

# Rapport d'activité 2017

---

## *Bilan récapitulatif des opérations*

Programme de restauration des populations de saumons de la rivière Romaine.  
Production de géniteurs en bassins d'élevage à partir de smolts capturés en dévalaison.  
Production d'œufs avec les géniteurs.





## SOMMAIRE

### Suite de l'incubation et ensemencement des œufs produits en 2016

En 2016, c'est un total de 254 334 œufs qui a été incubé au LARSA. De ce nombre, 177 189 œufs oeillés ont été envoyés par avion à la station piscicole de Havre-Saint-Pierre une fois le chocage effectué en mars 2017. Au LARSA, 15 518 œufs ont été conservés en incubation jusqu'au moment où les alevins vésiculés avaient atteint environ 90 % de résorption de leur sac vitellin entre la fin de juin 2017 et le début de juillet 2017. Ainsi, ce sont 15 336 alevins vésiculés qui ont été envoyés en sacs de transport par avion à la station de Havre-Saint-Pierre (HSP) pour être ensemencés dans leur rivière respective.

### Cheptel

Au 31 décembre 2017, 243 saumons sont en élevage dans les installations du Laboratoire de Recherche en Sciences Aquatiques (LARSA). Le cheptel comprend des individus des cohortes 2013, 2014, 2015 et 2017 provenant des rivières Romaine (RO) et Puyjalon (PU). Ces individus avaient été capturés dans leur rivière respective au stade smolt.

- Cohorte 2013 : 50 femelles (16 Puyjalon, 34 Romaine) pour 31 mâles (18 Puyjalon pour 13 Romaine) pour un total de 81 poissons.
- Cohorte 2014 : 71 femelles (51 Puyjalon et 20 Romaine) pour 61 mâles (42 Puyjalon et 19 Romaine) pour un total de 132 poissons.
- Cohorte 2015 : 11 femelles (6 Puyjalon et 5 Romaine) pour 5 mâles (3 Puyjalon et 2 Romaine) pour un total de 16 poissons.
- Cohorte 2017 : 12 femelles Puyjalon pour 2 mâles (1 Puyjalon et 1 Romaine) pour un total de 14 poissons.

### Croissance

En 2016, il avait été noté que les individus de la rivière Puyjalon avaient une croissance supérieure à ceux de la rivière Romaine une fois la première année d'élevage terminée (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). En regard des résultats de croissance de l'année 2017, il est possible d'observer que cette tendance se poursuit toujours, et ce, pour toutes les cohortes. Également, il est possible de constater que les croissances des cohortes s'améliorent d'année en année puisque les cohortes 2014 et 2015 des deux populations ont une croissance supérieure à celle de 2013.

### Reproduction et production d'œufs 2017

À l'automne 2017, 51 % des individus de la rivière Puyjalon sont devenus matures sexuellement, alors que pour les individus de la rivière Romaine, ce pourcentage est de 80 % (toutes cohortes confondues). Tel qu'observé lors de la reproduction en 2016, les individus de la rivière Romaine ont eu un plus grand pourcentage de maturation que ceux de la rivière Puyjalon. En ce qui concerne la maturation successive,

elle a été de 91 % pour la population de la rivière Romaine cohorte 2013 et de 83 % pour la population de la rivière Romaine cohorte 2014. Puisque les femelles frayées de la rivière Puyjalon ont été transférées en mai 2017 à la pisciculture de Tadoussac, la maturation successive ne peut être déterminée pour cette population. En résumé, 53 femelles de la rivière Romaine ont produit un total de 347 737 œufs résultant de 156 croisements différents. Pour la rivière Puyjalon, ce sont 46 femelles qui ont produit un total de 272 912 œufs résultant de 140 croisements différents. Sur un total estimé de 620 649 œufs produits, 195 585 œufs ont été incubés au LARSA (112 440 RO et 83 145 PU) et 425 064 œufs ont été incubés à la station piscicole de Havre-Saint-Pierre (235 297 RO et 189 767 PU). Au cours de la reproduction 2017, la fécondité moyenne des femelles Romaine a été de 1255 œufs/kg de femelle et celle des femelles Puyjalon a été de 957 œufs/kg.

## ÉQUIPE DE RÉALISATION

### DIRIGEANTS ET RESPONSABLES

- François Caron (Directeur général - SSRR)
- Yves Richard (Coordonnateur – SSRR)
- Emilie Proulx (Responsable des opérations - LARSA)
- Louis Bernatchez (Professeur titulaire, Université Laval, Département de biologie)

### PERSONNEL TECHNIQUE

- Jean-Christophe Therrien (Technicien - LARSA, chargé de projet)
- Isabelle Langlois-Parisé (Professionnelle de recherche - LARSA)
- Marie-Christine T. Dion (Professionnelle de recherche - LARSA)
- Marianne Chayer (Professionnelle de recherche - LARSA)

### ANALYSE ET RÉDACTION

- Marie-Christine T. Dion (Professionnelle de recherche - LARSA)
- Marianne Chayer (Professionnelle de recherche - LARSA)
- Emilie Proulx (Responsable des opérations - LARSA)
- Isabelle Langlois-Parisé (Professionnelle de recherche - LARSA)
- Jean-Christophe Therrien (Technicien - LARSA, chargé de projet)
- Stéphanie Rouleau-Breton (Professionnelle de recherche - LARSA)

### RELECTURE ET COMMENTAIRES

- Louis Bernatchez (Professeur titulaire, Université Laval, Département de biologie)
- Etienne St-Michel (Directeur général - SSRR)
- Yves Richard (Coordonnateur – SSRR)

## RÉFÉRENCE À CITER

T. Dion, M.-C., Chayer, M., Proulx, E., Langlois-Parisé, I., & Therrien, J.-C. (2020). *Rapport d'activité 2017 au LARSA, Bilan récapitulatif des opérations, Programme de restauration des populations de saumons de la rivière Romaine*. Université Laval. 93 pages.

# TABLE DES MATIÈRES

<b>Sommaire</b> .....	i
Suite de l'incubation et ensemencement des œufs produits en 2016 .....	i
Cheptel .....	i
Croissance .....	i
Reproduction et production d'œufs 2017 .....	i
<b>Équipe de réalisation</b> .....	iii
<b>Référence à citer</b> .....	iii
<b>Table des matières</b> .....	iv
<b>Liste des tableaux</b> .....	vi
<b>Liste des figures</b> .....	viii
<b>Liste des annexes</b> .....	x
<b>1 Introduction</b> .....	1
<b>2 Retour sur l'incubation des œufs produits en 2016</b> .....	2
2.1 Incubation .....	2
2.2 Chocage des œufs .....	4
2.3 Envoi des œufs oeillés à la station .....	4
2.4 Taux de survie des œufs incubés au LARSA .....	5
2.5 Évaluation de la résorption .....	5
2.6 Envoi d'alevins ensachés .....	5
<b>3 Nouvelle cohorte 2017</b> .....	6
3.1 Manipulations .....	6
3.1.1 Réception des smolts .....	6
3.1.2 Traitement à l'arrivée .....	7
3.1.3 Mortalités .....	9
3.1.4 Premier échantillonnage et marquage .....	11
3.2 Conditions d'élevage .....	11
3.2.1 Alimentation .....	12
3.2.2 Température et photopériode .....	12
<b>4 Cohortes précédentes (2013, 2014 et 2015)</b> .....	13
4.1 Alimentation .....	13
4.2 Température et photopériode .....	14

4.3	Conditions d'élevage.....	14
<b>5</b>	<b>Bilan de santé du cheptel</b> .....	<b>15</b>
5.1	Mortalités.....	15
<b>6</b>	<b>Croissance et biomasse</b> .....	<b>18</b>
<b>7</b>	<b>Reproduction 2017</b> .....	<b>26</b>
7.1	Maturation.....	26
7.1.1	Succès d'identification de l'état de maturation.....	26
7.1.2	Pourcentage de maturation.....	27
<b>8</b>	<b>Fraie</b> .....	<b>30</b>
8.1	Méthodologie pour le traitement des produits sexuels.....	31
8.1.1	Extraction de la laitance.....	31
8.1.2	Analyse et traitement de la laitance .....	32
8.1.3	Extraction des œufs .....	34
8.2	Injection au Chorulon® .....	35
8.3	Fertilisation .....	36
8.4	Gestion des œufs fertilisés.....	37
8.5	Plan de croisement .....	41
<b>9</b>	<b>Cryopréservation</b> .....	<b>42</b>
<b>10</b>	<b>Production d'œufs 2017-2018</b> .....	<b>43</b>
<b>11</b>	<b>Mandat avec la station piscicole de Havre-Saint-Pierre</b> .....	<b>45</b>
<b>12</b>	<b>Conclusion</b> .....	<b>46</b>
12.1	Objectifs.....	46
12.2	Retour sur les recommandations de 2016.....	46
12.2.1	Sur les méthodes d'élevage (Langlois-Parisé <i>et al.</i> , 2018).....	46
12.2.2	Sur les protocoles de reproduction (Langlois-Parisé <i>et al.</i> , 2018) .....	46
12.3	Recommandations .....	47
12.3.1	Sur la capture de smolts.....	47
12.3.2	Sur les méthodes d'élevage .....	47
12.3.3	Sur les protocoles de reproduction.....	47
<b>13</b>	<b>Références</b> .....	<b>49</b>
<b>14</b>	<b>Annexes</b> .....	<b>50</b>

## LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Résumé de l'incubation au LARSA des œufs produits en 2016 en fonction de la date de fertilisation.....	3
Tableau 2. Résumé des envois d'alevins par sac vers la station piscicole de HSP en juin 2016 pour ensemencement dans les rivières Romaine et Puyjalon .....	5
Tableau 3. Résumé des smolts réceptionnés au LARSA en juillet 2017 .....	6
Tableau 4. Résumé des mortalités et des euthanasies suite à la réception en juillet des smolts de la cohorte 2017.....	10
Tableau 5. Assignation populationnelle pour les smolts vivants de la cohorte 2017 .....	11
Tableau 6. Paramètres physico-chimiques moyens par mois dans l'unité d'élevage des smolts 2017 de la réception en juillet 2017 au 31 décembre 2017.....	11
Tableau 7. Mortalités des saumons par cohorte et par origine populationnelle entre le marquage et le 31 décembre 2017 .....	16
Tableau 8. Mortalités des saumons par cohorte et par origine populationnelle entre le 31 décembre 2016 et le 31 décembre 2017 .....	16
Tableau 9. Suivi du nombre de saumons restants au 31 décembre 2017 en fonction des cohortes, des populations et des sexes.....	17
Tableau 10. Caractéristiques morphométriques des saumons des cohortes 2013, 2014, 2015 et 2017 par assignation populationnelle au 6 décembre 2017 .....	18
Tableau 11. Pourcentage de succès pour l'identification des individus matures à l'automne 2017 en fonction de la population et de la cohorte .....	26
Tableau 12. Pourcentage de succès pour l'identification des individus matures à l'automne 2017 en fonction de la population, de la cohorte et du sexe.....	27
Tableau 13. Pourcentage d'individus matures en 2017 et pourcentage de maturation successive entre 2016-2017 pour la population de la rivière Puyjalon .....	28
Tableau 14. Pourcentage d'individus matures en 2017 et pourcentage de maturation successive entre 2016-2017 pour la population de la rivière Romaine.....	28
Tableau 15. Bilan du nombre de femelles frayées par population durant les 6 semaines de fraie en 2017 .....	29

Tableau 16. Sexe-ratio des individus matures lors de la reproduction 2017 .....	29
Tableau 17. Liste des individus ayant reçu une/des injections d'hormone gonadotrophine .....	36
Tableau 18. Exemple de données pour le diamètre des œufs d'une même femelle entre le dénombrement par Von Bayer sur une règle de 18 pouces et par le XpertCount .....	39
Tableau 19. Exemple de données différentes obtenues pour le diamètre des œufs d'une même femelle avec la méthode Von Bayer (utilisateurs différents, règles différentes).....	40
Tableau 20. Nombre d'œufs mis en incubation en 2017 à la station piscicole de Havre-Saint-Pierre et au LARSA .....	43
Tableau 21. Résumé du nombre d'œufs produits au LARSA en 2017, de la quantité de croisements, de la fécondité moyenne et du diamètre moyen des oeufs par assignation populationnelle. ....	44

## LISTE DES FIGURES

Figure 1.	Évolution de la température d'incubation des œufs produits en 2016 du 27 octobre 2016 au 23 juin 2017.....	2
Figure 2.	Chocage des œufs à 70 % de développement .....	4
Figure 3.	Photo du tiroir 1, prise le 8 mars 2017, utilisée pour dénombrer les 2948 œufs.....	4
Figure 4.	Réception des smolts de la cohorte 2017 en sacs de transport .....	7
Figure 5.	Traitement des smolts 2017 à l'arrivée dans un bain d'eau de mer et de formol pour une heure .....	8
Figure 6.	Poisson vivant en isolement avec perte d'écaillés visible (a), poissons morts avec pertes d'écaillés sur tout le corps (b et c) .....	8
Figure 7	Deux exemples d'individus avec le pédoncule caudal érodé.....	9
Figure 8.	Température d'élevage des saumons de la cohorte 2017 en élevage au LARSA du 3 juillet au 31 décembre 2017 .....	12
Figure 9.	Température d'élevage des saumons des cohortes 2013, 2014 et 2015 en élevage au LARSA du 1er janvier au 31 décembre 2017 .....	14
Figure 10.	Évolution des masses moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —▲— PU —●— RO ), 2014 ( —▲— PU —●— RO ), 2015 ( —▲— PU —●— RO ) et 2017 ( —▲— PU —●— RO ) par assignation populationnelle en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017.....	19
Figure 11.	Évolution des masses moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —▲— PU ), 2014 ( —▲— PU ), 2015 ( —▲— PU ) et 2017 ( —▲— PU ) de la rivière Puyjalon en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017.....	21
Figure 12.	Évolution des masses moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —●— RO ), 2014 ( —●— RO ), 2015 ( —●— RO ) et 2017 ( —●— RO ) de la rivière Romaine en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017.....	22
Figure 13.	Évolution des longueurs à la fourche moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —▲— PU —●— RO ), 2014 ( —▲— PU —●— RO ), 2015 ( —▲— PU —●— RO ) et 2017 ( —▲— PU —●— RO ) par assignation populationnelle en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017 .....	23
Figure 14.	Évolution des longueurs à la fourche moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —▲— PU ), 2014 ( —▲— PU ), 2015 ( —▲— PU ) et 2017 ( —▲— PU ) de la rivière Puyjalon en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017 .....	24
Figure 15.	Évolution des longueurs à la fourche moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —●— RO ), 2014 ( —●— RO ), 2015 ( —●— RO ) et 2017 ( —●— RO ) de la rivière Romaine en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017 .....	25

Figure 16. Schéma de la répartition des individus dans les bassins d'élevage durant la fraie 2017 .....	30
Figure 17. Insertion du cathéter urinaire dans le pore, puis dans le canal déférent d'un saumon mâle ..	31
Figure 18. Extraction de la laitance d'un mâle à l'aide d'un cathéter urinaire de femme.....	32
Figure 19. Laitance extraite placée sur du refroidissement dans une glacière avant d'être caractérisée	32
Figure 20. Vérification de la contamination de la laitance par le sang ou l'urine et de la motilité des spermatozoïdes .....	33
Figure 21. Spectrophotomètre SDM6 utilisé pour déterminer la densité de spermatozoïdes de la laitance .....	33
Figure 22. Dilution de la laitance d'un individu à l'aide du dilueur de Cryogenetics.....	33
Figure 23. Ponte récoltée dans un bol taré, puis séparation de la ponte de la femelle en trois plats égaux et ajout d'oxygène pur dans ceux-ci pour l'entreposage au réfrigérateur durant la nuit .....	34
Figure 24. Extraction des œufs restants d'une femelle durant l'échantillonnage du 4 décembre 2017...	35
Figure 25. Œufs placés en durcissement dans les paniers et suspendus dans des bassins en circulation à 5°C pour 2 heures.....	37
Figure 26. Couvercle du XpertCount effectuant les lectures de nombre d'œufs et de diamètre moyen .	37
Figure 27. Œufs morts d'une même femelle présentant une grande variabilité de diamètres .....	40
Figure 28. Schéma d'un croisement factoriel partiel réalisé lors de la reproduction de 2017 .....	41
Figure 29. Six réservoirs d'azote liquide contenant les sachets de laitance cryopréservés de 2016 et 2017 .....	42
Figure 30. Sachet de sperme cryopréservé en 2016 ayant été utilisé pour fertiliser 4000 œufs de saumon en 2017.....	42
Figure 31. Section de tuyau en PVC utilisée pour dévier le jet d'arrivée d'eau et empêcher la formation de grosses bulles d'air sous les œufs .....	43
Figure 32. Exemple de la variabilité entre le diamètre des œufs de deux femelles de la population de la rivière Puyjalon.....	44

## LISTE DES ANNEXES

Annexe 1.	Procédure d'évaluation de la résorption du sac vitellin .....	50
Annexe 2.	Tableau détaillé des mortalités et des euthanasies sur les cohortes 2013, 2014 et 2015 de saumons durant l'année 2017 .....	54
Annexe 3.	Fonctionnement du spectrophotomètre SDM6 .....	57
Annexe 4.	Aquabost Dilutor.....	63
Annexe 5.	Capture d'écran du fichier fourni par Cryogenetics pour calculer la quantité de laitance et de dilueur requis en fonction de la densité de la laitance.....	64
Annexe 6.	AquaBoost Extender .....	65
Annexe 7.	Capture d'écran du fichier fourni par Cryogenetics pour calculer la quantité de laitance et d'extender requis en fonction de la densité de la laitance .....	66
Annexe 8.	AquaBoost Activator .....	67
Annexe 9.	Protocole de Cryogenetics pour la décongélation de la laitance cryopreservée et la fertilisation des œufs.....	68
Annexe 10.	Portion du tableau de croisements effectués sur les individus de la rivière Romaine à la fin de la reproduction 2017 .....	83
Annexe 11.	Permis émis par le ministère de la Forêt, de la Faune et des Parcs (MFFP) pour le transport de la laitance des saumons atlantique vers le Nouveau-Brunswick.....	84
Annexe 12.	Permis émis par le ministère de la Forêt, de la Faune et des Parcs (MFFP) pour le transport de la laitance des saumons atlantique cryopréservée du Nouveau-Brunswick vers le LARSA ...	85
Annexe 13.	Permis de mouvement domestique de laitance de saumons émis par l'agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA) pour le transport entre le Nouveau-Brunswick et le Québec .....	86
Annexe 14.	Captures d'écran des différentes sections du fichier pour le suivi de l'incubation des œufs	92
Annexe 15.	Captures d'écran du fichier de suivi de l'éclosion des œufs et de l'émergence des alevins..	93

# 1 INTRODUCTION

Bien qu'aucun changement n'ait été apporté quant à l'objectif de base d'augmenter la quantité d'œufs produits dans les rivières Romaine et Puyjalon en 2017, le personnel du LARSA persiste à améliorer continuellement ses méthodes de travail, d'élevage et l'efficacité de ses manipulations.

En juin 2017, une petite cohorte de smolts est arrivée au LARSA. Il n'a cependant pas été possible d'obtenir une cohorte de 100 individus comme prévu initialement, en raison du faible nombre d'individus capturés.

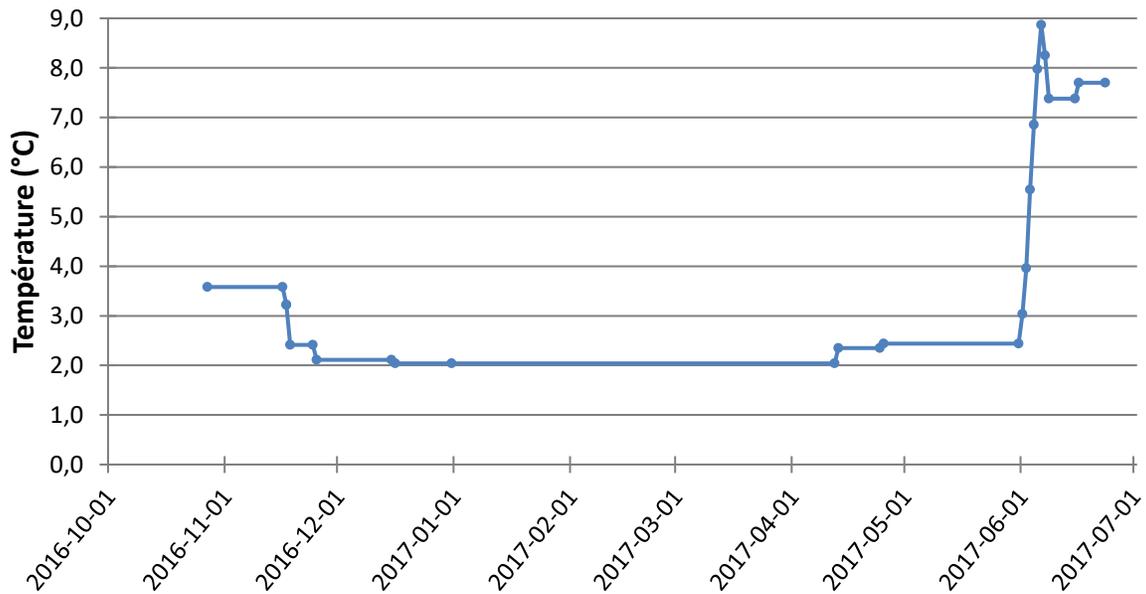
Afin d'améliorer la conservation des produits sexuels extraits et le taux de fertilisation des œufs, la SSRR et le LARSA ont fait appel à la compagnie *Cryogenetics*. C'est également cette compagnie qui a, une fois de plus, assuré la cryopréservation du sperme des mâles matures à la fin de la période de reproduction 2017 au LARSA, avec les mêmes objectifs qu'en 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018).

Cette année, le LARSA a non seulement envoyé des œufs verts (stade de développement des œufs dans les 36 heures suivant la fertilisation) par avion à la station piscicole pour y être incubés, mais également des œufs oeillés post-chocage. L'envoi des alevins vésiculés a également été effectué en sacs de transport par avion plutôt que par camion. Le deuxième ensemencement des alevins produits au LARSA a eu lieu à l'été 2017.

## 2 RETOUR SUR L'INCUBATION DES ŒUFS PRODUITS EN 2016

### 2.1 Incubation

L'incubation des œufs produits en 2016 s'est faite de la même façon au LARSA que pour les années précédentes. Les œufs sont restés à une température moyenne avoisinant les 2,0°C durant tout l'hiver, avant que celle-ci ne soit augmentée graduellement en fonction du patron thermique des rivières Romaine et Puyjalon pour synchroniser le développement des alevins avec le moment de l'ensemencement en rivière (figure 1).



**Figure 1. Évolution de la température d'incubation des œufs produits en 2016 du 27 octobre 2016 au 23 juin 2017**

Le 17 février 2017, il a été noté que les deux derniers incubateurs sur la ligne avaient un débit d'eau très faible. Puisque les œufs ont été piqués dans l'après-midi du 15 février et au matin du 16 février, cette situation n'a duré qu'au maximum une journée. Cependant, la température a augmenté jusqu'à 9,5°C. Une mortalité un peu plus élevée que les autres semaines a été observée dans les tiroirs 49 à 56, mais ces tiroirs n'avaient pas encore été choqués. Les tiroirs 70 à 80 n'ont pas présenté de mortalités différentes, mais avaient été choqués le 14 février. Par précaution, les débits de tous les incubateurs ont été vérifiés.

Pour plus de détails sur la méthode d'incubation et le suivi du développement des œufs, veuillez consulter le rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018) et le rapport d'activité 2014-2015 (Therrien *et al.*, 2017).

Ainsi, c'est 254 334 œufs qui ont été incubés en 2016 au LARSA (tableau 1) et une estimation (par la méthode de Von Bayer) de 95 699 œufs Puyjalon (Langlois-Parisé *et al.*, 2018) qui ont été incubés dès le stade d'œufs verts à la station piscicole de Havre-Saint-Pierre. Tel que mentionné dans le rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), les œufs des 62 femelles ont été mélangés en respectant l'assignation

populationnelle durant l'incubation afin d'optimiser le nombre d'œufs pouvant être incubés au LARSA en 2016. Au moment de l'incubation, les tiroirs ont été remplis de façon à contenir en moyenne entre 3000 et 4000 œufs, les tiroirs pouvaient donc contenir les œufs de plus d'une femelle. Puisque les dénombrements ont été effectués par femelle, le nombre précis d'œufs par tiroir n'était pas connu. Une fois le chocage effectué en mars, le nombre d'œufs par tiroir permettait désormais de prendre une photo des œufs sur une seule couche pour effectuer un dénombrement. Ainsi, en mars 2017, un dénombrement de chacun des tiroirs a été effectué par photo à l'aide du logiciel libre de droit (ImageJ) afin de déterminer notamment le taux de survie des œufs et de connaître le nombre d'alevins obtenus pour l'ensemencement. Cela explique la différence avec les nombres d'œufs mentionnés dans le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018) qui provenait du nombre d'œufs estimés avec la méthode Von Bayer (243 380 œufs (Von Bayer) versus 254 334 œufs (photos).

Environ 15 000 œufs provenant de 20 croisements uniques (20 femelles et 20 mâles différents) ont été incubés séparément pour permettre à Camille Lavoie de réaliser son projet de maîtrise sur l'étude du microbiote des œufs (7527 œufs au LARSA). Chaque croisement a été séparé en deux et incubé au LARSA et à la station piscicole de Havre-Saint-Pierre afin d'étudier les différences au niveau du microbiote entre les deux sites d'incubation (CIRSA, 2018 ; CIRSA 2019). Les œufs utilisés pour cette étude ne sont donc pas considérés dans les dénombrement et taux de survie du tableau 1. De plus, 800 œufs en surplus non utilisés dans cette étude ont également été envoyés dans deux écoles de la Minganie dans le cadre du programme Histoire de saumon de la Fédération québécoise pour le saumon atlantique (FQSA). Cette initiative a permis aux jeunes de suivre le développement des œufs et l'évolution des larves de saumon avant de les ensemercer dans la rivière Romaine.

**Tableau 1. Résumé de l'incubation au LARSA des œufs produits en 2016 en fonction de la date de fertilisation**

Date fertilisation	Date chocage	Origine	Nb fem	% survie moyen*	Nb œufs de départ LARSA (11/17)	Nb œufs oeillés envoyés SSRR (03/17)	Nb œufs gardés LARSA (23/03/17)	Nb alevins envoyés SSRR (06/17-07/17)
27-10-2016	14-02-2017	RO	25	77	121 410	92 964	1051	1042
		PU	1	60	2035	1056	170	163
02-11-2016	22-02-2017	RO	9	74	33 953	18 611	6387	6363
		PU	2	92	6620	5846	247	246
09-11-2016	02-03-2017	RO	3	70	13 415	8942	337	336
		PU	11	83	50 601	35 338	6931	6844
17-11-2016	13-03-2017	RO	1	0	1626	0	0	0
		PU	9	67	21 929	13 697	395	342
23-11-2016	20-03-2017	RO	1	27	2745	735	0	0
<b>Total</b>		RO	39	74	173 149	12 1252	7775	7595
		PU	23	79	81 185	55 937	7743	7741
			62	75	254 334	177 189	15 518	15 336

\* % de survie moyen jusqu'à l'envoi des œufs oeillés à la SSRR en mars 2017

## 2.2 Chocage des œufs

Les œufs incubés au LARSA ont été choqués à 70 % de développement (figure 2) en fonction de leur date de fertilisation, soit entre le 14 février et le 13 mars (tableau 1). Le lendemain du chocage, les œufs morts ont tous été retirés et dénombrés, comme chaque semaine, afin d'obtenir un taux de survie global pour chaque tiroir à la fin de la période d'incubation.

## 2.3 Envoi des œufs œillés à la station

Une fois les œufs choqués, quatre envois d'œufs œillés ont été effectués vers la station piscicole de Havre-Saint-Pierre (HSP) afin de conserver environ 10 000 œufs de chaque population en incubation au LARSA, en incluant les œufs du projet de microbiote dans ces nombres. Les envois ont tous été effectués avant que les œufs aient dépassé 90 % de leur développement, soit entre le 9 et le 30 mars 2017. En raison de mauvaises conditions météorologiques, les œufs envoyés par avion vers la station piscicole le 9 mars ont été rapportés au LARSA et ont passé la nuit à 4°C avant d'être réacheminés vers la station le 10 mars au matin par avion. De la glace fraîche a été ajoutée le matin dans la clayette du dessus par prévention, mais il restait toujours de la glace de la veille. Malgré le délai, cet envoi n'a pas comporté un nombre plus élevé de mortalités que les autres. De plus, le 16 mars, les trois boîtes d'œufs acheminées à Havre-Saint-Pierre par avion ont été réceptionnées et gardées au réfrigérateur pour la nuit puisque les routes étaient fermées en raison d'une tempête, rendant la station piscicole inaccessible.

Afin de connaître le nombre d'œufs œillés envoyés à la station, chaque tiroir a été pris en photo la veille de l'envoi pour ensuite être dénombré (figure 3). Les œufs restants au LARSA ont également été pris en photo et dénombrés pour être déduits du nombre total du tiroir et ainsi déterminer le nombre envoyé à la station. Ainsi, c'est 121 252 œufs RO et 55 937 œufs PU qui ont été envoyés à la station piscicole de HSP et 7775 œufs RO et 7743 œufs PU qui ont été maintenus en incubation au LARSA.



**Figure 2. Chocage des œufs à 70 % de développement**



**Figure 3. Photo du tiroir 1, prise le 8 mars 2017, utilisée pour dénombrer les 2948 œufs**

## 2.4 Taux de survie des œufs incubés au LARSA

Les dénombrements obtenus en mars, pour chacun des 76 tiroirs, ont permis de connaître plus précisément les nombres de départ de ceux-ci, par l'ajout du nombre d'œufs morts du début de l'incubation jusqu'au dénombrement. Ainsi, le taux de survie moyen entre novembre 2016 et mars 2017 est de 75 %, soit 74 % pour les œufs de la rivière Romaine et 79 % pour les œufs de la rivière Puyjalon (tableau 1) variant de 0 à 95 %. En effet, les œufs de certaines femelles ont présenté des taux de mortalité élevés. Sept tiroirs sur 76 ont présenté des taux de mortalité supérieurs à 50 %. Les œufs d'une femelle semblent ne pas avoir été fertilisés puisqu'ils ont un taux de survie de 0%

## 2.5 Évaluation de la résorption

Afin de faciliter le suivi visuel des différents stades de développement des alevins et faciliter le transfert de connaissances, un protocole a été rédigé afin d'évaluer adéquatement la résorption du sac vitellin des alevins. Des photos ont été prises chaque semaine suivant les données de développement obtenues avec la méthode de Jensen (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). Le protocole complet se trouve à l'annexe 1.

## 2.6 Envoi d'alevins ensachés

Tout comme en 2016, les alevins ont été transportés vers la station piscicole en sacs de transport une fois la résorption de leur sac vitellin ayant atteint 80 à 90 %. En 2017, les sacs ont toutefois été transportés par avion et placés dans la soute. Les sacs ont été conçus de la même façon qu'en 2016, soit avec 1/3 d'eau et 2/3 d'oxygène, puis chaque sac a été placé dans une glacière en styromousse (SEAPACK modèle X4212, dimensions intérieures : 25,4" X 11,5" X 9,5") afin de maintenir une température stable. La température de départ des sacs était de 7°C. Aucune glace n'a été ajoutée puisque le transport a été réalisé en moins de trois heures. Le tableau 2 résume les envois effectués vers la station piscicole. Chaque envoi comptait huit sacs d'alevins.

**Tableau 2. Résumé des envois d'alevins par sac vers la station piscicole de HSP en juin 2016 pour ensemencement dans les rivières Romaine et Puyjalon**

Date d'envoi	Origine	Nb de sacs	Nb moyen d'alevins/sac	Nb total d'alevins
19-06-2017	RO	8	1165 alevins/sac (max 1796 alevins)	9316
22-06-2017	PU	7	1286 alevins/sac (max 1710 alevins)	9782
	RO	1		509

## 3 NOUVELLE COHORTE 2017

### 3.1 Manipulations

#### 3.1.1 Réception des smolts

Les smolts de la cohorte 2017 ont été capturés par une firme mandatée par la SSRR, puis marqués par l'injection d'une micropuce (pit-tag) sur le terrain. Puisque ces individus ont connu un fort taux de mortalité à leur arrivée au LARSA (tableau 4), l'équipe du LARSA a demandé au personnel sur le terrain de ne plus marquer les smolts avant leur envoi par avion afin de réduire leur stress. Les derniers smolts capturés ont alors reçu l'injection de leur micropuce au LARSA.

Tous les individus capturés ont également été manipulés lors de la capture pour le projet de maîtrise sur l'étude du microbiote. Ils ont ensuite été maintenus dans les bassins de la station piscicole de Havre-Saint-Pierre durant quelques jours et les survivants ont ensuite été envoyés vers le LARSA en sac de transport (1/3 eau pour 2/3 d'oxygène) placé dans une glacière isolante afin de maintenir la température de l'eau le plus stable possible (figure 4). Les glacières ont été transportées par avion et prises en charge par le personnel du LARSA à l'aéroport. Le premier envoi comportait trois glacières dont la température à l'arrivée se trouvait autour de 10°C pour un total de 28 individus dont la masse moyenne était de 28,5 g (tableau 3). À l'arrivée, un poisson d'origine Romaine démontrait des signes de faiblesse. Le deuxième envoi comportait une glacière avec deux individus dont la température à l'arrivée était de 14,5°C et la masse moyenne était de 53,5 g (tableau 3). Ces deux individus présentaient des lésions corporelles à l'arrivée. Les poissons ont été acclimatés graduellement (durant 1h15) à une température de 10°C avant de subir leur premier traitement.

**Tableau 3. Résumé des smolts réceptionnés au LARSA en juillet 2017**

Date de réception	Nb de RO marqués sur le terrain	Nb de PU marqués sur le terrain	Nb de PU non marqués sur le terrain	Total
03-07-2017	4	15	9	28
05-07-2017	2			2
Total	6	15	9	30



**Figure 4. Réception des smolts de la cohorte 2017 en sacs de transport**

### **3.1.2 Traitement à l'arrivée**

Comme par le passé, les saumons ont été traités dans un bain d'eau de mer (31 g/L) avec du formol (167 mg/L) pour une durée d'une heure durant trois jours consécutifs (figure 5). Le premier lot de poissons a été maintenu dans l'unité de quarantaine en eau saumâtre (20-23 g/L) jusqu'au 5 juillet (environ 2 jours et demi) où un changement d'eau a été effectué afin de ramener la salinité dans les environs de 3-3,5 g/L. À leur arrivée, un smolt avait une coloration beaucoup plus foncée à l'avant de sa nageoire dorsale, un autre présentait une perte d'écailles importante et le dernier avait une plaie bien visible au niveau du site d'injection de la micropuce. Le 4 juillet, 3 individus ont été isolés puisqu'ils nageaient sur le dos. Ceux-ci présentaient une perte d'écailles et une lésion au niveau du site d'injection de la micropuce. Les neuf individus morts dans les deux jours après le premier arrivage au LARSA présentaient tous des pertes d'écailles importantes et plusieurs avaient des lésions près du site d'injection de la micropuce (figure 6). Selon Bouck et Smith (1979), en présence des pertes importantes de mucus et d'écailles, l'eau saumâtre n'est pas conseillée, ce qui explique la décision prise par le personnel du LARSA de retirer les individus de l'eau saumâtre. Une fois les trois jours de traitement terminés, les poissons ont été transférés dans leur unité d'élevage contenant deux bassins de 2 m<sup>3</sup> en eau douce avec du *Stress Coat* afin de limiter le stress lié aux manipulations (capture, marquage, transport, traitements, etc.).



**Figure 5. Traitement des smolts 2017 à l'arrivée dans un bain d'eau de mer et de formol pour une heure**



**Figure 6. Poisson vivant en isolement avec perte d'écaillés visible (a), poissons morts avec pertes d'écaillés sur tout le corps (b et c)**

### 3.1.3 Mortalités

Dès le lendemain de l'arrivée du premier lot, des mortalités ont commencé à survenir. Puisque la présence du parasite intestinal *Crepidostomum* a été observée comme en 2016 chez un grand nombre d'individus morts (tableau 4), un bio-essai a été effectué avec deux individus dans un bain d'antiparasitaire de praziquantel (Droncit à 5mg/L) pour une durée de deux heures. Puisque les individus n'ont démontré aucun problème durant et après le traitement, les 21 smolts toujours vivants ont été traités au Droncit (5 mg/L) dans un bain de 3 heures à 10°C le 7 juillet 2017. Pour plus d'informations sur le parasite, consulter le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé, *et al.*, 2018). Aucun parasite vivant n'a été observé chez les individus morts les jours suivant le traitement au praziquantel. Par contre, la plupart des individus morts après le traitement antiparasitaire présentaient des points communs. Ils refusaient de s'alimenter au krill frais, s'isolaient du reste du groupe et avaient des nageoires et le pédoncule caudal érodés. Ces symptômes sont souvent causés par des bactéries opportunistes qui affectent les individus ayant un système immunitaire affaibli (figure 7). Les individus finissent souvent par mourir d'un déséquilibre osmotique (Morin, 2012). Au 31 décembre 2017, il restait 14 individus, soit 12 femelles et 2 mâles (tableau 5). Le tableau 4 résume les individus retrouvés morts ou euthanasiés en juillet 2017. Aucune autre mortalité/euthanasie n'a eu lieu sur cette cohorte en 2017 une fois la période critique terminée.



**Figure 7. Deux exemples d'individus avec le pédoncule caudal érodé**

**Tableau 4. Résumé des mortalités et des euthanasies suite à la réception en juillet des smolts de la cohorte 2017**

Date	Origine	Mort/euthanasie	Commentaires
04-07-2017	PU (marqué sur terrain)	Mort	Parasites intestinaux
04-07-2017	PU (marqué sur terrain)	Mort	Beaucoup de parasites intestinaux, nécrose sur le dos et sur le pédoncule caudal
04-07-2017	PU (marqué sur terrain)	Mort durant isolement et observations	Nage sur le dos, lésion au niveau site injection puce, perte d'écailles, parasites intestinaux
04-07-2017	RO (marqué sur terrain)	Euthanasie après isolement et observations	Nage sur le dos, lésion au niveau site injection puce, perte d'écailles, respiration faible
05-07-2017	RO (marqué sur terrain)	Euthanasie	Pas de mouvement de nage, reste sur le dos, lésion au niveau site injection puce, perte d'écailles, respiration faible, beaucoup de parasites intestinaux
05-07-2017	RO (marqué sur terrain)	Mort	Beaucoup de parasites intestinaux, puce dans le muscle, perte d'écailles
05-07-2017	PU (marqué sur terrain)	Mort	Parasites intestinaux, perte d'écailles
05-07-2017	RO (marqué sur terrain)	Mort	Perte d'écailles
05-07-2017	PU (non marqué sur terrain)	Euthanasie après isolement et observations	Reste sur le dos, pas de mouvement de nage, lésion au niveau site injection puce, perte d'écailles, respiration presque nulle, point limite, beaucoup de parasites intestinaux
09-07-2017	PU (non marqué sur terrain)	Mort	Pas de plaie, rien dans le système digestif, pas de parasites
13-07-2017	PU (non marqué sur terrain)	Euthanasie	Perte d'écailles, grosse vésicule biliaire, rien dans le système digestif, pas de parasites, scoliose, difficulté à nager, reste sur le dos, pédoncule caudal érodé, hémorragies sur nageoire dorsale, pédoncule caudal et autour de l'anus, respiration lente, point limite
19-07-2017	RO (marqué sur terrain)	Mort	Pas de parasites intestinaux, pédoncule caudal érodé, trou de la puce visible, estomac vide
19-07-2017	PU (marqué sur terrain)	Mort	Pas de parasites intestinaux, un ver enkysté, pédoncule caudal érodé, estomac vide
21-07-2017	PU (non marqué sur terrain)	Mort	Pédoncule caudal érodé, muscle visible, 1 parasite intestinal, estomac vide
21-07-2017	PU (marqué sur terrain)	Mort	Pédoncule caudal érodé, muscle visible
25-07-2017	PU (non marqué sur terrain)	Euthanasie	Reste sur le dos ou nage erratique dans tous les sens, pédoncule caudal érodé un peu en sang, exophtalmie et présence de sang dans les yeux, estomac vide, pas de parasites intestinaux

### 3.1.4 Premier échantillonnage et marquage

Le premier échantillonnage et le marquage des poissons a toujours lieu une fois la période critique de mortalités terminée (généralement 1 mois). Pour la cohorte 2017, il a eu lieu le 9 août 2017. Aucun changement n'a été apporté quant à la méthode de marquage pour la cohorte 2017. Seulement trois des quatorze poissons restants ont eu une micropuce injectée de façon intramusculaire le long de la nageoire dorsale puisque les autres avaient été marqués sur le terrain lors de la capture. Pour plus de détails sur la méthode et le matériel utilisés, veuillez consulter le Rapport d'activité 2014-2015 (Therrien *et al.*, 2017). Un échantillon de nageoire adipeuse a également été récolté sur ces trois individus. Les nageoires des autres poissons avaient été prélevées lors du marquage sur le terrain. Ce prélèvement permet de déterminer l'origine populationnelle et le sexe de chaque individu. Ces analyses génétiques ont été réalisées par le laboratoire du Dr Louis Bernatchez (Perreault-Payette *et al.*, 2018). Les résultats sont présentés dans le tableau 5. Lors des prises de poids et de longueurs, chaque individu a été observé afin de noter la présence de plaies ou autres observations. À ce moment, la plupart des queues érodées étaient en voie de guérison.

**Tableau 5. Assignment populationnelle pour les smolts vivants de la cohorte 2017**

Rivière	Mâles	Femelles	Total
Puyjalon	1 (7,7 %)	12 (92,3 %)	13 (100,0 %)
Romaine	1 (100,0 %)	0 (0,0 %)	1 (100,0 %)
<b>Total</b>	<b>2 (14,3 %)</b>	<b>12 (85,7 %)</b>	<b>14 (100,0 %)</b>

### 3.2 Conditions d'élevage

Vu le faible nombre d'individus et leur taille, les saumons de la cohorte 2017 ont été maintenus en élevage dans un seul bassin de 2 m<sup>3</sup> durant l'année 2017. Seul le niveau d'eau a été augmenté en fonction de la croissance des poissons. Tous les paramètres physico-chimiques de l'eau ont été surveillés de la même façon que par le passé afin d'assurer une qualité d'eau optimale (tableau 6). Pour plus de détails, veuillez consulter le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018).

**Tableau 6. Paramètres physico-chimiques moyens par mois dans l'unité d'élevage des smolts 2017 de la réception en juillet 2017 au 31 décembre 2017**

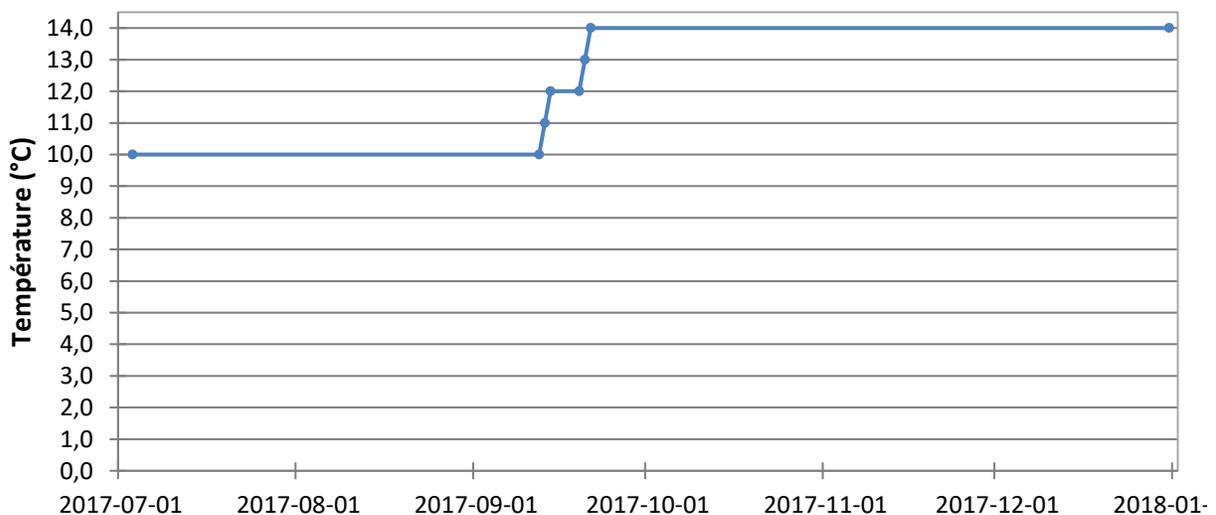
	Ammoniac (NH <sub>3</sub> <sup>-</sup> mg/L)	Nitrite (NO <sub>2</sub> <sup>-</sup> mg/L)	CO <sub>2</sub> (mg/L)	Salinité (g/L)
Juillet	0,00	0,040		3,3
Août	0,00	0,020	2,50	2,9
Septembre	0,00	0,010	1,25	3,0
Octobre	0,00	0,010	0,80	2,9
Novembre	0,00	0,000	1,25	2,8
Décembre	0,00	0,012	0,80	2,9

### 3.2.1 Alimentation

Une fois le premier échantillonnage effectué, la transition à la moulée a été faite selon le même protocole que par le passé avec de la moulée Skretting Nutra RC 2,3 mm (pour plus de détails, veuillez consulter le Rapport d'activité 2016, Langlois-Parisé *et al.*, 2018). La cohorte 2017 a été la première cohorte de saumons où la transition à la moulée s'est effectuée au premier essai pour tous les individus. Ainsi, en date du 13 septembre 2017, jour d'échantillonnage, tous les individus présentaient un gain de masse supérieur à 18 %. La transition à la moulée était donc considérée comme terminée. Les poissons ont été alimentés selon les mêmes barèmes que la cohorte 2015 en fonction de leur masse. De la fin de la transition jusqu'au 9 octobre 2017, les poissons ont été alimentés avec la moulée Nutra RC 2,3 mm enrobée de 25 % de krill broyé. Du 12 octobre au 1<sup>er</sup> novembre, une transition graduelle vers la moulée Nutra RC 3 mm a été effectuée. À partir de ce moment et ce, jusqu'au 31 décembre 2017, les poissons ont mangé de la moulée 3mm. L'enrobage de krill a également été maintenu à 25 %. Comme mentionné dans le Rapport d'activités 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), les saumons ont été alimentés 6 jours sur 7 en tout temps, à l'exception des jours où un échantillonnage était planifié. À ce moment, les individus étaient mis à jeun pour une période de deux jours. De plus, du 21 décembre au 10 janvier 2018, les saumons ont été nourris aux deux jours en raison du congé des Fêtes.

### 3.2.2 Température et photopériode

Une fois la transition à la moulée terminée, la température de l'unité d'élevage de la cohorte 2017 a été graduellement augmentée de 10°C à 14°C (figure 8). La photopériode a également été programmée au jour le plus long de l'année correspondant à 16 heures de jour et 8 heures de nuit (4h00 à 20h00). Les paramètres d'élevage sont ensuite restés les mêmes jusqu'à la fin de l'année 2017 afin de favoriser la croissance durant la première année en bassin. Cette stratégie avait également été utilisée sur la cohorte 2015 et avait grandement favorisé leur croissance, permettant ainsi de transférer les individus avec les plus petits saumons des cohortes 2013 et 2014 dans les unités de 20 m<sup>3</sup> après un an d'élevage (Langlois-Parisé *et al.*, 2018).



**Figure 8. Température d'élevage des saumons de la cohorte 2017 en élevage au LARSA du 3 juillet au 31 décembre 2017**

## 4 COHORTES PRÉCÉDENTES (2013, 2014 ET 2015)

### 4.1 Alimentation

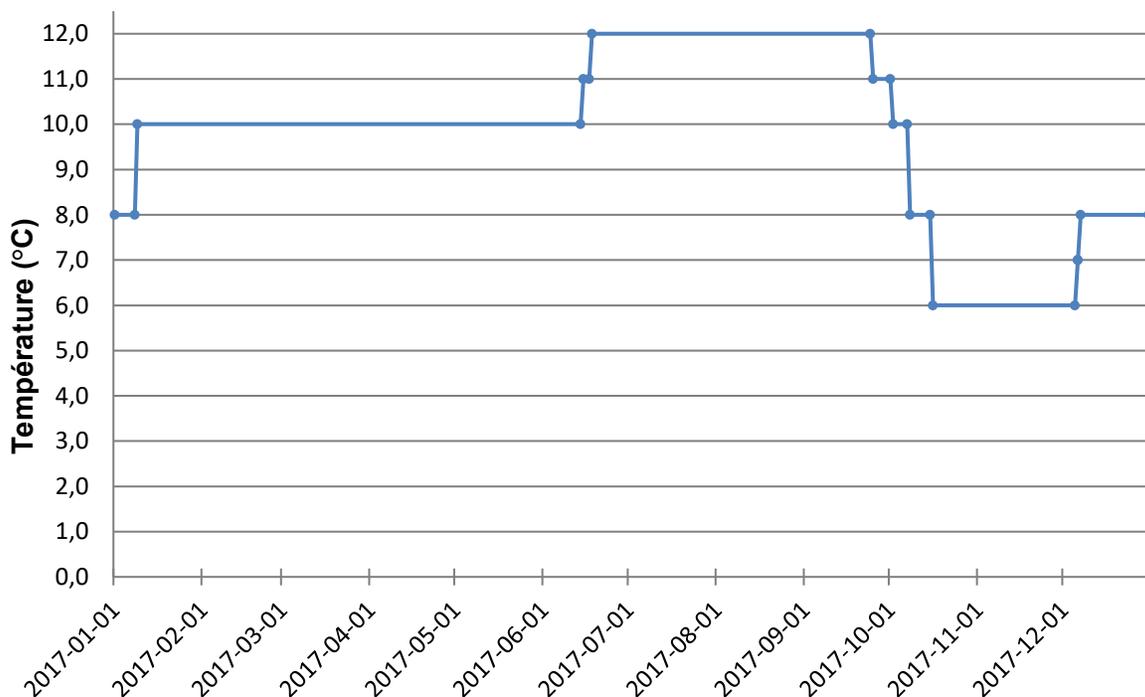
Comme mentionné dans le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), les saumons des cohortes 2013, 2014 et 2015 ont été alimentés avec de la Bio-Oregon Biobrood dont le diamètre a été ajusté en fonction de la masse des individus. Ainsi, en début d'année 2017, les plus petits individus (< 3 kg) mangeaient un mélange de moulée 6 mm et 9 mm (50/50) avec 20 % de krill, les individus moyens (> 3 kg et < 5,5 kg) mangeaient un mélange de moulée 9 mm et 12 mm (50/50) avec 15 % de krill et les plus gros (>5,5 kg) mangeaient uniquement de la moulée 12 mm avec 10 % de krill. En fin d'année, les plus petits (entre 1,3 et 4,8 kg) mangeaient un mélange de moulée 6 mm et 9 mm (25/75) avec 20 % de krill et tous les autres mangeaient de la moulée 12 mm avec 10 % de krill. Les poissons ont continué d'être alimentés six jours par semaine, à l'exception des moments d'échantillonnage où ils étaient mis à jeun deux jours avant.

Dès le début du mois de juin, une diminution marquée de la prise alimentaire a été observée dans les bassins d'élevage. Cela s'observe par la présence d'une quantité de plus en plus élevée de nourriture au fond des bassins et par la diminution de la présence de fèces. Ainsi, les rations ont été réduites de 25 % afin de réduire la quantité de nourriture non ingérée au fond des bassins et préserver la qualité de l'eau. L'échantillonnage a été effectué les 13 et 14 juin. Les rations ont ensuite été calculées avec les nouvelles biomasses en fonction d'une température de 10°C (malgré la hausse à 12°C dans les bassins) et réduites de 25 % pour tous les bassins, en raison de la prise alimentaire plus faible des poissons. En août, une augmentation de la nourriture non ingérée au fond de la plupart des bassins a été observée. Les poissons ont donc été nourris un jour sur deux à partir de ce moment. La plage de distribution de la ration a été augmentée pour qu'elle soit distribuée sur deux jours (à partir du 14 août 2017). Par ailleurs, les poissons dans le bassin des plus petits individus (< 4 kg) ont continué à être nourris 6 jours sur 7.

Suite à l'échantillonnage du 5 et du 6 septembre 2017, les poissons jugés matures n'ont plus été alimentés. Pour plus de détails sur la détermination de la maturation, veuillez consulter la section 7.1.1. Le bassin de saumons jugés immatures a été nourri un jour sur deux avec un mélange de Biobrood 9 mm et 12 mm (50/50) avec 10 % de krill jusqu'au 10 novembre, avant d'être mis à jeun pour une nouvelle vérification de la maturation des individus jugés immatures. L'alimentation a été reprise pour tous les saumons une fois l'échantillonnage de décembre effectué après la fraie, soit le 7 décembre 2017. À partir du 21 décembre 2017, les poissons ont été alimentés tous les deux jours en raison du congé des Fêtes.

## 4.2 Température et photopériode

La température des unités d'élevage des cohortes 2013, 2014 et 2015 a suivi sensiblement le même patron de température que durant l'année 2016, à l'exception de la température estivale qui n'a pas été haussée jusqu'à 14°C. Tel que mentionné dans le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), la température n'a pas été augmentée à plus de 12°C afin de préserver une qualité d'eau adéquate malgré les biomasses élevées dans les bassins d'élevage et prévenir un possible épisode de maladie. En effet, outre le bassin des plus petits individus (< 4 kg) dont la biomasse était de 290 kg/m<sup>3</sup>, les trois autres bassins avaient des biomasses de 407, de 409 et de 410 kg/m<sup>3</sup>. La température a ainsi subi la hausse estivale (12°C), puis la diminution automnale pour la période de fraie (6°C) avant d'être ramenée à 8°C pour la période des Fêtes (figure 9). En ce qui concerne la photopériode, elle était toujours devancée de deux semaines comme mentionné dans le rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), puisque cela permet d'assurer un déclenchement de la fraie approximativement au même moment qu'en milieu naturel, soit vers la mi-octobre.



**Figure 9. Température d'élevage des saumons des cohortes 2013, 2014 et 2015 en élevage au LARSA du 1er janvier au 31 décembre 2017**

## 4.3 Conditions d'élevage

Les paramètres physico-chimiques de l'eau d'élevage des saumons des cohortes 2013, 2014 et 2015 ont été surveillés de la même façon que par le passé (Langlois-Parisé *et al.*, 2018) afin d'assurer une qualité d'eau optimale. Les valeurs obtenues de ces paramètres étaient toujours dans les valeurs préconisées pour l'élevage des salmonidés (Morin, 2012).

## 5 BILAN DE SANTÉ DU CHEPTEL

### 5.1 Mortalités

En mars 2017, la biomasse totale des saumons était de 1640 kg, alors que la charge maximale des bassins était de 1600 kg. Considérant que la prise de masse des individus est souvent plus grande entre mars et juin, il devenait essentiel de diminuer les charges des bassins. Ainsi, 15 poissons ont été isolés dans une autre unité d'élevage suite à l'échantillonnage trimestriel. Onze de ces poissons, après une période d'observation d'environ un mois, ont été jugés moribonds, car ils présentaient des plaies et/ou une perte de plus de 10 % de masse. Ils ont été euthanasiés afin de prévenir le risque d'éclosion de maladies dans l'élevage du LARSA. Les quatre autres poissons isolés ont été jugés en meilleure condition puis remis avec le reste des poissons. En raison d'une densité trop importante dans les bassins d'élevage du LARSA, 24 femelles d'origine Puyjalon de la cohorte 2013 ayant déjà frayé ont été transférées à la pisciculture gouvernementale de Tadoussac en mai 2017. Les neuf autres femelles d'origine Puyjalon ont été euthanasiées. Une femelle Romaine ayant frayé deux années consécutives, ainsi que six mâles Romaine et un mâle Puyjalon qui avaient leur laitance cryopréservée ont également été euthanasiés pour réduire la densité d'élevage. Entre la fin de la reproduction (30 novembre 2017) et le 31 décembre 2017, 14 mâles ayant tous frayé ont été retrouvés morts de façon sporadique. La laitance de 13 de ces mâles avait été cryopréservée. Pour plus de détails sur les mortalités et les euthanasies effectuées en 2017, veuillez consulter l'annexe 2. Il est à noter que les transferts d'individus et les euthanasies ont tous été réfléchis et réalisés en accord avec le comité de protection des animaux de l'Université Laval et la SSRR.

En 2016, le pourcentage de mortalité globale du projet, du marquage de la première cohorte en 2013 au 31 décembre 2016, était de 19 % (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). Au 31 décembre 2017, ce pourcentage était désormais de 39,4 % (tableau 7). Cela inclut évidemment les individus transférés sur un autre site d'hébergement et ceux euthanasiés à des fins de réduction des densités d'élevage, en plus des mortalités naturelles et des euthanasies préventives. Le tableau 8 démontre le pourcentage de mortalité globale pour l'année 2017, toujours en tenant compte des diminutions volontaires de densité.

Le tableau 9 détaille un peu plus les différentes mortalités survenues au cours de l'année 2017, par cohorte et par sexe et fait état du nombre d'individus pour chaque sexe, population et cohorte au 31 décembre. Au 31 décembre 2017, un total de 243 saumons était en élevage au LARSA.

**Tableau 7. Mortalités des saumons par cohorte et par origine populationnelle entre le marquage et le 31 décembre 2017**

Cohorte	Origine	Nb (marquage)	Nb (31 déc. 2017)	Nb de morts	Nb d'individus transférés	Mortalité (%)	Mortalité globale (%)
<b>2013</b>	PU	113	34	55	24	64,6	59,3
	RO	85	47	38		37,6	
	NA	1	0	1		100,0	
<b>2014</b>	PU	116	93	23		19,8	21,4
	RO	49	39	10		14,3	
	NA	3	0	3		100,0	
<b>2015</b>	PU	12	9	3		16,7	20,0
	RO	8	7	1		12,5	
<b>2017</b>	PU	13	13	0		0,0	0,0
	RO	1	1	0		0,0	
<b>Total</b>		401	243	134	24		39,4

**Tableau 8. Mortalités des saumons par cohorte et par origine populationnelle entre le 31 décembre 2016 et le 31 décembre 2017**

Cohorte	Origine	Nb (31 déc. 2016)	Nb (31 déc. 2017)	Nb de morts	Nb d'individus transférés	Mortalité (%)	Mortalité globale (%)
<b>2013</b>	PU	80	34	22	24	50,0	38,4
	RO	71	47	18		25,4	
<b>2014</b>	PU	99	93	6		6,1	5,6
	RO	44	39	2		4,5	
<b>2015</b>	PU	12	9	2		16,7	10,5
	RO	7	7	0		0,0	
<b>2017</b>	PU	-	13	0			
	RO	-	1	0			
<b>Total</b>		313	243	50	24		22,4

**Tableau 9. Suivi du nombre de saumons restants au 31 décembre 2017 en fonction des cohortes, des populations et des sexes**

Cohorte	Origine	Nb 31 déc 16	Morts/ euthanasies	Mort cryo./ frayé 2 fois de suite	Transférés à Tadoussac	Morts post-fraie	Nb 31 déc 17
<b>2013</b>	Mâles PU	25	5	1		5	18
	Mâles RO	34	9	5		6	13
	Total mâles	59					31
	Femelles PU	53	2	9	24		16
	Femelles RO	39	2	1		1	34
	Total femelles	92					50
<b>2014</b>	Mâles PU	48	3				42
	Mâles RO	25		1		3	19
	Total mâles	73					61
	Femelles PU	51	3				51
	Femelles RO	19	1				20
	Total femelles	70					71
<b>2015</b>	Mâles PU	5	2				3
	Mâles RO	2					2
	Total mâles	7					5
	Femelles PU	7	1				6
	Femelles RO	5					5
	Total femelles	12					11
<b>2017</b>	Mâles PU						1
	Mâles RO						1
	Total mâles						2
	Femelles PU						12
	Femelles RO						0
	Total femelles						12
<b>Total</b>		<b>313</b>					<b>243</b>

## 6 CROISSANCE ET BIOMASSE

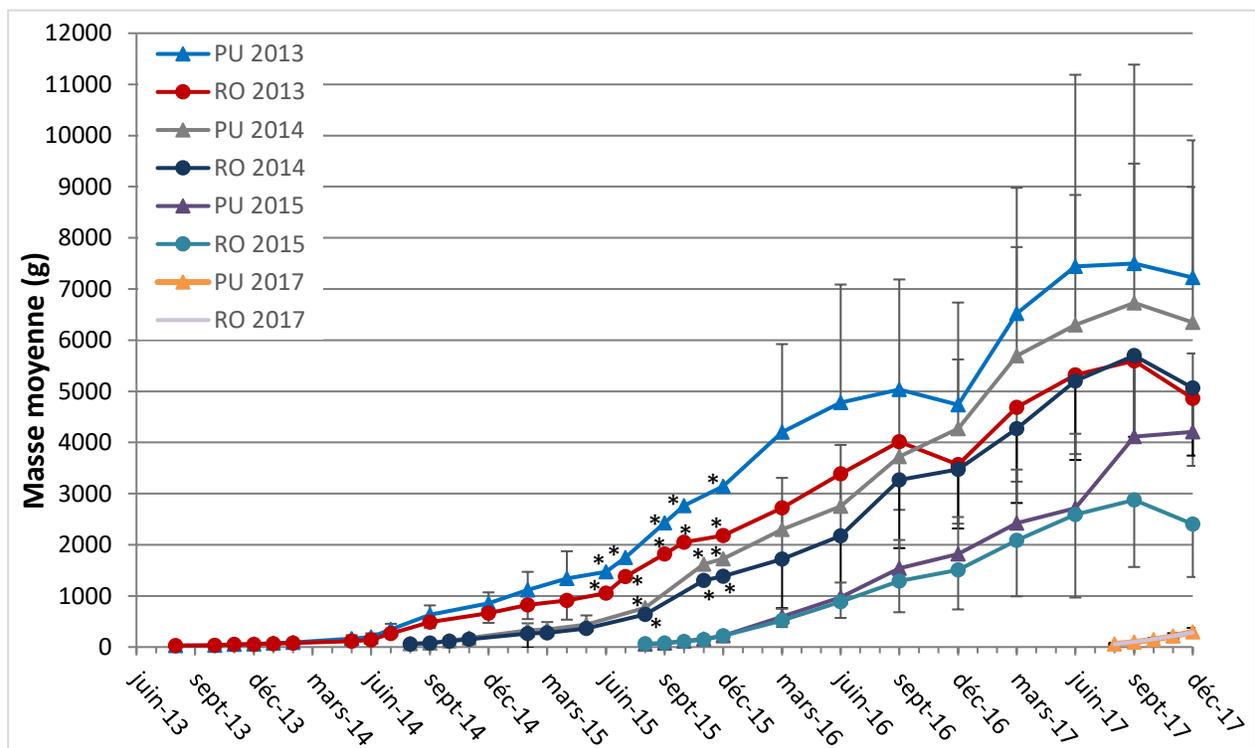
Le tableau 10 permet de voir que, comme pour les années précédentes, les saumons de la rivière Puyjalon ont une croissance supérieure à ceux de la rivière Romaine. Également, il est possible de constater que les saumons de la cohorte 2014 de la rivière Romaine ont eu une croissance supérieure qui leur a permis de dépasser la masse moyenne de ceux de la cohorte 2013, avec une année d'élevage en moins. Malgré une nouvelle réduction du nombre d'individus de la rivière Puyjalon, le tableau 10 permet de constater que cette population représentait toujours 65 % de la biomasse du cheptel en élevage au LARSA au 31 décembre 2017.

**Tableau 10. Caractéristiques morphométriques des saumons des cohortes 2013, 2014, 2015 et 2017 par assignation populationnelle au 6 décembre 2017**

Origine	Cohorte	Nb	Long. four. moy. (cm)	Masse moy. (g)	FC moy.	GF3	Biomasse (kg)	Biomasse (%)
<b>Puyjalon</b>	2013	40	87,3	7222	1,00	1,02	288,9	20
	2014	93	83,6	6349	1,03	1,18	590,5	41
	2015	10	71,7	4206	1,09	1,32	42,1	2
	2017	13	30,0	296	1,08	1,86	3,9	0,27
	Total	156					925,4	65
<b>Romaine</b>	2013	53	79,6	4862	0,94	0,87	257,7	18
	2014	42	80,1	5063	0,95	1,08	212,7	15
	2015	7	62,9	2406	0,92	1,00	16,8	1
	2017	1	29,4	286	1,12	1,84	0,3	0,02
	Total	103					487,5	34
<b>Total</b>							1412,9	100

\*Les GF3 sont calculés à partir de la masse moyenne au marquage jusqu'au dernier échantillonnage du 6 décembre 2017.

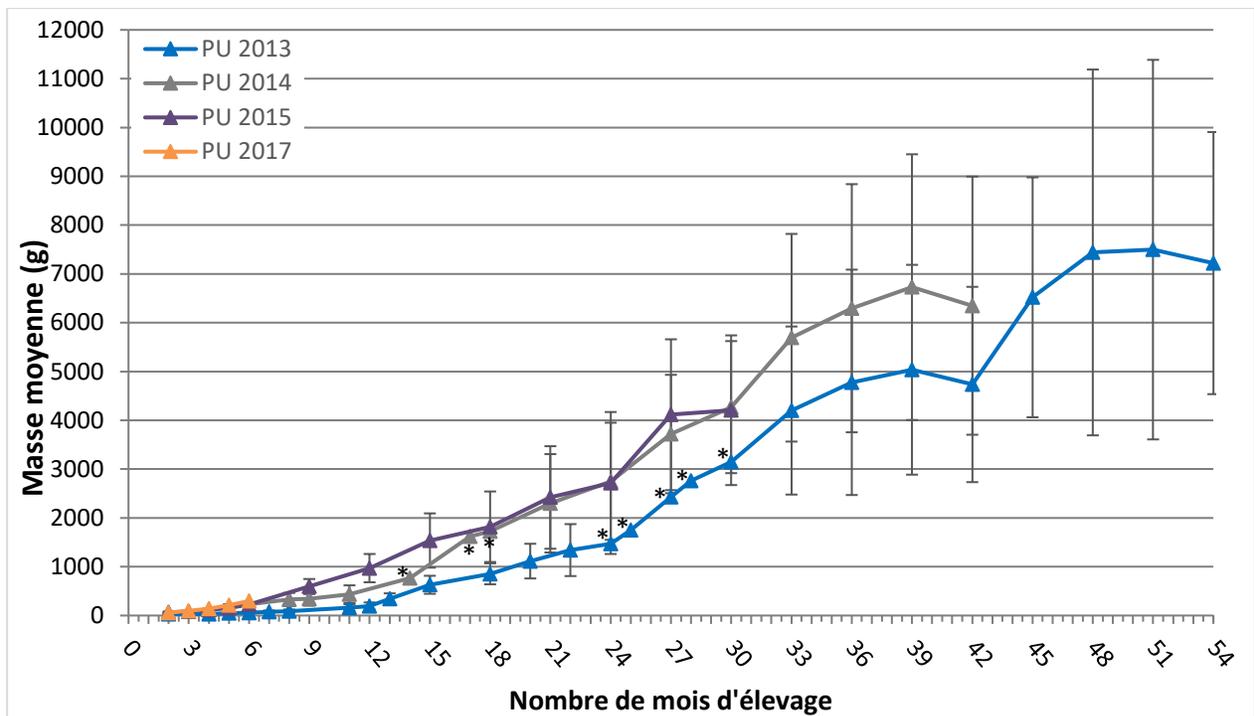
La figure 10 permet de voir que, comme pour les années précédentes, les saumons des cohortes 2013, 2014 et 2015 de la rivière Puyjalon ont une croissance nettement supérieure aux individus de la rivière Romaine. Par exemple, pour la cohorte 2015, les Puyjalon ont une masse moyenne de 43 % supérieure à celle des individus de la Romaine (4206 g versus 2406 g) et c'est la même observation pour la cohorte 2013, soit une masse moyenne de 33 % supérieure pour les individus de la rivière Puyjalon (7222 g versus 4862 g pour les individus de la Romaine). Pour les 2014, la différence est moins importante, mais reste visible, soit une masse moyenne de 20 % supérieure pour les Puyjalon (6349 g versus 5063 g pour les individus de la Romaine). Ainsi, il est également possible d'observer que les Romaine et les Puyjalon 2014 ont surpassé la croissance des Romaine 2013 (tableau 10, figure 10). En ce qui concerne les individus de la cohorte 2017, le faible nombre de données (4 mois) et de représentants de la rivière Romaine (1 RO : 13 PU) ne permettent pas de faire de telles comparaisons. Finalement, entre septembre et décembre 2017, une baisse de la croissance associée à la période de reproduction (perte de masse suite à l'extraction des œufs des femelles et arrêt de l'alimentation) est visible pour les cohortes 2013, 2014 et 2015. La figure 10 permet de voir un impact plus grand de cette période sur les saumons de la rivière Romaine en raison de leur plus fort pourcentage de maturation que les saumons de la rivière Puyjalon (80 % de la cohorte versus 51 %) (tableau 13 et 14).



Note : Les astérisques (\*) indiquent les points de données pour lesquels une moyenne pondérée de la masse moyenne a été calculée pour les prises de mesures effectuées sur les individus d'une même cohorte à moins de 30 jours d'intervalle.

**Figure 10. Évolution des masses moyennes des saumons des cohortes 2013 (—▲ PU —● RO), 2014 (—▲ PU —● RO), 2015 (—▲ PU —● RO) et 2017 (—▲ PU —● RO) par assignation populationnelle en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017**

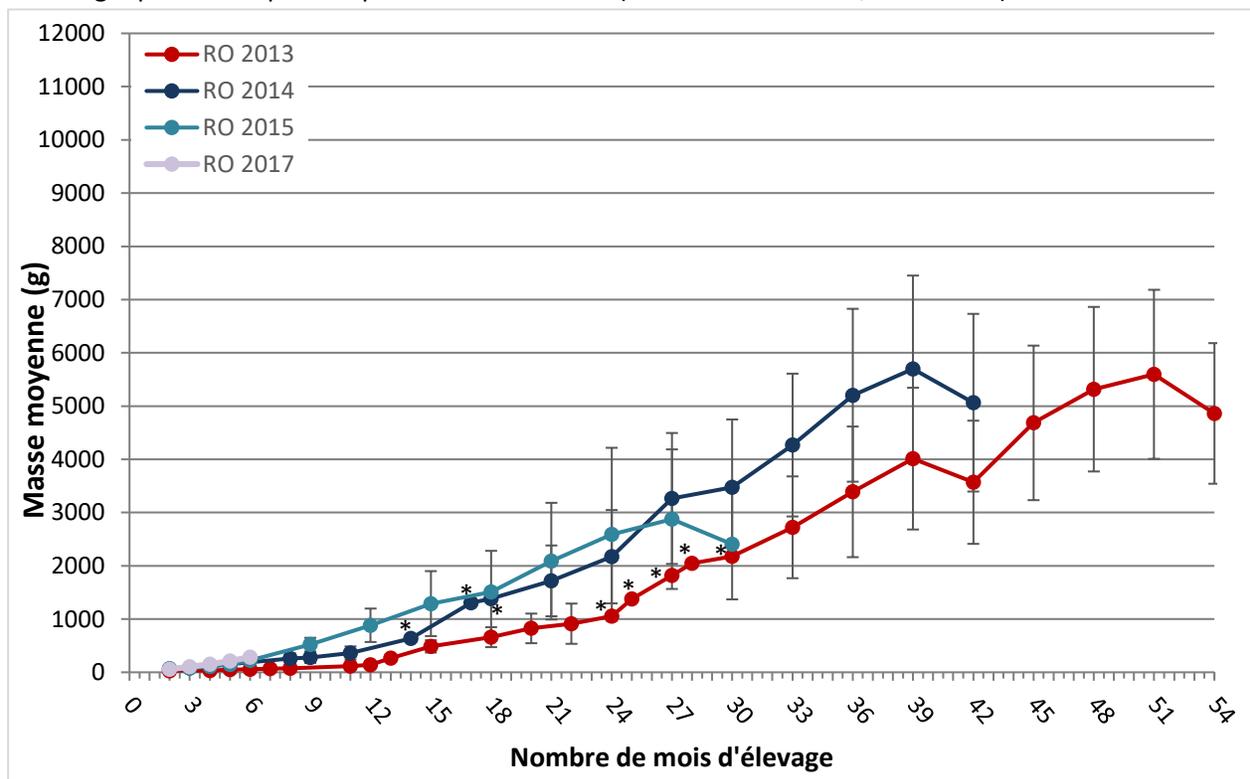
La figure 11 permet de voir que la croissance de la cohorte 2015 de la rivière Puyjalon est relativement similaire à celle de la cohorte 2014 entre le 18<sup>e</sup> et le 30<sup>e</sup> mois d'élevage. Par contre, il est important de considérer le faible nombre d'individus de cette cohorte (9 PU) dans l'interprétation des données. Également, pour les cohortes 2014 et 2015, il est possible d'observer une croissance supérieure à la cohorte 2013 au fur et à mesure que les mois d'élevage avancent. La figure 11 permet une observation visuelle rapide de ce phénomène puisque la courbe des 2013 est toujours sous les courbes des cohortes 2014 et 2015. Par exemple, pour le 30<sup>e</sup> mois d'élevage, il est possible d'observer que les cohortes 2014 et 2015 ont une masse moyenne pratiquement identique (4270 g versus 4206 g), alors que les individus de la cohorte 2013 ont une masse moyenne de 3143 g. Après 42 mois d'élevage, la masse moyenne des 2014 est de 25 % supérieure à ce même moment à la masse moyenne des 2013 (6349 g pour les 2014 versus 4734 g pour les 2013). De plus, de la même façon qu'en 2016, il est possible d'observer un ralentissement de croissance entre le 51<sup>e</sup> et 54<sup>e</sup> mois d'élevage pour la cohorte 2013 (70 % de maturation, tableau 13), ce qui s'explique par la période de reproduction où l'énergie est principalement investie dans les gonades, aux dépens de la croissance (figure 11) (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). Pour la cohorte 2014, cela se produit entre le 39<sup>e</sup> et le 42<sup>e</sup> mois d'élevage (46 % de maturation, tableau 13). Pour la cohorte 2015, c'est entre le 27<sup>e</sup> et le 30<sup>e</sup> mois d'élevage que cela se produit (figure 11), mais le ralentissement est moins marqué pour cette cohorte puisque le taux de maturation est seulement de 20 % (tableau 13). Pour la cohorte 2017, il est possible d'observer une croissance semblable aux autres cohortes durant leurs premiers mois d'élevage au LARSA, malgré le faible nombre d'individus (13 PU, figure 11). La performance de croissance plus faible des individus de 2013 avait été notée au cours des années précédentes. La pente des courbes des individus de 2013 (Puyjalon et Romaine) est visuellement moins élevée que celle des individus des années subséquentes (2014, 2015 et 2017) particulièrement au cours des 10 premiers mois de captivité. L'hypothèse émise dans le rapport 2014-2015 (Therrien *et al.*, 2017) pour expliquer ce phénomène était la mise en place des protocoles d'élevage avec cette cohorte. Les poissons de l'année 2013 étaient en quelque sorte une cohorte « cobaye ». Malgré une croissance compensatoire (Therrien *et al.*, 2017), il semble que ce retard les suit toujours après 54 mois d'élevage.



Note : Les astérisques (\*) indiquent les points de données pour lesquels une moyenne pondérée de la masse moyenne a été calculée pour les prises de mesures effectuées sur les individus d'une même cohorte à moins de 30 jours d'intervalle.

**Figure 11. Évolution des masses moyennes des saumons des cohortes 2013 (—▲—PU), 2014 (—▲—PU), 2015 (—▲—PU) et 2017 (—▲—PU) de la rivière Pujalon en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017**

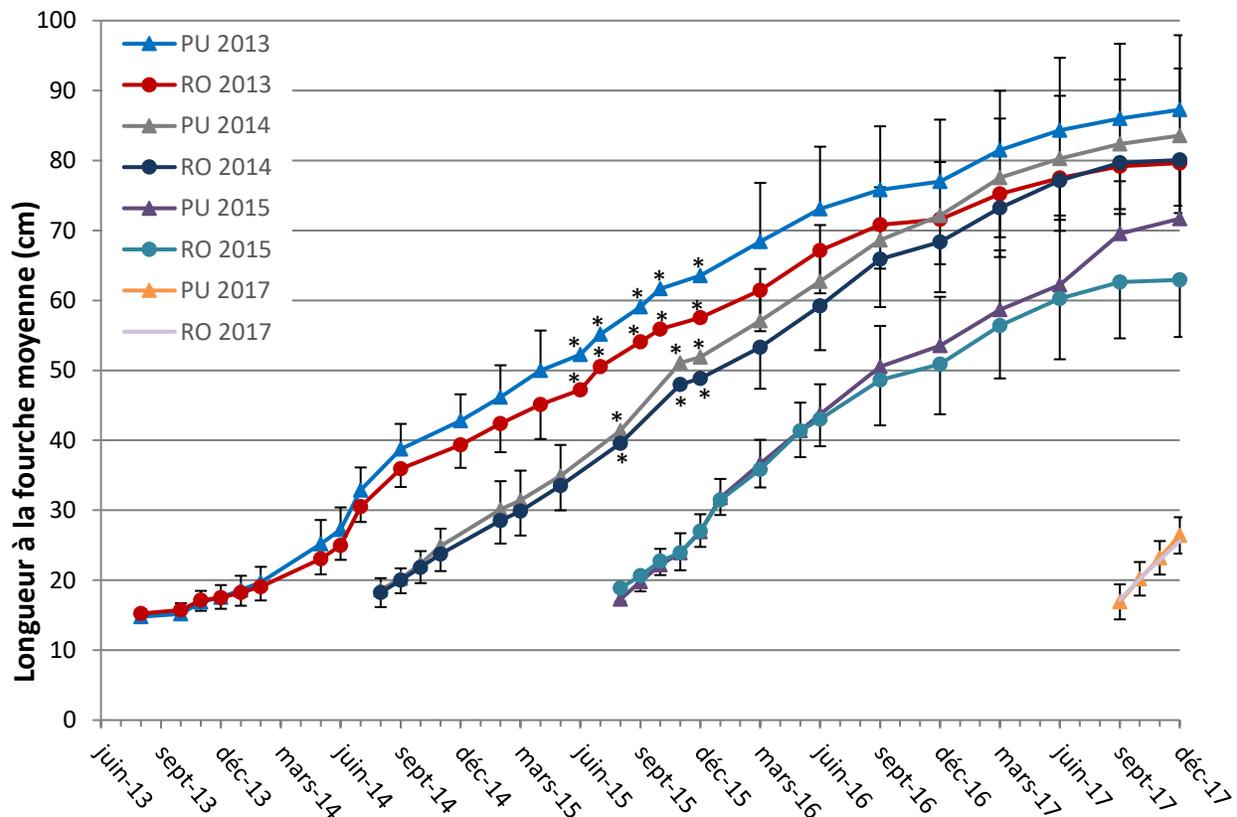
La figure 12 permet d’observer que les cohortes 2014 et 2015 de la rivière Romaine ont dépassé la courbe de croissance de la cohorte 2013. En effet, il est possible de voir que la courbe de la cohorte 2013 est toujours inférieure aux courbes des cohortes 2014 et 2015. Par exemple, au 27<sup>e</sup> mois, il est possible de voir que la masse moyenne de la cohorte 2014 était de 3265 g, celle de la cohorte 2015 était de 2876 g, alors que celle de la cohorte 2013 était uniquement de 1818 g. Après 42 mois d’élevage, la masse moyenne de la cohorte 2014 est de 30 % supérieure à celle de la cohorte 2013 après le même temps (5063 g versus 3569 g, figure 12). La cohorte 2015 a eu une croissance relativement similaire à celle de la cohorte 2014. Par contre, il est important de considérer le faible nombre d’individus de cette cohorte (7 RO) dans l’interprétation des données. Également, il est possible d’observer que la masse moyenne de la cohorte 2014 a dépassé de 4 % celle de la cohorte 2013 avec 12 mois d’élevage en moins. Ainsi, au 5 décembre 2017, la masse moyenne de la cohorte 2013 était de 4862 g (54<sup>e</sup> mois) versus 5063 g pour la cohorte 2014 (42<sup>e</sup> mois, figure 12, tableau 10). En ce qui concerne la cohorte 2017, il est possible d’observer une croissance similaire aux autres cohortes après les premiers mois d’élevage au LARSA, bien qu’il n’y ait qu’un seul individu pour ces données. Tout comme pour les Puyjalon, il est possible d’observer un ralentissement de croissance pour toutes les cohortes matures en raison de l’énergie investie dans les gonades lors de la période de reproduction. Pour la cohorte 2013, cette période est visible entre le 51<sup>e</sup> et le 54<sup>e</sup> mois d’élevage (85 % de maturation, tableau 14), alors que pour la cohorte 2014, cela se produit entre le 39<sup>e</sup> et le 42<sup>e</sup> mois d’élevage (74 % de maturation, tableau 14). C’est entre le 27<sup>e</sup> et le 30<sup>e</sup> mois d’élevage que cela se produit pour la cohorte 2015 (71 % de maturation, tableau 14).



Note : Les astérisques (\*) indiquent les points de données pour lesquels une moyenne pondérée de la masse moyenne a été calculée pour les prises de mesures effectuées sur les individus d’une même cohorte à moins de 30 jours d’intervalle.

**Figure 12. Évolution des masses moyennes des saumons des cohortes 2013 (—●— RO ), 2014 (—●— RO ), 2015 (—●— RO ) et 2017 (—●— RO ) de la rivière Romaine en élevage au LARSA du marquage à l’échantillonnage du 5 décembre 2017**

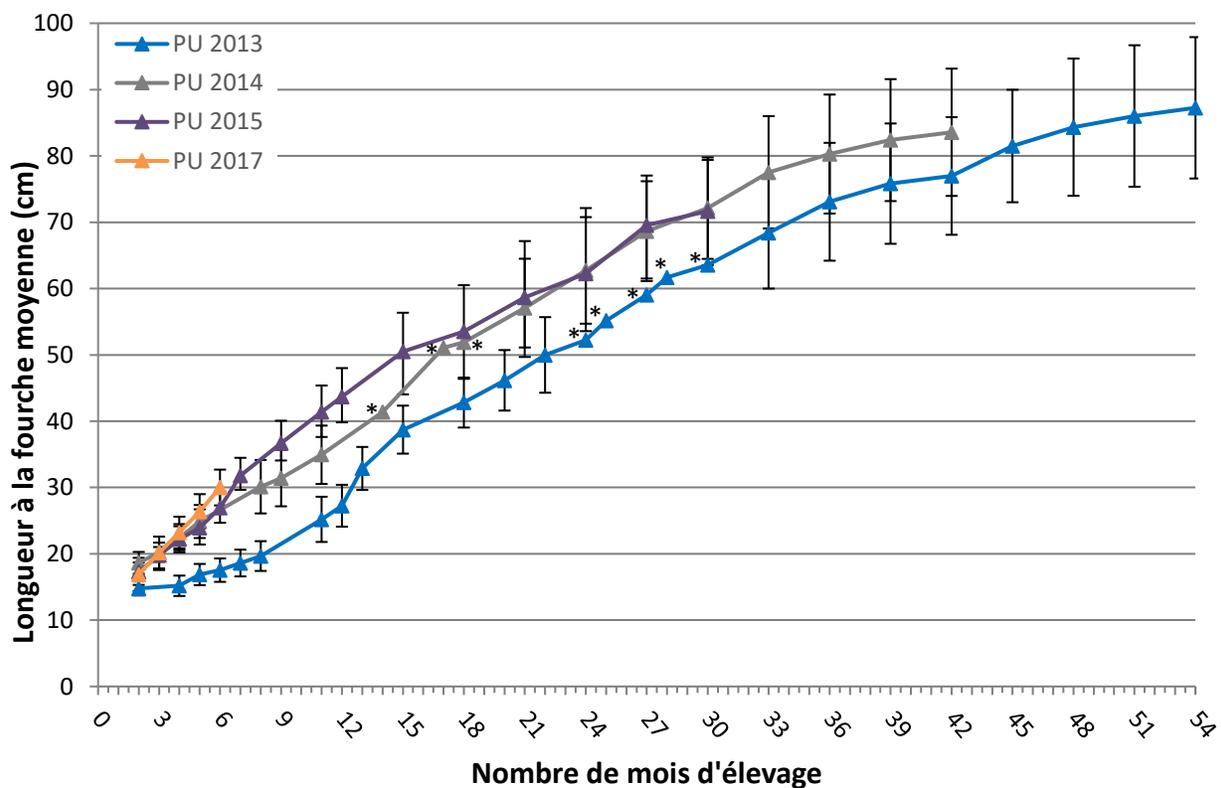
La figure 13 permet également de voir, tel que mentionné précédemment, que les individus de la rivière Puyjalon ont eu une croissance supérieure à ceux de la rivière Romaine. Par exemple, pour la cohorte 2015, les individus Puyjalon étaient 14 % plus longs que les individus de la Romaine (71,7 cm versus 62,9 cm) et il est possible d’observer cela également pour la cohorte 2013, puisque les individus de la rivière Puyjalon étaient 9,7 % plus longs que ceux de la rivière Romaine (87,3 cm versus 79,6 cm). Pour les 2014, comme pour la masse, la différence de longueur était moins grande, mais restait visible, soit 83,6 cm pour les Puyjalon versus 80,1 cm pour les Romaine. Ainsi, il est également possible d’observer que les Romaine et les Puyjalon 2014 ont surpassé la croissance des Romaine 2013 (tableau 10, figure 13). En ce qui concerne les individus de la cohorte 2017, le faible nombre de données (4 mois) et de représentants de la rivière Romaine (1 RO : 13 PU) ne permettent pas d’établir des comparaisons. Finalement, tel que mentionné précédemment, entre septembre et décembre 2017, il est possible d’observer dans les données un ralentissement de la croissance associée à la période de reproduction pour les cohortes 2013, 2014 et 2015. La figure 13 permet de voir que cette période a eu un plus grand impact sur les individus de la rivière Romaine en raison de leur plus fort pourcentage de maturation que sur ceux de la rivière Puyjalon (80 % de la cohorte versus 51 %, tableaux 13 et 14).



Note : Les astérisques (\*) indiquent les points de données pour lesquels une moyenne pondérée de la masse moyenne a été calculée pour les prises de mesures effectuées sur les individus d’une même cohorte à moins de 30 jours d’intervalle.

**Figure 13. Évolution des longueurs à la fourche moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —▲— PU —●— RO ), 2014 ( —▲— PU —●— RO ), 2015 ( —▲— PU —●— RO ) et 2017 ( —▲— PU —●— RO ) par assignation populationnelle en élevage au LARSA du marquage à l’échantillonnage du 5 décembre 2017**

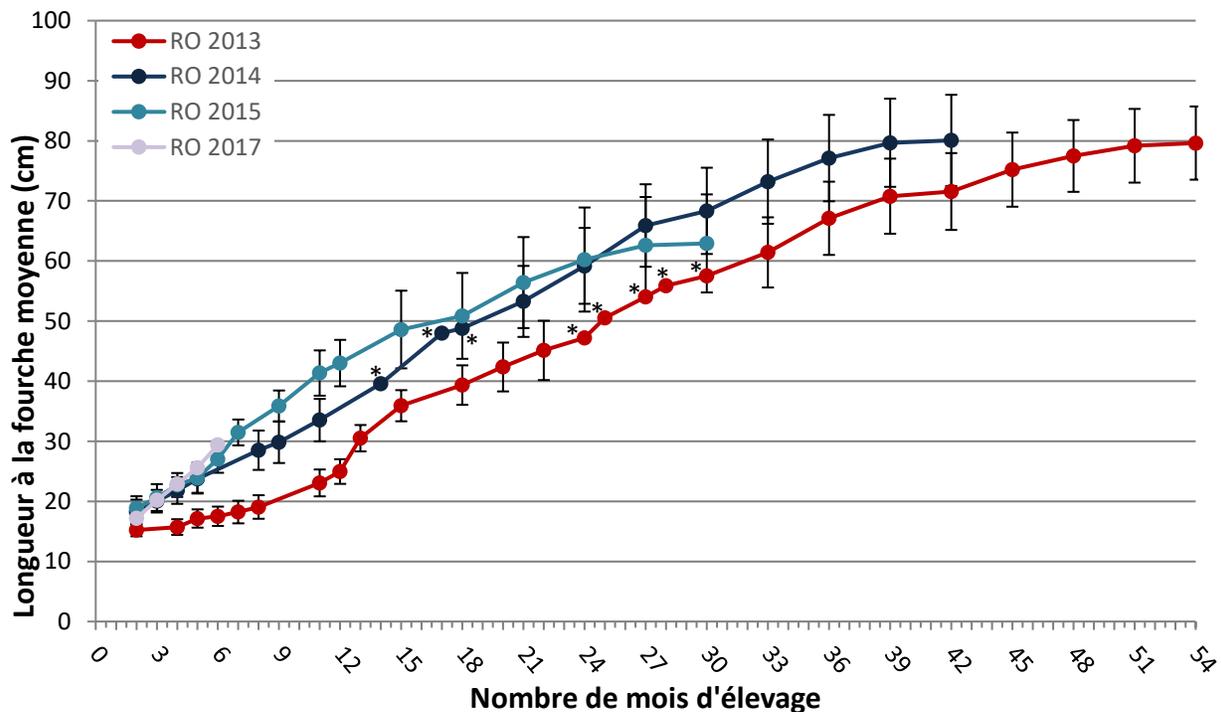
La figure 14 permet de voir que la croissance de la cohorte 2015 de la rivière Puyjalon (9 individus) a été relativement similaire à celle de la cohorte 2014 entre le 18<sup>e</sup> et le 30<sup>e</sup> mois d'élevage. Également, la figure 14 permet de voir que les courbes de longueur moyenne à la fourche des cohortes 2014 et 2015 sont toujours supérieures à celle de la cohorte 2013 au fur et à mesure que les mois d'élevage augmentent. Par exemple, au 30<sup>e</sup> mois, les individus de la cohorte 2013 avaient une longueur moyenne de 63,5 cm, ceux de la cohorte 2014 avaient une longueur moyenne de 72,1 cm (13,5 % plus long) et ceux de la cohorte 2015 une longueur moyenne de 71,7 cm (13 % plus long). De plus, après 42 mois d'élevage, la longueur moyenne des 2014 était de 83,6 cm alors qu'au même nombre de mois d'élevage, la longueur moyenne des 2013 était de 77 cm. Pour la cohorte 2017, il est possible d'observer une croissance similaire aux cohortes 2014 et 2015 durant leurs premiers mois d'élevage au LARSA, malgré le faible nombre d'individus (13 PU, figure 14).



Note : Les astérisques (\*) indiquent les points de données pour lesquels une moyenne pondérée de la masse moyenne a été calculée pour les prises de mesures effectuées sur les individus d'une même cohorte à moins de 30 jours d'intervalle.

**Figure 14. Évolution des longueurs à la fourche moyennes des saumons des cohortes 2013 ( —▲— PU ), 2014 ( —▲— PU ), 2015 ( —▲— PU ) et 2017 ( —▲— PU ) de la rivière Puyjalon en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017**

La cohorte 2015 de la rivière Romaine a eu un allongement relativement similaire à celui de la cohorte 2014. Par contre, il est important de considérer le faible nombre d'individus de cette cohorte (7 individus) dans l'interprétation des données. La figure 15 permet de voir que les courbes de longueur à la fourche moyenne des cohortes 2014 et 2015 sont supérieures à celle de la cohorte 2013. Par exemple, au 30<sup>e</sup> mois d'élevage, la longueur à la fourche moyenne de la cohorte 2013 était de 57,5 cm alors que celle de la cohorte 2014 était de 68,3 cm (16 % plus long) et celle de la cohorte 2015 est de 62,9 cm (9 % plus long). La figure 15 permet également de voir que la cohorte 2014 de la rivière Romaine a dépassé la longueur moyenne de la cohorte 2013 avec 12 mois d'élevage en moins. En effet, au 5 décembre 2017, la longueur moyenne de la cohorte 2013 était de 79,6 cm versus 80,1 cm pour la cohorte 2014 (figure 15 et tableau 10). Après 42 mois d'élevage, la longueur moyenne de la cohorte 2014 était 12 % supérieure à celle de la cohorte 2013 après le même temps (80,1 cm vs 71,6 cm, figure 15). En ce qui concerne la cohorte 2017, il est possible d'observer une croissance moyenne similaire aux cohortes 2014 et 2015 après les premiers mois d'élevage au LARSA, bien qu'il n'y ait qu'un seul individu pour ces données. Il est possible d'observer un ralentissement de l'allongement pour toutes les cohortes matures de la rivière Romaine en raison de l'énergie investie dans les gonades lors de la période de reproduction aux dépens de la croissance (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). La figure 15 permet de voir que, pour la cohorte 2013, cette période est visible entre le 51<sup>e</sup> et le 54<sup>e</sup> mois d'élevage (85 % de maturation, tableau 14), alors que pour la cohorte 2014, cela se produit entre le 39<sup>e</sup> et le 42<sup>e</sup> mois d'élevage (74 % de maturation, tableau 14) et entre le 27<sup>e</sup> et le 30<sup>e</sup> mois d'élevage pour la cohorte 2015 (71 % de maturation, tableau 14)



Note : Les astérisques (\*) indiquent les points de données pour lesquels une moyenne pondérée de la masse moyenne a été calculée pour les prises de mesures effectuées sur les individus d'une même cohorte à moins de 30 jours d'intervalle.

**Figure 15. Évolution des longueurs à la fourche moyennes des saumons des cohortes 2013 (—●— RO), 2014 (—●— RO), 2015 (—●— RO) et 2017 (—●— RO) de la rivière Romaine en élevage au LARSA du marquage à l'échantillonnage du 5 décembre 2017**

## 7 REPRODUCTION 2017

### 7.1 Maturation

#### 7.1.1 Succès d'identification de l'état de maturation

Globalement, le taux de succès d'identification des reproducteurs est plus élevé comparativement à l'an dernier. En effet, dans le rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), il est mentionné que le taux de succès d'identification de la maturation global était de 63 % (66 % pour les femelles et 57 % pour les mâles), alors que cette année, en 2017, il est de 79 % (84 % pour les femelles et 71% pour les mâles) (tableau 11). L'identification de la maturation en septembre a été réalisée selon les mêmes critères visuels que l'an dernier, notamment la coloration des flancs, la présence d'un crochet ou nez allongé chez le mâle et un pore uro-génital rouge et gonflé (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). Dans les tableaux 11 et 12, il est également possible d'observer un taux de succès relativement différent entre les deux populations, soit 69,2 % pour les Puyjalon et 89,0 % pour les Romaine. En effet, le personnel du LARSA a observé un dimorphisme sexuel plus fort, mâles et femelles confondus, sur la population de la rivière Romaine comparativement à la population de la rivière Puyjalon, ce qui a grandement facilité l'identification de la maturité des individus de la rivière Romaine.

**Tableau 11. Pourcentage de succès pour l'identification des individus matures à l'automne 2017 en fonction de la population et de la cohorte**

	1 <sup>ère</sup> identification en sept. 2017	Mature 2017	% succès par cohorte par population	% succès par population
PU 2013	38	28	73,7	69,2
PU 2014	64	42	65,6	
PU 2015	2	2	100,0	
RO 2013	50	45	90,0	89,0
RO 2014	36	31	86,1	
RO 2015	5	5	100,0	
% succès global	195	153	78,5	

**Tableau 12. Pourcentage de succès pour l'identification des individus matures à l'automne 2017 en fonction de la population, de la cohorte et du sexe**

	Sexe	1 <sup>ère</sup> identification en septembre	Mature 2017	% succès	% succès/ sexe/ population	
					♂	♀
PU 2013	♂	21	14	66,7	61,9	74,2
	♀	17	14	82,4		
PU 2014	♂	21	12	57,1		
	♀	43	30	69,8		
PU 2015	♂	0	0	100,0		
	♀	2	2	100,0		
RO 2013	♂	17	15	88,2	80,6	94,5
	♀	33	30	90,9		
RO 2014	♂	18	13	72,2		
	♀	18	18	100,0		
RO 2015	♂	1	1	100,0		
	♀	4	4	100,0		
<b>% succès global</b>		195	153	78,5	70,5	83,8

### 7.1.2 Pourcentage de maturation

Le tableau 13 présente la maturation globale pour les individus de la rivière Puyjalon pour les cohortes 2013, 2014 et 2015 alors que le tableau 14 présente celle des individus de la rivière Romaine. Il est possible d'observer une nouvelle fois que le pourcentage de maturation est plus élevé chez la population de la rivière Romaine, toutes cohortes confondues que chez celle de la rivière Puyjalon. En 2016, c'est 29 % de la population Puyjalon qui était devenue mature et 51 % pour la population Romaine (Langlois-Parisé *et al.*, 2018) alors qu'en 2017, c'est 51 % des individus de la rivière Puyjalon et 80 % des individus de la rivière Romaine (tableaux 13 et 14). Il est ainsi possible de voir une progression du pourcentage de maturation des deux populations au fil du temps. Également, pour les individus de la rivière Romaine, c'est un pourcentage de maturation successive de 91 % qu'il est possible d'observer pour la cohorte 2013, alors que c'est un pourcentage de 83 % pour ceux de la cohorte 2014. En ce qui concerne les individus de la rivière Puyjalon, il n'est pas possible de déterminer le taux de maturation successive de façon adéquate puisque 24 femelles matures en 2016 ont été transférées à Tadoussac avant la reproduction 2017. De plus, plusieurs mâles matures en 2016 ont été euthanasiés une fois leur laitance cryopréservée, afin de réduire la biomasse dans les bassins d'élevage. Le retrait de ces individus matures avant la reproduction 2017 vient donc biaiser le pourcentage de maturation successive de cette population.

**Tableau 13. Pourcentage d'individus matures en 2017 et pourcentage de maturation successive entre 2016-2017 pour la population de la rivière Puyjalon**

Cohorte	Femelles		Mâles		Total % de maturation
	% de maturation	% de maturation successive 2016-2017	% de maturation	% de maturation successive 2016-2017	
<b>2013</b>	82 % (14/17)	-*	61 % (14/23)	0 %* (0/1)	70 % (28/40)
<b>2014</b>	59 % (30/51)	80 % (4/5)	30 % (13/43)	-*	46 % (43/94)
<b>2015</b>	33 % (2/6)	-	0 % (0/4)	-	20 % (2/10)
<b>Total</b>	62 % (46/74)	80 %* (4/5)	39 % (27/70)	0 %* (0/1)	51 % (73/144)

\*24 femelles matures en 2016 transférées à Tadoussac, euthanasie des mâles matures 2016 (cryo) et des 9 femelles matures en 2016 restantes

**Tableau 14. Pourcentage d'individus matures en 2017 et pourcentage de maturation successive entre 2016-2017 pour la population de la rivière Romaine**

Cohorte	Femelles		Mâles		Total (% de maturation)	Total (% de maturation successive 2016-2017)
	% de maturation	% de maturation successive 2016-2017	% de maturation	% de maturation successive 2016-2017		
<b>2013</b>	89 % (31/35)	93 % (27/29)	80 % (16/20)	80 % (4/5)	85 % (47/55)	91 % (31/34)
<b>2014</b>	90 % (18/20)	100 % (8/8)	59 % (13/22)	50 % (2/4)	74 % (31/42)	83 % (10/12)
<b>2015</b>	80 % (4/5)	-	50 % (1/2)	0 % (0/1)	71 % (5/7)	0% (0/1)
<b>Total</b>	88 % (53/60)	95 % (35/37)	68 % (30/44)	60 % (6/10)	80 % (83/104)	87% (41/47)

Comme pour la fraie en 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), un décalage entre la fraie des femelles de la rivière Romaine et celles de la rivière Puyjalon a été observé. En effet, le tableau 15 permet de voir que la majorité des femelles Romaine ont été frayées durant les deux premières semaines de la fraie, alors que les femelles Puyjalon n'ont été prêtes qu'à partir de la troisième semaine. Au fil des semaines, lors de l'extraction des œufs des femelles, il a été observé chez 17 individus (5 RO et 12 PU) que les œufs n'étaient pas tous libres dans la cavité abdominale et l'extraction n'a pas pu être complète. Ces femelles ont donc été vidées une nouvelle fois la semaine suivante pour éviter les risques de formation d'un bouchon de vieux œufs, résultat d'un résiduel d'œufs trop élevés pour être résorbé naturellement dans l'abdomen. Également, tel que le démontre le tableau 16, il est important de noter que le nombre de femelles matures était toujours plus élevé que le nombre de mâles matures de près du double, ce qui a eu un impact important lors des croisements.

**Tableau 15. Bilan du nombre de femelles frayées par population durant les 6 semaines de fraie en 2017**

Date	RO		PU	
	Nb (♀)	Poids (kg)	Nb (♀)	Poids (kg)
19-10-2017	26	119	-	-
26-10-2017	18	117	-	-
02-11-2017	6	32	17	98
09-11-2017	-	-	17	101
16-11-2017	1	6	10	63
23-11-2017	-	-	2	23
30-11-2017	-	-		
<b>Somme</b>	51	274	46	285

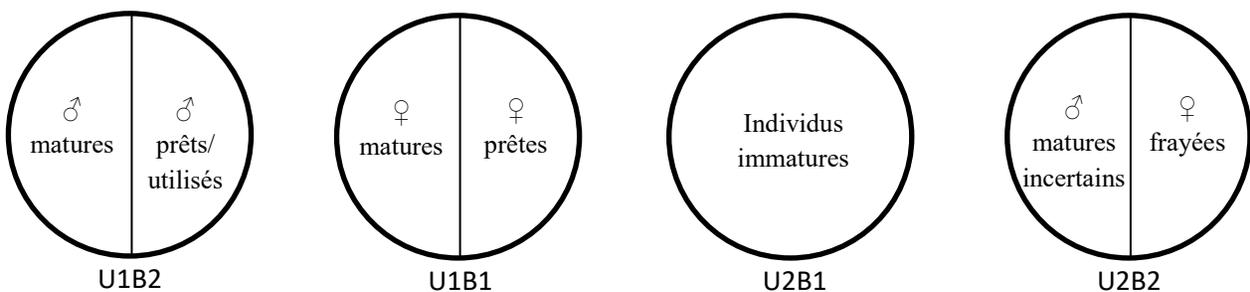
**Tableau 16. Sexe-ratio des individus matures lors de la reproduction 2017**

	RO	PU	Total
<b>Nombre de ♀</b>	53	46	99
<b>Nombre de ♂</b>	30	27	57
<b>Ratio (♂/♀)</b>	0,6	0,6	0,6

## 8 FRAIE

De façon générale, la période de fraie s'est déroulée de façon relativement similaire à celle de 2016. En effet, tel que mentionné précédemment, les mêmes patrons de température et de photopériode ont été appliqués. La séquence des manipulations a également été relativement identique (vérification des femelles le mardi, extraction des produits sexuels le mercredi et fertilisation, désinfection, incubation ou envoi par avion le jeudi). Pour plus de détails, veuillez consulter le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). La compagnie *Cryogenetics*, qui a reçu le mandat de cryopréserver le sperme des saumons en 2016, offre également des produits pour améliorer l'utilisation et la préservation de la laitance, ainsi que le pourcentage de fertilisation des œufs. Ainsi, Maureen Ritter, directrice de la section canadienne de *Cryogenetics*, est venue au LARSA durant la première semaine de fraie afin d'aider le personnel à améliorer ses manipulations. La fraie s'est étalée du 17 octobre au 30 novembre 2017.

Comme mentionné précédemment dans la section 7.1.2, un décalage d'environ deux semaines a été observé entre la population de la rivière Romaine et celle de la rivière Puyjalon. Comme les individus des deux populations étaient mélangés dans les bassins d'élevage, cela a compliqué légèrement les manipulations lors de la période de reproduction. En effet, cela impliquait un nombre élevé de manipulations et d'anesthésies chez les mâles matures. Le manque d'espace limite grandement les options permettant de réduire le nombre de manipulations requises sur les individus de chaque population. La figure 16 illustre la division des bassins et la répartition des poissons durant cette période. Par exemple, lors de la première semaine de fraie, si 23 femelles Romaine étaient prêtes à être vidées, il fallait trouver 23 mâles Romaine dans le bassin de mâles matures. Cela impliquait donc d'anesthésier et de manipuler inutilement plusieurs mâles Puyjalon. Vers la fin de la reproduction, lorsqu'il ne restait que des femelles Puyjalon matures, ce sont les mâles Romaine qui ont été anesthésiés et manipulés inutilement.



**Figure 16. Schéma de la répartition des individus dans les bassins d'élevage durant la fraie 2017**

Puisque les saumons, principalement les mâles Puyjalon, ne cessent de prendre de la masse, il est devenu essentiel de développer de nouvelles méthodes pour manipuler les individus de 15 kg et plus. Le risque de les blesser est grand et le risque de blessures du personnel technique l'est tout autant. Ainsi, un palan a été conçu afin de pouvoir accrocher la poise contenant le poisson et la hisser à l'extérieur du bassin d'élevage jusque dans le bassin d'anesthésiant.

## 8.1 Méthodologie pour le traitement des produits sexuels

### 8.1.1 Extraction de la laitance

Sous la recommandation de *Cryogenetics*, tout le matériel utilisé pour l'extraction et la manipulation de la laitance a été pré-refroidi à 4°C et maintenu au froid dans des glacières jusqu'à son utilisation afin de favoriser la survie du maximum de spermatozoïdes puisqu'ils sont sensibles à la chaleur. Une fois le sperme extrait, celui-ci a également été maintenu au frais avec des blocs réfrigérants (Ice Paks™) durant tout le processus de traitement avant d'être placé au réfrigérateur pour la nuit dans des contenants de culture cellulaire avec bouchon ventilé (voir section 8.1.2).

Afin d'améliorer la qualité du sperme extrait, l'utilisation de cathéter urinaire pour femmes (Easy Cath 14 Fr 4,7 mm) a été expérimentée. Cette méthode a été suggérée à la suite d'une visite à la station *Huntsman Marine Science Centre*. Ces derniers ont démontré que l'utilisation du cathéter améliorait la qualité de la laitance et que cela augmentait la survie des mâles après la fraie. Cela aura donc permis de récolter du sperme plus pur en diminuant les risques de contaminations avec l'eau, le sang ou l'urine, puisque le cathéter est inséré directement dans le canal déférent et qu'il est simple de dévier le jet en cas d'impuretés. Le sperme provenant du cathéter a été récolté dans un contenant temporaire bien identifié avant d'être maintenu au froid pour être caractérisé et dilué pour être utilisé le lendemain.



**Figure 17. Insertion du cathéter urinaire dans le pore, puis dans le canal déférent d'un saumon mâle**

Pour extraire le sperme avec le cathéter, le mâle était préalablement anesthésié, essuyé dans la région de son pore urogénital et était couché sur le côté sur une table. Le poisson était maintenu en arquant légèrement le dos, comme pour la méthode manuelle et le cathéter était ensuite inséré dans le pore uro-génital puis dans le canal déférent (figure 17). Une fois bien en place, le sperme s'écoulait de façon naturelle par capillarité, avec l'aide de légères pressions sur le ventre à l'occasion (figure 18). L'utilisation des cathéters durant la première semaine de reproduction n'a pas fonctionné comme prévu, car la production de sperme des mâles n'était pas suffisante pour que l'écoulement se fasse adéquatement par cathéter. Il a donc été décidé d'utiliser la même méthode manuelle que par le passé pour le début de la fraie (voir Langlois-Parisé *et al.*, 2018 pour plus de détails). L'utilisation du cathéter a été relativement bien pour les autres semaines, mais en cas de difficultés ou de faible quantité de sperme, la méthode manuelle a également été utilisée.



**Figure 18. Extraction de la laitance d'un mâle à l'aide d'un cathéter urinaire de femelle**

### 8.1.2 Analyse et traitement de la laitance

Une fois la laitance extraite, elle était immédiatement placée au frais dans une glacière de styromousse dont le fond était couvert de blocs réfrigérants sur lequel reposait une alèse jetable (figure 19). Un membre du personnel du LARSA a ensuite caractérisé la laitance dans le but d'améliorer le pourcentage de fertilisation le lendemain matin, le tout en suivant les recommandations de *Cryogenetics*. Ainsi, chaque semaine, la contamination par le sang ou l'urine et la motilité des spermatozoïdes pour chaque échantillon récolté a été vérifiée (figure 20) et la densité de la laitance récoltée pour chacun des mâles a été mesurée. La densité a été mesurée à l'aide d'un spectrophotomètre SDM6 (figure 21), qui a été prêté à l'équipe du LARSA par la compagnie *Cryogenetics* pour la durée de la reproduction. Cet appareil est préalablement configuré avec une courbe standard pour le saumon atlantique. Pour plus d'information sur le fonctionnement de cet appareil, veuillez consulter l'annexe 3. Également, afin de pouvoir déterminer la densité de la laitance avec le spectrophotomètre du LARSA pour les années subséquentes, une courbe de l'absorbance en fonction de la densité a été réalisée avec le spectrophotomètre DR2000 du LARSA.



**Figure 19. Laitance extraite placée sur du refroidissement dans une glacière avant d'être caractérisée**



**Figure 20. Vérification de la contamination de la laitance par le sang ou l'urine et de la motilité des spermatozoïdes**



**Figure 21. Spectrophotomètre SDM6 utilisé pour déterminer la densité de spermatozoïdes de la laitance**

L'étape suivante consistait à diluer le sperme avec le *Aquaboost dilutor*, produit de *Cryogenetics* présenté sous forme de sachet de poudre à dissoudre dans de l'eau déminéralisée pré-refroidie et pouvant être utilisé durant 24h suivant le mélange (annexe 4). Avec le fichier fourni par *Cryogenetics* et la densité du sperme, il était possible de déterminer la quantité de laitance nécessaire pour fertiliser un nombre prédéterminé d'œufs (4000 œufs dans notre cas) et le volume de dilueur (*Aquaboost dilutor*) à ajouter



**Figure 22. Dilution de la laitance d'un individu à l'aide du dilueur de *Cryogenetics***

pour obtenir un volume fixe à utiliser (figure 22, annexe 5). La dilution du sperme permet d'améliorer la fertilisation des œufs de différentes façons, notamment en assurant d'avoir une concentration standardisée de spermatozoïdes, en prolongeant leur période de motilité une fois la laitance activée et en optimisant la distribution d'un petit volume de laitance (Grondin, 2016). L'utilisation d'un dilueur de laitance permet également de ralentir la réaction corticale des ovules et ainsi, prolonger la période de fécondité des œufs (Grondin, 2016). Le sperme a été dilué dans des flacons de culture cellulaire de 250 ml (75 cm<sup>2</sup>) avec des bouchons ventilés pour assurer une oxygénation adéquate, puis entreposé pour une nuit au réfrigérateur à 4°C dans le noir. Il est important de ne jamais placer plus de 35 ml de sperme dans un contenant de 250 ml pour maintenir une

oxygénation adéquate des spermatozoïdes. Après quelques essais, il a été déterminé qu'un volume fixe à 5 ml était plus efficace lors de la manipulation de fertilisation. Ainsi, selon le fichier de *Cryogenetics*, avec un volume dilué de 5 ml de laitance et un nombre d'œufs maximal de 4000, la concentration finale de spermatozoïdes est de 1,6 milliard/ml soit 2 millions de spermatozoïdes par œufs.

*Cryogenetics* offre la possibilité de maintenir les spermatozoïdes viables jusqu'à 14 jours suivant l'extraction en utilisant le produit *Aquaboost extender*. Ce dernier est également offert sous forme de

sachet de poudre à diluer dans de l'eau déminéralisée et peut être utilisé jusqu'à 24h suivant la dissolution (annexe 6). Les volumes de laitance et de préservateur de laitance (*Aquaboost extender*) à utiliser sont obtenus avec un deuxième fichier fourni par la compagnie (annexe 7). Afin d'assurer une oxygénation adéquate des spermatozoïdes durant leur période de « dormance », il est essentiel d'agiter légèrement les flacons de culture cellulaire deux fois par jour afin de renouveler l'oxygène, en s'assurant évidemment de ne pas colmater le bouchon ventilé lors de cette manipulation. Ainsi, une fois le sperme requis pour la fertilisation des œufs de la semaine en cours traité, les surplus en quantité suffisante pouvant être potentiellement nécessaires la semaine suivante ont la possibilité d'être traités pour être maintenus viables pour un maximum de 14 jours. Dans une optique de réduction des anesthésies et des manipulations sur les poissons, ce produit est relativement intéressant. Pour l'année 2017, cette méthode a été effectuée une seule fois afin de tester le succès de fertilisation sur quelques croisements maintenus en incubation au LARSA (section 8.3).

### 8.1.3 Extraction des œufs

En ce qui concerne l'extraction des œufs, peu de changements ont été apportés à la méthodologie. En effet, les œufs ont été extraits dans un bol taré pour être ensuite pesés. La ponte a alors été séparée en 3 plats égaux en fonction de la masse totale de la ponte, contrairement à l'an passé (2016) où les œufs étaient séparés en trois de façon approximative. Cela a donc permis d'estimer le nombre d'œufs par plat en fonction de la moyenne d'œufs par 100 g pour chaque population obtenue en 2016. De ce fait, il était possible de s'assurer d'avoir le nombre de spermatozoïdes requis pour la fertilisation. Advenant une quantité de liquide ovarien trop grande, le surplus était préalablement retiré avant de séparer la ponte. Comme mentionné dans Grondin (2016), une grande quantité de liquide ovarien augmente les risques de réduction du pH par la présence de débris ou de substances (ex. : protéines) d'œufs brisés. Ceux-ci peuvent également nuire à la fertilisation en bloquant le micropyle de certains œufs viables. Dietrich *et al.* (2007) mentionne que la réduction du pH du liquide ovarien par le contenu des œufs brisés entraîne également une réduction voire même une inhibition de la capacité du liquide ovarien d'activer la motilité des spermatozoïdes. L'utilisation du dilueur de sperme et de l'activateur de *Cryogenetics* a également pour fonction de réduire l'impact des vieux œufs et des œufs brisés dans le liquide ovarien. Les plats d'œufs, où de l'oxygène pur a été ajouté (figure 23), ont ensuite été placés dans le noir dans la même chambre froide que par le passé, à 2°C pour la nuit.



**Figure 23. Ponte récoltée dans un bol taré, puis séparation de la ponte de la femelle en trois plats égaux et ajout d'oxygène pur dans ceux-ci pour l'entreposage au réfrigérateur durant la nuit**

Malgré les précautions prises lors de l'extraction des œufs des femelles durant la fraie, il reste toujours une certaine portion des œufs des femelles qui n'est pas expulsée entièrement. Ainsi, lors de l'échantillonnage post-reproduction de décembre, les femelles qui ont été matures au cours de la saison de reproduction ont été vérifiées afin de s'assurer qu'elles soient vidées de la presque totalité des œufs de leur abdomen (figure 24).

Durant les manipulations d'extraction d'œufs, deux femelles sont mortes en raison d'une anesthésie trop longue. Il est donc essentiel dans le futur de minimiser le temps d'anesthésie, de même que le temps passé hors de l'eau. En effet, lorsque les femelles ont un nombre élevé d'œufs, l'extraction des œufs s'avère plus longue. À certains moments, lorsque le temps hors de l'eau était grand (plus de deux minutes), des femelles ont été remises quelques instants dans le bassin d'anesthésiant. Elles ont par la suite été épongées de nouveau et l'extraction des œufs a pu être poursuivie.



**Figure 24. Extraction des œufs restants d'une femelle durant l'échantillonnage du 4 décembre 2017**

## **8.2 Injection au Chorulon®**

Comme par le passé, certains individus dont la maturation était plus tardive ont reçu des injections de l'hormone gonadotrophine (Chorulon®, tableau 17). Le 14 novembre 2017, 3 femelles Puyjalon et 1 femelle Romaine matures ont donc reçu une première dose de Chorulon® de façon intramusculaire à raison de 150 UI/kg avec une aiguille de calibre 21. Les 4 femelles ont reçu la deuxième dose de Chorulon® à raison de 500 UI/kg le 17 novembre. Deux femelles ont reçu une troisième dose de la même concentration le 21 novembre, car elles avaient encore le ventre très dur. En date du 29 novembre, une seule femelle n'était pas encore prête et celle-ci n'a pas servi pour la reproduction 2017. Ces œufs seront retirés à l'échantillonnage de mars 2018. Le 15 novembre, 5 mâles avec des traits physiologiques de maturation, mais ne présentant pas ou peu de laitance ont également été injectés au Chorulon® à raison de 150 UI/kg en vue d'obtenir du sperme pour la cryopréservation le 20 novembre. Au final, 2 des 5 mâles injectés n'ont jamais donné de laitance.

**Tableau 17. Liste des individus ayant reçu une/des injections d'hormone gonadotrophine**

# tag	Cohorte	Sexe	Origine	Inj Chorulon® 1 (ml)	Inj Chorulon® 2 (ml)	Long. fourche (cm)	Masse (g)
985161001288540	2013	F	PU	0,73	2,45*	79,1	4892
985120011398190	2013	M	PU	0,92		82,0	6141
985120011367782	2013	M	RO	1,14		81,5	7593
985120012296314	2013	M	PU	1,44		90,5	9625
985120011376341	2013	F	PU	1,52	5,08	90,1	10164
985120012236929	2014	F	RO	1,53	5,10*	90,2	10202
985120011368343	2014	M	PU	1,95		99,8	13020
985121002326669	2013	F	PU	1,96	6,52	98,3	13039
985120012204976	2013	M	PU	3,16		114,7	21052

\* Femelles ayant reçu une troisième dose de Chorulon® [500 UI/kg]

### 8.3 Fertilisation

Au cours du processus de fertilisation, un nouveau produit a été utilisé par rapport aux années précédentes. Il s'agit de l'*Aquaboost activator* de la compagnie *Cryogenetics*. Le produit, offert en poudre, est à son plein potentiel jusqu'à 36 heures après avoir été dilué dans de l'eau déminéralisée (annexe 8). La solution doit être à une température similaire à celle des œufs extraits. L'eau utilisée a donc été placée au réfrigérateur la veille et la solution a été placée sur la glace durant les manipulations de fertilisation. Ainsi, lors de la fertilisation, la quantité prédéterminée de sperme a été répartie sur les œufs et le tout a été délicatement brassé en même temps que l'activateur (*Aquaboost activator*) a été ajouté. La quantité d'activateur doit être juste assez suffisante pour couvrir les œufs. Le personnel de *Cryogenetics* a informé le personnel du LARSA que lorsqu'une légère mousse se forme à la surface des œufs, il est possible de déterminer que la fertilisation a eu lieu (Ritter, 2017), mais dans tous les cas, un temps d'attente de 3 minutes est observé avant de rincer les œufs et de les placer en durcissement. Une fois la fertilisation terminée, toutes les manipulations ont été identiques à celles effectuées en 2016, soit le durcissement de 2 heures dans des paniers de durcissement, la désinfection à l'iode, un dénombrement et la mise en incubation au LARSA ou l'envoi de boîtes d'œufs vers la station de HSP. Pour plus de détails, veuillez consulter le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018).

La majorité des œufs extraits ont été fertilisés avec de la laitance fraîche caractérisée et diluée la veille de la fertilisation. Toutefois, les œufs de quatre femelles Romaine (13 986 œufs au total) ont été fertilisés à l'aide de sperme cryopréservé l'année précédente. Ces œufs provenaient de la première semaine de fraie et ont été fertilisés, durcis, désinfectés, dénombrés et mis en incubation le jour même de l'extraction puisque Maureen Ritter de *Cryogenetics* était présente pour montrer le protocole à appliquer pour la

décongélation du sperme cryopréservé et la fertilisation des œufs (annexe 9). Le taux de survie de ces derniers sera évalué en 2018, puisqu'ils ont été mis en incubation dans les installations du LARSA.

De plus, les œufs de quatre femelles Puyjalon ont été fertilisés avec de la laitance préservée durant une semaine grâce au produit *Aquaboost extender*. Avant la fertilisation avec cette laitance, la motilité a été vérifiée préalablement avec l'activateur vendu par *Cryogenetics*. Le taux de survie de ces derniers sera également évalué en 2018 puisqu'ils ont été incubés au LARSA. Les œufs des deux dernières femelles Puyjalon ont été fertilisés avec du sperme préservé pendant une semaine et envoyé à la station de HSP pour y être incubés.

#### 8.4 Gestion des œufs fertilisés

Une fois fécondés, les œufs ont été placés en durcissement exactement comme en 2016 (figure 25). Une fois le durcissement terminé, les œufs étaient soit désinfectés à l'iode, dénombrés et mis en incubation ou bien emballés dans des boîtes de transport d'œufs et envoyés à la station de Havre-Saint-Pierre par avion. Pour plus de détails concernant ces différentes étapes, veuillez consulter le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018).



**Figure 25. Œufs placés en durcissement dans les paniers et suspendus dans des bassins en circulation à 5°C pour 2 heures.**

Le seul changement dans cette séquence concerne la méthode de dénombrement des œufs. En 2017, une nouvelle méthode a été testée en parallèle avec la méthode traditionnelle du Von Bayer décrite dans le rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). En effet, la mesure du diamètre des œufs a également été effectuée à l'aide du *XpertCount* (*XpertSea, Canada*), un seau portatif et intelligent qui permet de compter, mesurer et imager des organismes aquatiques rapidement et de façon fiable (figure 26). Pour cette méthode, un volume d'eau de 250 ml est ajouté au seau puis taré. Une cuillère de 80 ml d'œufs est prélevée dans le panier de durcissement, puis ceux-ci sont déposés dans le fond du



**Figure 26. Couvercle du XpertCount effectuant les lectures de nombre d'œufs et de diamètre moyen**

seau en s'assurant qu'ils soient bien répartis et non dans un seul amas. Une fois le tout stable (pas de mouvement de l'eau), il suffit d'appuyer à l'endroit indiqué pour faire la lecture. L'appareil prend alors différentes photos et détermine le nombre et le diamètre moyen des œufs. Pour assurer une plus grande précision, trois lectures ont été effectuées en modifiant la dispersion des œufs entre chaque lecture. Le volume total des œufs a également été calculé de la même façon que par le passé, en transvidant les œufs délicatement dans un cylindre gradué de deux litres remplis d'eau afin de ne pas faire subir de choc aux œufs. Une fois les trois lectures effectuées, il était possible d'accéder aux données plus complètes, telles que le diamètre, sur le portail en ligne offert par la compagnie. À l'aide du diamètre moyen obtenu avec le *XpertCount* et du volume, il était alors possible de déterminer le nombre d'œufs total pour chaque lot en utilisant la charte Von Bayer de la même façon que pour les années précédentes. Finalement, les données du *XpertCount* ont été relativement concordantes avec celles de la méthode manuelle de Von Bayer avec une règle de 18 pouces (tableau 18). Puisque l'utilisation du *XpertCount* permet de valider le diamètre trois fois de façon rapide sans trop manipuler les œufs et qu'elle n'est pas subjective selon l'utilisateur qui l'effectue comme la méthode Von Bayer, elle a été jugée plus efficace et plus précise par l'équipe technique. Également, lorsqu'on observe une grande variabilité dans le diamètre des œufs d'une même ponte, le *XpertCount* augmente la précision du diamètre puisqu'il effectue les lectures sur un plus grand nombre d'œufs que par la méthode Von Bayer (figure 27). Ce sera désormais, au LARSA, la méthode de prédilection pour connaître le diamètre des œufs.

Les œufs envoyés à la station piscicole de HSP ont été placés en boîte de transport de la même façon qu'en 2016 (pour plus de détails, veuillez consulter le Rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018). À la station, les œufs ont été acclimatés au besoin pour ensuite être désinfectés puis dénombrés avant d'être mis en incubation dans les tiroirs des incubateurs. Lorsque cela a été possible (envoi moins gros), l'équipe du LARSA a effectué les mesures du diamètre des œufs avec le *XpertCount* avant l'envoi. La méthode Von Bayer étant une méthode subjective dont les résultats peuvent varier d'un utilisateur à l'autre, des différences ont été observées dans les dernières années entre les données de la station piscicole et celles du LARSA pour des œufs d'une même femelle (tableau 19). De plus, la différence de matériel semble avoir une incidence sur les valeurs obtenues. Au LARSA, une règle de 18 pouces (45,72 cm) est utilisée pour effectuer les dénombrements. Cela augmente la précision puisqu'il y a un plus grand nombre d'œufs. À la station, la longueur de la règle est de 30 cm.

**Tableau 18. Exemple de données pour le diamètre des œufs d'une même femelle entre le dénombrement par Von Bayer sur une règle de 18 pouces et par le XpertCount**

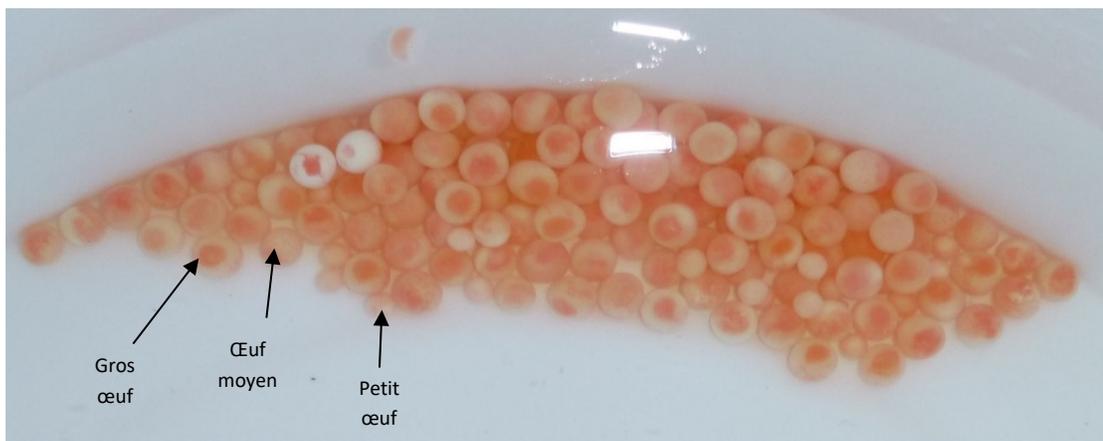
ID femelle	Moyenne diamètre Von Bayer LARSA (mm)	Moyenne diamètre XpertCount (mm)
03371	6,02	6,00
09241	6,57	6,60
36138	6,71	6,69
68130	6,66	6,68
70006	6,53/6,53*	6,52/6,61*
74589	6,63	6,65
74876	6,89	6,92
81080	6,31	6,30
83779	6,57	6,59
98282	6,44	6,40
44D09	6,58	6,58
45A5C	6,44	6,40
7063E	7,09	7,09
81D17	6,93/6,93*	6,81/6,93*
C7001	6,82	6,82
D1B29	6,98	6,98
25220	6,76	6,71
66821	6,53	6,48
75121	6,44	6,50
26943	6,53	6,47
14937	6,27	6,20

\*Diamètres mesurés sur deux semaines différentes

**Tableau 19. Exemple de données différentes obtenues pour le diamètre des œufs d'une même femelle avec la méthode Von Bayer (utilisateurs différents, règles différentes)**

ID femelle	Diamètre LARSA (mm)	Diamètre Station HSP (mm)
56809	6,22	6,25
25220	6,66	6,75
36138	6,76	6,75
98282	6,48	6,52
29251	6,96	7,14
20093	6,57	6,60
B6A2F	6,14	6,25
66817	6,39	6,45
83779	6,57	6,60
14937	6,31	6,38
68130	6,66	6,52
04883	-	6,52/6,82*
45A5C	6,35	6,52
70006	6,53	6,52
81080	6,26	6,98
D1B29	7,03	6,98
75121	6,44	6,52
44D09	6,53	6,67
36932	6,63	6,67
56B7A	6,53	6,52
7063E	7,14	6,98
70628	6,63	6,82
76341	-	6,72/6,67*
26669	-	6,53/6,82*

\* Diamètres mesurés sur deux semaines différentes

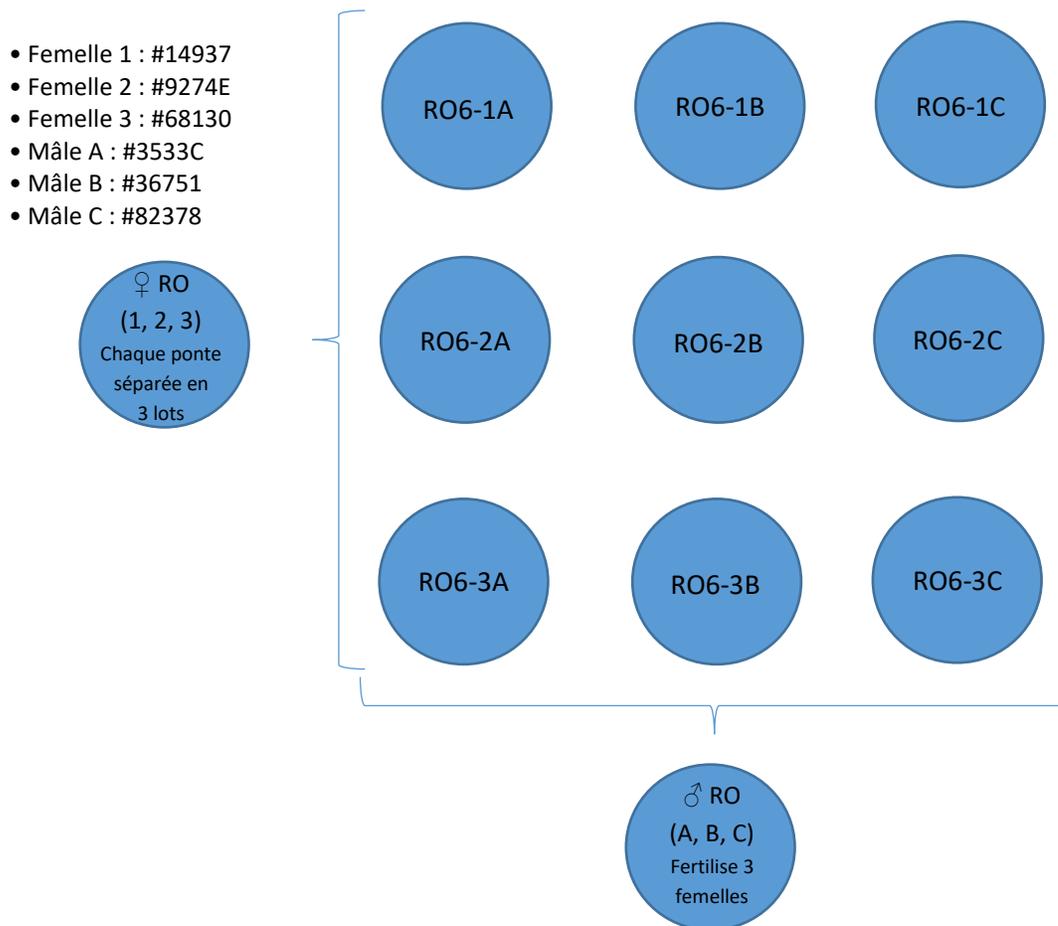


**Figure 27. Œufs morts d'une même femelle présentant une grande variabilité de diamètres**

## 8.5 Plan de croisement

Les plans de croisements ont été réalisés de la même façon que pour la reproduction en 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018), c'est-à-dire en croisements factoriels partiels (1 mâle fertilise les œufs de 3 femelles et les œufs de chaque femelle sont fertilisés par 3 mâles). La figure 28 illustre, par exemple, la composition du croisement factoriel RO6. Pour plus de détails, il est possible de consulter le rapport d'activité 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018).

Au total, ce sont 156 croisements de la rivière Romaine et 140 croisements de la rivière Puyjalon qui ont été réalisés. Tous les croisements ont été consignés dans un fichier afin de s'assurer de ne pas reproduire les mêmes croisements que les années précédentes (annexe 10). Ainsi, il est possible d'assurer une bonne diversité génétique des alevins produits pour chaque rivière malgré l'utilisation des mêmes géniteurs pour plusieurs fraies.



**Figure 28. Schéma d'un croisement factoriel partiel réalisé lors de la reproduction de 2017**

## 9 CRYOPRÉSERVATION

Avant de transporter la laitance, il a fallu se conformer à la réglementation fédérale et provinciale en vigueur. Un permis a été délivré par le ministère de la Forêt, de la Faune et des Parcs du Québec (MFFP) pour le transport vers le Nouveau-Brunswick (annexe 11 et 12). Un autre permis a été délivré par la même instance pour le retour de la laitance cryopréservée vers le Québec. Il a aussi fallu obtenir un permis de mouvement domestique de laitance de saumons auprès de l'agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA) pour le transport entre le Nouveau-Brunswick et le Québec (annexe 13). Six réservoirs d'azote liquide ont été achetés afin d'entreposer les sachets de sperme cryopréservés, soit trois pour la rivière Romaine et trois pour la rivière Puyjalon (figure 29). Ces réservoirs neufs ont été livrés directement à Saint-Andrews avant que la laitance des saumons ne soit cryopréservée. Le 20 novembre, le sperme de 26 mâles Puyjalon et de 27 mâles Romaine a été extrait afin d'être traité et cryopréservé par l'équipe de *Cryogenetics*. Un membre de leur équipe, Christal Quinn, s'est d'ailleurs déplacé au LARSA afin d'assister aux manipulations d'extraction du sperme et de préparer les échantillons pour le transport vers la station d'Huntsman où la cryopréservation a lieu. Elle a ensuite transporté la laitance jusqu'à Saint-Andrews au Nouveau-Brunswick le 21 novembre au matin. Une fois le travail de cryopréservation terminé, le 24 novembre 2017, les réservoirs d'azote liquide contenant les sachets de sperme ont été transportés par la compagnie Transport Levasse jusqu'au LARSA. Au final, la laitance de 25 mâles Puyjalon et de 26 mâles Romaine a été utilisée pour la cryopréservation, pour un total de 178 sachets de sperme de Puyjalon et 376 de Romaine. Chaque sachet de laitance peut fertiliser un maximum de 4000 œufs (figure 30).



**Figure 29. Six réservoirs d'azote liquide contenant les sachets de laitance cryopréservés de 2016 et 2017**



**Figure 30. Sachet de sperme cryopréservé en 2016 ayant été utilisé pour fertiliser 4000 œufs de saumon en 2017**

## 10 PRODUCTION D'ŒUFS 2017-2018

Le nombre d'œufs produits en 2017 étant de 620 649, les 80 tiroirs du LARSA ont été remplis pour incuber 195 585 œufs. Les œufs restants (425 064 œufs) ont été incubés à la station piscicole de HSP (tableau 20). Afin d'obtenir un meilleur suivi quant à la qualité et la survie des œufs, ceux-ci ont été incubés en s'assurant de ne pas mélanger les œufs des différentes femelles. Par ailleurs, 10 tiroirs ont été alloués spécifiquement à 1 croisement chacun pour des croisements Romaine et 10 autres tiroirs ont été alloués à 1 croisement chacun pour des croisements de la rivière Puyjalon. Ces 20 tiroirs étaient dédiés au projet de maîtrise de Camille Lavoie sur le microbiote des œufs. La moitié des œufs de chacun de ces croisements a également été incubée séparément à la station de HSP comme en 2016.

**Tableau 20. Nombre d'œufs mis en incubation en 2017 à la station piscicole de Havre-Saint-Pierre et au LARSA**

	RO	PU	Total
Station HSP	235 297	189 767	425 064
LARSA	112 440	83 145	195 585

En début d'incubation, une problématique de formation de grosses bulles d'air sous les œufs, principalement dans les premiers tiroirs d'incubation, a été observée. Cela a causé la mort d'environ 30 % des œufs d'un même tiroir en une semaine. Après analyse du problème, il a été jugé que les débits d'arrivée d'eau aux incubateurs étaient trop élevés. Ils ont donc été rajustés à la baisse en fonction des suggestions du manufacturier. De plus, des barrages, fabriqués à l'aide de tuyau de PVC, ont été installés sous le jet d'arrivée d'eau de chaque incubateur afin de réduire les risques de formation de bulles (figure 31).

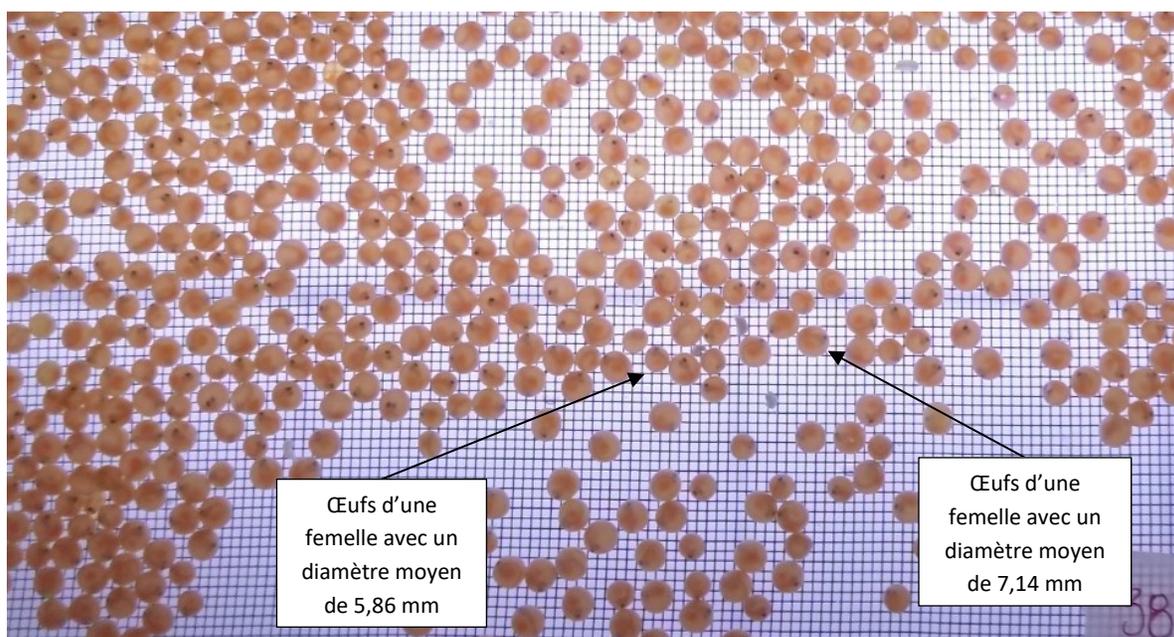


**Figure 31. Section de tuyau en PVC utilisée pour dévier le jet d'arrivée d'eau et empêcher la formation de grosses bulles d'air sous les œufs**

Le tableau 21 permet de voir que les femelles Romaine ont une fécondité relativement plus élevée que les femelles Puyjalon de près de 270 œufs/kg de femelle. Il est également possible d’observer une plus grande variabilité des diamètres d’œufs entre les femelles Puyjalon, soit 1,63 mm, alors que pour les Romaine, la variabilité est de 0,91 mm (tableau 21 et figure 32).

**Tableau 21. Résumé du nombre d'œufs produits au LARSA en 2017, de la quantité de croisements, de la fécondité moyenne et du diamètre moyen des œufs par assignation populationnelle**

	RO	PU
<b>Nombre d'œufs</b>	347 737	272 912
<b>Nombre de croisements</b>	156	140
<b>Fécondité moyenne des ♀ (œufs/kg)</b>	1254,6	986,9
<b>Diamètre moyen des œufs (mm)</b>	6,51 (6,07-6,98)	6,53 (5,51-7,14)



**Figure 32. Exemple de la variabilité entre le diamètre des œufs de deux femelles de la population de la rivière Puyjalon**

Au 31 décembre 2016, le taux de survie des œufs était de 97 %, soit 96 % pour la population de la Romaine et 99 % pour la population de la Puyjalon. Au 31 décembre 2017, le taux de survie des œufs était de 95 %, soit 92 % pour la population de la Romaine et 98 % pour la population Puyjalon. Les œufs fertilisés avec de la laitance cryopréservée avaient un taux de survie de 95 % et les œufs fertilisés avec de la laitance préservée durant 1 semaine avaient un taux de survie de 99 % au 31 décembre 2017.

## 11 MANDAT AVEC LA STATION PISCICOLE DE HAVRE-SAINT-PIERRE

Puisque 2017 était la première année où une aussi grande proportion de la production d'œufs était acheminée à la station piscicole, la SSRR a donné le mandat au personnel du LARSA de fournir de l'assistance et de la formation au personnel présent à la station au cours de l'incubation des œufs. Un total de 20 jours de consultation a été demandé au LARSA pour la période d'incubation s'échelonnant entre le mois d'octobre 2017 et le mois de mai 2018. Ainsi, pour la portion de 2017, un employé s'est rendu à la station avec le premier envoi d'œufs le jeudi 19 octobre. Il a formé et assisté le personnel de la station lors de la réception, de l'acclimatation, de la désinfection, du dénombrement et de la mise en incubation des œufs. Il a aussi porté assistance au personnel lors du piquage des œufs morts le lendemain. Il a également vérifié les systèmes et leur fonctionnement afin de mieux comprendre certaines problématiques notées par le personnel sur place. Une seconde visite a été effectuée les 12 et 13 décembre afin de voir l'état de la situation à la station et afin de mettre à jour les données d'incubation. Durant cette visite, le fonctionnement des fichiers de prises de données a été expliqué à Marie-Philip Leclerc, coordonnatrice de la station piscicole de la rivière Romaine. Afin de faciliter le calcul du nombre total d'œufs par tiroir à la réception et le suivi des mortalités tout au long de l'incubation, l'équipe du LARSA a conçu un fichier de données relativement convivial. Ce fichier permet de connaître le diamètre et le nombre d'œufs/d'alevins de chaque tiroir et de chaque croisement, de même que le pourcentage de survie des œufs dans chaque tiroir (annexe 14). Le second fichier, fourni au LARSA par Jean-Christophe Guay, conseiller en environnement du secteur faune aquatique d'Hydro-Québec, sert à déterminer le pourcentage de développement des différents lots d'œufs en fonction de la température de la station pour déterminer le moment du chocage, de l'éclosion et de l'émergence (annexe 15). L'importance de saisir les données le plus fréquemment possible a également été mentionnée, pour assurer un bon suivi de l'incubation et une possibilité de réagir rapidement en cas de problème. À la fin 2017, quatre jours d'expertises avaient été utilisés, il en restait donc 16 pour l'année 2018.

## 12 CONCLUSION

### 12.1 Objectifs

En 2017, un des principaux objectifs du projet était de fournir 200 000 œufs pour la population de la rivière Romaine et 200 000 œufs pour la population de la rivière Puyjalon. Cet objectif a été atteint et même dépassé puisque ce sont 347 737 œufs d'origine Romaine et 272 912 œufs d'origine PU qui ont été produits. Ainsi, les surplus d'œufs ont été utilisés par la société pour le projet de recherche sur le microbiote de Camille Lavoie, de même que pour une nouvelle édition du projet Histoire de saumon en collaboration avec la FQSA. L'objectif était également de travailler à améliorer la conservation des produits sexuels durant 24h afin d'augmenter le pourcentage de fertilisation des œufs en utilisant les produits et les protocoles de la compagnie *Cryogenetics*. L'atteinte de cet objectif pourra être validée en 2018 avec les valeurs de survie des œufs une fois l'incubation terminée et le nombre d'alevins qui seront ensemencés.

Un autre objectif était de maintenir l'élevage de saumons dans les meilleures conditions possible afin d'assurer la santé et la maturation des poissons, tout en réduisant les mortalités. Aucun épisode de maladies n'est survenu durant l'année 2017 et un taux de maturation supérieur aux dernières années a été obtenu, permettant ainsi de dépasser l'objectif de production d'œufs.

### 12.2 Retour sur les recommandations de 2016

#### 12.2.1 Sur les méthodes d'élevage (Langlois-Parisé *et al.*, 2018)

Tel que suggéré en 2016, la température a été augmentée jusqu'à un maximum de 12°C afin de simuler un été pour les saumons, tout en gardant le contrôle sur la qualité de l'eau des bassins et la santé des individus. Le devancement des patrons de température et de photopériode a permis, une fois de plus, d'être assez bien synchronisé avec le milieu naturel pour la période de reproduction qui s'est déroulée du 17 octobre au 30 novembre 2017. Le reconditionnement des saumons après la fraie de 2016 s'est bien déroulé et a permis d'obtenir un bon pourcentage de maturation successive (entre 83 et 91 % pour les individus de la rivière Romaine, voir section 7.1.2). La capture de smolts à l'été 2017 n'a malheureusement pas permis d'obtenir un nombre d'individus suffisants pour assurer un renouvellement de géniteurs dans les années à venir. Somme toute, ce sont 14 nouveaux smolts qui sont en élevage au LARSA depuis le mois de juin.

#### 12.2.2 Sur les protocoles de reproduction (Langlois-Parisé *et al.*, 2018)

Toutes les recommandations émises dans le Rapport d'activités 2016 (Langlois-Parisé *et al.*, 2018) ont été mises en application durant la reproduction de 2017. En regard des observations effectuées sur les individus matures en 2016 et sans avoir recours à des échographies, le personnel du LARSA a réussi à obtenir un meilleur succès d'identification de la maturation en septembre 2017 soit 70,5 % pour les mâles (57 % en 2016) et 83,8 % pour les femelles (66 % en 2016). Pour améliorer la récolte, la gestion et la préservation des produits sexuels et afin d'améliorer le pourcentage de fertilisation des œufs, le personnel

du LARSA a utilisé les produits (activateur, dilueur et préservateur de laitance) et les protocoles de la compagnie *Cryogenetics*. C'est également cette compagnie qui a de nouveau assuré la cryopréservation de la laitance des mâles matures en 2017. L'utilisation d'un tableau de croisements par population répertoriant tous ceux qui ont été effectués depuis 2015 s'est avérée une méthode adéquate pour éviter les répétitions et assurer une plus grande diversité génétique dans la rivière. L'utilisation du *XpertCount* a également permis de standardiser le dénombrement des œufs et la détermination du diamètre pour les croisements incubés au LARSA. Lorsque cela a été possible, l'équipe a également effectué le dénombrement et la détermination du diamètre des œufs pour les croisements envoyés à la station piscicole de HSP. L'envoi par avion d'œufs oeillés post-chocage a fonctionné aussi bien que l'envoi d'œufs verts en début de projet. L'envoi d'alevins vésiculés à environ 90 % de résorption par avion pour l'ensemencement a assuré un transport rapide et a maximisé leur survie.

## 12.3 Recommandations

### 12.3.1 Sur la capture de smolts

1. Faire l'implantation des micropuces (pit-tag) des individus capturés au LARSA, comme les années précédentes, une fois la période critique terminée.
2. Envoyer rapidement les smolts au LARSA, lorsqu'il y a des captures.
3. Limiter les manipulations sur les smolts lors des captures et des envois au LARSA.
4. Prioriser la pêche de smolts provenant de la rivière Romaine.

### 12.3.2 Sur les méthodes d'élevage

1. Augmenter la diversité génétique du cheptel avec de nouveaux individus en 2018 afin d'assurer un renouvellement des géniteurs qui ont déjà participé à plusieurs fraies.
2. Maintenir les paramètres d'élevage tels qu'établis lors de l'année 2017 : hausse de température jusqu'à 12°C, devancement de la photopériode et du patron de température.
3. Maximiser le reconditionnement post-fraie des saumons afin d'assurer un bon pourcentage de maturation successive en attendant d'avoir de nouveaux géniteurs.

### 12.3.3 Sur les protocoles de reproduction

1. Séparer ou identifier les mâles des deux populations pour la reproduction afin de réduire les manipulations et le stress inutiles puisqu'un décalage d'environ 2 semaines est observé entre la maturation des 2 populations. La majorité des individus de la rivière Romaine ont déjà participé à la fraie lorsque les femelles de la rivière Puyjalon sont prêtes.
2. Maintenir la détermination de la maturité sexuelle uniquement par les critères visuels lors de l'échantillonnage de septembre. Cesser l'alimentation des géniteurs après cet échantillonnage.

3. Maintenir l'utilisation de cathéter, sauf pour la première semaine de fraie, car un léger décalage entre la maturation des mâles et des femelles a été observé durant la fraie 2017. Utiliser la laitance cryopréservée durant la première semaine de fraie si la laitance fraîche des mâles est un élément limitant.
4. Maintenir la caractérisation de la laitance (densité, motilité) afin d'assurer un meilleur succès de fertilisation.
5. Diluer ou utiliser un prolongateur de la laitance en fonction des besoins du lendemain et/ou de la semaine suivante.
6. Maintenir l'utilisation du nombre d'œufs moyen/100g et du nombre d'œufs/kg de femelle pour les estimations du nombre d'œufs produits, estimer le nombre de tiroirs d'incubation requis et assurer un nombre d'œufs adéquat pour la fertilisation (maximum 4000 œufs par famille, soit 12000 œufs par femelle).
7. Maintenir l'utilisation du *XperCount* pour déterminer le diamètre des œufs et ensuite obtenir le nombre d'œufs par femelle.
8. Fournir un *XpertCount* à la station piscicole de HSP pour standardiser les mesures de diamètre des œufs et les nombres d'œufs par tiroir ou par femelle, puisque des différences sont toujours observées entre les données du LARSA et celles de la station.
9. S'assurer de préparer les plans de croisement à l'avance puisqu'ils seront toujours de plus en plus complexes à réaliser.
10. S'assurer de préparer le plan d'envoi des boîtes d'œufs à l'avance afin de permettre au personnel de la station de HSP de se préparer, d'assurer un bon roulement lors de la préparation des boîtes le jeudi matin et d'éviter les retards avant le départ de l'avion.
11. Cesser les injections au Chorulon® puisqu'elles semblent peu utiles chez les saumons, autant pour les mâles que pour les femelles. Valider la possibilité d'utiliser un implant adapté à cette espèce tel que l'Ovaprim®.
12. Maintenir l'envoi d'œufs verts et oeillés, des alevins vésiculés et des smolts par avion.

## 13 REFERENCES

- Bouck, G. R., & Smith, S. D. (1979). *Mortality of Experimentally Descaled Smolts of Coho Salmon (Oncorhynchus kisutch) in Fresh and Salt Water*. Transactions of the American Fisheries Society, 108(1), 67–69.
- CIRSA (Centre interuniversitaire de recherche sur le saumon atlantique) (2018) *Progrès récents dans les travaux de recherche du CIRSA 9-10 mai 2018*. [http://www2.bio.ulaval.ca/cirsa/docs/cahier-resumes-2018\\_Web.pdf](http://www2.bio.ulaval.ca/cirsa/docs/cahier-resumes-2018_Web.pdf), p.13
- CIRSA (Centre interuniversitaire de recherche sur le saumon atlantique) (2019) *Progrès récents dans les travaux de recherche du CIRSA 8-9 mai 2019*. [http://www2.bio.ulaval.ca/cirsa/docs/cahier-resumes%202019\\_Web.pdf](http://www2.bio.ulaval.ca/cirsa/docs/cahier-resumes%202019_Web.pdf), p.8
- Dietrich, G. J., Wojtczak, M., Słowińska, M., Dobosz, S., Kuźmiński, H. & Ciereszko, A. (2007) *Broken eggs decrease pH of rainbow trout (Oncorhynchus mykiss) ovarian fluid*. Aquaculture, 273, 748-751.
- Grondin, P. (2016). *L'insémination différée et les dilueurs pour salmonidés*. Québec, Ministère des Forêts, de la Faune et des Parcs, Direction générale de l'expertise sur la faune et ses habitats, Direction de la faune aquatique, 26 pages. [Rapport technique].
- Langlois-Parisé, I., T. Dion, M.-C. & Therrien, J.-C. (2018). *Rapport d'activité 2016 au LARSA, Bilan récapitulatif des opérations, Programme de restauration des populations de saumons de la rivière Romaine*. Université Laval. 78 pages.
- Morin, R. (2012) *Qualité de l'eau requise pour l'élevage des salmonidés*. Document d'information DADD-14. Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation. 25 pages. [https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Publications/dadd14qualite\\_eau.pdf](https://www.mapaq.gouv.qc.ca/fr/Publications/dadd14qualite_eau.pdf)
- Perreault-Payette, A., Bougas, B., Hernandez, C. & Bernatchez, L. (2018). *Caractérisation génétique des saumons atlantique capturés dans la rivière Romaine en 2017*. Université Laval. 22 pages.
- Ritter, Maureen. (2017). Communication personnelle.
- Therrien, J.-C., T. Dion, M.-C., Ouellet-Cauchon, G. et Langlois-Parisé, I. (2017). *Rapport d'activité 2014-2015 au LARSA, Bilan récapitulatif des opérations, Programme de restauration des populations de saumons de la rivière Romaine*. Université Laval. 54 pages.

## 14 ANNEXES

### Annexe 1. Procédure d'évaluation de la résorption du sac vitellin

 <b>SOCIÉTÉ SAUMON DE LA RIVIÈRE ROMAINE</b> Mission Régénération <small>Tshetshiaianishkat kanuenitamukaniht anitshenat tshe taht</small>	
Procédure normalisée de fonctionnement	
Objet : Évaluation de la résorption du sac vitellin	
But : Estimer le stade de résorption et de développement des alevins vésiculés	SSRR-019
	16 mai 2018
	Version 1

### Généralités

Pour que les prévisions de résorption soient efficaces, il est important de mettre à jour les températures dans le fichier Excel *Date d'émergence*. Lorsqu'elles changent, elles doivent être mises à jour **quotidiennement**.

En temps normal et selon les températures, une période d'environ 8 semaines est nécessaire à la résorption complète du sac vitellin chez les alevins. Plus les températures sont élevées, plus la résorption se fait rapidement (MAPAQ, 1996a). Pour estimer le temps que 50 % des alevins mettront avant d'avoir entièrement résorbé leur sac vitellin, la méthode utilisée est celle de Jensen (1989), dont la formule est :  $LogD = 2,6562 - 1,27LogT$

### Exemple

- $LogD = 2,6562 - 1,27Log2,50 = 2,1508$
- Où  $D = 10^{2,1508} = 141,5195$
- $\% \text{ éclosion} = \left( \left( \frac{1}{D} \right) \times 100 \right) = \left( \left( \frac{1}{141,5195} \right) \times 100 \right) = 0,70$
- $36,28 \% + 0,70 \% = 36,99 \%$

Œufs des saumons SSRR d'origine Romaine & Puyjalon incubés au LARSA en 2017-2018				Émergence						
Date prise données	Date de prévision	T (°C)	Degrés/jours	logD	D	1/D	%	Dates de fraie		
								2017-10-18	2017-10-19	2017-10-26
2018-05-24	24-mai	2,50	471	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	36,28	35,72	32,33
2018-05-25	25-mai	2,50	473	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	36,99	36,43	33,04
2018-05-26	26-mai	2,50	476	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	37,70	37,13	33,75
2018-05-27	27-mai	2,50	478	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	38,40	37,84	34,45
2018-05-28	28-mai	2,50	481	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	39,11	38,55	35,16
2018-05-29	29-mai	2,50	483	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	39,82	39,25	35,87
2018-05-30	30-mai	2,50	486	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	40,52	39,96	36,57
2018-05-31	31-mai	2,50	488	2,1508	141,5195	0,0071	0,71	41,23	40,67	37,28
2018-06-01	1-juin	3,00	491	2,0503	112,2680	0,0089	0,89	42,12	41,56	38,17

Figure 1. Capture d'écran du fichier Excel *Date d'émergence* section émergence

À l'éclosion, le sac est rond et fait environ la moitié de la taille de l'alevin. Durant les premières semaines, une pointe se forme et s'accroît vers la partie caudale de l'alevin. Plus les semaines avancent, plus la hauteur et la largeur du sac se résorbent, et plus la pointe rétrécit vers la partie frontale. On peut observer que, plus l'alevin se développe, plus sa pigmentation devient foncée. Lorsque près de 50 % du sac est résorbé, c'est au tour de la pointe vitelline de se résorber. Vers 80 %, le sac vitellin dorsal n'est presque plus visible. À 90 % de résorption, il est très mince, et les alevins sont très actifs. Lorsque 50 % du lot est à ce stade, les alevins peuvent être alimentés ou ensemencés (MAPAQ, 1996a).

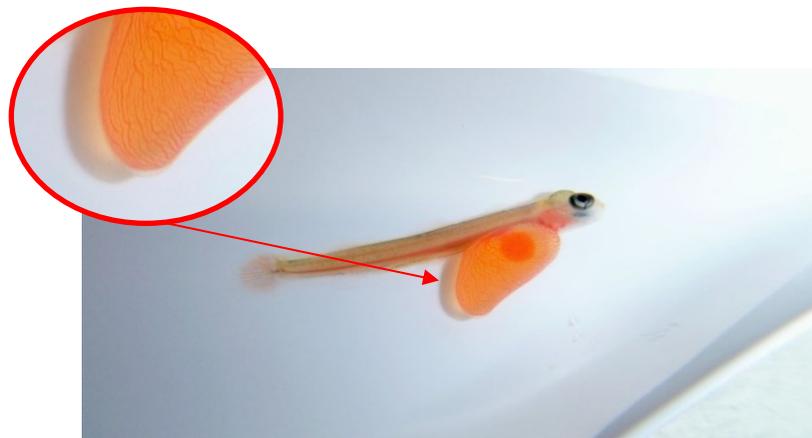
### Procédure

1. Visualiser le sac vitellin lors de l'éclosion : il est très rond et fait environ la moitié de l'alevin.



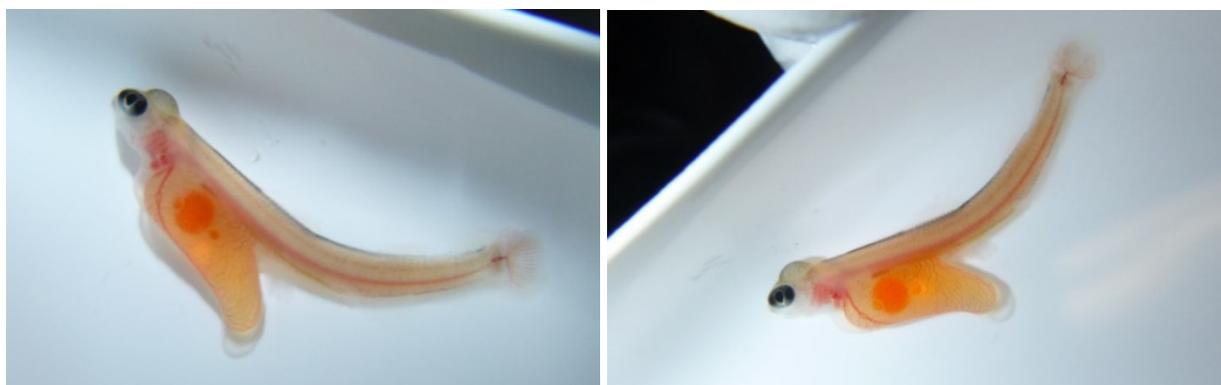
*Figure 2. Alevin avec sac vitellin à 0 % de résorption*

2. Visualiser le début de présence d'une pointe à la base du sac vitellin.



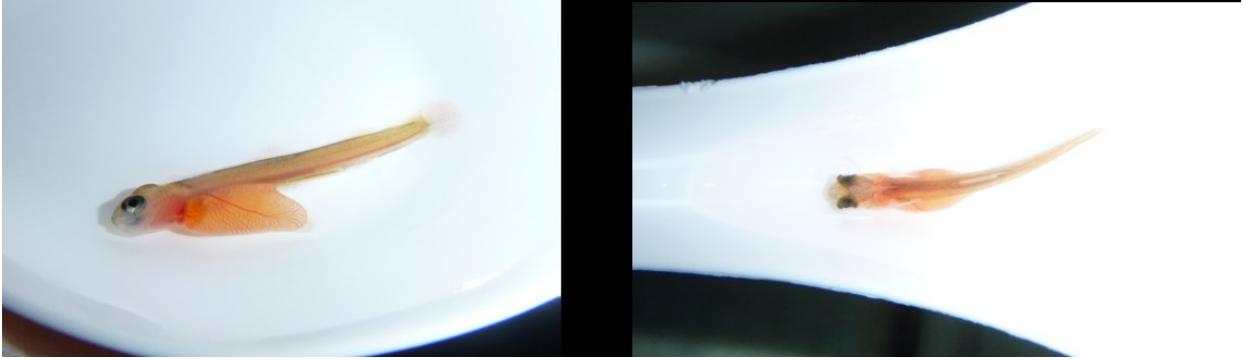
*Figure 3. Alevin avec sac vitellin à 14 % de résorption*

3. Visualiser l'accentuation de la pointe et le léger rétrécissement du sac vitellin.



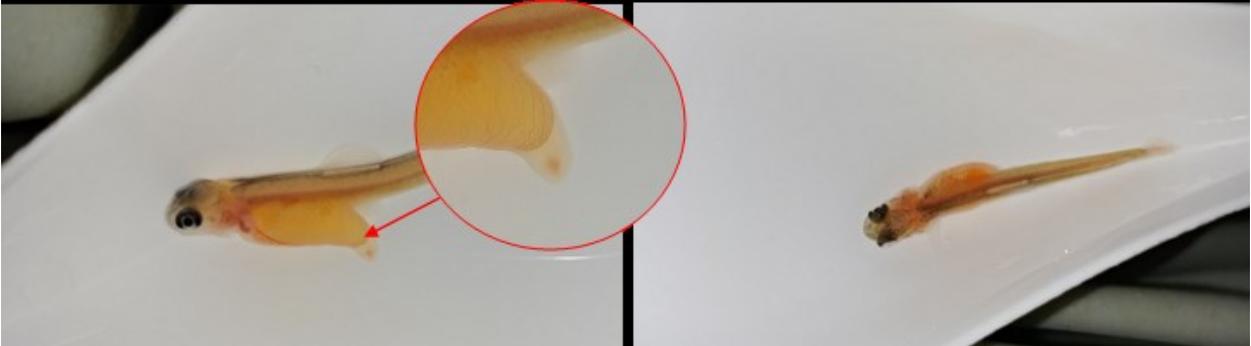
*Figure 4. Alevin avec sac vitellin à 25 % de résorption*

4. Visualiser le léger rétrécissement du sac vitellin.



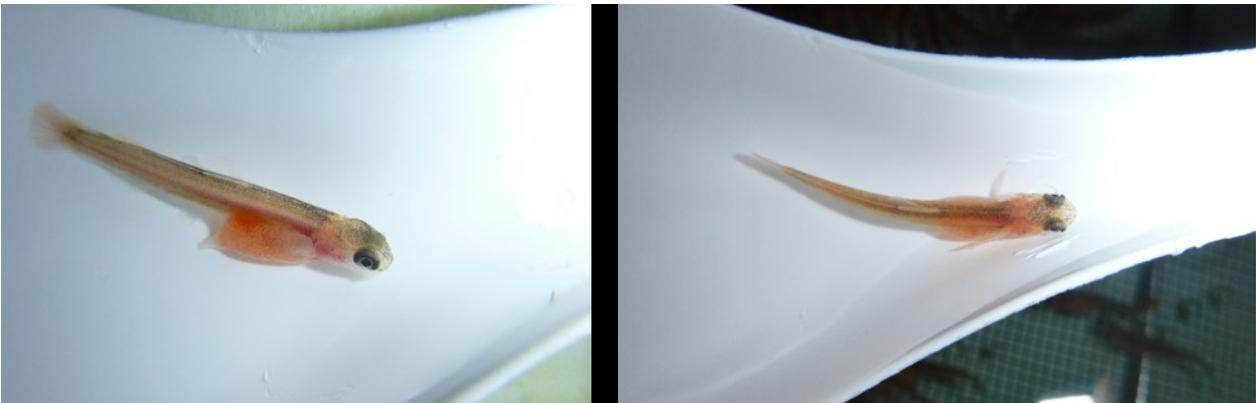
**Figure 5. Alevin avec sac vitellin à 47 % de résorption**

5. Visualiser la résorption de la pointe vitelline du sac vers la partie frontale de l'alevin.



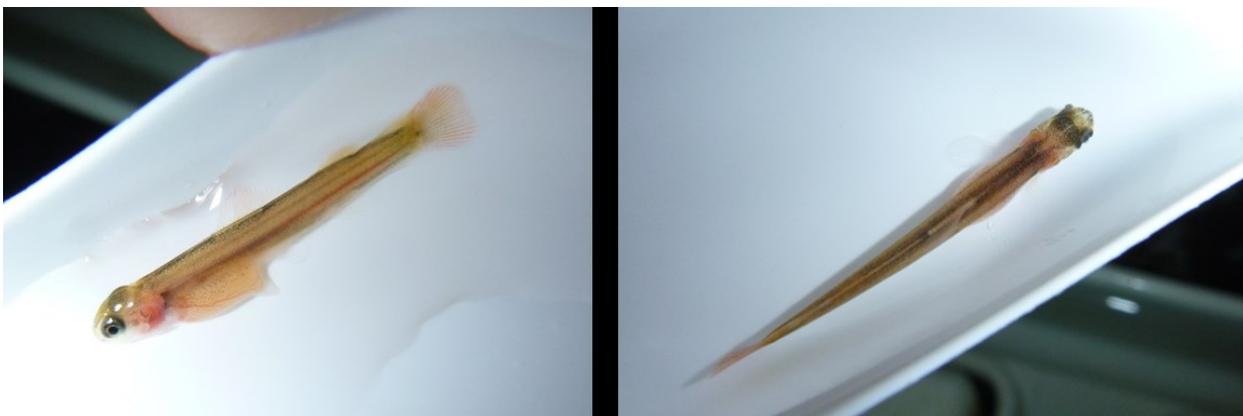
**Figure 6. Alevin avec sac vitellin à 47 % de résorption**

6. Visualiser la progression de la résorption du sac vitellin et l'assombrissement de l'alevin.



**Figure 7. Alevin avec sac vitellin à 55 % de résorption**

7. Visualiser la progression de la résorption du sac vitellin.



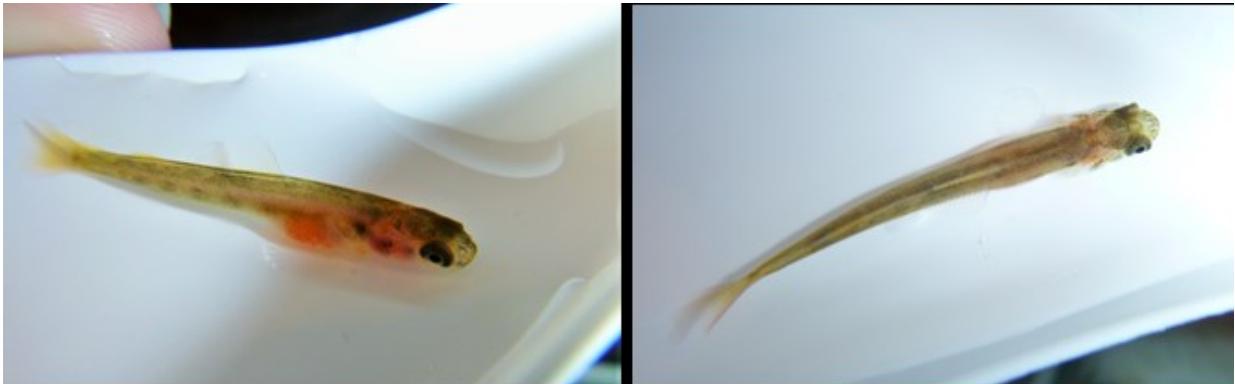
**Figure 8. Alevin avec sac vitellin à 75 % de résorption**

8. Lorsque le sac vitellin n'est plus visible sur le dos, différencier les stades devient difficile.



**Figure 9. Alevin avec sac vitellin à 91 % de résorption**

9. Ensemencer les alevins à environ 90 % de leur développement. Si l'objectif n'est pas de les ensemer, commencer l'alimentation. Arrivés à ce stade, les alevins nagent très rapidement.



**Figure 10. Alevin avec sac vitellin à 97 % de résorption**

**Annexe 2. Tableau détaillé des mortalités et des euthanasies sur les cohortes 2013, 2014 et 2015 de saumons durant l'année 2017**

Date mort	# individu	Sexe	Origine	Point limite	Trouvé mort	Euthanasie volontaire	Commentaires/signes apparents de maladie
2017-02-22	985161000963963	M	RO		x		Décomposé, une tache noire sur la tête (coup?)
2017-03-06	985120011372860	M	RO		x		Gonades très rouges, rein liquéfié, cœur et branchies blanches, probablement noyé et -18 de gain de poids.
2017-04-19	985121016756188	M	RO	x			Mauvaise condition physique, rate légèrement granuleuse et présence de pustules
2017-04-19	985120011367487	F	RO	x			Mauvaise condition physique avec boutons sur le pédoncule caudal
2017-04-19	985120011364240	M	PU	x			Mauvaise condition physique, bosse et muscle au niveau de la bosse semble mort
2017-04-19	985120011371462	F	PU	x			Mauvaise condition physique et rein avec calcification
2017-04-19	985120011405329	F	RO	x			Mauvaise condition physique et barre sur le dos
2017-04-19	985120011326109	M	RO	x			Mauvaise condition physique et écailles retroussées
2017-04-19	985161001004303	M	RO	x			Mauvaise condition physique
2017-04-19	4263413F3B	F	PU	x			Mauvaise condition physique, masse dans la rate, foie granuleux et sclérifié
2017-04-19	985120012221054	M	RO	x			Écailles retroussées, plusieurs plaies rouges boursouflées, œdème derrière la membrane du rein, rate semble grosse
2017-04-19	985120012205754	M	RO	x			Mauvaise condition physique, tête plus grosse que le corps
2017-04-19	985120012206648	M	RO	x			Mauvaise condition physique, plaie rouge, petites bosses flanc gauche
2017-05-11	985120012296843	F	PU		x		Trouvé mort, rein très spongieux et granuleux
2017-05-31	985120012206258	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac
2017-05-31	985120011369580	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac
2017-05-31	985120011400118	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac
2017-05-31	985120011396109	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac
2017-05-31	985120011424163	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac

2017-05-31	985120011381127	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac
2017-05-31	985120012208027	F	PU			x	Euthanasie des 7 femelles PU 2013 frayées en 2016 non transférées à Tadoussac
2017-06-13	985120011374809	M	RO			x	Euthanasie des poissons qui ont frayé deux années de suite
2017-06-13	985120011372191	F	PU			x	Euthanasie des poissons qui ont frayé deux années de suite
2017-06-13	985161001003830	M	PU			x	Euthanasie des géniteurs mâles cryopréservés
2017-06-13	985120011396957	M	RO			x	Euthanasie des poissons qui ont frayé deux années de suite
2017-06-13	985120011358352	M	RO			x	Euthanasie des géniteurs mâles cryopréservés
2017-06-13	985120011356983	F	RO			x	Euthanasie des poissons qui ont frayé deux années de suite
2017-06-13	985120011326483	F	PU			x	Euthanasie des poissons qui ont frayé deux années de suite
2017-06-13	985120012241872	M	RO			x	Euthanasie des géniteurs mâles cryopréservés
2017-06-13	985120011374558	M	RO			x	Euthanasie des géniteurs mâles cryopréservés
2017-06-13	426339111D	M	PU			x	Euthanasie des poissons qui ont frayé deux années de suite
2017-06-13	985120009119124	M	RO			x	Euthanasie des géniteurs mâles cryopréservés
2017-06-22	985120011379292	M	PU	x			Euthanasié, car nageait en rond, le rein avait des nodules
2017-07-31	985120011379604	M	PU		x		Trouvé mort, scolié avec la vessie natatoire remplie d'eau
2017-08-08	985120011373886	F	PU		x		Trouvé mort, rein très spongieux et granuleux, mauvaise condition, écailles retroussées
2017-09-29	985120012326644	M	PU	x			Euthanasie, perte de condition
2017-09-29	426738665C	F	RO	x			Euthanasie, perte de condition
2017-09-29	4263426C58	F	PU	x			Euthanasie, perte de condition
2017-09-29	4266007353	M	PU	x			Euthanasie, perte de condition
2017-10-17	4263123319	M	PU	x			Euthanasie, perte de condition
2017-10-18	4263301D02	F	RO		x		Mort post-fraie, anesthésie trop longue
2017-11-14	4267613A49	M	PU	x			Euthanasie, perte de condition

2017-11-20	426334012C	M	RO		x	Sauté hors du bassin; sperme cryopréservé post-mortem
2017-11-20	4265754432	M	PU		x	Sauté hors du bassin; sperme cryopréservé post-mortem
2017-12-04	985120011399934	F	PU		x	Mort durant l'échantillonnage; anesthésie trop longue
2017-12-14	985120011379763	M	RO	x		Euthanasié, car en point limite; était sur le côté au fond du bassin
2017-12-10	4263254D71	M	PU		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-17	985120011325893	M	PU		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-17	4263194517	M	PU		x	Trouvé mort; blessé pendant l'échantillonnage
2017-12-17	985120011369616	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-23	985120012211515	M	PU		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-23	985120011321920	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-25	985120012296314	M	PU		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-27	426733533C	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-27	985120011367992	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-27	985120011316876	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-29	985120012204427	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-29	985120011382378	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-31	985120011436595	M	RO		x	Trouvé mort; post-fraie
2017-12-31	985120012239727	M	PU		x	Trouvé mort; post-fraie



## Some important information about your SDM6 Photometer

### VOLTAGE

Your instrument is delivered with an auto-switching universal type power supply that delivers 5 V DC, regardless of the input voltage (110~230 V AC).

### FIRMWARE VERSION

The firmware version installed is shown on boot-up, the latest firmware per 2015 is 1.1F.

### TOUCH INTERFACE

The SDM6 comes with a resistive touch screen for simple operation. Unlike capacitive touch screens that will only respond to bare skin, the SDM6 can be operated with stylus-like objects as well as gloved fingers.

### CALIBRATION CURVES

Each instrument comes pre-installed with a calibration curve for Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). Curves for other species are available on request from Cryogenetics AS for a nominal fee.

### PRINTER

The SDM6 comes with a built-in printer for situations where a hard copy is useful.

### SPARE PARTS

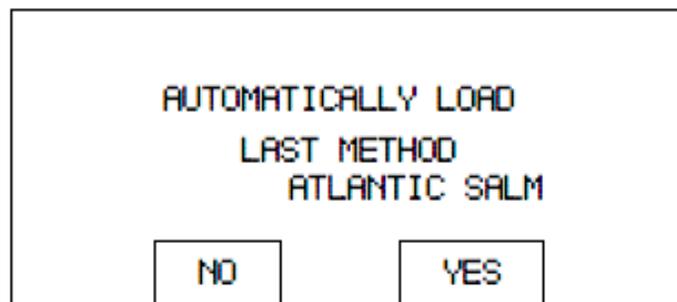
Your SDM6 should be in need of little to no maintenance. However, a spare light bulb is included. In case of failure, this can easily be replaced by the user. Other spare parts are available from Cryogenetics AS.

# How To Operate the SDM6

## 1. HOW TO OPERATE YOUR SDM6

### 2.1 Startup

The SDM6 will load the previously used method by default. During startup, the user can choose to continue using this method or change to another species or mode of operation. Please note that the lamp needs to warm up for at least 15 minutes before you start measuring the first zero sample.



At the beginning of each spawning season, we recommend that the operator verifies that the correct mode of operation is selected by pressing NO on the first startup and then manually selecting the desired method. If the operator on the other hand knows which method was previously used, pressing YES is a quick shortcut to start measuring immediately.

### 2.2 The main menu

The main menu is reached by pressing NO on the startup screen, then ESC when prompted for species. From the main menu the following options are available:

MAIN MENU		
SELECT FISH SPECIES		
UTILITIES		
SETTINGS		
SERVICE TOOLS		LF
SDM6	01/01/14	12:00

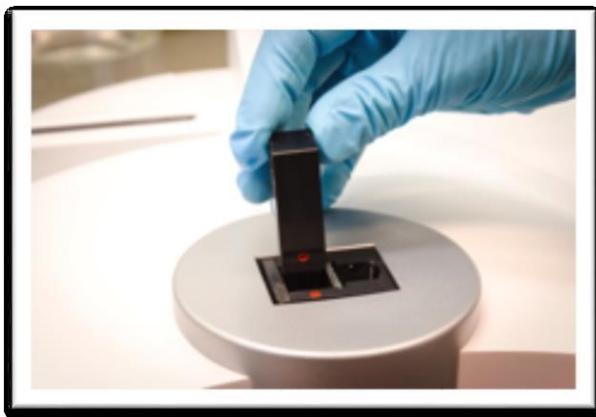
User-accessible features are SELECT FISH SPECIES and UTILITIES, whereas SETTINGS and SERVICE TOOLS are password-protected. LF (line feed) is used to feed the printer paper one line at a time.

# How To Operate the SDM6

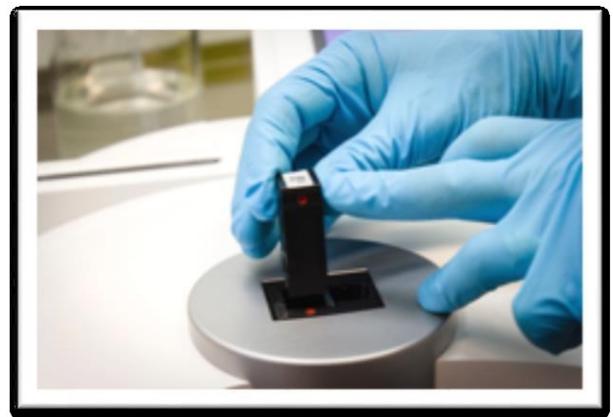
## 1.3 Dark level adjustment

The SDM6 needs to be calibrated before use. This is done by first doing a dark level adjustment, this should be performed every two weeks. Before adjustment, the black filter insert must be inserted with the label downwards into its chamber. From the main menu, go to UTILITIES, select DARK LEVEL ADJUSTMENT and press START. The reading will take a few seconds to complete. When completed, remember to turn the filter insert back to its normal position with the label facing up.

**Filter position for dark adjustment**



**Filter position for measurement**



## 1.4 Select fish species

The SDM6 comes pre-installed with a calibration curve for Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). This is installed as method number 1. Additional curves may be available, depending on the configuration ordered. Calibration curves for additional species can be installed later or even tailor-made on request. See Appendix 1 for species' curves currently offered by Cryogenetics AS.

# How To Operate the SDM6

The method (species) is selected by typing in the species number (in this example, 1 for Atlantic salmon). The selection is confirmed by pressing E (enter).

METHOD NO.            1							
METHOD: ATLANTIC SALM							
1	2	3	4	5	6	7	8
ESC	9	0	.	+	-		E

## 1.5 Mode of operation

Once a species is selected, the operator can choose to operate the SDM6 in one of two modes, **concentration mode** or **calculation mode**. Depending on how the SDM6 is intended used, a default mode of operation must be selected. This setting is automatically saved in memory and will be the default mode on power-up. For routine sperm concentration measurements, concentration mode (CONC.) should be selected. For dilution of milt using AquaBoost® Dilutor or AquaBoost® Extender, calculation mode (CALC.) should be selected. To return to the main menu, press EXIT.

SELECT METHOD		
EXIT	CONC.	CALC.

# How To Operate the SDM6

## 1.6 Concentration mode

In this mode, the SDM6 will estimate the sperm concentration in your sample, based on the selected calibration curve. The sperm concentration in your milt sample is given in billion

( $10^9$ ) sperm per ml. Once a measurement has been made, the result can be printed by pressing MODE followed by PRN.

SPERM MEASUREMENT		CONC.		
<b>19.100</b>				
1	$10^9/ml$			
ATLANTIC SALM				
EXIT	MODE	EDIT	ZERO	RESULT

## 1.7 Calculation mode

When concentration measurements are done with the intention of either diluting the milt for storage (using AquaBoost® Extender) or for immediate fertilization (using AquaBoost® Dilutor), the Calculation mode will provide automatic calculation of volume of solution added. The user can enter separate values for AquaBoost® Dilutor or AquaBoost® Extender concentrations. When calculation mode is selected, the operator is prompted for ejaculate volume. Other fish information, such as Fish ID and motility can be used or left blank if not needed.

SPERM MEASUREMENT		CALC.		
<b>19.100</b>		DILUTOR		
2	$10^9/ml$	109 ml		
ID	1	EXTENDER		
		121 ml		
ATLANTIC SALM				
EXIT	MODE	EDIT	ZERO	RESULT

## 1.8 Daily use

The SDM6 needs very few adjustments in day-to-day use. The only calibrations that needs to be performed on a regular basis are :

- 1) Dark level adjustment (should be performed daily - se 1.3. above)
- 2) Zero sample (required before each measurement series)

# How To Operate the SDM6

MEASURE ZERO		CONC.		
ATLANTIC SALM				
EXIT	MODE	EDIT	ZERO	RESULT

## 2. MAINTENANCE

### 2.1 Storage and cleaning

We recommend following these guidelines when storing and cleaning the SDM6:

- Store your SDM6 and accessories in a designated box/container in a dry environment at room temperature when not in use.
- Clean the instrument by wiping it with a moist cloth and a non-corrosive detergent such as *e.g.* dish washing liquid.
- Make sure there is an empty cuvette inserted in the measurement chamber when not in use to avoid dust etc damaging the filter or light bulb.

### 2.2 Light bulb

The supplied light bulb (and spare) has an expected life of at least 5000 hours, but non-ideal storage and working conditions might reduce this significantly. It is important to avoid extremes of temperatures and humidity to ensure the longest possible life span of your light bulb. Signs that the light bulb might be broken are:

- Failure to zero the photometer
- Negative zero or measurement values
- Large variation in values on same sample

Refer to Cryogenetics guide on how to change the light bulb.



## **AquaBoost® Dilutor**



AquaBoost® Dilutor is a dilution buffer used for dilution and standardization of milt used for fertilization. Used in combination with sperm concentration measurements from a photometer, milt can be diluted to a pre-determined sperm concentration. This allows the full fertilization potential of the milt to be utilized by controlling the sperm to egg ratio, and thus ensure a predictable fertilization result. By standardizing the sperm concentration, you can also ensure equal genetic contribution from each male if fertilizing with mixed sperm from several males.

Cryogenetics can also supply software controlled systems for automatic dilution of milt.

Spreadsheets (Excel) designed to assist in dilution of milt can be downloaded at Cryogenetics' web page (<http://www.cryogenetics.com/products-and-services/downloads/>).

### **Instructions for use:**

- AquaBoost® Dilutor is prepared by dissolving one bag in 1 L (33.8 oz) distilled/deionized water
- Sperm concentration is determined by using a photometer (recommended)
- **Make sure AquaBoost® Dilutor has the same temperature as the milt before use!**
- AquaBoost® Dilutor is added to dilute to a standard sperm concentration (calculated by using Cryogenetics' spreadsheet).
- Milt with unknown sperm concentration can alternatively be diluted by volume, *e.g.* 1 part milt + 2 parts AquaBoost® Dilutor. For salmon, this will result in an average sperm concentration of about 2 bill. sperm/ml, however one must be aware that this may vary between males, strippings and throughout the spawning season
- Mix eggs with diluted milt by mixing carefully in the desired sperm-to-egg ratio of solution
- AquaBoost® Activator is added until liquid covers the eggs. **For marine species we recommend using seawater instead of AquaBoost® Activator for activation!**
- Leave eggs to fertilize for 3 minutes before rinsing, disinfecting and transferring to incubation units.

**Annexe 5. Capture d'écran du fichier fourni par Cryogenetics pour calculer la quantité de laitance et de dilueur requis en fonction de la densité de la laitance**

Fresh Milt of AquaBoost

Fichier Accueil Insertion Mise en page Formules Données Révision Affichage Développeur Dites-nous ce que vous voulez faire

Couper Copier Reproduire la mise en forme Presse-papiers Police Alignement Nombre

Calibri 10

Renvoyer à la ligne automatiquement Fusionner et centrer \$ % 000 0,00

## Dilution of milt - AquaBoost™ Dilutor

Sperm concentration after dilution	1,6	bill/ml
Number of eggs to fertilize	4000	
Sperm-to-egg ratio	2	millions
Volume diluted milt required	5,0	ml
=	0,005	litres



	Date	Fish ID	Motility	Contamination	Concentration (10 <sup>9</sup> /ml)	Milt volume (g)	Volume AquaBoost Dilutor (g)	Total volume (g)	Comments
10	2017-10-25	RO-A	good	no	16,31	10	92	102	
11	2017-10-25	RO-B	good	no	14,30	3	24	27	
12	2017-10-25	RO-C	good	no	9,06	4	19	23	
13							0	0	
14							0	0	
15							0	0	
16							0	0	
17							0	0	
18							0	0	
19							0	0	
20							0	0	
21							0	0	
22							0	0	
23							0	0	
24							0	0	
25							0	0	
26							0	0	
27							0	0	
28							0	0	
29							0	0	
30							0	0	
31							0	0	
32							0	0	
33							0	0	
34							0	0	

Prêt



# AquaBoost® Extender

Cryogenetics User Guide

CUG Nr. 12 Rev. 01/16

## AquaBoost® Extender



AquaBoost® Extender is a storage buffer that can be used for storage of fresh milt for up to 14 days. Used in combination with sperm concentration measurements on a photometer, milt can be diluted to a pre-determined sperm concentration and stored for fertilization at a later stage in cases where males and females are out-of-sync in their spawning cycles.

Cryogenetics can also supply software controlled systems for automatic dilution of milt.

A specially designed spreadsheet can be downloaded from Cryogenetics' web site (<http://www.cryogenetics.com/products-and-services/downloads/>) to assist in estimating needs for milt and storage flasks.

### Instructions for use:

- AquaBoost® Extender is prepared by dissolving one bag of powder in 1L distilled/deionized water
- **Make sure AquaBoost® Extender is the same temperature as the milt before use!**
- Sperm concentration in the milt should be determined using a photometer (recommended)
- AquaBoost® Extender is added to the milt to dilute to a pre-determined sperm concentration.
- Milt with unknown sperm concentration can alternatively be diluted by volume, *e.g.* 1 part milt + 2 parts AquaBoost® Extender. For salmon, this will result in an average sperm concentration of about 2 bill. sperm/ml. However, this may vary between males, strippings and throughout the spawning season
- Milt and AquaBoost® Extender is mixed well and transferred to cell culture flasks with filter caps (available from Cryogenetics)
- It is important to select the appropriate cell culture flask size based on volume milt to be stored (see table)
- Flasks containing extended milt are to be stored horizontally at 2-4 °C (36-39 °F).
- Flasks should be gently agitated twice daily to prevent sedimentation and poor oxygenation
- We recommend that extended milt is used for fertilization within 14 days
- **NOTE! For fertilization with extended milt, AquaBoost® Activator MUST be used to ensure re-activation of sperm, otherwise fertilization is not guaranteed. For marine species we recommend to using seawater instead of AquaBoost® Activator for activation.**
- As a recommendation we suggest using a sperm-to-egg ratio of 4 mill/egg for extended milt stored for up to 7 days. We recommend increasing this to 6 mill/egg for milt stored longer to compensate for cell death during storage.

Flask Size	25 cm <sup>3</sup> /50 ml	75 cm <sup>3</sup> /275 ml	175 cm <sup>3</sup> /650 ml
Max. volum extended milt (ml)	10	35	80

**Annexe 7. Capture d'écran du fichier fourni par Cryogenetics pour calculer la quantité de laitance et d'extender requis en fonction de la densité de la laitance**

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J
1	<b>Dilution of milt for storage - AquaBoost™ Extender</b>									
2										
3	Recommended fertilization (4 - 7 d)	2 ml diluted milt per 1000 eggs - approx. 4 mill sperm/egg								
4	Recommended fertilization (8-14 d)	3 ml diluted milt per 1000 eggs - approx. 6 mill sperm/egg								
5										
6							Flask size	25	cm <sup>2</sup>	
7	Number of eggs to fertilize	4000			Total # storage flasks required			2	flasks	
8	Sperm-to-egg ratio	6	millions		Max. ml milt per flask			10		
9	Total volume diluted milt required	12,0	ml		Accumulated sum			108	ml	
10	=	0,012	litres							
11										
12	Date	Fish ID	Motility	Contamination	Concentration	Milt Volume (g)	Volume AquaBoost Extender (g)	Total volume (g)	Number of cell culture flasks	Comments
19	2017-11-01	PUB	vg	no	13,63	1,3	8	9	1	2x
20	2017-11-01	PUR	g	no	8,67	2	7	9	1	2x
21	2017-11-01	PUT	vg	no	13,47	1,3	7	9	1	2x
22	2017-11-01	ROZ	vg	no	16,08	1,5	11	12	2	3x, 6 millions
23	2017-11-01	ROE	g	no	15,45	1,5	10	12	2	3x
24							0	0	0	
25							0	0	0	
26							0	0	0	
27							0	0	0	
28							0	0	0	
29							0	0	0	



### **AquaBoost® Activator – for salmonids**

**For marine species we recommend using sea water for activation instead of AquaBoost® Activator!!**



AquaBoost® Activator is a sperm activation buffer that creates optimal conditions for salmonid sperm during fertilization. AquaBoost® Activator ensures that sperm cells are fully activated and results in best possible fertilization result.

#### ***Instructions for use:***

- AquaBoost® Activator is prepared by dissolving the contents of one bag in 4L/1 gallon of distilled/deionized water.
- **Ensure that the AquaBoost® Activator is the same temperature as the eggs before use!**
- Mix milt and eggs gently and immediately add AquaBoost® Activator
- Add enough AquaBoost® Activator to cover the eggs
- Leave for 3 minutes before rinsing, disinfection and transfer to incubator
- AquaBoost® Activator can be used when fertilizing with fresh milt, diluted milt, gonad extracted milt and stored milt. **Note that for salmonid milt diluted with AquaBoost® Extender or extracted with AquaBoost® SpermCoat, AquaBoost® Activator MUST be used during fertilization in order for the sperm cells to be re-activated and to ensure fertilization!**

***Annexe 9. Protocole de Cryogenetics pour la décongélation de la laitance cryopreservée et la fertilisation des œufs.***

## **Fertilization with cryopreserved milt**

Cryogenetics User Guide

CUG Nr. 5 Rev.03 09/2015

Cryogenetics cryopreserve sperm (milt) from several fish species. The sperm is stored at -196 °C (-320 °F) in liquid nitrogen in specialized containers - either straws (0.5 ml volume) or Cryogenetics' own Squarepacks® (12 ml volume). Type of cryopreservation container chosen depends on fish species and each client's needs.

**This document describes Cryogenetics' internal guidelines for handling, thawing and use of cryopreserved sperm for fertilization. However, it must be noted that these guidelines are in themselves not sufficient to guarantee a good fertilization result. The result will be affected by other factors, such as quality of the sperm before cryopreservation, egg quality and conditions during incubation.**

### **Preparation**

Fertilization with cryopreserved milt requires slightly more time and equipment than fertilizing with fresh milt. However, with a minimum of preparation the process can go smoothly. The following equipment is needed:

- Straight or curved-tip long forceps for handling cryopreserved milt (10"/25 cm)
- Thermostat-controlled water bath (at least 10 L / 2.6 gallon volume)
- Digital timer, set to 30 seconds
- Sharp scissors
- Cryo-gloves (leather or other insulated material)
- Disposable gloves (vinyl/nitrile)
- Protective eye wear
- Paper towels
- Sperm activating solution

We recommend to prepare the sperm-activating solution in advance and cool it to the appropriate temperature. This temperature should be as close as possible to the water holding temperature of the broodstock to minimize temperature shock during fertilization. The sperm-activating solution to use depends on the fish species in question:

- For salmonids we recommend AquaBoost® Activator from Cryogenetics. Powder should be dissolved in distilled/de-ionized water according to the description on the packaging
- For fresh water species we recommend water from the holding tank ("fish water")

- For marine species we recommend sea water (3.5 % salinity)

Prepare a water bath (tap water) with a temperature of 25 °C/77 °F (tolerance  $\pm 0.5$  °C/°F). We recommend a water volume of at least 10 L/2.6 gallon to maintain a stable temperature during thawing. Aquarium heaters can be used, but for best results we recommend a thermostat-controlled water bath with a mechanical stirrer. Scissors are needed for opening the straw/Squarepack® after thawing. When large amounts of milt is thawed, the water in the bath needs to be changed frequently, due to contamination during the process.

## Identification of milt/individual

Inside the dewar, milt containers (Squarepacks® or straws) are organized inside metal canisters with metal lifters. A content specification (map) will be included with each dewar. The number of



Squarepacks® - Milt from one male will be clamped together with a metal clamp. Each clamp is marked with male ID and the number of Squarepacks® per male. Each Squarepack® in addition has a printed 5-digit barcode.



Straws - Milt from the same male will be stored in plastic visotubes inside goblets and marked with plastic marking rods. Each rod will be marked with male ID. Samples from different males can also be indicated by different colored straws. Each straw in addition will be printed with a 3- digit code and year.

## **Fertilization with cryopreserved milt**

Cryogenetics User Guide

CUG Nr. 5 Rev.03 09/2015

canisters varies between dewar volume and manufacturer, most common is 6 or 10 canisters in a 47 L dewar. Milt will usually be organized by male ID and collection date. Each package will be tagged accordingly.

## Handling cryopreserved milt

When cooled to  $-196^{\circ}\text{C}/-320^{\circ}\text{F}$ , most non-metallic materials become very fragile, thus the plastic containers used to store cryopreserved milt is prone to being damaged during handling such as packing and transfer to other storage tanks. We therefore recommend that one DOES NOT handle the containers unnecessarily throughout the storage period. Any damage inflicted during storage in liquid nitrogen will usually go undetected until the packages are thawed for fertilization, and will only be apparent as leaking of milt into the surrounding water or a sudden explosion of the packaging because of heat stress during thawing (more common with straws). It is therefore important that protective eyewear and gloves are worn during the thawing process.

Quality of the thawed milt depends on an accurate thawing curve, it is therefore important to avoid any heat transfer and temperature change before thawing is initiated. Pliers and other equipment that will be in contact with the frozen milt must be cooled before contact by holding it directly in liquid nitrogen until gas formation (bubbles) ceases, usually a few seconds.

**Do NOT lift or hold canisters or milt containers above the neck of the dewar!**  
**This will cause temperature fluctuations**  
**that significantly reduce the chance of a good fertilization result**



Figure 1 Before handling the frozen milt, pliers that are used should be cooled by holding it under liquid nitrogen for a few seconds until the liquid stops “bubbling”.

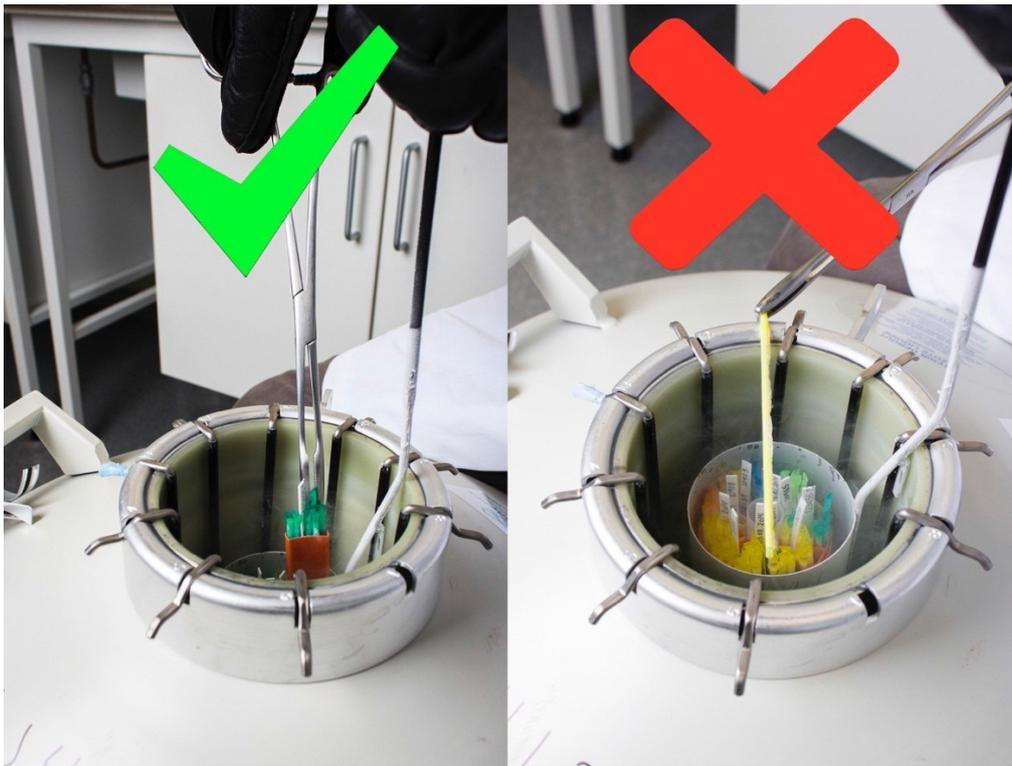


Figure 2 How to correctly handle and identify cryopreserved milt straws by NOT lifting them above the neck of the dewar (left). Lifting straws above the neck of the dewar (right) leads to partial thawing and could mean poor fertilization results.



Figure 3 How to correctly handle and identify cryopreserved milt in Squarepacks<sup>®</sup> (left). Lifting Squarepacks<sup>®</sup> above the neck of the dewar (right) lead to partial thawing and could mean poor fertilization results.

## Disposable gloves

For hygienic purposes and to avoid potential pathogen transfer, we recommend changing to a new pair of gloves between thawing milt from different males. It is important NOT to use latex gloves, since latex is both allergenic and can be spermicidal. We instead recommend vinyl or nitrile gloves.



Figure 4. We recommend the use of disposable non-latex gloves for thawing, either vinyl or nitrile.

## Thawing

To achieve a correct thawing curve, we recommend using a thermostat-controlled water bath with a large water volume (for Squarepacks® a volume greater than 15 L is best). Check and calibrate the water bath to keep a temperature of **25 °C (± 0.5 °C)**. A digital timer is also preferred, set it to **30 seconds**.



Figure 5 For best results we recommend a dedicated thawing bath and a digital timer.

Identify the milt container (straw or Squarepack®) in the dewar according to the inventory description/map included.

**Remember to COOL DOWN the pliers used for handling the milt containers in liquid nitrogen to avoid heat transfer before thawing**

Using the pliers, transfer the milt container with a firm, but gentle grip straight from the nitrogen liquid and immediately into the water bath. Start the timer. **Minimize the time the container is in contact with air by working quickly, transfer should take no more than 1-2 seconds.** Once transferred to the water bath, move the straw/Squarepack® continuously either by using pliers or (gloved) hands to maximize the heat transfer during thawing. For Squarepacks® we recommend moving your fingers in a lateral motion along the container (Figure 6). With a little bit of practice, several Squarepacks® can be thawed simultaneously. It is important that all containers are separated once in the water, since they can stick together when thawing and cause a different thawing curve.



Figure 6 Thawing one Squarepack®. Move fingers in a lateral motion to ensure a correct thawing curve.



Figure 7 Thawing multiple Squarepacks<sup>®</sup>. Move fingers in a lateral motion to ensure a correct thawing curve.

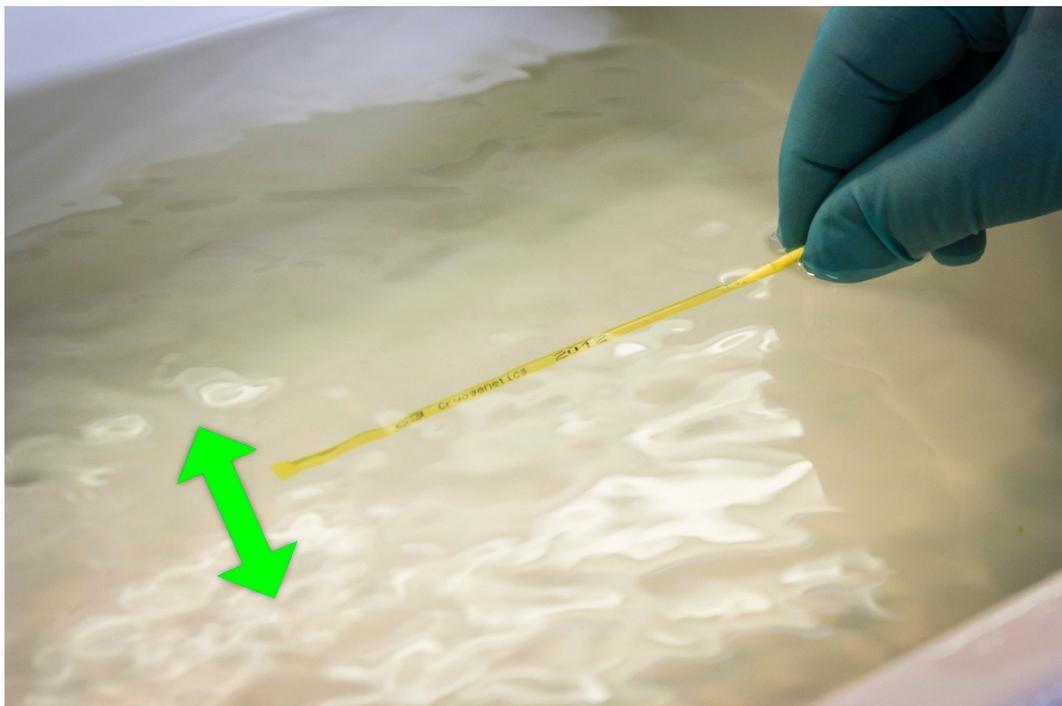


Figure 8 Thawing straws. Move the straw in a continuous motion by holding the end of the straw.

After exactly 30 seconds, remove the container from the thawing bath and wipe with paper towels. Quickly wipe the water off the container before opening. **DO NOT spill water into the fertilization container before the milt is added!** Handle milt containers by touching the edge or the ends to avoid heat transfer from your hands.



*Figure 9 It is important to dry the milt container well before opening.*

**TO GET THE BEST POSSIBLE FERTILIZATION RESULTS, IT IS IMPORTANT TO ACCURATELY FOLLOW INSTRUCTIONS REGARDING THAWING TEMPERATURE AND DURATION !!**

## Fertilization

### 1) Eggs

Between stripping and fertilization, eggs must be kept moist in either ovarian fluid or physiological saline solution (0.9% NaCl). Before fertilization, surplus liquid should be drained from the eggs. By minimizing the liquid volume, the likelihood of a successful fertilization of eggs by the sperm will be increased.

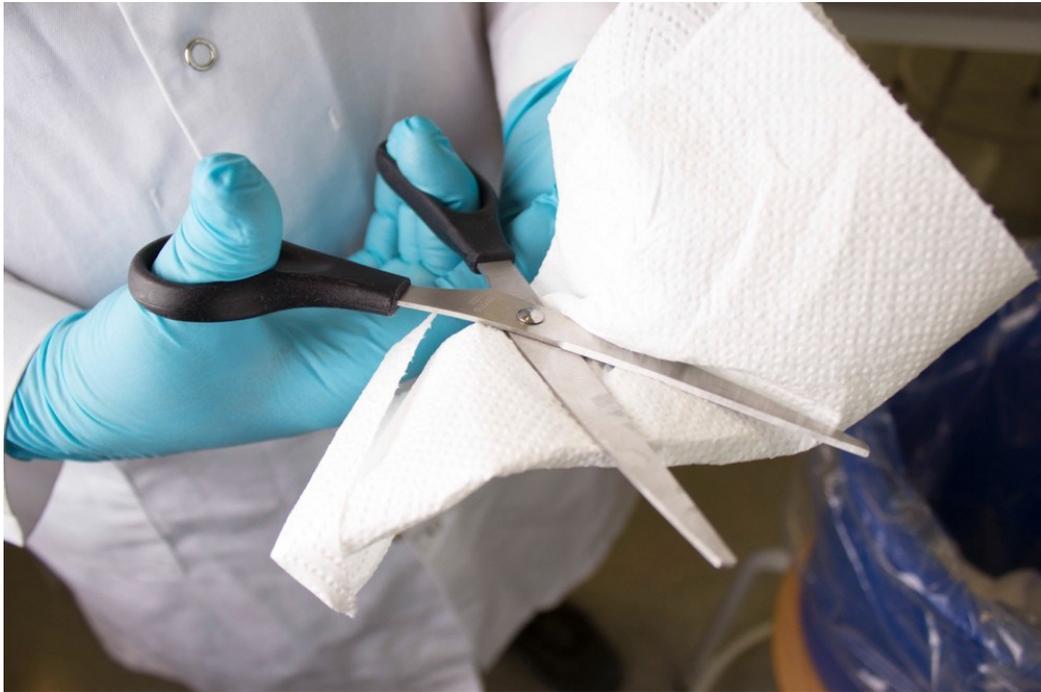


*Figure 10 Sufficient liquid volume for fertilization – enough to keep eggs moist but still minimizing the volume of fertilization.*

### 2) Sperm (milt)

Both Squarepacks® and straws are opened by cutting the welded end of the container with scissors. The other end is sealed either with a cotton plug (straw) or sealed during manufacturing (Squarepack®).

Before use, the scissors must be wiped dry to avoid water activation of milt or water hardening of the eggs before fertilization.



*Figure 11 Thoroughly wipe scissors with paper towels*

- We recommend a team of two during fertilization
- One assigned to thawing and adding the milt, with the other adding activator and mixing sperm and eggs.
- Cut and open the milt container in the welded end.
- Pour the milt over the eggs while cutting open the other end of the container to make sure the container is emptied fully.
- Immediately add activating solution and stir - for salmonids we recommend AquaBoost® Activator, for marine species sea water. The activating solution must be prepared in advance and cooled to a temperature close to that of the eggs.



Figure 12 Squarepack® - Open the welded end – pour the milt over the eggs and cut the other end to aid emptying.



*Figure 13 Straws - Open the welded end – pour the milt over the eggs and cut the other end to aid emptying.*



Figure 14 Mix milt and eggs well to ensure proper fertilization.



Figure 15 Add sperm-activating solution immediately and mix. Add enough liquid to cover the eggs (salmonids) or a volume equivalent to the egg volume, e.g. 1L liquid per L eggs (marine species).

## Fertilization with cryopreserved milt

Cryogenetics User Guide

CUG Nr. 5 Rev.03 09/2015

Add enough sperm activation solution to cover the eggs (salmonids) or 1L sea water per L eggs (marine species).

Allow time for fertilization to take place by leaving eggs and milt for 3 minutes before rinsing with hatchery water (salmonids) or for 10 minutes before rinsing with sea water (marine species). Disinfect the fertilized eggs and transfer to the incubator units.

**Annexe 10. Portion du tableau de croisements effectués sur les individus de la rivière Romaine à la fin de la reproduction 2017**

	A	B	C	D	E	F	G	H	I	J	K	L	M	N	O	P	Q	R	S	T	U	V	W	X	Y	Z	AA	AB	AC	AD	AE	AF	AG	AH	AI	AJ	AK	AL			
1	♂	109124	106782	104558	015418	04095A	006710	005754	096957	106188	001275	020751	101872	104809	063063	058352	049927	069616	036595	079763	021920	035291	061053	028184	082378	016876	03533C	036751	082477	004427	036522	078451	005770	02580A	017564	004825	06486A				
2	♀																																								
3	RO16464	X	X																																						
4	RO56809	X	X							X								X	X																						
5	RO34976	X	X												X	X																									
6	RO27633			X	X																																				
7	RO56704			X	X														X																						
8	RO71934				X	X									X	X																									
9	RO09241				X	X																																			
10	RO29251																	X		X	X																				
11	RO68130																							X		X	X														
12	RO18228						X	X													X								X		X										
13	RO76258						X	X																														X	X		
14	RO15268						X	X																		X										X	X	X			
15	RO20296									X	X	X									X								X			X									
16	RO07127									X	X	X																													
17	RO93913	X								X	X	X							X									X													
18	RO03105												X	X	X																										
19	RO65477												X	X	X			X			X			X																	
20	RO05610															X		X		X																					
21	RO98282															X	X			X	X																				
22	RO17470															X																									
23	RO66098	X															X	X		X							X														
24	RO04883																X	X								X	X									X	X				
25	RO25956																X	X			X								X		X										
26	RO73802	X	X													X											X		X												
27	RO14932	X	X													X																									
28	RO25220	X	X							X						X			X	X																					
29	ROF745D									X				X																											
30	RO08101									X				X																											
31	RO70807									X				X												X		X													
32	RO68379									X	X														X		X													X	
33	RO39241									X	X																X		X												
34	RO74876									X	X	X						X							X														X		
35	RO03637	X													X		X				X			X																	
64		5	9	3	6	4	3	7	7	7	9	3	5	6	6	8	3	9	7	11	7	10	3	4	9	6	6	6	6	5	0	5	6	6	0	0	0				
65																																									
66	Fraie 18-10-17																																								
67	Fraie 25-10-17																																								

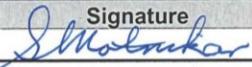
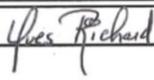
**Annexe 11. Permis émis par le ministère de la Forêt, de la Faune et des Parcs (MFFP) pour le transport de la laitance des saumons atlantique vers le Nouveau-Brunswick.**

Ministère des Forêts,  
de la Faune  
et des Parcs

Québec

12 - 1428

**Permis de transport et/ou d'ensemencement de poissons vivants**

<b>Titulaire</b>			<b>Est autorisé à :</b>						
Richard Yves (SSRR)			Transporter <input checked="" type="checkbox"/> Ensemencer <input type="checkbox"/>						
<b>Espèce(s) de poissons</b>		<b>Nombre (total)</b>		<b>Taille</b>		<b>Marquage</b>			
Saumon atlantique		1600		ml de laitance		<input type="checkbox"/>			
<b>Date prévue, du</b>		2017-11-20		<b>au</b>		2017-11-27			
<b>Dans l'endroit ci-après décrit :</b>									
<b>Nom du plan d'eau</b>									
Huntsman Marine Science Center(Canada Cryo. Serv.)									
<b>Lot</b>									
Rang ou concession									
1, Lower Campus Rd									
<b>Canton ou paroisse</b>									
Territoire sous gestion									
<b>Municipalité</b>									
Municipalité régionale de comté									
Saint-Andrews, NB									
<b>Coordonnées géographiques :</b> X (longitude) -67° 04' 49"    Y (latitude) 45° 05' 6"									
Projection : Géographique <input checked="" type="checkbox"/> Lambert <input type="checkbox"/> UTM <input type="checkbox"/> MTM <input type="checkbox"/>									
Datum : NAD 27 <input type="checkbox"/> NAD 83 : <input checked="" type="checkbox"/>									
<b>Nom de l'acquéreur</b>				<b>Téléphone de l'acquéreur</b>					
Richard Yves (SSRR)				(581) 309-9509					
<b>Adresse postale de l'acquéreur</b>				<b>Municipalité de l'acquéreur</b>					
42b, rue Racine				Québec					
<b>Nom du pisciculteur</b>									
Société Saumon de la Rivière Romaine (SSRR)									
<b>Nom de l'établissement piscicole</b>									
LARSA									
<b>Adresse postale de l'emplacement piscicole</b>						<b>Numéro de permis</b>			
1030, avenue de la médecine									
<b>Émis par</b>		<b>Signature</b>		<b>Date</b>		<b>Ce permis expire le</b>			
Motnikar Simona				2017-11-16		2017-12-01			
<b>Condition(s) d'émission</b>									
Le ou les transporteurs doivent toujours avoir en leur possession ce permis ou une copie de celui-ci lors de la livraison.									
<b>Renseignements à être transmis par le titulaire ou son mandataire (pisciculteur, transporteur)</b>									
12 - 1428 (8400, avenue Sous-le-Vent, Charny, G6X 3S9, télécopieur: 832-1827) (au plus tard à la date d'expiration du permis)									
<b>Espèce(s) de poissons</b>	<b>Date de livraison</b>			<b>Date de livraison</b>			<b>Date de livraison</b>		
	Nombre	Taille	Marquage	Nombre	Taille	Marquage	Nombre	Taille	Marquage
<b>Le transport :</b> <input type="checkbox"/> n'a pas eu lieu									
<b>Signature du titulaire</b>				<b>Date</b>					
				16 nov 2017					

**Annexe 12. Permis émis par le ministère de la Forêt, de la Faune et des Parcs (MFFP) pour le transport de la laitance des saumons atlantique cryopréservée du Nouveau-Brunswick vers le LARSA**

Ministère des Forêts,  
de la Faune  
et des Parcs

Québec

12 - 1429

Permis de transport et/ou d'ensemencement de poissons vivants

<b>Titulaire</b> Richard Yves (SSRR)	<b>Est autorisé à :</b> Transporter <input checked="" type="checkbox"/> Ensemencer <input type="checkbox"/>
---	--

Espèce(s) de poissons	Nombre (total)	Taille	Marquage
Saumon atlantique	1600	ml de laitance	<input type="checkbox"/>

Date prévue, du 2017-11-27 au 2017-12-01      Dans l'endroit ci-après décrit :

<b>Nom du plan d'eau</b> Laboratoire de Recherche en Sciences Aquatiques	
<b>Lot</b> Rang ou concession 1030, avenue de la Médecine (Université Laval)	
<b>Canton ou paroisse</b> Secteur Ste-Foy	<b>Territoire sous gestion</b>
<b>Municipalité</b> Québec	<b>Municipalité régionale de comté</b> Communauté-Urbaine-De-Québec
<b>Coordonnées géographiques :</b> X (longitude)      Y (latitude)	
Projection : Géographique <input type="checkbox"/> Lambert <input type="checkbox"/> UTM <input type="checkbox"/> MTM <input type="checkbox"/>	
Datum : NAD 27 <input type="checkbox"/> NAD 83 : <input type="checkbox"/>	

<b>Nom de l'acquéreur</b> Richard Yves (SSRR)	<b>Téléphone de l'acquéreur</b> (581) 309-9509
<b>Adresse postale de l'acquéreur</b> 42b, rue Racine	<b>Municipalité de l'acquéreur</b> Québec

<b>Nom du pisciculteur</b> Huntsman Marine Science Center(Canada Cryo. Serv.)	
<b>Nom de l'établissement piscicole</b> N/A	
<b>Adresse postale de l'emplacement piscicole</b> 1, Lower Campus Rd, Saint-Andrews, NB	<b>Numéro de permis</b>

<b>Émis par</b> Motnikar Simona	<b>Signature</b> 	<b>Date</b> 2017-11-22	<b>Ce permis expire le</b> 2017-12-07
------------------------------------	---	---------------------------	--

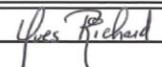
**Condition(s) d'émission**  
Le ou les transporteurs doivent toujours avoir en leur possession ce permis ou une copie de celui-ci lors de la livraison.

**Renseignements à être transmis par le titulaire ou son mandataire (pisciculteur, transporteur)**

12 - 1429 (8400, avenue Sous-le-Vent, Charny, G6X 3S9, télécopieur: 832-1827) (au plus tard à la date d'expiration du permis)

Espèce(s) de poissons	Date de livraison			Date de livraison			Date de livraison		
	Nombre	Taille	Marquage	Nombre	Taille	Marquage	Nombre	Taille	Marquage

Le transport :  n'a pas eu lieu

<b>Signature du titulaire</b> 	<b>Date</b> 22 nov 2017
--	----------------------------

**Annexe 13. Permis de mouvement domestique de laitance de saumons émis par l'agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA) pour le transport entre le Nouveau-Brunswick et le Québec**



**PERMIT FOR THE DOMESTIC MOVEMENT OF ANIMALS OR THINGS  
UNDER THE *HEALTH OF ANIMALS ACT*  
(DECLARED ERADICATION AREAS OR CONTROL AREAS)**

PERMIT NUMBER: D-2017-64408

This permit is issued for the purpose of:

- Section 199 of the *Health of Animals Regulations*.**
- Subsection 27(3) of the *Health of Animals Act*.

<b>SECTION A – ORIGIN</b>		
Name and contact information of the person who owns or has possession, care or control of the animal or thing described in Section C at the premises of origin		
<input checked="" type="checkbox"/> <b>Permit Holder<sup>1</sup></b>		
Name: Yves Richard	Business Name: Société saumon de la rivière Romain	
Address: 42 B rue Racine		
City: Québec	Province: QC	Postal Code: G2B 1C6
Telephone: 418-847-9191	Telephone (mobile):	Email: yrichard@fqa.ca
The area of origin from which the animal or thing described in Section C will be moved <input type="checkbox"/> Same as above		
Business Name: Canada Cryogenetics Services		
Lease number, legal land description or premises number (if applicable):		
Address: 1 Lower Campus Road		
City: St. Andrews	Province: N-B	Postal Code: E5B 2L7
GPS Coordinates:	Longitude: 67.0794	Latitude: 45.0847

<sup>1</sup> Permit holder means the person or corporation to which the permit is issued.

**PERMIT FOR THE DOMESTIC MOVEMENT OF ANIMALS OR THINGS**  
**UNDER THE *HEALTH OF ANIMALS ACT***  
**(DECLARED ERADICATION AREAS OR CONTROL AREAS)**

<b>SECTION B - DESTINATION</b>		
<b>The name and contact information of the person who owns or has possession, care or control of the animal or thing described in Section C at the destination</b>		
<input type="checkbox"/> Permit Holder		
<b>Name:</b> Emilie Proulx	<b>Business Name:</b> Université Laval	
<b>Address:</b> 1030 avenue de la médecine		
<b>City:</b> Quebec	<b>Province:</b> QC	
<b>Postal Code:</b> G1V 0A6	<b>Country:</b> CANADA	
<b>Telephone:</b> 418-656-3329	<b>Telephone (mobile):</b>	<b>Email:</b> emilie.proulx@bio.ulaval.ca
<b>The location of the destination where the animal or thing described in Section C is being moved</b> <input type="checkbox"/> Same as above		
<b>Business Name:</b>		
<b>Lease number, legal land description or premises number (if applicable):</b>		
<b>Address:</b>		
<b>City:</b>	<b>Province:</b>	
<b>Postal Code:</b>	<b>Country:</b>	
<b>GPS Coordinates:</b>	<b>Longitude:</b> 71.2783	<b>Latitude:</b> 46.7797



PERMIT FOR THE DOMESTIC MOVEMENT OF ANIMALS OR THINGS  
 UNDER THE *HEALTH OF ANIMALS ACT*  
 (DECLARED ERADICATION AREAS OR CONTROL AREAS)

<b>SECTION C – DESCRIPTION OF THE ANIMAL OR THING WHICH IS PERMITTED TO MOVE, THE PERMITTED END USE AND THE PERMITTED FREQUENCY OF MOVEMENT</b>		
Specify the animal type: <input type="checkbox"/> LIVE <input checked="" type="checkbox"/> LIVE, CRYOPRESERVED <input type="checkbox"/> DEAD	Taxonomic Name:  <i>SALMO SALAR</i>	
Life stage: <input type="checkbox"/> FEMALE GAMETES (UNFERTILIZED EGGS) <input type="checkbox"/> FERTILIZED EGGS <input type="checkbox"/> EYED EGGS <input checked="" type="checkbox"/> MALE GAMETES (MILT)	Quantity or volume:  80 males 20 mls each	
Description of the thing : NOT APPLICABLE		
Identification number (if applicable):		
End Use: <input type="checkbox"/> CULTURE <input type="checkbox"/> FEED FOR FINFISH <input type="checkbox"/> OTHER TESTING (specify): <input checked="" type="checkbox"/> RELEASE INTO NATURAL WATERWAYS (FERTILIZED EGGS ONLY) <input type="checkbox"/> RESEARCH		
Frequency of Movement: <input checked="" type="checkbox"/> Single <input type="checkbox"/> Multiple		
CFIA Inspector		
This permit is issued under the <i>Health of Animals Act</i> or the <i>Health of Animals Regulations</i> on (date of issuance) 2017/11/17 and is subject to movements made prior to (date of expiry) 2017/12/01 and is valid only if the general and specific conditions set out in the attachments are complied with.		
JORDAN SIEN		2017/11/20
Name (please print)	Signature	Date (YYYY/MM/DD)
5632692		

PERMIT FOR THE DOMESTIC MOVEMENT OF ANIMALS OR THINGS  
UNDER THE *HEALTH OF ANIMALS ACT*  
(DECLARED ERADICATION AREAS OR CONTROL AREAS)

The information in this document was collected by the CFIA under the authority of the *Health of Animals Act* and regulations for the purpose of issuing this permit. The provisions of the *Privacy Act* apply with respect to the accessibility or protection of any personal information. The personal information will be stored in personal information bank number Disease Control CFIA PPU 002.

ANNEX 1 - GENERAL INFORMATION

- (a) For the purpose of this permit, all references to 'reportable diseases' means diseases listed in the Schedule to the *Reportable Diseases Regulations* enabled under the *Health of Animals Act*.
- (b) This permit, including its conditions, may be amended only by the Minister of Agriculture and Agri-Food or by an inspector who is designated for the purposes of the *Health of Animals Act*, and may not be amended with respect to a movement after that movement has taken place.
- (c) If any of the conditions specified in the attached documents are not met then the movement of the animal or thing is not permitted.
- (d) The permit holder is required to notify the CFIA of any suspicion or detection of any reportable disease in an animal (see the Schedule of the *Reportable Diseases Regulations*).
- (e) If a designated animal is moved into an area in violation of this permit, the CFIA may order that the animal be taken back without delay to the area from which it was moved or to an area of equal or lesser health status.
- (f) The granting of this permit is based on the current disease status of the area of origin described in this permit, and the permit is only valid if the disease status on which it is based does not change. The permit holder must check for any change of the disease status of the area of origin on the CFIA web site before the movement.
- (g) If a designated animal is moved out of a declared eradication area in contravention of the *Health of Animals Act* or *Health of Animals Regulations*, a CFIA Inspector may order the animal to be taken back to the area from which it was moved or to an area of equal or lesser health status. Similarly, if a designated animal or thing is moved into or out of a declared control zone in contravention of the *Health of Animals Act*, a CFIA Inspector may order that it be moved to any place. In addition, if a CFIA Inspector suspects that an animal or thing that is or has been in a control zone is affected or contaminated by a disease or toxic substance the CFIA Inspector may require the owner or the person having possession, care or control of it to dispose of it, or to treat it or have it treated, or the CFIA Inspector may dispose of or treat the animal or thing. Furthermore, the Minister may dispose of an animal or thing or order that it be disposed of where it is, or is suspected of being affected or contaminated by a disease or toxic substance, has been in contact with an animal or thing that is, or is suspected of being, affected or contaminated



PERMIT FOR THE DOMESTIC MOVEMENT OF ANIMALS OR THINGS  
UNDER THE *HEALTH OF ANIMALS ACT*  
(DECLARED ERADICATION AREAS OR CONTROL AREAS)

by a disease or toxic substance or is, or is suspected of being, a vector, the causative agent of a disease or a toxic substance. He or she may also order that it be treated if he or she considers that the treatment will be effective in eliminating the disease or preventing its spread. Although compensation may be awarded in respect of disposal or treatment costs, Her Majesty is not liable for any costs incurred by a person required to do anything under the health of animals legislation.

- (h) When transport is by air, transportation of the animal is in accordance with the *International Air Transport Association (IATA) Live Animal Regulations*, approved by the World Organization for Animal Health (OIE). For all forms of transport, suitable arrangements must have been made for water quality, ambient temperature, oxygenation and general care of the animal during transportation. An animal must be fit to be transported without undue suffering by reason of infirmity, illness, injury, fatigue or other cause during the journey.
- (i) The permit holder must comply with all relevant federal or provincial requirements in relation to the movement of the animal or thing.
- (j) This permit also authorizes the movement described in this permit by all persons who are moving the animal on behalf of the permit holder. The permit holder remains responsible for the shipment's continued compliance with the conditions of the permit.

ANNEX 2 - GENERAL PERMIT CONDITIONS

This permit is issued on condition that;

- (a) The disease status of the area of origin that is named in this permit does not change between the time of issuance of this permit and the time of the movement;
- (b) The permit holder controls and handles the movement of the animal in a manner that prevents the spread of diseases, toxic substances and vectors;
- (c) The permit holder keeps, for two years after the movement of the animal, a copy of the permit and a record of the date of movement and the name and address of the place to which the animal is moved, as well as the quantity or volume of the animals;
- (d) The permit holder makes that copy and those records available for inspection by a CFIA inspector on request; and
- (e) The animal to be covered by this permit is not under any other movement restriction imposed under a law of Canada or a province, and is not intended for destruction for disease control purposes.



PERMIT FOR THE DOMESTIC MOVEMENT OF ANIMALS OR THINGS  
UNDER THE *HEALTH OF ANIMALS ACT*  
(DECLARED ERADICATION AREAS OR CONTROL AREAS)

ANNEX 3 - SPECIFIC PERMIT CONDITIONS

In addition, the permit is issued with the following specific conditions;

- (a) The animal described in Section C that is a live gamete or a live fertilized egg is cryopreserved in a medium that is free of any of the reportable diseases and vectors or the medium is treated in a manner that removes or inactivates any of the reportable diseases and vectors.
- (b) The broodstock animals, from which the animal described in Section C is derived, are not vaccinated for any of the reportable diseases if the vaccine will interfere with the determination of the reportable disease status of the animal by a CFIA Inspector.
- (c) The animal described in Section C must not come into direct or indirect contact with any animal that is not part of the population for which the reportable disease status has been established from the time of inspection of the broodstock animals by the CFIA until the animal described in Section C is moved.
- (d) A representative sample from broodstock animals that the animal described in Section C was derived from was taken by the CFIA, submitted for testing by NAAHLS<sup>2</sup>, and determined by the CFIA to be negative for any of the reportable diseases.
- (e) The broodstock animals were inspected by the CFIA at the time of sampling for clinical signs and/or lesions of any of the reportable diseases and none were observed.
- (f) The permit holder must notify the CFIA of any morbidity shown by or mortality of the broodstock animals that can be attributed to any of the reportable diseases after inspection by the CFIA but prior to the shipment of the animal described in Section C.
- (g) The animal described in Section C that is a fertilized egg or eyed egg, live or dead, or the animal described in Section C that is a dead unfertilized egg must be decontaminated in a manner that will inactivate or remove any of the reportable diseases and vectors prior to the movement according to a CFIA-recognized protocol. The permit holder must notify the CFIA if any deviation in the protocol occurs.
- (h) The shipping container, animal holding unit, shipping material, equipment and conveyance to be used during the movement are new or are decontaminated in a manner that removes or inactivates any of the reportable diseases and vectors.
- (i) The new or decontaminated shipping container, animal holding unit, shipping material, equipment and conveyance must not come into direct or indirect contact with an animal or thing that will not be moved to the location of the destination described in Section B.
- (j) The water, including ice, or other medium used during the shipment is free of any of the reportable diseases and vectors or is treated in a manner that removes or inactivates any of the reportable diseases and vectors.

<sup>2</sup> National Aquatic Animal Health Laboratory System within Fisheries and Oceans Canada.

**Annexe 14. Captures d'écran des différentes sections du fichier pour le suivi de l'incubation des œufs**

	A	B
1	Nombre d'œufs sur 30 cm	Diamètre œufs (mm)
2	34	8,82
3	35	8,57
4	36	8,33
5	37	8,11
6	38	7,89
7	39	7,69
8	40	7,50
9	41	7,32
10	42	7,14
11	43	6,98
12	44	6,82
13	45	6,67
14	46	6,52
15	47	6,38
16	48	6,25
17	49	6,12
18	50	6,00
19	51	5,88
20	52	5,77

**Extrait de l'onglet Étape 1 du fichier Excel pour obtenir le diamètre des œufs calculés sur 30 cm avec la méthode Von Bayer**

	A	B	C	D	E	F	G	J
1			Diamètre		Nb œufs/L			
2	1- Entrer le diamètre ici :	6,38			4511,356193			
3			Volume (ml)		Nb œufs			
4	2- Entrer le volume ici :	830			3744	3- Noter le nombre d'œufs dans le tableau au croisement cor		
5								
6	Date fertilisation	Croisement	Tiroirs	Volume total (ml)	Nb œufs / 30 cm	Diamètre (mm)	Nb œufs total	Commentaires
55			10-12	830	47	6,38	3744	
56	2017-10-26	RO14-2	9-3	1020	47	6,38	4602	
57			9-4	920	48	6,25	4415	

**Extrait de l'onglet Étape 2 du fichier Excel qui permet de déterminer le nombre d'œufs total**

#tiroir	Croisement	#tiroir après chocage	Somme morts	Somme morts X	2017-10-16	2017-10-23	2017-10-30	2017-11-06	2017-11-13	2017-11-20	2017-11-27	2017-12-04	2017-12-11	2017-12-18	2017-12-25	2018-01-01	2018-01-08	2018-01-15	2018-01-22	2018-01-29	
1																					
2	1-3	PU16-3	1-3	2456					22	9	4	5	6	8	15	21	32	1418	431	56	
3	1-4	PU15-1	1-4	1446					560	42	0	7	4	6	14	37	36	271	70	20	
4	1-5	PU15-1	1-4	2331					524	30	18	16	10	17	32	59	45	1180	156	51	
5	1-6	PU15-2	1-5	2290					16	2	1	4	1	4	5	9	16	729	334	234	
6	1-7	PU15-3	1-6	1747					420	43	20	15	3	9	21	42	26	435	61	55	
7	1-8	PU16-1	1-7	2035					545	25	11	9	15	25	40	60	61	701	48	22	
8	1-9	PU16-1	1-7	1698					121	12	8	2	3	10	14	16	23	1135	43	41	
9	1-10	PU16-2	1-8	2715					33	31	12	29	8	20	36	31	30	355	62	48	
10	1-11	PU17-1	1-9	1135					131	28	34	1	2	3	15	24	12	305	76	35	
11	2-3	PU7-2	2-3	757			42	1	21	5	5	4	10	20	18	21	44	32	9		
12	2-4	PU7-2	2-3	425			49	8	14	8	14	0	4	10	19	20	61	18	43		
13	2-5	PU7-1	2-4	1513			2	1	0	0	2	0	0	6	10	12	41	209	16		

**Extrait de l'onglet Suivi mortalités pour chaque tiroir de la station piscicole de HSP**

# tiroir	Croisement	Date fertilisati	Nbr. initial estimé	Date de chocage	Morts	Nb actuel estimé	Tx survie estimé	Commentaire
1								
2	1-3	PU16-3	4880	2017-11-16	2456	2424	50	
3	1-4	PU15-1	4667	2017-11-16	1446	3221	69	
4	1-5	PU15-1	4896	2017-11-16	2331	2565	52	
5	1-6	PU15-2	4181	2017-11-16	2290	1891	45	
6	1-7	PU15-3	4285	2017-11-16	1747	2538	59	
7	1-8	PU16-1	3787	2017-11-16	2035	1752	46	
8	1-9	PU16-1	3955	2017-11-16	1698	2257	57	
9	1-10	PU16-2	7249	2017-11-16	2715	4534	63	
10	1-11	PU17-1	3955	2017-11-16	1135	2820	71	
11	2-3	PU7-2	3424	2017-11-09	757	2667	78	
12	2-4	PU7-2	2790	2017-11-09	425	2365	85	
13	2-5	PU7-1	2842	2017-11-09	1513	1329	47	
14	2-6	PU7-1	3158	2017-11-09	237	2921	92	
15	2-7	RO20-1	4418	2017-11-16	3594	824	19	
16	2-8	RO20-1	4418	2017-11-16	740	3678	83	
17	2-9	PU18-1/PU18-2	3514	2017-11-16	2574	940	27	
18	2-10	PU17-3	4418	2017-11-16	3120	1298	29	
19	2-11	PU17-2 /PU17-3	9084	2017-11-16	2009	7075	78	
20	2-12	PU17-2	2846	2017-11-16	1338	1508	53	

**Extrait de l'onglet Survie du fichier Excel pour chaque tiroir de la station piscicole de HSP**

**Annexe 15. Captures d'écran du fichier de suivi de l'éclosion des œufs et de l'émergence des alevins**

	A	B	C	D	O	P	Q	R	S	T	U
1	Calcul de 50% d'éclosion selon méthode de Crisp (1981) corrigée pour les températures froides (Wallace & Heggberget 1988); calcul de 50%										
2	Œufs des saumons SSRR d'origine Romaine & Puyjalon incubés station SSRR en 2017-2018										
3	Éclosion										
4	Date prise données	Date de prévision	T (°C)	Degrés/jours	Dates de fraie						
5					2017-10-19	2017-10-26	2017-11-02	2017-11-09	2017-11-16	2017-11-23	2017-11-30
6	2017-10-15	15-oct.		2017-10-19							
7	2017-10-16	16-oct.									
8	2017-10-17	17-oct.									
9	2017-10-18	18-oct.	9,01								
10	2017-10-19	19-oct.	9,04	9	1,85						
11	2017-10-20	20-oct.	9,20	18	3,74						
12	2017-10-21	21-oct.	8,60	27	5,49						
13	2017-10-22	22-oct.	7,83	35	7,05						
14	2017-10-23	23-oct.	8,00	43	8,66						
15	2017-10-24	24-oct.	8,58	51	10,40						
16	2017-10-25	25-oct.	9,34	61	12,32						
17	2017-10-26	26-oct.	9,40	70	14,26	1,94					
18	2017-10-27	27-oct.	10,30	80	16,44	4,12					
19	2017-10-28	28-oct.	9,42	90	18,39	6,06					
20	2017-10-29	29-oct.	8,93	99	20,21	7,89					
21	2017-10-30	30-oct.	9,20	108	22,10	9,78					
22	2017-10-31	31-oct.	9,31	117	24,02	11,69					
23	2017-11-01	1-nov.	8,19	125	25,67	13,34					
24	2017-11-02	2-nov.	7,50	133	27,16	14,84	1,50				
25	2017-11-03	3-nov.	7,74	141	28,71	16,39	3,05				
26	2017-11-04	4-nov.	7,17	148	30,14	17,81	4,47				
27	2017-11-05	5-nov.	6,20	154	31,37	19,05	5,70				
28	2017-11-06	6-nov.	6,35	160	32,63	20,31	6,97				
29	2017-11-07	7-nov.	5,99	166	33,83	21,50	8,16				
30	2017-11-08	8-nov.	5,30	172	34,90	22,57	9,23				
31	2017-11-09	9-nov.	5,38	177	35,98	23,65	10,31	1,08			
32	2017-11-10	10-nov.	5,12	182	37,02	24,69	11,35	2,12			
33	2017-11-11	11-nov.	4,50	187	37,95	25,63	12,29	3,06			
34	2017-11-12	12-nov.	3,13	190	38,68	26,36	13,02	3,79			
35	2017-11-13	13-nov.	3,49	193	39,47	27,14	13,80	4,57			
36	2017-11-14	14-nov.	3,30	197	40,22	27,90	14,55	5,33			
37	2017-11-15	15-nov.	3,05	200	40,94	28,62	15,27	6,05			
38	2017-11-16	16-nov.	3,11	203	41,67	29,35	16,00	6,77	0,73		
39	2017-11-17	17-nov.	2,90	206	42,37	30,05	16,70	7,47	1,43		
40	2017-11-18	18-nov.	3,03	209	43,09	30,76	17,42	8,19	2,15		
41	2017-11-19	19-nov.	3,30	212	43,84	31,52	18,18	8,95	2,90		
42	2017-11-20	20-nov.	2,90	215	44,54	32,22	18,88	9,65	3,60		
43	2017-11-21	21-nov.	2,42	217	45,18	32,86	19,51	10,29	4,24		
44	2017-11-22	22-nov.	2,35	220	45,81	33,49	20,14	10,91	4,87		
45	2017-11-23	23-nov.	2,10	222	46,41	34,08	20,74	11,51	5,47	0,60	
46	2017-11-24	24-nov.	2,55	224	47,06	34,74	21,40	12,17	6,12	1,25	
47	2017-11-25	25-nov.	1,86	226	47,63	35,31	21,97	12,74	6,69	1,82	
48	2017-11-26	26-nov.	1,60	228	48,17	35,85	22,51	13,28	7,23	2,36	
49	2017-11-27	27-nov.	2,25	230	48,79	36,46	23,12	13,89	7,85	2,98	
50	2017-11-28	28-nov.	1,39	231	49,31	36,98	23,64	14,41	8,36	3,49	
51	2017-11-29	29-nov.	1,03	232	49,78	37,46	24,12	14,89	8,84	3,97	
52	2017-11-30	30-nov.	1,34	234	50,29	37,97	24,63	15,40	9,35	4,48	0,51

Extrait du fichier permettant de faire le suivi de l'incubation pour déterminer les différents stades (œufs oeillés, chocage à 70%, éclosion)

	A	B	C	D	O	P	Q	R	S	T	U	Z	AA	AB	AC	AD	A
1	Calcul de 50% d'éclosion selon méthode de Crisp (1981) corrigée pour les températures froides (Wallace & Heggberget 1988); calcul de 50% d'émergence selon méthode de Jensen et al. (1989).																
2	Œufs des saumons SSRR d'origine Romaine & Puyjalon incubés station SSRR en 2017-2018																
3	Éclosion																
4	Date prise données	Date de prévision	T (°C)	Degrés/jours	Dates de fraie							Émergence					
5					2017-10-19	2017-10-26	2017-11-02	2017-11-09	2017-11-16	2017-11-23	2017-11-30	2017-10-19	2017-10-26	2017-11-02	2017-11-09	2017-11-16	2017-11-23
198	2018-04-25	25-avr.	3,96	338	90,65	81,42	75,37	70,50	66,53	62,56	58,59	15,69	6,16				
199	2018-04-26	26-avr.	3,03	342	91,36	82,13	76,09	71,22	67,25	63,28	59,31	16,59	7,06				
200	2018-04-27	27-avr.	2,27	345	91,98	82,75	76,71	71,84	67,87	63,90	59,93	17,22	7,69				
201	2018-04-28	28-avr.	1,42	348	92,50	83,27	77,23	72,36	68,39	64,42	60,45	17,56	8,03				
202	2018-04-29	29-avr.	1,52	351	93,03	83,80	77,76	72,89	68,92	64,95	60,98	17,94	8,41				
203	2018-04-30	30-avr.	1,04	354	93,51	84,28	78,24	73,37	69,40	65,43	61,46	18,17	8,64				
204	2018-05-01	1-mai	1,91	358	94,09	84,86	78,81	73,94	69,97	65,99	62,02	18,67	9,14				
205	2018-05-02	2-mai	1,88	361	94,66	85,43	79,38	74,51	70,54	66,57	62,60	19,16	9,63				
206	2018-05-03	3-mai	2,50	365	95,31	86,08	80,03	75,16	71,19	67,22	63,25	19,87	10,34				
207	2018-05-04	4-mai	2,84	368	95,97	86,74	80,70	75,83	71,86	67,89	63,92	20,62	11,10				
208	2018-05-05	5-mai	2,47	372	96,58	87,35	81,30	76,43	72,48	68,53	64,57	21,21	11,69				
209	2018-05-06	6-mai	2,73	376	97,26	88,03	81,98	77,11	73,14	69,19	65,23	22,00	12,48				
210	2018-05-07	7-mai	2,98	380	97,97	88,74	82,69	77,82	73,85	69,82	65,96	22,89	13,36				
211	2018-05-08	8-mai	2,73	384	98,64	89,42	83,37	78,50	74,53	70,55	66,68	23,68	14,15				
212	2018-05-09	9-mai	3,25	388	99,39	90,16	84,12	79,25	75,28	71,30	67,40	24,66	15,13				
213	2018-05-10	10-mai	3,40	393	100,15	90,93	84,89	80,02	76,05	72,07	68,22	25,71	16,18	1,04			
214	2018-05-11	11-mai	3,52	398	91,72	85,67	80,80	76,83	72,60	68,37	64,23	26,80	17,27	2,14			
215	2018-05-12	12-mai	2,84	402	92,41	86,36	81,50	77,52	73,27	69,04	65,06	27,63	18,10	2,97			
216	2018-05-13	13-mai	3,12	408	93,14	87,09	82,23	78,25	73,90	69,67	65,79	28,56	19,04	3,90			
217	2018-05-14	14-mai	3,40	413	93,91	87,86	83,00	79,02	74,53	70,30	66,52	29,61	20,08	4,95			
218	2018-05-15	15-mai	3,29	418	94,66	88,62	83,75	79,78	75,16	71,03	67,25	30,61	21,08	5,95			
219	2018-05-16	16-mai	3,10	424	95,39	89,35	84,48	80,50	75,80	71,76	68,00	31,54	22,01	6,88			
220	2018-05-17	17-mai	3,70	431	96,20	90,16	85,29	81,32	76,53	72,50	68,75	32,70	23,17	8,04			
221	2018-05-18	18-mai	3,87	437	97,04	91,00	86,13	82,15	77,26	73,23	69,50	33,93	24,40	9,27			
222	2018-05-19	19-mai	3,90	444	97,88	91,84	86,97	83,00	78,00	74,00	70,00	35,17	25,65	10,51			
223	2018-05-20	20-mai	3,95	450	98,73	92,69	87,82	83,85	78,85	74,85	71,00	36,44	26,91	11,78			
224	2018-05-21	21-mai	4,00	456	99,59	93,54	88,68	84,70	79,70	75,70	72,00	37,72	28,19	13,06			
225	2018-05-22	22-mai	4,06	462	100,46	94,41	89,54	85,57	80,67	76,67	73,00	39,03	29,50	14,37	1,31		
226	2018-05-23	23-mai	4,15	468	95,29	90,42	86,45	81,58	77,58	73,90	70,30	40,37	30,85	15,71	2,65		
227	2018-05-24	24-mai	4,71	475	96,26	91,39	87,42	82,51	78,42	74,83	71,33	41,95	32,42	17,29	4,23		
228	2018-05-25	25-mai	4,95	481	97,27	92,40	88,43	83,44	79,44	75,84	72,34	43,63	34,11	18,97	5,91		
229	2018-05-26	26-mai	4,40	487	98,19	93,32	89,35	84,45	8								