

D'après (Lewbart et al., 2005).

d) Balnéation

➤ Principe

C'est une voie d'administration spécifique aux animaux vivants dans un milieu aquatique et la voie de choix pour lutter contre les infections externes et les organismes pathogènes présents dans l'environnement. Elle est aussi efficace pour traiter de nombreux individus rapidement, sans se soucier de leur taille ou de leur poids. En effet le principe actif est absorbé par les branchies, par la peau et parfois par le système digestif (par le biais de la boisson chez les poissons marins surtout) (Mitchell, Miller, 2009). Les posologies ne sont pas données en fonction de la taille de l'animal mais du volume du bac (mg/l). On peut réaliser des bains en longue action ou des « bains flash ». Dans le second cas un temps de contact précis est proposé, en fonction de l'efficacité de la molécule, ou de la réaction de l'animal (Wildgoose, Lewbart, 2001).



Figure 58 : Un cernier commun (*Polyprion americanus*), une espèce marine, pendant un « bain flash » hypo-osmotique dans le cadre d'un traitement contre *Benedenia sp.*

L'animal est plongé dans de l'eau douce, pendant quelques minutes (6 à 10 minutes maximum) sous surveillance constante. Les parasites cutanés se décrochent rapidement. Cliché réalisé à l'aquarium Planet Océan de Montpellier.

➤ Déroulement

Pour pratiquer une baignade, il faut porter une attention particulière au fonctionnement des systèmes de filtration (perturbation des bactéries du filtre biologique, action du charbon actif, des ultraviolets, ou de l'ozone sur la molécule médicamenteuse) et aux paramètres de l'eau. Certaines molécules peuvent en effet se chélater à des minéraux dissouts et leur absorption peut être modifiée selon les propriétés de l'eau. Tous ces paramètres sont souvent mal connus et tout ajout de molécule médicamenteuse dans l'eau d'un aquarium devra se faire avec attention. Il est conseillé de surveiller les poissons immédiatement après l'administration pour évaluer leur réaction. Le médicament doit être dispersé rapidement pour ne pas entraîner de surdosage local. On peut utiliser pour cela un système de brassage (pompe, bulleur) (Noga, 2010c).

Le choix de la formulation est particulièrement importante lors de baignade. En effet il faut que le principe actif soit complètement soluble. Certains liquides hydrophobes ne conviennent pas pour cette utilisation (comme l'eugénol par exemple). D'autres disponibles sous forme solide ne sont que très peu solubles dans l'eau (comme la benzocaïne par exemple). On pourra alors utiliser de l'alcool pour les solubiliser convenablement. Un autre point à ne pas laisser de côté est l'innocuité des excipients. Certaines formulations ne peuvent pas être utilisées par cette voie car peu stables ou toxiques pour les poissons. Si on doit traiter plusieurs animaux il peut être avisé de commencer par quelques individus pour évaluer leur réaction.

Il y a deux manières de procéder : soit on traite directement le bac, soit on isole le poisson et on le traite dans un bac hôpital. Dans la plupart des cas il est conseillé de traiter dans un autre environnement car le médicament déstabilise l'écosystème. Cette technique permet aussi de sélectionner spécifiquement les animaux nécessitant un traitement. La mise en place d'un aquarium d'hospitalisation est décrite plus loin. Certaines infestations, cependant, requièrent un traitement de tout l'écosystème pour être efficaces. Cette manière d'opérer limite aussi le stress du poisson (Wildgoose, Lewbart, 2001).

Enfin cette voie d'administration pose le problème du devenir des molécules introduites et des produits de leur dégradation. C'est aussi pour cette raison qu'il est intéressant d'utiliser un bac hôpital. Dans l'aquarium des résidus peuvent rester dans le substrat ou dans le filtre. L'utilisation de charbon actif en fin de traitement peut néanmoins aider à épurer le milieu. On évitera particulièrement d'utiliser des antibiotiques directement dans l'aquarium sans effectuer un nettoyage drastique à posteriori, les résidus et dilutions de ces molécules participant à la création de souches bactériennes résistantes. La gestion des effluents est abordée dans la partie « 9)Hospitalisation ».

e) Topique

L'administration locale est surtout utilisée dans le cadre de soins de plaies et d'ulcères cutanés, en général avec des agents désinfectants et des antibiotiques. Cette voie d'administration requiert l'immobilisation de l'animal et sa sortie de l'eau et nécessite donc souvent une sédation. Le principal problème est la durée de contact. Pour l'augmenter on peut utiliser des formulations hydrorésistantes et hydrophobes. Il peut s'agir de pommades ou de pansements hydrorésistants sous forme de poudre à appliquer qui se transforme en gel au contact de l'eau. La durée d'efficacité de ces formulations est tout de même très variable et requiert souvent des applications régulières.

f) Des molécules couramment utilisées

Voici quelques molécules médicamenteuses parmi les plus utilisées en médecine des poissons. Cette liste n'est pas exhaustive et ne constitue qu'un aperçu des possibilités thérapeutiques utilisables chez les poissons. Les posologies et protocoles d'utilisation ne sont pas détaillés ici car ils dépendent de nombreux paramètres tels que l'affection rencontrée, l'espèce traitée, la disponibilité du propriétaire... Ces données sont disponibles dans la bibliographie (voir partie 12) Réflexion sur le matériel nécessaire et la bibliographie utile). De nombreuses molécules aussi utilisées pour les autres animaux rencontrés en clientèle NAC sont citées ici.

Tableau 13 : Principales molécules utilisables en médecine des poissons, première partie.

PO : voie orale ; Ba : balnéation ; IM : intramusculaire ; IV : intraveineuse ; ICe : intracœlomique ; To : topique.
Données compilées de (Carpenter, Marion, 2013 ; Hadfield et al., 2007 ; Mitchell, Miller, 2009 ; Noga, 2010c ; Wildgoose, Lewbart, 2001)

Molécule	Voie	Application et commentaire
Antiparasitaires		
-Fenbendazole	PO, Ba	Nématodes et trématodes non enkystés, certains protozoaires
-Mébendazole (+/- Closantel)	PO, Ba	Nématodes et trématodes non enkystés (embryotoxique)
-Praziquantel	PO, Ba, IM,	Vers plats. Attention aux excipients en bain
-Lévamisole	Toutes	Ectoparasites et parasites libres. Bain flash sous surveillance
-Toltrazuril	Ba	Certains protozoaires
-Lufenuron	Ba	Crustacés ectoparasites
-Métronidazole	Ba	Protozoaires digestifs, externes et digestifs
-Ivermectine	X	Ne pas utiliser chez les poissons
-Perméthrine	X	Ne pas utiliser chez les poissons
-Emamectine	PO	Insecticide acaricide et nématocide. Utilisé contre les parasites externes surtout.
Antifongiques		
-Kétoconazole	PO, IM, ICe	Infections fongiques systémiques
-Itraconazole	PO	Infections fongiques systémiques
-Bronopol	Ba	Infections fongiques externes
Antibiotiques		
-Amoxicilline	IM, IV, PO	Large spectre (β-lactamine) mais plutôt Gram+
-Ampicilline	IM, IV, PO	Large spectre (β-lactamine) mais plutôt Gram+
-Amikacine	IM, ICe	Antibiotique de la famille des aminosides (large spectre)
-Gentamicine	IM, ICe	Antibiotique de la famille des aminosides (large spectre)
-Néomycine	Ba, To	Aminoside actif sur les Gram- essentiellement. Toxique pour le filtre
-Enrofloxacin	Toutes	Antibiotique critique (fluoroquinolone). Germes aérobie (Gram+ et -)
-Marbopfloxacine	Toutes	Antibiotique critique (fluoroquinolone). Germes aérobie (Gram+ et -)
-Erythromycine	PO, IM	Macrolide large spectre. En balnéation détruit les bactéries du filtre.
-Azithromycine	PO, ICe	Macrolide large spectre. En balnéation détruit les bactéries du filtre.
-Chloramphenicol	PO, IM, ICe	Phénicolé à large spectre (attention à la toxicité pour le manipulateur)
-Florfenicol	PO, IM, ICe	Phénicolé à large spectre
-Oxytetracycline	Toutes	Large spectre (mais de nombreuses résistances) Sensible à la lumière
-TMPS	PO, Ba	Triméthoprim-sulfaméthoxazole ou sulfadiazine. Large spectre
-Nitrofuranes	Ba, PO	Furaltadone et furazolidone. Antibiotiques inactivés par la lumière
-Sulfadiazine argentine	To	Antibiotique et désinfectant (ulcères et surinfections bactériennes)
Antiviraux		
-Aciclovir	Ba, To	Freine l'extension de virus systémiques et infections virales localisées.
-Ribavirine	Ba	Freine l'extension de virus systémiques
Large spectre		
-Eau douce	Ba	Ectoparasites par choc osmotique (efficace sur les poissons marins surtout)
-Chlorure de benzalkonium	Ba	Désinfectant environnemental à spectre large.
-Acide acétique	Ba	Trématodes et crustacés. Utiliser le produit réfrigéré (choc thermique associé)
-Peroxyde d'hydrogène	Ba	Ectoparasites
-Vert de malachite	Ba	Protozoaires et agents fongiques (poissons d'eau douce)
-Bleu de méthylène	Ba	Infections fongiques externes
-Formol	Ba	Parasites externes (protozoaires, trématodes, crustacés...). Produit dangereux
-Permanganate de K	Ba	Ectoparasites (protozoaires et crustacés). Toxique à pH élevé
-Povidone iodée	To	Désinfection de plaies
-Chlorure de sodium	Ba	Organismes pathogènes externes. A forte concentration (choc osmotique)
-Sulfate de cuivre	Ba	Ectoparasites. Toxique chez certaines espèces et en eau douce
-Chloramine-T	Ba	Désinfectant de l'environnement
-Chloroquine / Quinine	Ba, (PO)	Ectoparasites protozoaires
-Acriflavine	Ba	Désinfectant large spectre, actif sur les agents fongiques
-Chlorhexidine	To	Désinfection de plaies et ulcères. Ne pas mettre en contact avec les branchies

Tableau 14 : Principales molécules utilisables en médecine des poissons, deuxième partie.

Données compilées de (Carpenter, Marion, 2013 ; Hadfield et al., 2007 ; Mitchell, Miller, 2009 ; Noga, 2010c ; Wildgoose, Lewbart, 2001)

Molécule	Voie	Application et commentaire
<u>Environnement</u>		
-Thiosulfate de sodium	Ba	Neutralise les dérivés chlorés
-Zéolite	Ba	Fixe l'ammoniac
-Charbon actif	Ba	Fixe les molécules toxiques
-Peroxyde d'hydrogène	Ba	Augmente le taux d'O ₂ dissout
-O ₂	Ba	Augmente le taux d'O ₂ dissout
-Tourbe et tanins	Ba	Effet acidifiant du milieu et désinfectant léger
-Bicarbonate de sodium	Ba	Effet tampon sur le pH de l'aquarium
-Chlorure de sodium	Ba	Limite le stress osmotique en eau douce et la toxicité de NO ₂ ⁻ (Cl ⁻)
-Eau douce	Ba	Limite le stress osmotique chez les poissons marins
<u>Anesthésiants et analgésiques</u>		
Voir Tableau 4 , Tableau 5 et Tableau 8 dans la partie 4)Sédation et anesthésie		
<u>Anti-inflammatoires</u>		
-Méloxicam	IM	AINS. Effet anti-inflammatoire
-Kétoprofène/ Carprofène	IM	AINS. Effet anti-inflammatoire
-Flunixinine méglumine	IM	AINS. Effet anti-inflammatoire
-Dexaméthasone	IM, IV, ICe	AIS. Utilisé en cas de choc, traumatisme, stress intense

9) Hospitalisation

a) Généralités

L'hospitalisation peut être nécessaire dans différents cas de figure : soins intensifs, animaux ayant subi une chirurgie récente... Parfois les propriétaires n'ont qu'un aquarium et les soins nécessitent d'isoler l'animal. On peut aussi considérer que la garde de l'animal le temps de la consultation ou d'une intervention est déjà une forme d'hospitalisation. Dans tous les cas il faut évaluer le rapport coûts / bénéfices à hospitaliser le poisson (Stoskopf, 1993b).

b) Mise en place

Le matériel requis pour la mise en place d'une structure d'hospitalisation dépend beaucoup des animaux que l'on sera amené à garder. Cela peut aller du simple aquarium installé le temps d'une intervention, à la mise en place d'une batterie d'aquariums laissés en état de marche à la clinique. D'une manière générale l'important est de rendre l'utilisation du matériel la plus simple possible (Stoskopf, 1993b).

Un contenant adapté sera le plus souvent transparent. Les aquariums en verre conviennent bien car ils fournissent une excellente visibilité et ce sont des matériaux solides et qui ne réagissent pas avec l'environnement. Leur principal défaut est qu'ils sont lourds et fragiles. Si les contenants doivent être

déplacés régulièrement, on préfère les matières plastiques transparentes et non réactives comme le plexiglass même si ces matériaux s'abiment relativement rapidement et que leur transparence est moins bonne. Leur usage est aussi limité par la taille étant donné la solidité limitée du matériau. Pour de très gros animaux nécessitant de gros volumes, l'utilisation de piscines externes peut être adaptée. Elles ne sont pas transparentes et l'animal ne pourra pas être vu de côté mais elles présentent l'avantage d'être faciles à installer et à ranger (Roberts, 2010b).

Il faut être en mesure de fournir des contenants adaptés à la plupart des situations. Le choix des volumes n'est pas évident et dépend de nombreux paramètres. Il faut préférer les aquariums profonds plutôt que haut. Une trop grande hauteur d'eau limite la surface au sol et peut poser des problèmes d'oxygénation ce qui est stressant pour l'animal. Le poisson doit pouvoir se déplacer correctement dans l'aquarium et se tourner sur lui-même. On remarquera que de trop gros volumes sont aussi à éviter car ils perturbent l'observation du patient et peuvent être plus stressants pour certains poissons qui se sentiront vulnérables dans un grand volume à découvert.

Tableau 15 : Exemple d'équipement en bac d'hospitalisation pour une structure exerçant en clientèle NAC

Volume approximatif	Poissons de petite taille (1-6cm)	Poisson de taille moyenne (6-10cm)	Poissons de grande taille (10-20 cm)	Poissons de très grande taille (20-60 cm)	Exemples d'espèces
10l	Seul				Combattant, poisson rouge de petite taille, vivipare
50l	En groupe	Seul			Vivipares (guppys, xiphos, mollys), poisson rouge, cichlidé de petite taille
150l		En groupe	Seul		Poissons marins, cichlidés moyens (scalaires, discus, lac Malawi), carpe koï de petite taille
300l			En groupe	Seul	Carpes Koïs, gros cichlidés, poissons marins de grande taille, prédateurs de grande taille

Ces contenants doivent être disposés de manière visible, pratique et dans une salle isolée. En effet l'hospitalisation est un moment très stressant pour les poissons et il faudra éviter les passages trop fréquents, les lumières trop violentes et les bruits. La pièce doit aussi fournir les bonnes caractéristiques thermiques, ce point sera abordé plus bas.

Il est important de prévoir un apport en eau ainsi qu'une vidange facile. Des vannes branchées au travers des parois de l'aquarium sont parfaitement adaptées. Il peut aussi être utile de se placer à proximité d'un robinet et d'une évacuation d'eau. Si l'eau de conduite ne sert pas forcément à alimenter l'aquarium, cela permet au moins de rendre le nettoyage et la vidange plus aisée. Pour les bacs difficilement mobilisables il faut s'organiser pour les vidanges complètes lors du nettoyage. Pour cela, une vanne d'évacuation placée en partie basse facilitera l'évacuation totale de l'eau. La position

de l'aquarium et ses dimensions doivent permettre une pêche facile avec le matériel disponible. Dans le cas contraire cela entraîne du stress et on risque de blesser l'animal. Il faut penser à couvrir les contenants pour éviter que les poissons ne sautent. C'est particulièrement important en hospitalisation car le changement d'environnement et le stress motivent les poissons à « chercher la sortie ». On peut utiliser des filets ou des systèmes de plaques qui devront être faciles à retirer (Stoskopf, 1993b ; Roberts, 2010b).

Le matériel doit aussi être facile à nettoyer. Il faut éviter les surfaces rugueuses ou les matériaux que l'on ne pourra pas aisément désinfecter (fragiles, vivants, poreux ou réactifs aux produits désinfectants).

c) Maitrise des paramètres

Un bac hôpital possède des caractéristiques proches de celles d'un bac de quarantaine. Il s'agit de reproduire dans un volume de taille limitée et dans un milieu installé de manière provisoire, les caractéristiques environnementales nécessaires au bien-être du poisson.

➤ Qualité de l'eau

Dans la mesure du possible l'eau de l'aquarium d'origine est la plus adaptée pour éviter les risques d'un stress d'acclimatation. Ce n'est possible que chez les petites espèces pour lesquelles les volumes ne sont pas trop conséquents. Dans le cas contraire l'introduction devra se faire de manière progressive (Roberts, 2010b).

Il est très conseillé de connaître les paramètres de maintenance à l'avance pour pouvoir préparer l'arrivée de l'animal (voir partie 01) Prise de contact et). En effet la préparation de l'eau peut nécessiter un certain temps (dissolution de minéraux, élimination du chlore dissout, stabilisation du milieu et de la température).

L'eau utilisée peut être celle du robinet. Dans ce cas-là il faut connaître précisément ses paramètres pour pouvoir les corriger. Il faut aussi laisser reposer l'eau pour permettre l'élimination des dérivés chlorés utilisés pour la désinfection de l'eau de ville. Le temps nécessaire pour l'évaporation est variable mais pour donner un ordre d'idée, au bout de 24 heures, une eau bien aérée, pourra être utilisée (Warren, 2016a). Dans le cas où on doit utiliser l'eau de conduite en urgence, l'utilisation de thiosulfate de sodium à la posologie de 10mg/l permet de rendre inactifs ces dérivés (Mitchell, Miller, 2009). On peut aussi utiliser de l'eau traitée par osmose ou distillation afin de maîtriser parfaitement sa composition. Il faut alors rajouter des minéraux en fonction de l'espèce hospitalisée. Par exemple pour des poissons marins il faudra dissoudre du sel de mer jusqu'à obtention de la bonne salinité (Roberts, 2010b).

Les principaux paramètres importants pour les poissons couramment rencontrés sont rassemblés dans le Tableau 16 et le Tableau 17. Ce sont des valeurs approximatives permettant de donner un

ordre d'idée pour les cas les plus rencontrés. Pour des cas plus anecdotiques, il faut se renseigner sur les paramètres de vie optimaux. Dans tous les cas le propriétaire pourra apporter des informations pertinentes sur les conditions de maintenance actuelles de l'animal.

Lorsque les paramètres de l'eau ne conviennent pas à l'animal que l'on souhaite hospitaliser, on peut être amené à les corriger. La conductivité, la dureté et la densité sont corrigées en ajoutant de l'eau pure ou des minéraux solubles. Le pH est un paramètre très important mais difficile à maîtriser car de nombreux autres paramètres le font varier (aération, température, molécules dissoutes, pollution azotée...). Lorsque sa valeur est difficile à maintenir on peut utiliser des produits adaptés à la stabilisation du pH ou des molécules chimiques au pouvoir tampon, notamment le bicarbonate de sodium, couramment utilisé pour maintenir un pH élevé (Shelton, 2010).

Les paramètres de l'eau peuvent être modifiés suite à l'administration de médicaments (pH, conductivité...). La tolérance à ces variations est très variable d'une espèce à l'autre. Des essais préalables sans poisson ou avec des animaux sains peuvent être réalisés. Dans tous les cas la surveillance clinique de l'animal est importante pour pouvoir réagir en cas de signes d'une mauvaise tolérance de ces changements.

➤ Oxygénation de l'eau

C'est le paramètre primordial de la maintenance d'un poisson. Certaines espèces sont capables de prélever l'oxygène dans l'air mais la plupart dépendent du taux d'O₂ dissout. Pour entretenir des concentrations suffisantes on peut utiliser divers systèmes de brassage et de ventilation (pompe électrique, bulleur). Il faut veiller à ce qu'il n'y ait pas un dépôt de surface qui gênerait les échanges, et améliorer la convection de l'eau au sein de l'aquarium. Il faut cependant faire attention à ne pas créer trop de courant pour ne pas emporter le poisson qui peut être faible (Andrews et al., 1990c).

La quantité d'O₂ dissoute varie de manière inversement proportionnelle à la température. Ajoutés à cela, les besoins en oxygène des poissons eux, augmentent avec la température. Pour cette raison il faudra faire très attention aux animaux maintenus en eau chaude (c'est-à-dire au-dessus de 24°C). La quantité d'oxygène dissout peut être mesurée à l'aide d'appareils électroniques. Son suivi peut être utile dans certains cas critiques (hautes températures, animaux nombreux ou présentant des difficultés respiratoires). Les valeurs normales sont données dans le Tableau 16.

La quantité d'oxygène dissout conditionne aussi le bon fonctionnement de la filtration biologique (détaillée dans l'annexe 5) car la dégradation de l'ammoniac est une oxydation. Indirectement donc, elle conditionne également le bon déroulement de la respiration puisque l'ammoniac est irritant pour les branchies. Pour contenir l'accumulation de déchets azotés toxiques la filtration doit être mise en place (Stoskopf, 1993b).

Tableau 16 : Principaux paramètres de l'eau à prendre en compte dans la maintenance d'un poisson en hospitalisation : première partie (paramètres physico-chimiques).

Données compilées de (Andrews et al., 1990c ; Shelton, 2010 ; Lewbart, 2004 ; Warren, 2016b ; Stamper, Semmen, 2012).

Milieu	T (°C)	pH	Conductivité (µS/cm)	densité	Dureté (°GH)	O ₂ (mg/l)	Remarques
Eau douce	24-27 (22-30)	6,5-7,5	200-600		6-18		Paramètres de la plupart des espèces d'aquarium
		5-6,5	<200	1,0	1-6	5-8 (>4)	Espèces acidophiles
		7,5-9	>600		18-25		Espèces alcalophiles
	18-22						Espèces d'eau froide
Bassin	15-25	7-7,5	400-800	1,0		5-8 (>4)	L'hiver. Les animaux présentent alors un métabolisme très ralenti. Non applicable à l'hospitalisation.
	0-10						
Marin	25-29			1,020			Eau de mer tropicale
		8,0-8,5		- 1,023	> 60	5-8 (>4)	
	15-22						Eau de mer tempérée

Tableau 17 : Principaux paramètres de l'eau à prendre en compte dans la maintenance d'un poisson en hospitalisation : deuxième partie (molécules toxiques).

Données compilées de (Andrews et al., 1990c ; Shelton, 2010 ; Lewbart, 2004 ; Warren, 2016b ; Stamper, Semmen, 2012).

Milieu	NH ₃ (mg/l)	NO ₂ ⁻ (mg/l)	NO ₃ ⁻ (mg/l)	Chlore (mg/l)	Remarques
Eau douce	< 0,04	< 0,10	20-50	0 (< 0,05)	
Bassin	<0,04	<0,5	20-100	0 (< 0,05)	
Marin	< 0,04	Non toxique	70-100	0 (< 0,05)	Les ions chlorures entrent en compétition avec les nitrites dans l'absorption branchiale. En milieu marin les nitrites sont donc beaucoup moins toxiques.

➤ Filtration

Les principes de base de filtration d'un aquarium sont exposés dans l'annexe 5.

La mise en place d'un filtre fonctionnel peut être réalisée en laissant un ou plusieurs aquariums en eau dans l'attente de l'arrivée d'un patient. Pour que le filtre soit totalement efficace on peut même imaginer garder des poissons en aquarium pour y laisser se développer un microbiote adapté à la filtration biologique. Ces systèmes seront alors utilisés ultérieurement, lors de l'arrivée de nouveaux patients. Le problème de la désinfection se pose néanmoins. De plus les bactéries qui se développent dans un filtre sont adaptées aux paramètres de l'eau environnante. Il faudra alors laisser tourner plusieurs aquariums pour un fonctionnement de filtre biologique optimal. (Stoskopf, 1993b).

Dans des cas d'urgence l'aquarium d'hospitalisation peut être installé sans filtre ou avec un filtre qui n'est pas encore complètement fonctionnel sur le plan biologique. Dans cette situation le risque majeur est l'intoxication par l'ammoniac. En effet cette molécule est rapidement produite par le poisson et s'accumule dans un aquarium pauvre en bactéries dénitrifiantes. Il est donc important de surveiller régulièrement sa concentration. Il existe des systèmes simples de surveillance permanente du taux d'ammoniac. Ces appareils émettent une lumière correspondant à un niveau d'alerte et permettent de suivre ce paramètre durant toute l'hospitalisation.

➤ Température

Dans la plupart des cas la maîtrise de la température passera par un chauffage du milieu, car la température de l'environnement ne sera pas suffisante au bien-être des poissons. Il existe de nombreux systèmes de chauffages spécialisés pour les aquariums. De nos jours la plupart possèdent un thermostat intégré et sont réglables. Ce sont des résistances qui entraînent le réchauffement de l'eau qui les entoure. Un système de brassage est important pour éviter la formation de strates de différentes températures. Les résistances sont des appareils plus ou moins fiables et peuvent se bloquer, entraînant une surchauffe du milieu. Elles sont peu fiables et difficiles à régler dans de petits volumes. Pour remédier à cela on peut utiliser des thermostats électroniques en sécurité. Ils permettent une coupure du courant dès que la température monte au-delà d'une valeur seuil (Stoskopf, 1993b).

Certains poissons nécessitent une eau froide (Koï, esturgeons...). Le refroidissement d'un aquarium n'est pas aisé. On peut utiliser des ventilateurs disposés au-dessus de l'eau, mais cela ne permettra une diminution que de quelques degrés. Il existe des systèmes de refroidissement de l'eau type groupe froid, mais ce sont des dispositifs relativement chers. Certains systèmes peu coûteux peuvent être fabriqués en utilisant le fonctionnement d'un réfrigérateur (Stoskopf, 1993b)

En médecine des poissons le contrôle précis de la température est souvent un facteur crucial. Des variations de quelques degrés peuvent être très importantes. L'élévation de la température peut par exemple permettre de lutter contre des agents infectieux (parasites) en diminuant la durée de leur cycle de développement. Elle permet également de stimuler l'immunité et d'accélérer les processus de cicatrisation (Illes, 2013). L'utilisation d'un groupe thermique, permettant le maintien du milieu à une température précise peut être utile. Encore une fois c'est un matériel coûteux. De manière générale le

contrôle de la température d'une pièce dédiée à l'hospitalisation à l'aide d'un système de climatisation réversible peut permettre une bonne gestion de la température des aquariums dans la plupart des cas (Roberts, 2010b).

➤ Le risque de contamination

Lors d'une hospitalisation le vétérinaire doit gérer le risque de contamination entre aquariums et poissons.

Pour limiter ce risque on préférera les systèmes de filtration individuels plutôt qu'une filtration commune à plusieurs aquariums. Pendant la durée de l'hospitalisation des mesures d'hygiène simples vont permettre de limiter les contaminations. Ainsi, tout ce qui entre en contact avec l'eau d'un aquarium ou avec un animal hospitalisé ne doit être utilisé que pour ce dernier ou alors nettoyé après chaque utilisation.

Une fois l'animal reparti, un nettoyage minutieux de tout le matériel doit être réalisé. L'eau doit être entièrement retirée et les systèmes de filtration et autre décors complètement désinfectés et séchés. Le Tableau 18 reporte l'efficacité de différents désinfectants sur les agents infectieux non parasitaires. L'usage de ces molécules ne remplace par un nettoyage mécanique efficace dans un premier temps. Les agents infectieux des poissons étant des organismes aquatiques pour la plupart, une étape de séchage peut s'avérer efficace pour diminuer la charge infectieuse.

Tableau 18 : Les principales familles de désinfectants et leur action sur les agents infectieux (exceptés parasites).

++, très efficace ; +, efficace ; +/-, action limitée ; -, aucune information. Traduit de (Miller-Morgan, Heidel, 2010)

Désinfectants	Gram +	Gram -	Acido- alcoolo résistantes	Spores bactériens	Virus enveloppés	Virus non enveloppés	Spores fongiques
Acides	+	+	+	+/-	+	-	+/-
Alcools	++	++	+	-	+	-	+/-
Aldéhydes	++	+	+	+	++	+	+
Alcalins	+	+	+	+/-	+	+/-	+
Biguanides (Chlorhexidine)	++	++	-	-	+/-		+/-
Halogénés chlorés	+	+	+	+	+	+	+
Halogénés iodés	+	+	+	+	+	+/-	+
Oxydants (H2O2)	+	+	+/-	+	+	+/-	+/-
Dérivés phénoliques	++	++	+/-	-	+/-		+
Ammoniums quaternaires	++	+	-	-	+/-		+/-
Ozone	++	++	+	+/-	++	++	+
Ultraviolets	++	++	+	+/-	++	++	+

On peut voir dans ce tableau que les systèmes ozoniseurs et ultraviolets sont efficaces sur la plupart des agents infectieux. Ils peuvent être placés à l'entrée ou à la sortie du filtre si le risque de transmission est plutôt vers le patient ou depuis le patient. Dans les systèmes de filtration communs à plusieurs aquariums ils peuvent être d'une grande aide pour limiter la propagation d'agents infectieux. Ils sont aussi relativement efficaces contre les parasites (Stoskopf, 1993d).

Les contaminations peuvent également être de nature chimique. L'administration de médicaments ou d'anesthésiques entraîne des relargages dans l'eau de l'aquarium et dans les systèmes de filtration. Il faut s'assurer que toutes ces molécules sont retirées lors du nettoyage. Le traitement de l'eau dépend de la molécule utilisée. Dans la plupart des cas il n'est pas encadré par la loi. Cependant il est normalement interdit d'évacuer de gros volumes d'eau souillée dans l'évacuation de l'eau de ville sans traitement préalable. En pratique courante le traitement de ces eaux n'est pas facile à mettre en place. Un prétraitement de l'eau à l'ozone ou aux ultraviolets peut permettre de limiter les contaminations qu'elles soient chimiques ou infectieuses. Le passage au travers de charbon actif et d'un filtre mécanique peut aussi être mis en place avant d'éliminer l'eau (Miller-Morgan, Heidel, 2010).

d) Surveillance et nursing

Un point clef de l'hospitalisation des poissons est la surveillance. Elle doit être permise par le matériel disponible (vitres, éclairage, visibilité du poisson) tout en évitant de trop stresser l'animal. L'éclairage par exemple ne doit pas être trop puissant et il est conseillé de le laisser en permanence pour ne pas créer de panique à l'allumage. Il faut aussi limiter les passages devant l'aquarium. Enfin la plupart des poissons craignent les mouvements au-dessus d'eux. Un aquarium disposé au sol est une source de stress non négligeable. On préférera, dans la mesure du possible, les bacs installés en hauteur. L'utilisation de décor et de cachettes peut permettre de limiter ce stress. Ils devront être faciles à nettoyer et à retirer et ne pas entraver l'observation du patient. L'utilisation de tuyaux en PVC remplit bien ce rôle par exemple. La plupart des poissons préfèrent être entourés d'un environnement opaque. Les vitres transparentes et notamment celle du fond fournissent un environnement peu rassurant. Celles-ci peuvent être couvertes d'un matériel opaque dans la mesure où cela ne gêne pas l'observation de l'animal. L'utilisation d'un substrat type sable est à proscrire car il constitue une zone de développement de divers pathogènes et peut masquer de la nourriture en décomposition.

Un point essentiel du nursing est la distribution de nourriture. Il faut dans un premier temps déterminer si le nourrissage est pertinent dans les conditions d'hospitalisation. Certains poissons tolèrent bien le jeûne et la pollution engendrée peut apporter plus de risques que de bénéfices. Dans le cas contraire la nourriture utilisée devra être mesurée et les éléments non consommés retirés dans leur totalité. Il faut toujours avoir en tête que l'équilibre de ce petit écosystème est fragile. Un animal hospitalisé peut avoir un appétit capricieux et il faut vérifier qu'il consomme ce qu'on lui donne (Stoskopf, 1993b). Certaines nourritures polluent plus que d'autres. On préférera les nourritures en morceaux compacts faciles à compter et à récupérer. Il faut éviter les nourritures qui se délitent ou qui présentent une

phase liquide. L'ajout de nourriture vivante est un bon compromis qui permet de limiter au maximum la pollution, en plus de stimuler l'instinct de chasse et la prise alimentaire. C'est aussi une catégorie d'aliment très riche qui favorise le rétablissement (Warren, 2016a). L'annexe X décrit succinctement les différentes nourritures existantes en aquariophilie.

L'apport d'une alimentation équilibrée et adaptée est une aide non négligeable au rétablissement (graisses de bonne qualité, protéines riches en acides aminés essentiels, utilisation de vitamines, ajout de probiotiques et prébiotiques...) (Corcoran, Roberts-Sweeney, 2014). Le Tableau 19 fournit la composition générale de la nourriture selon les régimes alimentaires.

Tableau 19 : Besoins généraux des poissons d'ornement en fonction de leur régime alimentaire.

Inspiré de (Lewbart, 1998a ; Corcoran, Roberts-Sweeney, 2014 ; Weber, 2014)

	Herbivores	Omnivores	Carnivores
Protéines	30-40%	35-45%	40-55%
Lipides (riches en Ω-3)	10-20%	15-25%	15-25%
Glucides (amidon)	25-50%	25-40%	< 20%
Fibres	< 10%	< 5%	< 5%
Vitamines	A, C, D, E, K et B		
Phosphore	0,3%		
Calcium	Absorbé dans l'eau		

Le nettoyage et l'entretien du bac d'hospitalisation font partie du nursing. Ils consistent par exemple à retirer les fèces et les restes de nourriture. Pour cela on peut utiliser des systèmes d'aspirateurs électriques, ou simplement un tuyau amorcé. Changer l'eau régulièrement et nettoyer les filtres mécaniques est également important. Cet entretien permet aussi de diminuer la charge en agents infectieux. Si on utilise du charbon actif pour le retrait de molécules médicamenteuses il faut le changer régulièrement (Lewbart, 2017).

La surveillance clinique de l'animal hospitalisé va permettre de déterminer si un retour à domicile est possible, ou si l'animal requiert d'autres traitements. Si l'état s'aggrave au-delà de l'acceptable la décision d'euthanasie doit parfois être prise.

10) Euthanasie

Quelle que soit la raison de la mise à mort, une euthanasie devrait toujours être faite de manière éthique. Réalisée par le vétérinaire elle doit être encadrée par certaines règles. Le propriétaire doit toujours être tenu au courant de la procédure. Il existe plusieurs méthodes possibles dont les principales sont ici rassemblées en techniques physiques et chimiques.

a) Physique

En pisciculture et dans l'industrie de la pêche la mise à mort peut être faite par abaissement brutal de la température en plaçant les poissons dans la glace. Cette technique pose de nombreuses questions éthiques et n'est pas acceptable en clientèle d'animaux de compagnie (Neiffer, Stamper, 2009). Le froid peut cependant être utilisé dans certaines circonstances pour calmer les animaux avant l'euthanasie. Ce refroidissement devra alors être progressif et réalisé plutôt sur des espèces dites d'eau froide (Ross, 2001).

Certaines techniques d'euthanasie par électrocution sont décrites. Elles sont employées notamment dans la recherche car elles permettent de mettre à mort un grand nombre d'animaux dans des conditions répétables. En clientèle NAC l'usage de l'électricité n'est pas adapté car il nécessite un matériel spécifique. On peut aussi se poser des questions d'ordre éthique au sujet de cette manière de faire (Valentim et al., 2016).

L'euthanasie peut être réalisée par section de la communication entre la colonne vertébrale et le crâne ou en assommant l'animal. C'est une technique rapide et efficace si elle est bien réalisée. Elle demande de l'habitude et n'est pas toujours acceptée par les propriétaires. Sur de gros animaux c'est une façon de faire qui n'est pas réalisable dans de bonnes conditions. Enfin c'est une technique assez délabrante, qui peut fausser les interprétations si on souhaite réaliser une autopsie ou faire des prélèvements. Il est fortement conseillé de réaliser une sédation dans un premier temps pour travailler dans les meilleures conditions et limiter la souffrance (Ross, 2001).

b) Chimique

C'est la technique de choix pour réaliser l'euthanasie de poissons de compagnie. Il s'agit de réaliser un surdosage de molécule anesthésique. Les doses utilisées en général sont de cinq à dix supérieures aux doses anesthésiques. L'animal passe alors par tous les stades anesthésiques et s'endort progressivement. La réalisation peut se faire par balnéation ou par injection. En pratique le recours à la balnéation, au moins dans un premier temps, simplifie grandement la technique. Il est conseillé de laisser le poisson dix à vingt minutes après arrêt de ses mouvements respiratoires au contact de l'anesthésique. La mort survient alors par asphyxie. La surveillance des battements cardiaques peut aussi permettre de déterminer à quel moment survient la mort (Roberts, 2010a). Une limite de l'euthanasie par balnéation repose sur le fait que la présence de parasites cutanés ne peut plus être correctement évaluée. En effet ces parasites se décrochent de leur hôte sous l'effet de l'anesthésie (Noga, 2010c).

Une fois l'animal endormi on peut aussi réaliser une injection létale (barbituriques notamment) comme cela se fait chez les autres vertébrés. Cette injection pourra être réalisée par voie intraveineuse,

intracardiaque ou intrapéritonéale. Les veines les plus accessibles pour de telles injections sont la veine caudale, ou chez certaines espèces sous l'opercule dorsalement aux branchies (Ross, 2001).

Finalement la technique décrite comme étant la plus éthique est celle additionnant le surdosage anesthésique puis la section de la jonction entre la colonne et le crâne, ou la destruction du système nerveux central à l'aide d'une aiguille (Ross, 2001).



Figure 59 : Euthanasie de deux jeunes *Geophagus sp.* atteints de tuberculose

L'acte est réalisé par section de la colonne vertébrale en arrière du crâne, après surdosage anesthésique. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

11) Autopsie

a) Généralités

L'autopsie est une étape importante de l'investigation clinique. En pisciculture elle est pratiquée de manière quasi-systématique après sacrifice d'un échantillon d'individus pour permettre d'obtenir un maximum d'informations (Noga, 2010b). Cette pratique n'est souvent pas possible en médecine de poissons d'ornement et soulève des questions éthiques. Lorsqu'un animal meurt ou doit être euthanasié il faut proposer au propriétaire une autopsie, d'autant plus si d'autres individus peuvent être malades. C'est aussi l'occasion pour le praticien d'améliorer ses connaissances cliniques, anatomiques, et physiologiques (Andrews et al., 1990a).

Le choix de l'individu à autopsier est une question à laquelle un vétérinaire NAC ne sera pas souvent confronté. En élevage néanmoins, lorsque beaucoup d'animaux sont touchés, ou lorsqu'on réalise des

euthanasies à but diagnostique, il faut choisir consciencieusement les animaux. On prélève de préférence des animaux moribonds, mais aussi des animaux en début de manifestation clinique et même des individus non cliniquement atteints. En effet cela permet d'avoir un panel de l'évolution de la maladie et de ne pas se focaliser sur des complications, mais bien sur le problème primaire (Noga, 2010b). En médecine individuelle cette manière de faire n'est bien évidemment pas réalisable, cependant il faut garder cette logique en tête dans l'investigation du problème. Dans certains cas bien définis (santé de nombreux poissons en jeu, forte mortalité, évolution clinique rapide) et avec l'accord du propriétaire, on peut conseiller une « euthanasie précoce » en vue d'une autopsie.

L'autopsie doit être réalisée le plus tôt possible après la mort de l'animal, de préférence dans la foulée de l'euthanasie, sous peine de perdre de nombreuses informations. En pratique on est souvent confronté à des animaux retrouvés morts par le propriétaire or les informations apportées par cet examen seront de moins en moins fiables tant qu'augmente l'intervalle mort - autopsie. Dans l'eau la décomposition et les contaminations se font plus rapidement qu'à l'air libre et les échanges d'eau modifient très rapidement l'aspect. De plus les poissons se décomposent plus rapidement que les mammifères ou les reptiles du fait de leurs caractéristiques tissulaires (teneur en eau, présence de lysines) (Stoskopf, 1993d). Si le propriétaire trouve son animal mort il faut lui conseiller de le réfrigérer rapidement, hors de l'eau, et de faire réaliser l'examen dans les six heures. La conservation du cadavre dépend des informations que l'on veut obtenir. La congélation permet de stopper la putréfaction et de conserver longtemps, cependant elle modifie l'aspect macroscopique des organes, et rend l'interprétation histopathologique très délicate. Si l'on souhaite réaliser une culture, elle peut interférer dans son bon déroulement, et donc son interprétation (Reavill, 2010).

b) Technique

Un examen radiographique peut être réalisé avant de commencer l'autopsie. Les images obtenues pourront aider à évaluer les structures internes et donner des informations supplémentaires (position et taille de la vessie natatoire, fractures). La prise d'images (photos, vidéos) est une aide non négligeable durant la réalisation d'une autopsie. A mesure que l'on avance dans l'examen, certaines structures vont être détruites ou modifiées, la photographie permet garder une trace de l'aspect et des lésions pour les confronter ultérieurement avec d'autres informations (Reavill, 2010).

Lors de la réalisation de l'autopsie il faut bien penser aux prélèvements à réaliser. Les prélèvements pour culture bactériologique par exemple peuvent nécessiter un abord particulier et demandent de l'attention pour éviter les contaminations (ouverture par voie dorsale de la cavité coelomique pour un prélèvement rénal par exemple). Pour un examen histopathologique il faut bien définir la zone à prélever lorsque les organes sont en place, car en fin d'examen ils peuvent être difficiles à reconnaître et lésés. La réalisation d'étalements frais de divers organes et contenus d'organes est recommandée (foie, reins, rate, paroi et contenu digestifs notamment). Il faut réaliser ces prélèvements de manière précoce pour limiter les contaminations et bien cibler les organes. Le prélèvement de parasites

externes doit être fait rapidement après la mort de l'animal, si ce n'est avant. En effet ces organismes se détachent rapidement après la mort (et lors de l'anesthésie). Les prélèvements sanguins doivent être fait immédiatement après l'euthanasie ou avant (Noga, 2010b).

Le déroulement classique d'une autopsie est schématisé dans la Figure 60. La voie d'abord est latérale comme pour la plupart des espèces qui sont dites « compressées latéralement ». Certaines espèces possèdent une anatomie particulière qui peut modifier l'abord, il faudra s'adapter au cas. Pour ne citer que quelques exemples on peut penser aux espèces dites « compressées dorso-ventralement » (poissons de fond comme les Loricaridés ou les raies par exemple) ou encore les poissons plats de la famille des Pleuronectiformes (soles, limandes, turbots etc.) (Stoskopf, 1993a).



Figure 60 : Schéma de la réalisation de l'autopsie d'un poisson ange.

A, examen externe et retrait du globe oculaire ; B, retrait de l'opercule et examen des branchies en place ; C, retrait des branchies et coupe du volet costal latéral ; D, retrait du volet costal et observation des organes internes en place, retrait du cœur ; E, retrait de l'appareil digestif et des organes adhérents ; F, Observation et prélèvement des reins, retrait de la vessie natatoire et des gonades ; F-G, prélèvements cutanés et du système nerveux central. Traduit de (Stoskopf, 1993d).

c) Connaissances anatomiques de base

Suivant les espèces il est difficile de trouver des informations précises sur l'anatomie interne. Les poissons élevés en pisciculture pour la consommation humaine sont bien étudiés et il faut souvent s'appuyer sur ces connaissances pour extrapoler aux poissons d'ornement. Voici quelques données de base sur l'anatomie des poissons qui pourront être utiles (Roberts, 2010a ; Reavill, 2010 ; Noga, 2010b ; De Iuliis, Pulerà, 2007). Des schémas sont placés en annexe en guise de complément.

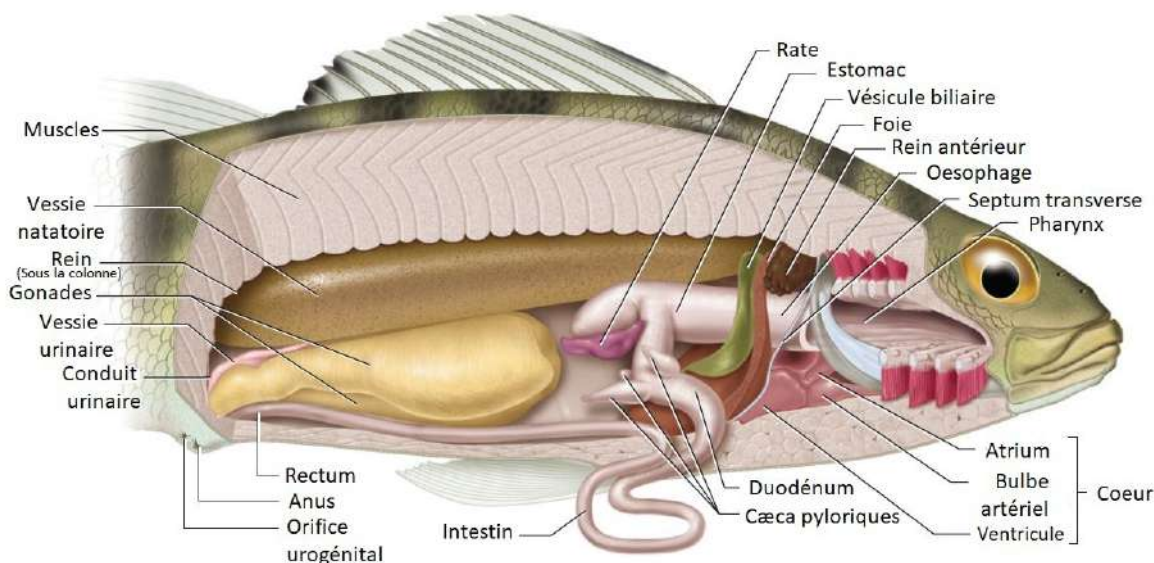


Figure 61 : Schéma des organes abdominaux chez une perche commune (*Perca fluviatilis*).

Traduit de (De Iuliis, Pulerà, 2007)

L'examen externe s'apparente à un examen clinique, il ne sera pas détaillé ici.

➤ Les branchies

Ce sont des structures externes, mais parfois difficilement accessibles. Leur évaluation se fait de la même manière que lors d'un examen clinique, on pourra cependant réaliser des prélèvements plus étendus et plus invasifs. La couleur de ces structures est liée à leur vascularisation. Dès la mort de l'animal et surtout dans l'eau, la couleur est peu à peu modifiée (pâleur post-mortem). Ce sont aussi des structures fragiles qui vont rapidement s'altérer. L'interprétation doit être faite en fonction de l'historique de l'animal

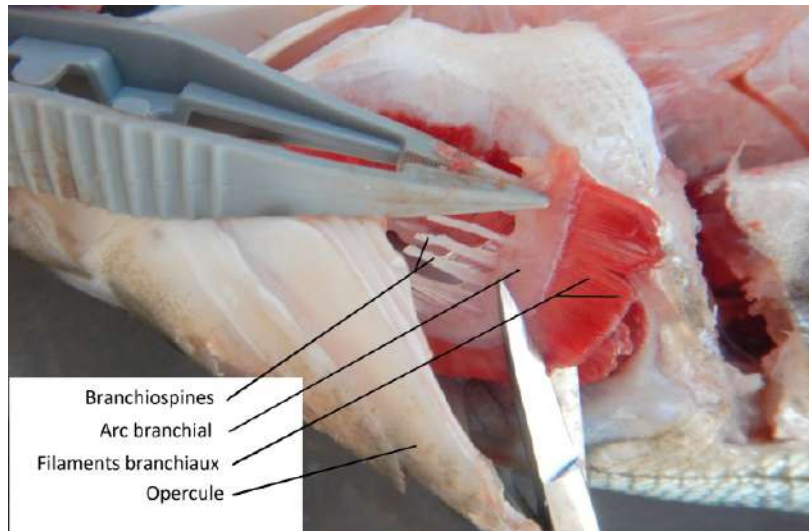


Figure 62 : Retrait d'un arc branchial chez un loup de mer (*Dicentrarchus labrax*) quelques minutes après l'euthanasie.

Données personnelles.

➤ La vessie natatoire

C'est un organe spécifiques aux poissons, contenant du gaz et entrant en jeu dans le contrôle de la flottaison. Certains poissons n'en ont pas (poissons benthiques, Scombridés, éla-smobran-ches...). Elle peut être unique ou posséder plusieurs chambres (deux en général). La vessie natatoire est positionnée le long de la colonne vertébrale, sous les reins chez la plupart des espèces. Elle peut être adhérente à ces structures ou libre dans la cavité. Il existe chez certaines espèces (physostomes) une communication avec l'appareil digestif (canal pneumatique) qui entre en jeu dans les échanges de gaz. Pour les autres espèces (physoclistes) les échanges se font uniquement par des structures spécialisées : les glandes à gaz. Le principal critère à noter lors de l'évaluation de cet organe est la présence de liquide à l'intérieur.



Figure 63 : Vessie natatoire de carpe Koï, composée d'un pôle crânial (à gauche) et d'un pôle caudal (à droite).

On remarque la présence du canal pneumatique qui relie le pôle caudal et l'œsophage, caractéristique des physostomes. Cliché réalisé à la clinique NAC de l'ENVT.

➤ Les gonades

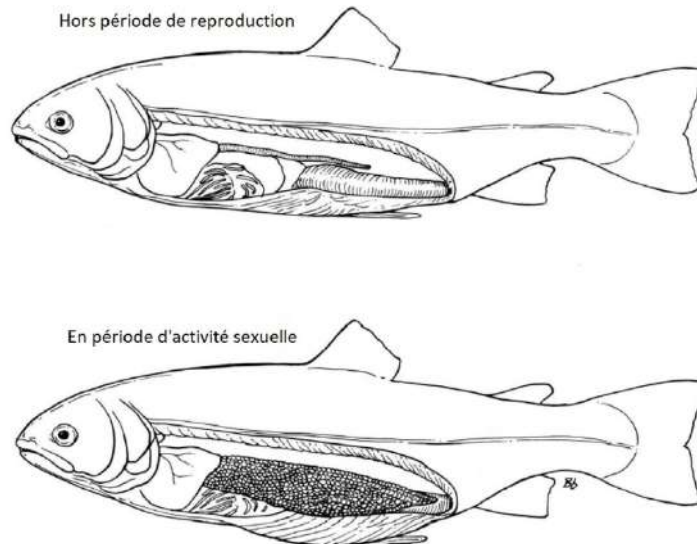


Figure 64 : Schéma illustrant la variabilité de développement des gonades en fonction du stade physiologique

L'exemple choisit est celui de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*). Traduit de (Stoskopf, 1993d).

La taille des gonades varie selon l'âge et le stade physiologique du poisson. Chez certaines espèces cette variation est saisonnière. Elles peuvent envahir la majeure partie de la cavité abdominale. Les gonades sont le reste du temps de petits sacs situés sous la vessie natatoire et alimentés par un système vasculaire situé crânialement. Elles débouchent caudalement par un orifice génital dédié. Il existe certaines espèces dites ovovivipares qui conservent les œufs jusqu'à l'éclosion dans leur cavité cœlomique (cyprinodontes ovovivipares, certains élastombranches). Ces espèces pratiquent une fécondation interne. Enfin il existe de rares poissons qui alimentent directement leurs jeunes par un système apparenté à un cordon ombilical, on peut les qualifier de vivipares (Goodéidés par exemple). Des structures anatomiques particulières peuvent être observées chez ces espèces (Figure 65). Les principales lésions pouvant atteindre ces organes sont les phénomènes néoplasiques, les rétentions d'œufs ou les infections systémiques impliquant le système reproducteur.

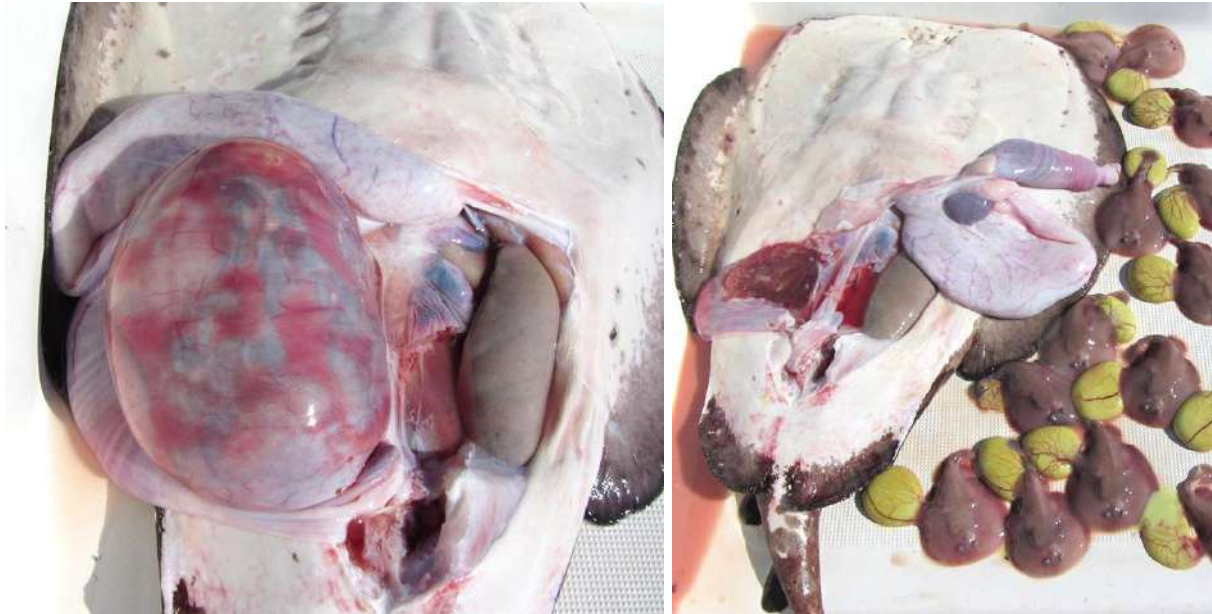


Figure 65 : Autopsie d'une raie torpille (*Torpedo marmorata*) femelle, une espèce ovovivipare.

On remarque l'utérus droit de l'animal avant son ouverture, au travers duquel on devine les fœtus (photo de gauche). La deuxième photo est prise après ouverture de l'utérus droit et extériorisation de l'utérus gauche ainsi que du colon spiralé. Les petits sont entièrement formés et possèdent un sac vitellin. Données personnelles.

➤ Le tube digestif

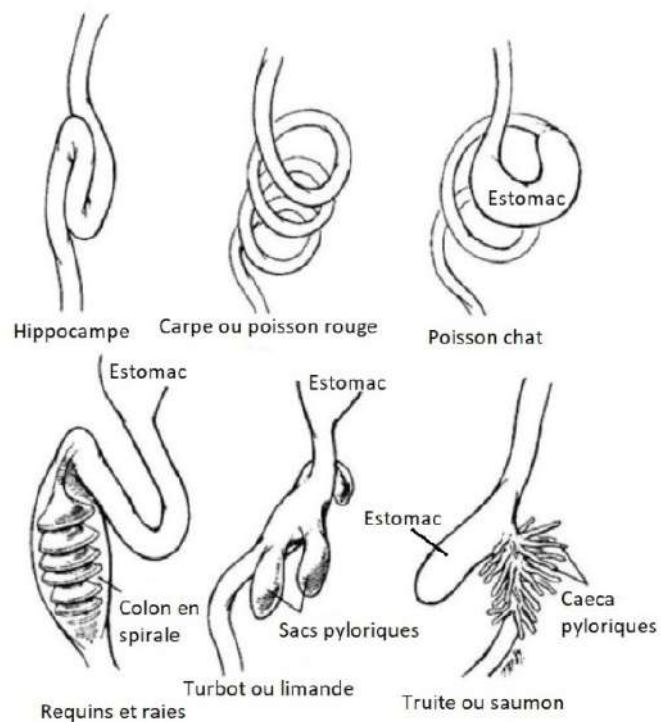


Figure 66 : Schéma illustrant la diversité anatomique de l'appareil digestif des poissons.

Traduit de (Stoskopf, 1993a).

L'organisation générale est proche de celle rencontrée chez les mammifères par exemple. Sa longueur varie selon le régime. Chez certaines espèces il existe des appendices au niveau du pylore appelés caeca pyloriques. Ils entrent en jeu dans la digestion et l'absorption. Certaines espèces ne possèdent pas vraiment d'estomac mais une légère distension de la partie crâniale de l'intestin (carpes et poissons rouges notamment). C'est un organe richement vascularisé et il existe parfois des zones de dépôts graisseux proches du système digestif. L'abouchement correspond à l'orifice le plus crânial. Les aspects externe et interne et son contenu doivent être évalués (corps étrangers, parasites, gaz).

➤ Foie et vésicule biliaire

La couleur du foie peut être très variable d'une espèce à l'autre et en fonction du stade physiologique. Lors de stéatose sa couleur s'éclaircit vers le beige. En temps normal il est plutôt de couleur brune à rouge. C'est un organe lobé. Son évaluation est importante car de nombreuses atteintes systémiques affectent son aspect (granulomes, abcès, nécroses, parasites). La vésicule biliaire est un sac fin situé au sein du foie. Sa taille peut varier suivant les espèces ou la distance avec la dernière prise alimentaire. La bile doit être d'aspect verdâtre translucide et liquide. En cas de doute une cytologie peut être réalisée car la vésicule biliaire peut être le siège d'infections (protozoaires notamment).

➤ La rate

Cet organe est positionné dans les replis du système digestif et est facilement identifiable par sa couleur rouge à noir et son aspect lisse. Elle est parfois constituée de plusieurs lobes distincts. Son évaluation prendra en compte sa taille et son aspect. Il existe de nombreuses affections systémiques pouvant l'affecter (granulomes, abcès, masses, développement de cellules immunitaires).

➤ Les glandes endocrines

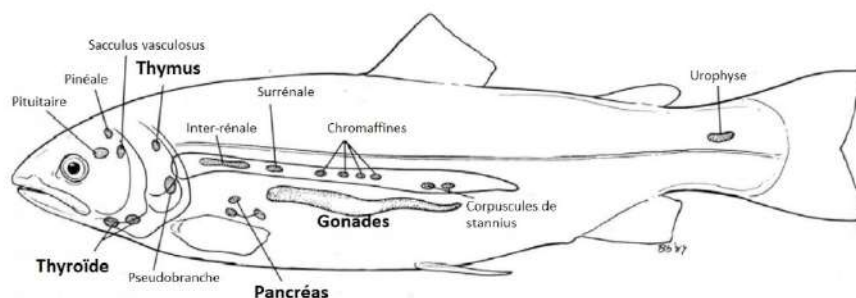


Figure 67 : Schéma des différentes glandes endocrines chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*).

Les structures les plus importantes sur le plan clinique sont notées en gras. Traduit de (Stoskopf, 1993a).

Ces tissus ne pas sont souvent visualisables macroscopiquement et il faut faire appel à la microscopie et l'histopathologie pour les évaluer. Cependant la connaissance de leur localisation peut être utile lors de modifications tissulaires localisées. Le pancréas est un organe diffus chez les poissons osseux, il ne peut être visualisé. Chez certaines espèces il est diffus au sein du parenchyme hépatique : on parle d'hépatopancréas (chez la carpe notamment). Chez les requins et raies c'est un

organe bien délimité. La thyroïde est un organe important. Elle est glandulaire chez les élasmobranches et diffuse chez les poissons osseux. Une dilatation de la zone ventrale des ouïes peut faire penser à une atteinte thyroïdienne. Les poissons ne possèdent pas de glandes surrénales mais un tissu inclus dans le parenchyme rénal qui se décompose en deux pôles aux fonctions distinctes : surrénal et inter-rénal. Il existe de nombreuses autres glandes endocrines dont la localisation est schématisée ci-dessus.

➤ Le cœur

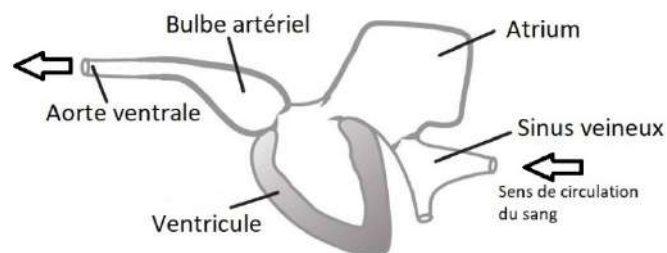


Figure 68 : Schéma d'un cœur de poisson.

Il s'agit d'un système à circulation simple, dont toutes les structures sont alignées. Traduit de (Roberts, 2010a)

Il est composé de quatre structures : le sinus veineux, l'atrium, le ventricule et le bulbe artériel. Il n'y a pas de double circulation chez les poissons. Le cœur est situé dans la partie crâniale de la cavité cœlomique, en avant du foie, dans une petite cavité qui lui est propre. Une fine membrane le sépare du reste des organes (Figure 61). Il s'agit d'un organe musculueux dont la surface est lisse et brillante. L'examen interne doit aussi être réalisé en ouvrant les différentes cavités. Les principales atteintes décelables à l'autopsie seront la présence de parasites ou de granulomes (Stoskopf, 1993a).

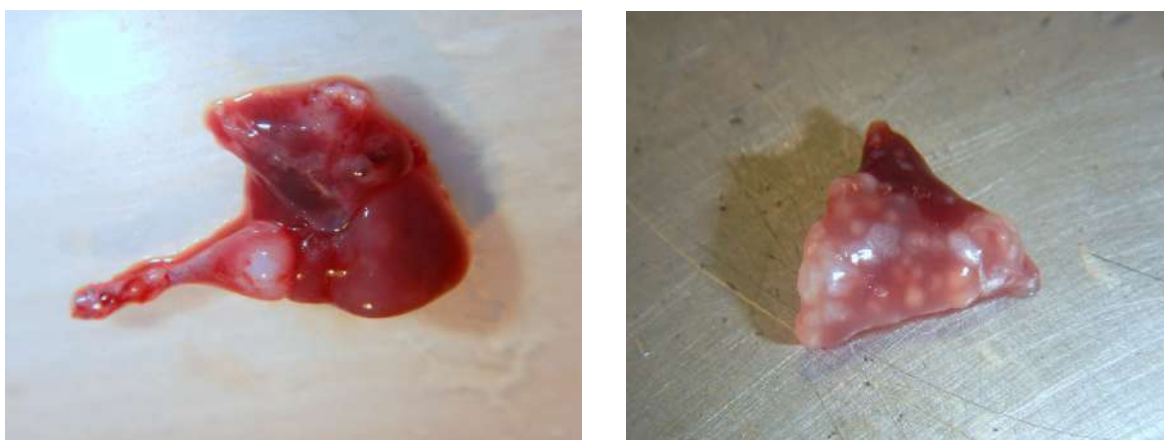


Figure 69 : Cœurs de poissons issus d'autopsies.

A gauche on peut voir l'aspect normal d'un cœur de poisson osseux chez une perche saine (*Perca fluviatilis*). On reconnaît les structures schématisées dans la Figure 68. La photo de droite est celle d'un ventricule de cichlidé (*Geophagus sp.*) tuberculeux (mycobactériose diagnostiquée par PCR). De nombreux granulomes sont visibles dans le tissu cardiaque. Données personnelles.

➤ Les reins et le système urinaire

Il existe deux tissus distincts composant le tissu rénal : le rein antérieur, et le rein postérieur. Une grande particularité des poissons est qu'il n'y a pas de symétrie latérale. La partie antérieure est située crânialement au-dessus des arcs branchiaux et il s'agit d'un organe lymphoïde et hématopoïétique. La partie postérieure est située sous la colonne vertébrale chez la plupart des espèces. Il apparaît souvent comme un tissu couleur sang. C'est le tissu de choix pour les prélèvements en vue d'une culture lors d'affections systémiques. Certaines espèces possèdent une vessie. L'abouchement est l'orifice le plus caudal.



Figure 70 : Le tissu rénal d'une perche commune (*Perca fluviatilis*) après retrait de tous les organes abdominaux (photo de gauche).

L'organe richement vascularisé, est disposé ventralement à la colonne vertébrale. La photo de droite montre la vessie de ce même animal (flèche noire). On remarque également une des gonades remplies d'ovocytes. Ces structures communiquent toutes deux avec l'extérieur par l'orifice uro-génital. Données personnelles.

➤ Le système nerveux

La structure du cerveau varie considérablement entre les différents taxons et son abord est dorsal (Figure 60). Le reste du système nerveux n'est pas disséqué en routine. Il est composé de la moelle épinière, des différents nerfs périphériques, mais aussi d'un système propre aux poissons : la ligne latérale. Cette structure est composée de nombreuses cellules nerveuses et entre en jeu dans la perception de l'environnement et des mouvements. Elle peut être le siège d'atteintes spécifiques (« Maladie ulcérate de la tête et de la ligne latérale » notamment).



Figure 71 : Encéphale disséqué *in-situ* lors de l'autopsie d'un cichlidé d'Amérique du Sud (*Heros severum*).

On remarque notamment les deux globes oculaires reliés aux nerfs optique puis au cerveau. La boîte crânienne et les tissus graisseux rétro-orbitaires ont été retirés. Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

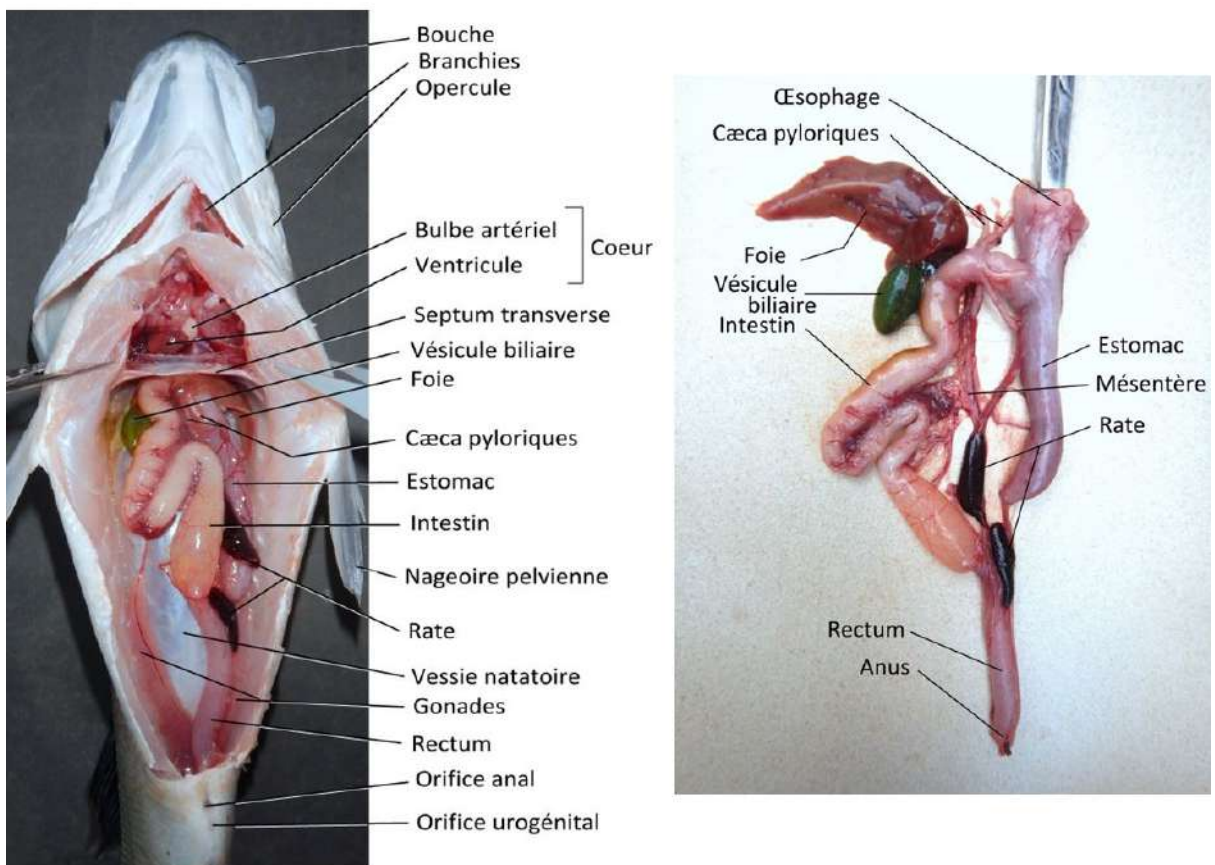


Figure 72 : Dissection d'un loup (*Dicentrarchus labrax*) illustrant l'emplacement des organes internes *in situ* puis *ex situ*.

Données personnelles.

Finalement en se basant sur la connaissance des organes chez certaines espèces, on arrive à interpréter les découvertes d'autopsie dans de nombreux cas. Certaines configurations anatomiques sont néanmoins plus classiques que d'autres.



Figure 73 : Autopsie d'un poisson à l'anatomie particulière : le poisson roseau (*Erpetoichthys calabaricus*).

La reconnaissance des organes est faite par comparaison des structures une à une avec l'anatomie connue d'espèces plus « classiques ». Cliché réalisé au service NAC de l'ENVT.

Le site « The Fish Necropsy Manual » (<http://www.necropsymanual.net/en/>) constitue une banque de données photographiques fiable et facilement utilisable pour la reconnaissance des organes lors de l'autopsie des principales espèces de pisciculture. La carpe et le tilapia notamment peuvent être utilisés comme modèle pour certaines espèces d'ornement (Noguera et al., 2015).

d) Reconnaissance des lésions

La reconnaissance des lésions demande une connaissance de l'aspect normal des organes au préalable ce qui n'est pas évident en pratique car il existe de nombreuses espèces de poissons. Une connaissance globale de l'anatomie et de l'aspect des différents organes permet de s'adapter aux situations nouvelles, cas fréquents pour les vétérinaires NAC. Ci-dessous un tableau récapitulatif des différentes étapes et points clés à relever lors de la réalisation d'une autopsie.

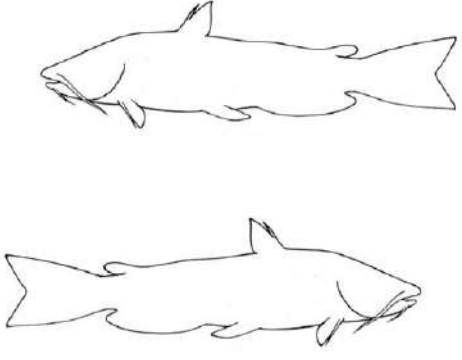
Propriétaire			
Informations sur l'animal (espèce, âge, poids...)			
Circonstances			
Retrouvé mort	Cause apparente de la mort		
	Délai estimé entre la mort et l'examen		
	Conservation du corps avant l'examen		
Euthanasié	Technique d'euthanasie		
	Délai entre la mort et l'examen		
	Conservation du corps avant l'examen		
Examen général			
Aspect général (forme, conservation, position)			
Etat général (obèse, gras, maigre ; cachectique, amyotrophie)			
Couleur (clair, mélanose, zones dépigmentées ou hyper pigmentées)			
Examen externe			
organe	Normal/ Anormal	Description des lésions (aspect, couleur, nombre)	Schéma des lésions (localisation, taille, forme, répartition)
Bouche et pourtour			
Cavité buccale			
Yeux et orbite			
Front			
Narines			
Opercules			
Branchies			
Ventre			
Dos			
Flancs			
Ligne latérale			
Pédoncule et nageoire caudale			
Nageoires pectorales			
Nageoires pelviennes			
Nageoire dorsale			
Nageoire anale			
Nageoire Adipeuse			
Orifice ano-génital			
Autres			

Figure 74 : Fiche de réalisation d'une autopsie de poisson d'ornement : première partie (examen général et externe)

Présence de liquide		
Localisation	Aspect (couleur, homogénéité, consistance)	Quantité
Cavité coelomique		
Vésicule biliaire		
Vessie		
Autre (vessie natatoire...)		

Examen interne				
Organe	Taille (hypertrophié, normal, hypotrophié)	Aspect externe (couleur, aspect visuel, sensation au toucher)	Consistance (mou, ferme, friables...)	Aspect interne et observations
Branchies				
Œsophage				
Estomac et caeca				
Intestin				
Foie				
Vessie natatoire				
Rein				
Rate				
Gonades				
Cœur				
Muscles				
Squelette				
Système nerveux				
Autre				

Examen microscopique		
Organe	Technique	Observations
Branchies		
Peau		
Nageoires		
Contenu digestif		
Autres		

Figure 75 : Fiche de réalisation d'une autopsie de poisson d'ornement : deuxième partie (examen interne)

Cet outil peut aussi servir de guide pour les autopsies réalisées à domicile par un opérateur qui n'est pas le vétérinaire. En effet certains propriétaires techniquement équipés peuvent réaliser cet examen chez eux, rapidement après la découverte de leur animal. Si cela ne remplace pas l'observation directe par le vétérinaire, cela permet d'obtenir dans certains cas des informations utiles.

12) Réflexion sur le matériel nécessaire et la bibliographie utile

a) Liste de matériel

Le Tableau 20 représente une réflexion sur le matériel nécessaire pour prendre en charge des poissons en clientèle NAC. Cette liste n'a pas vocation à être exhaustive et ne représente pas un équipement obligatoire, mais elle constitue un aperçu global du matériel évoqué tout le long de cette première partie.

On remarque que mis à part des domaines précis tels que l'anesthésie, l'hospitalisation, ou encore le matériel spécifique au milieu aquatique, une grande partie de l'équipement nécessaire à la prise en charge d'un poisson est commun à celui utilisé pour les autres NAC.

Tableau 20 : Liste du matériel utile pour la prise en charge de poissons en clientèle NAC : première partie.

En gras est noté le matériel « spécifique » à la médecine des poissons

Catégorie	Matériel
Général	<ul style="list-style-type: none"> - Contenants de différentes tailles, de préférence transparents (sacs de transport, seaux, aquariums, boîtes) - Caisnes isothermes - Thermomètres - Epuisettes de différentes tailles - Seringues de différentes tailles - Pipettes en plastique - Aiguilles de différentes tailles - Cathéters de différentes tailles - Aiguilles montées « papillon » - Balance de précision (au centième de gramme idéalement) - Lames de bistouris - Instruments (pinces, ciseaux, curettes) - Lames et lamelles de microscope - Microscope (loupe binoculaire) - Appareil photo - Gants jetables sans talque - Loupe ou systèmes grossissants - Serviettes propres - Compresses non tissées - Eau déchlorinée - Bouteille d'oxygène ou concentrateur d'oxygène
Examen clinique	<ul style="list-style-type: none"> - Abaisse langue - Ophthalmoscope/otoscope - Endoscope - Fluorescéine
Sédation/Anesthésie	<ul style="list-style-type: none"> - Contenants étanches de volume connu - Molécule anesthésiante au choix (MS222, benzocaïne, eugénol, propofol, alfaxalone, isoflurane, kétamine, dexmédétomidine...) - Bulleurs, tubulures, systèmes de réglage du débit - Pompes électriques à débit réglable - Mousse d'ameublement - Table d'anesthésie ou grille - Doppler/ECG - Solutions de cristalloïdes (Ringer-lactate, NaCl 0,9%, Glucose 5%...)
Chirurgie	<ul style="list-style-type: none"> - Instruments stériles - Instruments de micro-chirurgie (chirurgie oculaire) - Autoclave - Gants stériles - Masque - Champs stériles plastifiés transparents - Bistouri électrique - Povidone iodée en solution - Chlorhexidine solution - Sérum physiologique stérile - Eau pour préparation de solutions injectables - Fils résorbables monobrins (PDS-II 2:0 à 6:0 par exemple) - Colle chirurgicale - Pansements hydrorésistants
Imagerie	<ul style="list-style-type: none"> - Echographe - Appareil de radiographie (inclinable idéalement) - Endoscope - (Scanner...) - Produits de contraste (barytés, iodés)

Tableau 21 : Liste du matériel utile pour la prise en charge de poissons en clientèle NAC : deuxième partie.

En gras est noté le matériel « spécifique » à la médecine des poissons

Catégorie	Matériel
Analyses et prélèvements	<ul style="list-style-type: none"> - Kit de tests rapides des paramètres environnementaux (pH, dureté, NO_2^-, NO_3^-, NH_3...) ou appareils de mesure électroniques - Conductivimètre - Réfractomètre ou densimètre - Colorants - Tubes de prélèvement (sec, EDTA, Héparine, eppendorf...) - Ecouvillons stériles - Formol ou autre fixateur adapté - Matériel pré-hépariné (seringues, aiguilles) - Héparine en solution - Milieux de culture bactériologique (gélose de composition adaptée)
Médicaments	<ul style="list-style-type: none"> - Molécules couramment utilisées (voir Tableau 13 et Tableau 14) - Sel de mer sans additifs - Charbon actif et zéolite - Produits commerciaux ou molécules à large spectre (bleu de méthylène, vert de malachite, permanganate de potassium, sulfate de cuivre et acriflavine notamment). - Molécules au pouvoir tampon (bicarbonate de calcium par exemple) - Solution de renutrition/gavage - Sondes de gavage en métal - Sondes de gavage en caoutchouc rouge - Sondes urinaires et d'oesophagostomie
Hospitalisation	<ul style="list-style-type: none"> - Aquariums de volumes adaptés (voir Tableau 15) - Systèmes de filtration - Substrats de filtre adaptés à la fonction recherchée - Filtre à ultraviolet - Système de chauffage (interne ou externe, centralisé) - Thermostats - Systèmes de brassage (bulleur, pompe, turbine) - Systèmes de remplissage et vidange facilitées (accès à une arrivée d'eau, pompe de vidange, tuyaux...) - Eau osmosée /distillée, ou osmoseur - Eau de conduite reposée (déchlorinée) ou déchlorinateurs (Thiosulfate de sodium par exemple) - Minéraux adaptés (NaCl, CaCO₃, KCl, Mg(Cl)₂...) - Correcteurs de pH (produits commerciaux ou molécules adaptées) - Chélateurs d'ammoniac et de nitrites (produit du commerce ou zéolite par exemple) - Nourriture adaptée et de bonne qualité (à l'espèce, au statut clinique, à l'administration de médicaments, aux conditions d'hospitalisation...) - Compléments alimentaires (vitamines, acides gras insaturés, acides aminés essentiels...) - Produits désinfectants
Autopsie	Matériel commun aux autres catégories, et identique à celui utilisé pour les autres NAC

b) Bibliographie utilisable

Il n'existe que peu de bibliographie francophone sur la médecine individuelle des poissons d'ornement. Beaucoup d'ouvrages récents n'incluent malheureusement pas ce domaine dans la médecine des NAC. Ce n'est pas une vérité générale et certains ouvrages spécialisés possèdent une partie dédiée aux poissons.

Dans tous les autres cas il faudra se reporter aux publications anglophones. La bibliographie citée dans la rédaction de ce travail constitue déjà une source d'information utilisable. Cependant elle n'est en aucun cas exhaustive et de nombreux domaines pourront être approfondis. Parmi ces publications, certains ouvrages peuvent être d'une grande utilité pour envisager un exercice en médecine des poissons d'ornement. Ne sont cités ici que des livres et plus précisément ceux qui ont été d'une grande aide dans l'élaboration de ce travail ou qui pourraient constituer une bibliothèque utile pour un vétérinaire intéressé par le sujet. Ces choix sont tout à fait subjectifs. Pour chaque livre cité, sont notés dans l'ordre, le nom de l'ouvrage, suivi de la référence bibliographique puis de remarques sur les caractéristiques utiles de l'œuvre.

➤ Ouvrages généralistes sur la médecine des poissons :

- **BSAVA manual of ornamental fish** (British Small Animal Veterinary Association, Wildgoose, 2001) Ouvrage de référence en médecine individuelle des poissons d'ornement
- **Fish disease: diagnosis and treatment** (Noga, 2010c) Ouvrage de référence. Appliqué à la médecine individuelle et collective, ornement et pisciculture. La partie « cas cliniques » permet une approche pratique de nombreux cas.
- **Fish medicine** (Stoskopf, 1993d) Ouvrage de référence très complet et futuriste dans le domaine.
- **Fundamentals of ornamental fish health** (Roberts, 2010a) Ouvrage de référence en médecine individuelle des poissons d'ornement
- **Clinical veterinary advisor. Birds and exotic pets** (Mayer, Donnelly, 2013) Aide au diagnostic différentiel et à la prise en charge
- **Comment soigner vos poissons d'aquarium** (Andrews et al., 1990b) Ouvrage généraliste sur la gestion des maladies en aquarium
- **Ornamental fishes and aquatic invertebrates: self-assessment color review** (Lewbart, 2017) Ouvrage axé sur la médecine des poissons et vertébrés aquatiques, sous forme de question/réponse abordant de nombreux sujets importants.
- **Exotic animal medicine for the veterinary technician** (Ballard, Cheek, 2017) Ouvrage généraliste sur la maintenance et les soins des espèces exotiques dont les poissons.
- **Manual of exotic pet practice** (Mitchell, Tully, 2009) Ouvrage généraliste sur la maintenance et les soins des espèces exotiques dont les poissons.

- **A Veterinary Technician's Guide to Exotic Animal Care** (Tully et al., 2012) Ouvrage généraliste sur la maintenance et les soins des espèces exotiques dont les poissons.
 - **Fish supplement for the exotic companion medicine handbook** (Lewbart, 2004) Compilation de données généralistes, utiles et rapidement exploitables sur la médecine des poissons d'ornement.
- Pour aller plus loin (diagnostics différentiels, présentations cliniques, traitements et posologies, domaines spécialisés)
- **Colorguide of freshwater fish diseases** (Bassleer, 1996) Une banque de données photographiques sur les présentations cliniques des poissons, très intéressante.
 - **Diseases in marine aquarium fish: causes, development, symptoms, treatment** (Bassleer, 2000) Une banque de données photographiques sur les présentations cliniques des poissons, très intéressante.
 - **Exotic animal formulary** (Carpenter, Marion, 2018) Ouvrage de référence bibliographique en terme de posologies et données scientifiques, bien connu dans le milieu des NAC, incluant les poissons.
 - **Current therapy in exotic pet practice** (Mitchell, ully, 2016) Ouvrage très complet sur la physiologie et la pathologie classée par système, des espèces exotiques, dont les poissons.
 - **Exotic animal medicine: a quick reference guide** (Jepson, 2016) Une aide au diagnostic différentiel synthétisée, classée par système, des espèces exotiques dont les poissons
 - **The Physiology of Fishes** (Evans et al., 2014) Ouvrage de référence sur la physiologie des poissons
 - **The dissection of vertebrates: a laboratory manual** (De Iuliis, Pulerà, 2007) Un recueil très détaillé de dissections, incluant la lamproie, le requin aiguillat, et la perche
 - **Dermatologie des Nacs** (Leguay, Meunier, 2009) Aperçu des différentes pathologies cutanées des espèces exotiques dont les poissons
 - **Ophthalmology of exotic pets** (Williams, 2012) Ouvrage complet sur l'ophtalmologie des espèces exotiques dont les poissons
 - **Anaesthesia of exotic pets** (Longley et al., 2008) Ouvrage spécialisé sur l'anesthésie des espèces exotiques dont les poissons
 - **Anaesthetic and sedative techniques for aquatic animals** (Ross, Ross, 2008) Ouvrage complet sur l'anesthésie des espèces aquatiques dont essentiellement les poissons
 - **Atlas of fish histology** (Genten et al., 2009) Ouvrage spécialisé dans l'histologie des poissons
 - **Bacteria and fungi from fish and other aquatic animals: a practical identification manual** (Buller, 2014) Ouvrage spécialisé dans les techniques d'identifications et de cultures des principales bactéries et agents fongiques affectant les poissons, dont les espèces ornementales.

- **Avian and Exotic Animal Hematology and Cytology** (Campbell, Ellis, 2013) Ouvrage complet sur l'hématologie et la cytologie des espèces exotiques dont les poissons
- **Small animal care & management** (Warren, 2016b) Ouvrage spécialisé dans la maintenance des animaux exotiques dont les poissons.
- **L'eau des Aquariums, Etude et Analyse** (Krause, 1989) Ouvrage spécialisé sur la chimie de l'eau des aquariums.
- **Tropical Freshwater Fish Aquariums** (Illes, 2013) Un exemple d'ouvrage permettant un aperçu du monde aquariophile d'eau douce
- Collection **Mergus** :
 - **Atlas de l'aquarium** (Baensch, Riehl, 2002)
 - **Atlas de l'aquarium marin** (Baensch, Debelius, 2003)
 - **Atlas de l'aquarium, Index photo 1-5** (Baensch, Fischer, 2003)
 Ouvrages de référence dans le monde aquariophile, une bonne base pour la diagnose d'espèces, accompagnée de diverses informations (origine géographique, paramètres de maintenance...). Certains noms ne sont plus d'actualité.

13) Prévention, (in)formation

Le rôle de vétérinaire conseil est un domaine dans lequel les praticiens ont du mal à s'imposer, et ce quel que soit leur domaine d'exercice (Desbrosse, 2017). La médecine individuelle des poissons n'étant en France que très peu développée, il est difficile de prédire si c'est un point qui pourra se développer.

Cependant l'aquariophilie est un domaine vaste et complexe qui est souvent dirigé par l'empirisme et les témoignages ponctuels. Les seuls professionnels auxquels les propriétaires ont à faire régulièrement sont les vendeurs d'animalerie, dont les conseils sont engagés dans une logique mercantile, et qui n'ont pas tous les connaissances et la formation requise pour des conseils constructifs. Il reste les réseaux sociaux et autres forums, mais ces sources ne sont pas toutes fiables, et posent le problème de ne pas engager réellement la personne qui prend la parole.

En bref les vétérinaires, n'étant que peu impliqués financièrement dans ces conseils et possédant les bagages scientifiques requis, pourraient guider les propriétaires dans leur souci de bien faire. Encore une fois il est difficile de valoriser financièrement ce travail très demandeur. Mais c'est aussi une manière de gagner la confiance des propriétaires. Ce paragraphe rejoint les idées évoquées en début de cette partie (« 1) Prise de contact et »).

Les conseils concernent également une partie très importante de la maintenance d'animaux en captivité : la prévention. Il peut paraître abusif de parler de « médecine préventive » dans ce domaine. Pourtant il s'agirait d'un moyen constructif d'aborder la médecine des poissons d'ornement. Les

domaines tels que la nutrition ou l'utilisation de produits d'entretien des aquariums et de divers traitements, sont des domaines dans lesquels les vétérinaires pourraient apporter leur aide (Mitchell, Miller, 2009). Actuellement beaucoup de propriétaires utilisent un matériel dont ils ne comprennent pas exactement l'intérêt, et qui dans certains cas en plus d'être inutile, peut aussi être dangereux pour l'animal (Wildgoose, Lewbart, 2001). Le vétérinaire pourrait aider à faire un tri de ce que le marché propose, comme on peut le voir dans les autres domaines des NAC. C'est une avancée qui légitimerait leur place dans cette branche et qui pourrait apporter un plus à l'aquariophilie en général.

La réalisation de fiches d'information sur la maintenance, la nutrition, la reconnaissance des symptômes et beaucoup d'autres sujets, peut être imaginée pour aider à ce rôle d'information (Figure 1 : *Exemple de fiche informative pour le transport de poissons en vue d'une consultation*). C'est une pratique que l'on voit de plus en plus en médecine des NAC.

II. Investigation de cette activité en France

1) Vétérinaires NAC et aquariophilie en France

a) Matériel et méthode

➤ Echantillon

L'objectif de ce premier sondage était d'évaluer la médicalisation des poissons d'ornement par les vétérinaires en France. Le choix a été fait de ne sonder que les vétérinaires exerçant dans le domaine des NAC et espèces exotiques car sonder d'autres catégories de vétérinaires de aurait été très laborieux et à priori peu productif. On peut supposer que nous aurions eu un nombre de réponses très limité, très peu de vétérinaires exerçant dans d'autres domaines que les NAC acceptant les poissons en clientèle. C'est en effet dans le domaine des NAC que la médicalisation des poissons a le plus de chance de se développer. Les structures spécialisées en poissons n'ont pas été interrogées ici car elles répondent à des logiques complètement différentes et très peu pratiquent la médecine individuelle. La clinique NAC de l'ENVT n'a pas participé car spécifiquement impliquée dans la réalisation de ce travail.

La liste des vétérinaires contactés a été réalisée en incluant le plus possible de vétérinaires à exercice NAC exclusif, ainsi que les vétérinaires mixtes exerçant en NAC dans une structure renommée pour cette activité.

➤ Réalisation

Le choix d'un questionnaire à remplir en ligne a été fait pour pouvoir couvrir la France entière. Pour la mise en ligne un site de sondage a été utilisé : Survey Monkey (<https://fr.surveymonkey.com>). Le questionnaire devait être simple et très rapide à remplir. Le choix de « questions à choix multiple » a été fait la plupart du temps, souvent avec une seule réponse possible. Le début du questionnaire

comportait une présentation rapide (questions 1, 2 et 3). Une dernière question ouverte permettait des commentaires libres. Ce questionnaire comportait 8 questions au total. Les réponses aux questions étaient toutes obligatoires, sauf la dernière.

➤ Diffusion

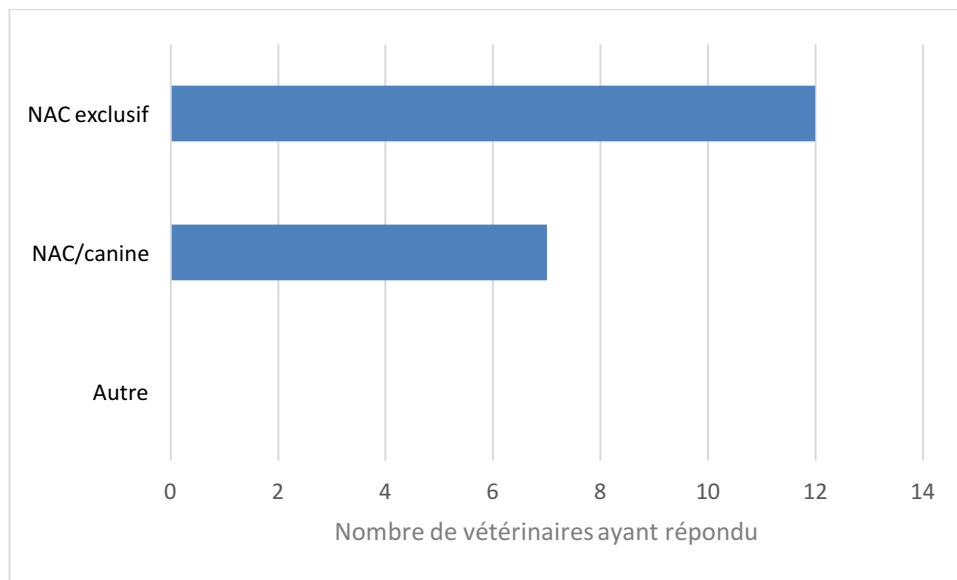
La diffusion a été réalisée par messagerie électronique en envoyant le lien du sondage et un message explicatif à toutes les structures sélectionnées. Les adresses utilisées ont été de préférence celles des cliniques sondées. Trois structures ont été sollicitées directement lors de la réalisation d'un stage. Au total le questionnaire a été envoyé à 26 structures différentes. La possibilité a été laissée à chaque vétérinaire d'une même structure de remplir le questionnaire.

b) Résultat

➤ Question 1 : « Nom de la structure »

Cette question a permis de fournir une information sur le taux de participation. Sur les 26 structures contactées, 19 réponses ont été comptabilisées, venant de 18 structures différentes. 1 unique structure comprenant plusieurs vétérinaires a rempli deux fois ce questionnaire.

➤ Question 2 : « Activité professionnelle »



➤ **Figure 76. Répartition des vétérinaires ayant répondu par type d'activité**

➤ Question 3 « Ancienneté dans le domaine »

La question posée ici était ouverte. Les données obtenues sont classées en 3 catégories.

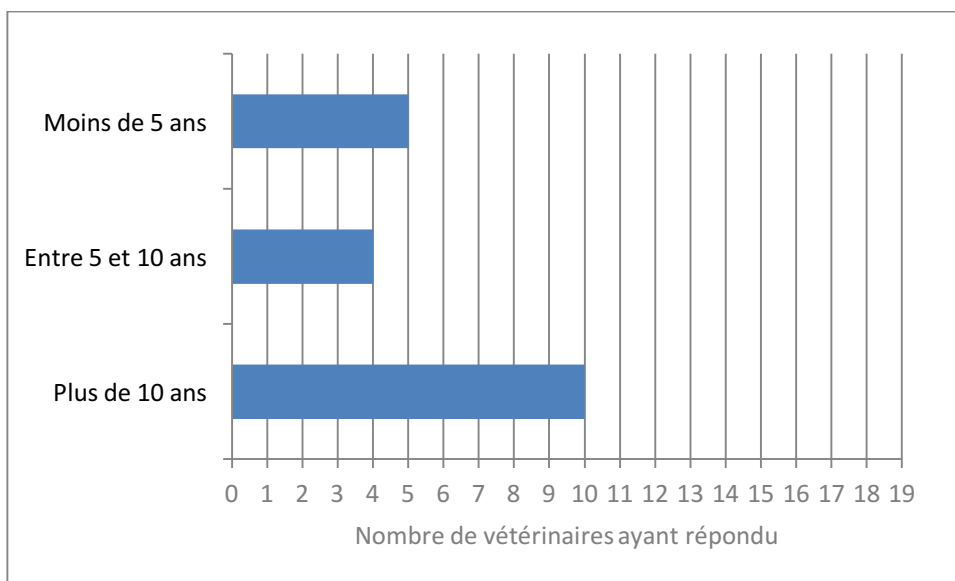


Figure 77 : Répartition des vétérinaires ayant répondu selon leur ancienneté

➤ Question 4 « Les poissons d'ornement font ils partie de votre domaine d'exercice »

Cette question était donnée sous forme de question à choix multiples, une seule réponse était possible. Une proposition de réponse « autre » était laissée à disposition avec la possibilité de préciser. Un vétérinaire a coché cette possibilité, mais sa réponse a été réintégrée dans une autre proposition déjà disponible conformément aux informations qu'il a données (« Non car ce n'est pas intéressant financièrement »).

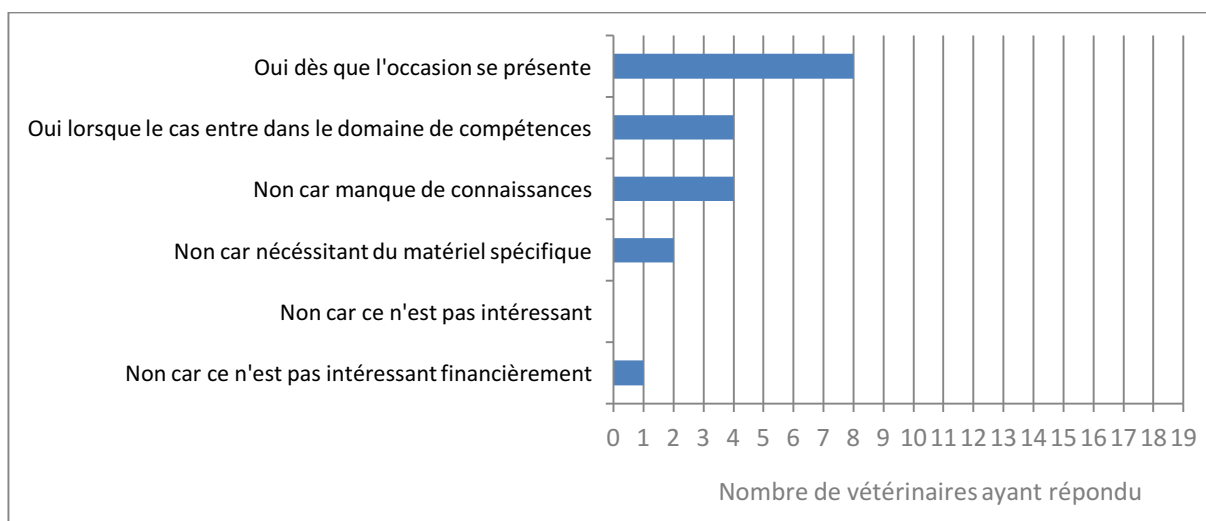


Figure 78 : Répartition des vétérinaires ayant répondu selon l'intégration de la médecine des poissons dans leur activité

➤ Question 5 : « fréquence de sollicitation au sujet des poissons d'ornement »

Cette question était donnée sous forme de question à choix multiples, une seule réponse était possible. Une proposition de réponse « autre » était laissée à disposition avec la possibilité de préciser. Les deux vétérinaires ayant choisi cette option ont précisé « un peu moins d'une fois par mois », et « 2 à 3 fois par an ». Par soucis de simplicité, cet ordre de grandeur a été inclus respectivement dans « une fois par mois » et « une fois par an ».

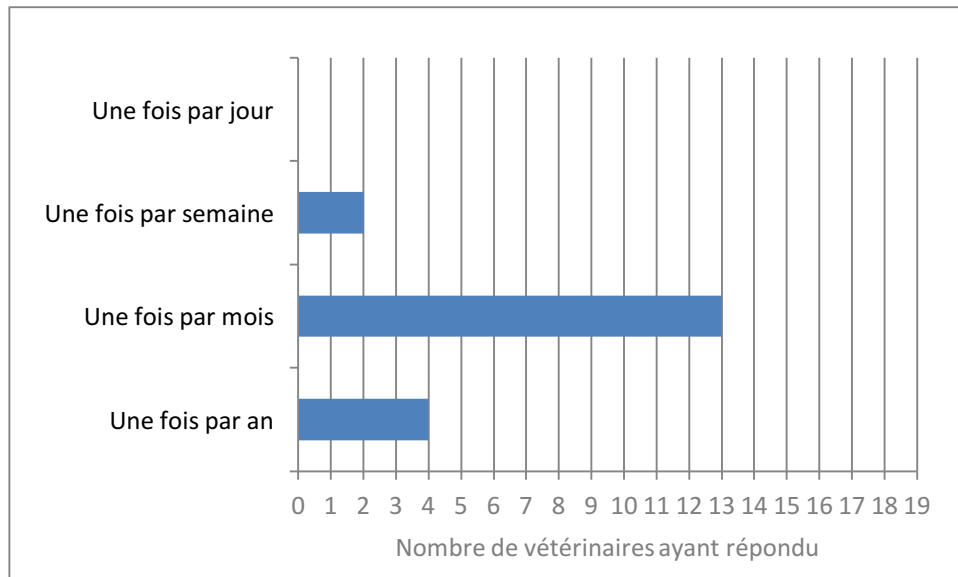


Figure 79 : Répartition des vétérinaires ayant répondu en fonction de la fréquence à laquelle ils estiment être sollicités au sujet de poissons

- Question 6 : « Comment prenez-vous en charge des demandes de conseils sans demande de médicalisation ? »

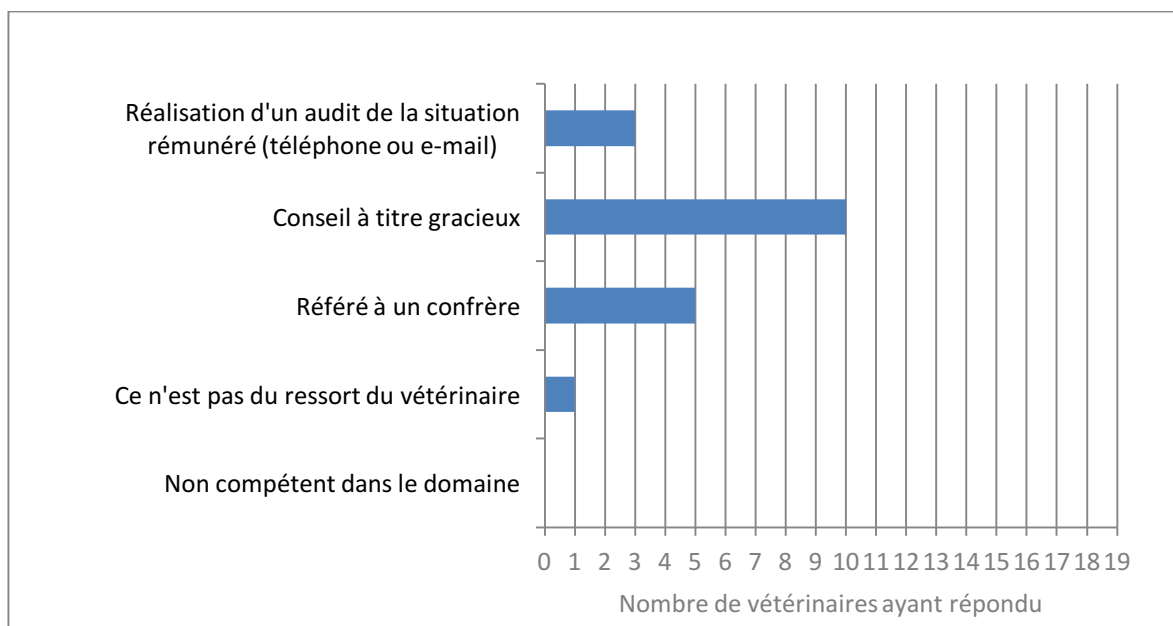


Figure 80 : Répartition des vétérinaires ayant répondu en fonction de la manière dont ils prennent en charge les sollicitations au sujet de poissons sans demandes de médicalisation

- Question 7 : « Vous arrive-t-il de recevoir des poissons dans votre structure (consultation /hospitalisation) ? »

Cette question était posée sous forme de question à choix multiples, avec une seule réponse possible. Une réponse semi ouverte « autre » laissait la possibilité d'élargir les réponses. Trois vétérinaires ont sélectionné cette option, leurs réponses sont rassemblées sous l'appellation « Non par manque de temps/intérêt » en accord avec la réponse qu'ils ont donné.

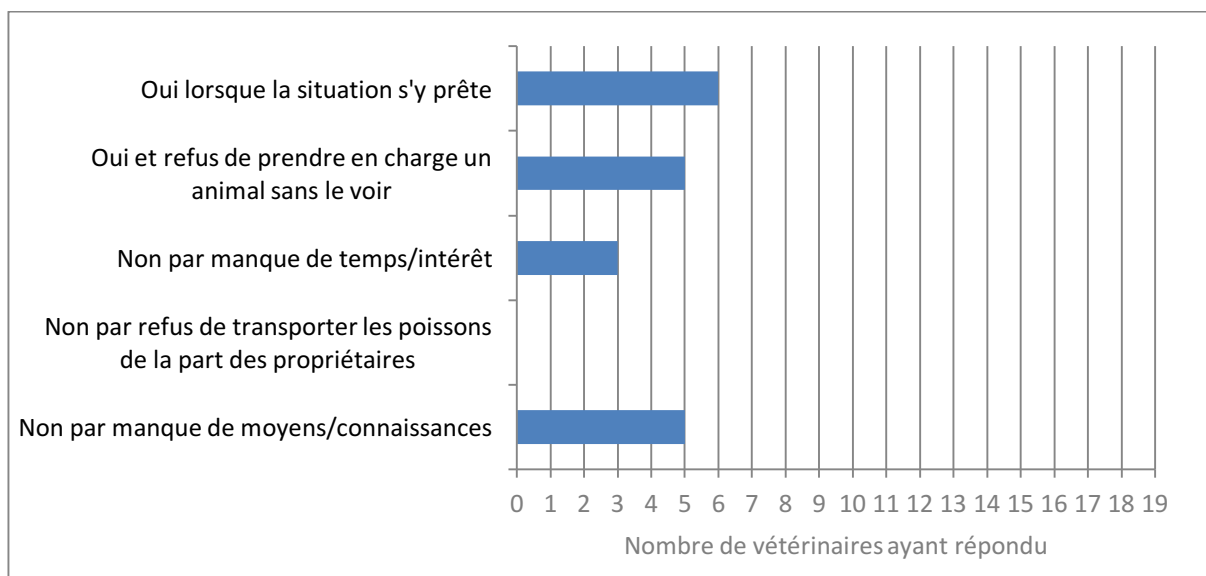


Figure 81 : Répartition des vétérinaires ayant répondu en fonction de leur réponse à la question 9

- Question 8 : « D'après vous si les appels au sujet de poissons ne sont pas plus fréquents c'est parce que : »

Cette question laissait la possibilité de cocher plusieurs réponses. Une proposition « autre » était aussi laissée à disposition. Les réponses des vétérinaires ayant choisi cette option ont pu être intégrées dans les propositions données.

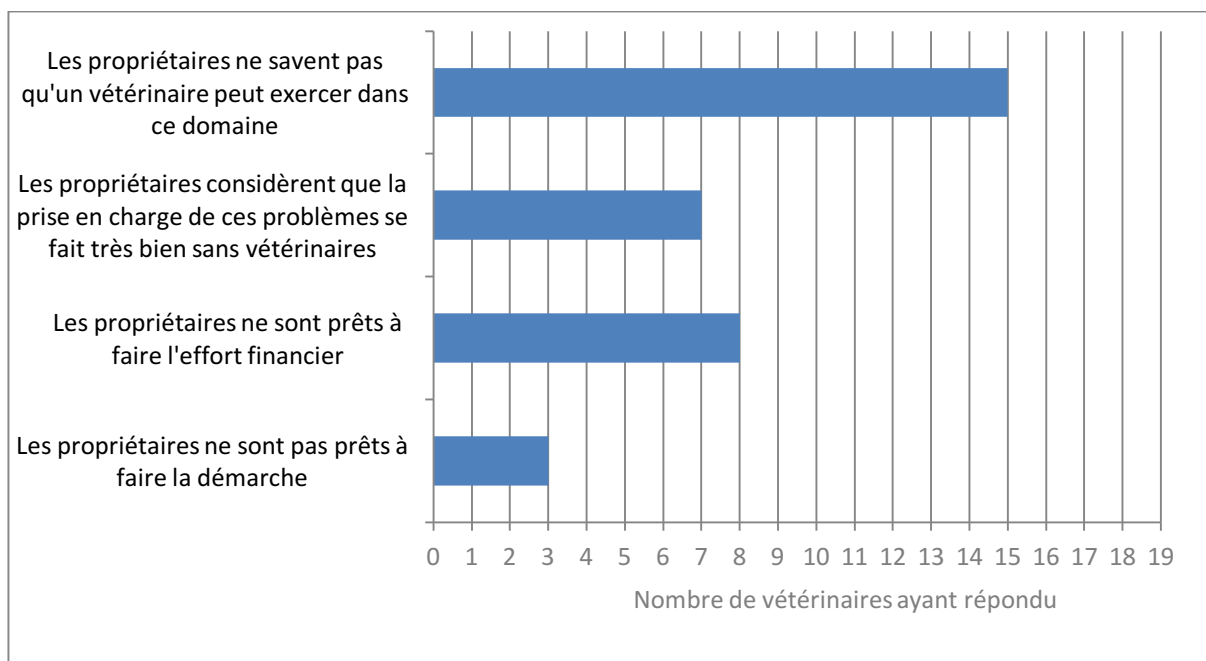


Figure 82 : Raisons pour lesquelles les propriétaires ne présentent pas leurs poissons en consultation selon les vétérinaires ayant répondu au questionnaire.

c) Discussion

Le but principal de ce questionnaire était de faire un état des lieux de l'implication des vétérinaires NAC français dans la médicalisation des poissons. Une des principales limites de l'interprétation des résultats est le fait que l'on s'adresse à un petit effectif, et qu'un nombre non négligeable des personnes interrogées n'ont pas répondu. On peut dès lors imaginer que cet échantillon ne se sentait pas concerné par le thème du sondage, et éventuellement que les résultats auraient été différents en incluant leur participation. Néanmoins les données obtenues fournissent quelques pistes de réflexions.

Tout d'abord à priori les vétérinaires NAC s'intéressent globalement aux poissons. Plus de la moitié des personnes ayant répondu déclarent accepter les poissons en consultation, et les deux tiers répondent aux demandes de conseils et questions sans médicalisation.

Cependant un point qui ressort est le sentiment de manque de connaissances global dans un domaine qui est considéré comme très technique. Dans la partie « commentaire » proposée en fin de questionnaire (à laquelle se sont prêtés de nombreux vétérinaires), plusieurs personnes évoquent l'exigence des propriétaires et le manque de données facilement accessibles. Ce manque d'information serait un point qu'il faudrait explorer davantage.

Parmi les raisons qui limitent la sollicitation des vétérinaires pour des poissons, la plus avancée est le fait que les propriétaires ne savent pas qu'un vétérinaire peut exercer dans ce domaine. Ce point

pourrait être amélioré en travaillant sur la communication. Peu de structures affichent clairement pouvoir recevoir les poissons en consultation.

2) Potentiel d'activité selon les animaleries de Toulouse et des environs

a) Matériel et méthode

➤ Echantillon

Pour cette partie le choix a été fait de remplir un questionnaire au cours d'entretiens directs avec les sondés. L'agglomération toulousaine a été choisie comme lieu d'étude pour des raisons de proximité géographique et pour avoir un échantillonnage le plus exhaustif possible des rayons aquariophiles dans une zone géographique donnée. La recherche des structures possédant un rayon aquariophile a été faite grâce à internet et par le bouche à oreille. Certaines structures ont peut-être été oubliées mais un effort a été fait pour en comptabiliser un maximum.

Dans les environs de Toulouse il n'existe plus de magasin dédié uniquement à l'aquariophile. La plupart des structures spécialisées en animalerie ne vendent que du matériel et de la nourriture. Toutes les autres structures sont des jardineries généralistes qui possèdent un rayon aquariophilie. Le choix a été fait de ne comptabiliser que les structures possédant un rayon aquarium, c'est-à-dire vendant des poissons vivants.

➤ Réalisation

Ce questionnaire a été réalisé à l'aide de 10 questions. Les points clefs à investiguer étaient la fréquence de sollicitation au sujet de maladies des poissons et l'attitude des vendeurs face à ces demandes. De nombreuses questions étaient posées sous la forme de questions à choix multiples. Certaines questions étaient cependant posées de manière ouverte pour laisser les personnes sondées s'exprimer de manière plus libre. Une partie « commentaire » a été laissée en complément pour ouvrir la discussion sur divers sujets. C'est un exercice auquel se sont prêtées la plupart des personnes interrogées. Le questionnaire est visible en annexe 11.

➤ Diffusion

La diffusion du questionnaire a été faite en se déplaçant personnellement dans les structures, ceci pour être sûr d'obtenir des réponses de la part des personnes interrogées et également pour pouvoir cibler le personnel directement impliqué dans la vente des poissons. Cela a aussi permis d'évaluer globalement le « niveau et la qualité » de service de la structure sondée et d'estimer l'état de santé des animaux présentés à la vente. Enfin cette technique de diffusion a aussi permis de discuter avec le personnel impliqué dans la vente des poissons de manière à mieux comprendre son point de vue, en complément du questionnaire.

La phase d'obtention des données s'est donc déroulée en trois temps : (i) un premier temps d'observation du rayon aquariophile, de l'état des poissons, ainsi que des vendeurs en action (réponses aux questions de client notamment) ; (ii) une phase de présentation du travail et du sondage ;(iii) une phase de remplissage du questionnaire. Cette étape s'est déroulée de préférence directement après la phase de présentation. Cela n'a pas toujours été possible par manque de temps, mais surtout lorsque des vendeurs « moins expérimentés » préféraient l'avis d'un supérieur. L'objectif était d'avoir les versions des différentes personnes travaillant dans la structure. Cependant, le questionnaire souvent a été rempli par un responsable qui considérait que son avis était partagé par ses collègues. Aucun questionnaire laissé sur place pour être rempli par le reste du personnel n'a été complété.

b) Résultats

Sur les 22 structures qui ont été visitées, 19 possédaient un rayon aquariophile avec vente de poissons. Deux structures appartenant au même groupe n'ont pas désiré participer. Une autre structure n'a pas répondu après trois visites infructueuses (manque de temps, attente d'un supérieur plus qualifié, et finalement oublié de réponse). Enfin trois structures possédaient un rayon de vente de poissons dans un très mauvais état : poissons morts dans les bacs de vente, vente d'individus malades voire moribonds. Le choix a été fait de ne pas sonder ces structures. La liste des établissements ayant participé est rapporté ci-dessous :

- Villa Verde Eaunes
- Amazonie Portet
- Amazonie Labège
- Animalins Carbonne
- Botanic Blagnac
- Botanic Labège
- Gamm Vert Isle Jourdan
- Esprit Jardiland l'Union
- Jardiland Labège
- Jardiland Toulouse
- Pépinière Grégoire
- Truffaud Balma
- Truffaud Colomier

➤ Question 1 : « Nom de la structure de vente : »

Les réponses de 13 établissements ont donc finalement été relevées, et au total 15 questionnaires ont été remplis. Il n'y a que deux structures dans lesquelles deux vendeurs différents ont accepté de répondre. Dans toutes les autres structures la réponse d'une personne responsable a fait office de réponse commune.

- Question 2 : « Quelle est votre place dans la structure ? »

Les personnes sondées étaient majoritairement « responsables de rayon animalerie » (8/15) et « vendeurs de rayon animalerie » (6/15). Une personne interrogée était le gérant et de sa structure, mais participait également à la vente des animaux.

- Question 3 : « Depuis combien de temps travaillez-vous en rayon aquariophile ? »

Il s'agissait d'une question ouverte. Pour plus de facilité les réponses obtenues ont été rassemblées en trois catégories : moins de 3 ans d'exercice (4/15), entre 3 et 10 ans d'exercice (7/15) et plus de 10 ans d'exercice (4/15).

- Question 4 : « Vos connaissances au sujet des maladies des poissons découlent de [...] »

Les personnes ayant répondu « Autres » ont toutes les trois évoqué la collaboration avec leurs fournisseurs et des grossistes.

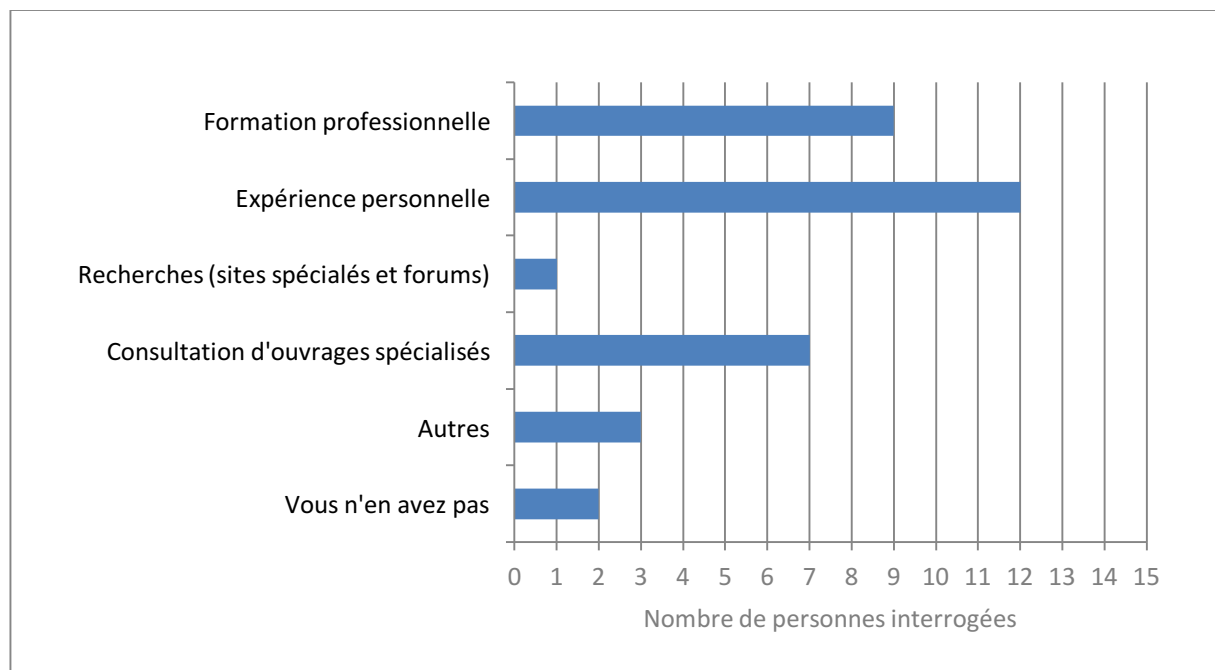


Figure 83 : Sources des connaissances au sujet des maladies des poissons selon les personnes interrogées

- Question 5 : « A quelle fréquence des propriétaires vous questionnent [...] ? »

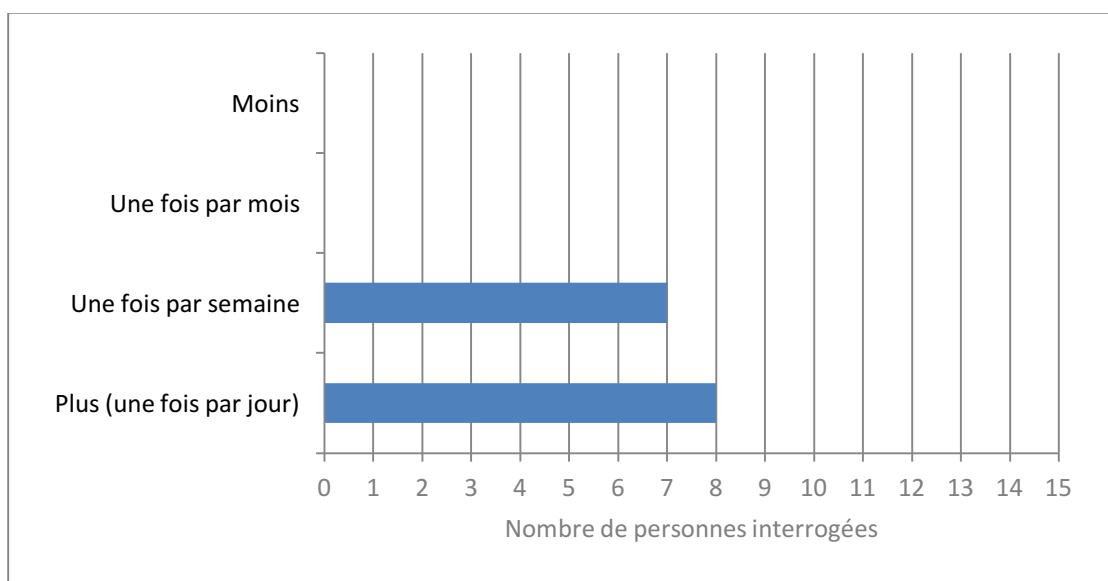


Figure 84 : Fréquence de sollicitation des clients au sujet de problèmes de santé de leurs poissons, d'après les personnes interrogées

Pour cette question deux réponses étaient semi-ouvertes, c'est-à-dire que la personne interrogée devait préciser la fréquence. Toutes les personnes ayant répondu « plus (d'une fois par semaine) » ont précisé une fois par jour.

- Question 6 : « Comment réagissez-vous face à ces questions ? »

La réponse « aiguillage vers une autre structure » a été cochée par une personne. Cette dernière a précisé qu'il s'agissait d'un professionnel d'une entreprise d'entretien d'aquariums.

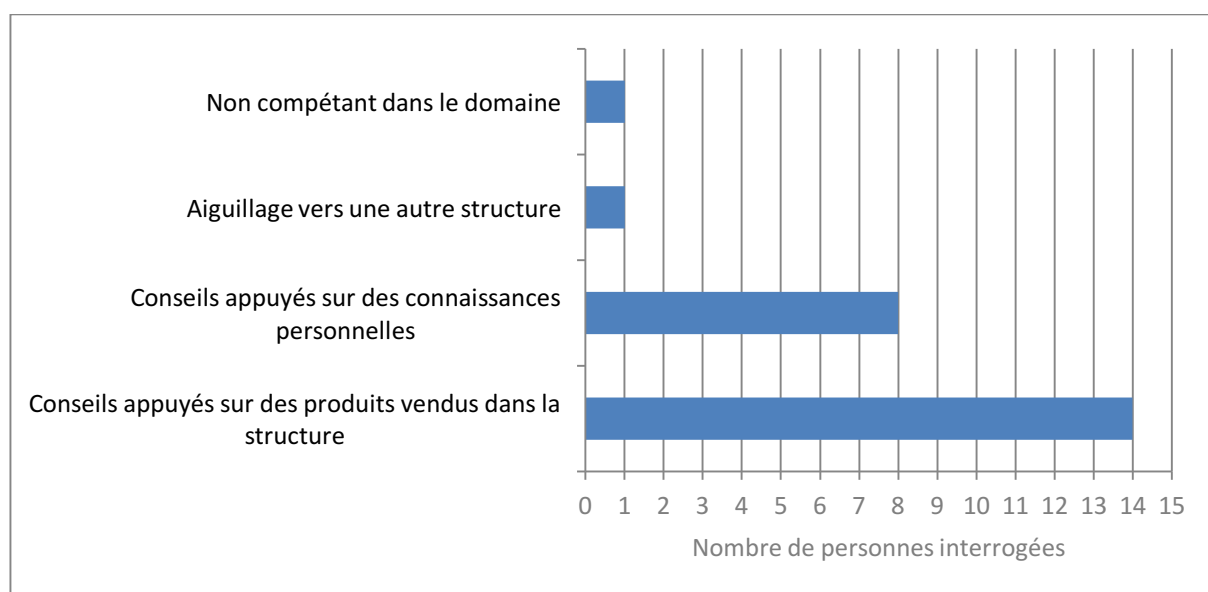


Figure 85 : Prise en charge des questions au sujet des maladies des poissons d'aquarium par les personnes interrogées.

➤ Question 7 : « Vous arrive-t-il de conseiller à des clients de s'adresser à un vétérinaire ? »

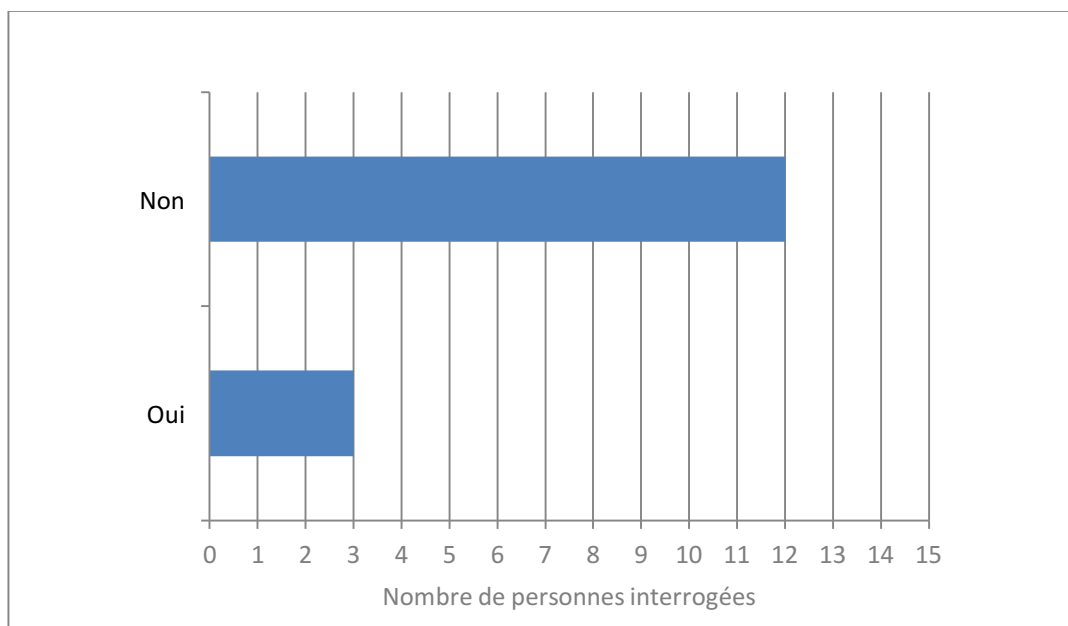


Figure 86 : Répartition des personnes interrogées selon si elles conseillent ou non le contact d'un vétérinaire à leurs clients au sujet d'un problème de maladie touchant un poisson

Sur les trois personnes ayant répondu oui, une a coché comme précision qu'elle conseillait le vétérinaire lors de la deuxième prise en charge, après échec de la première. Les deux autres ont précisé qu'ils conseillaient le vétérinaire lors de la troisième prise en charge, après deux échecs.

Les personnes ayant répondu non devaient sélectionner une ou plusieurs raisons parmi trois proposées.

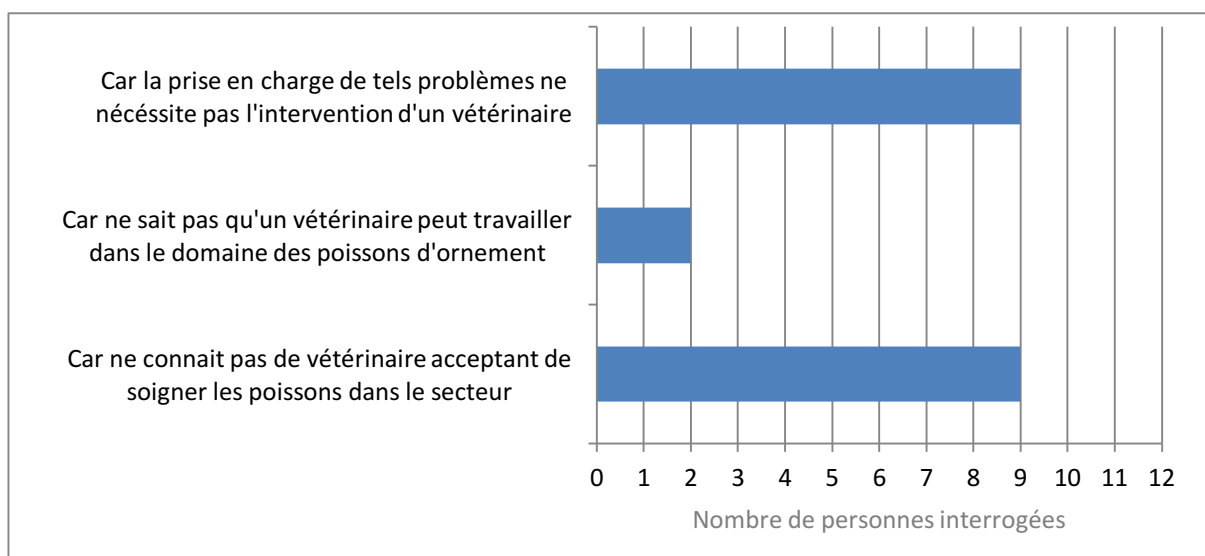


Figure 87 : Raisons évoquées pour justifier une réponse négative à la question précédente par les personnes interrogées

- Question 8 : « Pensez-vous que les propriétaires soient prêts à consulter un vétérinaire »

Cette question était ouverte pour la réponse négative, dans le but de laisser les personnes interrogées s'exprimer sur les raisons principales. Seulement trois personnes ont répondu oui à cette question, mais en précisant « pour des cas particuliers ». Parmi les réponses négatives voici les principales raisons évoquées.

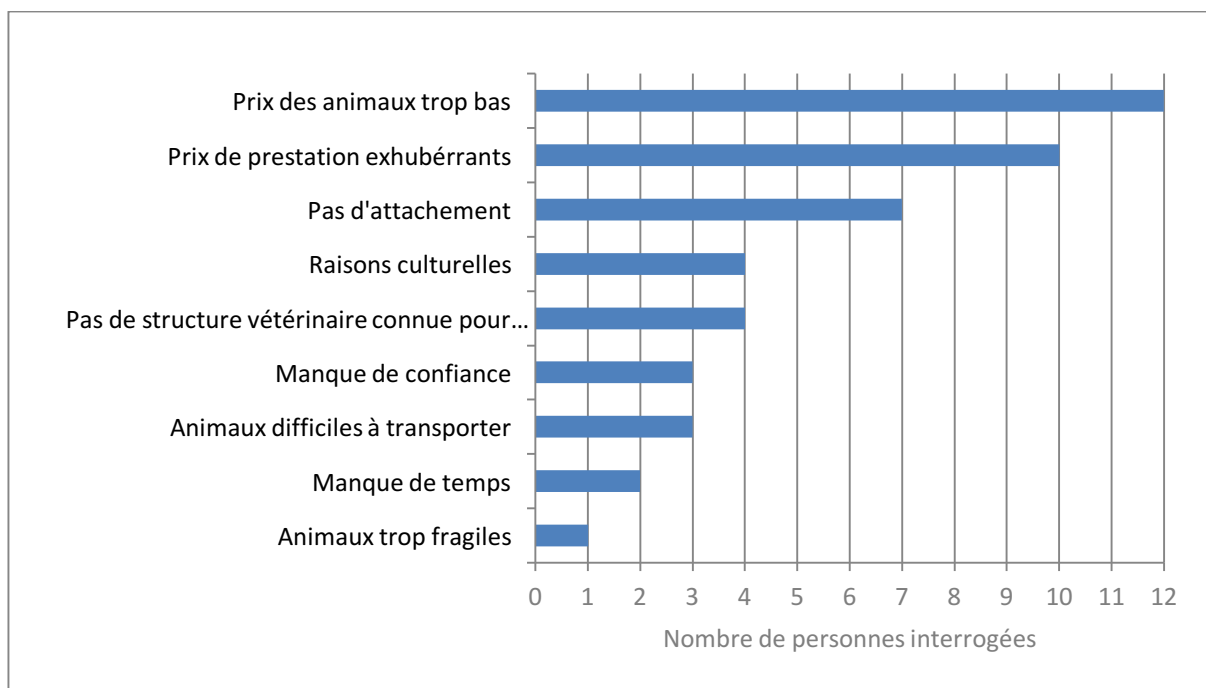


Figure 88 : Raisons évoquées par le personnel interrogé, comme limites de la médicalisation des poissons

- Question 9 : « Seriez-vous susceptible de parler aux clients de ce magasin de la prise en charge de poissons par le service NAC de l'ENVT ? »

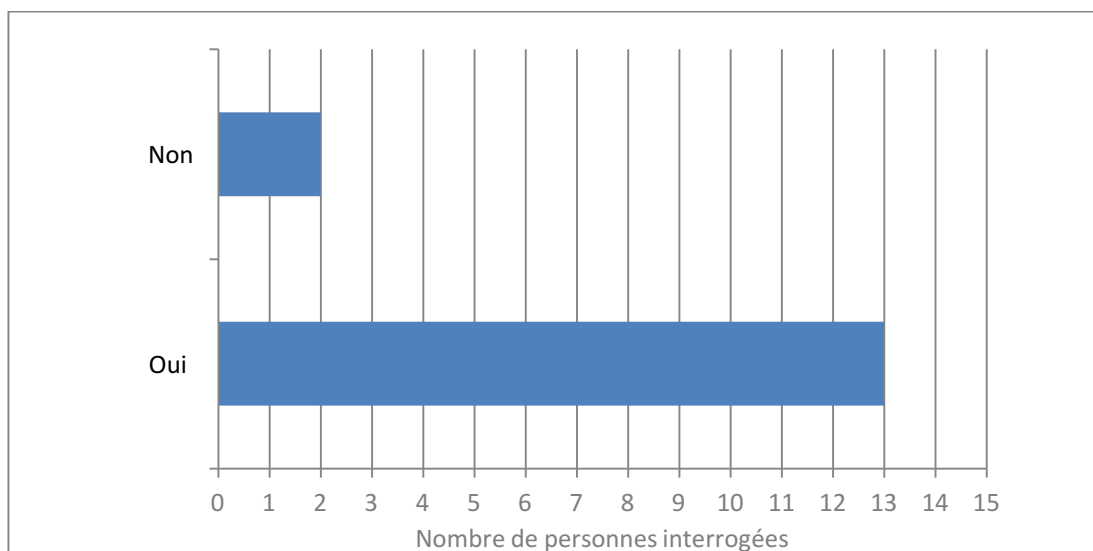


Figure 89 : Possibilité d'évoquer le service NAC de l'ENVT aux clients par les personnes interrogées

➤ Question 10 : « Ajouts et remarques »

Cette question était complètement ouverte. Les réponses et avis donnés seront évoqués dans la partie discussion.

c) Discussion

Plusieurs points peuvent être intéressants à souligner lors de la lecture des résultats de cette étude. Tout d'abord on remarque une méfiance globale du personnel interrogé au sujet de l'intervention de vétérinaires quand il s'agit de maladies des poissons d'aquarium.

L'argument le plus largement avancé est la question financière. Le prix trop élevé des prestations vétérinaire a été systématiquement avancé. Cependant, étant donné que la plupart des personnes interrogées déclarent ne pas connaître de vétérinaire exerçant dans ce domaine, ou ne jamais avoir eu de cas de poissons pris en charge par un vétérinaire, il est étonnant de voir cet argument autant évoqué. Lors des entretiens réalisés avec certaines personnes interrogées, il ressort que les idées des prix de ces prestations sont complètement erronées, et souvent exagérées. Un effort de communication pourrait permettre dans ce domaine comme dans de nombreux autres une meilleure compréhension entre le personnel d'animalerie et les vétérinaires.

Au travers de ce questionnaire, beaucoup de personnes interrogées déclarent que les vétérinaires ne sont pas utiles dans la résolution des problèmes de santé des poissons. Souvent l'argument évoqué est que les maladies des poissons peuvent être gérées par les produits vendus en animalerie. L'automédication apparaît donc comme un frein à la médicalisation des poissons. Cependant en discutant avec certains vendeurs intéressés par le sujet, il ressort que de nombreux échecs de traitement existent, et qu'alors le vendeur se trouve démuné pour prendre en charge la situation. L'idée d'aiguiller les clients vers un vétérinaire après un « échec thérapeutique » est globalement plus acceptée. Il apparaît également que certains vendeurs possèdent des connaissances très limitées dans le domaine des poissons d'aquarium et, qu'ils l'avouent ou non, parfois inexistantes sur leur santé. Pourtant tous les magasins sondés possèdent un rayon « traitements pour poissons ». Ce problème mis en relation avec la fréquence de sollicitations au sujet des maladies des poissons, suggère de grandes limites dans la prise en charge globale des maladies des poissons d'aquarium.

Il est clair que les vendeurs d'animalerie voient avec méfiance la potentielle prise en charge de poissons par des vétérinaires. La profession est souvent vue sous son rôle de police sanitaire. Le problème vient essentiellement du fait que la plupart des personnes sondées n'imaginent pas que l'on puisse prendre en charge des poissons de manière poussée (imagerie, chirurgie, traitements spécifiques...), et ne voient dans le vétérinaire qu'une personne capable de délivrer des antibiotiques et des antiparasitaires. Globalement un effort de communication reste à faire à large échelle pour présenter aux vendeurs de rayons aquariophiles l'activité de médecine individuelle des poissons, dans

un monde où ils ne connaissent pour le moment que des vétérinaires exerçant en médecine de populations.

Il est intéressant de noter qu'aucune des personnes interrogées n'a cité de vétérinaire comme source de connaissances au sujet des maladies des poissons. Même lorsque le relationnel avec d'autres professionnels est évoqué, les vétérinaires ne sont pas mentionnés. C'est un point qui pourrait être important à creuser, même si cela dépasse ici le cadre d'un vétérinaire travaillant en clientèle NAC.

3) Sondage des aquariophiles français

a) Matériel et méthode

➤ Echantillon

Cette dernière partie du sondage s'adressait aux propriétaires de poissons d'ornement. Pour cibler ce public le choix a été fait de passer par les milieux associatifs et certains forums spécialisés en aquariophilie. La diffusion par internet a été privilégiée dans une logique de gain de temps. Le public sondé vient de toute la France. Le but était d'obtenir un avis général sur la prise en charge des poissons par les vétérinaires, du point de vue des propriétaires de poissons.

➤ Réalisation

La réalisation de ce questionnaire a suivi la même logique que pour celui adressé aux vétérinaires. Pour pouvoir diffuser rapidement et à large échelle le document le même site de sondage en ligne (<https://fr.surveymonkey.com>) a été utilisé. Le questionnaire réalisé comportait essentiellement des questions à choix multiples. Pour faciliter l'interprétation peu de questions ouvertes ont été posées. Le but de ce questionnaire était de regrouper rapidement de très nombreuses réponses.

La première phase du questionnaire était une partie « présentation », avec notamment une information sur le domaine principal d'aquariophilie pratiqué par la personne sondée. Le souhait était de récolter des données de propriétaires de poissons d'eau douce (petits et grands aquariums), d'eau de mer, d'eau froide et enfin de poissons maintenus en bac individuel. Si certains propriétaires se reconnaissaient dans plusieurs de ces catégories, le questionnaire a été fait pour les obliger à en choisir une unique et compléter la suite du questionnaire en fonction de ce choix. Ils étaient invités à remplir une nouvelle fois le sondage pour évoquer une autre catégorie.

➤ Diffusion

Pour la diffusion, certains réseaux stratégiques ont été sollicités. Le domaine associatif à l'échelle française a permis de réaliser un partage large du document. Ainsi l'AFC (Association France Cichlidé), l'AFV (Association France Vivipares), et le KCF (Killi Club de France) ont participé à sa diffusion, via leur page internet, forum ou Facebook ou par envoi de messages électroniques aux adhérents. Ensuite la FFA (Fédération Française d'Aquariophilie) a participé en relayant l'information

sur son site et sur sa page Facebook. Le questionnaire a également été diffusé au sein de quelques clubs aquariophiles régionaux autour de Toulouse et sur le forum Aquadico. La page Facebook du Club Aquariophile des étudiants de l'ENVT a aussi été utilisée. Enfin certains passionnés ont été contactés personnellement pour remplir ce questionnaire et pour le diffuser dans leur cercle de connaissances.

Le questionnaire a été partagé sous forme d'un lien, accompagné d'un texte explicatif sur la démarche. La mention « merci de diffuser au maximum aux aquariophiles » a aussi été ajoutée au texte. Finalement ce questionnaire a aussi beaucoup circulé par « bouche à oreille » notamment au sein de domaines moins ciblés lors de la diffusion (marin et « poissons prédateurs »).

Le relevé des résultats a été réalisé après environ deux mois de mise en ligne une fois les 1000 réponses dépassées.

b) Résultats

Le questionnaire a été rempli par 1015 personnes exactement.

➤ Question 1 : « Quel type d'aquariophilie pratiquez-vous essentiellement ? »

Cette question était à choix multiples, proposant les domaines évoqués précédemment. La consigne avait été donnée de remplir le questionnaire en fonction du domaine choisi, même si certains propriétaires pratiquent plusieurs types d'aquariophilie.

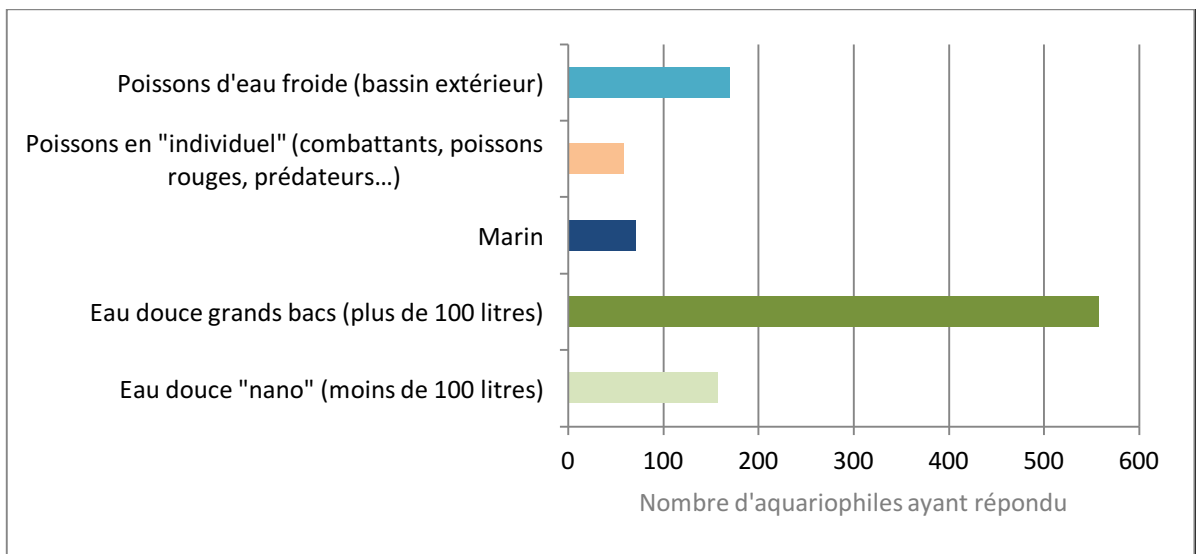


Figure 90 : Répartition des aquariophiles ayant répondu en cinq catégories distinctes

La question était accompagnée d'une case d'expression libre pour préciser les espèces (ou catégories) de poissons maintenus. Cette partie a été complétée par 122 personnes. Les données obtenues n'ont pas été interprétées précisément mais permettent de cerner certains groupes d'études. Ce point sera abordé dans la partie discussion.

- Question 2 : « Depuis combien de temps avez-vous des aquariums ? »

Deux personnes ont ignoré cette question.

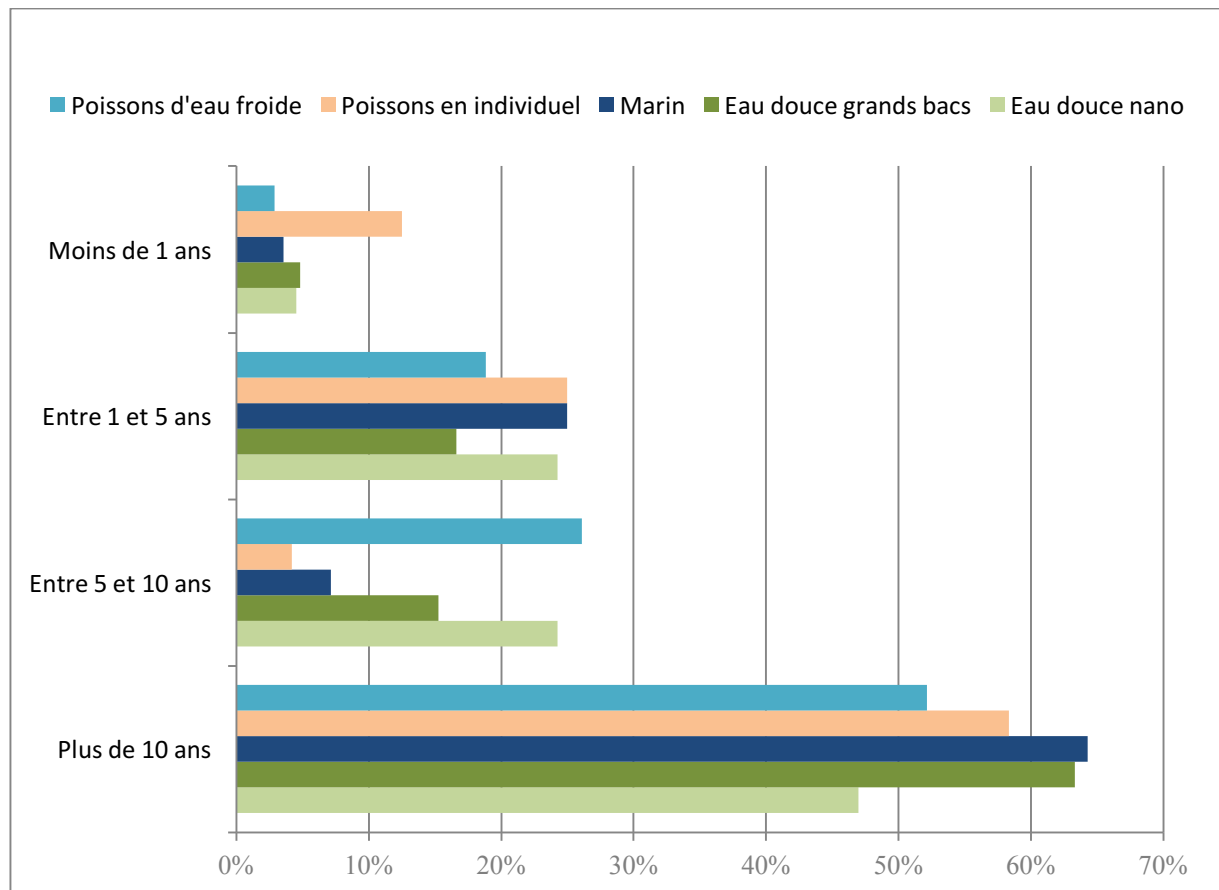


Figure 91 : Répartition des aquariophiles ayant répondu selon leur ancienneté dans le hobby

- Question 3 : « Lorsque vos poissons ont des problèmes de santé, vous : »

Cette question à choix multiple ne permettait qu'une unique réponse parmi trois proposées. L'idée était donc de visualiser la tendance générale de réaction vis-à-vis d'une maladie sur un poisson.

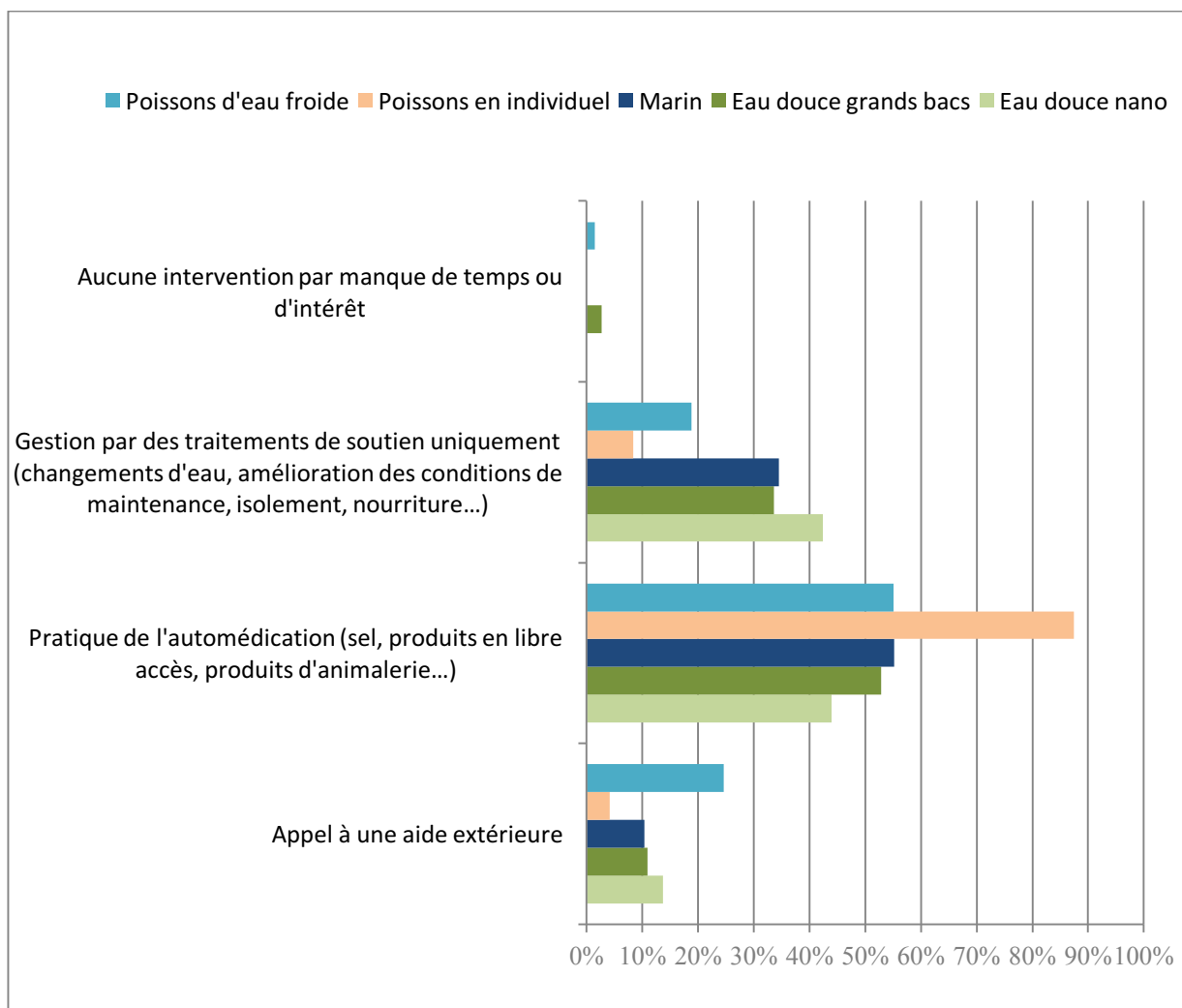


Figure 92 : Répartition des aquariophiles ayant répondu en fonction de leur réaction vis-à-vis d'un problème de santé de leurs poissons

➤ Question 4 : « Si vous faites appel à une aide extérieure, il s'agit (la plupart du temps) : »

Cette question permettait de sonder plus précisément la place des vétérinaires dans les cas où les propriétaires sollicitaient une aide extérieure. Vingt-deux personnes ont ignoré cette question.

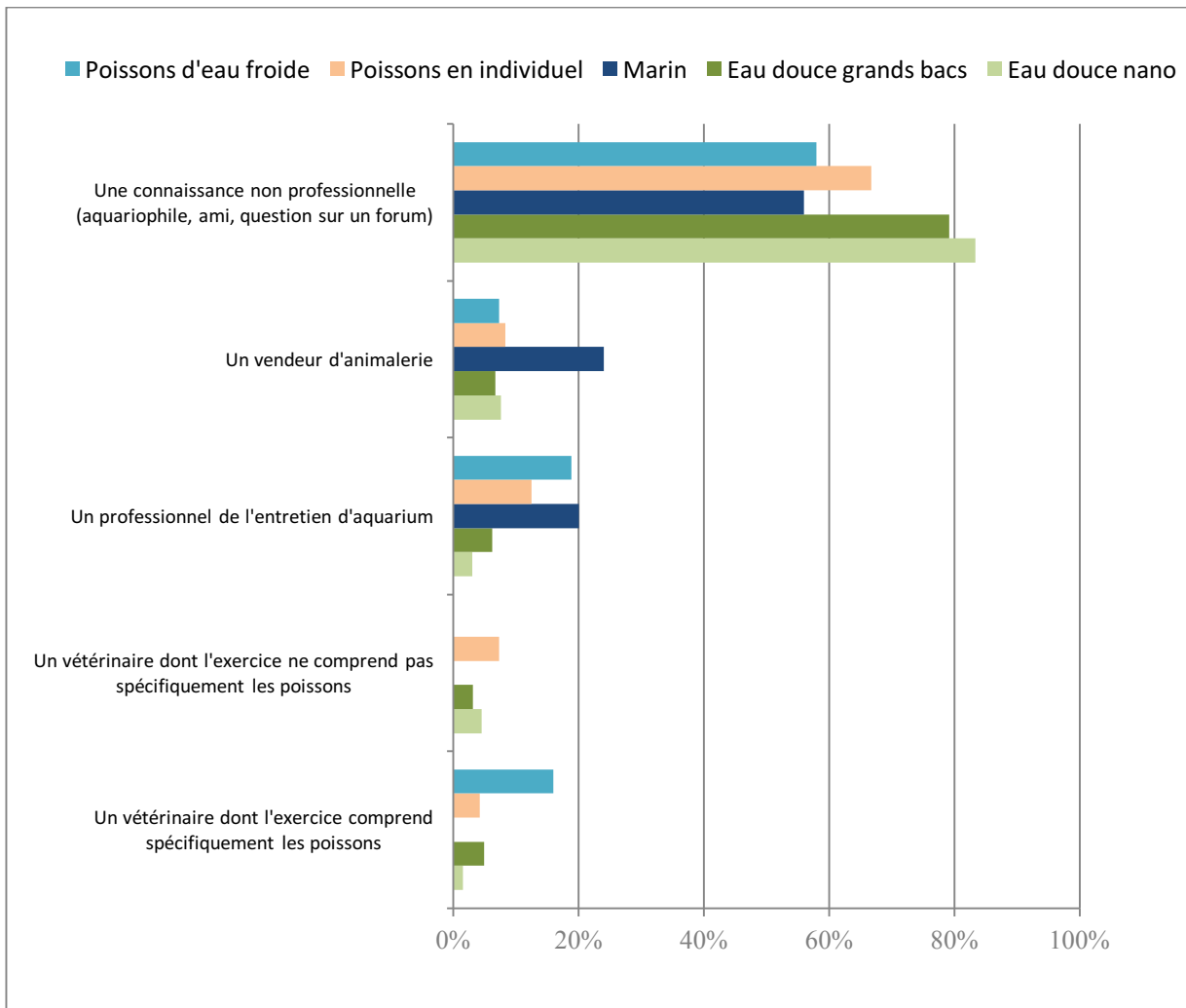


Figure 93 : Répartition des aquariophiles ayant répondu selon l'aide extérieure qu'il sollicite en cas de problème de santé affectant leurs poissons

- Question 5 : « Avez-vous déjà fait appel à un vétérinaire au sujet de vos poissons ? »

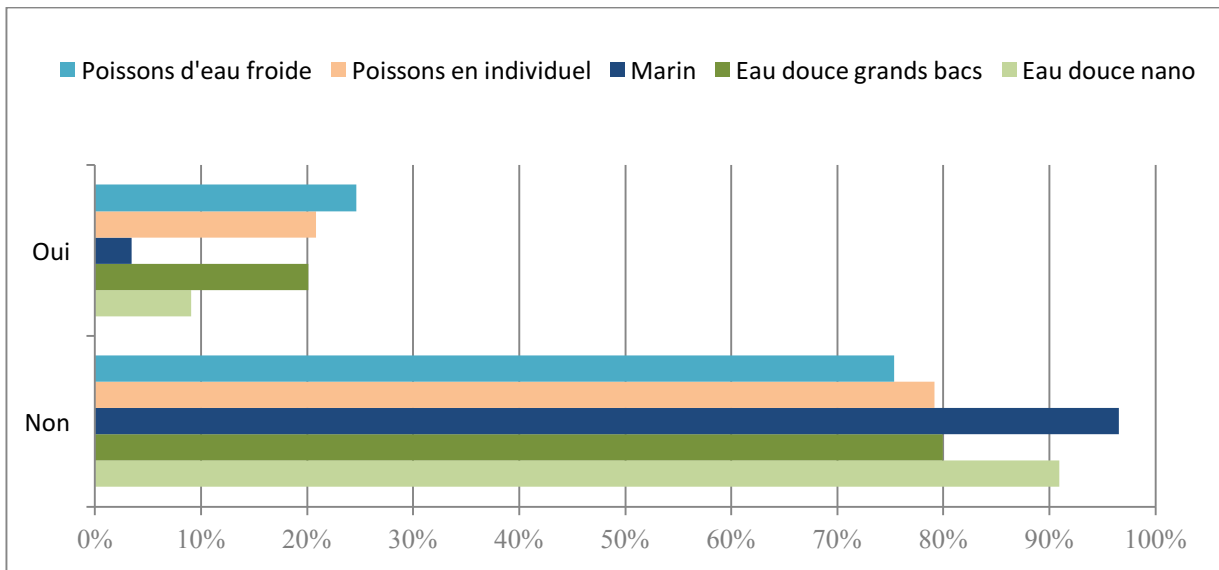


Figure 94 : Répartition des aquariophiles ayant répondu selon si oui ou non ils ont déjà fait appel à un vétérinaire

➤ Question 6 : « Connaissez-vous un vétérinaire que vous pourriez consulter au sujet de vos poissons ? »

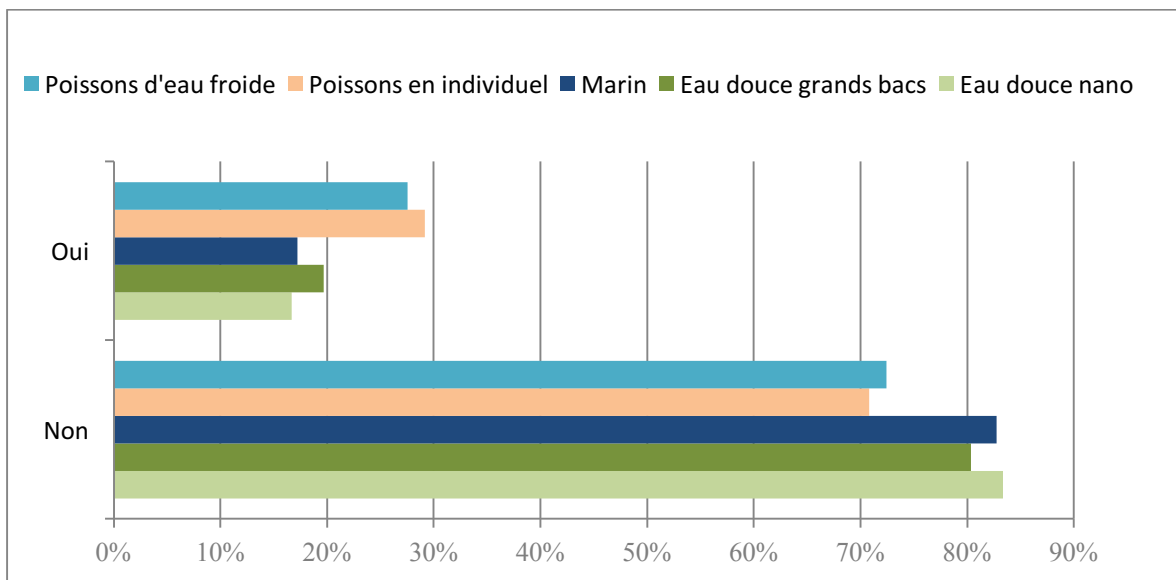


Figure 95 : Répartition des aquariophiles selon si oui ou non ils connaissent un vétérinaire

- Question 7 : « Quelle est la raison principale qui limite pour vous le recours à un vétérinaire lors d'un problème de santé sur vos poissons ? »

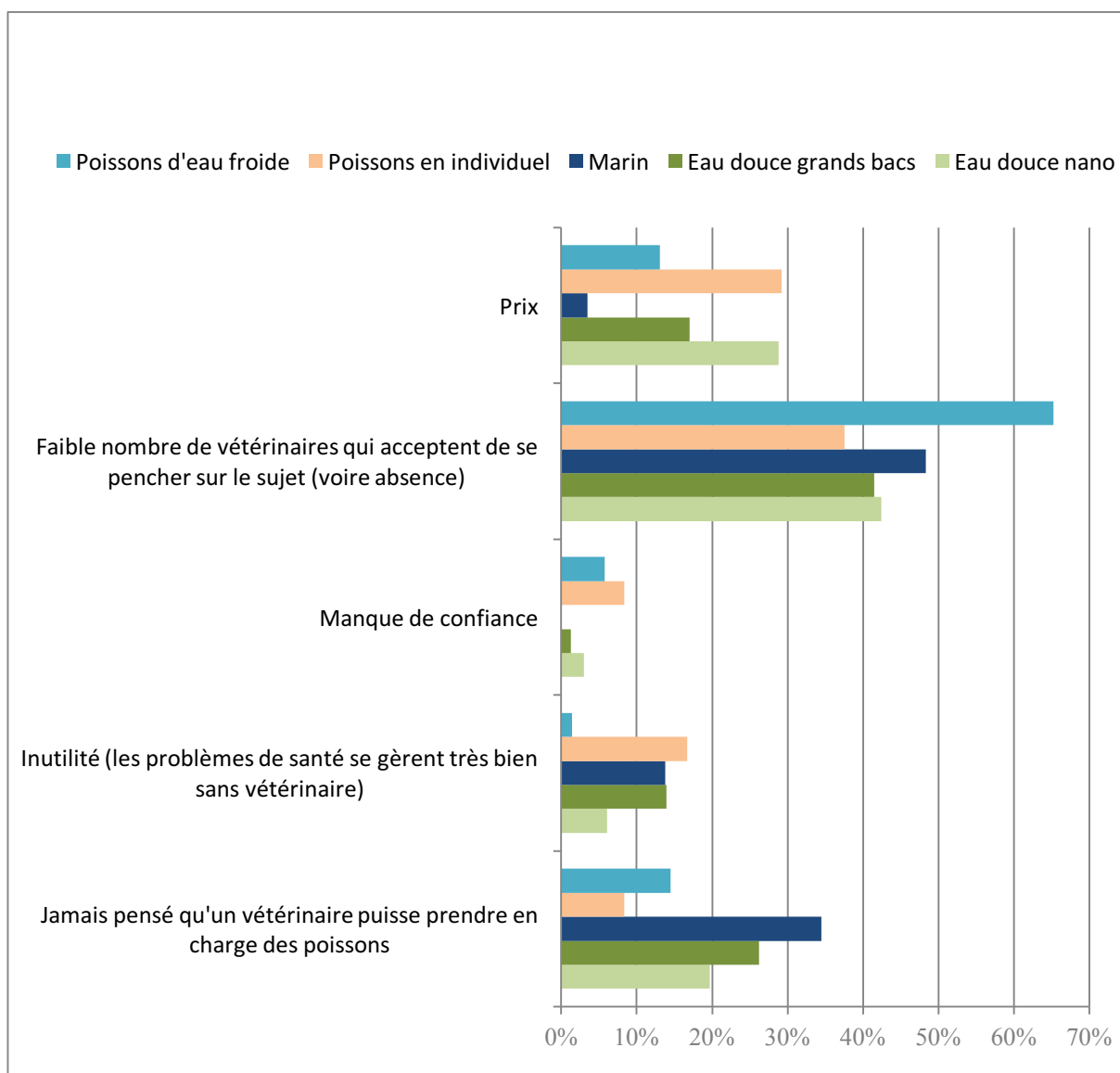


Figure 96 : Répartition des aquariophiles ayant répondu en fonction de la raison principale qui limite le recours à un vétérinaire

- Question 8 : « Quelle est la deuxième raison qui limite pour vous le recours à un vétérinaire ? »

Deux personnes ont ignoré cette réponse. Personne n'a fourni la même réponse qu'à la question précédente.

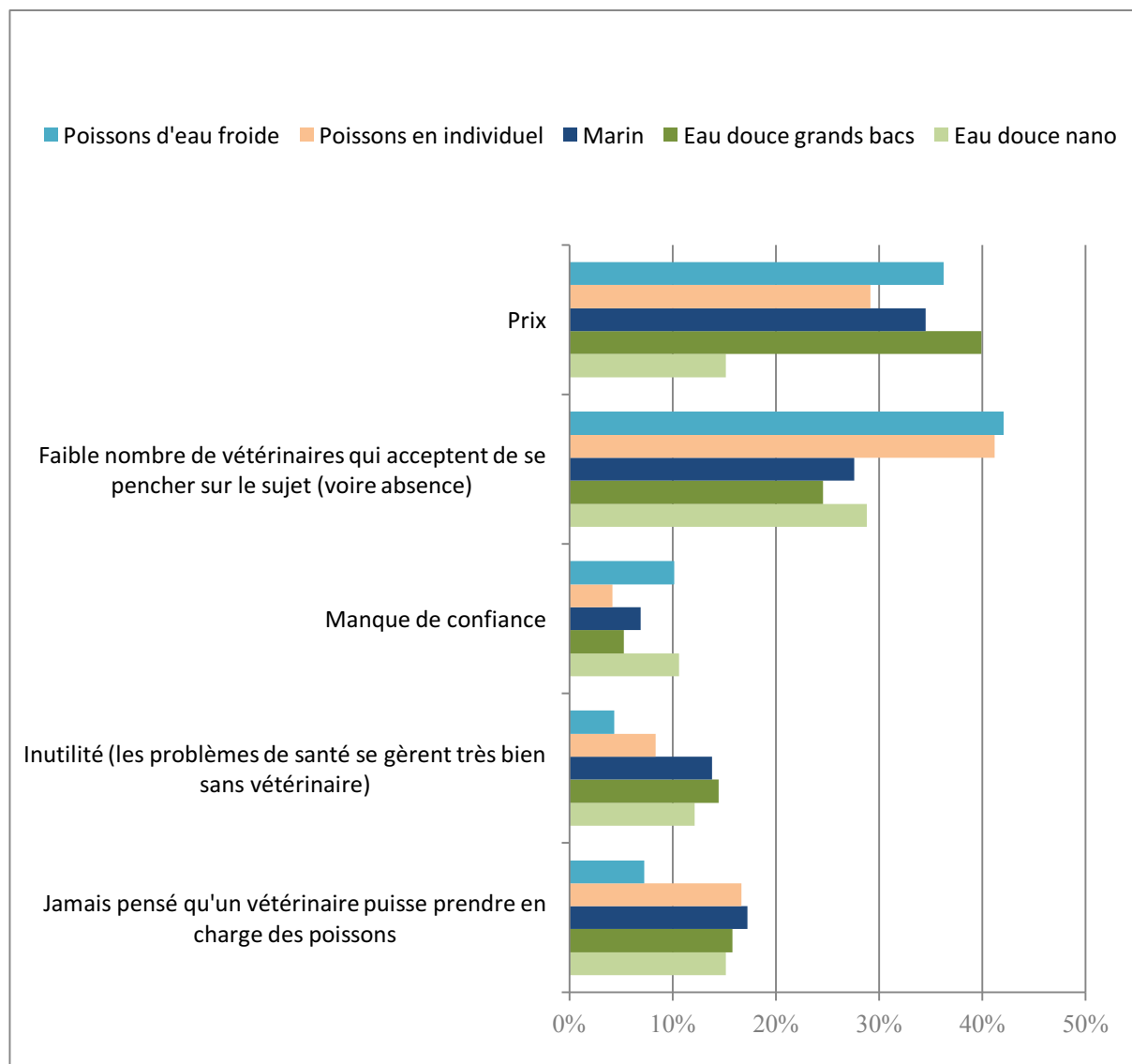


Figure 97 : Répartition des aquariophiles interrogés en fonction de la deuxième raison qui limite le recours à un vétérinaire

- Question 9 : « Quels sont selon vous les domaines dans lesquels les vétérinaires pourraient apporter leur aide en aquariophilie ? »

Pour cette question à choix multiple, plusieurs réponses pouvaient être sélectionnées.

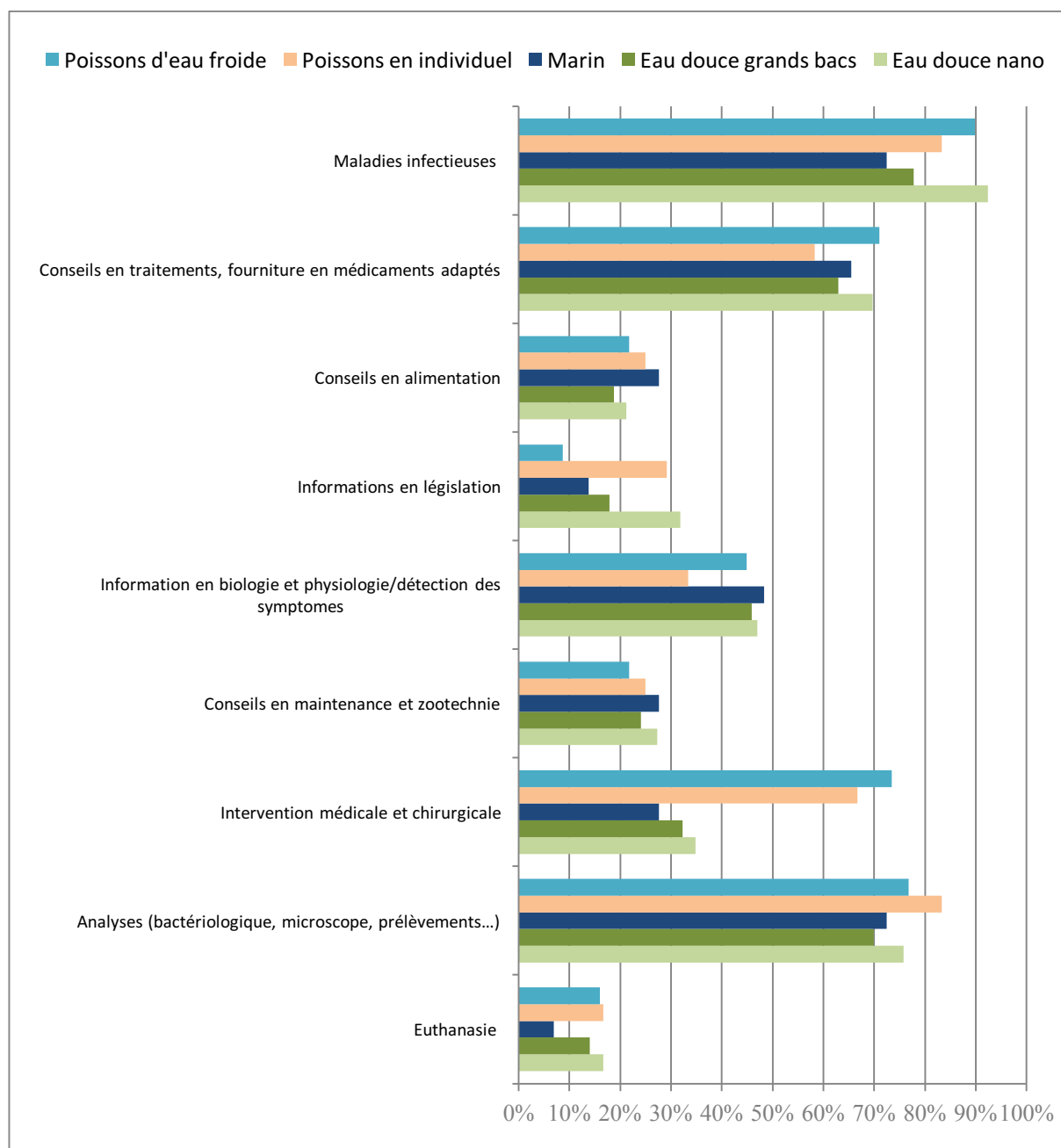


Figure 98 : Choix des différents secteurs dans lesquels les vétérinaires pourraient apporter leur aide selon les aquariophiles interrogés

- Question 10 : « Depuis quelques années se développent en France des structures vétérinaires à exercice orienté vers la clinique des animaux exotiques. Si les poissons d'ornement faisaient partie de leur champ d'action, pensez-vous pouvoir être amené à les consulter ? »

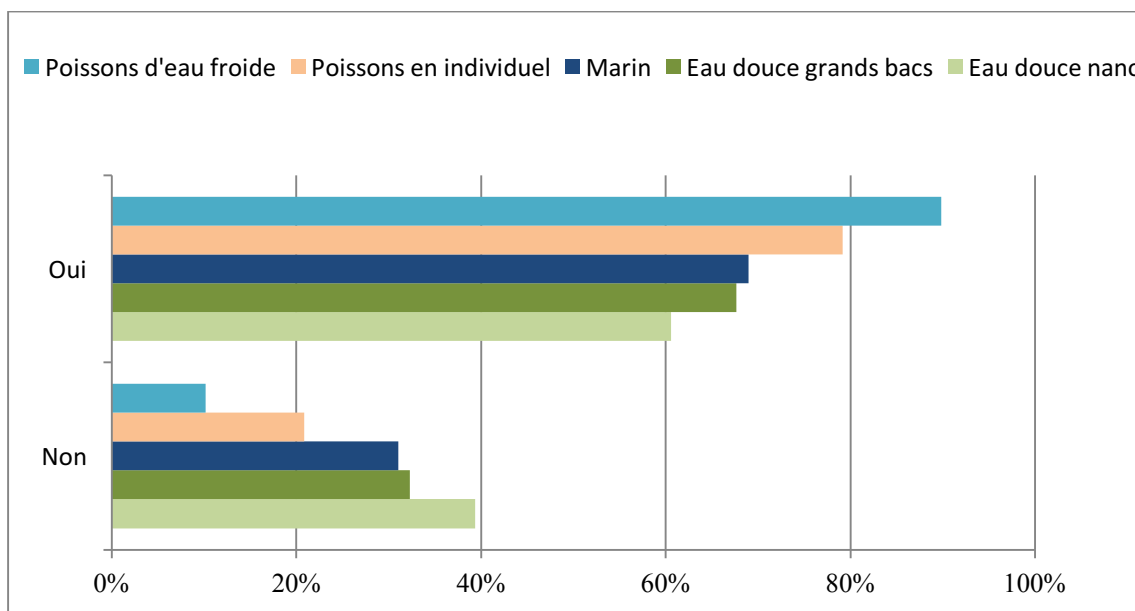


Figure 99 : Répartition des vétérinaires en fonction de si oui ou non ils pourraient être amenés à contacter un vétérinaire NAC.

c) Discussion

Une des principales limites de ce sondage est qu'il a été diffusé essentiellement auprès d'aquariophiles expérimentés et informés. En effet très peu de propriétaires de poissons non aquariophiles (qui ne possèdent qu'un ou quelques poissons, sans s'intéresser particulièrement à l'aquariophilie) ont participé. C'est un public qu'il aurait été intéressant de sonder car peut être plus enclin à contacter un vétérinaire de clientèle NAC. Cependant, globalement ce public renseigné et réputé peu accessible pour les vétérinaires s'est avéré réceptif. Le nombre de réponses obtenues ainsi que l'interprétation des résultats vont dans ce sens. Les réponses à la dernière question (Figure 99) montrent un intérêt des aquariophiles sondés pour l'intervention d'un vétérinaire sur leurs poissons.

Il est intéressant de noter que la plupart de ces personnes pratiquent l'automédication. Cette limite a aussi été évoquée dans les autres secteurs sondés, mais ne s'applique ici que pour des cas concrets de maladies infectieuses pouvant être prises en charge par des molécules accessibles au public. Pour d'autres problèmes de santé nécessitant le matériel et les connaissances de vétérinaires (chirurgie,

imagerie, utilisation de molécules à usage vétérinaire) le vétérinaire NAC reste le plus à même de pouvoir intervenir.

Selon le sondage des aquariophiles, ceux-ci n'ont pas recours à un vétérinaire principalement parce qu'ils n'en connaissent aucun pouvant intervenir sur leurs poissons. Le prix des prestations vétérinaires ne vient que secondairement (Figure 96 et Figure 97). C'est un point qui reste très optimiste sur le développement d'une activité vétérinaire incluant la prise en charge des poissons localement.

Il est intéressant de noter que plus de 15% des personnes ayant répondu à ce questionnaire estiment que le vétérinaire serait utile dans la réalisation d'une euthanasie. Ce résultat est d'autant plus étonnant que le public interrogé est un public d'aquariophiles connaisseurs qui maintiennent parfois de nombreux animaux de petite taille, pour lesquels l'attachement est très limité. Ce point au-delà du potentiel de réalisation de l'acte d'euthanasie, souligne un changement de mentalité vis-à-vis des poissons

Ce public semble donc ouvert à la possibilité d'intervention d'un vétérinaire, même si les attentes sont souvent déstabilisantes. La partie commentaire laissée en fin de questionnaire soulève de nombreuses fois la question de l'accessibilité aux médicaments sous prescription vétérinaire. Un nombre non négligeable de personnes interrogées souhaiteraient pouvoir étendre l'automédication à ces molécules avec l'aide du vétérinaire. C'est un débat qu'il faudra prendre en compte et apprendre à gérer par la communication.

Conclusion

Ce travail a permis dans un premier temps de regrouper des données bibliographiques portant sur les principes généraux de la prise en charge médicale de poissons. Ces données ont été collectées et organisées de manière à être applicables en clinique vétérinaire NAC. L'illustration par des cas concrets dans le but de souligner la faisabilité d'une telle activité a été intégrée à ce développement.

La seconde partie ouvre de nombreuses pistes de réflexions au sujet de la médecine individuelle des poissons en France. Si globalement le secteur des animaleries paraît peu réceptif, le sondage des aquariophiles offre une vision plus optimiste. En seulement quelques semaines ce sont plus de mille personnes qui ont répondu à ce questionnaire diffusé librement sur internet. Ces chiffres à eux seuls montrent l'intérêt que portent le monde aquariophile à la médicalisation de ces animaux. Même si l'automédication est largement répandue dans ce domaine, les résultats obtenus sont souvent très décevants, les médicaments disponibles étant peu efficaces, ou mal utilisés. Ainsi, nombreux sont les aquariophiles qui paraissent ouverts à l'intervention d'un vétérinaire.

Les vétérinaires à exercice NAC sondés déclarent pour une majorité d'entre eux accepter les poissons en consultation. Pourtant parmi les propriétaires de poissons, très peu sont au courant que des vétérinaires exerçant dans le domaine des animaux de compagnie peuvent prendre en charge de tels patients. Un effort de communication semble souhaitable pour développer au mieux cette activité. Même si des structures vétérinaires s'occupant de poissons existent en France, elles sont pour le moment essentiellement tournées vers la médecine collective. Le concept de médicalisation individuelle de poissons ne semble pouvoir être développé à l'heure actuelle que par les vétérinaires NAC. L'acceptation des poissons en consultation, au même titre que les autres vertébrés, est une idée qu'il faudrait développer à plus large échelle.

L'enjeu de ce travail a également permis de créer des liens entre les différents acteurs interrogés. De nombreux secteurs de la maintenance des poissons en captivité pourraient ainsi bénéficier de cette collaboration entre particuliers et vétérinaires qui, souhaitons-le, pourra se développer en France dans les années qui viennent.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, **Guillaume LE LOC'H**, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **Jérôme BLANC** intitulée « **Médecine des poissons d'aquarium et place du vétérinaire dans son développement en France** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 16 novembre 2018
Docteur **Guillaume LE LOC'H**
Maître de Conférences
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
La Directrice de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Isabelle CHMITELIN



Vu :
Le Président du jury :
Professeur **Gérard CAMPISTRON**



Vu et autorisation de l'impression :
Président de l'Université
Paul Sabatier
Monsieur **Jean-Pierre VINEL**

Le Président de l'Université Paul Sabatier
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU

Régine **ANDRE-OBRECHT**



M. Jérôme BLANC
a été admis(e) sur concours en : 2013
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 04/07/2017
a validé son année d'approfondissement le : 06/09/2018
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

BIBLIOGRAPHIE

- ANDREWS, Chris, EXELL, Adrian et CARRINGTON, Neville, 1990a. Comment reconnaître les maladies. In : *Comment soigner vos poissons d'aquarium*. Paris : Bordas. ISBN 978-2-04-012991-0.
- ANDREWS, Chris, EXELL, Adrian et CARRINGTON, Neville, 1990b. *Comment soigner vos poissons d'aquarium*. Paris : Bordas. ISBN 978-2-04-012991-0.
- ANDREWS, Chris, EXELL, Adrian et CARRINGTON, Neville, 1990c. Comprendre la chimie de l'eau. In : *Comment soigner vos poissons d'aquarium*. Paris : Bordas. ISBN 978-2-04-012991-0.
- ANON., 2016. *Nouvelle enquête FACCO / KANTAR TNS : Début de stabilisation pour la population canine ?* [en ligne]. Communiqué de presse. 46, boulevard de Magenta - 75010 PARIS. FACCO / KANTAR TNS. [Consulté le 25 septembre 2018]. Disponible à l'adresse : https://www.google.fr/url?sa=t&rct=j&q=&esrc=s&source=web&cd=1&ved=2ahUKEwjINfrx8PeAhUP2BoKHWOBCKIQFjAAegQICRAC&url=https%3A%2F%2Fwww.prodaf.org%2Ffr%2Fnos-outils%2Fdocuments%2Fitem%2Fdownload%2F7_486c0e220c93b21175648e1fe35210a7&usg=AOvVaw1hE-2grXazds7jurKfOBMS.
- BAENSCH, Hans A. et DEBELIUS, Helmut (éd.), 2003. *Atlas de l'aquarium marin*. 1. éd. française. Melle : Mergus. ISBN 978-3-88244-040-9.
- BAENSCH, Hans A. et FISCHER, Gero W., 2003. *Atlas de l'aquarium, Index photo 1-5*. Melle Wiehengeb : Mergus. ISBN 978-3-88244-509-1.
- BAENSCH, Hans A. et RIEHL, Rüdiger (éd.), 2002. *Atlas de l'aquarium*. 1. éd. Melle : Mergus. ISBN 978-3-88244-042-3.
- BAILEY, Kate M., MINTER, Larry J., LEWBART, Gregory A., HARMS, Craig A., GRIFFITH, Emily H. et POSNER, Lysa P., 2014. Alfaxalone as an intramuscular injectable anesthetic in Koi carp (*Cyprinus carpio*). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. décembre 2014. Vol. 45, n° 4, p. 852-858. DOI 10.1638/2014-0056.1.
- BAKER, Tracie R., BAKER, Bridget B., JOHNSON, Stephen M. et SLADKY, Kurt K., 2013. Comparative analgesic efficacy of morphine sulfate and butorphanol tartrate in koi (*Cyprinus carpio*) undergoing unilateral gonadectomy. In : *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 15 septembre 2013. Vol. 243, n° 6, p. 882-890. DOI 10.2460/javma.243.6.882.
- BALLARD, Bonnie M. et CHEEK, Ryan (éd.), 2017. *Exotic animal medicine for the veterinary technician*. Third edition. Ames, Iowa : John Wiley & Sons, Inc. ISBN 978-1-118-91428-1. SF997.5.E95 C44 2017
- BASSLEER, Gerald, 1996. *Colorguide of freshwater fish diseases*. Westmeerbeek, Belgium : Bassleer Biofish. ISBN 978-90-03-98085-4.
- BASSLEER, Gerald, 2000. *Diseases in marine aquarium fish: causes, development, symptoms, treatment*. Westmeerbeek, Belgium : Bassleer Biofish. ISBN 978-3-921684-88-7.
- BECKMAN, Maryssa, 2016. Therapeutic Review: Tricaine METHANESULFONATE. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. juillet 2016. Vol. 25, n° 3, p. 261-263. DOI 10.1053/j.jepm.2016.05.004.
- BLANC, J., 1999. L'alimentation. In : ASSOCIATION FRANCE-CICHLID, *Le guide des cichlidophiles*. Solliès-Ville (les Aiguiers, 83210) : Association France Cichlid. ISBN 978-2-9513502-0-5.

- BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), 2001. *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.
- BROWN, L.A., 1993. Chapter 6 Anesthesia and Restraint. In : STOSKOPF, Michael K. (éd.), *Fish medicine*. Philadelphia : W.B. Saunders Co. ISBN 978-0-7216-2629-1. SH171 .S78 1992
- BUGMAN, Alice M., LANGER, Peter T., HADZIMA, Eva, RIVAS, Anne E. et MITCHELL, Mark A., 2016. Evaluation of the anesthetic efficacy of alfaxalone in oscar fish (*Astronotus ocellatus*). In : *American Journal of Veterinary Research*. mars 2016. Vol. 77, n° 3, p. 239-244. DOI 10.2460/ajvr.77.3.239.
- BULLER, Nicky B., 2014. *Bacteria and fungi from fish and other aquatic animals: a practical identification manual*. 2nd edition. Boston, MA : CABI. ISBN 978-1-84593-805-5. QR106 .B85 2014
- BUTCHER, R.L., 2001. General approach. In : WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. p. 63-68. ISBN 978-0-905214-57-3.
- CAMPBELL, Terry W et ELLIS, Christine K, 2013. *Avian and Exotic Animal Hematology and Cytology* [en ligne]. New York, NY : John Wiley & Sons. [Consulté le 12 août 2018]. ISBN 978-1-118-71066-1. Disponible à l'adresse : <http://nbn-resolving.de/urn:nbn:de:101:1-2015021512418>.
- CARPENTER, James W. et MARION, Christopher J. (éd.), 2013. *Exotic animal formulary*. 4th ed. St. Louis, Mo : Elsevier. ISBN 978-1-4377-2264-2. SF917 .C27 2013
- CARPENTER, James W. et MARION, Christopher J. (éd.), 2018. *Exotic animal formulary*. Fifth edition. St. Louis, Missouri : Elsevier. ISBN 978-0-323-44450-7. SF917 .C27 2018
- CARR, Alaina, WEBER, E. P. Scott, MURPHY, Chris J. et ZWINGENBERGER, Alison, 2014. Computed tomographic and cross-sectional anatomy of the normal pacu. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. mars 2014. Vol. 45, p. 184-189. DOI 10.1638/2013-0108r1.1.
- CHAI, Norin, CAMACHO SILLERO, Leonor Natividad et SCALA, Christopher, 2009. Dexmédétomidine : premiers essais avec la Kétamine sur quelques espèces de Poissons. In : *Pratique des Animaux sauvages & Exotiques*. 2009. Vol. 9.2, p. 8-9.
- CHAPMAN, Frank A., GARCÍA, Lury N., ATENCIO, Victor J., MUÑOZ, Robin J., SILVA, Alfonso et FLORES, Héctor, 2014. Low-Salinity Acclimation of Juvenile Marine Goliath Grouper *Epinephelus itajara*. In : *Journal of Applied Aquaculture*. 3 avril 2014. Vol. 26, n° 2, p. 179-186. DOI 10.1080/10454438.2014.905356.
- CHERVOVA, L. S. et LAPSHIN, D. N., 2000. Opioid modulation of pain threshold in fish. In : *Doklady biological sciences: proceedings of the Academy of Sciences of the USSR, Biological sciences sections*. décembre 2000. Vol. 375, p. 590-591.
- CHILDS et WHITAKER, 2001. Respiratory disease. In : WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.
- CORCORAN, Mike et ROBERTS-SWEENEY, Helen, 2014. Aquatic Animal Nutrition for the Exotic Animal Practitioner. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. septembre 2014. Vol. 17, n° 3, p. 333-346. DOI 10.1016/j.cvex.2014.05.005.

- CORWIN, Allison L., 2012. Training Fish and Aquatic Invertebrates for Husbandry and Medical Behaviors. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. septembre 2012. Vol. 15, n° 3, p. 455-467. DOI 10.1016/j.cvex.2012.06.009.
- DE IULIIS, Gerardo et PULERÀ, Dino, 2007. *The dissection of vertebrates: a laboratory manual*. Amsterdam ; Boston : Elsevier/Academic Press. ISBN 978-0-12-088776-7. QL812.5 .D45 2007
- DESBROSSE, Francis, 2017. *Avis de l'Académie Vétérinaire de France sur la télémédecine vétérinaire* [en ligne]. Avis voté. S.l. Académie vétérinaire de France. [Consulté le 31 juillet 2018]. Disponible à l'adresse : https://www.academie-veterinaire-defrance.org/fileadmin/user_upload/pdf/Reserve_membres/Rapport_Telemedecine_Vote.pdf.
- DUBROCA, Valérie, 2001. *Le grand requin blanc : du mythe à la réalité*. Thèse de doctorat vétérinaire. ENVL : Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon.
- ERLACHER-REID, Claire D., 2018. Considerations for Treatment of Large Zoologic Collections. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2018. Vol. 21, n° 2, p. 311-325. DOI 10.1016/j.cvex.2018.01.008.
- ESHAR, David, LATNEY, La'Toya et WYRE, Nicole R., 2009. Diagnostic contrast radiography in fish. In : *Lab Animal*. octobre 2009. Vol. 38, n° 10, p. 323-324. DOI 10.1038/labani1009-323.
- EVANS, David H., CLAIBORNE, James B. et CURRIE, Suzanne (éd.), 2014. *The physiology of fishes*. Fourth edition. Boca Raton : CRC Press. CRC marine biology series. ISBN 978-1-4398-8030-2. QL639.1 .P49 2014
- FIDDES, Matthew, 2008. Fish anaesthesia. In : LONGLEY, Lesa (éd.), *Anaesthesia of Exotic Pets*. [en ligne]. Saintt Louis : Elsevier Health Sciences UK. p. 261-278. [Consulté le 6 août 2018]. ISBN 978-0-7020-3730-6. Disponible à l'adresse : <http://public.eblib.com/choice/publicfullrecord.aspx?p=4683280>.
- FLEMING, G.F., HEARD, D.J. et FRANCIS-FLOYD, R., 2003. Evaluation of propofol and medetomidin-ketamine for short-term immobilization of Gulf of Mexico sturgeon (*Acipenser oxyrinchus* de Soti). In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. juin 2003. Vol. 34, n° 2, p. 153-158. DOI 10.1638/1042-7260(2003)034[0153:EOPAMF]2.0.CO;2.
- FONTENOT, Deidre K et NEIFFER, Donald L, 2004. Wound management in teleost fish: biology of the healing process, evaluation, and treatment. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2004. Vol. 7, n° 1, p. 57-86. DOI 10.1016/j.cvex.2003.08.007.
- FRANCIS-FLOYD, Ruth et WILDGOOSE, William H., 2001. Behavioural changes. In : WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. p. 63-68. ISBN 978-0-905214-57-3.
- GENTEN, Franck, TERWINGHE, Eddy et DANGUY, André, 2009. *Atlas of fish histology*. Enfield, NH : Science Publishers. ISBN 978-1-57808-544-6. QL639 .G43 2009
- GREENWELL, Martin G, SHERRILL, Johanna et CLAYTON, Leigh A, 2003. Osmoregulation in fish. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2003. Vol. 6, n° 1, p. 169-189. DOI 10.1016/S1094-9194(02)00021-X.
- GROFF, Joseph M, 2004. Neoplasia in fishes. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. septembre 2004. Vol. 7, n° 3, p. 705-756. DOI 10.1016/j.cvex.2004.04.012.

- HADFIELD, Catherine A., HAINES, Ashley N., CLAYTON, Leigh A. et WHITAKER, Brent R., 2010. Cross Matching of Blood in Carcharhiniform, Lamniform, and Orectolobiform Sharks. In : *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*. septembre 2010. Vol. 41, n° 3, p. 480-486. DOI 10.1638/2009-0236.1.
- HADFIELD, Catherine A., WHITAKER, Brent R. et CLAYTON, Leigh Ann, 2007. Emergency and Critical Care of Fish. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2007. Vol. 10, n° 2, p. 647-675. DOI 10.1016/j.cvex.2007.01.002.
- HARMS, Craig A. et WILDGOOSE, William H., 2001. Surgery. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.
- HARRISON, Tara Myers et KITCHELL, Barbara E., 2017. Principles and Applications of Medical Oncology in Exotic Animals. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2017. Vol. 20, n° 1, p. 209-234. DOI 10.1016/j.cvex.2016.07.007.
- HILDEBRANDT, T.D. et SARAGUSTY, J., 2015. Use of Ultrasonography in Wildlife Species. In : MILLER, R. Eric et FOWLER, Murray E. (éd.), *Fowler's zoo and wild animal medicine*. Volume 8 [i.e. Eighth edition]. St. Louis, Missouri : Elsevier/Saunders. ISBN 978-1-4557-7397-8. SF996 .Z66 2015
- HJELDE, K. et BÆVERFJORD, G., 2008. *Basic concepts of fish radiography* [en ligne]. Formation de professionnels. S.I. Federation of European Aquaculture Producers. [Consulté le 9 août 2018]. Disponible à l'adresse : www.feap.info/shortcut.asp?FILE=1081.
- ILLES, David, 2013. *Tropical Freshwater Fish Aquariums*. first edition. S.I. : eFortune US.
- JEPSON, Lance, 2016. *Exotic animal medicine: a quick reference guide*. 2. St. Louis, Missouri : Elsevier. ISBN 978-0-323-32849-4. SF997.5.E95 J47 2016
- JURK, Isabel, 2002. Ophthalmic disease of fish. In : *The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice*. mai 2002. Vol. 5, n° 2, p. 243-260, v.
- KRAUSE, H.J., 1989. *L'eau des Aquariums, Etude et Analyse*. 1. Nogent sur Marne : Merck.
- LEGUAY, Emmanuel et MEUNIER, Emmanuel, 2009. Dermatologie des poissons d'ornement. In : BENSIGNOR, Emmanuel, *Dermatologie des NAC*. Paris : Éd. Med'com. ISBN 978-2-35403-024-7.
- LEWBART, Greg, 2004. *Fish supplement for the exotic companion medicine handbook*. Lake Worth, FL : Zoological Education Network. ISBN 978-0-9636996-4-0.
- LEWBART, Greg, 2017. *Ornamental fishes and aquatic invertebrates: self-assessment color review*. Second edition. Boca Raton : Taylor & Francis. Veterinary self-assessment color review series. ISBN 978-1-4822-5886-8. SF458.5 .L48 2016
- LEWBART, Gregory A., 1998a. Clinical nutrition of ornamental fish. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. juillet 1998. Vol. 7, n° 3, p. 154-158. DOI 10.1016/S1055-937X(98)80007-8.
- LEWBART, Gregory A., 1998b. Emergency and Critical Care of Fish. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. septembre 1998. Vol. 1, n° 1, p. 233-249. DOI 10.1016/S1094-9194(17)30163-9.
- LEWBART, Gregory A., 2001. Clinical examination. In : WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. p. 63-68. ISBN 978-0-905214-57-3.

LEWBART, Gregory A., BUTKUS, Deborah A., PAPICH, Mark G., COLEMAN, Angela K., KRUM, Howard N. et NOGA, Edward J., 2005. Evaluation of a method of intracoelomic catheterization in koi. In : *Journal of the American Veterinary Medical Association*. mars 2005. Vol. 226, n° 5, p. 784-788. DOI 10.2460/javma.2005.226.784.

LLOYD, Jane, 2001. The aquatic environment. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

LONGLEY, Lesa, FIDDES, Matthew et O'BRIEN, Michelle, 2008. *Anaesthesia of Exotic Pets*. [en ligne]. Saintt Louis : Elsevier Health Sciences UK. [Consulté le 6 août 2018]. ISBN 978-0-7020-3730-6. Disponible à l'adresse : <http://public.eblib.com/choice/publicfullrecord.aspx?p=4683280>.

LOVE, Nancy E. et LEWBART, Gregory A., 1997. Pet fish radiography : technique and case history reports. In : *Veterinary Radiology & Ultrasound*. janvier 1997. Vol. 38, n° 1, p. 24-29. DOI 10.1111/j.1740-8261.1997.tb01598.x.

MACRÌ, Francesco, RAPISARDA, Giuseppe, DE STEFANO, Carmelo, DE MAJO, Massimo, BOTTARI, Teresa et AIUDI, Giulio, 2014. Coelioscopic Investigation in European Eels (*Anguilla anguilla*). In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. avril 2014. Vol. 23, n° 2, p. 147-151. DOI 10.1053/j.jepm.2014.02.014.

MAYER, Jörg et DONNELLY, Thomas M. (éd.), 2013. *Clinical veterinary advisor. Birds and exotic pets*. St. Louis, Missouri : Elsevier/Saunders. ISBN 978-1-4160-3969-3. SF997.5.E95 C42 2013

MILLER-MORGAN, T.J. et HEIDEL, J.R., 2010. Biosecurity and Ornamental Fish. In : ROBERTS, Helen E. (éd.), *Fundamentals of ornamental fish health*. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1401-8. SF458.5 .F86 2010

MINTER, Larry J, BAILEY, Kate M, HARMS, Craig A, LEWBART, Gregory A et POSNER, Lysa P, 2014. The efficacy of alfaxalone for immersion anesthesia in koi carp (*Cyprinus carpio*). In : *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. juillet 2014. Vol. 41, n° 4, p. 398-405. DOI 10.1111/vaa.12113.

MITCHELL, Mark A. et MILLER, S.M., 2009. Ornamental Fish. In : TULLY, Thomas N. (éd.), *Manual of exotic pet practice*. St. Louis, Mo : Saunders Elsevier. ISBN 978-1-4160-0119-5. SF997.5.E95 M26 2009

MITCHELL, Mark A. et TULLY, Thomas N., 2009. *Manual of exotic pet practice*. St. Louis, Mo : Saunders Elsevier. ISBN 978-1-4160-0119-5. SF997.5.E95 M26 2009

MITCHELL, Mark A. et TULLY, Thomas N. (éd.), 2016. *Current therapy in exotic pet practice*. St. Louis, Missouri : Elsevier. ISBN 978-1-4557-4084-0. SF997.5.E95 C87 2016

MOCCIA, R.D., WILKIE, E.J., MUNKITTRICK, K.R. et THOMPSON, W.D., 1984. The use of fine needle fibre endoscopy in fish for in vivo examination of visceral organs, with special reference to ovarian evaluation. In : *Aquaculture*. août 1984. Vol. 40, p. 255-259. DOI 10.1016/0044-8486(84)90193-5.

MURRAY, Michael J., 2002. Fish surgery. In : *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine*. octobre 2002. Vol. 11, n° 4, p. 246-257. DOI 10.1053/saep.2002.126571.

MURRAY, Michael J., 2010. Endoscopy in Sharks. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2010. Vol. 13, p. 301-313. DOI 10.1016/j.cvex.2010.01.008.

- NEIFFER, Donald L. et STAMPER, M. Andrew, 2009. Fish sedation, analgesia, anesthesia, and euthanasia: considerations, methods, and types of drugs. In : *ILAR journal*. 2009. Vol. 50, n° 4, p. 343-360.
- NOGA, Edward J., 2010a. Chapter 3 The Clinical Workup. In : *Fish disease: diagnosis and treatment*. 2nd ed. Oxford : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-0697-6. SH171 .N64 2010
- NOGA, Edward J., 2010b. Chapter 4 Postmortem Techniques. In : *Fish disease: diagnosis and treatment*. 2nd ed. Oxford : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-0697-6. SH171 .N64 2010
- NOGA, Edward J., 2010c. *Fish disease: diagnosis and treatment*. 2nd ed. Oxford : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-0697-6. SH171 .N64 2010
- NOGUERA, P., UBEDA, C., BRUNO, D. et SEMENAS, L., 2015. The Fish Necropsy Manual. In : *Fish Necropsy Manual* [en ligne]. 1 décembre 2015. [Consulté le 19 août 2018]. Disponible à l'adresse : <http://www.necropsymanual.net/en/>.
- NOVELO, Noel D. et TIERSCH, Terrence R., 2012. A Review of the Use of Ultrasonography in Fish Reproduction. In : *North American Journal of Aquaculture*. avril 2012. Vol. 74, n° 2, p. 169-181. DOI 10.1080/15222055.2012.672370.
- ODA, Ayako, BAILEY, Kate M., LEWBART, Gregory A., GRIFFITH, Emily H. et POSNER, Lysa P., 2014. Physiologic and biochemical assessments of koi (*Cyprinus carpio*) following immersion in propofol. In : *Journal of the American Veterinary Medical Association*. décembre 2014. Vol. 245, n° 11, p. 1286-1291. DOI 10.2460/javma.245.11.1286.
- PEES, Michael, PEES, Kathrin et KIEFER, Ingmar, 2010. The use of computed tomography for assessment of the swim bladder in koi carp (*Cyprinus carpio*). In : *Veterinary Radiology & Ultrasound: The Official Journal of the American College of Veterinary Radiology and the International Veterinary Radiology Association*. juin 2010. Vol. 51, n° 3, p. 294-298.
- POLLARD, R. et PUCHALSKI, S., 2011. CT Contrast Media and Applications. In : SCHWARZ, Tobias et SAUNDERS, Jimmy (éd.), *Veterinary computed tomography*. Chichester, West Sussex, UK ; Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1747-7. SF757.8 .V48 2011
- POOL, David, 2001. Freshwater aquaria. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.
- REAVILL, Drury, 2010. Necropsy of Fish. In : ROBERTS, Helen E. (éd.), *Fundamentals of ornamental fish health*. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1401-8. SF458.5 .F86 2010
- REAVILL, Drury R., 2006. Common Diagnostic and Clinical Techniques for Fish. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2006. Vol. 9, n° 2, p. 223-235. DOI 10.1016/j.cvex.2006.03.002.
- REAVILL, Drury R. et ROBERTS, Helen E., 2013. Procedures and techniques. In : MAYER, Jörg et DONNELLY, Thomas M. (éd.), *Clinical veterinary advisor. Birds and exotic pets*. St. Louis, Missouri : Elsevier/Saunders. ISBN 978-1-4160-3969-3. SF997.5.E95 C42 2013
- ROBERTS, Helen E. (éd.), 2010a. *Fundamentals of ornamental fish health*. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1401-8. SF458.5 .F86 2010
- ROBERTS, Helen E., 2010b. Transport and Hospitalization of the Fish Patient. In : ROBERTS, Helen E. (éd.), *Fundamentals of ornamental fish health*. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1401-8. SF458.5 .F86 2010

ROBERTS, Helen E., WEBER, E. Scott et SMITH, Stephen A., 2010. Nonlethal Diagnostic Techniques. In : ROBERTS, Helen E. (éd.), *Fundamentals of ornamental fish health*. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1401-8. SF458.5 .F86 2010

ROMANELI, Rafael de Souza, BOARATTI, André Zuffo, RODRIGUES, Andressa Tellechea, QUEIROZ, Daniel Monge de Almeida, KHAN, Kifayat Ullah, NASCIMENTO, Thiago Matias Torres, FERNANDES, João Batista Kochenborger et MANSANO, Cleber Fernando Menegasso, 2018. Efficacy of Benzocaine, Eugenol, and Menthol as Anesthetics for Freshwater Angelfish. In : *Journal of Aquatic Animal Health* [en ligne]. 23 juillet 2018. [Consulté le 30 juillet 2018]. DOI 10.1002/aah.10030. Disponible à l'adresse : <http://doi.wiley.com/10.1002/aah.10030>.

ROSS, L.G., 2001. Restraint, anaesthesia and euthanasia. In : WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

ROSS, Lindsay G. et ROSS, Barbara, 2008. *Anaesthetic and sedative techniques for aquatic animals*. 3rd ed. Oxford ; Ames, Iowa : Blackwell. ISBN 978-1-4051-4938-9. SH156.9 .R67 2008

SAKAI, D.K., OKADA, Hohji, KOIDE, Nobuhisa et TAMIYA, Yoshiharu, 1987. Blood type compatibility of lower vertebrates: Phylogenetic diversity in blood transfusion between fish species. In : *Developmental & Comparative Immunology*. décembre 1987. Vol. 11, n° 1, p. 105-115. DOI 10.1016/0145-305X(87)90012-7.

SCOTT, Peter W., 2013. Veterinary Work in the Field with Fish and Other Aquatic Species. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. janvier 2013. Vol. 22, n° 1, p. 46-50. DOI 10.1053/j.jepm.2012.12.007.

SHELTON, J.L., 2010. Water Quality. In : ROBERTS, Helen E. (éd.), *Fundamentals of ornamental fish health*. Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-0-8138-1401-8. SF458.5 .F86 2010

SLADKY, Kurt K. et CLARKE, Elsburgh O., 2016. Fish Surgery : Presurgical Preparation and Common Surgical Procedures. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2016. Vol. 19, n° 1, p. 55-76. DOI 10.1016/j.cvex.2015.08.008.

SNEDDON, Lynne U., 2012. Clinical Anesthesia and Analgesia in Fish. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. janvier 2012. Vol. 21, n° 1, p. 32-43. DOI 10.1053/j.jepm.2011.11.009.

SOUTHGATE, Peter J., 2001. Laboratory techniques. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

STAMPER, M. A. et SEMMEN, K.J., 2012. Section 2 : Aquatic. In : MILLER, R. Eric, FOWLER, Murray E et FOWLER, Murray E, *Fowler's zoo and wild animal medicine: current therapy* [en ligne]. Volume 7. St. Louis, Mo. : Elsevier/Saunders. [Consulté le 19 août 2018]. ISBN 978-1-4377-1986-4. Disponible à l'adresse : <http://site.ebrary.com/id/10510898>.

STETTER, Mark D., 2010. Minimally Invasive Surgical Techniques in Bony Fish (Osteichthyes). In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2010. Vol. 13, p. 291-299. DOI 10.1016/j.cvex.2010.01.007.

STETTER, M.D., 2001. Diagnostic imaging and endoscopy. In : WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

STEVENS, Brittany N., VERGNEAU-GROSSET, Claire, RODRIGUEZ, Carlos O., HANSEN, Katherine S., WILCOX, Cassandra, GARDHOUSE, Sara M., BAHAN, Sarah, GOLDSMITH, Dayna A. et SOTO, Esteban, 2017. Treatment of a Facial Myxoma in a Goldfish (*Carassius auratus*) With Intralesional

Bleomycin Chemotherapy and Radiation Therapy. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. octobre 2017. Vol. 26, n° 4, p. 283-289. DOI 10.1053/j.jepm.2017.08.006.

STOSKOPF, Michael K., 1993a. Chapter 1 Anatomy. In : *Fish medicine*. 2nd. Philadelphia : W.B. Saunders Co. ISBN 978-0-7216-2629-1. SH171 .S78 1992

STOSKOPF, Michael K., 1993b. Chapter 8 Hospitalization. In : STOSKOPF, Michael K. (éd.), *Fish medicine*. Philadelphia : W.B. Saunders Co. ISBN 978-0-7216-2629-1. SH171 .S78 1992

STOSKOPF, Michael K. (éd.), 1993c. Clinical examination and procedures. In : STOSKOPF, Michael K. (éd.), *Fish medicine*. Philadelphia : W.B. Saunders Co. ISBN 978-0-7216-2629-1. SH171 .S78 1992

STOSKOPF, Michael K. (éd.), 1993d. *Fish medicine*. Philadelphia : W.B. Saunders Co. ISBN 978-0-7216-2629-1. SH171 .S78 1992

TULLY, Thomas N., MITCHELL, Mark A. et TULLY, Thomas N., 2012. *A veterinary technician's guide to exotic animal care*. 2nd ed. Lakewood, Colo : AAHA Press. ISBN 978-1-58326-146-0. SF997.5.E95 T85 2012

VALENTIM, Ana M, VAN EEDEN, Fredericus J, STRÄHLE, Uwe et OLSSON, I Anna S, 2016. Euthanizing zebrafish legally in Europe: Are the approved methods of euthanizing zebrafish appropriate to research reality and animal welfare? In : *EMBO reports*. décembre 2016. Vol. 17, n° 12, p. 1688-1689. DOI 10.15252/embr.201643153.

VERGNEAU-GROSSET, Claire, NADEAU, Marie-Eve et GROFF, Joseph M., 2017. Fish Oncology. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2017. Vol. 20, n° 1, p. 21-56. DOI 10.1016/j.cvex.2016.07.002.

WARREN, Dean M., 2016a. Chapter 22 : Fish. In : *Small animal care & management*. Fourth edition. Boston, MA, USA : Cengage Learning. ISBN 978-1-285-42552-8. SF409 .W37 2016

WARREN, Dean M., 2016b. *Small animal care & management*. Fourth edition. Boston, MA, USA : Cengage Learning. ISBN 978-1-285-42552-8. SF409 .W37 2016

WEBER, E. P. Scott, WEISSE, Chick, SCHWARZ, Tobias, INNIS, Charles et KLIDE, Alan M., 2009. Anesthesia, diagnostic imaging, and surgery of fish. In : *Compendium (Yardley, PA)*. février 2009. Vol. 31, n° 2, p. E11.

WEBER, E. Scott, 2011. Fish Analgesia: Pain, Stress, Fear Aversion, or Nociception? In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. janvier 2011. Vol. 14, n° 1, p. 21-32. DOI 10.1016/j.cvex.2010.09.002.

WEBER, E. Scott, 2014. A Veterinary Guide to the Fish Gastrointestinal Tract. In : *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. mai 2014. Vol. 17, n° 2, p. 123-143. DOI 10.1016/j.cvex.2014.01.001.

WHITAKER, Brent R., 2001. Ocular Disorders. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

WILDGOOSE, William H., 2001. Skin disease. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

WILDGOOSE, William H. et LEWBART, Gregory A, 2001. Therapeutics. In : BRITISH SMALL ANIMAL VETERINARY ASSOCIATION et WILDGOOSE, William H. (éd.), *BSAVA manual of ornamental fish*. 2. ed. Gloucester : BSAVA. BSAVA manuals series. ISBN 978-0-905214-57-3.

WILLIAMS, David L., 2012. *Ophthalmology of exotic pets*. Chichester, West Sussex ; Ames, Iowa : Wiley-Blackwell. ISBN 978-1-4443-3041-0. SF891 .W55 2012

WOLF, GINN et FRANCIS-FLOYD, 1998. Goitre in a colony of African cichlids. In : *Journal of Fish Diseases*. mars 1998. Vol. 21, n° 2, p. 139-143. DOI 10.1046/j.1365-2761.1998.00073.x.

YAW, Taylor J., MICHAELS, Blayk, REAVILL, Drury et ZAFFARANO, Bianca A., 2016. Liquid nitrogen cryosurgery for a chromatophoroma in a captive largemouth bass (*Micropterus salmoides*). In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. octobre 2016. Vol. 25, n° 4, p. 305-310. DOI 10.1053/j.jepm.2016.07.001.

ZOLLER, Graham, SANTAMARIA-BOUVIER, Ariane, DE LASALLE, Julie, CLUZEL, Caroline, DUHAMELLE, Alexis, LARRAT, Sylvain et MACCOLINI, Edouard, 2017. Total Pneumocystectomy in a Telescope Goldfish (*Carassius auratus*) With Fungal Pneumocystitis. In : *Journal of Exotic Pet Medicine*. janvier 2017. Vol. 26, n° 1, p. 19-28. DOI 10.1053/j.jepm.2016.10.006.

ANNEXES

Annexe 1 : Un exemple de questionnaire rédigé pour la prise de commémoratifs à distance, d'un cas d'affection impliquant des poissons marins (récifal avec poissons chirurgiens notamment).

NOM Prénom :
Adresse :
Téléphone :

- Aquarium :
 - Dimensions :
 - Volume d'eau :
 - Date du lancement de l'aquarium :
 - Méthode et fréquence de nettoyage :
 - Emplacement (fenêtres, passage, bruits...) :
 - Type de roche/gravier/sable :
 - Décors, fond, résines :

- L'eau :
 - Origine de l'eau/procédé de fabrication de l'eau :
 - Complémentations de l'eau éventuelles :
 - Fréquence et proportion de changement d'eau :
 - Source de l'eau utilisée pour le changement :
 - Evaporation (quantité, fréquence de remplissage, eau utilisée)

- Filtration :
 - Pompe/filtre (nombre, type, modèle, débit) :
 - Filtration (type de masse filtrante, capacité) :
 - Date de l'installation :
 - Méthode de nettoyage :
 - Fréquence de nettoyage :
 - Ecumeur (modèle, fréquence de mise en route, fréquence de vidange) :
 - Autre système d'aération (pompe brassage, exhausteur...) :
 - Filtre UV (taille position, date d'installation, date de péremption) :
 - Autre (diffuseur CO2, ozoniseur....) :

- Chauffage :
 - Type de chauffage (interne/externe...) :
 - Surveillance (moyen utilisé, fréquence) :
 - Température relevée (variance jour nuit, saison...) :

- Eclairage :
 - Type (naturel/artificiel, néon/LED , modèle, caractéristiques ...) :
 - Durée d'éclairage quotidienne (variations éventuelles) :

- Qualité de l'eau :
 - Aspect de l'eau :
 - Paramètres testés et valeurs (Salinité/densité, pH, nitrites, nitrates ...) :
 - Techniques de mesures :

- Fréquence de vérification des valeurs mesurées (date de la dernière mesure) :

- Population de l'aquarium :

Poissons :

- Espèces :
- Nombre par espèce et tailles :
- Dernière introduction de poissons et date :
- Procédure de quarantaine ? (description) :

Invertébrés :

- Coraux, anémones (type et quantité approximative) :
- Coquillages (espèces et nombre approximatif) :
- Crustacés (crevettes, crabes...) :
- Autres :

- Alimentation :

-Type :

-Fréquence :

-Quantité :

-Stockage (date de péremption, température/durée de congélation...) :

- Traitements préventifs éventuels :

- Médicaments/compléments nutritionnels... :

- Fréquence, quantité, dernière utilisation

- Historique médical :

- Antécédents sur les 12 derniers mois :

- Traitements et évolution de ces problèmes :

- Date d'apparition du problème actuel :

- Espèces et nombre d'individus par espèce affectés :

- Description des signes (photos et vidéos bienvenues) :

- Mortalité (nombre, état des poissons avant leur mort, description de l'état des cadavres)

- Changements récents de la gestion de l'aquarium (nettoyage, changement de filtre, qualité d'eau, température, alimentation, défaut de fonctionnement d'un appareil, coupure électrique, alimentation...)
:

- Exposition possible à des toxiques (métaux, gaz, biocides, composés thérapeutiques...)

- Auto médication :

- Composés utilisés (Produit, principe actif...) :

- Date en protocole d'administration :

- Dosage :

- Autres remarques que vous souhaiteriez faire :

Annexe 2 : Un exemple de questionnaire rédigé pour la prise de commémoratifs à distance, d'un cas d'affection impliquant des poissons de bassin extérieur (carpes et esturgeons notamment).

NOM Prénom :
Adresse :
Téléphone :

- Le bassin :
 - Type de bassin :
 - Dimensions/forme (photo bienvenue) :
 - Volume d'eau / profondeur :
 - Date d'installation du bassin :
 - Méthode et Fréquence de nettoyage :
 - Emplacement (intérieur/extérieur, arbres et plantes autour, ensoleillé/ombragé...) :
 - Décors, et sable/graviers si présents :
 - Plantes aquatiques (type, quantité, et disposition) :

- L'eau :
 - Origine de l'eau de remplissage :
 - Paramètres de l'eau de remplissage si connus :
 - Apports d'eau ou changements d'eau éventuels (fréquence, quantité) :

- Filtration :
 - Pompe/filtre (nombre, type, modèle, débit) :
 - Filtration (type de masse filtrante, capacité) :
 - Autre système d'aération (pompe brassage, cascade, exhausteur...) :
 - Filtre UV ou ozoniseur si présent (modèle, date d'installation, date de péremption) :

- Température
 - Gestion de la température (extérieure, chauffage artificiel) :
 - Surveillance (moyen utilisé, fréquence) :
 - Température relevée (variance jour nuit, saisons...) :

- Qualité de l'eau :
 - Aspect de l'eau (transparent/trouble, colorée, présence de particules...) :
 - Paramètres testés et valeurs (pH, dureté, nitrates ...) :
 - Techniques de mesures :
 - Fréquence de vérification des valeurs mesurées (date de la dernière mesure) :

- Population du bassin :

Poissons :

 - Espèces :
 - Nombre par espèce et tailles :
 - Dernière introduction de poissons et date :
 - Procédure de quarantaine ? (description) :
 - Comportement des poissons dans le bassin (visibles, peureux, vifs, groupés...) :

-

Autres animaux :

- De compagnie (canards, tortues...) ? :
- Opportunistes (batraciens, oiseaux, reptiles, insectes...) ?
- Prédateurs (oiseaux, chats, serpents...) ? :
- Invertébrés (escargots, crustacés...) ? :
- Autres :

- Alimentation :

- Type/marque :

- Fréquence de distribution :

- Quantité :

- Stockage (date de péremption, température/durée de congélation...) :

- Traitements préventifs éventuels :

- Médicaments/compléments nutritionnels...

- Fréquence, quantité, dernière utilisation

- Historique médical :

- Antécédents médicaux depuis la mise en eau :

- Traitements et évolution de ces problèmes :

- Le ou les problèmes actuels :

- Espèces et nombre d'individus par espèce affectés :

- Description précise des signes observés (photos et vidéos bienvenues) :

- Mortalité (nombre, état des poissons avant leur mort, description de l'état des cadavres)

- Date d'apparition / évolution :

- Changements récents de la gestion du bassin (nettoyage, changement de filtre, qualité d'eau, température, alimentation, défaut de fonctionnement d'un appareil, coupure électrique...) :

- Changements récents de l'environnement (météo, saison, évènement particulier)

- Exposition possible à des toxiques (métaux, gaz, biocides, composés thérapeutiques...)

- Auto médication :

- Composés utilisés (Produit, principe actif...)

- Date et protocole d'administration :

- Dosage :

- Autres remarques que vous souhaiteriez faire :

Annexe 3 : Anesthésies observées ou mises en place durant la période de réalisation de ce travail de thèse.

Ces animaux ont été anesthésiés dans le cadre d'une prise en charge clinique (examen clinique, examen complémentaire, prélèvements, chirurgie, euthanasie). Aucun incident inhérent à l'anesthésie n'a été relevé, en dehors de ceux notés dans ce tableau.

Espèce	Molécule	Posologie (mg/l)	Remarque
<i>Amatitlania sajica</i>	MS222	50mg/l 100mg/l	Sédation légère Anesthésie générale stable pendant 10 minutes
<i>Apistogramma sp.</i>	MS222	200 Induction 100 Maintenance	Anesthésie générale stable pendant 20 minutes environ
<i>Mikrogeophagus ramirezi</i>	MS222	150	Anesthésie relativement longue (plus de 5 minutes) mais stable
<i>Paratilapia polleni</i>	MS222	175 « Induction »	Anesthésie générale pendant 15 minutes (désinfection de lésion cutanée)
« Cichlidés Tanganyika » - <i>Telmatochromis sp.</i> - <i>Neolamprologus sp.</i> - <i>Aulonocranus dewindti</i>	MS222	100	Bonne anesthésie, 10 minutes (réalisation d'une radiographie). Perte totale de réflexes mais conservation des mouvements respiratoires
		500	Pour euthanasie. Perte très rapide des mouvements respiratoires
« Scalaire » <i>Pterophyllum scalare</i>	MS222	100	Sédation légère : insuffisant
		200	Anesthésie stable 10 minutes (réalisation d'un cliché radiographique)
<i>Geophagus sp.</i>	Propofol	5 Induction 2 Maintenance	Anesthésie générale avec circuit de maintenance recyclant l'eau, pour une laparotomie (45 minutes). Perte des mouvements respiratoires
<i>Heros severum</i>	Propofol	5 Induction 2,5 Maintenance	Anesthésie générale pour une laparotomie (45 minutes). Perte des mouvements respiratoires. Réveil long (plus d'une heure)
<i>Guianacara sp.</i>	Propofol	3	Anesthésie flash de 10 minutes. Conservation des mouvements respiratoires
<i>Macropodus ocellatus</i>	Propofol	4	Anesthésie pour réalisation d'un cliché radiographique (10 minutes)
<i>Channa steewartii</i>	Propofol	5 Induction 2,5 Maintenance	Anesthésie générale pour chirurgie (1 heure). Perte rapide des mouvements respiratoires. Réveil 10 minutes. Attention au risque de « noyade ».
	Propofol	5 Induction	Chirurgie de retrait de masse. Mort dans l'heure qui a suivi le réveil, de cause inconnue (« noyade » ?)
	MS222	300 Induction	Induction longue est difficile à des doses inférieures. Anesthésie stable pendant 15 minutes. Réveil très rapide
« Combattant » <i>Betta splendens</i>	Alfaxalone	3	Anesthésie flash pour ponction de la cavité coelomique. Perte de conscience rapide, réveil relativement long (plus de 5 minutes)
	Propofol	4 (Induction) 2 (Maintenance)	Anesthésie générale avec mise en place d'un circuit anesthésique. Réveil long.

Espèce	Molécule	Posologie (mg/l)	Remarque
<i>Tetraodon mbu</i>	Benzocaïne	50	Anesthésie flash pour transport
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Benzocaïne	150 Induction 75 Maintenance 300 Euthanasie	Perte de conscience très rapide (moins de 3 minutes) et réveil rapide (moins de 5 minutes). Par surdosage anesthésique, après 15 minutes à cette concentration
«Poisson papillon» <i>Chaetodon sp.</i>	Benzocaïne	50	Sédation pour prélèvement cutané
<i>Chimaera monstrosa</i>	Benzocaïne	-	Anesthésie pour examen clinique et prélèvements branchiaux et cutanés. Réveil rapide
« Laveur de vitre » <i>Ancistrus sp.</i>	MS222	66	Perte de réflexes très rapide. Perte des mouvements respiratoires à 100 mg/l. Réveil rapide
« Poisson chat » <i>Corydoras sp.</i>	MS222	66	Anesthésie flash pendant 15 minutes. Perte des mouvements respiratoires à 100mg/l. Réveil rapide.
« Vivipares » <i>Poecilia reticulata</i> <i>Poecilia aff.sphenops</i> <i>Xyphophorus sp.</i>	MS222	33 133 100	Sédation légère pour prélèvement cutané Anesthésie flash de bonne qualité (15 minutes). A 100mg/l conservation des réflexes Anesthésie flash de bonne qualité pendant 15 minutes
« Killi » <i>Fundulopanchax sp.</i>	MS222	100	Légère sédation. Conservation des réflexes de positionnement
« Arowana » <i>Osteoglossum bicirrhosum</i>	MS222	200	Perte totale des réflexes longue, mais perte des mouvements respiratoires au bout de 10 minutes. Réveil long (plus de 15 minutes)
« Piranha » <i>Serrassalmus sp.</i>	MS222	50 66	Perte de conscience quasi immédiate. Conservation de quelques réflexes de positionnement Anesthésie de bonne qualité mais perte des mouvements respiratoires au-delà de 15 minutes
« Barbus » <i>Barbus fasciolatus</i>	MS222	50 100	Très bonne anesthésie flash. Perte de conscience quasi immédiate avec conservation des mouvements respiratoires (10 minutes) Perte des réflexes très rapide, mais perte des mouvements respiratoires
« Carpe Koï » <i>Cyprinus carpio</i>	MS222	75	Perte des réflexes en 5/10 minutes. Conservation des mouvements respiratoires 15 minutes au moins
		125 Induction 75 Maintenance	Chirurgie de laparotomie. Conservation des mouvements respiratoires toute l'intervention.
« Poisson rouge » <i>Carassius auratus</i>	MS222	100 100 Induction 50 Maintenance	Bonne anesthésie flash (10 minutes). Réveil rapide en eau tempérée (moins de 5 minutes) plus long en eau froide à 7°C (plus de 10minutes) Anesthésie générale avec circuit anesthésique pour retrait de masse

Annexe 4 : Nourrir les poissons d'aquarium : les différents types de nourritures

➤ Comment nourrir les poissons

La distribution de nourriture est un acte quotidien pour le propriétaire de poisson, qui a une importance capitale dans la gestion de la santé sur le long terme de ses animaux. C'est de plus un moment privilégié durant lequel on peut observer attentivement l'état des poissons et satisfaire leurs besoins nutritionnels et comportementaux.

Mais devant la quantité de formulations disponibles l'aquariophile ou le vétérinaire peuvent être un peu perdus. Nous allons ici présenter les principales catégories de nourritures et leurs caractéristiques.

➤ La « nourriture vivante »

C'est la distribution de nourriture animale vivante. Elle est très compétitive sur le plan nutritionnel. Elle est souvent riche en vitamines, par définition fraîche et bien conservée. Elle présente aussi les avantages de stimuler la prise de nourriture en provoquant un comportement de chasse et d'être peu polluante car elle n'entre pas immédiatement en décomposition dans l'eau. De nombreux animaux peuvent constituer des proies, allant des protozoaires aux poissons entiers. Tout dépend de l'espèce que l'on souhaite nourrir et de la taille des poissons (alevins, jeunes ou adultes). Les principaux inconvénients de la nourriture vivante sont la difficulté technique (maintien, élevage, distribution) et le prix élevé à l'achat. On notera aussi le fait que certaines de ces nourritures peuvent être trop riches en lipides, carencées ou alors difficilement digestibles (carapace de chitine notamment). Certains avanceront la possibilité de transmission d'agents infectieux plus fréquente que pour les autres types de nourriture (parasites à cycles complexes, milieux de cultures contaminés). En pratique ce type de nourriture est surtout utilisé pour l'élevage durant les premières semaines de vie des poissons, principalement car c'est la seule forme acceptée par de nombreux alevins (instinct de prédation), ainsi que pour les raisons que nous avons énumérées précédemment (richesse nutritionnelle, faible polluant). On utilise aussi la nourriture vivante pour certaines espèces au comportement particulier, notamment les « prédateurs » qui n'acceptent que des proies vivantes et mobiles. Enfin la distribution de nourriture vivante peut être occasionnelle ou en complément, dans le but de stimuler la croissance, en vue d'une reproduction, pour aider au rétablissement d'un poisson affaibli, ou tout simplement pour offrir une nourriture variée. Il existe deux catégories de nourritures vivantes : les nourritures vivantes récoltées et les nourritures vivantes élevées. Voici quelques exemples typiques :

- **Les artémies (*Artemia salina*)** : ce sont des petits crustacés marins qui peuvent être élevés facilement. Les œufs se conservent sous forme déshydratée, et lorsqu'ils sont plongés dans l'eau salée, éclosent en 24 heures environ. Les larves qui en sortent sont appelées nauplies d'artémies. Elles sont de couleur rose et très mobiles ce qui en fait une nourriture de choix pour les alevins. Pour les poissons d'eau douce il faut les filtrer et les rincer à l'eau douce avant la distribution, pour éliminer le sel. Elles

survivent environ 1 heure dans l'eau douce. C'est une nourriture riche et complète, idéale pour les premiers jours de vie. Certains alevins trop petits à la naissance ne peuvent pas les consommer. On peut également donner les adultes (1cm environ) soit issus d'un élevage, soit prélevées directement dans la nature.

- **Les protozoaires** : ils rassemblent divers organismes unicellulaires dont les paramécies. Cette nourriture est élevée en culture selon plusieurs recettes comprenant l'ajout de matière végétale en décomposition dans l'eau ou de produit laitier par exemple. C'est une nourriture souvent invisible à l'œil nu qu'il est difficile à quantifier. Elle est cependant très utile pour certaines espèces dont les alevins à la naissance possèdent une bouche de très petite taille.
- **Les daphnies et cyclopes** : ces sont des crustacés de petite taille (de l'ordre du millimètre). Ils présentent l'avantage de pouvoir être cultivés en eau douce. Cependant leur élevage en grande quantité est parfois difficile et peu stable. Ce sont aussi des nourritures peu digestibles (carapace de chitine) et de faible valeur nutritionnelle.
- **Les « vers grindals » (*Enchytraeus buchholzi*)** : ce sont de petits nématodes (1cm environ) de couleur blanche. Ils sont élevés dans des boîtes contenant un substrat humide, et nourris avec des aliments à base de céréales et de produits laitiers. Cette nourriture présente l'avantage d'être très mobile mais facile à attraper, et de survivre un long moment dans l'eau douce (jusqu'à plusieurs jours). C'est un aliment facile à digérer et riche en énergie. Cependant c'est aussi un aliment carencé en vitamines et en protéines de bonne qualité notamment.
- **Les autres nématodes** : il existe d'autres nématodes blancs de tailles différentes (« enchytrées » et « microvers » par exemple). Les techniques de culture varient selon les espèces mais ce sont globalement des aliments de même valeur nutritionnelle. La différence réside essentiellement dans la taille des vers adultes. Il y a également des nématodes de très petite taille appelés « anguillules de vinaigre ». Leur distribution n'est pas évidente car elle comprend une étape de rinçage de la solution de vinaigre dans laquelle ils se multiplient. C'est un aliment à peine visible à l'œil nu, idéal pour des alevins de très petite taille. On citera pour terminer les « vers tubifex » qui sont les plus gros de cette catégorie. C'est un aliment riche qui convient bien pour des distributions occasionnelles à des poissons adultes. Il faut faire attention à l'origine de cet aliment car ces vers sont réputés pour se développer dans des milieux contaminés.
- **Les « vers de vase »** : c'est un classique de la nourriture des poissons d'eau douce. Il s'agit de larves de diptères, les « chironomes ». C'est une nourriture très attrayante par sa couleur rouge et sa mobilité. C'est également un aliment très riche. Ces larves ont tendance à se cacher dans le substrat de l'aquarium et à former un cocon si elles ne sont pas consommées rapidement.

- **Les « larves de moustiques »** : elles ressemblent beaucoup aux précédentes, avec la particularité d'être pélagiques. Elles sont très mobiles et rapides ce qui stimule le comportement de prédation. Il en existe de différentes tailles selon le stade de développement et l'espèce. C'est également un aliment très riche.
- **Les « drosophiles aptères »** : il s'agit là d'un insecte adulte de petite taille (2 mm). Une fois mises dans l'eau, elles flottent. C'est un aliment adapté pour les petits prédateurs de surface. L'élevage se fait de manière relativement facile.
- **Les autres insectes** : de nombreuses autres espèces peuvent être données aux poissons. Les larves d'insectes aquatiques sont très appréciées par les individus capables de les ingérer. Les grillons et autres criquets peuvent être un met de choix pour des prédateurs de taille respectable.
- **Les autres crustacés** : ils sont surtout distribués en aquarium marin. Le krill par exemple constitue une nourriture de bonne qualité. Mais il est rare de pouvoir s'en procurer vivant. Les gammars sont aussi une bonne nourriture pour les poissons, mais moins digestibles (carapace de chitine). Certaines espèces au comportement spécifique peuvent consommer des crustacés de grande taille (crabes, écrevisses).
- **Les poissons** : certains aquariophiles distribuent des poissons vivants à leurs poissons prédateurs. Ces poissons peuvent être issus d'un élevage en parallèle, ou bien récoltés à l'extérieur. Il existe un risque de transmission de pathogènes supérieur aux autres nourritures.

➤ La nourriture fraîche ou congelée

La nourriture fraîche possède des caractéristiques proches de la nourriture vivante. Cependant il est difficile de se procurer des aliments de cette qualité quotidiennement. Les légumes peuvent néanmoins être régulièrement donnés sous cette forme pour les espèces végétariennes (concombre, salade, pomme de terre...). Pour les autres aliments la congélation est monnaie courante. Elle présente l'avantage d'être facile à gérer sur le plan de la conservation, tout en gardant certaines propriétés de la nourriture vivante (appétence, qualité nutritives...). Cependant il faut veiller à la bonne qualité, et c'est une nourriture qui peut s'avérer très polluante suivant les formulations. Deux formes principales sont utilisées. La première est le conditionnement de petits invertébrés en plaques ou cubes congelés (artémias, chironomes, krill, œufs de poissons...) que l'on peut trouver en animalerie ou chez d'autres vendeurs. Ensuite certains éleveurs fabriquent leur aliment à partir de produits congelés de consommation humaine, qu'ils donnent directement ou qu'ils conditionnent suivant leurs besoins (petits poissons, moules, crevettes, cœur de bœuf, petits pois, épinards...). Il existe des recettes de mélange d'aliments qui après hachage sont conditionnées et congelées, et qui constituent des nourritures très complètes.

➤ La nourriture lyophilisée

C'est une nourriture reconstituée à partir d'un mélange de matières premières conditionnées et déshydratées. C'est la grande dominante de la nourriture pour poissons. Son principal avantage est son conditionnement "propre", facile à distribuer et sa qualité de nourriture complète. Il existe de nombreuses formulations (paillettes, granulés de différents diamètres, flottants ou coulants, palets...) et des compositions variées adaptées aux poissons cibles. Ces différentes formulations proposées par les fabricant permettent de cibler différentes espèces et tailles de poissons, ce qui en fait la nourriture de choix pour les aquariums d'ensemble (poisson de surface, de pleine eau, de fond, alevins). Les qualités des produits proposés sont cependant variables et il faut faire attention à leur conservation après ouverture (chaleur, humidité, lumière, délais d'utilisation après ouverture). En règle générale ce sont des aliments réputés complets, mais souvent carencés en vitamines, matières grasses de bonne qualité, et acides aminés essentiels. Il existe différentes gammes de qualité qui présentent des différences non négligeables. Une attention particulière est à porter à la liste des ingrédients (parfois non fournie). Certaines formulations de mauvaise qualité peuvent s'avérer très polluantes (palets). A l'inverse certaines marques proposent des aliments de très bonne qualité et de composition parfaitement adaptée à l'alimentation des poissons en aquarium.

➤ Quelques autres conditionnements

Ils sont beaucoup plus rarement utilisés mais peuvent être rencontrés. Certaines nourritures peuvent être à base de nourriture séchée, notamment des insectes (larves de moustiques par exemple) ou crustacés (gammarets notamment). D'autres conditionnements plus complexes et plus récents reposent sur la conservation de proies (krill, chironomes...) dans un mélange stable à température ambiante. Enfin d'autres procédés comme des pâtes humides peuvent être rencontrés.

Il faut retenir de tout cela que la nourriture idéale n'existe pas. Le choix est fait en fonction des attentes du propriétaire, de la qualité nutritionnelle, de la facilité de distribution, des besoins nutritionnels et comportementaux des poissons, des logiques d'élevage ou de maintenance, de la population de l'aquarium... Même si l'aquariophilie est un secteur commercial et un loisir très développé, peu de poissons sont bien nourris en captivité (Blanc, 1999).

Annexe 5 : Principes généraux de la filtration d'un système aquatique, appliqués à l'hospitalisation des poissons.

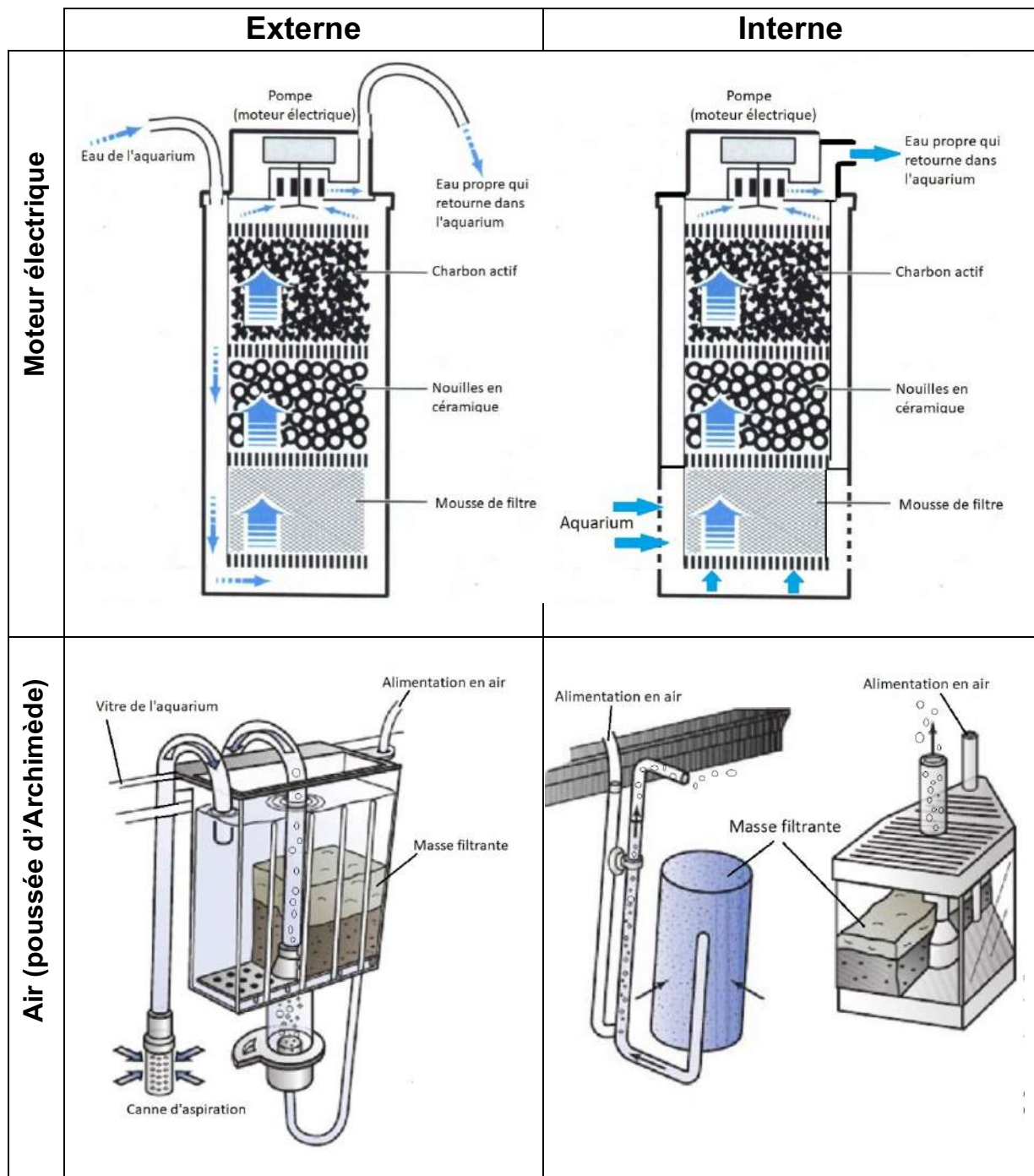
La filtration se décompose en trois parties (Shelton, 2010) :

- La filtration **mécanique** : c'est la filtration « visible », celle qui capte les particules et macromolécules et qui les rassemble dans un substrat filtrant agissant comme une grille. Son action directe est moins importante que les procédés que nous verrons plus tard, mais elle réalise un premier nettoyage de l'environnement. Les particules rassemblées pourront être retirées facilement, et leur dégradation localisée dans le filtre. Le siphon des particules visibles au fond du bac à l'aide d'un tuyau fait aussi partie de la filtration mécanique, et peut être très important pour maintenir la qualité de l'eau. Le retrait de tous ces déchets limite la production de molécules azotées. Grâce à ce procédé également, l'eau reste claire, ce qui permet une bonne surveillance de l'animal et de l'environnement. Enfin en aquarium marin il existe un autre système qui peut entrer en jeu dans la filtration mécanique : l'écumeur. Par la formation de bulles et en utilisant les propriétés tensio-actives des déchets microscopiques cet équipement permet un retrait de la pollution microscopique. Les systèmes écrémeurs de surface participent également à cette fonction.
- La filtration **chimique** : c'est l'utilisation de divers matériaux qui ont les propriétés de capter certaines molécules. Il en existe de nombreux comme certaines résines ou minéraux. On en retiendra deux, le principal est le charbon actif. Ses propriétés de filtration sont bien connues. Il peut être utilisé pour capter toxines, les produits de décomposition, ou encore pour éliminer un médicament de l'environnement. Il faut cependant prendre garde à le changer régulièrement car ses molécules ne sont que captées, et peuvent être libérées d'un coup si les paramètres changent. La quantité minimale de charbon actif à utiliser pour une efficacité correcte est d'environ 2g/l (Carpenter, Marion, 2013). Le second est la zéolite, un minéral volcanique poreux. Elle est utilisée pour ses propriétés de fixation des déchets azotés et notamment de l'ammoniac. C'est un excellent fixateur de cette molécule très toxique, qui peut être utilisé dans des bacs encore peu stabilisés. La quantité nécessaire pour épurer un aquarium est d'environ 20g/l (Noga, 2010c). Il existe aussi divers produits liquides qui possèdent la propriété de chélater différentes molécules (ammoniac et dérivés chlorés notamment). Leur utilisation est possible pour l'hospitalisation mais il faut utiliser des produits fiables et manipulés avec habitude.
- La filtration **biologique** : c'est la dégradation des déchets azotés (ammoniac en nitrites puis en nitrates) qui est réalisée par les bactéries présentes dans l'aquarium. Le filtre va permettre leur développement en fournissant un maximum de surface et un courant d'eau permanent. Les poissons sécrètent de l'ammoniac (NH_3) qui est oxydé par des bactéries (du genre *Nitrosomas* notamment) en nitrites (NO_2^-) eux-mêmes oxydés en nitrates (NO_3^-) par d'autres bactéries (du

genre *Nitrobacter* notamment). Les nitrates sont peu toxiques à faibles concentrations pour les poissons, mais ne sont pas dégradés dans les conditions d'un bac d'hospitalisation. Leur accumulation sera limitée par des changements d'eau réguliers. La mise en place de ces bactéries prend un certain temps et dépend de l'apport en déchets azotés. L'installation d'un bac d'hospitalisation en urgence ne permettra donc pas leur présence. Si la filtration biologique est requise il faudra préparer à l'avance un filtre apporté d'un autre système. Certains produits « activateurs de filtres » existent. Ils sont souvent composés de molécules azotées qui vont nourrir les bactéries du filtre et permettre leur développement. Ils peuvent être très utiles pour accélérer la maturation du filtre. Cependant en urgence, il ne faut surtout pas les ajouter car ils constituent en fait une source de pollution et de toxicité supplémentaire. Il faut laisser passer au minimum une semaine avant la mise en eau d'un poisson, et on conseille souvent plutôt un mois. Une molécule utilisée régulièrement dans ce but est le chlorure d'ammonium.

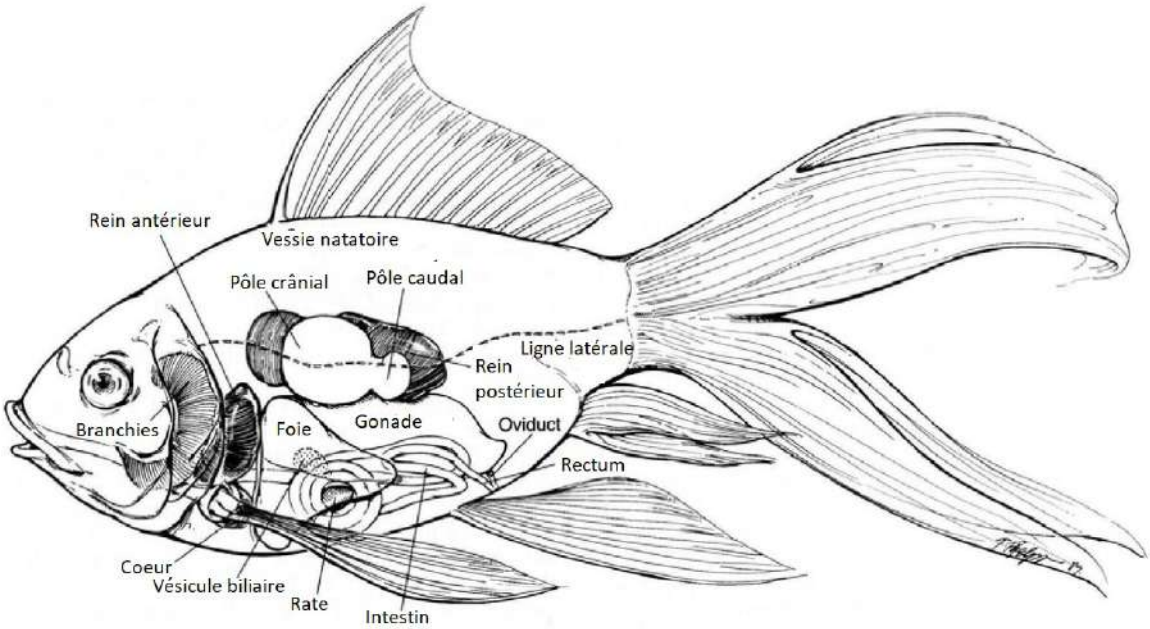
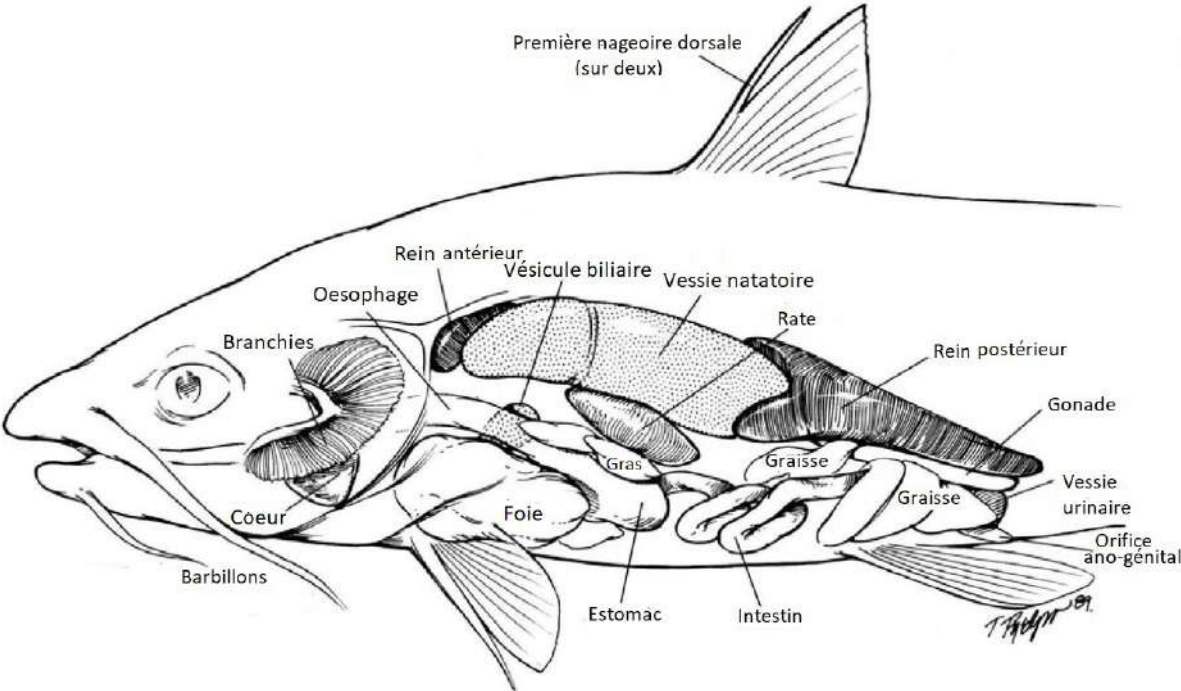
En pratique ces trois actions se font en parallèle et souvent dans les mêmes systèmes de filtration. La filtration mécanique rassemble les particules qui vont pouvoir être dégradées par la filtration biologique et les produits de dégradations vont être fixés par la filtration chimique. Un bon entretien de ce système requiert un équilibre entre nettoyer souvent pour aider à la filtration mécanique, mais pas trop pour ne pas éliminer les bactéries et empêcher la filtration biologique.

Il existe un grand nombre de systèmes de filtration en aquariophilie. Il faut se rappeler de deux caractéristiques qui vont souvent de pair : fiabilité et simplicité. Ces systèmes se résument à un courant d'eau permettant l'alimentation d'une chambre contenant un substrat adapté à la filtration. Le courant d'eau peut être réalisé par une pompe électrique ou en utilisant la poussée d'Archimède faisant remonter les bulles et entraînant de l'eau avec elle. Ces deux principes varient par le débit de filtration (et donc le courant engendré) et la puissance d'aspiration. La nature du substrat dépend du type de filtration que l'on veut réaliser (Warren, 2016a). Il existe des systèmes internes et externes. Pour les systèmes externes il faudra prévoir une sortie et une entrée d'eau (tuyaux) qui peuvent être problématiques à gérer (mise en place, force de la pompe, étanchéité du couvercle). Les systèmes internes sont moins accessibles et peuvent entraver la visibilité du patient.

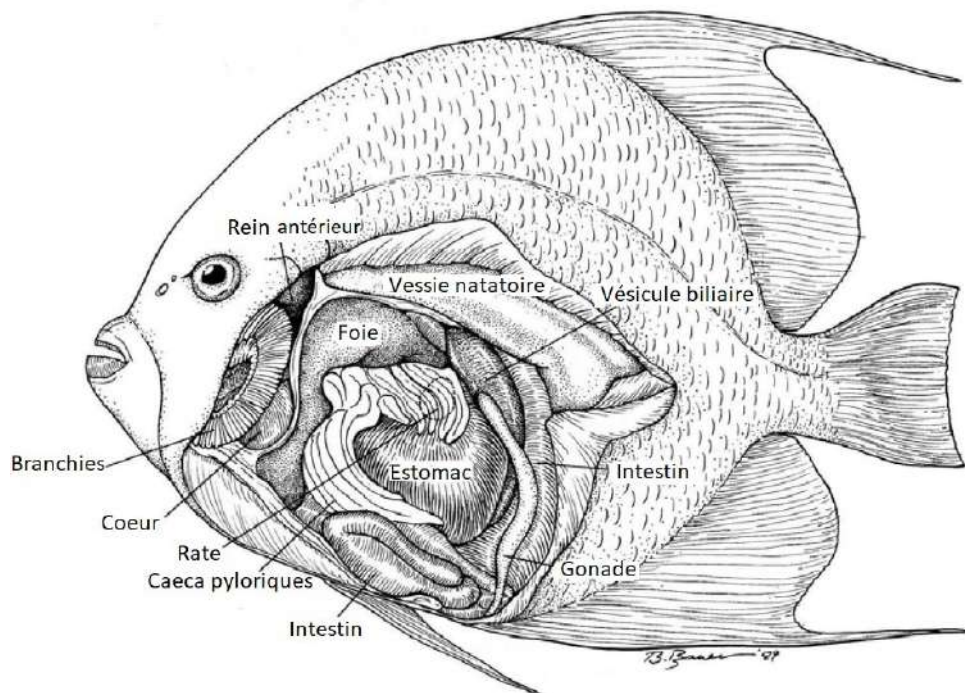
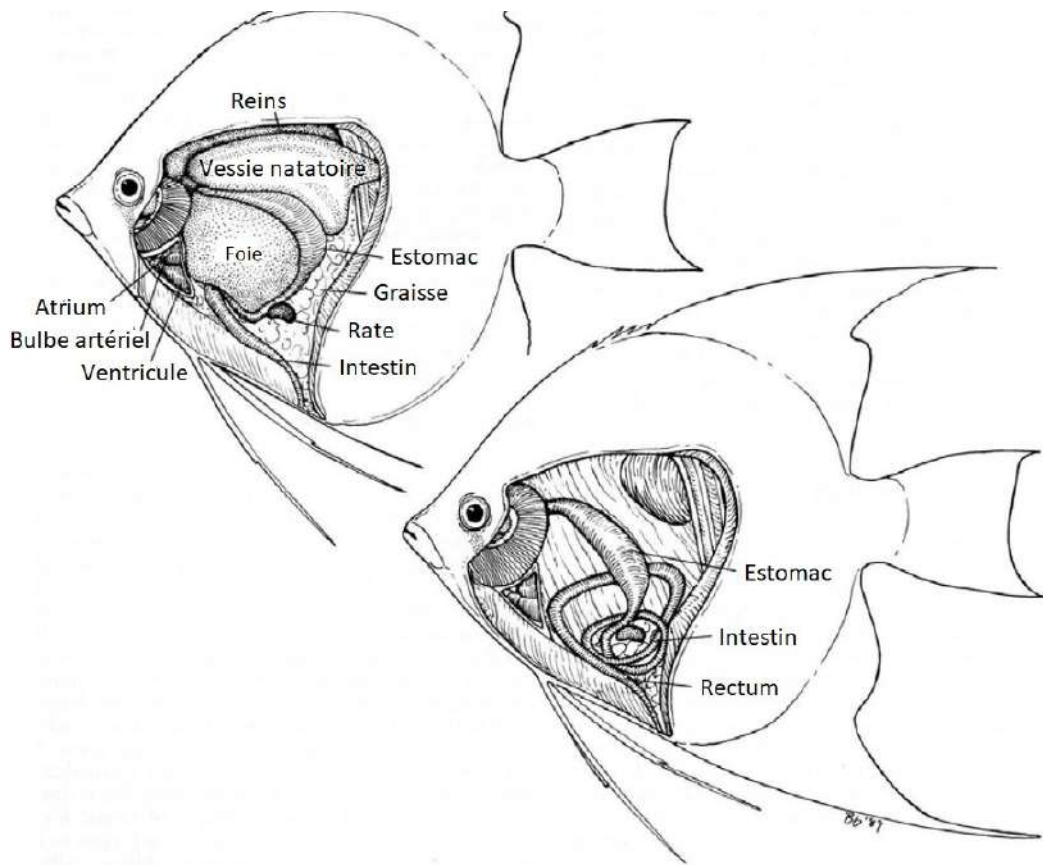


Schémas de différents systèmes de filtration pour aquarium. Adaptés de (Pool, 2001 ; Warren, 2016a)

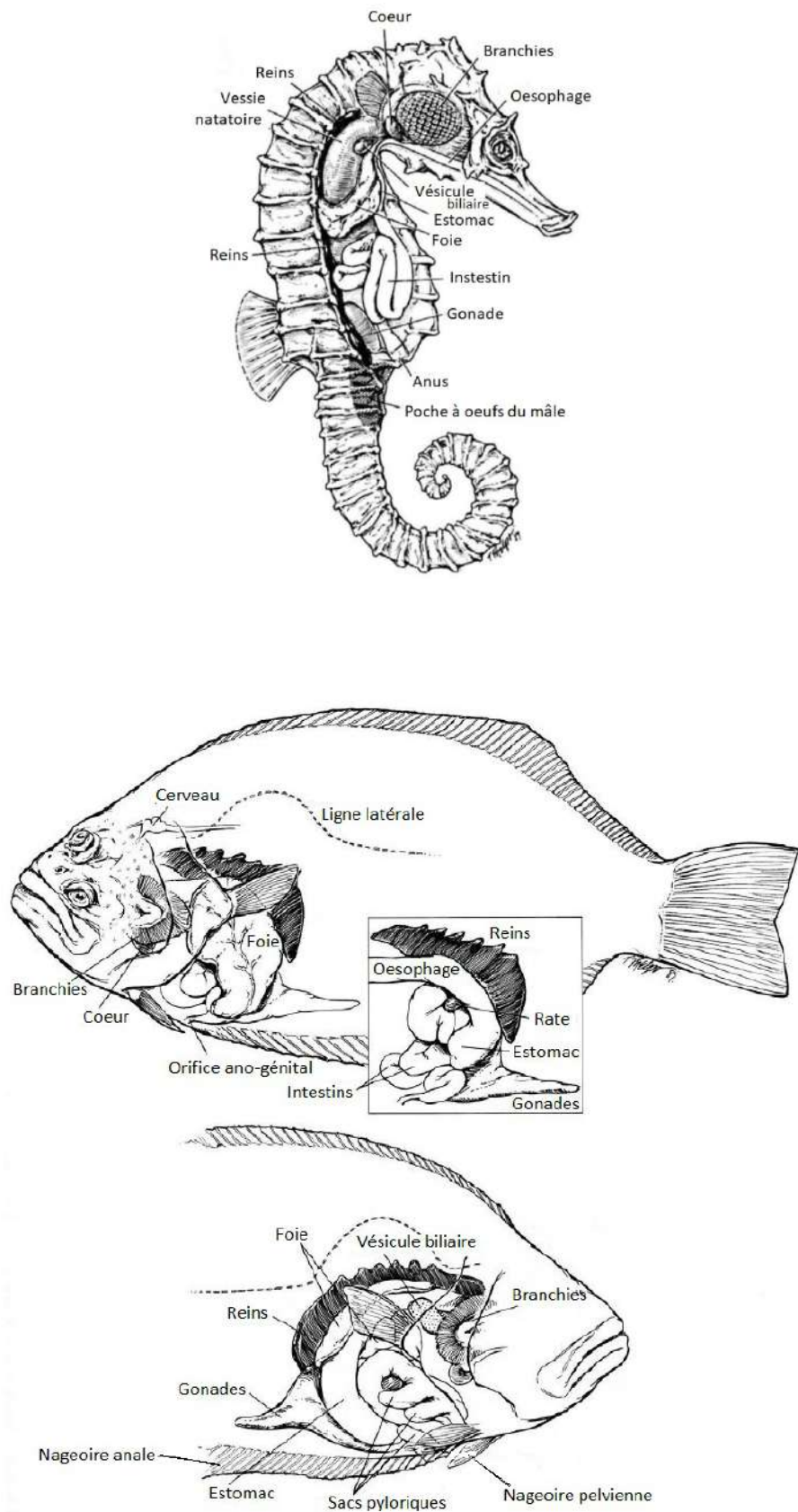
Annexe 6 : Anatomie interne de deux poissons osseux : un poisson chat (en haut) et un poisson rouge (en bas). Traduit de (Stoskopf, 1993d)



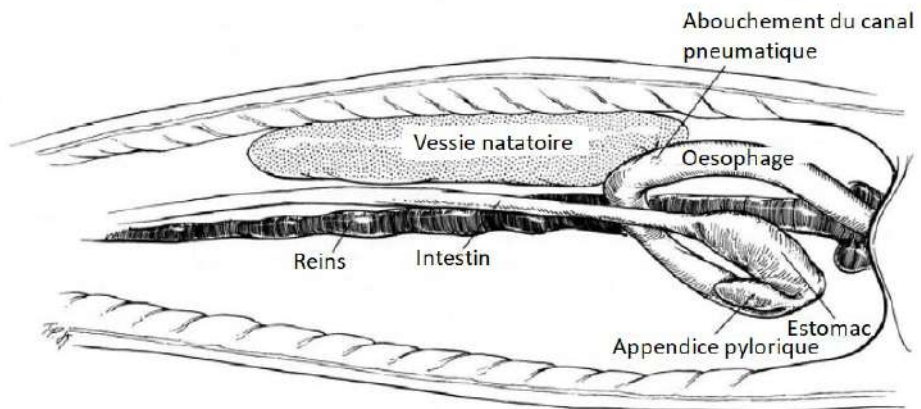
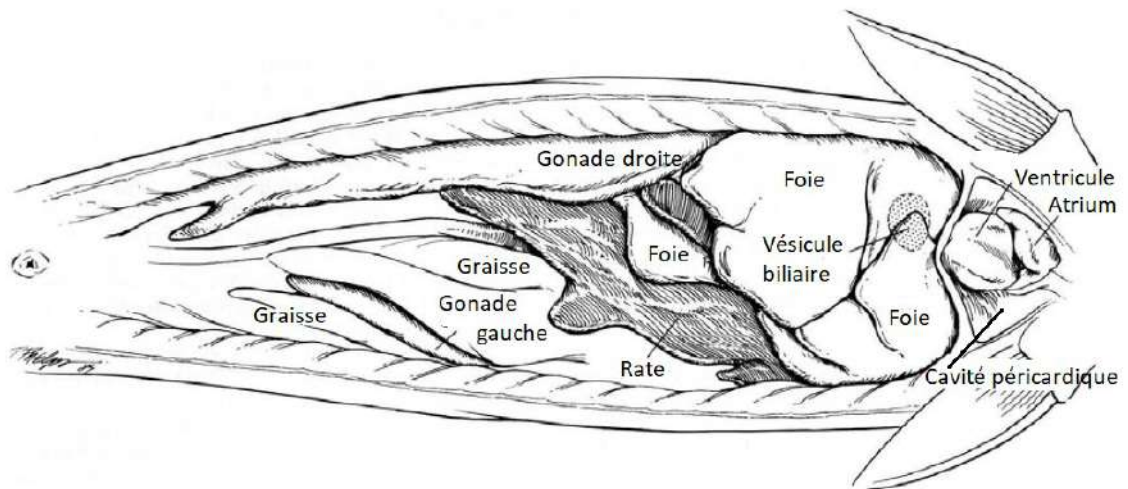
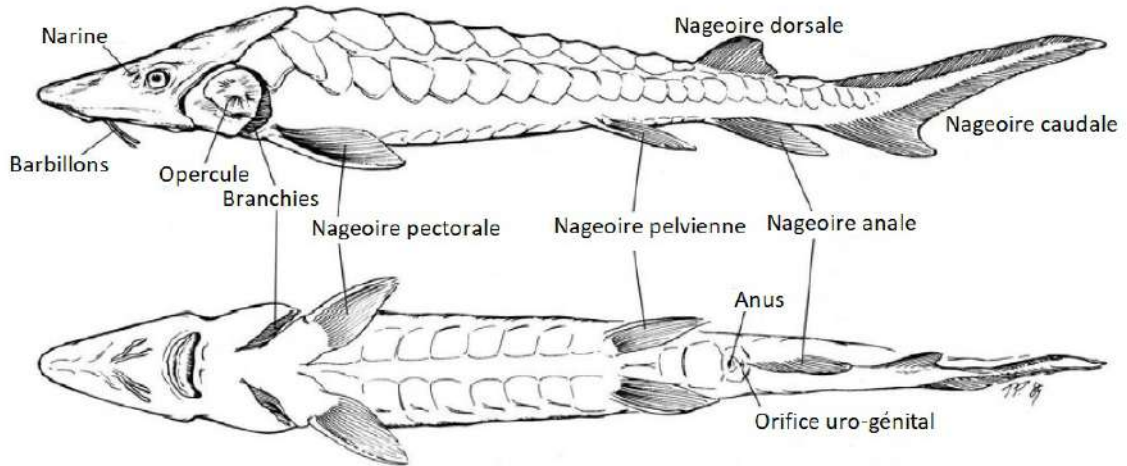
Annexe 7 : Schéma représentant l'anatomie interne chez un scalaire (en haut) et chez un poisson ange (en bas). Traduit de (Stoskopf, 1993d)



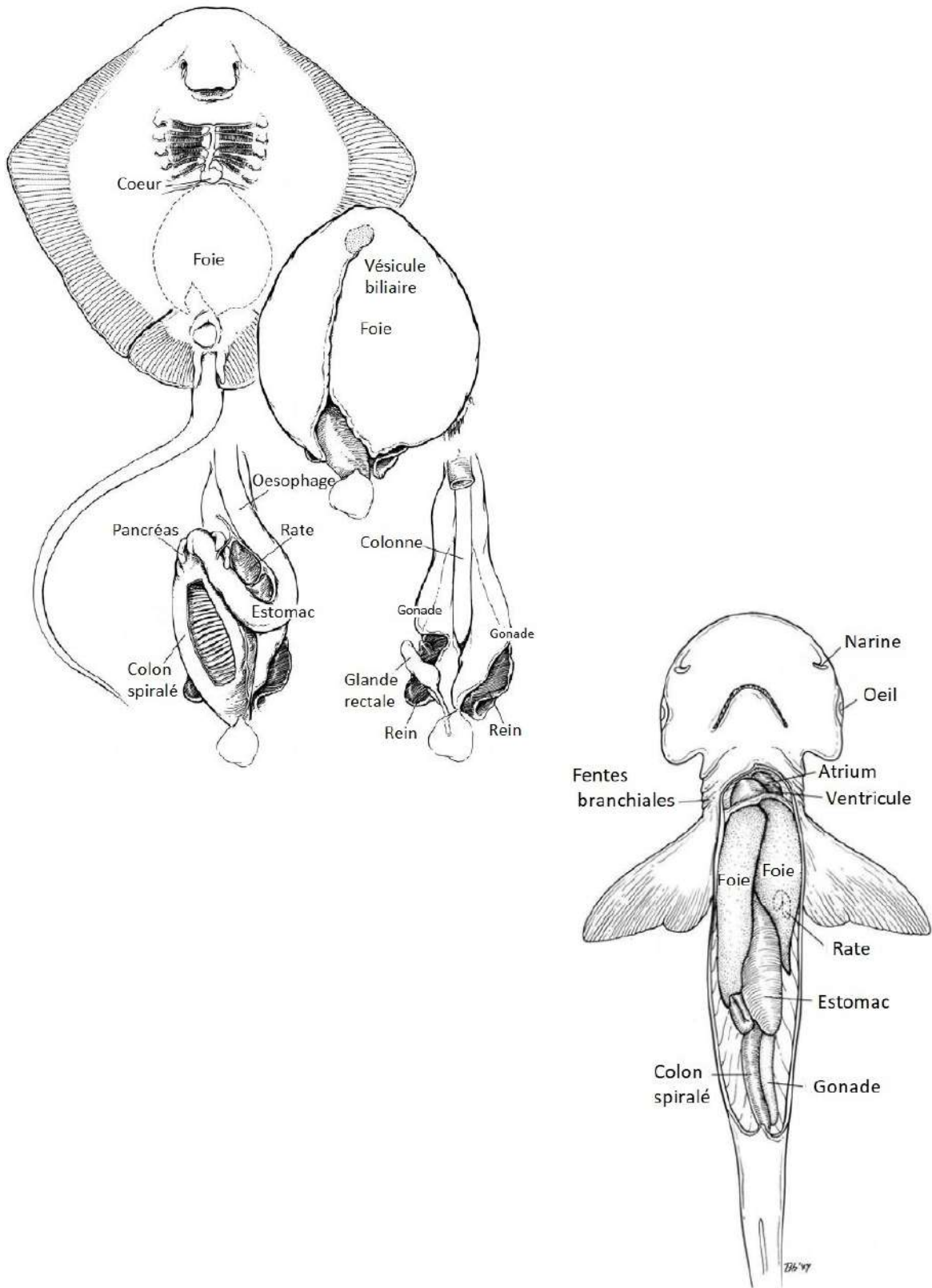
Annexe 8 : Schéma représentant l'anatomie interne de deux poissons osseux : un hippocampe (en haut) et un poisson pleuronectiforme (en bas). Traduit de (Stoskopf, 1993d)



Annexe 9 : Schéma représentant l'anatomie externe et interne d'un esturgeon.
Traduit de (Stoskopf, 1993d)



**Annexe 10 : Schéma représentant l'anatomie interne de deux élastmobranches :
une raie pastenague et un requin marteau. Traduit de (Stoskopf, 1993d)**



Annexe 11 : Questionnaire adressé aux vétérinaires NAC.

1. Nom de la structure vétérinaire :

2. Vous avez une activité :

- NAC exclusif
- NAC/CANINE
- Autre (veuillez préciser)

3. Depuis combien de temps exercez-vous ?

4. Les poissons d'ornement font-ils partie de votre champ d'exercice ?

- | | |
|--|--|
| <input type="checkbox"/> Oui dès que l'occasion se présente | <input type="checkbox"/> Non car c'est un domaine qui nécessite du matériel spécifique |
| <input type="checkbox"/> Oui lorsque vous estimez que vous avez les compétences requises | <input type="checkbox"/> Non car c'est un domaine qui ne vous intéresse pas |
| <input type="checkbox"/> Non car vous n'avez pas les connaissances nécessaires | <input type="checkbox"/> Non car ce n'est pas un domaine intéressant financièrement |
| <input type="checkbox"/> Autre (veuillez préciser) | |

5. A quelle fréquence êtes vous sollicité au sujet de poissons d'ornement ?

- | | |
|---|--|
| <input type="radio"/> Jamais | <input type="radio"/> Une fois par semaine |
| <input type="radio"/> Une fois par an | <input type="radio"/> Une fois par jour |
| <input type="radio"/> Une fois pas mois | |
| <input type="radio"/> Autre (veuillez préciser) | |

6. Comment prenez vous en charge des demandes de conseils sans demande de médicalisation ?

- "Vous n'êtes pas compétent."
- Vous refusez ce n'est pas du ressort du vétérinaire
- Vous référez l'appel à un confrère
- Vous conseillez la personne à titre gracieux et dans la mesure de vos connaissances
- Vous réalisez un audit de la situation (téléphonique, mail ou face à face) rémunéré
- Autre (veuillez préciser)

7. Vous arrive t il de recevoir des poissons dans votre structure (consultation/hospitalisation) ?

- Non car vous n'avez pas les moyens/connaissances nécessaires
- Non car les propriétaires refusent de déplacer leurs animaux
- Oui et vous refusez de prendre en charge un cas sans voir l'animal
- Oui lorsque la situation s'y prête (compétence/acceptation de propriétaire...)
- Autre (veuillez préciser)

8. D'après vous si les appels au sujet de poissons ne sont pas plus fréquents c'est parce que (plusieurs réponses possibles) :

- Les propriétaires ne savent pas qu'un vétérinaire peut exercer dans ce domaine
- les propriétaires considèrent que la gestion de ces problèmes se fait très bien sans intervention vétérinaire (maintenance, produits animalerie...)
- Les propriétaires ne sont pas prêts à faire l'effort financier
- Les propriétaires ne sont pas prêts à faire la démarche (temps, difficultés techniques...)
- Autre (veuillez préciser)

Annexe 12 : Questionnaire adressé aux animaleries du pourtour toulousain

Bonjour,

Je suis étudiant à l'école nationale vétérinaire de Toulouse et je réalise actuellement ma thèse sur la médecine des poissons d'ornement. Dans le cadre de ce projet j'aimerais en savoir d'avantage sur les attentes des propriétaires de poissons en ce qui concerne la gestion des maladies de leurs poissons. Je vous joins ce questionnaire à remplir, adressé au personnel et au(x) responsable(s) du rayon aquariophilie de votre structure. Je vous remercie par avance pour votre participation.

BLANC Jérôme (étudiant en cinquième année)
j.blanc_13@envt.fr

Toutes les informations ci-dessous seront utilisées uniquement dans la réalisation de ma thèse. Il s'agit d'un questionnaire anonyme, et les données ne seront publiées qu'une fois retravaillées et uniquement dans ma thèse. Les structures ayant répondu seront citées, mais il ne s'agit pas d'un travail comparatif et les réponses seront globalisées.

Pour chaque réponse à choix multiples une ou plusieurs réponses sont possibles.

1) Nom de la structure de vente :

.....

2) Quelle est votre place dans la structure ?

.....
.....

3) Depuis combien de temps travaillez-vous en rayon aquariophilie ?

.....
.....

4) Vos connaissances au sujet des maladies des poissons découlent de :

Une formation professionnelle (Précisez :
.....)

Votre expérience personnelle

Recherches sur des sites spécialisés ou de forums

Consultation d'ouvrages spécialisés

Autre (Précisez
.....)

« Vous n'en avez pas »

5) A quelle fréquence des propriétaires vous questionnent à propos de problèmes de santé de leurs poissons ?

une fois par semaine

une fois par mois

Plus (précisez :)

Moins (précisez :)

6) Comment réagissez-vous face à ces questions ? (une ou plusieurs réponses possibles)

Conseils appuyés sur des produits vendus dans votre structure

Conseils appuyés sur vos connaissances personnelles

Aiguillage vers une autre structure (précisez :
.....)

« Vous n'êtes pas compétent dans ce domaine »

7) Vous arrive-t-il de conseiller à des clients de s'adresser à un vétérinaire au sujet de la santé de leurs poissons? Oui Non

▪ Si oui :

Dès qu'un propriétaire évoque un problème de maladie

Lorsque le problème n'a pas été résolu lors de la première tentative

Lorsque le problème n'a pas été résolu lors de la deuxième tentative

Pour certains cas précis (Précisez :)

▪ Si non :

Car la prise en charge des problèmes d'aquariophilie ne nécessite pas l'intervention d'un vétérinaire

Car vous ne savez pas qu'un vétérinaire peut travailler dans le domaine des poissons d'ornement

Car vous ne connaissez pas de vétérinaire acceptant de soigner les poissons dans le secteur

8) Pensez-vous que des propriétaires soient prêts à consulter un vétérinaire ?

Oui

Non (Précisez la ou les raisons principales :
.....
.....
.....)

9) La clinique NAC de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse développe la prise en charge médicale de poissons d'ornement. Seriez-vous susceptible d'en parler aux clients de ce magasin ?

Oui

Non

10) Si vous voulez ajouter quelque chose, toute remarque est la bienvenue :
.....
.....

MERCI DE VOTRE PARTICIPATION

Annexe 13 : Questionnaire adressé aux aquariophiles français

* 1. Quel type d'aquariophilie pratiquez vous essentiellement ?

Précisez succinctement les espèces maintenues (si trop long : familles, type...)

* 2. Depuis combien de temps avez vous des aquarium ?

- moins de 1 an
- de 1 à 5 ans
- de 5 à 10 ans
- plus de 10 ans

* 3. Lorsque vos poissons présentent des problèmes de santé, vous :

- laissez faire par manque de connaissances, de temps, ou d'intérêt
- gérez cela par des traitements de soutien uniquement (changements d'eau, amélioration des conditions de maintenance, isolement, nourriture...)
- pratiquez de l'automédication (sel, produits disponibles en libre accès, produits d'animalerie...)
- faites appel à une aide extérieure

* 4. Si vous faites appel à une aide extérieure il s'agit (la plupart du temps) :

- d'une connaissance non professionnelle (aquariophile, ami, question sur un forum)
- d'un vendeur d'animalerie
- d'un professionnel de l'entretien d'aquarium
- d'un vétérinaire dont l'exercice ne comprend pas spécifiquement les poissons
- d'un vétérinaire dont l'exercice comprend spécifiquement les poissons (aquaculture...)

* 5. Avez vous déjà fait appel à un vétérinaire au sujet de vos poissons ?

- Oui
- Non

* 6. Connaissez vous un vétérinaire que vous pourriez consulter au sujet de vos poissons ?

- Oui
- Non

* 7. Quelle est la raison **principale** qui limite pour vous le recours à un vétérinaire dans le cadre d'un problème de santé sur des poissons :

- le prix
- le faible nombre de vétérinaire qui accepte de se pencher sur le sujet (voir l'absence localement)
- le manque de confiance
- l'inutilité (les problèmes de santé se gèrent très bien sans vétérinaire)
- vous n'avez jamais pensé qu'un vétérinaire puisse prendre en charge des poissons

* 8. Quelle est la **deuxième** raison qui limite pour vous le recours à un vétérinaire dans le cadre d'un problème de santé sur des poissons :

- le prix
- le faible nombre de vétérinaire qui accepte de se pencher sur le sujet (voir l'absence localement)
- le manque de confiance
- l'inutilité (les problèmes de santé se gèrent très bien sans vétérinaire)
- vous n'avez jamais pensé qu'un vétérinaire puisse prendre en charge des poissons

* 9. Quels sont selon vous les domaines dans lesquels les vétérinaires pourraient apporter leur aide en aquariophilie (plusieurs réponses possibles) :

- maladies infectieuses (bactéries, parasites, virus)
- conseils en traitements, fourniture en médicaments adaptés
- conseils en alimentation
- information en législation
- information en biologie et physiologie des poissons, et formation en détection des symptômes
- conseils en maintenance/zootchnie (population choisie, qualité d'eau...)
- intervention médicale et chirurgicale
- analyses (bactériologie, observation microscopes, prélèvements divers...)
- euthanasie

* 10. Depuis quelques années se développent en France des structures vétérinaires à exercice orienté vers la clinique des animaux exotiques. Si les poissons d'ornement faisaient partie de leur champs d'action, pensez vous pouvoir être amené à les consulter localement ?

- Oui
- Non

TITRE : MEDECINE DES POISSONS D'AQUARIUM ET PLACE DU VETERINAIRE DANS SON DEVELOPPEMENT EN FRANCE

La médecine des poissons d'aquarium est aujourd'hui un domaine peu développé en France malgré l'existence d'une demande de la part de particuliers. Cette thèse offre une base documentaire au vétérinaire praticien désireux de développer cette médecine pour sa patientèle. Y est présenté le déroulement général de la prise en charge médicale d'un poisson, en commençant par les informations d'anamnèse qui lui sont particulières ainsi que son examen clinique. Sont explicités les examens complémentaires envisageables, les moyens de sédation et d'anesthésie, et les options médicales et chirurgicales sur ce type d'animal. Les particularités de l'hospitalisation du poisson ainsi que les techniques d'autopsie et d'euthanasie sont également présentées. La seconde partie de ce travail vise à caractériser la place actuelle de la médecine individuelle du poisson en France et de ses perspectives, au moyen de trois sondages effectués auprès d'aquariophiles, d'animaleries et de vétérinaires.

MOTS-CLÉS : Poisson, Aquariophilie, Médecine individuelle, NAC

TITLE : PET FISH VETERINARY MEDICINE AND VETERINARIANS' ROLE IN ITS DEVELOPMENT IN FRANCE

Pet fish medicine still is an underdeveloped field in France today although there is a substantial demand among the public. This thesis provides documentary resources for veterinarians who wish to develop it in their practice. It describes the general course of pet fish medical care, starting with a specific anamnesis, as well as clinical examination methods. It explores relevant supplementary examinations, sedation and anesthesia methods, and medical and surgical options with this type of animals. It also outlines the specifics of fish hospitalization, autopsy and euthanasia techniques. The second part of this work aims to determine the relevance of personalized fish medicine in France and its prospects through surveys of aquarists, pet shops, and veterinarians.

KEY-WORDS : Fish , Aquarist, Individual medicine, Exotic pets