



UNIVERSITÉ
LAVAL

Direction des services vétérinaires

Procédure normalisée de fonctionnement

Objet : Reproduction des poissons-zèbres	Numéro : RE-2
Portée : Ceci est une directive de la Direction des services vétérinaires (DSV) à l'intention des utilisateurs et du personnel des animaleries de l'Université Laval (campus et centres de recherche affiliés).	
Préparée par Marie-Christine T. Dion <i>Responsable de travaux d'enseignement et de recherche, LARSEM</i>	Date : 19 décembre 2017
Modifiée par Isabelle Langlois Parisé <i>Technicienne en travaux d'enseignement et de recherche, LARSEM</i>	Date : 6 mars 2024
Révisée par les vétérinaires de la DSV <i>Direction des services vétérinaires</i>	Date : 7 mars 2024
But : Décrire les procédures de reproduction des poissons-zèbres.	Version 3

Généralités

- L'acquisition d'animaux destinés à l'établissement d'une colonie interne doit respecter la PNF IE-3 Acquisition de poissons-zèbres.
- La mise en place et la gestion d'une colonie de poissons-zèbres (*Danio rerio*) nécessitent au préalable l'approbation du comité de protection des animaux de l'Université Laval (CPAUL).
- Puisqu'un nombre réduit de manipulateurs aide à minimiser les risques de contamination des animaux, la manipulation des colonies internes doit être effectuée par le personnel de soins de l'animalerie.
- Il est primordial de s'assurer que le nombre d'animaux produits est maintenu au minimum. Il doit couvrir les besoins pour le maintien de la colonie et le transfert d'animaux sur le protocole expérimental.
- Le CPAUL encourage fortement l'utilisation de la cryopréservation afin de réduire le nombre d'animaux produits et de préserver la lignée en cas d'imprévus.
- Le professeur responsable, en collaboration avec le personnel technique de l'animalerie, doit tenir à jour la documentation adéquate pour s'assurer que le nombre d'animaux utilisés pour la reproduction, le nombre de naissances, le nombre d'animaux transférés sur protocole expérimental et le nombre d'animaux non utilisés correspond à ce qui a été approuvé par le CPAUL.

- Le professeur responsable, en collaboration avec le personnel technique de l'animalerie, doit effectuer un suivi serré du succès des animaux reproducteurs et le documenter afin d'assurer une saine gestion de la colonie.
- Le professeur responsable, en collaboration avec le personnel technique de l'animalerie, doit déterminer le phénotype des animaux provenant de sa colonie, en fonction de la modification génétique de l'animal, du sexe et de l'âge. Une bonne connaissance du phénotype permet d'adopter des points limites qui permettront de réduire l'inconfort et la détresse pouvant être associés à certains traits phénotypiques.
- Tous les phénotypes pouvant nuire à la santé de l'animal ainsi que les soins nécessaires doivent être identifiés dans les protocoles et connus du personnel de l'animalerie.
- La stratégie de reproduction sera choisie en fonction des besoins, mais devra tenir compte en tout temps du bien-être des animaux reproducteurs et des normes d'hébergement (densité adéquate de juvéniles).
- Seuls les animaux en santé doivent être utilisés pour la reproduction.
- La photopériode est un élément clé pour la reproduction de ces poissons. La reproduction a généralement lieu quelques minutes à 1 heure après le lever du jour.
- Les poissons-zèbres préfèrent pondre en eau peu profonde, un bassin de reproduction avec plage offrant un gradient de profond à peu profond est souvent idéal pour un meilleur succès de reproduction.

Procédures

Choix des reproducteurs

- Le professeur responsable, ou autre personne déléguée, détermine quels seront les animaux à reproduire.
- Les animaux mis en accouplement doivent avoir au minimum 2-3 mois d'âge. La reproduction des femelles est normalement à son meilleur entre 6-18 mois et celle des mâles entre 6-12 mois. La quantité et la qualité des œufs sont ensuite un peu moins élevées.
- Les reproducteurs sont normalement remplacés lorsqu'il y a diminution significative du nombre d'œufs par ponte ou lorsque les œufs sont de mauvaise qualité après 2-3 pontes. Des remplaçants sont produits lorsque les reproducteurs atteignent 6 à 9 mois d'âge.

Reproduction in vivo

Généralités

- Les accouplements peuvent être faits de façon monogame (1 mâle avec 1 femelle) ou en groupe (pour maintien d'une lignée avec plus grande diversité génétique, par exemple).
- Les informations sur les pontes doivent être inscrites sur les pétris et dans le registre de suivi de la colonie ou le logiciel de suivi Nagano.
- Il faut attendre au moins 1 heure après le dernier repas des poissons avant de les placer dans les bassins de reproduction, afin de maintenir une qualité d'eau adéquate durant la nuit. Ne pas nourrir les poissons dans les bassins statiques.
- Les bassins avec les individus reproducteurs doivent être placés dans un endroit présentant les mêmes conditions que l'unité d'élevage (température et luminosité). Si l'écart de la température de la salle par rapport à l'eau d'élevage est de moins de 2,5 °C, il est possible de laisser les bassins de reproduction dans cette salle. Sinon, les placer dans un incubateur avec le même cycle de luminosité.
- Les femelles utilisées doivent avoir un repos d'une semaine après une reproduction.

Procédure

- Quelques jours avant la reproduction, séparer les mâles et les femelles en deux bassins distincts afin d'éviter que les femelles et les mâles s'accouplent naturellement.
- En fin d'après-midi la veille, préparer le nombre de bassins de reproduction requis. Utiliser l'eau du système d'élevage pour les remplir.
 - Si le moment de la ponte est important (ex. : pour micro-injection), placer un séparateur dans chacun des bassins afin de mettre les mâles d'un côté et les femelles de l'autre.
 - Si le seul objectif est d'obtenir des œufs pour renouveler les reproducteurs de la colonie, placer les mâles et les femelles dans le même bassin de reproduction, sans séparateur.

Note : Il est important de ne pas surcharger les bassins pour maintenir une bonne qualité d'eau toute la nuit.

- Panser les poissons doucement afin d'éviter de les stresser et de les blesser. Faire attention de ne pas les écraser entre la paroi du bassin et le filet lors de la capture.
- Une fois les poissons transférés, s'assurer que les couvercles soient bien fermés afin de prévenir les évasions (poissons portés à sauter).

- Bien identifier les bassins de reproduction en fonction des lignées utilisées, de la provenance des individus et toutes autres informations pertinentes. Consigner le tout dans le registre de suivi de la colonie ou dans le logiciel Nagano.
- Si la température de la pièce est plus basse, placer les bassins de reproduction de façon à réduire la diminution de température, que ce soit en les plaçant entre deux bassins d'hébergement en fonction ou encore, dans un incubateur.
- Le matin de la reproduction, le plus rapidement possible après l'ouverture des lumières, effectuer un changement d'eau dans le bassin de reproduction.
- Si applicable, retirer le séparateur du bassin après le transfert dans l'eau fraîche, afin de permettre aux poissons de se reproduire.

Note : Si les embryons sont requis pour la micro-injection, retirer le séparateur uniquement au moment où l'équipe est prête à procéder.

- Une fois la reproduction terminée, retirer les adultes des bassins de reproduction et les replacer dans le système d'élevage.
- S'il n'y a pas eu de ponte après 2 heures, remettre les adultes dans leur bassin d'élevage respectif.
- Si la manipulation de reproduction nécessitait un mélange des lignées et qu'il y a malencontreusement eu une erreur d'étiquetage ou un mélange des individus reproducteurs ayant un phénotype semblable, isoler ces poissons ensemble dans le système d'élevage. Ne remettre les poissons dans leur véritable bassin qu'après avoir validé leur génotype (ex. fluorescence). Si ce n'est pas possible, euthanasier ces poissons selon la PNF EU-5.
- Récolter les œufs en versant tranquillement l'eau du bassin de reproduction à travers un petit tamis (format passoire à thé). Au besoin, rincer le fond du bassin avec de l'eau préparée pour les œufs (voir [annexe 1](#) pour la recette) pour s'assurer de récolter tous les œufs. Rincer les œufs avec le même type d'eau pour retirer les débris.
- Verser le contenu du tamis dans un pétri en utilisant de l'eau préparée pour les œufs pour le rincer et récolter tous les œufs. Attention de ne pas mettre trop d'eau pour ne pas faire déborder le pétri.
- Au binoculaire, effectuer la sélection des bons œufs et les placer dans un nouveau pétri contenant de l'eau neuve préparée pour les œufs. Placer de 50 à 100 œufs par pétri. Une fois terminée, placer les pétris dans un incubateur à 28,5 °C.
- Désinfecter les œufs qui seront placés en élevage dans la colonie entre 8 à 24 heures post-fertilisation (voir [Annexe 2](#)).
- Effectuer le retrait des embryons non viables ou morts, ainsi que des débris (coquilles vides, etc.) tous les jours pour les 4 premiers jours. Changer une portion de l'eau tous les jours. Changer l'eau si elle devient trouble ou odorante. Au 5^e jour, les larves sont aptes à nager et à s'alimenter.

Reproduction in vitro

Généralités

- La reproduction in vitro peut être effectuée pour différentes raisons, notamment lorsqu'une grande quantité d'œufs synchrones est requise, pour reproduire des poissons qui ne collaborent pas ou encore, pour faire la reproduction avec des poissons isolés (ex. : croisement entre l'élevage et la quarantaine).
- Cette manipulation est délicate, surtout pour les femelles, car il est facile de les blesser. Les pressions exercées doivent toujours être minimales. Des mortalités peuvent survenir à la suite de ces manipulations.
- Les gants portés pendant la manipulation doivent être non poudrés et non texturés.
- Les mâles utilisés doivent avoir une période de repos d'au moins 3 semaines avant d'être réutilisés pour la reproduction in vitro. Après un repos d'une semaine, la reproduction in vivo peut être effectuée sans problème.
- Les femelles utilisées doivent avoir une période de repos d'au moins 1 mois avant d'être réutilisées pour la reproduction in vitro. Après un repos d'une semaine, la reproduction in vivo peut être effectuée sans problème.

Procédures

- En fin d'après-midi la veille des manipulations, appliquer les 6 premières étapes du protocole de mise en reproduction in vivo selon les besoins pour la reproduction in vitro. Pour cette manipulation, il est essentiel de placer un séparateur dans le bassin de reproduction.
- Le jour des manipulations, tôt le matin, préparer la zone de travail avec tout le matériel requis pour l'ensemble des manipulations (voir [annexe 3](#)). Allumer la source de lumière du binoculaire.
- Mettre 10-15 µl de solution « dilueur de laitance » (voir [annexe 4](#)) dans des tubes de 0,5 ml à 1,5 ml et mettre sur glace. Si besoin, numéroter les tubes.
- Séparer les mâles et les femelles dans des bassins différents. Préparer 2 bassins de surplus avec de l'eau du système pour le réveil et le suivi des poissons post-manipulations.
- Extraire la laitance et les œufs et fertiliser les œufs.

Extraction de la laitance

- Anesthésier un mâle dans une solution de Syncaïne® (MS-222) selon la PNF A-13 Anesthésie et analgésie des poissons. L'anesthésie doit être assez profonde pour éviter de blesser le poisson lors de la manipulation.

- Plonger ensuite le mâle dans une solution de PBS isotonique pH 7.4 à même température que l'eau d'élevage (28 °C) pour quelques secondes. Cette solution empêche l'activation des spermatozoïdes.
- Essuyer délicatement le poisson sur un papier absorbant, principalement dans la région du pore uro-génital, car un contact avec l'eau active les spermatozoïdes et compromet leur capacité à fertiliser les œufs.
- Placer le mâle sur le dos dans la fente de l'éponge qui a été préalablement humidifiée.
- Sous le binoculaire, à l'aide des pinces millipore, écarter les nageoires pelviennes pour les placer de chaque côté du poisson.
- D'une main, approcher le tube capillaire (intérieur préalablement rincé avec une solution « dilueur de laitance ») du pore avec un angle d'environ 45 °. De l'autre, appuyer doucement sur l'abdomen avec les pinces orientées vers la queue.
- Lorsque le pore est bien visible, approcher le capillaire pour récolter la laitance. Retirer d'abord le capillaire du pore uro-génital et relâcher ensuite la pression sur l'abdomen du poisson.
- Placer le poisson dans le bassin de réveil et surveiller sa condition.
- Vider le capillaire dans un tube contenant de la solution « dilueur de laitance ». Avec le capillaire, bien mélanger le sperme et la solution. Ce mélange peut être conservé jusqu'à 1 h 30 sur glace pour fertiliser des œufs.
- Placer dans le tube 3 fois plus de solution « dilueur de laitance » que de laitance récoltée. Il est possible de se faire un capillaire préalablement gradué afin de mieux évaluer la quantité de laitance récoltée.
- Répéter ces étapes pour tous les mâles sélectionnés.

Extraction des œufs

- Anesthésier une femelle dans la solution de Syncaïne® selon la PNF A-13 Anesthésie et analgésie des poissons.
- Plonger ensuite la femelle dans une solution de PBS isotonique (pH 7,4) à même température que l'eau d'élevage (28 °C) pour quelques secondes.
- Essuyer délicatement la femelle sur un papier absorbant. Elle doit être légèrement humide, mais pas mouillée.
- Supporter le dos de la femelle avec l'index. Avec le pouce, appuyer très légèrement sur l'abdomen de la femelle en direction du pore uro-génital. Au besoin, déplacer graduellement la femelle dans le pétri au fur et à mesure que les œufs sont expulsés. Alternativement, récolter les œufs sur un pinceau plat préalablement trempé dans une solution de PBS isotonique et les déplacer délicatement dans le pétri.

- Placer la femelle dans le bassin de réveil et monitorer son état. Si des rougeurs apparaissent sur son ventre, cela signifie que la pression exercée était trop grande.
- Vérifier la qualité des œufs au binoculaire. Ceux-ci ne devraient pas être recouverts de gras. Des œufs de qualité devraient être jaune ou orange, translucides et de taille uniforme. La présence de bulles de gras, d'opacité ou de taille difforme peut résulter en un faible taux de fertilisation.

Fertilisation des œufs

- Prendre un échantillon de laitance diluée avec un capillaire et le déposer sur les œufs d'une femelle (ou un pool d'œufs d'une même lignée). Agiter doucement le pétri pour s'assurer que tous les œufs sont en contact avec la laitance. Ajouter une goutte de solution d'« activation de laitance ». Attendre 2 minutes.
- Après 2 minutes, ajouter de l'eau préparée pour les œufs pour remplir le pétri. Bien identifier le tout et placer en incubation à 28,5 °C avec une photopériode similaire au système d'élevage.
- Lorsque les œufs et la laitance sont de qualité, il est possible d'atteindre un taux de fertilisation de 60-90 %.
- Répéter les étapes d'extraction des œufs et de fertilisation pour toutes les femelles sélectionnées.
- Les œufs placés en incubation doivent être nettoyés en après-midi (retirer les œufs non fertilisés, les débris, etc.) et l'eau doit être renouvelée. Pour ce faire, prendre un nouveau pétri, ajouter un peu d'eau et pipetter les bons œufs du pétri incubé dans un nouveau pétri. Placer de 50 à 100 œufs dans un pétri. Bien identifier les nouveaux pétris et les replacer en incubation.
- Désinfecter les œufs qui seront placés en élevage dans la colonie entre 8 à 24 heures post-fertilisation (voir [Annexe 2](#)).

Prévention des impactions d'œufs

- Lorsque les reproducteurs ne sont pas utilisés, effectuer une reproduction au minimum toutes les 4 semaines pour éviter l'impaction d'œufs.
- Pour certaines lignées plus problématiques, s'assurer que les animaux se reproduisent toutes les 2 semaines afin d'éviter les impactions d'œufs chez les femelles :
 - Si la taille du bassin le permet, laisser une plage permanente dans une portion du bassin;
 - Si les poissons n'utilisent pas la plage pour pondre, suivre le protocole de mise en reproduction in vivo, mais jeter les œufs.

Points limites

- La durée de vie des reproducteurs est généralement de 18 mois. Plus ils sont utilisés intensément pour la reproduction, plus leur durée de vie diminue. Maintenir des reproducteurs au-delà de cet âge entraîne souvent une mauvaise gestion de l'espace et du temps technique et augmente les risques de maladie infectieuse.
- Les animaux en bonne santé pourraient être utilisés au-delà de ces limites de façon exceptionnelle dans les circonstances suivantes :
 - Lignée en péril ;
 - Validation des reproducteurs de la prochaine génération ;
 - Femelle dont le nombre d'œufs par ponte se maintient.
- Si, malgré la prévention, des femelles sont suspectées de souffrir d'une impaction d'œufs, la vidange manuelle doit être effectuée par du personnel dûment formé. Si la procédure est infructueuse ou si l'animal est blessé, procéder à l'euthanasie.
- Fournir une grille de points limites précise pour toute lignée ayant un phénotype nécessitant des soins particuliers.
- Utiliser la fiche d'observation des poissons génétiquement modifiés pour détecter de nouveaux phénotypes. Une grille de points limites pourra ensuite être produite et utilisée afin de réduire l'inconfort et la détresse pouvant être associés à ces traits phénotypiques.

Documentation

- Remplir adéquatement tous les cartons de bassin et les maintenir à jour.
- Noter toutes les informations relatives aux reproducteurs, naissances et animaux transférés sur protocole expérimental dans le cahier de suivi de la colonie ou dans le logiciel Nagano afin que le responsable de l'animalerie puisse faire le suivi au CPAUL.
- Pour toute nouvelle lignée de poissons transgéniques, remplir la fiche d'observation des poissons génétiquement modifiés et la conserver dans le local d'hébergement.

Suivi de la colonie

- Effectuer un suivi mensuel auprès du professeur responsable afin de s'assurer du transfert des animaux produits vers les protocoles expérimentaux.
- En cas de refus de réponse ou d'inaction de la part du professeur, aviser le CPAUL.

Références

CCPA, *Lignes directrices du CCPA : les poissons-zèbres et autres petits poissons d'eaux chaudes utilisés en laboratoire*, 2020.

Harper, C. et Lawrence, C., *The laboratory zebrafish*. CRC Press. 254 p., 2011.

IVF Handbook, *Cryogenetics*, <https://www.cryogenetics.com/ivf/>

Mason, T., Snell, K., Mittge, E., Melancon, E., Montgomery R., McFadden, M., Camoriano, J., Kent, ML, Whipps, CM et J. Peirce. *Strategies to Mitigate a Mycobacterium marinum Outbreak in a Zebrafish Research Facility*. Zebrafish Vol. 13. Jul 2016.

Mattews, J., Murphy, J., Carmichael, C., and Varga Z., 2023. ZIRC E400RMMB *Cryopreservation and IVF*, v.2.1

Westerfield, M., *The zebrafish book – A guide for the laboratory use of zebrafish (Danio rerio)*. 5th edition, University of Oregon Press, 2007.

Zebrafish Husbandry Association (ZHA). *In Vitro Fertilization Experimental Protocol*. Fourni par Dan Castranova. NIH. https://zhaonline.org/wp-content/uploads/2021/10/in_vitro_fertilization_ex.pdf

Zebrafish Husbandry Association. *Zebrafish Husbandry Education Workshop*. Documentation fournie par les formateurs en 2017.

Mises à jour de la PNF		
Version 2	10 janvier 2020	Ajout de nombreuses précisions dans les généralités et la procédure de reproduction in vivo. Ajout des sections Prévention des impactions d'œufs et Suivi de la colonie. Modification de l'annexe 2.
Version 3	7 mars 2024	Modification des procédures in vivo et in vitro. Modification des annexes 1, 2 et 4. Ajout des annexes 5 et 6.

Annexe 1

PRÉPARATION DE L'EAU UTILISÉE POUR LES ŒUFS

(Traduit de Westerfield, 2007)

1. Préparer une solution stock de sels :
 - a. Peser 6 g d'Instant Ocean™.
 - b. Mélanger le sel dans 100 ml d'eau distillée.
2. Préparer une solution stock de bicarbonate de sodium (NaHCO_3)
 - a. Peser 3 g de NaHCO_3
 - b. Mélanger le NaHCO_3 dans 100 ml d'eau distillée.
3. Pour préparer l'eau utilisée pour les œufs :
 - a. Prélever 8 ml de la solution stock de sels.
 - b. Prélever 0,8 ml de la solution stock de NaHCO_3 .
 - c. Mélanger le tout dans 800 ml d'eau distillée.
4. Autoclaver la solution à 121°C pendant 20 min à cycle liquide.
5. Tempérer l'eau à 28,5 °C.

Annexe 2

DÉSINFECTION DES ŒUFS DE POISSONS-ZÈBRES

Toutes les étapes de désinfection doivent être faites avec des solutions préalablement tempérées à 28,5 °C. Il est important d'enlever tous les œufs blancs et les débris avant d'entamer le processus de désinfection. Les œufs peuvent être désinfectés de 6 à 24 heures post-fertilisation.

Désinfection au chlore

1. Préparer une solution de chlore à une concentration de 35 ppm avec de l'eau déminéralisée.
2. Placer les œufs à désinfecter dans un tamis puis bien les rincer avec la préparation d'eau pour les oeufs
3. Transférer le tamis dans la solution de chlore pour 10 minutes en agitant de temps à autre.
4. Rincer les œufs avec de l'eau du système autoclavée ou l'eau préparée pour les œufs (annexe 1).
5. Faire un rinçage final avec une solution de thiosulfate de sodium (0,5 g dans 1 L d'*egg water*) pour neutraliser tout chlore résiduel.
6. Rincer et placer les œufs dans un pétri avec de l'eau du système d'élevage autoclavée ou l'eau préparée pour les œufs (annexe 1). Remettre le pétri dans l'incubateur.

Désinfection à l'Ovadine® (solution iodée)

1. Préparer une solution d'Ovadine 50 ppm avec de l'eau déminéralisée à 28,5°C.
5 ml d'Ovadine pour 995 mL d'eau
2. Placer les œufs à désinfecter dans un tamis puis bien les rincer avec la préparation d'eau pour les oeufs
3. Transférer le tamis dans la solution d'Ovadine pendant 5 minutes en agitant de temps à autre.
4. Rincer les œufs avec de l'eau du système autoclavée ou l'eau préparée pour les œufs (annexe 1).
5. Faire un rinçage final avec une solution de thiosulfate de sodium (0,5 g dans 1 L d'*egg water*) pour neutraliser tout résidu d'iode.
6. Rincer et placer les œufs dans un pétri avec de l'eau du système d'élevage autoclavée ou l'eau préparée pour les œufs (annexe 1). Remettre le pétri dans l'incubateur.

Annexe 3

MATÉRIEL REQUIS POUR LA FERTILISATION IN VITRO

- Binoculaire avec source lumineuse externe
- Pince à bout plat arrondie, en acier inoxydable (de type pince pour filtre membrane Millipore)
- Petite éponge avec une fente pour insérer le poisson
- Tubes capillaires en verre (dimension : 1.0 mm ID, 3'', paroi mince 10 ul Drummond #2-000-010)
- Pipette de 20 µl avec embouts de plastique
- Glacière remplie de glace
- Tubes de PCR ou tubes Eppendorf™ de 0,5 ml à 1,5 ml
- Plats de pétri
- Kimwipes ou papier absorbant
- Pipette de 1 ml (semi-automatique avec embout en plastique ou pipette de transfert en plastique)
- Marqueur pour identifier les pétris
- Solution anesthésiante de Syncaïne®
- Solution « dilueur de laitance » (gardée sur la glace)
- 4 bassins remplis avec l'eau du système (1 pour les mâles, 1 pour les femelles et 2 bassins de réveil)

Annexe 4

LES DILUEURS DE LAITANCE

Il existe plusieurs recettes de dilueur de laitance. Il est possible d'utiliser la solution de Hank, la solution E-400 ou encore une des préparations élaborées par des compagnies externes spécialisées dans la fécondation *in vitro* de poissons (Cryogenetics, IMV technologie, etc.).

PRÉPARATION DE LA SOLUTION DE HANK

(Traduit de Westerfield, 2007)

Les solutions stock et la solution pré-mélangée peuvent être conservées au réfrigérateur pour plusieurs semaines, à l'exception de la solution de bicarbonate de sodium qui ne se conserve pas bien et doit être préparée fraîchement.

Solution stock #1

- 8 g NaCl
- 0,4 g KCl
- 100 ml eau double distillée

Solution stock #2

- 0,358 g Na₂HPO₄ anhydre
- 0,600 g KH₂PO₄
- 100 ml eau double distillée

Solution stock #3

- 0,72 g CaCl₂
- 50 ml eau double distillée

Solution stock #4

- 1,23 g MgSO₄·7H₂O
- 50 ml eau double distillée

Solution stock #5 (à faire uniquement avant l'utilisation de la solution, ne pas conserver)

- 0,35 g NaHCO₃
- 10 ml eau double distillée

Solution Hank pré-mélangée

Mélanger les solutions stock en respectant l'ordre suivant :

1. 10 ml solution #1

2. 1 ml solution #2
3. 1 ml solution #3
4. 86 ml eau double distillée
5. 1 ml solution #4

Solution finale de Hank

- Prélever 9,9 ml de solution Hank pré-mélangée
- Ajouter 0,1 ml de la solution stock #5 fraîche

PRÉPARATION DE LA SOLUTION E400 SPERM EXTENDER

(Traduit de ZIRC E400/RMMB Sperm cryopreservation & IVF protocol, 2023)

1. Pour faire 1L de E400, combiner :
 - 800 ml d'eau déminéralisée
 - 9,70 g KCl
 - 2,92 g NaCl,
 - 0,29 g de $\text{CaCl}_2 \cdot 2\text{H}_2\text{O}$
 - 0,25 g $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
 - 1,80 g D-(+)-Glucose
 - 7,15 g HEPES
2. Ajuster le pH avec du 5M KOH à 7,9;
3. Compléter à 1L avec de l'eau déminéralisée;
4. Stériliser avec un filtre 0,2 microns;
5. Conserver à 4°C.

PRÉPARATION D'UNE SOLUTION À PARTIR DU PRODUIT AQUABOOST®SPERMCOAT (CRYOGENETICS www.cryogenetics.com/zebrafish-aquaboost/)

Pour faire un dilueur de laitance rapide, peser 0,12 g de Aquaboost® spermcoat et dissoudre dans 10 ml d'eau déminéralisée. Garder au froid pendant un maximum de 24 heures.

Annexe 5

LES ACTIVEURS DE LAITANCE

PRÉPARATION D'UNE SOLUTION D'ACTIVATION DE LAITANCE À PARTIR DU PRODUIT AQUABOOST®ACTIVATOR (CRYOGENETICS)

Peser 0,12g de Aquaboost® Activator et dissoudre dans 10 ml d'eau déminéralisée.
Garder au froid pendant un maximum de 12 heures.

Annexe 6

PRÉVENTION DE LA PRÉ-ACTIVATION DES ŒUFS

PRÉPARATION DE LA SOLUTION PBS ISOTONIQUE (en sachet).

Saline phosphate tamponnée, pH 7.4 en sachet (Sigma #P3813) dissout dans 870 ml d'eau déminéralisée. Osmolarité finale de 315 à 325 mmol/kg.

PRÉPARATION DE LA SOLUTION PBS ISOTONIQUE

Mettre 800 ml d'eau déminéralisée dans une bouteille Pyrex de 1 L

8 g de NaCl

1,44 g de Na₂HPO₄

0,2 g de KCl

0,24 g de KH₂PO₄

Utiliser du HCl pour atteindre un pH de 7,4.

Ajouter de l'eau déminéralisée pour atteindre un total de 1 L.

Autoclaver la solution pendant 20 min à cycle liquide.