

Les
publications
de la Direction de l'innovation
et des technologies

Guide technique

N° 7

L'élevage du loup tacheté

Reproduction et incubation

Nathalie Le François
Bruno Archer

L'élevage du loup tacheté

Reproduction et incubation

guide technique

Nathalie Le François
Bruno Archer

Avertissement

Toute personne qui utilise une méthode ou une technique indiquée dans ce document reconnaît que le ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec n'encourt aucune responsabilité quant à l'utilisation qu'elle en fait et que le ministère ne saurait être tenu responsable des conséquences pouvant résulter de cette utilisation.

Révision du texte

Marc Veillet, Karine Bisson

Réalisation

Marc Veillet, responsable du bureau d'édition
Julie Rousseau, agente de secrétariat

Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec
Bureau d'édition - DIT
96, montée de Sandy Beach, bureau 2.05
Gaspé (Québec) G4X 2V6
publications.dit@mapaq.gouv.qc.ca

Pour une version gratuite (fichier pdf) de ce document, visitez notre site Internet à l'adresse suivante : <http://www.mapaq.gouv.qc.ca/Fr/Peche/md/Publications/> ou écrire à l'adresse de courriel ci-dessus.

ISBN (version imprimée) : 978-2-550-49716-5
ISBN (version PDF) : 978-2-550-49717-2

Dépôt légal – Bibliothèque nationale du Québec, 2007
Dépôt légal – Bibliothèque nationale du Canada, 2007

L'élevage du loup tacheté Reproduction et incubation

Nathalie Le François¹, Bruno Archer¹

1. MAPAQ-UQAR, Grande-Rivière

On doit citer ce document comme suit : Le François, N. R., B. Archer. 2007. L'élevage du loup tacheté. Reproduction et incubation. Guide technique n° 7, MAPAQ-DIT, Gaspé, 18 p.

Sommaire

L'élevage du loup tacheté (*Anarhichas minor*) et du loup atlantique (*A. lupus*) au Québec fait l'objet d'efforts concertés de recherche-développement depuis 1999. Ailleurs dans le monde, la Norvège est le chef de file pour ce type d'élevage; elle soutient d'ailleurs la recherche-développement en ce domaine depuis plus de dix ans. La seule production commerciale de loup tacheté se trouve dans le nord de ce pays (Tomma Marinfisk A/S). En Islande et au Canada (Québec et Terre-Neuve), on en est encore à une phase exploratoire.

Le loup tacheté est une espèce qui présente des caractéristiques de domestication très intéressantes. Selon une étude récente de sélection d'espèces, il s'agit d'une espèce de poisson marin à privilégier pour la diversification maricole dans l'est du Québec (Le François *et al.*, 2002). Son taux de croissance élevé à basse température, l'absence de stades larvaires, le faible niveau de complexité de son élevage et la robustesse, des individus juvéniles à l'éclosion sont quelques-unes des caractéristiques déterminantes qui ont mené à ce constat (Moksness, 1994; Le François *et al.*, 2004).

L'objectif visé pour l'ensemble des intervenants du secteur de la diversification maricole québécoise est l'accélération de l'atteinte de la commercialisation de ce type d'opération maricole dans l'est du Québec (Gaspésie, Bas-Saint-Laurent, Côte-Nord). Cependant, comme pour la plupart des élevages d'espèces marines mieux établies ailleurs dans le monde (morue, flétan), la compréhension et la maîtrise des opérations menant à la production d'œufs et d'individus juvéniles est la base de tout développement d'activités d'élevage commercial. Ce guide technique présente l'état actuel des connaissances zootechniques relatives à la reproduction et à l'incubation chez le loup de mer et se base sur une revue de littérature exhaustive, des échanges avec des experts reconnus de l'Université de Tromsø, du Fiskeriforskning et de Troms Steinbit A/S et sur l'expertise développée par l'équipe de recherche universitaire MAPAQ/UQAR-Poissons marins et anadromes du Centre aquacole marin de Grande-Rivière (CAMGR).

Le présent document propose une synthèse des connaissances cumulées jusqu'à maintenant sur la physiologie de la reproduction du loup de mer et sur les techniques utilisées pour la capture, le conditionnement, le maintien, la gestion et le monitoring des populations captives de géniteurs et des opérations de fertilisation et d'incubation. Ces connaissances découlent de la collaboration entre les équipes du D^r Helge Tveiten, du D^{re} Inger-Britt Falk-Petersen (Université de Tromsø, Norvège), de M^{me} Inger Andreassen (Troms Steinbit A/S, Senja, Norvège) et du D^{re} Nathalie Le François (MAPAQ-UQAR).

À la lecture de ce document, le lecteur avisé remarquera que plusieurs aspects de la production de loups de mer s'apparentent à ceux rencontrés en salmoniculture, par exemple, la taille des œufs et des larves à l'éclosion, les techniques de fertilisation et d'incubation et les opérations de première alimentation. Ces caractéristiques communes laissent entrevoir une certaine facilité pour le transfert technologique vers l'industrie aquacole québécoise essentiellement axée vers la salmoniculture.

Table des matières

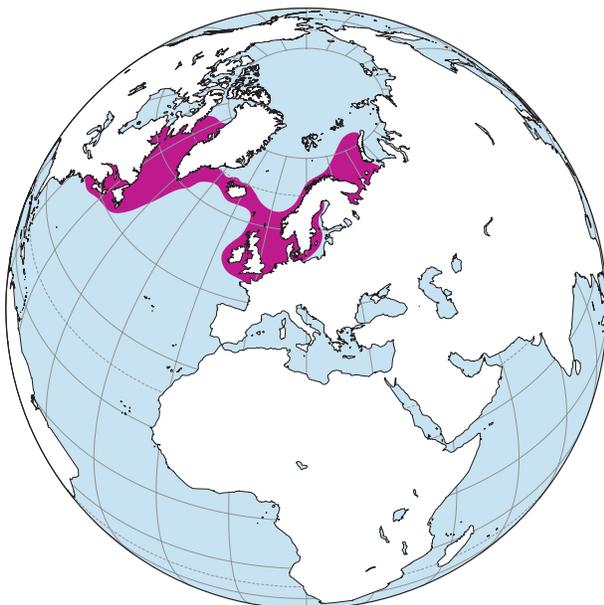
Sommaire	III
Biologie de l'espèce.....	1
Approvisionnement en géniteurs.....	2
Capture et transport des géniteurs provenant du milieu naturel.....	2
État de santé des géniteurs.....	3
Différenciation sexuelle des individus.....	3
Différenciation des géniteurs entre eux.....	4
Âge des individus	5
Maturité sexuelle et gestion du cheptel reproducteur.....	5
Bien-être des géniteurs	5
Alimentation des géniteurs issus du milieu naturel.....	5
L'oxygène	6
L'azote dissous.....	7
L'amoniaque	7
Bassins et densité d'élevage des géniteurs	7
Contrôle de la reproduction	7
Stabulation et observation des géniteurs femelles.....	8
Imminence de la ponte	9
Phénomène de l' «overripening».....	9
Anesthésie des géniteurs	10
Extraction des produits sexuels.....	10
Extraction des œufs.....	11
Extraction du sperme.....	11
Opérations suivant l'extraction des produits sexuels.....	12
Caractérisation des produits sexuels.....	12
Fertilisation des œufs	13
Évaluation du pourcentage de fertilisation des œufs.....	13
Incubation des œufs	13
Évaluation du taux de survie à l'incubation	15
Embryogenèse du loup tacheté.....	15
Conclusion.....	17
Remerciements	17
Références bibliographiques	17
Personnes-ressources.....	18



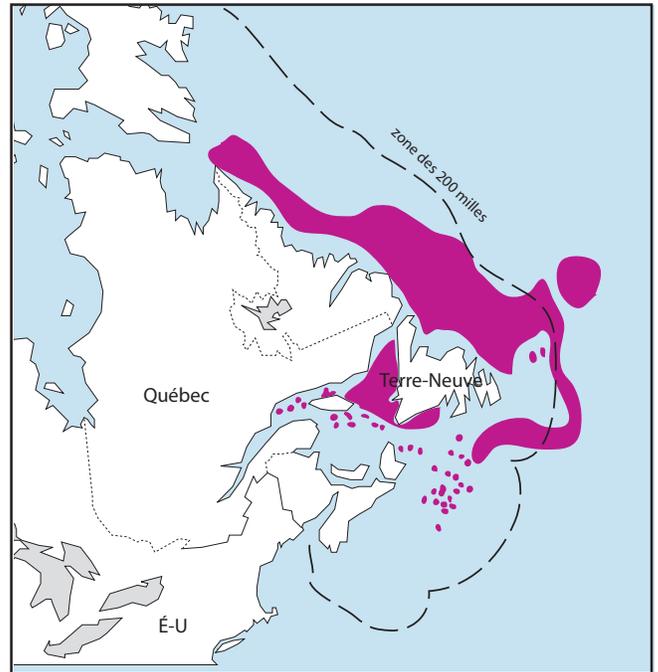
Biologie de l'espèce

On retrouve le loup tacheté (*A. minor*) dans le milieu côtier de l'Atlantique Nord et dans le sud de l'océan arctique. Le loup tacheté est une espèce de poisson de fond. Cette espèce est de nature solitaire et ne fait l'objet d'aucune pêche dirigée, car on la considère peu productive (gouvernement du Canada, Loi sur les espèces en péril; www.registrelep.gc.ca). À l'heure actuelle, l'état des stocks de cette espèce est préoccupant et le Canada lui a accordé, en 2004, le statut d'espèce menacée. Depuis ce temps, la pêche au loup de mer est interdite (gouvernement du Canada, ministère des Pêches et des Océans, 2005). Les populations les plus importantes se concentrent le long des côtes de Terre-Neuve, du Labrador, du Groenland, de l'Islande et du nord de la Norvège.

Cette espèce vit généralement à grande profondeur (de 25 à 600 mètres) et fréquente les eaux froides (3 à 5 °C). Le loup tacheté s'alimente majoritairement d'échinodermes (représentant jusqu'à 70 % de la diète alimentaire), de crustacés et de mollusques. Il possède une dentition adaptée à ce régime alimentaire particulier. Il atteint normalement la maturité



1. Distribution approximative du loup tacheté et du loup atlantique dans l'hémisphère nord



2. Distribution du loup tacheté près des côtes canadiennes

sexuelle vers l'âge de 4 à 6 ans en captivité. Cette espèce peut atteindre des tailles importantes (1,8 mètres) et peser jusqu'à 80 kg (Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), Fisheries Global Information System). La taille commerciale pour le loup d'élevage est de 2,5 à 5 kg sur les marchés américains et européens respectivement.

La saison de reproduction débute généralement vers la fin de l'été et se poursuit jusqu'en janvier. Contrairement à de nombreuses espèces de poissons marins et de salmonidés, cette espèce posséderait une fertilisation interne (Pavlov, 1994).

Après l'accouplement, les femelles vont relâcher leurs œufs et les mâles vont s'enrouler autour des œufs agglutinés dans le fluide ovarien. Les mâles forment une masse d'œufs sphérique compacte qu'ils vont par la suite surveiller durant plusieurs mois; le mâle ne s'alimentera pas durant toute cette période. Une femelle peut pondre jusqu'à 50 000 œufs de 5 à 6 mm de diamètre. L'incubation des œufs nécessite entre 900 à 1 000 degrés-jours (Falk-Petersen *et al.*, 1999; Hansen et Falk-Petersen, 2001a). Les femelles peuvent occasionnellement sauter une ponte annuelle alors que les mâles vont produire du sperme sur une longue période. En milieu naturel, on soupçonne que cette espèce forme des couples stables qui se retrouveront à chaque période de fraie annuelle pendant plusieurs années et occuperont les mêmes aires d'incubation année après année.

En captivité, les opérations menant à la fertilisation des œufs se font suite à un suivi individuel régulier des femelles en période de maturation ovarienne. Ces opérations visent à récupérer les œufs avant leur relâchement. En effet, puisque la fertilisation chez cette espèce est interne, le potentiel de fertilisation sera désactivé si les œufs entrent en contact avec l'eau de mer. Les œufs doivent donc être extraits des femelles lorsque le pore génital est en phase d'ouverture.

Le sperme est ensuite récolté des mâles spermiantes et la fertilisation artificielle pourra être alors réalisée (Foss *et al.*, 2004). Le mode interne de fertilisation chez cette espèce est associé à un volume d'éjaculat considérablement réduit si on le compare à d'autres espèces comme les salmonidés (0,5 à 6 ml par loup tacheté adulte comparativement à 7 ml par kilogramme de poisson chez le saumon atlantique, *Salmo salar*). L'observation du sperme en microscopie révèle également que les spermatozoïdes ont une faible motilité comparativement à la plupart des espèces de poissons marins aquacoles (Kime et Tveiten, 2002). Les opérations de suivi individuel, de récolte des gamètes et de fertilisation seront détaillées plus loin dans ce document.

Les larves à l'éclosion sont de grande taille (19 à 25 mm), robustes et s'alimentent rapidement sur un aliment sec commercial adapté à l'espèce. Les larves du loup ne passent pas par une métamorphose et un stade larvaire proprement dit, et contrairement à la plupart des espèces d'intérêt commercial (morue atlantique, flétan atlantique, aiglefin), ne nécessiteront pas d'être alimentées par des proies vivantes (Rotifères, *Artemia* spp.,) ce qui diminue grandement la complexité des opérations d'élevage et les soins à prodiguer aux premiers stades de développement (Falk-Petersen et Hansen, 2003).

Approvisionnement en géniteurs

Le cheptel reproducteur, nécessaire pour les premiers travaux de recherche-développement, provient généralement du milieu naturel. Il permettra la création d'une lignée domestique issue de l'élevage. L'utilisation de géniteurs provenant d'une lignée domestique est souhaitable puisque les poissons reproducteurs seront plus homogènes quant à leur potentiel reproducteur (âge et taille optimaux), afficheront des niveaux de stress réduits et l'acceptation d'une moule adaptée permettra l'optimisation de la qualité des produits sexuels (œufs et sperme). Au stade actuel du développement de cet élevage, la consolidation des populations captives est cruciale pour assurer la poursuite des travaux de recherche-développement et l'accès à une source d'œufs et d'individus juvéniles pour les utilisateurs futurs.

Le cheptel reproducteur aquacole provenant du milieu naturel s'alimente exclusivement de poissons, de mollusques et de crustacés auxquels on ajoute un apport vitaminique afin de combler les besoins nutritionnels sans toutefois avoir l'assurance qu'ils sont effectivement comblés. Cependant, l'approvisionnement à partir du milieu naturel est une étape obligatoire pour le démarrage d'activités de recherche-développement d'une nouvelle espèce maricole. Actuellement, le CAMGR héberge le seul cheptel en Amérique du Nord de loups tachetés destinés au développement de cette activité maricole et plusieurs familles ont été produites depuis 2002 (30 familles au total). Quatre productions d'individus juvéniles issus des élevages norvégiens ont été réalisées par l'achat et le transfert d'œufs norvégiens fertilisés (15 familles depuis 1999).

Capture et transport des géniteurs provenant du milieu naturel

La collaboration de pêcheurs commerciaux utilisant la palangre pour s'approvisionner en de loups de mer géniteurs est généralement de mise; cette technique limite le risque de blessures chez les spécimens comparativement aux autres types de pêche. Rappelons que les loups tachetés et les loups

atlantiques ne font l'objet d'aucune pêche commerciale et que leur capture est accidentelle (*by-catch*).

Un système de prime à la capture avec garantie de survie d'une semaine après la capture et une sélection rigoureuse des individus est le fonctionnement que l'équipe scientifique de l'UQAR/MAPAQ a privilégié. Le loup est généralement capturé aux abords des côtes ouest et est de Terre-Neuve et sur le pourtour de l'Île d'Anticosti. On débute l'approvisionnement en géniteurs au début de la saison de pêche pour profiter de la température plus basse possible ce qui permet de mieux contrôler le stress thermique induit aux géniteurs lors de leur séjour sur le pont du bateau dans des bacs isothermiques. Il est préférable de demander aux pêcheurs de ne conserver que les individus de taille optimale (70 à 90 cm) et une certaine proportion de plus petits spécimens pour assurer la relève et le maintien d'une capacité adéquate d'individus de production d'individus juvéniles pour les années à venir à mesure que les individus approcheront de la maturité sexuelle.

Les individus capturés sont conservés à bord du bateau à l'intérieur d'un bac isothermique dans lequel l'eau est oxygénée en continu à l'aide d'une bonbonne d'oxygène sous pression et d'un diffuseur. Il est primordial que les géniteurs ramenés à quai proviennent du dernier ou de l'avant-dernier trait de pêche pour assurer l'apport d'individus sains et vigoureux. De préférence, l'eau doit être changée de temps à autre afin d'assurer des conditions optimales au cours du transport maritime. Les individus blessés ou mal en point doivent être rejetés lors de l'inspection précédant la sélection pour éviter les mortalités et l'introduction d'individus malades au sein des populations déjà en captivité.

Il est important, à notre avis, de visiter régulièrement les pêcheurs commerciaux afin de les informer des caractéristiques recherchées (taille, espèce, condition) et de commenter les captures précédentes et l'évolution des populations captives. Plus d'un membre du personnel technique doit être habitué au transport de géniteurs afin de garantir en tout temps la disponibilité d'une ressource lors de débarquements imprévus. Une bonne stratégie de communication entre l'équipe en mer et l'équipe aquacole est cruciale pour la coordination des opérations entourant la réception des spécimens.

Les individus sont habituellement transportés dans des bacs isothermiques à bord du bateau puis transportés vers les installations aquacoles dans des bacs isothermiques de plus grande dimension (1 m³). Les bacs sont remplis d'eau de mer oxygénée maintenue à une température similaire à celle dans laquelle les poissons étaient sur le bateau. L'eau peut être pompée à même le bateau, mais il est préférable de prévoir l'eau de transport puisqu'il n'est pas rare que l'eau de mer retrouvée à quai soit contaminée (métaux lourds, huiles, etc.), impropre au transport des poissons (turbidité, contamination biologique, etc.) ou source potentielle de contamination vers les lieux d'élevage.

Il faut également s'assurer avant de prendre le départ que les couvercles des bacs isothermiques demeurent bien en place pour assurer leur étanchéité, que la température reste constante et que les pertes d'eau durant le transport terrestre sont minimales. Il est par ailleurs conseillé d'utiliser un coupe vague pour contrer l'effet des mouvements brusques de l'eau lors du transport des poissons en camionnette. Cette précaution a l'avantage de diminuer le stress dû au transport, notamment

le risque de blessures ou de chocs mécaniques aux poissons. Un diffuseur doit être déposé au fond du bassin afin d'assurer un apport en oxygène selon les besoins. Il est préférable que ce diffuseur soit une tubulure souple ne risquant pas de blesser ou d'irriter les poissons. L'apport et la vérification de la concentration en oxygène dissous doivent être réalisés par l'utilisation d'un oxymètre portable équipé d'une sonde thermique. Il est conseillé de ne pas laisser la concentration en oxygène dissous atteindre une saturation inférieure à 80 %; en même temps, il faut porter une attention particulière à ne pas provoquer une sursaturation en oxygène puisque cette situation s'avérerait nocive. La bonbonne d'oxygène sous pression doit être fermement attachée au camion de transport. Il est recommandé de procéder à une vérification de l'état des poissons au premier et au deuxième tiers du trajet.

Dès leur arrivée au site aquacole, les poissons doivent être mis à l'écart durant environ une semaine dans une unité de quarantaine avant de les introduire au sein du cheptel reproducteur. Cette période de temps permet aux poissons de s'adapter à leur nouvel environnement et permet d'identifier les individus malades ou démontrant quelque problème que ce soit. L'eau des bacs d'accueil doit être à la même température que l'eau sur le navire et l'eau de transport afin de réduire autant que possible tout stress pouvant affecter l'état des individus. Dans l'éventualité où l'on doit acclimater les poissons lors de leur arrivée, cette opération ne doit pas représenter une variation thermique supérieure à 1 °C par heure pour diminuer autant que possible le stress et favoriser l'adaptation et l'acclimatation des spécimens à leur nouvel environnement. La température recommandée pour la stabulation de géniteurs se situe entre 4 et 8 °C (Moksness, 1994; Tveiten *et al.*, 2001). Il est préférable de ne pas nourrir les poissons durant les 3 ou 4 premiers jours et d'introduire graduellement des aliments souvent peu familiers (voir section sur l'alimentation, page 5)

État de santé des géniteurs

Les individus provenant du milieu naturel peuvent être porteurs de maladies pouvant affecter les opérations aquacoles (Johansen *et al.*, 2003; Ingilae *et al.*, 2000; Lund *et al.*, 2002, 2003; Sommer *et al.*, 2004). La distribution d'aliments provenant du milieu naturel peut aussi être à l'origine de l'introduction de maladies et de cas de parasitisme. Contrairement aux géniteurs issus du milieu naturel, le recours aux géniteurs domestiques habitués aux conditions de captivité permet l'utilisation de moulées adaptées de qualité contrôlée et plus facile à gérer que l'utilisation d'organismes vivants qui doivent être frais ou congelés pour de longues périodes.

La visite d'un vétérinaire ainsi que la prise régulière d'échantillons à des fins d'analyse pathologiques de prévention sont fortement conseillées (échantillons d'eau, de poissons entiers ou d'organes, etc.) dans le cadre des opérations. Il est recommandé de pratiquer rapidement à une autopsie lors du décès d'un individu afin de déterminer la cause de la maladie, ce qui permet de limiter rapidement la propagation d'une maladie, le cas échéant. Il est possible de pratiquer des traitements à base de formaldéhyde (1 : 4 000 durant 30 minutes) pour contrôler les manifestations parasitiques détectées; ce même type de traitement peut être pratiqué à titre préventif. Un traitement au bleu de méthylène est envisageable afin de contrer au besoin la présence de champignons aquatiques ou d'affections cutanées mineures puisqu'il est reconnu comme étant un fongicide

et un bactéricide très sécuritaire (traitement en flot continu de 3 à 4 ppm) (Lafrance *et al.*, 2005).

Il est recommandé pour tout traitement thérapeutique ou anesthésiant suggéré dans ce guide de toujours se référer à la liste : Agents thérapeutiques approuvés pour utilisation en Aquaculture. Seuls les agents retrouvés sur cette liste sont autorisés (comm. pers. Martial Guibault guibaultm@inspection.gc.ca ou consulter la liste sur le site Internet suivant : <http://www.inspection.gc.ca/francais/anima/fispoi/manman/sannem/app1f.shtml>). Cette liste est toutefois en évaluation présentement et des vétérinaires pourraient permettre l'utilisation de produits qui ne s'y retrouvent pas présentement.

En captivité, il faut éviter les stress répétitifs tels que les vibrations et les sources importantes de bruit et de lumière. Il est recommandé d'isoler physiquement l'aire de réception et de stabulation des géniteurs et de limiter les visites lors de la période d'alimentation et de nettoyage des aires aquacoles.

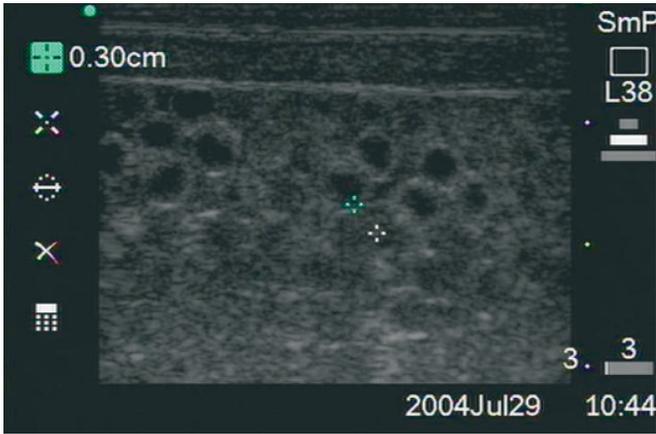
La tenue d'un registre des différentes opérations aquacoles permet généralement de cerner les facteurs pouvant influencer la santé et le bien-être du cheptel reproducteur. L'informatisation des informations recueillies au fil des différentes manipulations facilite cette gestion.

Différenciation sexuelle des individus

Les femelles et les mâles peuvent être différenciés selon leur morphologie externe principalement lors de la période de reproduction. Les femelles présentent des rondeurs plus prononcées de l'abdomen lors de la période de fraie; ces rondeurs sont de plus en plus évidentes à l'approche de la ponte. Il est très difficile de différencier les sexes en dehors de la période de reproduction. En général, cependant, les femelles présentent une tête plus ronde que les mâles alors que ces derniers ont une tête plus allongée. En plus d'être habituellement plus



3. Échographe SonoSite 180 Plus



4. Exemple d'une échographie réalisée au SonoSite 180 Plus. Il est possible de mesurer le diamètre moyen des œufs et d'estimer l'imminence de la ponte.

http://www.sonosite.com/products_180.html

corpulents, les mâles démontrent des traits moins raffinés et des comportements plus prompts à l'arrivée de la période de reproduction. La pigmentation des femelles aide parfois à les identifier puisque les plus âgées d'entre elles deviennent généralement plus pâles à l'approche de la fraie.

La maturation ovarienne et la différenciation sexuelle des individus peuvent être réalisées à l'aide d'un échographe à ultrasons pouvant être utilisé à des fins aquacoles. L'observation de la disposition des différents organes sexuels et leur degré de maturation permettent de discriminer les sexes et d'évaluer le degré de maturation sexuelle des individus. Il est possible d'évaluer la maturation des œufs par l'estimation de leur diamètre moyen à l'intérieur de la cavité de l'oviducte de la femelle,

ce qui permet de prévoir avec plus ou moins d'exactitude le moment de la ponte en comparant cette valeur à la taille habituelle des œufs à ce moment (5 à 6 mm de diamètre).

Différenciation des géniteurs entre eux

Il est possible de différencier rapidement les individus par une puce électronique émettant un code numérique particulier. La puce est introduite dans le muscle (après anesthésie) à l'aide d'une seringue creuse préalablement stérilisée. Le numéro de la puce doit évidemment être noté avant la remise à l'eau du poisson. Il suffit de balayer ou de survoler l'endroit réservé à l'insertion de la puce avec le détecteur pour que le numéro spécifique à l'individu apparaisse sur un écran à cristaux liquides.

L'apposition additionnelle d'un identifiant externe sur chacun des géniteurs est également préconisée. Il est possible d'installer des oreillettes de plastiques à la base de la nageoire dorsale des individus. Il est avisé d'utiliser des couleurs voyantes permettant de discriminer facilement les mâles des femelles. Les couleurs utilisées devront permettre de distinguer clairement le numéro et le code pour faciliter une première identification des individus; on réalise ensuite une confirmation par détection électronique. Un tel type d'identification est grandement utile lors de la période de fraie puisqu'il permet une capture rapide des spécimens désirés pour les opérations de fertilisation. Cela a pour avantage de ne pas déranger l'ensemble du cheptel comme cela serait le cas lors de l'utilisation unique du système de puces électroniques. Ces technologies permettent de diminuer significativement la fréquence de manipulation des géniteurs et limitent les erreurs d'opération. La diminution du nombre de manipulations a aussi pour effet de diminuer le degré de stress des individus en période de maturation sexuelle.



5. *Scanner Power Tracker*. Cet appareil hydrofuge permet la lecture des puces électroniques qui ont préalablement été implantées à l'aide d'une seringue à injection; les puces électroniques (12 mm x 2,1 mm) ont une durée de vie de près de 10 ans

<http://www.avidcanada.com>



6. L'utilisation d'identifiants externes réduit considérablement les stress induits aux géniteurs lors de leur sélection. Exemple d'épinglette et de pince pour les mettre en place.

<http://www.husdyrmerke.no>

Âge des individus

La détermination de l'âge des poissons reproducteurs d'un cheptel est très importante, car il n'est pas rentable de conserver des individus dont l'âge est avancé puisque la qualité des produits sexuels pouvant être obtenus est de qualité réduite. Les coûts reliés au maintien du cheptel sont importants. Ainsi, une bonne sélection des individus à la capture permet de limiter l'introduction de spécimens trop âgés et non productifs. Le maintien d'un registre de ponte et d'extraction de sperme permet d'identifier les spécimens qui sont en déclin au sein du cheptel, qu'ils soient d'origine domestique ou sauvage. L'utilisation de stocks de reproducteurs domestiques et leur renouvellement régulier permettent de mieux gérer le vieillissement du cheptel et d'effectuer les retraits nécessaires au fur et à mesure. Lorsque l'on travaille avec des populations de géniteurs issus du milieu naturel, une façon rapide de déterminer l'âge est l'utilisation de la régression longueur-âge disponible dans la littérature pour le loup tacheté (Shevelev, 1995). Dans la gestion des élevages et dans une optique de sélection sur une base génétique, les populations captives gagnent à être caractérisées par génotypage. Une meilleure gestion de la production de famille entraîne généralement des gains significatifs de performance et limite le phénomène de consanguinité (Ditlecadet *et al.*, 2006).

Maturité sexuelle et gestion du cheptel reproducteur

Les loups tachetés sont sexuellement matures entre leur 5^e et leur 6^e année et l'âge optimal pour la reproduction se situe autour de 7 à 9 ans (Tveiten, 2002). En plus de l'âge, il semblerait que la taille des géniteurs influence la quantité des produits sexuels, les plus gros individus étant habituellement les plus fertiles. Les premières pontes d'une femelle sont parfois moins productives et donnent de plus petits œufs. Les femelles plus âgées donnent généralement des œufs plus gros, mais leur qualité tend à diminuer au fil des années malgré les volumes de ponte plus importants habituellement obtenus.

L'influence de l'âge des mâles est de moindre importance bien que l'on doive porter une attention particulière à la motilité des spermatozoïdes et à leur nombre (densité spermatique). Ceci se fait par observation au microscope préalablement à la mise en contact avec les œufs non fertilisés. De bonnes pratiques aquacoles et une alimentation variée et régulière permettent l'obtention de mâles spermiant pratiquement tout au long de l'année bien que les volumes de sperme ne soit pas importants dans la plupart des cas.

L'utilisation de techniques de cryoconservation permettra de profiter de cette production annuelle par l'accumulation de sperme en vue des opérations de fertilisation à venir. Il est maintenant possible de préserver des échantillons de sperme dans de l'azote liquide avec le cryopréservant commercial *Cryofish* (Le François *et al.*, 2003). La création d'une banque de sperme est intéressante puisqu'elle réduit la manipulation des spécimens lors de la période de fraie et assure un potentiel de fertilisation optimal.

Il est conseillé d'avoir plusieurs femelles et mâles qui se situent dans la classe d'âge de 6 à 9 ans afin d'assurer un approvisionnement fiable et de qualité en œufs et en semence. Il n'est pas nécessaire de séparer les individus de sexes différents puisqu'ils ne démontrent pas de comportement agressif entre eux lors de la période de fraie ou durant le reste de l'année.

Il est également conseillé d'avoir en sa possession au moins trois mâles matures spermiant par génitrice œuvée. Sachant qu'une femelle donne généralement de 9 000 à 30 000 œufs par ponte (soit environ 6 000 œufs par litre ou 3 litres d'œufs par 10 kg de poisson), le nombre de femelles et de mâles nécessaires à un producteur dépend du nombre d'individus juvéniles désiré pour rencontrer les objectifs de production d'une installation donnée.

L'approvisionnement en géniteurs du milieu naturel est une activité fortement réglementée à cause de la situation des populations. Un permis scientifique doit être obtenu au préalable. Il est donc fortement conseillé de conserver un nombre adéquat d'individus juvéniles issus des opérations de production et provenant de différents croisements (familles) afin d'en faire à leur tour des géniteurs et de maintenir une bonne variabilité génétique. Le nombre à conserver dépendra du volume de production désiré. En effet, la domestication de générations successives de loups de mer modifie de façon positive leur comportement et améliore grandement leur réponse lors de la période de fraie et des différentes étapes d'élevage. Contrairement aux géniteurs provenant du milieu naturel qui sont généralement plus agressifs, il est possible de manipuler les individus domestiqués à même le bassin pour les déplacer manuellement et les observer, ce qui permet de limiter l'usage de produits anesthésiants.

Bien-être des géniteurs

Il est important de consacrer du temps à l'observation des individus reproducteurs. Les géniteurs seront à l'aise dans la mesure où les paramètres d'élevage ne s'éloigneront pas trop des caractéristiques optimales du milieu naturel. Il faut s'assurer d'un minimum d'un changement d'eau à chaque heure dans les bassins de stabulation. Cela a pour effet de diminuer la charge organique, la quantité de matière en suspension et la concentration en ammoniacque de l'eau d'élevage. Il est important de ne pas visiter le cheptel entre les repas ou du moins de réduire autant que possible les intrusions. Il est préférable de procéder au nettoyage des bassins avant la distribution de l'aliment et de s'en tenir à un ordre strict quant aux tâches à effectuer; cela a comme avantage d'habituer les individus aux procédures entourant les visites et de réduire le stress y étant relié. Les géniteurs deviennent particulièrement curieux lorsqu'ils se sentent à l'aise et qu'ils sont peu dérangés. Cette curiosité est un bon indice pour juger de leur bien-être et favoriser d'autant plus le contact entre le technicien et les poissons lors de la distribution des aliments.

Alimentation des géniteurs issus du milieu naturel

Cette section du document s'intéresse aux pratiques d'alimentation des géniteurs issus du milieu naturel. La gestion de ces opérations est particulière pour ces derniers de par la nature de leur alimentation (capelan, hareng, maquereau décongelé, mye, moules et oursins vivants) comparativement aux géniteurs domestiques. Ces derniers sont nourris avec une diète commerciale plus facile à distribuer, à conserver et à gérer et plus conforme à leurs besoins nutritionnels. Actuellement, l'équipe de recherche réalise des essais visant à identifier une bonne moulée pour les futurs géniteurs de loups tachetés et de loups atlantiques (*Lansey Breed* et *Breed-M* de INVE Aquaculture).

La distribution de la diète (capelans, mollusques, crustacés, échinodermes) aux géniteurs se fait habituellement à tous les deux ou trois jours selon leur appétit. Ils exigent habituellement plus d'aliments durant les trois mois précédant la période de reproduction. Il est recommandé de réduire la quantité distribuée de l'aliment lorsque la température de l'eau d'élevage est inférieure à 5 °C. La baisse de la température de l'eau influence grandement l'appétit des géniteurs. Il faut veiller à retirer les aliments non ingérés pour conserver une bonne qualité de l'eau et contrer la prolifération bactérienne. La distribution des aliments devrait également être moins importante lors des épisodes de fraie afin de favoriser une bonne qualité de l'eau et ne pas trop mobiliser d'énergie pour la digestion des aliments puisque les poissons sont alors généralement plus disposés au stress.

La distribution de poissons gras congelés est intéressante, plus particulièrement le capelan (*Mallotus villosus*), le maquereau (*Scomber scombrus*) et le hareng (*Clupea harengus*) puisque les acides gras qu'ils contiennent favorisent l'obtention d'œufs de qualité. Ces composés et leurs dérivés (les phospholipides), lorsque retrouvés en quantité suffisante dans l'alimentation des géniteurs, favorisent le développement normal des œufs et des alevins. Les acides gras favorisent notamment le développement du système nerveux et une bonne résistance au stress chez les alevins (Bromage, 1995).

Un supplément vitaminique est ajouté aux aliments naturels avant la distribution afin de pallier la dégradation de ses propriétés nutritives lors de la congélation et de s'assurer de procurer tous les éléments essentiels aux poissons. Les vitamines E et C sont d'ailleurs particulièrement importantes pour l'obtention de produits sexuels de qualité (Bromage, 1995). La distribution de poisson frais devrait toujours être favorisée comparativement à celle de poisson ayant été congelé.

La distribution du capelan est avantageuse puisque cette espèce peut être capturée à grands volumes aux alentours de la 3^e semaine de juin sur les côtes est du Québec, lorsque le capelan « roule ». 1 000 kg de capelan sont nécessaires pour 50 géniteurs afin de subvenir à leurs besoins alimentaires annuels (le reste de la diète alimentaire est complété de temps à autre par des coquillages, des échinodermes ou des crustacés). Le capelan doit être emballé dans des sacs de congélation directement sur la plage puis disposé dans des bacs de pêche avant son remisage en congélation. L'usage d'un système d'emballage sous vide est très intéressant pour amoindrir l'oxydation des gras lors de la congélation, mais cela s'avère moins attrayant pour la gestion d'importants volumes. Le processus d'oxydation des gras du capelan, lorsque bien congelé, débute généralement après trois mois.

Il faut s'assurer que chacun des individus obtienne sa juste part des aliments distribués puisque la présence d'une hiérarchie dans le bassin peut favoriser les individus plus imposants au détriment des plus frêles. Il est conseillé de vérifier fréquemment l'indice de condition des individus à l'aide de la formule suivante : $W = L^3$ où : W = Poids et L = Longueur. Le loup possède habituellement un indice de condition de l'ordre de 1,2 à 1,4.

L'évaluation du taux de conversion du groupe est utile pour vérifier si les poissons métabolisent bien les aliments ou si l'alimentation est excédentaire. Le taux de conversion indique le nombre de kilogrammes de moulée nécessaire pour

produire un kilogramme de poisson entier. Une ferme qui est gérée adéquatement enregistrera un taux de conversion tout près de 1. Ce taux est très faible comparativement aux animaux terriens. Il existe trois raisons pour cet état de fait : la biologie du poisson, son mode de vie et les concentrations élevées d'éléments nutritifs compris dans la moulée de poisson. Soulignons cependant que l'indice de transformation pour un groupe de géniteurs est difficile à évaluer lorsque ceux-ci se nourrissent de mollusques et d'autres organismes. Il est alors difficile d'évaluer le poids réel en chair des aliments distribués (coquillages, carapaces, etc.) comparativement au gain en poids des individus du groupe.

Les géniteurs doivent être alimentés à l'aide d'une diète variée répondant au mieux à leurs besoins alimentaires. Il est recommandé de varier la diète alimentaire des géniteurs en distribuant directement dans les bassins des moules, des oursins verts (*Strongylocentrotus droebachiensis*) et des crabes communs (*Cancer irroratus*). La mye est particulièrement appréciée. La distribution de moules et de myes favorise grandement l'obtention d'œufs de qualité puisque ces organismes renferment une grande concentration en taurine et en composés essentiels.

Il faut constamment garder à l'œil les conditions de stabulation des organismes qui seront distribués comme aliment afin d'assurer leur qualité lors de leur distribution aux géniteurs (qualité de l'eau, débits nécessités, densité de stockage, alimentation, etc.). On doit s'assurer d'alimenter ces différents organismes afin qu'ils conservent leurs propriétés nutritionnelles (par exemple : distribution de microalgues aux mollusques, distribution de poissons aux crabes, de laminaires aux oursins). La distribution d'organismes vivants ou de poissons fourrage doit aller de pair avec un nettoyage rigoureux des bassins des géniteurs et un suivi strict de la qualité de l'eau. Il est important d'installer un écumeur de surface afin d'évacuer rapidement les huiles contenues dans les poissons fourrage distribués.

Les paramètres physico-chimiques de l'eau à respecter :

Concentration en oxygène dissous (O ₂)	100 % de saturation à l'entrée, 60 à 70 % à la sortie
Concentration en dioxyde de carbone (CO ₂)	1,1 mg/L
Concentration maximale en nitrites	0,0004 mg/L
Concentration maximale en azote ammoniacale totale	0,038 mg/L
Ammoniaque (part toxique de l'azote ammoniacale totale)	0,0006 mg/L
Salinité	24 unités de salinité (c.-à-d. 24 grammes de NaCl par litre) et plus

L'oxygène

L'établissement d'un bilan en oxygène est nécessaire puisqu'il permet de vérifier que les géniteurs reçoivent une oxygénation adéquate. Ce bilan consiste en l'évaluation des besoins en oxygène en fonction de la qualité de ce gaz déjà présent dans l'eau pour des fins d'élevage en fonction de la biomasse à

maintenir. Cet outil permet d'évaluer les besoins et coûts reliés au pompage de l'eau (débits nécessaires pour assurer un bon renouvellement) et à l'apport d'oxygène (utilisation d'une soufflante, ou d'un générateur d'oxygène).

La quantité d'oxygène dissous dans l'eau dépend principalement de la pression atmosphérique ambiante, de la température et de la salinité de l'eau. Il est recommandé de maintenir à 100 % la saturation en oxygène de l'eau d'élevage. La concentration des effluents ne doit pas avoir une saturation en oxygène inférieure à 60 à 70 % au drain de sortie. S'il s'avérait que les besoins en oxygène soient supérieurs à la quantité présente dans l'eau acheminée au bassin, on pourra compenser la différence par l'utilisation d'une soufflante et de diffuseurs permettant d'augmenter la concentration en oxygène dans l'eau. L'utilisation d'un générateur d'oxygène s'avère aussi une option intéressante tout en permettant de réduire les débits nécessaires et incidemment les coûts reliés au pompage et au contrôle de la température de l'eau. Le choix de la soufflante dépendra principalement du bilan en oxygène nécessité pour les opérations aquacoles, de la hauteur de colonne d'eau observée dans les bassins et du coût du kilowatt/heure d'électricité. L'utilisation de diffuseurs couplés à une soufflante permet d'assurer une saturation optimale en oxygène.

Les bulles d'air sortant des diffuseurs doivent avoir un plus petit diamètre afin d'augmenter la surface de contact par unité de volume, ce qui améliore l'efficacité du transfert de l'oxygène vers l'eau. Les bulles doivent aussi être en contact le plus longtemps possible avec la colonne d'eau pour maximiser l'effet d'oxygénation lors de leur dissolution par ascension.

L'azote dissous

Il faut également surveiller la concentration en azote de l'eau d'élevage. La sursaturation en azote gazeux peut induire des problèmes de santé en bloquant la circulation sanguine des géniteurs lorsque de petites bulles d'azote s'accumulent dans leur organisme. Les systèmes aquacoles dont l'eau est réchauffée puis refroidie rapidement sont sujets à présenter ce type de problème. Ce type de sursaturation est possible puisque les gaz sont plus solubles en eau chaude et que la quantité d'azote alors présente demeure la même lorsque la température de l'eau est abaissée. Une pompe défectueuse ou un réseau de tuyaux ayant une prise d'air non désirée (ex. : une fuite) peuvent aussi provoquer une sursaturation en azote gazeux par l'introduction d'une quantité importante d'air sous pression dans le système d'approvisionnement. L'utilisation d'une colonne de dégazage permet de rééquilibrer convenablement les gaz contenus dans l'eau. L'utilisation d'un tel équipement permet souvent de régler les problèmes de sursaturation en azote et favorise l'oxygénation de l'eau. Il est avantageux de disposer la colonne de dégazage tout juste avant l'arrivée de l'eau neuve dans les bassins.

L'ammoniacque

Le métabolisme des poissons en général implique l'excrétion de plusieurs formes azotées dans l'eau, soit l'azote ammoniacal total ($\text{NH}_3\text{-NH}_2$). La concentration en azote ammoniacal total augmente aussi en fonction de la quantité d'aliments distribués ou ingérés par le poisson. Cette augmentation est due à la digestion des protéines contenues dans l'aliment et à l'excrétion des déchets métaboliques qui en résultent. Il se produit habituellement 30 g d'azote ammoniacal total par kilogramme

d'aliment distribué en plus de la production ammoniacale liée au métabolisme des poissons (Timmons *et al.*, 2002). L'azote ammoniacal total comporte une part non ionisée qui s'avère toxique pour les poissons. Cette part toxique dépend du pH, de la température ainsi que de la salinité de l'eau d'élevage. Il est recommandé de pratiquer un échantillonnage hebdomadaire de l'eau d'élevage afin d'en vérifier la concentration d'ammoniacque non ionisée. L'échantillonnage doit être pratiqué à divers endroits dans le bassin. On remédie généralement à ce problème par une augmentation de l'apport d'eau neuve ou une diminution de l'alimentation.

Bassins et densité d'élevage des géniteurs

Pour le maintien en captivité de géniteurs issus du milieu naturel, l'utilisation de bassins circulaires est favorisée car ils offrent un volume plus important d'eau. Ceci permet de limiter les interactions interindividuelles lors de l'alimentation. Les géniteurs domestiques permettent l'utilisation de grandes auges rectangulaires. Celles-ci favorisent la gestion des individus tout en optimisant l'espace d'une ferme aquacole. De plus, elles sont empilables et maximisent l'utilisation de la surface des installations aquacoles. Quel que soit le type de bassin choisi, il est important de favoriser les capacités autonettoyantes ainsi que la manipulation, l'alimentation et l'observation des géniteurs.

Les géniteurs peuvent être maintenus à une densité relativement élevée sans pour autant affecter leur croissance et leur maturation sexuelle. Les géniteurs tachetés sauvages en captivité aux installations du CAMGR sont maintenus à une densité d'environ 40 kg/m³. Ils sont maintenus dans des bassins de 6 m³ sans que l'on observe de problèmes majeurs d'agressivité ou de hiérarchie lorsque les populations sont bien réparties en fonction de la taille des poissons. L'utilisation de densités plus élevées augmente le risque de développement de maladies dues à la proximité excessive des individus à une dégradation de la qualité de l'eau et à l'augmentation des probabilités d'interactions agressives pour un accès à la nourriture et la formation d'une hiérarchie non désirable. L'utilisation de populations domestiques permettra vraisemblablement de doubler ou de tripler cette densité. L'élevage se réalisera en auges (à titre indicatif nous préconiserons l'usage d'auges de 2 à 2,5 m largeur X 0,60 à 0,70 cm hauteur X 15 à 18 m longueur).

Contrôle de la reproduction

La période de reproduction des loups de mer a habituellement lieu vers la fin de l'été en conditions naturelles de photopériode et de température de l'eau de mer. Il est recommandé de maintenir la température de l'eau à 6 °C durant une période d'au moins trois mois précédant la période de ponte visée. Les loups de mer peuvent cependant être maintenus à une température pouvant aller jusqu'à 9 à 10 °C hors de la période de fraie. Ce régime de température permet l'obtention d'une meilleure qualité des œufs et du sperme. La baisse de la luminosité, la diminution de la photopériode et de la température de l'eau induisent naturellement la maturation ovarienne et la production de sperme. Les mêmes principes sont utilisés dans le contrôle artificiel du cycle reproductif de cette espèce.

Les résultats des travaux norvégiens démontrent que la modification de la photopériode permet l'obtention d'une seconde ponte printanière par l'utilisation de tentes photopériodiques et l'induction par injections hormonales (Helge Tveiten, non

publié). Ces manipulations photopériodiques doivent être réalisées progressivement sur une période de plus d'une année pour permettre l'obtention d'une bonne homogénéité de la réponse physiologique chez les populations étudiées. Un projet mené par l'équipe du D^r Robert Roy (Institut Maurice-Lamontagne, Pêches et Océans) en collaboration avec l'équipe de l'UQAR est en cours au CAMGR (Roy, Le François et coll. PCRDA). Ce projet porte sur l'obtention de deux cycles de production chez les populations captives de loups atlantiques et de loups tachetés et inclura l'évaluation de la qualité des produits sexuels suivant les traitements photopériodiques.

Stabulation et observation des géniteurs femelles

Les femelles dont la ponte est prévue dans un délai d'environ une semaine sont mises à l'écart dans des bassins de stabulation de petit volume. On décide de mettre une femelle en stabulation lorsque son abdomen commence à grossir et que son degré d'activité diminue de façon significative. Dans le cas de géniteurs issus du milieu naturel, l'utilisation de bassins suédois de l'ordre de 0,5 m³, à raison d'une femelle par bassin, est de mise. Quatre bassins suédois (0,36 m³) peuvent être installés à l'intérieur d'un bassin circulaire de 6 m³ (2,25 mètres de diamètre) à l'aide d'une croix métallique disposée au-dessus du bassin. L'utilisation de stocks de géniteurs domestiques permettra ultimement l'utilisation d'auges lors de la stabulation des géniteurs. Ce choix favorise l'accessibilité, l'observation et la manipulation de la femelle puisqu'il est possible de circuler librement à travers les installations. Des cloisons sont parfois installées dans les auges de grande taille afin de pouvoir y installer plus d'un lot de femelles et de procéder à un triage.

Il est recommandé de procéder à une prise de notes assidue des différents comportements observés chez chacune des femelles, afin de détecter tout signe précurseur de la ponte. Un observateur habitué en vient à facilement identifier les comportements clefs lui indiquant l'imminence de la ponte (Johannesen *et al.*, 1993). La plus grande attention est de mise afin d'éviter une ponte dans l'eau d'élevage ce qui empêcherait la fertilisation des œufs.

Conseils pratiques pour la stabulation des femelles sur le point de pondre :

- L'aire de stabulation doit être isolée autant que possible des facteurs pouvant affecter le bien-être et la tranquillité des femelles. L'isolation de ces aires est fortement conseillée.
- Les différents bassins de stabulation doivent être identifiés de façon à favoriser l'échange d'information au sein de l'équipe de travail et y assurer un suivi serré des femelles.
- Un léger bullage assure une bonne oxygénation de la femelle lors de la stabulation et pendant le travail menant à la ponte.
- Aucun aliment ne doit être distribué aux génitrices à moins que la durée du séjour pré-ponte soit importante.
- Les bassins de stabulation doivent être d'une propreté exemplaire.



7. Femelle en position couchée dans un bassin de stabulation. Cette position est caractéristique d'une ponte imminente

L'observateur doit demeurer vigilant puisque les femelles ne présentent pas nécessairement les mêmes comportements d'un individu à l'autre. Il est nécessaire de visiter les femelles au moins une fois par heure durant les premiers jours de stabulation. La fréquence des visites s'accroîtra à mesure que les femelles démontreront des comportements caractéristiques menant à la ponte (voir plus loin). Une surveillance continue (24 h sur 24) est pratiquée au CAMGR puisque le nombre de géniteurs en captivité est peu élevé et que chaque ponte compte afin d'assurer la poursuite des projets en recherche. **En situation d'élevage commercial reposant sur un stock de géniteurs domestiques plus important de l'ordre de 100 à 200 individus, cette contrainte est inexistante et une surveillance continue n'est pas pratiquée. La perte d'un certain nombre de pontes est acceptable et semble de loin préférable aux opérations de surveillance en continu.**



8. Bassin de stabulation de type suédois.

Conseils pratiques pour la surveillance des femelles

- Une bonne communication au sein de l'équipe et le partage de plages horaires favoriseront le repos du personnel et l'optimisation des ressources de l'équipe.
- Il est conseillé de s'assurer que les installations comprennent des valves d'alimentation en eau neuve et en oxygène dissous à portée de main, puisqu'il est parfois nécessaire de les fermer rapidement pour faciliter l'observation d'une femelle nécessitant plus d'attention.
- Il est important de réduire les visites lorsque une femelle manifeste de l'agressivité puisque tout stress peut prolonger la période de temps menant à la ponte.
- L'utilisation d'une petite lampe de poche recouverte d'un filtre translucide rouge est conseillé lors des rondes de nuit puisque ce type d'éclairage n'aveugle pas les animaux et diminue le stress relié aux fréquentes visites de l'observateur.
- Il est préférable de s'approcher lentement des bassins.

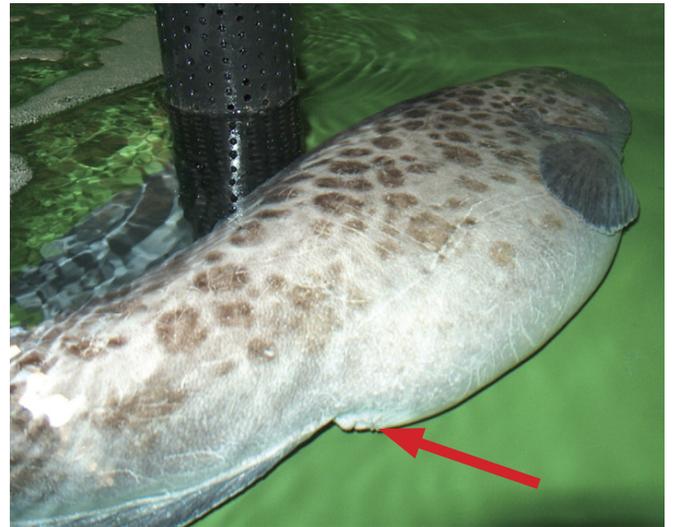


9. Valve d'alimentation en eau et en oxygène dissous à portée de main.

Imminence de la ponte

Le rituel de la ponte débute lorsque le corps de la femelle est tellement arquée qu'elle se couche sur le côté et commence à arpenter lentement le bassin de stabulation. Elle peut aussi agir en tanguant légèrement de gauche à droite. Il arrive parfois que la femelle se couche littéralement sur le dos et qu'elle ondule de façon importante en exposant son pore génital à la surface de l'eau.

Vient ensuite le stade où la femelle se couche sur son flanc et roule sur elle-même autour du bassin afin d'exposer de biais et vers le haut son pore génital. Il n'est alors pas rare d'observer des convulsions et des spasmes rythmés lors de cette période critique du processus de ponte. L'atteinte de ce stade indique que la ponte aura certainement lieu à l'intérieur des huit prochaines heures. L'ouverture du pore génital se fait progressivement et des pertes de liquide ovarien sont parfois visibles aux alentours de la femelle. Il est nécessaire de procéder promptement à l'anesthésie de la génitrice lorsque le pore



10. L'ouverture du pore génital se fait progressivement et des pertes de liquide ovarien sont parfois visibles aux alentours de la femelle.

génital atteint un diamètre de 5 à 7 mm ou lorsque quelques œufs sont expulsés.

Phénomène de l'«overripening»

Une maturation ovarienne trop lente ou une ponte retardée indûment occasionnent des problèmes particuliers. Ce phénomène est souvent identifié comme étant de « l'overripening » c'est-à-dire «une surmaturation» des œufs non souhaitable. Lorsque l'on soupçonne des délais trop longs, il est généralement indiqué de tenter de provoquer la sortie des œufs des femelles démontrant une période de travail intensif de plus de trois heures (Falk-Petersen *et al.*, 1999). Après l'anesthésie de la femelle (voir détails plus loin), la ponte est provoquée en forçant modérément la sortie des œufs.



11. Femelle sur le point de pondre.

Liste des symptômes menant à la ponte

Note : Bien que l'ordre des symptômes puisse être légèrement différent selon les individus, la liste qui suit donne une idée relativement fiable des étapes que traverse une femelle jusqu'au dénouement de la ponte :

- Mise en stabulation;
- Augmentation de la rondeur, de la grosseur de la femelle;
- Diminution marquée de l'activité;
- Présence de flocons blancs au fond du bassin;
- Cessation presque totale du déplacement;
- La femelle arpente son bassin en ondulant et en se couchant sur le dos;
- Manifestation de spasmes réguliers chez la femelle et frétillement du bout de la queue;
- Ouverture du pore génital.

Anesthésie des géniteurs

Les géniteurs sont anesthésiés à l'aide d'une solution aqueuse de benzocaïne à raison de 50 mg par litre (Ethyl p-aminobenzoate; $\text{NH}_2\text{C}_6\text{H}_4\text{COOC}_2\text{H}_5$). Il est conseillé d'utiliser de l'éthanol pour dissoudre l'anesthésiant (concentration 70% : $\text{CH}_3\text{CH}_2\text{OH}$); il faut ajouter de l'éthanol dans la mesure où la benzocaïne n'est pas totalement dissoute. Il est conseillé de préparer la ou les solutions anesthésiantes à l'avance puisque l'on procède souvent rapidement à l'anesthésie lorsqu'une femelle est prête. Dans le cas des femelles isolées, la solution est alors déversée directement dans le bassin de stabulation après avoir fermé l'arrivée d'eau neuve. Un léger bullage assurera une concentration optimale en oxygène dissous durant l'opération tout en permettant une meilleure dispersion de l'anesthésiant. Les mâles sont capturés dans les bassins stocks et anesthésiés dans des bacs isothermiques approvisionnés en oxygène.

Les opérateurs veilleront à ce que l'aire de fraie et les instruments devant être utilisés soient toujours propres et désinfectés. Après l'anesthésie (5 à 10 minutes d'immersion selon l'individu), le poisson est délicatement sorti du bassin anesthésiant, la zone génitale bien rincée à l'eau neuve salée pour enlever toute trace d'anesthésiant qui pourrait contaminer les œufs et transporté jusqu'à la table réservée aux opérations d'extraction des œufs.

Lors de l'anesthésie

- Les femelles ayant commencé à pondre dans le bassin doivent être manipulées très délicatement. Il est préférable de rapprocher le contenant devant contenir les œufs puisqu'il arrive parfois que ces femelles pondent d'elles-mêmes dès leur sortie de l'eau;
- Toujours garder à l'idée que les œufs expulsés dans l'eau sont inutilisables et ne pourront être fécondés par la suite;
- Toujours vérifier que le poisson est convenablement anesthésié en appliquant une légère pression sur les parois de la queue de l'animal. La moindre réaction indique que l'anesthésie n'a pas encore atteint son plein pouvoir. Le mouvement des arcs branchiaux décélère graduellement jusqu'à l'apaisement complet de la génitrice.

Conseils techniques

- Les manipulations doivent toujours être réalisées de façon à ce que le mucus recouvrant le poisson soit affecté le moins possible. Une serviette humide doit être placée sur une surface de travail stable de façon à y déposer le poisson et l'empêcher de glisser. Le fait de recouvrir la tête de la femelle réduit considérablement le stress.
- Il est préférable d'utiliser une table de ponte qui présente un bac intégré amovible pour la récolte des œufs afin qu'une personne seule puisse réaliser les différentes manipulations. Sa facilité d'opération et son ergonomie favorisent une extraction rapide des œufs ou du sperme.

Extraction des produits sexuels

L'extraction des produits sexuels est semblable aux opérations effectuées en salmoniculture. Deux opérateurs sont nécessaires pour réaliser convenablement les opérations de fraie. Il ne faut jamais tenter de manipuler un géniteur non anesthésié. Il est important de bien égoutter les individus et de nettoyer la région urogénitale à l'aide d'eau neuve salée puisque la présence d'anesthésiant affecte la qualité des produits sexuels (les œufs ainsi que le sperme). L'extraction du sperme s'effectue par une pression abdominale avec des gestes d'avant en arrière sur la zone génitale tandis qu'une pression négative est créée avec une pipette tronquée appliquée sur la papille urogénitale du mâle. Les œufs sont expulsés des femelles par une pression latéro-ventrale d'avant en arrière.



12. Pipette tronquée utilisée pour l'extraction du sperme.



13. Œufs du loup de mer.

Extraction des œufs

Il faut commencer l'extraction des œufs dans la région de la papille urogénitale. Il est possible qu'une pression supplémentaire soit nécessaire afin d'initier la fraie puisque certaines femelles présentent un bouchon retenant les œufs. Il faut répéter les mouvements de façon régulière sans exercer une trop forte pression sur les organes internes de l'animal. Il est important que les géniteurs soient en période de jeûne durant cette période pour éviter que les manipulations n'entraînent des blessures internes (causées par exosquelettes d'oursins et de crabes, par exemple). Le nombre de mouvements nécessaires à pratiquer dépend de la quantité d'œufs à extraire. Les œufs et le liquide ovarien doivent passer de la femelle au contenant le plus délicatement possible. Il est important de maintenir fermement la femelle puisque cette dernière devient difficilement manipulable à mesure qu'elle se vide de ses œufs.

Une ponte produit habituellement de un à quatre litres d'œufs, mais il n'est pas rare d'observer des femelles présentant des volumes de ponte plus importants. Il est donc recommandé d'utiliser un ou plusieurs contenants circulaires stériles d'au moins cinq litres pour recevoir la masse d'œufs devant éventuellement être fertilisés par différents mâles. Il est utile de graduer l'extérieur du ou des contenants de ponte à l'aide d'un crayon indélébile pour obtenir une lecture rapide du volume d'œufs. Les œufs doivent être rapidement remis à une température de 4 ° C et à l'obscurité après leur extraction.

Il est important de noter le volume de la ponte et de conserver quelques œufs afin d'en déterminer le diamètre moyen. Cette information permet éventuellement d'évaluer le nombre total d'œufs pondus à l'aide de la technique de Von Bayer (Anonyme, 1996).

Les œufs du loup de mer peuvent être remisés pour une période de temps pouvant aller jusqu'à 13 heures depuis la ponte jusqu'au moment de leur fertilisation. Les œufs doivent toutefois reposer pour un minimum de 30 à 60 minutes avant leur fertilisation. Rappelons que les œufs doivent constamment être protégés de la lumière et demeurer à une température constante de 4 °C (par l'utilisation de glace ou d'une chambre réfrigérée).

Extraction du sperme

Les mâles devant être utilisés pour la fertilisation des œufs demeurent dans le bassin des géniteurs jusqu'au moment de l'extraction du sperme, soit au moins 30 minutes à quelques heures après la ponte de la femelle. Il est préférable de sélectionner les individus ayant préalablement démontré une qualité de sperme élevée (super-mâles) puisque cela réduit considérablement les manipulations menant à l'obtention d'une quantité suffisante de sperme.

Les échantillons de sperme devant fertiliser les œufs sont recueillis sur des spécimens préalablement anesthésiés. L'anesthésie des mâles est souvent pratiquée dans des bacs isothermiques de 0,3 m³ dans lesquels deux à trois mâles peuvent être anesthésiés en même temps.

Le vide créé lors de l'apposition de la pipette de transfert tronquée sur la papille génitale force le sperme à s'y réfugier à mesure qu'il est extrait de l'animal. Il faut prendre garde à ce que les éjaculats ne soient pas contaminés par de l'urine, des matières fécales ou de la benzocaïne puisqu'il est possible que cela affecte la motilité des spermatozoïdes.



14. Pipette tronquée apposée sur la papille génitale du mâle facilitant la récolte de la semence.

Les prélèvements de sperme doivent constamment être protégés de la lumière et demeurer à une température constante de 4 °C. Pour cette raison, les pipettes sont habituellement remises à l'obscurité sur de la glace au fur et à mesure des manipulations pratiquées sur les mâles. D'autres mâles sont mis sous anesthésie dans l'éventualité où les mâles anesthésiés ne procurent pas de quantités suffisantes de sperme ou que la qualité est douteuse (faible motilité, présence de cristaux).



15. Il est important de conserver les échantillons de sperme à basse température.

Conseil technique

Une période de repos de deux semaines est conseillée entre chacune des extractions pratiquées sur un mâle donné. Cette période de temps permet l'accumulation d'un volume de sperme intéressant, favorise le développement d'une composition optimale du liquide séminal et encourage une motilité et un nombre élevé de spermatozoïdes.

Opérations suivant l'extraction des produits sexuels

Les mâles et les femelles sont mis à l'écart après avoir été manipulés. Un bac isothermique contenant de l'eau propre est souvent utilisé afin de les surveiller lors de leur réveil jusqu'à leur réintroduction dans le bassin des géniteurs. Cette période de temps est nécessaire pour s'assurer du bien-être des géniteurs et de la cessation des effets de l'anesthésie. Un léger bullage d'oxygène est conseillé. Il est possible d'accélérer le processus de réanimation des géniteurs en les saisissant délicatement par la queue et en les déplaçant délicatement d'avant en arrière pour favoriser l'apport en eau oxygénée aux branchies.

Il est conseillé de tamiser les œufs avant leur fertilisation pour réduire la quantité de liquide ovarien dans le volume d'œufs. Cette opération doit être réalisée dans l'obscurité et à 4 °C. L'utilisation d'une petite lampe frontale recouverte d'un filtre translucide rouge est permise. Il semblerait qu'une quantité trop importante de liquide ovarien réduise la motilité des spermatozoïdes lors de la fertilisation. Toutefois, il faut porter attention à ce que le volume de liquide ovarien retrouvé dans les œufs recouvre encore ces derniers après leur tamisage. Le reste du liquide ovarien est retiré juste avant l'introduction des œufs dans l'incubateur (Moksness et Pavlov, 1996).

Caractérisation des produits sexuels

Il est important que le producteur évalue qualitativement les produits sexuels lors des opérations de fraie. Cette évaluation permet des constats intéressants quant aux géniteurs eux-mêmes, mais aussi sur la maturation sexuelle de ces derniers ainsi que sur la pertinence de l'utilisation de leurs semences.

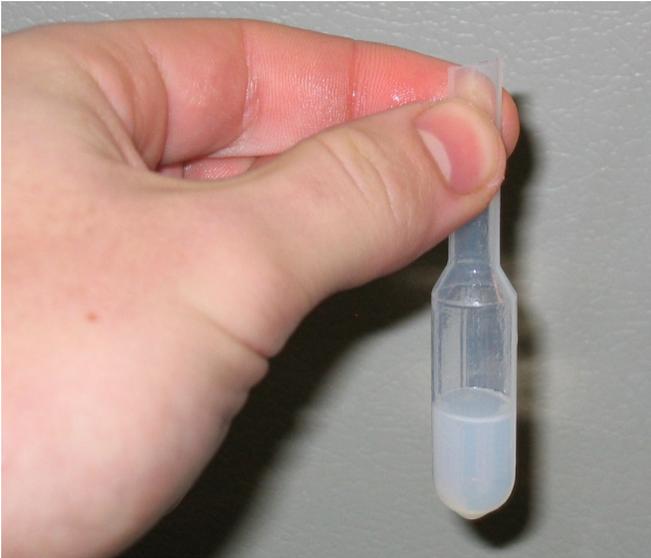
La caractérisation des œufs

La qualité des œufs peut être grossièrement évaluée selon leur couleur, leur apparence ou leur fermeté tandis que le liquide ovarien peut l'être quant à son volume et à sa densité. Soulignons que l'évaluation de la masse totale du volume de ponte, du diamètre moyen des œufs et de leur nombre représentent déjà un bon exercice.

La caractérisation du sperme

La qualité d'un échantillon de sperme se définit habituellement par son volume, sa couleur ainsi que sa densité. On utilise en général deux méthodes d'évaluation de la qualité d'un échantillon. La méthode quantitative correspond au calcul du spermocrite (% spermatozoïdes) après centrifugation à 10 000 rpm (Suquet *et al.*, 2005), couplé à l'évaluation qualitative au cours de laquelle les échantillons de sperme sont évalués selon un critère de volume (V) et de qualité (Q). Le volume et la qualité du sperme d'un mâle sont cotés en fonction des lettres A, B et C.

- La cote A répond à un volume important ainsi qu'à une qualité supérieure de sperme (couleur laiteuse et bonne densité ou opacité) correspondant à la cote QA. Un échantillon remplissant trois pipettes tronquées ou plus d'un sperme de qualité correspond à la cote VA.
- La cote B correspond à un volume moyen ou à une qualité moyenne de sperme (le sperme est alors grisâtre et peut aussi sembler être dilué comparativement à du sperme de cote A) (QB). Un échantillon de catégorie B correspond à un volume de une à deux pipettes tronquées (VB).



16. Échantillon de sperme.

- La cote C renvoie à un volume peu important et à un échantillon de sperme de piètre qualité. La cote C est automatiquement attribuée lorsqu'on soupçonne que du sperme contient de l'urine ou des matières fécales. Les échantillons ayant la cote C sont utilisés lorsque très peu de sperme a été recueilli.

Ainsi, à titre d'exemple, la cote VA-QC renvoie à un mâle dont les échantillons de sperme ont un volume important, mais de piètre qualité. Une cote VB-QB représente quant à elle un mâle ayant donné des échantillons de volume et de qualité moyenne. La cote V0-Q0 peut être utilisée lorsqu'un géniteur a été manipulé et qu'aucun échantillon de sperme n'a été obtenu. Une évaluation rapide des échantillons de sperme est réalisée à mesure que celui-ci est extrait des individus. L'observateur détermine ensuite une valeur qualitative moyenne du volume et de qualité du sperme provenant du même individu lors d'un épisode de fraie donné. Il est important que ce soit la même personne qui évalue les différents échantillons afin de réduire la variabilité pouvant être induite par la subjectivité des différents observateurs.

- Il est préférable de procéder à l'évaluation de la motilité des spermatozoïdes par l'utilisation d'un microscope avant la fécondation des œufs puisque ce paramètre est critique. L'éleveur devra porter une attention particulière aux échantillons favorisant une fertilisation optimale des œufs (volume, couleur, densité, apparence, etc.).
- Les échantillons de sperme doivent être équitablement séparés, c'est-à-dire selon leur volume et leur qualité respectifs, dans l'éventualité où plus d'un volume d'œufs doit être fertilisé.
- Il est préférable de fertiliser les œufs avec la semence d'au moins trois mâles pour maximiser le succès de fertilisation.

Fertilisation des œufs

Les contenants d'œufs sont délicatement manipulés et les éjaculats y sont déversés. La quantité de sperme nécessaire à la fécondation des œufs de loup de mer n'ayant pas encore été

déterminée, il est conseillé d'utiliser une quantité de sperme relativement importante pour chacun des volumes d'œufs obtenus (Tveiten et Johnsen, 1999). Il est recommandé de rincer les pipettes ayant contenu les éjaculats avec du liquide ovarien afin de retirer le maximum de sperme possible.

Les produits sexuels sont mélangés manuellement de façon à uniformiser la fertilisation. Une plume stérile comme celle utilisée lors de la fertilisation des œufs de salmonidés peut aussi être utilisée. Peu importe la technique utilisée, il est essentiel d'utiliser des gants de latex stériles non poudreux afin de ne pas contaminer les produits sexuels. Le mélange uniforme des gamètes doit être pratiqué délicatement. La clé du succès de fertilisation chez cette espèce à fécondation interne est le temps de contact prolongé entre les produits sexuels.

Les produits sexuels doivent être brassés délicatement à toutes les demi-heures durant deux heures pour ensuite l'être de nouveau à toutes les heures durant deux autres heures. Les œufs sont ensuite laissés au repos pour une période de deux heures puis mélangés de nouveau avant d'être mis en incubation.

Ces manipulations assurent une fertilisation optimale des œufs et permettent de contourner le phénomène d'adhésion des œufs. Il est important de noter l'identification des différents géniteurs utilisés lors de la production d'une famille. Cette précaution facilite la gestion des activités d'alevinage et permet de retracer les parents.

Évaluation du pourcentage de fertilisation des œufs

L'évaluation du pourcentage de fertilisation correspond au nombre d'œufs démontrant des signes de division cellulaire sur le nombre d'œufs prélevés. Le pourcentage de fertilisation des œufs peut être obtenu en prélevant quelques œufs à l'intérieur de l'incubateur peu avant la 48^e heure d'incubation. L'utilisation d'un binoculaire permettant un grossissement de 16X est nécessaire. Au moins 30 œufs doivent être prélevés afin que le pourcentage obtenu soit représentatif du degré de fertilisation de l'ensemble des œufs. Il est recommandé d'éliminer les œufs démontrant un faible taux de fertilisation (0 à 10%) compte tenu du temps considérable attribuable au piquage et à la gestion des œufs pendant la longue période d'incubation (Falk-Petersen *et al.*, 1999).

Incubation des œufs

L'aire d'incubation doit être isolée du reste des infrastructures aquacoles de façon à ce que les œufs soient dans l'obscurité et à l'abri des autres activités courantes. Deux types d'incubateurs sont utilisés :

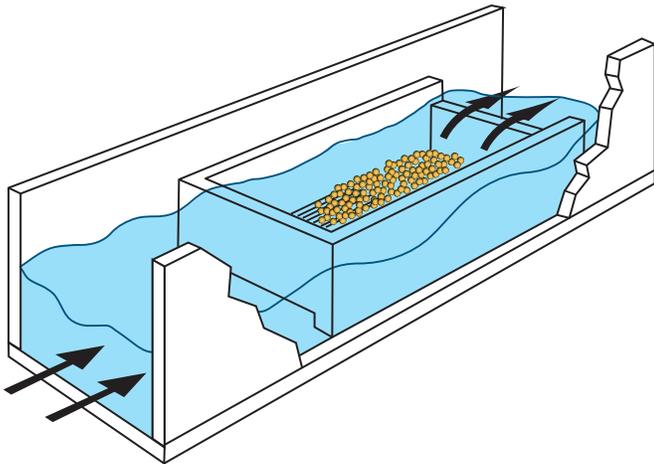


Incubateurs verticaux à tiroir (Heath tray)

Les tiroirs doivent être convenablement désinfectés avant l'introduction des œufs. Les œufs sont introduits dans les incubateurs à raison de 4 000 à 6 000 œufs par tiroir ou une moyenne de deux tiroirs par femelle. Les œufs sont étalés délicatement sur l'ensemble de la surface de chacun des tiroirs en veillant à ce que chacun des œufs soit séparé autant que possible de ses voisins. L'usage de gants de latex non poudreux stériles est recommandé.

Panier d'incubation avec courant ascendant (upwelling)

Une autre technique d'incubation consiste en l'utilisation d'auges avec des paniers suspendus dans lesquels les œufs sont déposés. Ces paniers sont configurés de telle sorte que l'eau arrive sous les œufs (effet d'upwelling) et ressort par le



17. Incubateur de type californien (upwelling) (Morin, 1996)

haut du côté opposé. Ce type d'incubateur est souvent désigné sous le vocable d' « incubateur californien ». Le nombre d'œufs introduit est semblable aux incubateurs verticaux à tiroir et ils sont disposés de la même façon.

Il est conseillé de prévoir un léger bullage d'appoint à l'arrière de chacun des tiroirs dans le cas des incubateurs verticaux ou au début des auges afin d'optimiser l'oxygénation et un léger brassage de l'eau d'incubation. Un débit trop important est défavorable au développement normal des œufs puisque les légers chocs mécaniques encourus perturbent le développement de l'embryon.

La période d'incubation des œufs de loups de mer est très longue. Par contre, les larves écloses sont de très grande taille. Cette caractéristique rend particulièrement vulnérables les œufs à l'attaque bactérienne, à la prolifération de paramécies, au dépôt de vase et autres débris qui viendront limiter les chances de survie des œufs en incubation. Des traitements de désinfection fréquents et un traitement préalable de l'eau (filtration, ultraviolet) sont recommandés. Les chocs mécaniques et les variations brusques de température sont eux aussi néfastes pour les œufs et favorisent l'éclosion hâtive de ces derniers (Pavlov et Moksness, 1993; Andreassen, 2000; Hansen et Falk-Petersen, 2001a).

Les œufs doivent être inspectés à l'intérieur des 48 premières heures après leur fertilisation afin de retirer les œufs morts ou moribonds pour contrer le développement de mycètes



18. La filtration de l'eau d'incubation est réalisée à 25 et à 10 μm au CAMGR; elle est couplée à une stérilisation U.V. de 240 $\mu\text{Ws}/\text{cm}^2$.

Conseils techniques

La température optimale d'incubation est de 5 à 6 °C pour un total de 1 000 degrés-jours.

Le taux de survie des œufs en incubation est supérieur lorsque la température est de 6 °C comparativement à ceux conservés à 4 ou 8 °C (Hansen et Falk-Petersen, 2001b).

Une diminution progressive de la température d'incubation de 7 à 3 °C avant la période d'éclosion semble favoriser un meilleur taux de survie (Hansen et Falk-Petersen, 2001b).

Pour l'incubation

- Il est avisé de disposer les œufs d'une femelle dans plus d'un incubateur. Cette précaution réduit le risque de perdre un nombre important d'œufs s'il survient un développement important de mycètes ou lors d'un bris d'équipement.
- Les œufs ne doivent pas être manipulés ni perturbés pour la période débutant 48 heures après leur fertilisation jusqu'à l'atteinte du stade œillé (ou œuf embryonné à 29 % de développement), soit environ après 45 jours d'incubation ou 275 degrés-jours à 6 °C.
- L'excédent de liquide ovarien retrouvé dans les tiroirs doit être retiré après les six premières heures d'incubation en vidant les tiroirs. La présence d'un excédent de liquide ovarien affecte aussi le clivage cellulaire des œufs (embryogenèse); ce phénomène débute justement six heures après la fertilisation (Falk-Petersen et Hansen, 2003). Les opérations doivent être réalisées le plus délicatement possible et les œufs doivent être rapidement remis en incubation. Cette précaution améliore aussi l'oxygénation des œufs et facilite la séparation d'éventuelles masses d'œufs. Il est d'ailleurs recommandé de profiter de cette manœuvre initiale pour séparer manuellement les masses d'œufs restantes.

(*Saprolegnia* sp.) et la multiplication bactérienne. L'inspection des œufs est facilitée lorsque ceux-ci sont bien séparés les uns des autres, d'où l'importance de retirer convenablement l'excédent de liquide ovarien à la 6^e heure d'incubation et d'assurer une densité optimale d'incubation lors de l'introduction des œufs dans les tiroirs. Les œufs indésirables sont habituellement retirés des tiroirs à l'aide d'un siphon ou d'une poire manuelle.

Les œufs peuvent être désinfectés tout au long de la période d'incubation. Ils sont désinfectés au glutaraldéhyde (1,5-Pentanedial ; C₅H₈O₂) à une concentration de 15 ppm pendant cinq minutes. La fréquence est de deux fois par mois durant le premier tiers de la période d'incubation (Hansen et Falk-Petersen, 2001b), puis une fois par mois au deuxième tiers. Pour la dernière partie de l'incubation, la fréquence de désinfection devrait être limitée au maximum. Par contre, de nouveaux composés moins toxiques sont préconisés pour le traitement des œufs, mais les protocoles doivent être développés (Perosan® ou Citrox®).

Évaluation du taux de survie à l'incubation

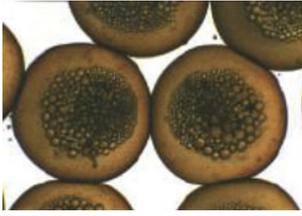
Le taux de survie à l'incubation est évalué selon le nombre d'œufs ayant été mis en incubation par rapport au nombre d'alevins à l'éclosion. Le taux de survie est habituellement exprimé sous la forme d'un pourcentage. Le taux de survie à l'incubation habituellement acceptable est de l'ordre de 40 % mais ce taux varie largement en fonction de la qualité des œufs (0 à 90 %). (Inger Andreassen, comm. pers.)

Les alevins du loup tacheté ont une taille variant entre 19 et 25 mm de longueur et pèsent généralement entre 80 et 110 mg (poids humide) (Falk-Petersen et Hansen, 2003; Falk-Petersen *et al.*, 1999). Les loups fraîchement éclos, possèdent une petite réserve vitelline, nagent activement et sont attirés par la lumière.

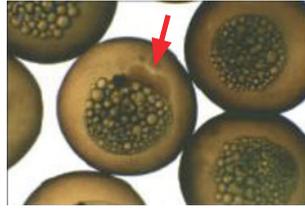
Embryogenèse du loup tacheté

Fin du premier clivage cellulaire	Environ 11 heures
Début de la gastrulation (invagination de la masse cellulaire)	Environ 5 jours plus tard
Embryon visible	Après le 12 ^e jour
Premiers mouvements	Après la 3 ^e semaine
Principaux organes visibles	Après la 4 ^e semaine
Pigmentation des yeux et début de la circulation sanguine	Après la 5 ^e semaine
Pigmentation abdominale et apparition des rayons des nageoires	Après la 9 ^e semaine
Éclosion	À partir de la 16 ^e ou de la 17 ^e semaine durant une période d'environ deux semaines (selon la température d'incubation)

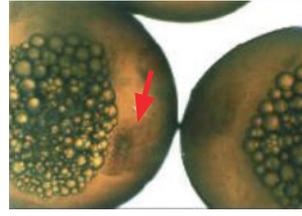
Le développement embryonnaire du loup tacheté à 8 °C



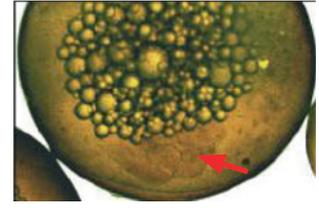
1. œufs non fertilisés



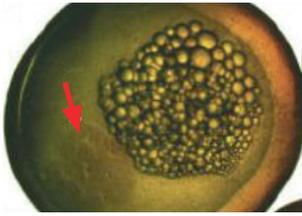
2. stade 2 cellules (12 h), la flèche désigne les blastomères



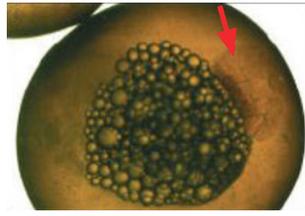
3. stade 4 cellules (18h), la flèche désigne les blastomères



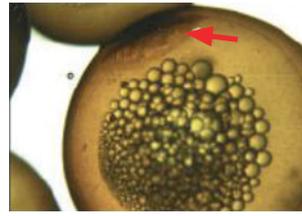
4. stade 8 cellules (22 h), la flèche désigne les blastomères



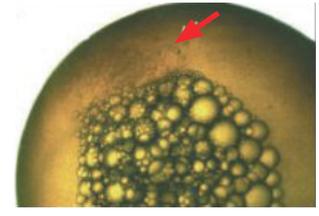
5. stade 16 cellules (27 h), la flèche désigne les blastomères



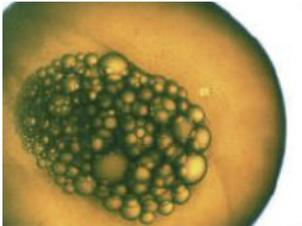
6. stade 32 cellules (32 h), la flèche désigne les blastomères



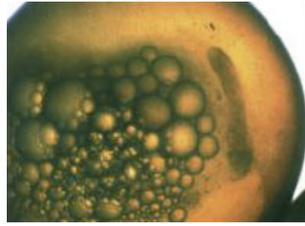
7. stade 64 cellules (37 h), la flèche désigne les blastomères



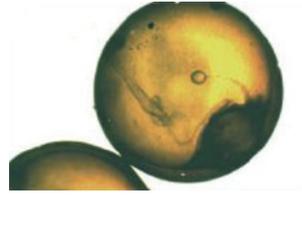
8. stade 128 cellules (46 h), la flèche désigne les blastomères



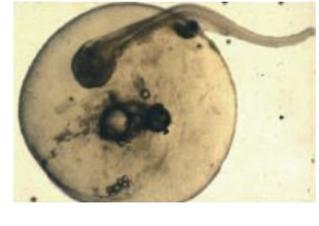
9. début de la gastrulation, 1/3 épibole (8,5 jours, 70 degrés-jours)



10. fin de la gastrulation, 4/5 épibole (11,1 jours, 90 degrés-jours)



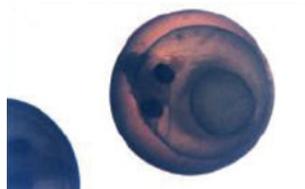
11. embryon 3,8 mm (19 jours, 152 degrés-jours)



12. embryon 6,8 mm (26 jours, 208 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée



13. embryon 8,0 mm (30 jours, 240 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée



14. embryon 11,0 mm (44 jours, 352 degrés-jours)



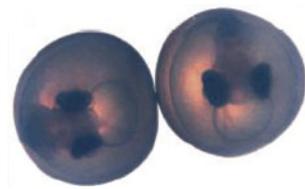
15. idem à 14 + capsule de l'œuf enlevée



16. embryon 13,0 mm (54 jours, 416 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée



17. idem à 16, demi-corps avec intestin



18. embryon 14,0 mm (56,2 jours, 450 degrés-jours)



19. idem à 18, capsule de l'œuf enlevée



20. embryon 16,0 mm (65 jours, 520 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée.



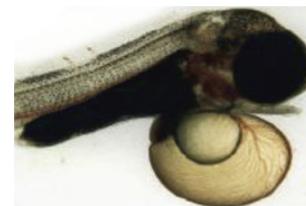
21. embryon 18,0 mm (79 jours, 632 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée



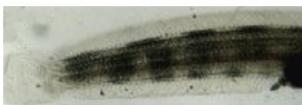
22. embryon 20,0 mm (91 jours, 728 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée



23. embryon 21,0 mm (100 jours, 800 degrés-jours), capsule de l'œuf enlevée d'un œuf



24. embryon 21,0 mm (100 jours, 800 degrés-jours), éclosion prématurée du même groupe qu'en 23



25. idem à 24, partie postérieure du corps



26. embryon éclos de 23 mm (120 jours, 960 degrés-jours)



27. embryon éclos de 24 mm fixé (124 jours, 976 degrés-jours)

Informations et photos adaptées de Falk-Petersen et Hansen, 2003.

Conclusion

Cet ouvrage a présenté les plus récents développements et les techniques en relation avec les opérations de reproduction du loup tacheté. Il s'inspire en grande partie de l'expérience commerciale norvégienne et des travaux en recherche-développement norvégiens, islandais et québécois.

Remerciements

Les auteurs de ce guide tiennent à remercier le D^r Inger-Britt Falk-Petersen (Université de Tromsø), le D^r Helge Tveiten (Fiskeriforskning, Tromsø) et Inger Andreassen (Troms Steinbit A/S) pour leur précieuse collaboration à la mise à jour des informations zootechniques relatives à l'activité d'élevage du loup tacheté. De ce côté-ci de l'Atlantique, nous tenons à remercier Simona Motnikar et Richard Morin du ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation et Ariane Savoie de l'Université du Québec à Rimouski pour la révision scientifique du document ainsi que le bureau d'édition de la DIT et Karine Bisson pour la révision linguistique.

Références bibliographiques

Andreassen, I. 2000. Effects of mechanical strain on eggs of spotted wolffish *Anarhichas minor* (Olafsen) and common wolffish *Anarhichas lupus* L. Cand. Scient. Thesis, Norwegian College of Fishery Science, University of Tromsø, Norway.

Bromage, N. 1995. Broodstock management and seed quality-General considerations. In: Broodstock Management and egg and larval quality. Blackwell Science Publ., UK pp.1-24.

Ditlecadet, D., F. Dufresne, N.R. Le François, P.U. Blier. 2006. Applying microsatellites in two commercial strains of Arctic charr (*Salvelinus alpinus*): potential for a selective breeding program. *Aquaculture*. 257 : 37-43

Falk-Petersen, I. B., T. K. Hansen. 2003. Early ontogeny of the spotted wolffish (*Anarhichas minor* Olafsen). *Aquacult. Res.* 34 : 1059-1067.

Falk-Petersen, I. B., T. K. Hansen, R. Fieler, L. M. Sunde. 1999. Cultivation of the spotted wolffish *Anarhichas minor* (Olafsen) – a new candidate for cold-water fish farming. *Aquacult. Res.* 30 : 711-718.

Foss, A., A. K. Imsland, I. B. Falk-Petersen, V. Oiestad. 2004. A review of the culture potential of spotted wolffish *Anarhichas minor* Olafsen. *Rev. Fish Biol. Fish.* 14 : 277-294.

Hansen, T. K., I. B. Falk-Petersen. 2001a. The influence of rearing temperature on early development and growth of spotted wolffish *Anarhichas minor* (Olafsen). *Aquacult. Res.* 32 : 369-378.

Hansen, T. K., I. B. Falk-Petersen. 2001b. Effects of egg disinfection and incubation temperature on early life stages of spotted wolffish. *Aquacult. Int.* 9 : 333-344.

Ingilæ, M., J. A. Arnesen, V. Lund, G. Eggset. 2000. Vaccination of Atlantic halibut, *Hippoglossus hippoglossus* L., and spotted wolffish, *Anarhichas minor* L., against atypical *Aeromonas salmonicida*. *Aquaculture* 183 : 31-44.

Johannessen, T., J. Gjøsther, E. Moksness. 1993. Reproduction, spawning behaviour and captive breeding of the common wolffish *Anarhichas lupus* L. *Aquaculture* 115 : 41-51.

Johansen, R., M. Amundsen, B.H. Dannevig, A.I. Sommer. 2003. Acute and persistent experimental nodavirus infection in spotted wolffish *Anarhichas minor*. *Dis. Aquat. Org.* 57 : 35-41.

Kime, D. E., H. Tveiten. 2002. Unusual motility characteristics of sperm of spotted wolffish. *J. Fish. Biol.* 61 : 1549-1559.

Lafrance, P., M. Castonguay, D. Chabot, C. Audet. 2005. Ontogenetic changes in temperature preference of Atlantic cod. *J. Fish Biol.* 66: 553-567.

Le François, N. R., H. Lemieux, P. U. Blier. 2002. Biological and technical evaluation of the potential of marine and anadromous fish species for cold-water mariculture. *Aquacult. Res.* 33 : 95-108.

Le François, N. R., S. G. Lamarre, P. U. Blier. 2003. La cryoconservation du sperme de loup de mer : recherche d'un médium de conservation efficace et évaluation de la qualité du sperme après décongélation. Dans : *Activités 2001-2002. Direction de l'innovation et des technologies. MAPAQ*, pp. 55-56.

Le François, N. R., S. G. Lamarre, P. U. Blier. 2004. Tolerance, growth and haloplasticity of the Atlantic wolffish (*Anarhichas lupus*) exposed to various salinities. *Aquaculture* 236 : 659-675.

Lund, V., J. A. Arnesen, G. Eggset. 2002. Vaccine development for atypical furunculosis in spotted wolffish *Anarhichas minor* O.: comparison of efficacy of vaccines containing different strains of atypical *Aeromonas salmonicida*. *Aquaculture* 204 : 33-44.

Lund, V., S. Espelid, H. Mikkelsen. 2003. Vaccine efficacy in spotted wolffish *Anarhichas minor*: relationship to molecular variation in A-layer protein of atypical *Aeromonas salmonicida*. *Dis. Aquat. Org.* 56 : 34-42.

Morin, R. 1996. Élevage des salmonidés, Fascicule 3 : Reproduction, incubation et alevinage. Gouvernement du Québec, Ministère de l'Agriculture, des Pêcheries et de l'Alimentation du Québec, 67 p.

Moksness, E. 1994. Growth rates of the common wolffish, *Anarhichas lupus* L., and spotted wolffish, *A. minor* Olafsen, in captivity. *Aquacult. Fish. Manag.* 25 : 363-371.

Moksness, E., D. A. Pavlov. 1996. Management by life cycle of wolffish, *Anarhichas lupus*, a new species for cold-water aquaculture: a technical paper. *Aquacult. Res.* 27:865-883.

Pavlov, D. A. 1994. Fertilization in the wolffish, *Anarhichas lupus*: external or internal ? *J. Ichthyol.* 34 : 140-151.

Pavlov, D. A., E. Moksness. 1993. Bacterial destruction of the egg shell of common wolffish during incubation. *Aquacult. Int.* 1 : 178-186.

Shevelev, M. S. 1995. Regularities of spotted wolffish (*Anarhichas minor* Olafsen) growth. International Council for the Exploration of the sea, Theme session on causes of observed variations in fish growth, CM 1995/P:11.

Sommer, A. I., M. Amundsen Strand, E. Rasmussen, S. Mennen. 2004. Susceptibility of spotted wolffish *Anarhichas minor* to experimental infection with nodavirus and infectious pancreatic necrosis virus. *Dis. Aquat. Org.* 59 : 101-108.

Suquet, M., C. Rouxel, J. Cosson, A. Severe, L. Quemener, C. Fauvel. 2005. Changes in Atlantic cod (*Gadus morhua*) sperm quality with time. Larvi '05-Fish and Shellfish Larviculture Symposium (C. I. Hendry, G. Van Stappen, M. Wille and P. Sorgeloos (Eds) European Aquaculture Society, Special Publication No. 36, Oostende, Belgium.

Timmons, M. B., J. M. Ebeling, F. W. Wheaton, S. T. Summerfelt, B. J. Vinci. 2002. Recirculating aquaculture systems. NRAC publ. No. 01-002, 769 pp.

Tveiten, H. 2002. Management of wolffish Broodstock. Dans : *Proceedings of a wolffish culture workshop. Wolffish culture: a productive partnership, Rimouski, QC, 3 et 4 Juin 2002. Aquac. Assoc. Can* 102-2: 25-28.

Tveiten, H., H. K. Johnsen. 1999. Temperature experienced during vitellogenesis influences ovarian maturation and the timing of final maturation in common wolffish (*Anarhichas lupus*). *J. Fish Biol.* 55 : 809-819

Tveiten, H., S. E. Solevag, H. K. Johnsen. 2001. Holding temperature during the breeding season influences final maturation and egg quality in common wolffish. *J. Fish. Biol.* 58 : 374-385.

Personnes-ressources

Québec

1. Nathalie Le François, Ph.D., Université du Québec à Rimouski/MAPAQ
Nathalie_Le-Francois@uqar.ca
2. Pierre Blier, Ph.D., Université du Québec à Rimouski
pierre_blier@uqar.ca
3. Robert Roy, Ph.D., Institut Maurice Lamontagne, Pêches et Océans Canada
RoyRo@dfo-mpo.gc.ca
4. Arianne Savoie, M.Sc., Université du Québec à Rimouski/MAPAQ
Arianne.savoie@partenaires.mapaq.gouv.qc.ca
5. Simon Lamarre, M.Sc., Université du Québec à Rimouski,
simon_lamarre@uqar.ca
6. Bruno Archer, M.Sc., Gestion de la faune et des ses habitats, Université du Québec à Rimouski
bruno.archer@uqar.ca

Terre-Neuve

1. Laura Halfyard, Ph.D., Marine Institute, Memorial University of Newfoundland
laura.halfyard@mi.mun.ca

Islande

1. Albert Imsland, Ph.D. Akvaplan-Niva AS, Islande
ai@akvaplan.niva.no

Norvège

1. Inger Andreassen, Troms Steinbit A/S, Norvège
i-andrea@online.no
2. Inger-Britt Falk-Petersen, Ph.D., Université de Tromsø
ingerf@nfh.uit.no
3. Helge Tveiten, Ph.D., Fiskeriforskning, Tromsø
helge.tveiten@fiskeriforskning.no
4. Atle Foss, Ph.D., Akvaplan-Niva AS, Bergen
af@akvaplan.niva.no
5. Lars Olav Sparboe, Akvaplan-Niva AS, Tromsø
Lars_Olav.Sparboe@akvaplan.niva.no

