



## **4.0 Prélèvements sanguins sur des poissons à nageoires**

*NB : Le genre masculin est utilisé comme générique à seule fin d'alléger le texte.*

### **4.1 Introduction:**

Ce modèle est destiné aux personnes chargées de former le personnel et les étudiants du ministère des Pêches et des Océans (MPO) aux prélèvements sanguins sur des poissons à nageoires. Les modèles de formation fournissent les bases requises pour un cours de formation, mais le formateur peut utiliser des outils pédagogiques supplémentaires s'il le souhaite.

Un formateur chevronné doit faire une démonstration des méthodes décrites dans ce modèle puis estimer que les participants sont capables de suivre une ou plusieurs des procédures avant de les autoriser à effectuer des prélèvements sanguins sans supervision directe. La formation pratique du personnel est une condition sine qua non pour que le Conseil canadien de protection des animaux (CCPA), dont le MPO est membre, approuve les installations. Ce modèle fait partie d'une série complète, élaborée par la Direction des sciences du MPO, sur la formation des utilisateurs d'animaux aquatiques d'expérimentation.

### **4.2 Raison d'être**

Dans le cadre de la recherche scientifique, il est souvent nécessaire de prélever du sang sur un poisson, notamment pour des examens hématologiques, bactériologiques et parasitologiques, et la détermination des paramètres de chimie clinique et de l'hématocrite. D'un point de vue éthique, les chercheurs se doivent de réduire au minimum la douleur et/ou la détresse de tous les animaux d'expérimentation soumis à des prélèvements en laboratoire. Seules les méthodes réputées acceptables par le CCPA doivent être pratiquées.

### **4.3 Autorité**

Le vétérinaire (membre du personnel ou consultant) ou le Comité de protection des animaux sont tenus de fournir des informations sur les méthodes de prélèvement sanguin expérimentées sur les différentes espèces de poissons à l'étude dans leur région respective. Le Comité de protection des animaux peut déléguer l'enseignement de ces procédures à un formateur possédant une compétence et une expérience avérées dans les domaines de l'anatomie et de l'anesthésie. Cette personne devra en outre avoir obtenu par le passé d'excellents résultats en termes de survie des poissons ayant subi des prélèvements sanguins selon les techniques faisant l'objet de cette formation. Avant de commencer les exercices pratiques, le personnel doit être formé aux méthodes de prélèvement sanguin adaptées à l'espèce et à la taille des poissons à l'étude.

### **4.4 Objectifs de cette formation**

1. Apprendre les méthodes humanitaires de prélèvements sanguins sur des poissons anesthésiés.



2. Comprendre les conséquences de chaque méthode de prélèvement sur les poissons et donc les risques inhérents à la méthode choisie et à l'échantillon prélevé.
3. Comprendre les fonctions et la physiologie du système circulatoire chez le poisson.
4. Apprendre à manipuler délicatement les poissons quand des individus vivants sont utilisés pour cette partie de la formation.
5. Comprendre les techniques appropriées de désinfection à respecter après la procédure (informez les participants des procédés normalisés de fonctionnement en matière de biosécurité applicables sur le site).

#### **4.5 Formation théorique (à étudier avant les travaux pratiques)**

1. « Les poissons d'expérimentation ».
2. Les lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests (2005), section sur le prélèvement de liquides organiques.
3. Avoir suivi les modèles sur l'anatomie et la physiologie, l'anesthésie, et l'euthanasie, ou bien avoir de l'expérience ou une formation dans ces trois domaines.
4. Formation SIMDUT.
5. Synthèse théorique incluse en annexe A (Sang et système circulatoire chez les poissons).

#### **4.6 Détails de la procédure**

##### **Exercice élémentaire :**

Durant la séance de formation, les participants peuvent étudier les méthodes de prélèvement sanguin suivantes :

1. Prélèvement sanguin par ablation de la queue chez de petits poissons euthanasiés au préalable.
2. Prélèvement sanguin par ponction de la veine caudale.
3. Prélèvement sanguin par ponction de l'aorte dorsale.

##### **Exercice avancé :**

4. Prélèvement sanguin par ponction cardiaque.

##### **4.6.1. Durée prévue de la séance de travaux pratiques**

**Préparation :** 1 heure

**Théorie et pratique :** 2 heures

##### **4.6.2 Matériel nécessaire**

- Poissons : la quantité d'individus est fonction du nombre de participants ; les espèces utilisées dépendent quant à elles de la disponibilité et des besoins du site.
- TMS<sup>MD</sup> (et tampon de NaHCO<sub>3</sub> si l'anesthésie est pratiquée dans de l'eau douce)



- Épuisette
- Récipient pour le bain anesthésiant
- Diffuseurs (pierres d'aération) et air comprimé ou oxygène
- Thermomètre
- Gants et lunettes antiéclaboussures à porter durant la manipulation des poissons ou de la solution anesthésiante
- Désinfectant pour nettoyer les installations après le prélèvement sanguin
- Éponge douce ou petit tissu absorbant pour empêcher l'épanchement muqueux pendant le prélèvement sanguin
- Scalpel ou couteau aiguisé pour l'ablation de la queue
- Papier absorbant pour éponger le sang résultant de l'ablation
- Aiguilles stériles ou aiguilles Vacutainer<sup>MD</sup> (selon la taille du poisson)
- Seringue ou tube Vacutainer<sup>MD</sup> pour le prélèvement des échantillons sanguins (selon la quantité de sang à prélever et la taille du poisson)
- Barillet Vacutainer<sup>MD</sup>
- Portes-tubes pour les tubes de prélèvement sanguin
- Tubes à hématocrite
- Pâte à modeler ou cire pour obturer les tubes à hématocrite (Critoseal<sup>MD</sup>)
- Collecteur d'aiguilles

#### 4.6.3 Procédure

Le formateur doit montrer toutes les procédures aux participants avant de les autoriser à mettre en pratique ces techniques. Les poissons sacrifiés au cours du module sur l'euthanasie font d'excellents individus d'expérimentation des techniques enseignées.

C'est aux formateurs de juger quelles sont les procédures les plus adaptées aux espèces courantes à l'étude dans les installations en question. Il est recommandé d'enseigner aux participants toutes les techniques mentionnées dans ce modèle ; ils pourront ainsi choisir la solution appropriée lorsqu'ils devront effectuer des prélèvements sanguins sur des poissons de différentes espèces.

#### Exercice élémentaire

##### 4.6.3.1 Matériel pour les prélèvements sanguins

##### Mesures relatives à la sécurité humaine

- Expliquez les mesures relatives à la sécurité humaine en passant en revue le matériel nécessaire pour les prélèvements sanguins.
- Portez systématiquement des gants quand vous manipulez du matériel de prélèvement sanguin. Cette précaution n'empêche pas les accidents, mais elle tend à diminuer les risques de contamination.



- Ne tentez jamais de recapuchonner les aiguilles. Après usage, il faut, systématiquement et immédiatement, les jeter dans un collecteur d'aiguilles.
- Ne remplissez jamais excessivement un collecteur d'aiguilles. Il faut se conformer à la ligne de remplissage recommandée sur la boîte.
- Placez le collecteur d'aiguilles dans votre zone de travail afin de ne pas avoir à transporter les aiguilles usagées en dehors de cette zone.
- Assurez-vous que votre zone de travail est propre et que l'ensemble du matériel nécessaire à la procédure est à portée de main. Prévoyez un espace de travail suffisamment grand pour obtenir l'échantillon sanguin sans risquer de contaminer le matériel de prélèvement au cas où le poisson aurait des mouvements réflexes courants lors de la piqûre. Pour les prélèvements *in situ*, il est recommandé d'étendre un filet à mailles fines sur l'ensemble du plan de travail pour ne pas perdre du matériel (notamment les aiguilles) qui pourrait tomber accidentellement au cours du prélèvement.

### Choix du matériel

- Passez en revue tout le matériel disponible pour les prélèvements sanguins : aiguilles de différents calibres et longueurs, nombreux types et tailles de seringues, tubes à hémocrite et Critoseal<sup>MD</sup>, aiguilles et tubes Vacutainer<sup>MD</sup>, etc.
- Insistez sur le rapport entre le calibre d'une aiguille et sa longueur (p. ex. : une aiguille 20 G est plus grande qu'une aiguille 30 G).
- Passez en revue l'équipement de sécurité et expliquez comment l'utiliser : les portes-tubes servent à tenir les tubes remplis de sang, les collecteurs d'aiguilles servent à jeter les aiguilles usagées, etc.
- Signalez le calibre et la longueur d'aiguille qui conviennent pour les prélèvements sanguins sur les poissons à l'étude.
- Passez en revue les modèles de tubes Vacutainer<sup>MD</sup> les plus courants et choisissez le type et la taille qui conviennent aux poissons à l'étude. Les participants doivent voir avec le chercheur principal quels sont les tubes appropriés pour les prélèvements sanguins recueillis à des fins de recherche. Voici une liste non exhaustive des modèles de tubes Vacutainer<sup>MD</sup> disponibles :



- Bouchon rouge : sans additif. Prévu pour les prélèvements de sérum et les examens bactériologiques et parasitologiques.
  - Bouchon vert : avec héparine de lithium ou sodium (anticoagulant). Prévu pour la détermination des paramètres de chimie clinique et les prélèvements de plasma.
  - Bouchon lavande : avec EDTA (anticoagulant). Prévu pour les prélèvements de sang total destinés aux examens hématologiques. L'EDTA interfère avec certains tests, il ne faut donc pas utiliser ces tubes pour les analyses chimiques.
  - Bouchon gris : avec fluorure de sodium. Prévu pour les mesures de la glycémie.
  - Bouchon bleu clair : avec citrate de sodium. Prévu pour les tests de coagulation.
- 
- Choisissez le tube ou la seringue adaptés aux poissons à l'étude. L'utilisation d'une seringue ou d'un tube trop grands peut conduire à une diminution significative des réserves de sang chez les plus petits poissons et engendrer un stress excessif et/ou la mort. Des tubes pédiatriques ou des seringues de 1 ml peuvent être utilisés pour les prélèvements sanguins sur les petits poissons.
  - Expliquez aux participants comment monter correctement les aiguilles sur les seringues ou les tubes Vacutainer<sup>MD</sup> et comment les retirer.
  - Insistez sur l'importance de se sentir à l'aise avec le matériel de prélèvement avant de l'utiliser sur un poisson vivant.
  - Les participants doivent s'entraîner à tirer et à pousser le piston de la seringue. Ils peuvent, par exemple, s'exercer sur une orange en prélevant un petit peu de jus avec une aiguille montée sur une seringue.
  - Les participants doivent s'entraîner à placer un tube Vacutainer<sup>MD</sup> dans un barillet (équipé d'une aiguille) sans endommager le bouchon maintenant le tube sous vide, ce qui le rendrait inutilisable pour le prélèvement sanguin. En effet, le vide est nécessaire pour que le sang soit aspiré dans le tube après l'introduction de l'aiguille dans la veine ou l'aorte du poisson.

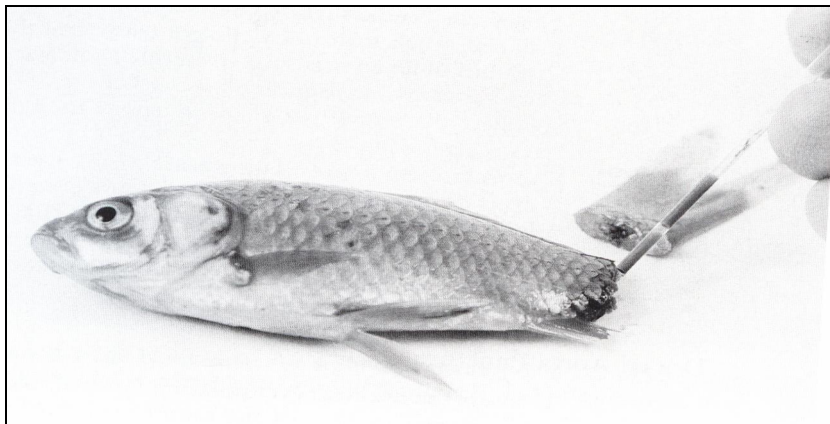
**Nota :** Les procédures et photographies suivantes ont été adaptées avec l'autorisation de l'auteur du chapitre 4 « Aseptic Bacterial Examination of Finfish » de l'ouvrage de Whitman K.A. *Finfish and Shellfish Bacteriology*



*Manual. Techniques and Procedures*, Iowa (USA), Blackwell Publishing, Iowa State Press, 2004.

#### 4.6.3.2. Ablation de la queue

- Un échantillonnage létal par ablation de la queue pourra s'avérer nécessaire pour les poissons trop petits pour subir un prélèvement par un système aiguille-seringue ou un système Vacutainer<sup>MD</sup>.
- Euthanasiez un poisson. Référez-vous au modèle sur les méthodes d'euthanasie admises.



Prélèvement sanguin sur un cyprin doré (*Carassius auratus*). (Photo R. Hebb.)

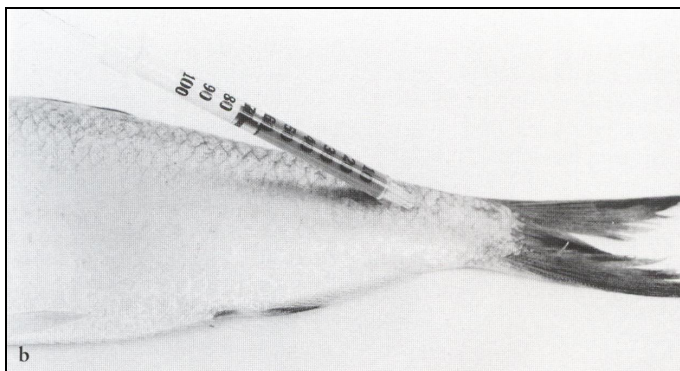
- Sectionnez le pédoncule caudal à l'aide d'un scalpel ou d'un couteau aiguisé.
- Remplissez un tube à hématocrite avec le sang s'échappant de la veine caudale.
- Obturez l'une des extrémités du tube à hématocrite avec le Critoseal<sup>MD</sup>.
- Éliminez la carcasse du poisson ainsi que les déchets selon les procédés normalisés de fonctionnement du site.



#### 4.6.3.3 Ponction de la veine caudale



(a) Prélèvement sanguin sur une alose savoureuse (*Alosa sapidissima*) par ponction de la veine caudale (vue ventrale). (Photo R. Hebb.)



(b) Vue latérale. (Photo R. Hebb.)

- Insérez une aiguille montée sur une seringue ou un système Vacutainer<sup>MD</sup> sous la peau de la ligne médiane ventrale du pédoncule caudal d'un poisson anesthésié ou récemment euthanasié.
- Une approche latérale est également possible. Dans ce cas, insérez l'aiguille sous les écailles de la partie médiane de la queue, juste au-dessous de la ligne latérale, en formant un angle de 45° avec l'axe longitudinal du poisson et en direction du crâne.
- Faites progresser l'aiguille vers la colonne vertébrale jusqu'à la base de la colonne.





- Retirez l'aiguille d'une fraction de millimètre et prélevez l'échantillon de sang.
- Retirez l'aiguille et jetez-la dans un collecteur d'aiguilles.
- Remettez le poisson dans un bac de récupération ou dans son bassin d'origine et surveillez le processus de réveil.
- Préparez l'échantillon de sang pour qu'il soit traité conformément aux instructions du formateur.
- Nettoyez la zone de travail selon les procédés normalisés de fonctionnement du site.

#### 4.6.3.4 Ponction de l'aorte dorsale



Prélèvement sanguin sur un saumon atlantique (*Salmo salar L.*) par ponction de l'aorte dorsale. (Photo R. Hebb.)

- Insérez une aiguille montée sur une seringue ou un système Vacutainer<sup>MD</sup>, biseau vers le haut, le long de la ligne médiane dorsale de la bouche, juste après la jointure du deuxième arc branchial d'un poisson anesthésié ou récemment euthanasié.
- Prélevez un échantillon de sang.
- Retirez l'aiguille et jetez-la dans un collecteur d'aiguilles.
- Remettez le poisson dans un bac de récupération ou dans son bassin d'origine et surveillez le processus de réveil.





- Préparez l'échantillon de sang pour qu'il soit traité selon les instructions du formateur.
- Nettoyez la zone de travail selon les procédés normalisés de fonctionnement du site.

### Exercice avancé

- Le prélèvement sanguin par ponction cardiaque est souvent réalisé sur des poissons euthanasiés. Il peut néanmoins être mené à bien sur des poissons anesthésiés après avoir suivi une formation appropriée.
- Les formateurs doivent faire la démonstration de cette méthode sur plusieurs poissons pour s'assurer que les participants sont bien au fait des risques potentiels inhérents à cette méthode de prélèvement.
- Les participants ne doivent pas être autorisés à pratiquer un prélèvement sur des poissons vivants sans de solides connaissances de l'anatomie et de la physiologie du cœur.
- Il serait utile que les participants dissèquent un spécimen sacrifié pour observer l'endroit précis (bulbe artériel) où ils doivent introduire l'aiguille, et pour constater le traumatisme pouvant être subi par le cœur d'un poisson après un prélèvement sanguin.
- Les participants devront s'entraîner sur plusieurs spécimens euthanasiés afin de peaufiner leur technique et de prendre de l'assurance avant de pratiquer un prélèvement sur un poisson vivant.

#### 4.6.3.5 Ponction cardiaque



Prélèvement sanguin sur une alose savoureuse (*Alosa sapidissima*) par ponction cardiaque. (Photo R. Hebb.)



- Tenez l'aiguille montée sur une seringue ou le système Vacutainer<sup>MD</sup> perpendiculairement à la peau, puis insérez-la légèrement au-dessous de la pointe de l'échancrure en V formée par l'opercule et l'isthme d'un poisson anesthésié ou récemment euthanasié.
- Prélevez le sang quand l'aiguille pénètre dans le bulbe artériel.
- Retirez l'aiguille et jetez-la dans un collecteur d'aiguilles.
- Remettez le poisson dans un bac de récupération ou dans son bassin d'origine et surveillez le processus de réveil.
- Préparez l'échantillon de sang pour qu'il soit traité selon les instructions du formateur.
- Nettoyez la zone de prélèvement selon les procédés normalisés de fonctionnement du site.

#### **4.6.4 Après la séance pratique**

- Si des poissons vivants sont utilisés pour cette formation, surveillez-les davantage au cours des 2 à 3 semaines suivant la manipulation.
- Donnez des instructions claires aux participants concernant l'élimination des aiguilles, objets tranchants et carcasses.
- Les bains anesthésiants doivent être éliminés conformément aux dispositions locales relatives à la gestion des déchets.
- Désinfectez la zone de travail après la manipulation (informez les participants des procédés normalisés de fonctionnement en matière de biosécurité applicables sur le site).
- Les participants doivent se laver les mains avec du savon désinfectant.
- Mettez à jour vos notes en y indiquant le nombre de poissons euthanasiés pendant cette séance (s'il y en a).
- Mettez également à jour vos notes sur l'utilisation des médicaments en y incluant l'utilisation des anesthésiques.



#### **4.7 Notes du CPA**

- Spécificités locales à intégrer à la formation (p. ex. : les espèces).
- Autorisation nécessaire pour enseigner/liste des éventuels formateurs pour votre région.
- Toute autre condition particulière pour votre région.



## ANNEXE A

### Synthèse théorique : Sang et système circulatoire chez les poissons

#### Références :

Les lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des poissons en recherche, en enseignement et dans les tests (2005).

Bone, Q. et Marshall, N.B., *Biology of Fishes*, New York (USA) : Blackie & Sons Ltd., 1982.

Evans, H.E., « Anatomy of tropical fishes » dans Gratzek, J.B. et Matthews, J.R. (Éds.), *Aquariology Master Volume, The Science of Fish Health Management*, New Jersey (USA) : Tetra Press Publication, 1992.

Iwama, G.K. et Farrell, A.P., « Disorders of the Cardiovascular and Respiratory System » dans Leatherland, J.F. et Woo, P.T.K. (Éds.), *Fish Diseases and Disorders: Volume 2, Non-infectious disorders*, Oxford : Oxford University Press, CABI International, 1998.

Reinert, R.E., « Fish physiology » dans Gratzek, J.B. et Matthews, J.R. (Éds.), *Aquariology Master Volume, The Science of Fish Health Management*, New Jersey (USA) : Tetra Press Publication, 1992.

Whitman, K.A., *Finfish and Shellfish Bacteriology Manual - Techniques and Procedures*, Iowa (USA) : Blackwell Scientific, Iowa State Press, 2004.

#### Définitions

- **Anticoagulant** : additif chimique qui inhibe la coagulation.
- **Érythrocyte** : hématie, ou globule rouge (GR). Cellule sanguine nucléée (chez les non mammifères) sans granulation contenant l'hémoglobine, le pigment qui permet de transporter l'oxygène dans l'organisme et donne la couleur rouge au sang.
- **Hématocrite** : pourcentage du volume globulaire par rapport au volume total.
- **Hématopoïèse** : formation et croissance des cellules sanguines.



- **Leucocytes** : également appelés globules blancs. Terme englobant toute cellule sanguine nucléée et non pigmentée. Le sang des poissons en contient plusieurs types : 4 à 40 % de granulocytes (divisés en neutrophiles, éosinophiles et basophiles, selon la nature des colorants qu'ils fixent) et des lymphocytes, des monocytes et des thrombocytes granuleux.
- **Lymphoïde** : constitué d'un tissu proche de celui des ganglions lymphatiques.
- **Lymphocyte** : leucocyte granuleux du sang périphérique, formé dans le tissu lymphatique.
- **Monocyte** : variété de grands leucocytes mononucléaires, présentant un noyau très irrégulier, un cytoplasme gris ardoise et une granulation azurophile. Le monocyte se transforme en macrophage lorsqu'il migre du sang vers les tissus.
- **Myéloïde** : relatif à la moelle osseuse ou à la moelle épinière.
- **Plasma** : partie liquide du sang renfermant des sels minéraux et des protéines, ce qui la distingue des corpuscules.
- **Sérum** : partie liquide du sang qui reste après la coagulation et l'extraction des cellules sanguines.
- **Thrombocyte** : cellule sanguine intervenant dans la coagulation.

#### **Sang et système circulatoire du poisson**

- Les cellules sanguines se forment principalement dans le rein et la rate, et dans une moindre mesure dans le foie, la sous-muqueuse intestinale et le thymus.
- Les érythrocytes prennent une forme ovale et sont nucléés.
- Les leucocytes se distinguent par leur forme et leurs fonctions mais ils sont tous nucléés. Il existe au moins cinq sous-groupes différents de globules blancs.
- Certains poissons des zones arctiques souffrent d'une carence en hémoglobine ; leur sang est donc de couleur claire. À des températures basses, l'oxygène peut être transporté en solution simple dans le plasma.



- Les téléostéens (poissons osseux) ont des vaisseaux lymphatiques, mais pas de ganglions lymphatiques.
- La vessie natatoire possède des réseaux de capillaires, ou *retia mirabilia*, qui assurent les échanges gazeux (oxygène, azote).
- Chez les gros poissons comme le thon, le réseau de capillaires permet les échanges gazeux et thermique dans la strie du muscle rouge (contraction aérobie lente) situé le long du flanc du poisson.
- L'oviducte et la paroi ovarienne des poissons vivipares et ovovivipares comportent des réseaux qui permettent l'échange de nutriments et peuvent être assimilés à des placentas.
- Les poissons ont une circulation simple via le cœur. Tout le sang expulsé du cœur passe au minimum par deux séries de réseaux capillaires : les capillaires des branchies et ceux des organes.
- Le sang présent dans le système circulatoire transporte l'oxygène jusqu'aux tissus et emporte leur gaz carbonique (CO<sub>2</sub>). Ses propriétés varient selon les poissons, en fonction de leurs demandes métaboliques et de la manière dont ils puisent l'oxygène et rejettent le CO<sub>2</sub>.
- Ce sont les vaisseaux hypobranchiaux des branchies et non ceux de l'aorte dorsale qui alimentent la paroi cardiaque. Quelques espèces de poissons ont une artère coracoïde qui prend naissance au niveau de l'aorte dorsale et alimente en sang la région caudale du cœur.
- La pseudobranchie reçoit une alimentation sanguine spéciale provenant de l'un des canaux de l'artère branchiale efférente, appelée artère mandibulaire.
- Tout le sang veineux provenant des organes, des parois du corps et des nageoires retourne au cœur via des veines superficielles et profondes.
- Le sinus veineux sert de réceptacle au sang veineux désoxygéné provenant du reste du corps et permet d'assurer un flux sanguin régulier dans l'atrium. Les veines hépatiques et la veine jugulaire antérieure débouchent directement dans le sinus veineux. Les veines cardinales antérieure et postérieure se réunissent pour former la veine cardinale commune (canal de Cuvier) avant de se jeter dans le sinus veineux.



- Le sang circule depuis l'atrium jusqu'au ventricule, qui, à chaque contraction (phase systolique du battement cardiaque), évacue le sang vers le bulbe artériel (chez les téléostéens) et vers le cône artériel (chez les autres espèces de poissons).
- Au moment du relâchement ventriculaire (phase diastolique du battement cardiaque), le phénomène de haute pression persiste dans le bulbe artériel et permet de maintenir un flux sanguin homogène dans l'aorte ventrale.
- Les valvules présentes entre le bulbe et le ventricule empêchent le sang de refluer au cours de la phase diastolique.
- Le sang afflue depuis le bulbe artériel vers la courte aorte ventrale (canal d'évacuation vers les branchies). L'aorte ventrale se subdivise en paires d'artères branchiales afférentes vers les arcs branchiaux.
- Au sortir des capillaires branchiaux, le sang oxygéné est collecté par des artères branchiales efférentes et arrive dans l'aorte dorsale située juste au-dessus. Les racines aortiques se rejoignent alors pour former l'aorte dorsale, voie de distribution principale de la circulation chez les poissons.
- L'aorte dorsale court juste en dessous de la colonne vertébrale et se ramifie sur son chemin en plusieurs artères : des paires d'artères segmentaires (intercostales, rénales et spinales) ; des artères non appariées vers la vessie natatoire et les viscères.
- Puis, à l'endroit où les paires de côtes fusionnent et forment les arcs hémaux, l'aorte dorsale traverse l'arc hémal et passe dans la queue.
- La veine caudale court également à travers les arcs hémaux, en dessous de l'aorte.
- Les canaux de l'aorte dorsale alimentent en sang artériel la tête, les muscles du corps, la vessie natatoire et tous les organes internes (intestin, foie, gonades et rein).

#### **Lignes directrices sur les prélèvements sanguins**

- Pour qu'un poisson survive au prélèvement sanguin, il ne faut pas lui ponctionner plus de 0,1 % de son poids (à savoir 1 ml/kg).





- Les poissons de plus de 200 g se remettent bien après un prélèvement sanguin (selon leur état de santé avant le prélèvement).
- Les poissons de moins de 200 g devront peut-être être sacrifiés pour obtenir un volume de sang suffisant.
- Si des séries de prélèvements sanguins doivent être pratiquées, il faut laisser suffisamment de temps aux poissons pour qu'ils récupèrent et rétablissent leur volume sanguin.
- Pour les examens hématologiques ou la détermination des paramètres de chimie clinique, le sang doit être prélevé sur des poissons vivants. Il faut veiller à ne pas contaminer les échantillons avec du liquide tissulaire.
- Le sang des poissons coagule très rapidement. Il faut voir avec le chercheur principal quel type d'anticoagulant doit être utilisé. Certains paramètres ne nécessitent pas d'anticoagulant. Voici quelques exemples d'anticoagulants :
- **EDTA** (acide éthylène-diamine-tétra-acétique dipotassique) : acidifie le sang, se lie aux cations divalents, ce qui abaisse le taux de calcium dans l'échantillon.
- **Oxalate de disodium** : augmente le pH sanguin et le taux de sodium.
- **Citrate de trisodium** : augmente le pH sanguin et le taux de sodium.
- **Héparine de lithium ou de sodium** : peut provoquer le regroupement des érythrocytes mais ne neutralise pas les cations divalents et a moins d'effet sur le pH sanguin. L'héparine de lithium n'interfère pas avec le taux de sodium.
- Le matériel utilisé pour les prélèvements sanguins doit être adapté à la taille des poissons et au volume sanguin qu'il faut prélever.
- C'est la taille et l'espèce des poissons à échantillonner qui détermine la longueur et le calibre de l'aiguille qu'il faut utiliser pour le prélèvement (p. ex. : on utilise généralement une aiguille de 22 G et de 38 mm pour les salmonidés d'environ 1 kg).
- Il ne faut utiliser que des aiguilles stériles pour les prélèvements sanguins.



- Le choix entre un système Vacutainer<sup>MD</sup> ou un système aiguille-seringue est uniquement une question de préférence.

### **Manipulation des échantillons sanguins**

- Les échantillons sanguins doivent être traités dans les 30 à 60 minutes suivant le prélèvement. Le temps écoulé entre le prélèvement d'un échantillon et son analyse au laboratoire est très important. Les cellules peuvent gonfler et se rompre. Par ailleurs, certains paramètres peuvent être altérés dans cet intervalle.
- La manipulation et le stockage des échantillons après le prélèvement varient selon le type d'analyse à effectuer. Renseignez-vous auprès du chercheur principal pour savoir comment les traiter.

© SA MAJESTÉ LA REINE DU CHEF DU CANADA, représentée par le ministre des Pêches et des Océans du Canada, 2004.