



M I G A D O

Migrateurs Garonne Dordogne



MANUEL POUR L'ELEVAGE DE LARVES DE GRANDE ALOSE

Etude financée par :



David CLAVE

Décembre 2010

MI.GA.DO. 01D-11-RT



Produit dans le cadre du projet LIFE :

La réintroduction de l'alose (*Alosa alosa*) dans le système du Rhin

(LIFE06 NAT / D / 000005)

AVANT-PROPOS

Nous tenons à remercier toutes celles et tous ceux qui ont participé et contribué à la réalisation de ce projet.

SOMMAIRE

AVANT-PROPOS.....	1
TABLE DES ILLUSTRATIONS.....	3
INTRODUCTION.....	FEHLER! TEXTMARKE NICHT DEFINIERT.
STRUCTURES, DEMARCHE DE PRODUCTION ET RESULTATS.....	6
1 LOCALISATION GEOGRAPHIQUE.....	7
2 DESCRIPTION DES STRUCTURES DE PRODUCTION.....	8
2.1 LA PISCICULTURE DE BRUCH	8
2.2 LES SITES DE PIEGEAGE.....	9
2.2.1 Barrage hydroélectrique et franchissement.....	9
2.2.2 Suivi de la migration.....	11
2.2.3 Piégeage.....	12
2.3 TRANSPORT DES GENITEURS.	13
2.4 REPRODUCTION DES GENITEURS	14
2.5 ECLOSERIE.....	16
2.5.1 Dispositif d'approvisionnement en eau de l'écloserie et des bacs d'élevage.	16
2.5.2 Dispositif d'incubation des œufs.....	18
2.5.3 Dispositif pour l'éclosion des œufs.....	20
2.5.4 Structure d'élevage.....	21
2.5.5 Production des proies vivantes.....	23
2.6 TRANSPORT DES LARVES.....	24
2.7 PROPHYLAXIE.	24
2.8 SYNTHESE DES PARAMETRES D'ELEVAGE.	25
2.9 GENERALITES	26
2.10 PIEGEAGE.....	26
2.11 LA MANIPULATION DES GENITEURS.....	27
2.12 LA PRODUCTION D'ŒUFS.....	28
2.12.1 Induction hormonale.....	28
2.12.2 Ponte.....	30
2.13 INCUBATION DES ŒUFS	31
2.13.1 Généralités.....	31
2.13.2 Mise en incubateur.....	31
2.13.3 Déroulement de l'incubation	33
2.13.4 Eclosion	34
2.14 ELEVAGE LARVAIRE.....	36
2.14.1 Alimentation.....	36
2.14.2 Prophylaxie.....	37
2.15 TRANSPORT DES LARVES.....	37
3 PRINCIPAUX RESULTATS	39
3.1 TRANSPORT.....	39
3.2 PONTES ET INCUBATION DES ŒUFS	39
3.3 ECLOSION	41
3.4 ELEVAGE	41
3.4.1 Mortalité.....	41
3.4.2 Taille.....	42
CONCLUSION.....	43
BIBLIOGRAPHIE.....	44
ANNEXES	46

TABLE DES ILLUSTRATIONS

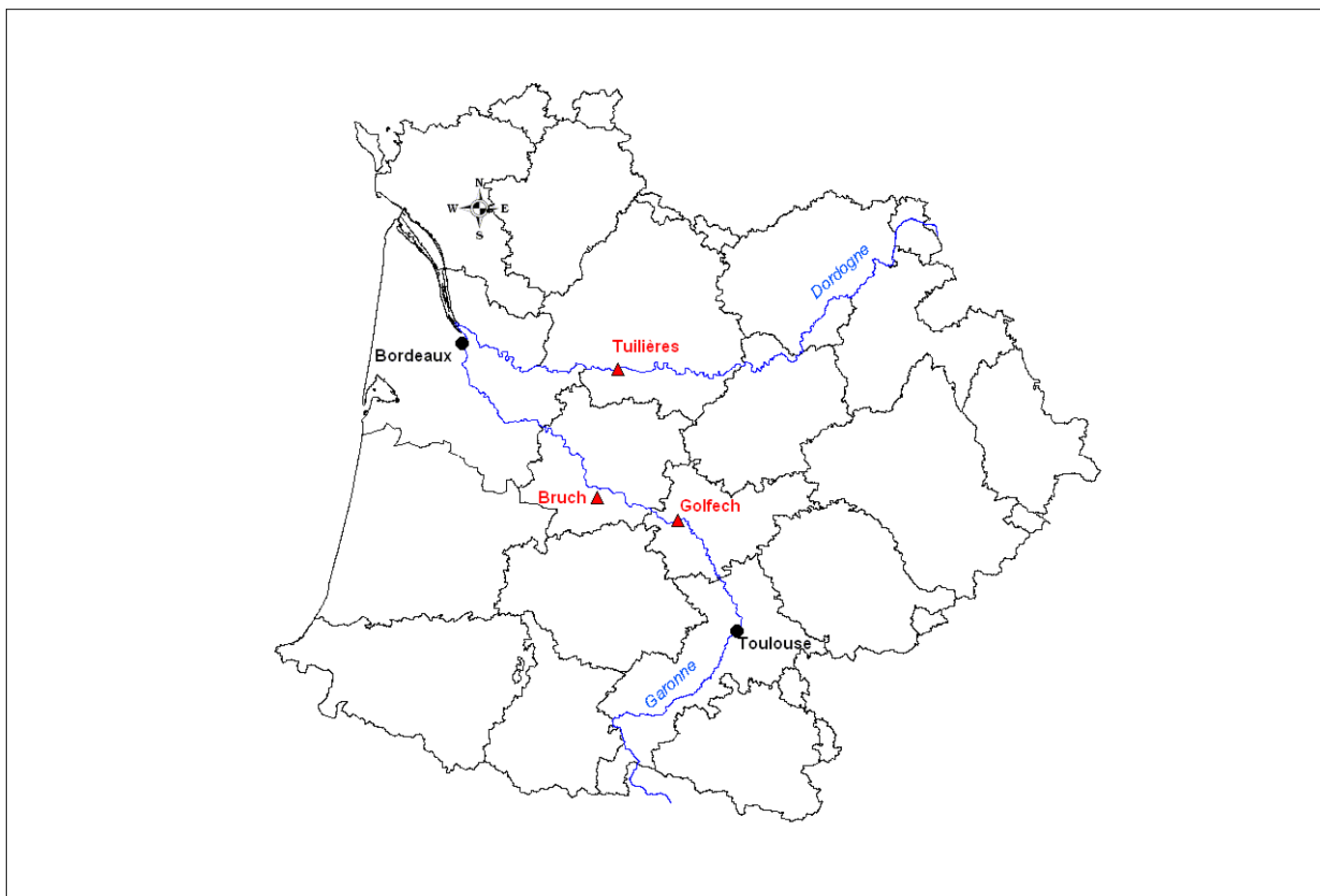
CARTE 1 : LOCALISATION GEOGRAPHIQUE DU SITE DE PRODUCTION (BRUCH) ET DES SITES DE PIEGEAGE (TUILIERES ET GOLFECH)	7
PHOTOGRAPHIE 1 : LOCAL DE PRODUCTION AVANT ET APRES L'AMENAGEMENT DU SITE POUR LA PISCICULTURE D'ALLOSES (AMENAGEMENT PRIS EN CHARGE PAR LA FDAAPPMA 47)	8
FIGURE 1 : SCHEMA DU LOCAL DE PRODUCTION, UTILISATION DE L'ESPACE.....	9
FIGURE 2 : EXEMPLE DU BARRAGE DE TUILIERES SUR LA DORDOGNE (SOURCE EDF)	10
FIGURE 3 : A GAUCHE FONCTIONNEMENT DE L'ENTREE DE L'ASCENSEUR, A DROITE FONCTIONNEMENT DE L'ASCENSEUR (SOURCE EDF).....	10
FIGURE 4 : A GAUCHE, PRINCIPE DE FONCTIONNEMENT DU SUIVI DES MIGRATIONS PAR VIDEO ; A DROITE, ECRAN DE CONTROLE.....	11
FIGURE 5 : PLAN DE LA CAGE MOBILE.....	12
PHOTOGRAPHIE 2 : VIDANGE DE LA CAGE DE PIEGEAGE	12
PHOTOGRAPHIE 3 : BASSIN DE STOCKAGE DES GENITEURS A GOLFECH	13
PHOTOGRAPHIE 4 : CUVE DE TRANSPORT VUE DE DESSUS (DIAMETRE 1,5M)	13
PHOTOGRAPHIE 5 : CUVE DE TRANSPORT DISPOSEE SUR LE CAMION AVEC SON EQUIPEMENT	14
FIGURE 6 : SCHEMA DE PRINCIPE DU DISPOSITIF DE PONTE ET DE RECOLTE DES ŒUFS	14
PHOTOGRAPHIE 6 : SYSTEME D'OXYGENATION ET D'EVACUATION DU BAC DE PONTE.....	15
PHOTOGRAPHIE 7 : BAC DE RECOLTE DES ŒUFS, FILET A ŒUFS.....	15
TABLEAU 1 : PARAMETRES PRINCIPAUX DU MILIEU DE REPRODUCTION.....	16
FIGURE 7 : SCHEMA DU FONCTIONNEMENT DU DISPOSITIF DE TRAITEMENT DE L'EAU	17
FIGURE 7 : LE FILTRE A SABLE ET SON PRINCIPE DE FONCTIONNEMENT	17
PHOTOGRAPHIE 8 : A GAUCHE, LES FILTRES A CARTOUCHE EN FONCTIONNEMENT, A DROITE LES CARTOUCHES USAGEES.....	17
PHOTOGRAPHIE 9 : COLONNE DE DEGAZAGE	18
PHOTOGRAPHIE 10 : SYSTEME DE DESINFECTION UV	18
FIGURE 8 : SCHEMA D'UNE JARRE D'INCUBATION.....	19
PHOTOGRAPHIE 11 : TABLE D'INCUBATION EN FONCTIONNEMENT, ADDUCTION ET COLLECTE DE L'EAU	19
FIGURE 9 : SCHEMA D'UNE JARRE D'ECLOSION.....	20
PHOTOGRAPHIE 12 : JARRE D'ECLOSION EN FONCTIONNEMENT.....	21
FIGURE 10 : SCHEMA D'UN BAC D'ELEVAGE.....	21
PHOTOGRAPHIE 13 : BASSINS D'ELEVAGE EN FONCTIONNEMENT	22
FIGURE 11 : SCHEMA D'UN INCUBATEUR DE PRODUCTION D'ARTEMIA.....	23
PHOTOGRAPHIE 14 : ZONE D'INCUBATION DES ARTEMIA.....	23
PHOTOGRAPHIE 15 : PLAN DE TRAVAIL POUR LA DECAPSULATION DES ARTEMIA	24
PHOTOGRAPHIE 16 : ZONE DE DESINFECTION ET SECHAGE DU MATERIEL	24
TABLEAU 2 : SYNTHESE DES PARAMETRES LIES AUX DISPOSITIFS D'ELEVAGE ET ETAPES DE LA PRODUCTION 2010	25
ETAPES DE LA PRODUCTION	26
FIGURE 12 : SCHEMA D'ORGANISATION DE LA PRODUCTION.....	26
FIGURE 13 : COURBES REPRESENTANT LES POURCENTAGES CUMULES DE L'ACTIVITE DE FRAIE ET DE LA MIGRATION DURANT LA SAISON DE REPRODUCTION, MISES EN RELATION AVEC LA TEMPERATURE ET LES EPISODES DE PIEGEAGE ET LE NUMERO DES LOTS PIEGES (EXEMPLE DE 2009).....	27
PHOTOGRAPHIE 17 : MANIPULATION DES GENITEURS.....	28
PHOTOGRAPHIE 18 : PLAN DE TRAVAIL AVANT LE DEBUT DE L'INDUCTION DES GENITEURS.....	29
PHOTOGRAPHIE 19 : INJECTION INTRAMUSCULAIRE DE LHRH.....	29
TABLEAU 3 : CARACTERISTIQUE DES DOSES INTERVENANT DANS L'INDUCTION HORMONALE.....	30
PHOTOGRAPHIE 20 : BASSIN DE PONTE AVANT LE DEBUT DE LA PONTE ET DE LA RECOLTE DES ŒUFS	30
PHOTOGRAPHIE 21 : PONTE DE MAUVAISE QUALITE, BEAUCOUP D'ŒUFS BLANCS ET TAILLES HETEROGENES => QUALITE DES GAMETES.....	32
PHOTOGRAPHIE 22 : PONTE DE MAUVAISE QUALITE, PRESENCE D'ŒUFS BLANCS, INCLUSIONS VERDATRE ET JAUNATRE, AMALGAMES D'ŒUFS => PONTE « SALE » VRAISEMBLABLEMENT SUJETTE A CONTAMINATION PAR DES GERMES	32
PHOTOGRAPHIE 23 : PONTES DE BONNE QUALITE	33
TABLEAU 4 : TRAITEMENTS PREVENTIFS DES PONTES.....	33
PHOTOGRAPHIE 24 : ASPECT DE L'EMBRYON EN DEBUT (A GAUCHE) ET FIN DE SEGMENTATION (A DROITE)	34
PHOTOGRAPHIE 25 : A = ŒUF INFESTE DE SAPROLENIA (EN COURS DE PROLIFERATION) ; B = PONTE EN COURS DE COLONISATION	34

PHOTOGRAPHIE 26 : COLORATION AMBREE CARACTERISTIQUE D'UNE PONTE DURANT L'INCUBATION (A) ET GRISEE CARACTERISTIQUE DE L'IMMINENCE DE L'ECLOSION (B)	35
PHOTOGRAPHIE 27 : ASPECT DE L'EMBRYON AVANT L'ECLOSION	35
PHOTOGRAPHIE 28 : LARVES DE GRANDE ALOSE ; AGEES DE QUELQUES HEURES (A), DE 3 JOURS (B), DE 20 JOURS (C).....	36
TABEAU 4 : RATIONNEMENT DES LARVES.....	36
PHOTOGRAPHIE 29 : ATELIER DE COMPTAGE DES LARVES MORTES	37
PHOTOGRAPHIE 30 : ATELIER DE MISE EN SAC DES LARVES.....	37
PHOTOGRAPHIE 31 : DISPOSITIF DE CONCENTRATION DES LARVES.....	38
PHOTOGRAPHIE 32 : PECHE DES LARVES AU BECHER.....	38
PHOTOGRAPHIE 33 : LARVES EN SAC PRETES A ETRE TRANSPORTEES	38
FIGURE 14 : DELAI MOYEN (EN HEURES) DE RECOLTE DES PONTES SELON LA STIMULATION HORMONALE.	39
FIGURE 15 : SURVIE DES ŒUFS APRES INCUBATION.....	40
FIGURE 16 : POURCENTAGE DES SURVIES A L'ECLOSION EN FONCTION DE L'ANNEE.....	41
FIGURE 17 : COURBE DES POURCENTAGES DE MORTALITE QUOTIDIENNE (EN ORDONNEE) A 9 JOURS (MARQUAGE A J5), SUIVI DE 6 BACS D'ELEVAGE EN 2010	41
FIGURE 18 : COURBE DE CROISSANCE DES LARVES DURANT L'ELEVAGE 2010	42
ANNEXE 1 : ETAPES DU DEVELOPPEMENT EMBRYONNAIRE DE LA GRANDE ALOSE (SOURCE BEECK P.).....	46
ANNEXE 2 : TABLEAU DES RESULTATS D'INCUBATION ET D'ECLOSION.....	47
ANNEXE 3 : FICHE DE SUIVI DES PONTES AVANT ECLOSION	48
ANNEXE 4 : FICHE DE SUIVI DES PONTES AVANT ECLOSION	49
ANNEXE 5 : SUIVI D'INCUBATION	50
ANNEXE 6 : SUIVI D'ELEVAGE	50
ANNEXE 7 : CROISSANCE LARVAIRE	51
ANNEXE 8 : PROTOCOLE DE PRODUCTION POUR 100G D'ARTEMIAS.....	52

STRUCTURES, DEMARCHE DE PRODUCTION ET RESULTATS

1 LOCALISATION GEOGRAPHIQUE

Le site de production et les sites de captures de grande alose sont localisés dans le sud-ouest de la France, sur le bassin versant Gironde-Garonne-Dordogne. Bassin dont l'estuaire est à l'heure actuelle un des seuls d'Europe à posséder encore 8 espèces de poissons amphihalins. La grande alose est l'une de ces espèces et si la population n'a plus le niveau d'abondance qu'elle pouvait avoir il y a seulement une dizaine d'année, elle demeure toujours parmi les plus importantes d'Europe.



Carte 1 : Localisation géographique du site de production (Bruch) et des sites de piégeage (Tuilières et Golfech)

2 DESCRIPTION DES STRUCTURES DE PRODUCTION

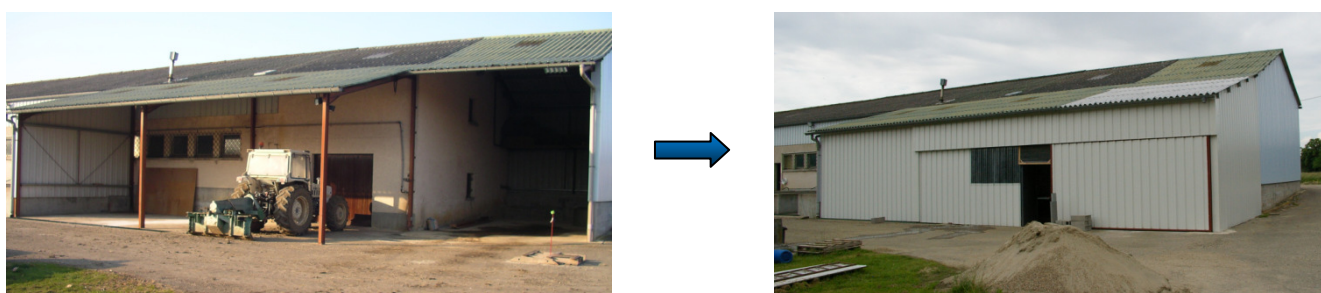
La pisciculture de Bruch

Le site de production se situe sur la pisciculture de Bruch à 22 km au nord d'Agen dans le département du Lot-et-Garonne (47) (Carte 1). Initialement, ce site abrite une pisciculture d'étang de 16 hectares qui appartient à la Fédération de Pêche et de Protection du Milieu Aquatique du Lot et Garonne. Les espèces produites sont : brochets, black-bass, sandres, perches ou encore tanches et gardons.

A priori, le savoir-faire et les infrastructures de cette pisciculture n'avaient aucun lien avec le développement d'un site pilote pour la production à grande échelle d'une espèce amphihaline. Cependant, ce site s'est imposé comme le plus à même d'accueillir le dispositif de production pour plusieurs raisons :

- une localisation géographique qui assure des régimes thermiques proches de ceux que l'on observe sur les zones de grossissement naturels de la grande alose,
- une proximité avec les sites de piègeage de Golfech et Tuilières,
- un approvisionnement en eau d'origines diverses (Canal du Midi, nappe alluviale de Garonne, source locale) et en abondance,
- des locaux couverts disponibles sur le site,
- une proximité avec les grands axes routiers (autoroute à 10 km).

Début 2008, le site a été réaménagé afin de créer une zone dédiée à la reproduction et à l'élevage de grandes aloses dans le cadre du projet LIFE (Photographie1). Le site de production est composé de 4 zones : une zone dédiée à la reproduction, une éclosérie, une zone de grossissements et une zone permettant la production de proies vivantes et le nettoyage/stockage du matériel (Figure 1).



Photographie 1 : Local de production avant et après l'aménagement du site pour la pisciculture d'aloses (aménagement pris en charge par la FDAAPPMA 47)

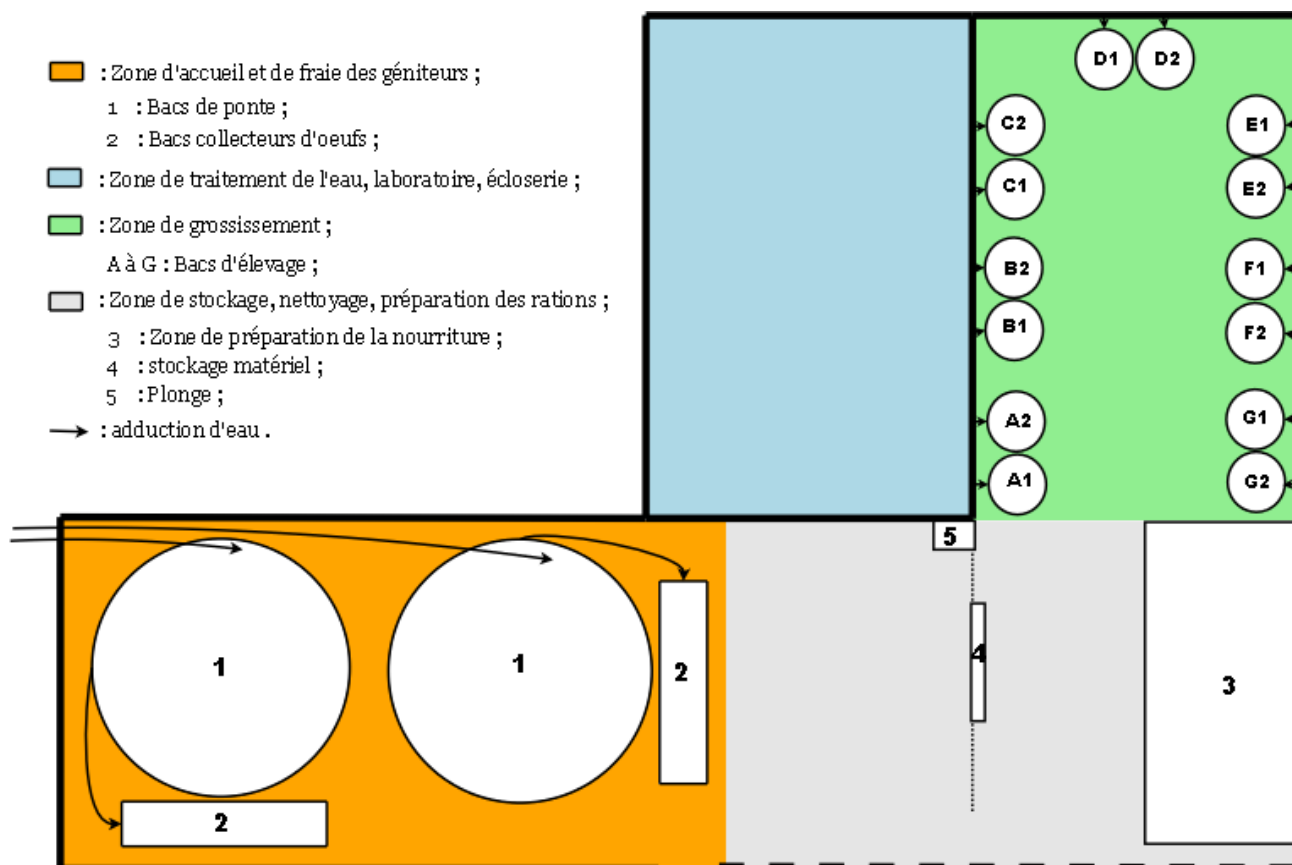


Figure 1 : Schéma du local de production, utilisation de l'espace

Les sites de piégeage

2.1.1 Barrage hydroélectrique et franchissement

Ils sont situés sur des aménagements hydroélectriques gérés par EDF. Les usines de Tuilières sur la Dordogne (24) et de Golfech sur la Garonne (82) appartiennent à la catégorie de barrages produisant de l'électricité au fil de l'eau, chacun est équipé pour faire face à des débits maximaux de 420 et 600 m³/s respectivement. Ils obstruent toute la largeur de la rivière rendant leur franchissement par les migrateurs impossible (hauteur de chute >10 mètres). Pour rétablir la libre circulation des espèces, ils ont été équipés d'ascenseurs à poissons.

Le principe de l'ascenseur consiste à acheminer les poissons bloqués au pied d'un obstacle dans une cuve contenant une quantité d'eau appropriée puis à remonter cette cuve et à la déverser en amont. Il se compose d'une partie basse assurant l'attraction, la capture et la stabulation des poissons et d'une partie intermédiaire de 18 m de haut (la tour) supportant le dispositif de relevage de la cuve de 3 m³.



Figure 2 : Exemple du barrage de Tuilières sur la Dordogne (Source EDF)



Figure 3 : A gauche fonctionnement de l'entrée de l'ascenseur, à droite fonctionnement de l'ascenseur (source EDF)

Cet ascenseur est alimenté par un débit d'attrait spécifique. Dans le couloir central de stabulation des poissons, un chariot mobile (C- Figure 3 gauche) se déplace de l'aval vers l'amont. Il est équipé de portes faisant office de nasse anti retour (B- Figure 3 gauche) en position ouverte.

Les poissons sont ainsi confinés dans la cuve (C-figure 3 droite) qui s'élève dans une tour de béton, et sont déversés par une goulotte dans un canal de sortie (E- figure 3 droite) qui les mènera jusqu'à l'amont de l'ouvrage.

2.1.2 Suivi de la migration

Avant d'atteindre l'amont, les poissons passent par une station de contrôle vidéo dont l'objectif est de comptabiliser les individus migrants en fonction de l'espèce. Des recherches menées par le GHAAPPE (CSP-CEMAGREF) en collaboration avec EDF (Direction des Etudes et Recherches) et le laboratoire d'électronique de l'ENSEEIH ont fait l'objet d'une thèse de docteur-ingénieur, soutenue le 19 janvier 1995 (CASTIGNOLLES, 1995). Le principe est le suivant : les silhouettes des poissons sont binarisées, compressées et stockées en temps réel sur support informatique. Un logiciel permet ensuite de dépouiller manuellement les séquences enregistrées (Figure 4). Ce système se nomme : SYSIPAP (Système de suivi informatique des passes à poissons).

Grâce ce système, il est possible de connaître en temps réel les abondances de grande alose dans la rivière et la dynamique migratoire. Ces informations sont essentielles pour mener à bien les opérations de piégeage.

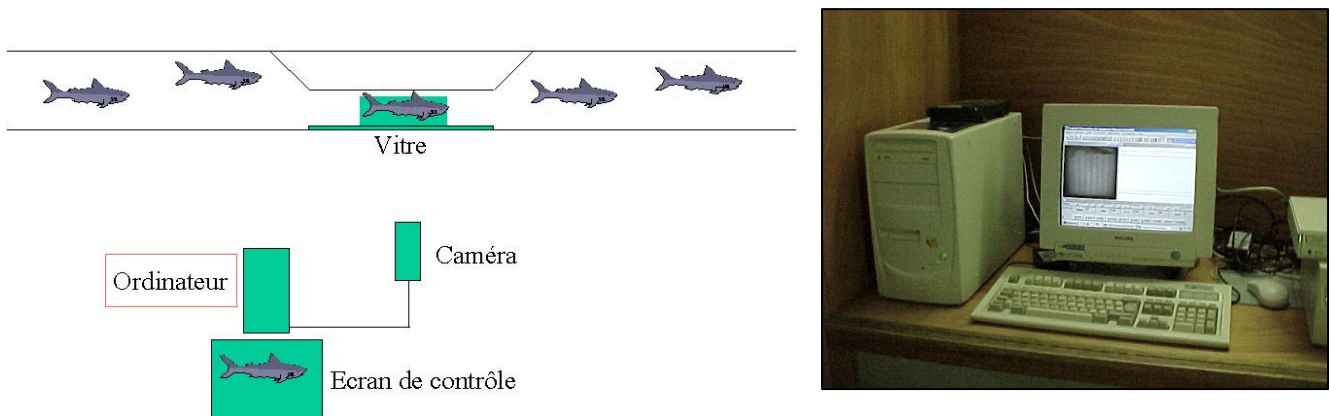


Figure 4 : A gauche, principe de fonctionnement du suivi des migrations par vidéo ; à droite, écran de contrôle

2.1.3 Piégeage

A la station de contrôle de la migration a été ajoutée une station de piégeage qui a été aménagée sur le canal de sortie du dispositif de franchissement. A l'origine créées pour capturer des saumons atlantiques en migration génésique, ces installations se sont révélées être tout à fait indiquées pour capturer des grandes aloses. Le dispositif est simple, il est composé d'une cage (Figure 5) mobile (déplacement vertical) qui bloque le canal lorsqu'elle est armée.

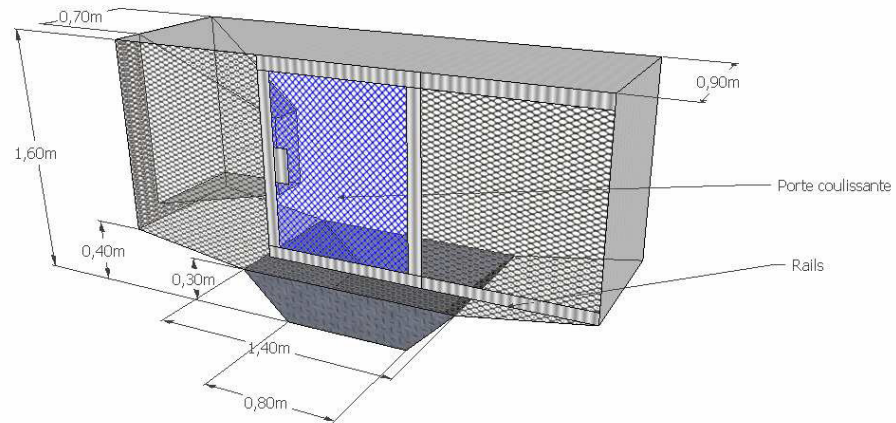


Figure 5 : Plan de la cage mobile

Les poissons s'y engouffrent et restent bloqués dans la cage. Lorsqu'il y a suffisamment de géniteurs à l'intérieur, elle est remontée et vidée dans un premier bac de réception (photographie 2), d'autres bassins servent pour un stockage de plus longue durée. Ils sont circulaires (10 m³ chacun) et au nombre de 2. Ils ont été installés à Golfech (Photographie 3) et sont directement alimentés par l'eau de la Garonne (renouvellement 70 % par heure)



Photographie 2 : Vidange de la cage de piégeage



Photographie 3 : Bassin de stockage des géniteurs à Golfech

Transport des géniteurs.

L'utilisation d'un lot important de géniteurs pour une même reproduction nécessite de les transporter collectivement dans une structure adaptée au volume conséquent. De plus, la grande alose étant un poisson fragile, cette structure doit avoir une configuration particulière. Ainsi, pour satisfaire à ces contraintes, une cuve circulaire avec une large ouverture a été fabriquée sur mesure par un artisan local.



Photographie 4 : Cuve de transport vue de dessus (diamètre 1,5m)

D'un volume approchant 1 m³, elle est pourvue d'un système de circulation d'eau constitué d'une injection et d'une aspiration orienté dans des directions opposées et tangentiels à la cuve. Ceci afin de créer un courant circulaire conséquent à l'intérieur de la cuve, grâce à l'action d'une pompe thermique dont le débit est de 6 m³/heure. Les tubes d'aspiration et d'injection d'eau de la cuve sont raccordés à la pompe par un tuyau souple (35mm). A noter que l'aspiration est masquée par une grille de protection.



Photographie 5 : Cuve de transport disposée sur le camion avec son équipement

Le taux d'oxygène dissous dans l'eau est maintenu entre 8 et 10 mg/l grâce à l'adduction d'oxygène pur dans le tube d'injection de la cuve en sortie de pompe. Lors du transport, la biomasse peut atteindre 80 à 100 kg/m³. Il est donc crucial de gérer et de contrôler aussi précisément que possible le système d'oxygénation de l'eau. De plus, pour limiter le stress des poissons lors du transport, du sel (NaCl) est ajouté dans la cuve, la concentration efficace est de 6 gr/litre.

Reproduction des géniteurs

Cette zone (orange sur figure 1) présente deux structures « jumelles » pouvant fonctionner simultanément. Chacune d'elle est constituée d'un système de ponte et de récolte d'œufs, composé d'un bac circulaire d'un volume de 10 m³ (bac de ponte) dont la sortie alimente une auge rectangulaire (bac collecteur) de 600 litres (Figure 6).

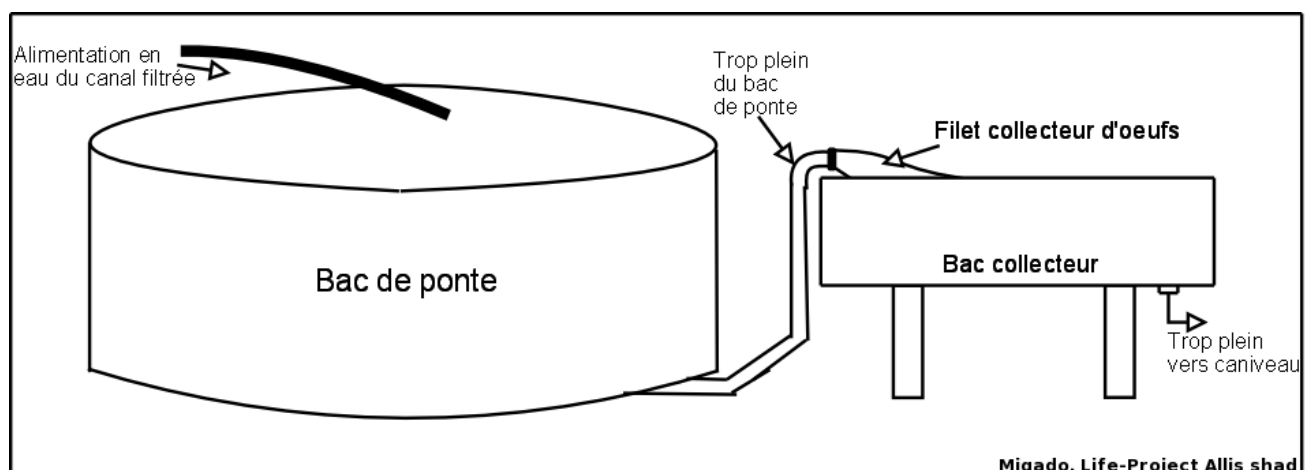


Figure 6 : Schéma de principe du dispositif de ponte et de récolte des œufs

L'alimentation en eau se fait grâce au dispositif principal de la pisciculture de Bruch, soit une pompe délivrant 28 m³/h. En sortie, elle est équipée d'un système de filtration par cartouche autonettoyante (crible à 200 µm). Le débit alimentant chaque bassin de reproduction est corrigé de manière à obtenir un taux de renouvellement de l'ordre de 70 à 80 % par heure pour chaque unité. L'arrivée d'eau est en surface. Les vitesses de courant sont en moyenne de 30 à 40 cm/s dans toute la colonne d'eau. Un système d'oxygénation de secours est en place, il est constitué de diffuseurs céramiques plats (Photographie 6) reliés aux réservoirs via un manomètre et un régulateur de débit. L'ensemble bac de ponte / bac de récolte fonctionne en circuit ouvert.



Photographie 6 : Système d'oxygénation et d'évacuation du bac de ponte

L'évacuation en position centrale sur le fond des bacs de ponte est couverte par une grille en inox percée de trous oblongs (1 x 3 cm) afin d'éviter l'échappement des poissons. A la bonde de sortie, est fixé un tuyau souple (Ø 100 mm) qui sert de « trop plein » et dont l'extrémité se déverse dans le bac collecteur. Il est important que la bouche du trop plein affleure la surface du volume d'eau du bac collecteur et que le flot soit plongeant afin d'en dissiper l'énergie pour ne pas choquer les œufs durant la collecte.



Photographie 7 : Bac de récolte des œufs, filet à œufs

A l'extrémité du trop plein est ajusté un filet de récolte, de dimension : 1,20 x 0,25 m qui est en deux parties. La première est une collerette (45 cm) en tissu qui permet d'amarrer solidement le filet sur le trop plein. La deuxième vient dans le prolongement de la collerette, elle est en filet souple non-abrasif (voile de tulle dans notre cas) dont la maille est assez fine (0,75 mm) pour collecter les œufs tout en filtrant correctement l'important débit. Il est à noter sur la photographie 7, l'absence de bouillonnement à l'arrivée du trop plein malgré le débit important.

Les bacs de pontes sont couverts par des filets permettant d'une part un ombrage de 95% car la lumière pourrait perturber la reproduction et d'autre part une bonne circulation de l'air afin de favoriser les échanges gazeux.

La température de l'eau n'est pas corrigée dans la mesure où le Canal du Midi présente un régime thermique proche de celui de la Garonne. Toutefois, il est possible lors d'épisodes particulièrement chauds d'utiliser une autre source d'approvisionnement en eau comme l'alimentation par les « Coteaux de Gascogne » (nappe souterraine). Cette eau légèrement plus froide permet de sécuriser et d'optimiser la ponte et la conservation des géniteurs.

Tableau 1 : Paramètres principaux du milieu de reproduction

Conditions	Optimum	Max.	Min.
Densité (kg/m ³)	6 à 10		
Température (°C)	19	24	16
Oxygène (mg/l)	7	9	5
Renouvellement volume bassin	70 à 80 % par heure		
Eclairage	Maintien du milieu de ponte à l'obscurité		

Ecloserie

2.1.4 Dispositif d'approvisionnement en eau de l'écloserie et des bacs d'élevage.

La qualité de l'eau est un facteur essentiel pour la réussite de l'incubation des œufs et de l'élevage des larves de poissons tels que l'aloise. Elle doit être aussi claire que possible c'est à dire dépourvue de matières en suspension (notamment organiques ou colloïdales) et bien oxygénée. Pour y parvenir, un circuit fermé a été mis en place. Il fonctionne sur le principe d'une boucle où tout le volume du réservoir principal est traité 3 fois par heure

La boucle (Figure 7) est alimentée par une eau qui a été débarrassée de toutes particules en suspension supérieures à 20 µm suite à 3 filtrations mécaniques successives. L'eau est ensuite collectée dans un bassin de reprise (volume égal à 0,6 m³) puis acheminée vers le réservoir principal (volume égal à 4 m³) à l'étage au moyen d'une pompe. Durant ce transfert, elle est traitée par un UV germicide. Le trop plein du réservoir principal s'écoule dans le bac de reprise via des colonnes d'oxygénation. Ce circuit permet d'alimenter l'écloserie et les bassins d'élevage avec une eau saine et saturée en oxygène. Le réservoir principal étant à l'étage et les structures d'élevage au rez-de-chaussée, leur alimentation se fait en gravitaire. A noter que l'eau qui alimente les structures d'élevage des jeunes stades n'est pas recyclée.

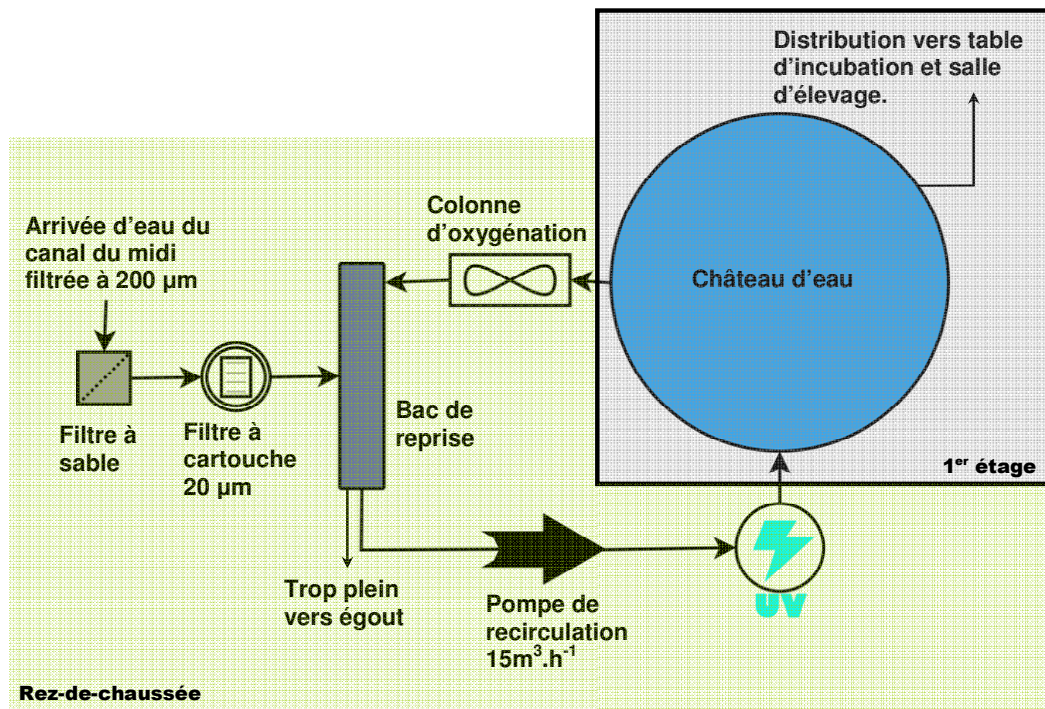


Figure 7 : Schéma du fonctionnement du dispositif de traitement de l'eau

Le filtre à sable : il est constitué d'une cuve remplie aux trois quarts de sable calibré pour permettre une filtration de 40 à 50 microns suivant le débit. C'est la deuxième filtration mécanique après le filtre général à 200 µm.

Figure 7 : Le filtre à sable et son principe de fonctionnement



Les filtres à cartouche : deux filtres à cartouche montés en série sont utilisés pour éliminer les plus grosses particules colloïdales. Ce système présente une finesse de filtration de 20 microns, il ne permet pas d'éliminer la totalité des argilites.

Photographie 8 : A gauche, les filtres à cartouche en fonctionnement, à droite les cartouches usagées

Les colonnes de dégazage : elles mesurent 1,20 mètre de hauteur pour un diamètre de 25 centimètres. Elles sont remplies sur toute leur hauteur par des anneaux d'oxygénation.



Photographie 9 : Colonne de dégazage



La désinfection par les UV : réalisée à travers une série de trois fois deux UV. Le système présente donc une puissance de 6 fois 55W, dimensionné pour le traitement d'un débit de 15 m³/h. L'action germicides de ces UV n'est pas totale mais ils demeurent efficaces sur les bactéries et les spores de champignons.

Photographie 10 : Système de désinfection UV

Ce dispositif ne permet pas de produire une eau de qualité potable, néanmoins, la qualité est suffisante pour l'élevage de poissons qui seront lâchés dans le milieu naturel. L'essentiel étant d'éliminer le maximum de particules en suspension et de germes potentiellement pathogènes afin de conduire l'élevage de façon optimale, que ce soit du point de vue de l'alimentation (visibilité des proies) ou de la prophylaxie (prévention d'épizootie).

2.1.5 Dispositif d'incubation des œufs.

L'incubation des œufs se fait dans des jarres cylindriques mesurant 1 mètre de hauteur et d'un diamètre de 17 ou 14,4 cm selon le modèle. L'alimentation se fait par le fond, le jet d'eau venant buter sur une vasque qui le répartit de façon homogène sur la surface du cylindre (analogue au dispositif Mc Donald). La surverse est en position haute. Les œufs reposent sur une grille fixée à un tube plastique permettant d'en modifier la disposition dans la colonne et de la mobiliser. La grille est double : la première constituant la base rigide est en métal (inoxydable), percée de trous circulaires de 5 mm de diamètre, la seconde est un maillage de nylon aux ouvertures de 1 mm de côté. Le taux de renouvellement en eau des jarres est de 300 à 400 % par heure selon leur remplissage.

A : tuyau d'adduction d'eau avec vanne de réglage ;

B : grille de soutien des œufs ;

C : flux d'eau (flèches bleus) ;

D : trop plein ;

E : vue de dessus.

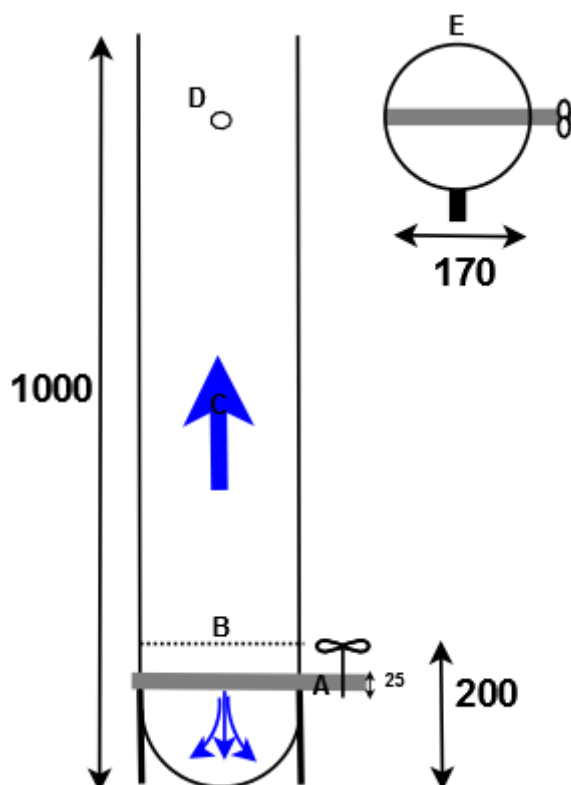


Figure 8 : Schéma d'une jarre d'incubation

Les jarres sont disposées sur une table d'incubation qui peut en accueillir 18 en tout. En position centrale basse se trouve la rampe d'alimentation en eau et les vannes de branchement, en position haute le collecteurs d'eau usées permet d'évacuer les trop pleins.



Photographie 11 : Table d'incubation en fonctionnement, adduction et collecte de l'eau

2.1.6 Dispositif pour l'éclosion des œufs

L'éclosion des œufs se déroule dans des jarres a priori analogues à celles utilisées pour l'incubation. Cependant, la grille où reposent les œufs est retirée et un tube a été ajouté sur l'adduction d'eau pour en modifier l'écoulement. Les œufs qui sédimentent alors sur le fond incurvé de la jarre sont brassés par un jet tangentiel. Ceci permet un brassage de la ponte intégral et plus vigoureux que lors de l'incubation. De cette façon, les œufs plus collants à ce stade de leur développement ne s'agglomèrent pas.

A : tuyau d'adduction d'eau avec vanne de réglage ;

B : tube modifiant l'adduction d'eau ;

C : flux d'eau (flèches bleus) ;

D : diffuseur d'air ;

E : trop plein ;

F : vue de dessus.

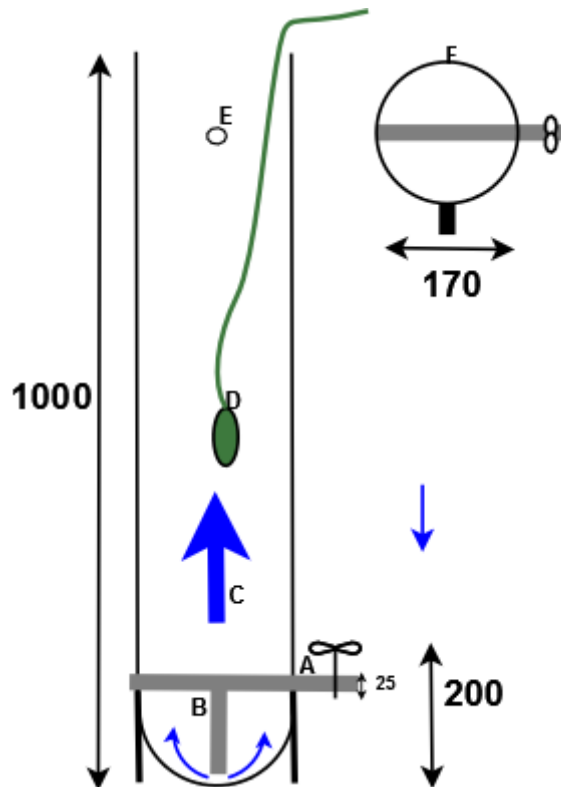
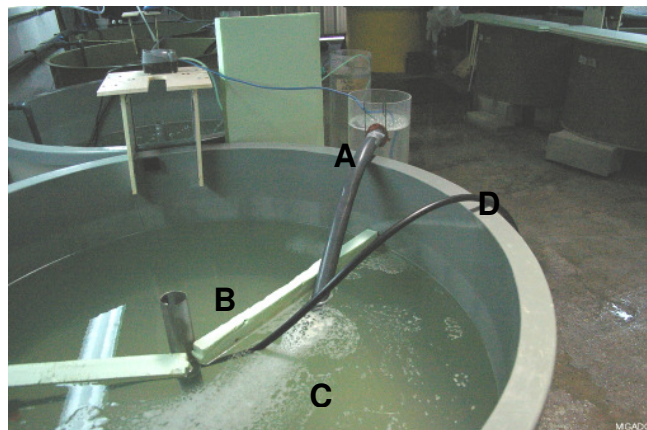


Figure 9 : Schéma d'une jarre d'éclosion

De plus, un aérateur est placé dans la partie médiane de la colonne d'eau afin de faciliter l'évacuation des larves vers le bassin d'élevage. Le transfert de la sortie du trop plein de la jarre vers le bassin est sécurisé grâce à un « bec » qui joue le rôle de toboggan et évite une chute de plusieurs dizaines de centimètres aux embryons tout juste éclos (Photographie 12). Le renouvellement d'eau de la jarre est ajusté en fonction du volume de la ponte pour assurer un brassage conséquent sans toutefois provoquer l'évacuation des œufs par le trop plein.

Lorsque les larves nageantes ont intégré le milieu d'élevage, elle doivent ingérer une bulle d'air afin d'effectuer la première inflation de la vessie gazeuse. La non-réalisation de cette étape accroit la proportion de larves malformées ou leur sensibilité au stress. La principale cause de cette lacune est la présence d'un film gras à la surface du milieu d'élevage, film dû aux résidus résultant de l'éclosion des œufs. Pour pallier ce phénomène, des écrémeurs sont disposés à la surface du milieu d'élevage pour éviter la formation d'une pellicule grasse. Prenant la forme de « barrage flottants », ils permettent de conserver les éléments gras dans une portion du bac seulement et de les éliminer manuellement à l'aide d'un bécet.



A : « bec » de transfert des larves ; B : écrémeur ; C : film gras de surface ; D : tuyau d'adduction d'eau dans les jarres d'éclosion.

Photographie 12 : Jarre d'éclosion en fonctionnement

2.1.7 Structure d'élevage

Les larves sont élevées dans des bassins cylindro-coniques d'un volume utile de 500 litres aux parois de couleur sombre. L'alimentation en eau (douce) se fait à mi-hauteur du volume d'élevage par injection tangentielle. L'évacuation des eaux usées est centrale et se fait au travers d'une crépine perforée à 600 μm . L'ajustement du niveau d'eau dans le milieu d'élevage est réalisé grâce à une canne externe qui permet d'effectuer des vidanges ponctuelles pour évacuer les déchets accumulés ou de modifier le volume d'eau pour les traitements.

A : crépine d'évacuation perforée ;

B : fond conique ;

C : trop plein d'évacuation réglable en hauteur.

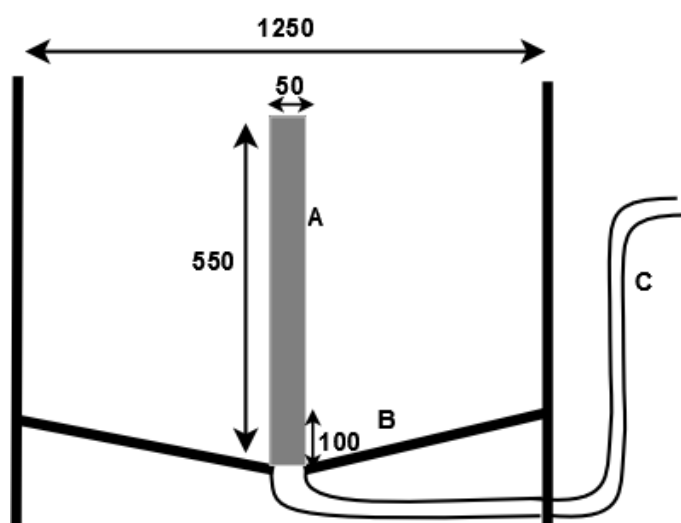
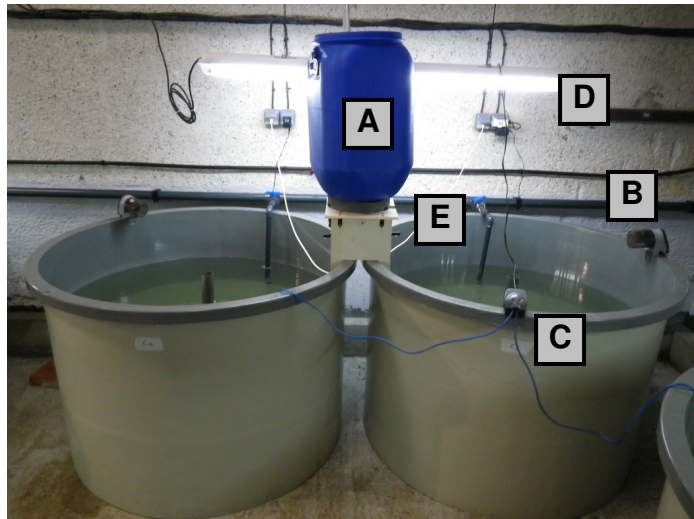


Figure 10 : Schéma d'un bac d'élevage

Un diffuseur d'air peut-être mis en place pour stabiliser le taux d'oxygène.

Le milieu d'élevage est éclairé grâce à des tubes fluorescents (2x35W) de type lumière du jour.

- A : réservoir à artémia ;
- B : distributeur d'aliment artificiel ;
- C : diffuseur d'air ;
- D : éclairage ;
- E : adduction d'eau.



Photographie 13 : Bassins d'élevage en fonctionnement

Les larves sont nourries principalement avec des proies vivantes. Pour y parvenir, un réservoir contenant une solution saline (5%) où se trouve la ration journalière d'artémia est placé en surplomb des bassins d'élevage. En position basse de ce réservoir, une évacuation reliée à deux électrovannes permet de délivrer un volume défini de la solution dans les bassins à intervalles réguliers. L'ouverture des électro-vannes est régulée grâce à un programme exécuté par un ordinateur autonome. Un aérateur est placé dans le réservoir afin de conserver une solution homogène et les proies vivantes.

La ration est complétée par de l'aliment artificiel, sa distribution est assurée grâce un nourrisseur automatique (Rena LG100) à tambour tournant, permettant un étalement des rations sur la journée et la conservation de l'aliment dans des conditions impropres au développement de moisissures (ventilation du tambour).

2.1.8 Production des proies vivantes

A : zone d'incubation ;

B : fenêtre transparents ;

C : fenêtre d'accès ;

D : adduction d'air comprimé ;

E : vanne de purge.

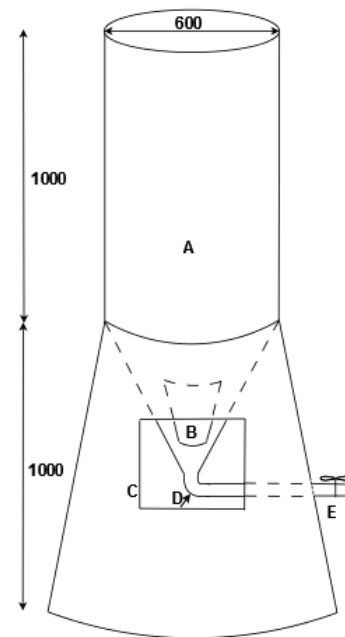


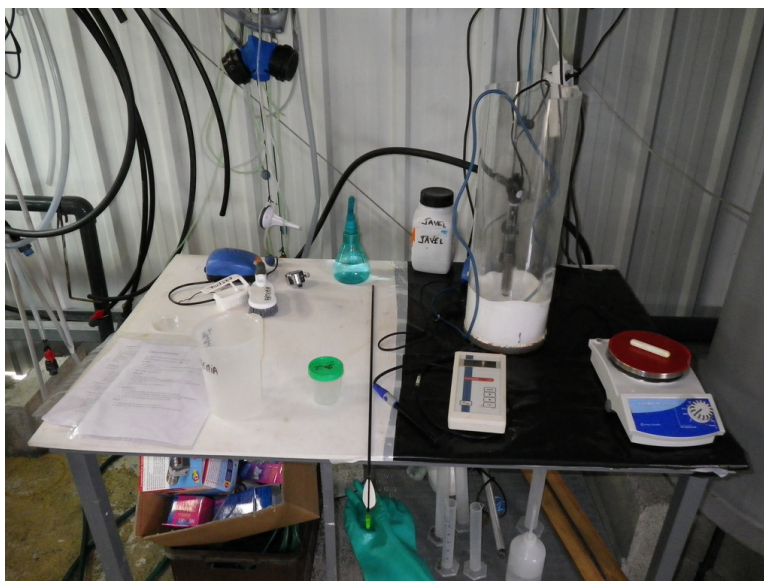
Figure 11 : Schéma d'un incubateur de production d'artémia

Trois incubateurs de forme cylindro conique (figure 11) d'un volume de 300 litres permettent d'assurer la production d'artémia. Une fenêtre d'une surface de de quelques dizaines de cm^2 est située dans la partie conique inférieure de l'incubateur. Le cone a un volume de 50 litres. Une injection d'air comprimé est faite en position basse de l'incubateur pour assurer le brassage de la production et l'oxygénation du milieu. Un éclairage est fixé au-dessus de la partie haute de l'incubateur, une résistance immergée de 300 W permet de maintenir le milieu à température.



Photographie 14 : Zone d'incubation des artémia

Les artémia sont décapsulés avant mise en incubation, pour cela un plan de travail équipé de systèmes de rangements a été mis en place : jarre de décapsulation de 10 litres, balances, mélangeur magnétique, tamis 400 μm et sac de récolte 100 μm .



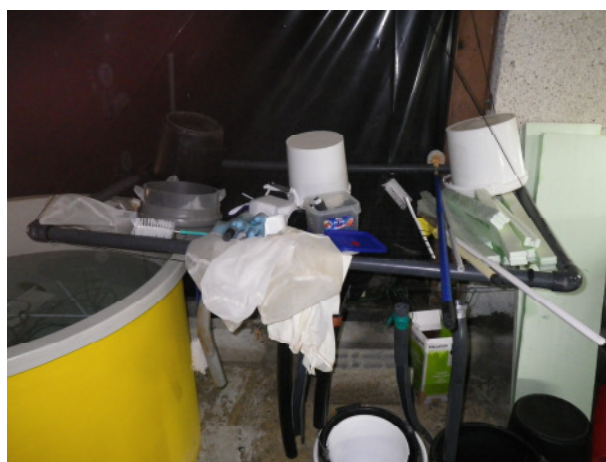
Photographie 15 : Plan de travail pour la décapsulation des artémia

Transport des larves

Le conditionnement le plus adapté pour le transport de grandes quantités de larves sur de longues distances est la poche plastique remplie d'oxygène. Le transport des larves à destination de l'Allemagne dure en moyenne 13 heures. Il est réalisé à l'aide d'un camion couvert d'une capacité de 20 m³. Les trajets étant réalisés en été, il convient de prévenir toute élévation de température dans le véhicule. Aussi, les parois ont été isolées et des poches de glace disposées dans des compartiments spécifiques.

Prophylaxie.

Afin de ne pas créer ou faciliter l'introduction ou l'émergence d'épizootie, des pédiluves (Agroxyde II) ont été placés à l'entrée des pièces, le sol est nettoyé et désinfecté (Agroxyde II) une fois par semaine. Le matériel usagé est nettoyé : en premier lieu avec un savon dégraissant puis il est immergé dans un bain désinfectant (péroxyde 2000 ppm) durant plusieurs heures. Les ustensiles sont ensuite mis à sécher sur un filet en plastique puis rangés.



Photographie 16 : Zone de désinfection et séchage du matériel

Synthèse des paramètres d'élevage.**Tableau 2 : Synthèse des paramètres liés aux dispositifs d'élevage et étapes de la production 2010**

Paramètres	Piégeage	Transport	Reproduction	Incubation	Eclosion	Elevage
Densité	1 à 5 kg/m³	50 à 80 kg/m³	6 à 10 kg/m³	30 à 150 gr/l	100 à 350 larves/l	
Température (°C)	Plage acceptable = 16 à 24, optimum = 18 à 21					
Oxygène (mg/l)	taux naturel	9 à 10	6 à 8	8 à 9	8 à 9	6,5 à 8,5
Salinité (gr/l)	0	6	0	0	0	0
Renouvellement horaire	70 à 80 %	Aucun	80 à 120 %	200 à 300 %	>600 %	20 à 30%
Vitesse courant (m/s)	0,2 à 0,3	0,4 à 0,6	0,3 à 0,4	/	/	0,01 à 0,02
Eclairage	Obscurité				Photopériode naturelle	

ETAPES DE LA PRODUCTION

Généralités

L'utilisation de géniteurs sauvages permet de s'assurer de la qualité physiologique et phénotypique des parents. Cependant, elle implique de calquer la production sur l'activité migratoire annuelle et l'abondance en géniteur, de mettre en place une démarche à la fois rigoureuse et souple conciliant l'approvisionnement et la production. Cette démarche doit intégrer :

- la distance entre les sites de piégeage et de production ;
- la fenêtre de disponibilité qui est limitée à la période de migration génésique ;
- la fenêtre de maturité des géniteurs ;
- la grande fragilité des poissons.

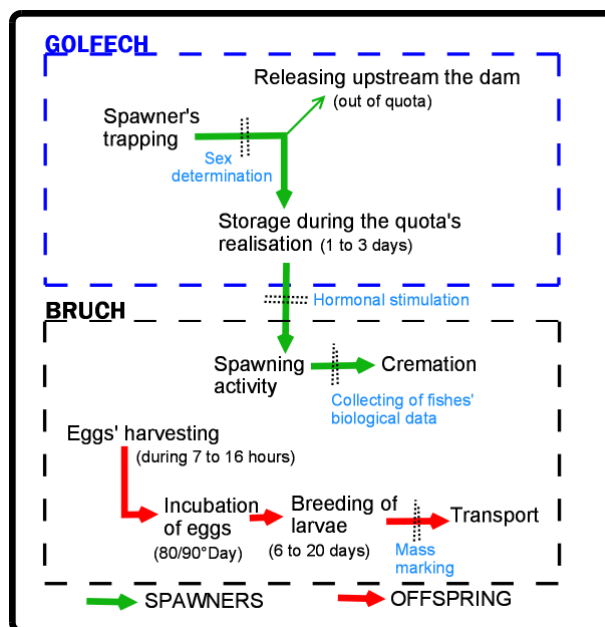


Figure 12 : Schéma d'organisation de la production

Les principales étapes de la production de larves de grande alose sont : le piégeage, le transport des géniteurs, l'induction hormonale, la reproduction et la biométrie des géniteurs d'une part et la récolte des pontes, l'incubation, l'élevage et le transport des larves d'autre part.

Piégeage

La constitution du cheptel de géniteurs repose sur la stratégie de piégeage qui ne doit démarrer qu'à partir du moment où l'activité de reproduction en milieu naturel a réellement débuté. Ceci afin de maximiser nos chances de prélever des géniteurs ayant atteint un stade de maturité suffisamment avancé pour être pleinement réceptifs à une stimulation hormonale. Ces connaissances sur le milieu naturel sont acquises grâce à la collaboration entre les différentes équipes de l'association MIGADO, travaillant notamment au suivi de la migration et de la reproduction de la grande alose en milieu naturel.

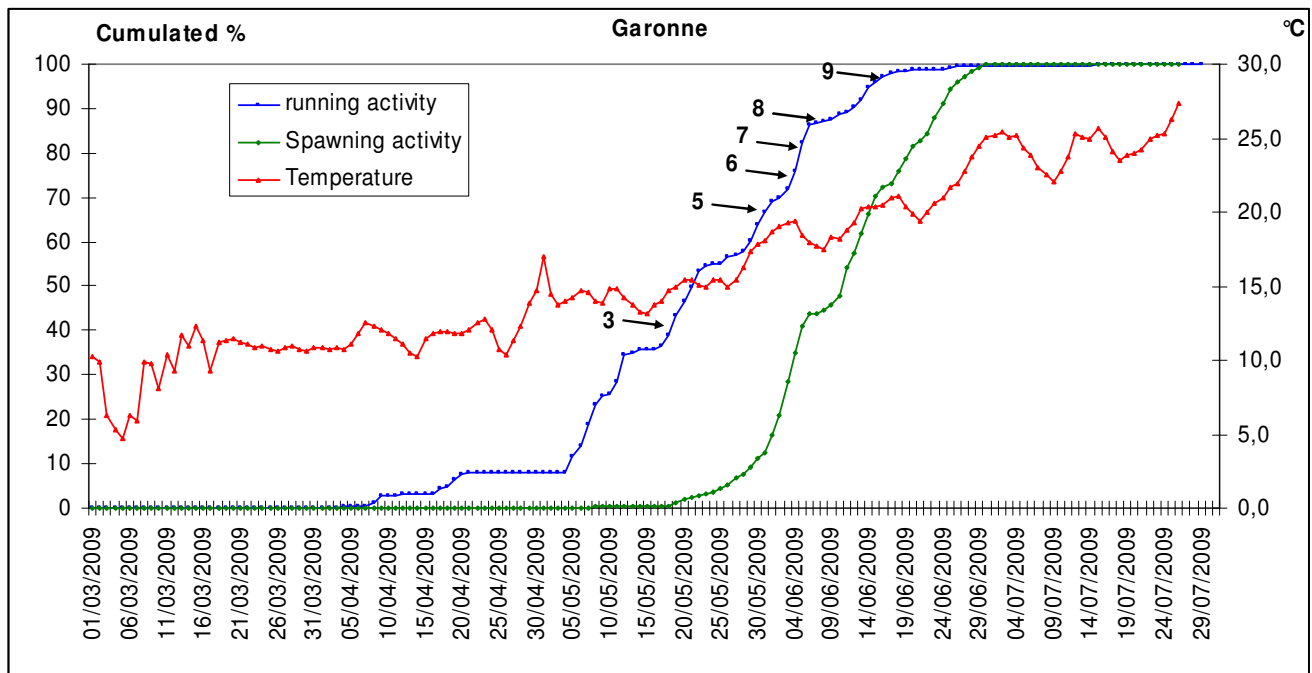


Figure 13 : Courbes représentant les pourcentages cumulés de l'activité de fraie et de la migration durant la saison de reproduction, mises en relation avec la température et les épisodes de piégeage et le numéro des lots piégés (exemple de 2009)

Par ailleurs, dans le cadre du fonctionnement en routine du suivi des migrations, un agent technique pointe les espèces et comptabilise les poissons ayant emprunté l'ascenseur à la station de contrôle (Golfech ou Tuilières). Ainsi, il est possible en temps réel, de déterminer la présence et l'abondance de géniteurs de grande alose empruntant la passe à poissons ce qui permet, par la même occasion, d'avoir une idée du nombre de poissons s'apprêtant à la franchir et ainsi, décider d'armer le piège ou pas.

Ce paramètre est particulièrement important pour parvenir à obtenir des géniteurs sauvages sains, en bonne santé et potentiellement réceptifs à l'induction. La figure 13 permet de voir où se situent les épisodes de piégeage par rapport à la dynamique de migration des géniteurs et à l'activité de reproduction pour l'année 2009 sur la Garonne. Il apparaît que les piégeages n'ont pas débuté dès les premiers franchissements au niveau de la station de contrôle de migration mais après la caractérisation du début de l'activité de reproduction.

La manipulation des géniteurs

Lors de la capture, les femelles sont différenciées des mâles. La méthode consiste à réaliser de légères pressions avec le pouce et l'index en amont de la papille urogénitale. Si de la semence s'échappe, c'est un mâle.

Lorsque le nombre de mâles et de femelles capturés est suffisant pour réaliser une reproduction viable, les géniteurs sont transportés à la pisciculture de Bruch. Les recommandations, en matière d'effectifs de géniteurs préconisent un rapport de 2 femelles pour 3 mâles. En l'occurrence, le transport est réalisé pour des effectifs approximatifs de 40 poissons (capacité optimale de la cuve de transport) soit 24 mâles pour 16 femelles.

Avant de réaliser un transfert, il convient de s'assurer que la température du milieu de stockage et de celui de destination soient voisines, l'écart devant être inférieur à 2°C. Dans le cas contraire, il convient de diluer le milieu de stockage avec l'eau de celui de destination. Le transfert des géniteurs se fait individu par individu et nécessite la présence de deux opérateurs : le premier capture le poisson à l'épuisette et le second le met dans un sac

plastique rempli d'eau (Photographie 17). Il est impératif d'éviter de mettre les géniteurs hors de l'eau afin de prévenir tout stress qui serait létal. Le poisson est ensuite libéré de son sac en plastique qui est ouvert dans la cuve de transport du camion.



A : pêches dans le bassin de stockage sur le site de capture de Golfech ;

B : transferts en sac des bassins vers la cuve

C : mise en sac d'un géniteur.

Photographie 17 : Manipulation des géniteurs

La production d'œufs

2.1.9 Induction hormonale

Contrairement à d'autres espèces de poissons élevées en pisciculture depuis des décennies, la grande alose n'a jamais suscité un réel engouement chez les agronomes ou les pisciculteurs. Ainsi, même si les facteurs déclenchant la reproduction des géniteurs ont été appréhendés dans le milieu naturel, ceux qui conditionnent la maturation sexuelle sont encore mal connus à l'heure actuelle ou difficilement reproductibles en milieu confiné.

De plus, le caractère aléatoire de l'état de maturité individuel au sein d'un lot de poissons capturés dans le milieu naturel au même moment, ne permet pas de pratiquer une reproduction artificielle par récolte des gamètes (« stripping ») et fécondation sèche. En effet, si les mâles sont spermiant tous au long de la saison, les femelles ont une maturation ovarienne partielle et échelonnée dans le temps.

Par conséquent, il convient d'avoir recours à des pratiques également utilisées sur certains poissons marins (bar, dorade, etc) : l'induction hormonale. L'utilisation d'un analogue synthétique de la LHRH (luteinising hormone releasing hormone, ou gonadoréline, ou gonadolibérine) permet de précipiter et de synchroniser la ponte de l'ensemble des femelles. Cette protéine, composée de dix acides aminés, est naturellement produite par l'hypothalamus. Elle stimule la production par l'hypophyse antérieure d'hormones lutéotropes (LH) qui, à son tour, stimule les gonades. Dans le cadre d'un processus physiologique naturel, les gonades exercent en retour un rétrocontrôle sur l'activité hypothalamique qui conduit à l'autorégulation du processus. Du fait des caractéristiques biologiques particulières de la grande alose concernant le frai, il n'est pas possible d'obtenir la maturation de la totalité des gonocytes d'un individu en procédant à une unique injection de LHRH. Par ailleurs, ce type d'injection d'une grande quantité de stimulant provoque dans un second temps l'activation d'un rétrocontrôle accru par les gonades, qui théoriquement inhibe la production de LHRH et par conséquent une maturation ultérieure. La LHRH est une hormone qui affecte la phase finale de la maturation des ovocytes, incluant l'ovulation. L'induction ne peut donc être pratiquée avec succès que sur des poissons ayant déjà atteint un certain niveau de maturité sexuelle.



Photographie 18 : Plan de travail avant le début de l'induction des géniteurs



Photographie 19 : Injection intramusculaire de LHRH

Les injections sont préparées 1 heure avant le transport des géniteurs depuis le site de piégeage vers la pisciculture. Elles sont conservées au frais (les seringues préparées mais inutilisées peuvent être stockées à -20°C en attendant un usage ultérieur). L'injection est pratiquée lors du transfert des géniteurs dans la cuve de transport, directement au travers du sac plastique. Les mâles reçoivent une injection dans le muscle dorsal quelques centimètres devant la nageoire, les femelles en reçoivent deux (dose plus volumineuse). Comme la cadence de prise en charge des poissons est élevée, une mousse est disposée sur le plan de travail afin de diminuer le stress du poisson lors de son maintien durant l'injection.

Tableau 3 : Caractéristique des doses intervenant dans l'induction hormonale

	Adjuvant	Dose	Mâle	Femelle
LHRHa	sérum physiologique	100 µg/kg	100 µg	150 à 200 µg

2.1.10 Ponte

Une fois les injections réalisées, les géniteurs sont transportés jusqu'à Bruch. A leur arrivée sur le site de production, ils sont regroupés dans un même bassin de ponte (photographie 20). La reproduction se déroule dès lors sans intervention humaine jusqu'à ce que les œufs soient pondus par les femelles et fécondés par les mâles.



Photographie 20 : Bassin de ponte avant le début de la ponte et de la récolte des œufs

L'accouplement a lieu dans le bassin juste au-dessous de la surface de l'eau. Les ovocytes et la semence sont mêlés dans un remous provoqué par le (ou les) mâle(s) et la (ou les) femelle(s), ce comportement caractéristique et analogue à celui observé dans le milieu naturel est appelé « bull ». Les œufs fécondés sont plus denses que l'eau et sédimentent vers le fond du bassin puis sont aspirés au travers de l'évacuation du fond du bassin. Il ne s'écoule que quelques dizaines de secondes entre la ponte et la récolte des œufs dans le filet. La première ponte arrive une douzaine d'heures après l'induction et plusieurs autres peuvent se succéder durant les 20 heures suivantes. Ceci, de jour comme de nuit contrairement à ce qui est observé dans le milieu naturel où la reproduction est exclusivement nocturne. Après ces quelques heures d'activité intense, les géniteurs reprennent une nage plus calme, cependant cet effort peut conduire certains d'entre eux à mourir d'épuisement.

A ce moment de la production, deux possibilités s'offrent au pisciculteur : La première est de sacrifier le lot de géniteurs pour laisser la place à de nouveaux spécimens prêts à pondre ; la seconde est de conserver les poissons après la ponte durant quelques jours et, si l'état physiologique de ces poissons le permet, certains reprendront une activité sexuelle « naturelle » en se reproduisant la nuit. Les quantités d'œufs ainsi obtenues sont plus modestes et moins regroupées dans le temps que celles qui découlent directement de l'induction hormonale. Néanmoins, elles constituent une contribution non négligeable dans la mesure où les œufs obtenus ainsi, sont de qualité équivalente aux autres contrairement à ceux issus d'une deuxième induction hormonale des géniteurs.

Concernant la récolte des œufs, le filet collecteur doit être vérifié régulièrement afin de caractériser l'arrivée d'une ponte. Par la suite, il est nécessaire de laisser les œufs dans le filet sans les manipuler pendant une heure. Les œufs sont particulièrement fragiles dans les instants qui suivent la fécondation. Néanmoins, il faut éviter de les y laisser trop longtemps car le filet retient toutes les impuretés laissées par les géniteurs (écailles, fécès, etc.) qui sont autant de contaminants potentiels à retirer avant la mise en jarre.

Incubation des oeufs

2.1.11 Généralités

Les œufs de grande alose sont de petite taille, 2 à 3 mm et peuvent être légèrement adhérents mais pas collants. L'incubation se déroule à l'abri de la lumière, afin de simuler les conditions naturelles. En effet, une fois fécondés les œufs sédimentent sur le fond du cours d'eau.

La durée du « stade œuf » est courte et dépend de la température d'incubation dont la modulation permet de ralentir ou d'accélérer la durée d'incubation. A noter qu'en dessous de 15°C, l'embryogénèse est considérablement ralentie et à l'opposé, des températures trop élevées augmentent le risque de malformation des larves.

2.1.12 Mise en incubateur

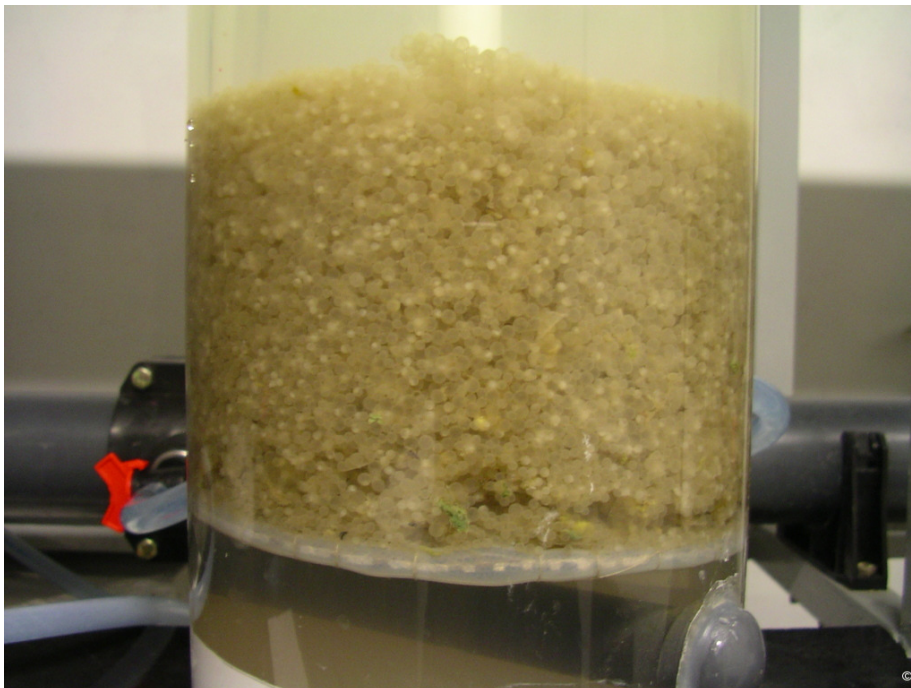
L'incubation d'un lot d'œufs important dans un même incubateur exige un effort tout particulier de prévention afin d'éviter l'apparition de maladie qui entraînerait de lourdes pertes. La principale cause de mortalité durant l'incubation des œufs d'alse est la colonisation de la ponte par un oomycète : le saprolénia. Etant donné que les spores de ce champignon sont présentes partout, et que chaque impureté organique ou œuf mort est un substrat potentiel de développement, il convient de nettoyer soigneusement chaque ponte avant sa mise en incubation. D'abord par filtration : un tamis à mailles larges en nylon permet d'éliminer les plus grosses particules. Ensuite, la ponte est rincée plusieurs fois avec l'eau du circuit fermé. Cette étape permet aussi d'acclimater les œufs à leur prochain milieu d'accueil.

Lorsque la ponte est propre, elle peut être caractérisée qualitativement et quantitativement. Ceci en réalisant sur plusieurs échantillons homogènes et représentatifs : le calcul d'un taux de survie et l'évaluation du nombre d'œufs par gramme. Ces deux paramètres couplés à la masse totale de la ponte renseigneront sur le nombre d'œufs viables de celle-ci, avant incubation. Cette méthode permet d'estimer le nombre d'œufs issus d'une ponte avec une marge d'erreur de 5 à 10 %. Enfin, avant d'être mise en jarre, la ponte subit un bain de 10 minutes dans une solution à 250 ppm de peroxyde.

Quelques heures à peine après la mise en jarre de la ponte, son aspect global renseigne sur sa qualité, cette donnée est un supplément d'information vis-à-vis du taux de survie (photographies ci-dessous).



Photographie 21 : Ponte de mauvaise qualité, beaucoup d'œufs blancs et tailles hétérogènes => qualité des gamètes



Photographie 22 : Ponte de mauvaise qualité, présence d'œufs blancs, inclusions verdâtre et jaunâtre, amalgames d'œufs => ponte « sale » vraisemblablement sujette à contamination par des germes



Ponte de très bonne qualité : quelques œufs morts (blancs) et pas d'aglutinements.



Photographie 23 : Pontes de bonne qualité

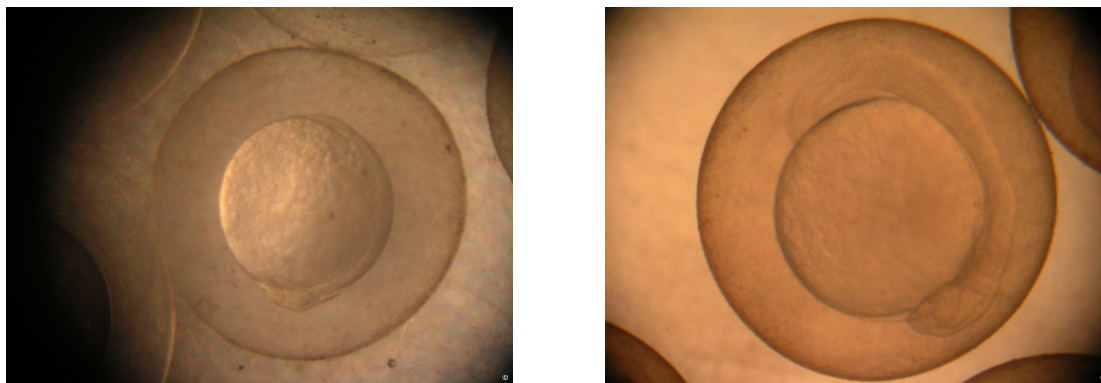
2.1.13 Déroulement de l'incubation

L'aspect général d'une ponte lors de sa récolte renseigne donc le pisciculteur quant à sa viabilité. Un taux de mortalité élevé, des œufs de tailles hétérogènes ou amalgamés avec des impuretés sont autant d'indices indiquant que la ponte ne présentera pas un bon taux de survie final ou devra subir un grand nombre de traitements spécifiques.

Au cours de l'incubation, il convient de s'assurer que la ponte soit bien brassée, de façon homogène. Il est important de savoir que la période entre le stade blastula et la segmentation est particulièrement sujette à des anomalies qui conduisent à la coagulation de l'œuf (œuf blanc). Ainsi, jusqu'à la fin de la phase de segmentation de l'embryon, par principe de précaution on évitera les brassages trop vigoureux. Généralement, lorsque le stade où l'appendice caudal se dissocie des réserves vitellines est atteint, la quantité d'œufs viables cesse de décroître jusqu'à l'éclosion.

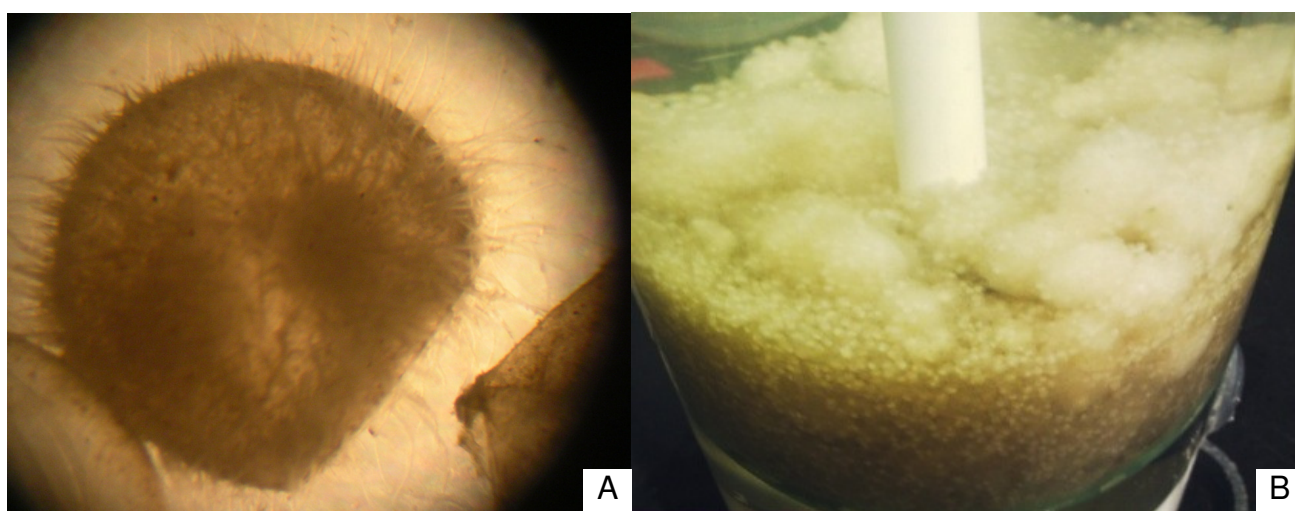
Tableau 4 : Traitements préventifs des pontes.

	Produit	Concentration	Durée	administration	
Ponte	H ₂ O ₂	250 ppm	10 min	bain fixe	1 avant mise en jarre
Incubation		100 ppm	90 min	bain passant	2 fois / jour



Photographie 24 : Aspect de l'embryon en début (à gauche) et fin de segmentation (à droite)

Par ailleurs, il est impératif de prévenir l'apparition de saprolénia car, à ces températures, ce saprophage peut devenir une source de mortalité très importante. La totalité d'une ponte peut être colonisée et anéantie en moins de 48 heures si rien n'est fait. Les œufs morts (blancs) sont donc retirés deux fois par jour et un traitement préventif au peroxyde d'hydrogène est réalisé deux fois par jour également, ceci depuis la mise en jarre jusqu'à l'éclosion des œufs.

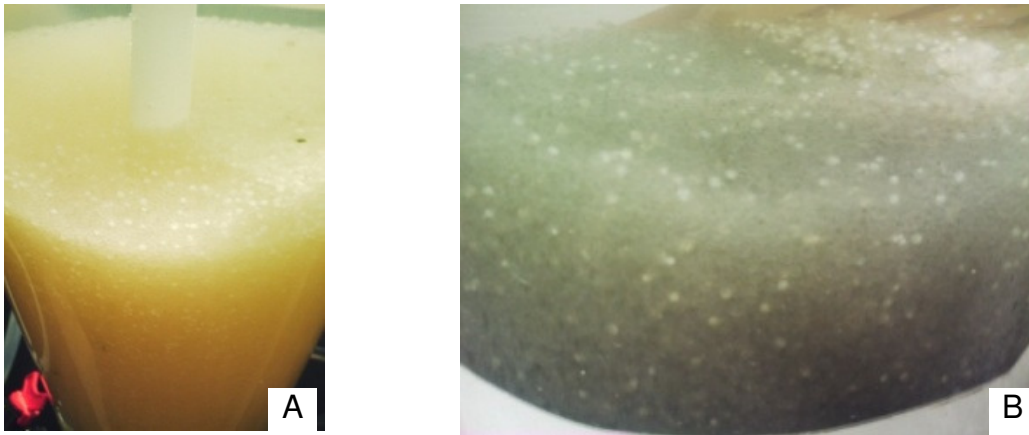


Photographie 25 : A = œuf infesté de saprolénia (en cours de prolifération) ; B = ponte en cours de colonisation

2.1.14 Eclosion

L'importance d'avoir des incubateurs transparents se fait ressentir à plusieurs niveaux. D'abord, pour diagnostiquer l'état sanitaire de la ponte mais aussi pour suivre l'avancée du développement embryonnaire sans avoir à réaliser de prélèvement. Ainsi, lorsque les œufs ont pris une coloration grisée (photographie 26) et que les embryons sont mobiles dans l'œuf, est venu le moment de les transférer dans le dispositif d'éclosion. Cette manipulation ne doit pas être réalisée trop tardivement car elle provoquerait alors l'éclosion massive des œufs durant le transfert. Cette opération donne l'opportunité de nettoyer une dernière fois les pontes, d'évaluer la quantité des œufs à éclore grâce à la méthode utilisée précédemment.

Les œufs sont donc transférés via un siphon depuis les jarres d'incubation vers une bassine, puis tamisés et rincés. Ils sont ensuite égouttés et pesés. Des échantillons représentatifs sont prélevés pour établir les taux de survie et la quantité moyenne d'œufs au gramme. Enfin, grâce à un entonnoir, ils sont déposés dans une jarre d'éclosion.

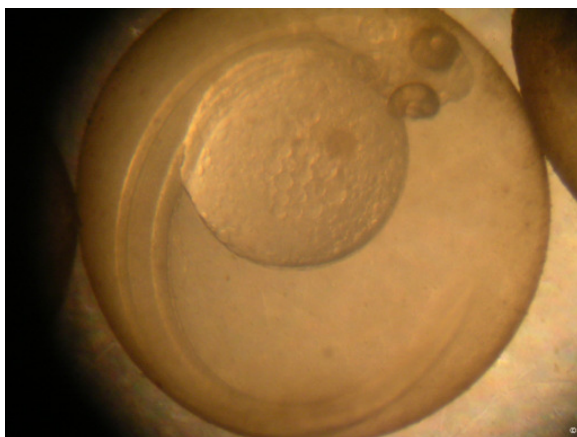


Photographie 26 : Coloration ambrée caractéristique d'une ponte durant l'incubation (A) et grisée caractéristique de l'imminence de l'éclosion (B)

Le renouvellement d'eau de la jarre doit être suffisant pour brasser la ponte dans sa totalité, tous les œufs doivent être en mouvement bien qu'il ne doive pas provoquer l'évacuation des œufs morts ou des coquilles vers le bassin d'élevage. L'éclosion prend généralement quelques heures mais elle peut s'étaler sur plusieurs jours selon la température. Si elle tombe en dessous de 16°C, il peut y avoir des conséquences préjudiciables sur le taux de survie global de la ponte. En effet, certains embryons meurent avant d'éclore et si aucun traitement préventif n'est possible, il faut s'attendre à une prolifération de saprolénia.

En élevage, la lumière agit comme un facteur déclencheur ou synchronisateur de l'éclosion et plus particulièrement l'allumage de l'éclairage artificiel le matin. En effet, lorsque l'éclosion d'un lot débute, il est observé une éclosion des larves une à une. Puis, le rythme peut s'accélérer durant la journée ; ou ralentir lorsque la période d'obscurité commence, provoquant une phase de latence dans l'éclosion d'un lot d'œufs. La reprise de l'éclairage le lendemain matin provoque alors une éclosion massive.

Lorsque tous les œufs sont éclos, la jarre d'éclosion et le bassin d'élevage sont nettoyés, les œufs et larves mortes ainsi que larves moribondes sont retirés grâce à un siphon. Ils sont alors comptabilisés en mortalité due à l'éclosion.

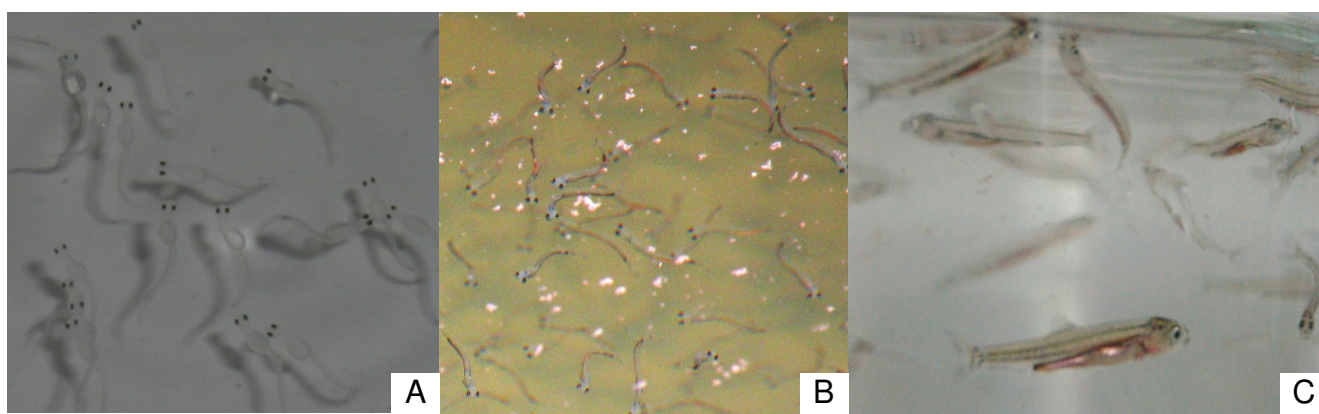


Photographie 27 : Aspect de l'embryon avant l'éclosion

Elevage larvaire

2.1.15 Alimentation

Jusqu'à l'ouverture de l'œsophage, la croissance de l'embryon s'effectue uniquement à partir de ses réserves vitellines. L'utilisation de géniteurs d'origine sauvage permet d'obtenir des œufs de qualité globalement homogène et riches en réserves vitellines, ce qui permet de limiter les problèmes d'élevage. Cependant, la phase de transition de l'alimentation endogène à l'alimentation exogène est une étape critique, étroitement liée à la température du milieu d'élevage. Elle peut durer de 24 à 72 heures selon que la température est de 22 ou 16 °C. Pour sécuriser la réussite de l'élevage, le premier nourrissage doit être réalisé 24 heures après l'éclosion des œufs. Une première prise alimentaire manquée conduit généralement à de lourdes pertes dans l'élevage.



Photographie 28 : Larves de grande alose ; âgées de quelques heures (A), de 3 jours (B), de 20 jours (C)

Les larves sont nourries uniquement durant la phase diurne avec des proies vivantes et de l'aliment artificiel. Elles ne s'alimentent pas la nuit et peu en période de faible luminosité ou d'eau turbide. Le type de proie vivante utilisé est un crustacé : *Artemia salina*, au stade nauplius A0 c'est-à-dire immédiatement après son éclosion. Leur composition (environ 55% de protéines et 20% de lipides) couvre la majeure partie des besoins nutritifs des larves. Cependant, ils ne contiennent que très peu d'acides gras polyinsaturés. Or, ces composés sont primordiaux pour le développement des larves. Notamment le DHA (acide docosahexaénoïque) et l'EPA (acide eicosapentaénoïque) qui sont des éléments de base pour la composition des membranes cellulaires, jouent un rôle déterminant dans la constitution des tissus nerveux et dans les mécanismes de l'osmorégulation. Pour combler ces manques du Caviar (Bernaqua) est utilisé, cet aliment est également enrichi en oligo-éléments, anti-oxydants et immuno-stimulants. D'autres marques fournissent ce type d'aliment (skretting, etc).

La distribution des proies vivantes se fait de façon à maintenir des proies nageantes dans le volume d'élevage en quantité tout au long de la période éclairée. Les larves ne sont pas sevrées et ne sont élevées au-delà de 20 jours qu'en cas de force majeure.

Tableau 4 : Rationnement des larves

A 20 °C	J1	J3	J6	J12
Artémia	Nauplii	Nauplii	Nauplii	Nauplii
	80/larve/jour	100/larve/jour	120/larve/jour	150/larve/jour
Caviar	100/200 µm	100/200 µm	200/300 µm	200/300 µm
	1 gr / 100 litre	1,5 gr / 100 litres	2 gr / 100 litres	3 gr/100 litres

2.1.16 Prophylaxie



Les bassins sont nettoyés grâce à des siphons tous les jours afin d'éliminer les résidus de nourriture et les larves mortes tombés sur le fond. Afin de suivre les effectifs de chacun des lots dans l'élevage, toutes les larves mortes sont comptées et retranchées du nombre initial après éclosion. Cet entretien quotidien permet surtout de prévenir l'apparition de maladies.

Photographie 29 : Atelier de comptage des larves mortes

Transport des larves

Cette étape nécessite une bonne préparation afin d'éviter toute perte de temps et donc potentiellement de larves. La quantité de larves par sac de transport doit être comprise entre 10 000 et 15 000 larves, chacun est rempli de 20 litres d'eau et 30 litres d'oxygène environ. Les sacs sont doublés, le premier contenant les larves est disposé à l'envers dans le second, tout deux sont hermétiquement fermés avec un bracelet en caoutchouc.

Le transfert des larves depuis le bassin d'élevage vers les sacs de transport se fait grâce à un bécquet de 5 litres à anse. Mais afin de réaliser des prélèvements homogènes de larves dans le bassin, il est nécessaire de les regrouper. Tout d'abord, une partie du bac d'élevage est couverte : ainsi le phototropisme positif des larves les pousse à se déplacer vers la partie éclairée du bac. Puis un filet est utilisé afin de concentrer les larves dans une portion réduite du bac. Le banc de larves ainsi formé est alors pêché (à l'aide de bécquet) et réparti dans un nombre adéquat de sacs. Puis une fois conditionnés, les sacs sont aussitôt entreposés dans le camion.



Photographie 30 : Atelier de mise en sac des larves



Photographie 31 : Dispositif de concentration des larves



Photographie 32 : Pêche des larves au bécet



Photographie 33 : Larves en sac prêtes à être transportées

3 PRINCIPAUX RESULTATS

Transport

Au cours des trois années du projet Life, 654 géniteurs ont été capturés et ont participé aux pontes. Les précautions prises pour manipuler ces poissons permettent de limiter les mortalités en dépit de la fragilité de cette espèce, puisque seulement quelques individus (moins de 15) sont morts durant le transport. La constitution de lots de géniteurs viables et équilibrés a été compliquée et si le ratio 3 mâles pour 2 femelle n'a pas toujours pu être respecté, le sex ratio des lots utilisés pour les pontes a toujours été supérieur à 1.

Pontes et incubation des oeufs

La technique d'induction hormonale la plus efficace et la plus pragmatique consiste en une induction de LHRH. Néanmoins, au cours de ces 3 années, des solutions alternatives ou complémentaires ont été testées : i) l'utilisation d'implant de GNRH qui diffère par le type d'hormone et son administration; ii) la pratique d'une seconde induction de LHRH ; la première induction n'ayant plus d'effet (fin des pontes) une autre est pratiquée sur les géniteurs iii) la conservation des géniteurs sans intervention, baptisée « naturelle », qui consiste à conserver les géniteurs alors que l'induction de LHRH n'a plus d'effet. L'objectif étant d'améliorer le ratio : quantité d'œufs produits / nombre de poissons prélevés.

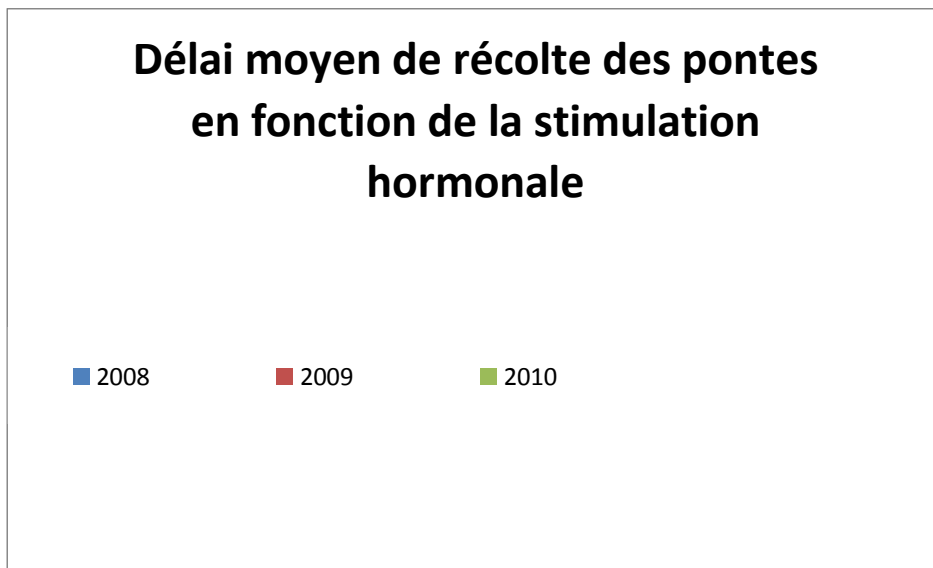


Figure 14 : Délai moyen (en heures) de récolte des pontes selon la stimulation hormonale.

Concernant le délai moyen de récolte des pontes (moyenne des temps de réponse entre l'induction et une ponte pour un type de stimulation une année donnée), il apparaît sur la figure 14 que la LHRH induit une réponse rapide, à peine une vingtaine d'heures après l'injection en moyenne. Généralement la première ponte est récoltée une quinzaine d'heures après l'induction et la dernière 30 heures après. Concernant l'implant de GNRH, il est observé un délai de réponse plus long, pratiquement 60 heures en moyenne. Enfin, pour obtenir des pontes « naturelles », il est nécessaire d'attendre au moins 5 à 6 jours pour les cas les plus précoces mais généralement, l'activité de reproduction reprend après 8 à 10 jours.

En plus du temps de réponse, un second paramètre doit être pris en compte, il s'agit de la quantité d'œufs produite par femelle, leur « productivité ». Cette valeur n'a été calculée que pour les œufs obtenus après la première induction. Il apparaît que, pour la LHRH, le ratio est de 316 gramme par femelle alors que pour la GNRH, il est de 198 grammes d'œufs par femelle. Néanmoins, 18 lots de géniteurs ont été induits avec de la LHRH et 1 seulement l'a été avec de la GHRH, c'est insuffisant pour pouvoir comparer rigoureusement les deux méthodes. Quant aux pontes naturelles, les quantités d'œufs récolté par femelles sont inférieures à celles obtenues par induction à la LHRH, de plus les récoltes quotidiennes sont maigres et hétérogènes, ce type de production est intéressante lorsque peu de géniteurs sont capturés.

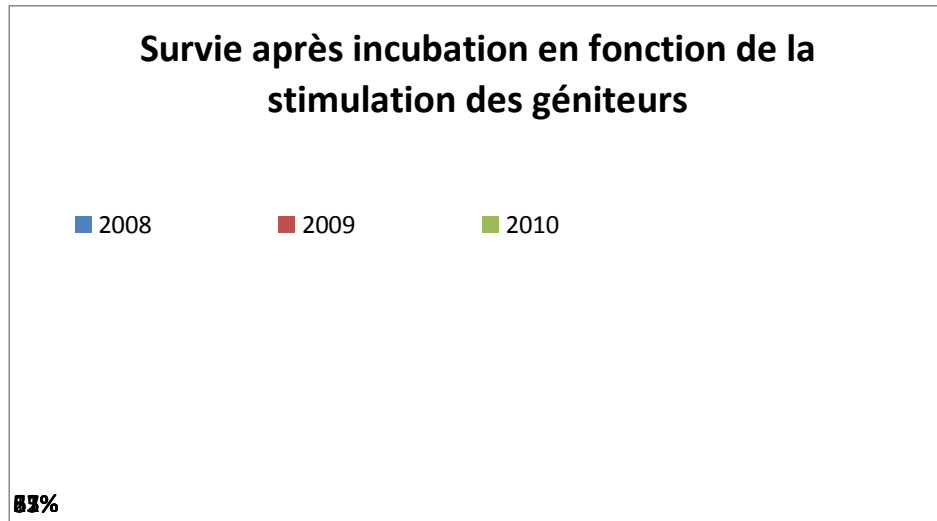


Figure 15 : Survie des œufs après incubation

Le troisième facteur déterminant à prendre en compte concerne la survie des œufs produits. Les meilleurs taux sont obtenus grâce à la GNRH, néanmoins, la LHRH donne de bons résultats. Là aussi, le nombre réduit de lots induits à la GNRH ne permet pas de conclure rigoureusement. Ensuite, s'agissant de la « valorisation » des géniteurs après une première induction, les résultats obtenus avec une deuxième induction de LHRH sont médiocres alors que les taux de survie des œufs obtenus suite à une maturation « naturelle » sont intéressants. Particulièrement en 2010, où les modifications apportées quant à la prise en charge des géniteurs, à leur conservation mais aussi aux traitements effectués avant et pendant l'incubation des œufs ont permis d'améliorer la qualité des produits et donc leur survie.

Au final, les tests menés avec la GNRH sont intéressants même si la quantité d'œufs produite est limitée, les taux de survie sont très bons et pourraient presque compenser le déficit d'œuf produits avec la LHRH. S'il s'avérait que ces résultats soient confirmés, ce serait une alternative à ne pas écarter.

Une question se pose, celle du sacrifice des géniteurs immédiatement après la fin des pontes. En effet, la première induction seule ne leur permet pas de produire la totalité des œufs dont ils sont potentiellement capables. De plus, leur retour dans le milieu naturel est inenvisageable pour des raisons sanitaires. La conservation de ces poissons sans autre induction hormonale semble une alternative intéressante et rentable puisque elle permet de récolter une quantité d'œufs non négligeable (20% des pontes en 2010)

Eclosion

C'est une étape critique et les mortalités peuvent être conséquentes lorsque le dispositif n'est pas pleinement fonctionnel. Les premiers systèmes utilisés n'étaient pas satisfaisants, le brassage des œufs était insuffisant. Néanmoins, les améliorations apportées ont permis de passer d'un taux d'éclosion d'à peine 50 % environ à un taux de 95 % en 2010.

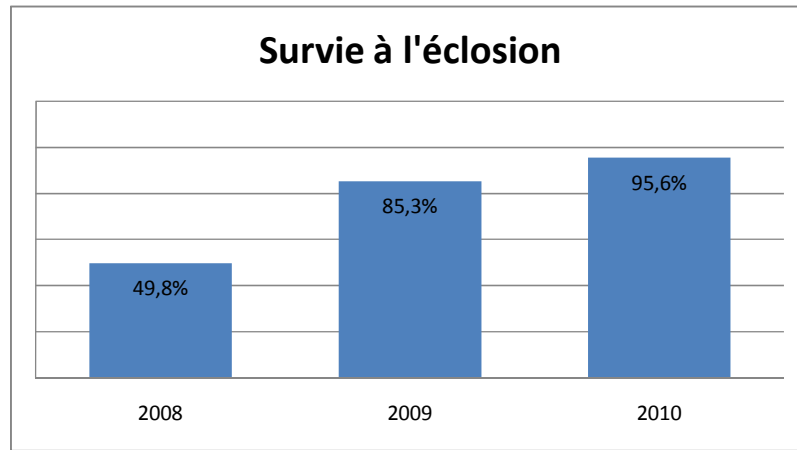


Figure 16 : Pourcentage des survies à l'éclosion en fonction de l'année

Elevage

3.1.1 Mortalité

Lorsque l'étape de transition entre l'alimentation endogène et exogène est réussie, la phase d'élevage larvaire n'occasionne pas de fortes mortalités, du moins jusqu'à la scalification et le passage à l'état juvénile. Comme dans le cadre de la production demandée, les larves ne sont conservées au maximum qu'une quinzaine de jours, ce problème ne se pose pas. Les mortalités cumulées recensées au cours de la période d'élevage (incluant le marquage à la Tétracycline) sont de l'ordre de 5%.

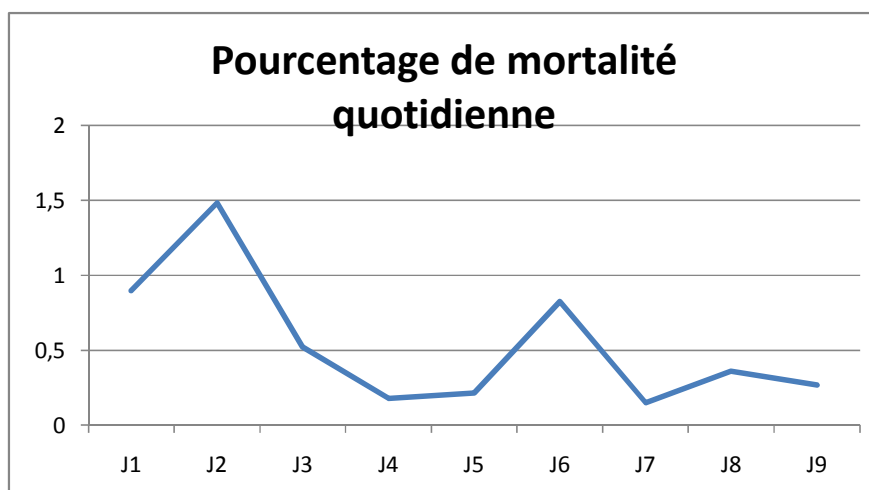


Figure 17 : Courbe des pourcentages de mortalité quotidienne (en ordonnée) à 9 jours (marquage à J5), suivi de 6 bacs d'élevage en 2010

Sur la figure 17 apparaissent les principales périodes de mortalité observée dans l'élevage : 2 jours après l'éclosion et le lendemain du marquage. Les mortalités directement imputables au marquage peuvent s'étaler sur deux jours.

3.1.2 Taille

A l'éclosion, les larves mesurent entre 9 millimètres et 1 centimètre. Dès les premiers jours, la croissance est très forte puis elle ralentit après 6 jours. La taille des alosons est quasiment multipliée par 1,5 en 9 jours.

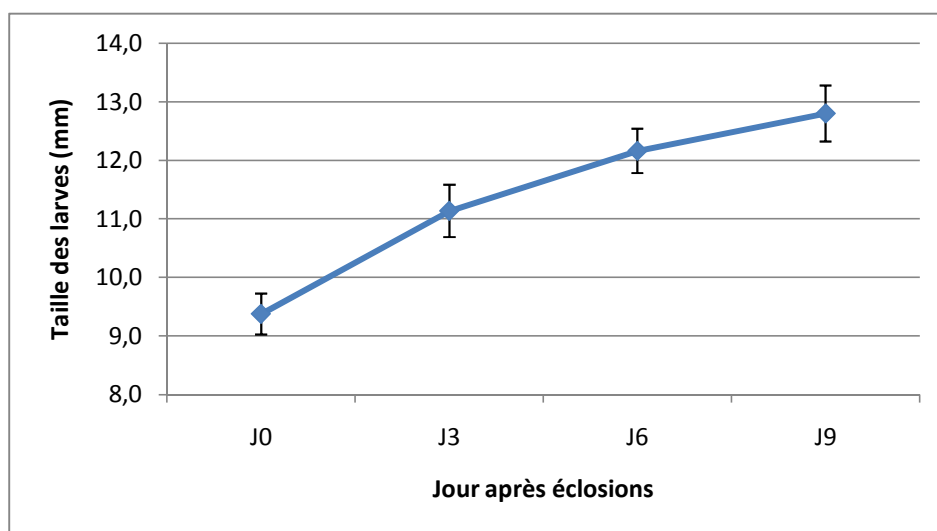


Figure 18 : Courbe de croissance des larves durant l'élevage 2010

CONCLUSION

Le présent manuel a pour vocation d'aider à la mise en œuvre d'un élevage de larves de grande alose, il retranscrit l'expérience acquise lors d'une opération qui a duré 3 ans.

Bien qu'aucune structure de l'envergure de l'écloserie de Bruch n'ait été développée pour produire des larves de grande alose jusqu'alors, il s'avère que l'élevage de ce poisson jusqu'au stade juvénile ne présente pas d'écueil majeur. Toutefois, il est nécessaire de s'appuyer sur des dispositifs adaptés même s'il est possible de parvenir à des niveaux de productions conséquents avec des investissements initiaux relativement faibles.

L'élevage de la grande alose peut se résumer en quelques étapes clefs pour lesquelles il faut faire preuve de précaution. D'abord, l'utilisation de géniteurs sauvages implique un dispositif de piégeage et de transport adapté à la fragilité du poisson. Le choix de la période de captures au cours de la migration saisonnière est également cruciale pour la réussite de l'induction hormonale et l'obtention d'œufs de qualité. Ensuite, une attention particulière doit être portée à l'aspect sanitaire des géniteurs durant la ponte et surtout à celui des œufs avant et pendant l'incubation. Enfin, durant l'élevage, il convient de nourrir les larves suffisamment tôt et de s'assurer que la nourriture est disponible en quantité adéquate tout au long de la journée. Si l'on devait situer le niveau de technicité de ce type d'élevage, il serait à mi-chemin entre la salmoniculture et l'écloserie marine.

L'utilisation de la zootechnie dans le cadre de plan de sauvegarde d'espèce est délicat. En effet, il convient d'optimiser la production d'individus sans pour autant tomber dans des dérives productivistes. C'est pourquoi, il a semblé important de conserver une photopériode similaire à celle du milieu naturel durant l'élevage, limiter autant que possible la durée de ce dernier, mais aussi conserver une température du milieu d'élevage variant sur une amplitude thermique journalière comparable à celle d'une rivière à alose. Enfin, la seule sélection qui a opéré sur les géniteurs était liée à des critères sanitaires et la constitution d'un lot de géniteurs au sex-ratio équilibré. Ces facteurs permettent de s'assurer de la production d'individus rustiques et génétiquement diversifiés, à même de contribuer à la restauration d'une population ayant disparue d'un fleuve, dans la mesure où les causes de sa disparition sont connues et qu'elles ont été levées.

BIBLIOGRAPHIE

Aquaculture, 2008.livre rédigé sous la direction de Christiane Ferra.

Baglinière, J.L. (2000). Le genre *Alosa* sp. In: Les aloses (*Alosa alosa* et *Alosa fallax* spp.) Ecobiologie et variabilité des populations. Eds: Baglinière, J.L.; Elie, P., Paris: INRA-Cemagref., pp. 3-30.

Baglinière, J.L.; Sabatié, M.R.; Alexandrino, P.; Aprahamian, M.W.; Elie, P., 2000: Les aloses: une richesse patrimoniale à conserver et à valoriser. In: Les aloses (*Alosa alosa* et *Alosa fallax* spp.) Ecobiologie et variabilité des populations. Eds: Baglinière, J.L.; Elie, P., Paris: INRA-Cemagref., pp. 263-275

CASSOU-LEINS F., CASSOU-LEINS J.J., 1981. Recherches sur la biologie et l'halieutique des migrateurs de la Garonne et principalement de l'Alose, *Alosa alosa* L. Thèse doctorat 3è cycle, Institut National Polytechnique de Toulouse, 382p.

CASSOU-LEINS F. et CASSOU-LEINS J.J., 1990. Réserve naturelle de la frayère d'aloses. Synthèse quinquennale. Rapport ENSA Toulouse, 57p

CASSOU-LEINS J.J., CASSOU-LEINS F., BOISNEAU P., BAGLINIERE J.L., 2000. La reproduction in BAGLINIERE J.L., ELIE P., 2000. Les aloses (*Alosa alosa* et *Alosa fallax* spp.) – Ecobiologie et variabilité des populations. Cemagref, Inra Editions, Paris : 73-92.

HENDRICKS, M. L., AND T. R. BENDER, JR., 1994. Job III. American shad hatchery operations, 1994. Pages 3-1 to 3-33 in Restoration of American shad to the Susquehanna River. Annual Progress Report, 1993. Susquehanna River Anadromous Fish Restoration Committee. Harrisburg, Pennsylvania.

HENDRICKS, M. L., AND T. R. BENDER, JR., 1995. Job III. American shad hatchery operations, 1994. Pages 3-1 to 3-21 in Restoration of American shad to the Susquehanna River. Annual Progress Report, 1994. Susquehanna River Anadromous Fish Restoration Committee. Harrisburg, Pennsylvania.

HENDRICKS, M. L. 1995. The contribution of hatchery fish to the restoration of American shad in the Susquehanna River. American Fisheries Society Symposium 15:329-336.

HENDRICKS, M. L., T. R. BENDER, JR. AND V. A. MUDRAK., 1991. Multiple marking of American shad otoliths with tetracycline antibiotics. North American Journal of Fisheries Management 11:212-219.

HENDRICKS, M. L., 2001. Job.V., Task 2. Analysis of adult American shad otoliths, 2000. Pages 5-16 to 5-46 in Restoration of American shad to the Susquehanna River. Annual Progress Report, 2000. Susquehanna River Anadromous Fish Restoration Committee. Harrisburg, Pennsylvania.

HOESTLANDT H., 1948. Fécondation artificielle et incubation de l'alse du Rhône : *Paralosa rhodensis* Roule. Ann. Stat. Centr. Hydrobiol. Appt., 2, 223-228.Lelek, 1980

JATTEAU P., ROUAULT T., BEECK P., CLAVE D., et WILLIOT P. (en cours de publication) Induced spawning and larval rearing in allis shad prospects for restocking projects.

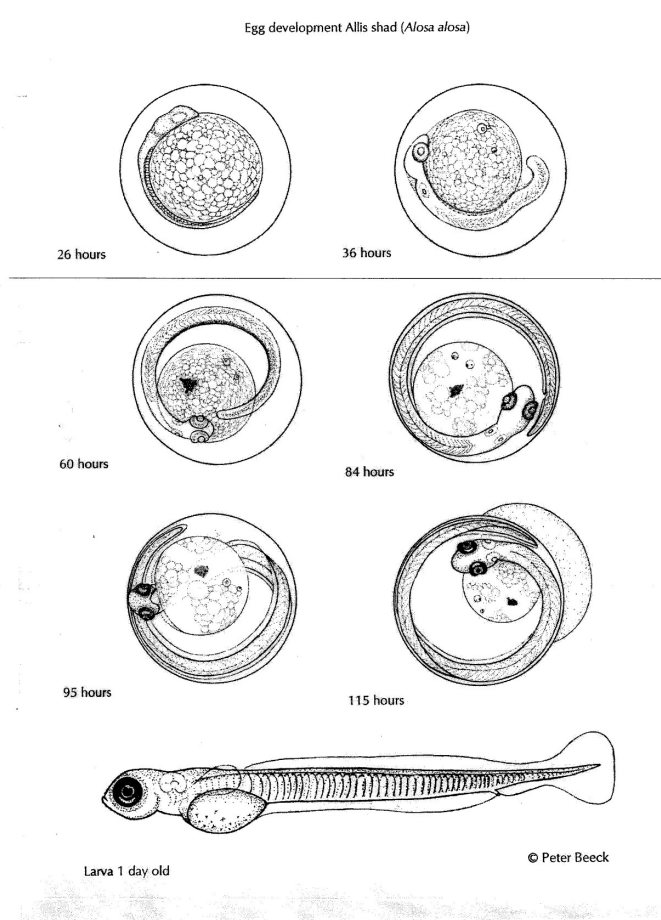
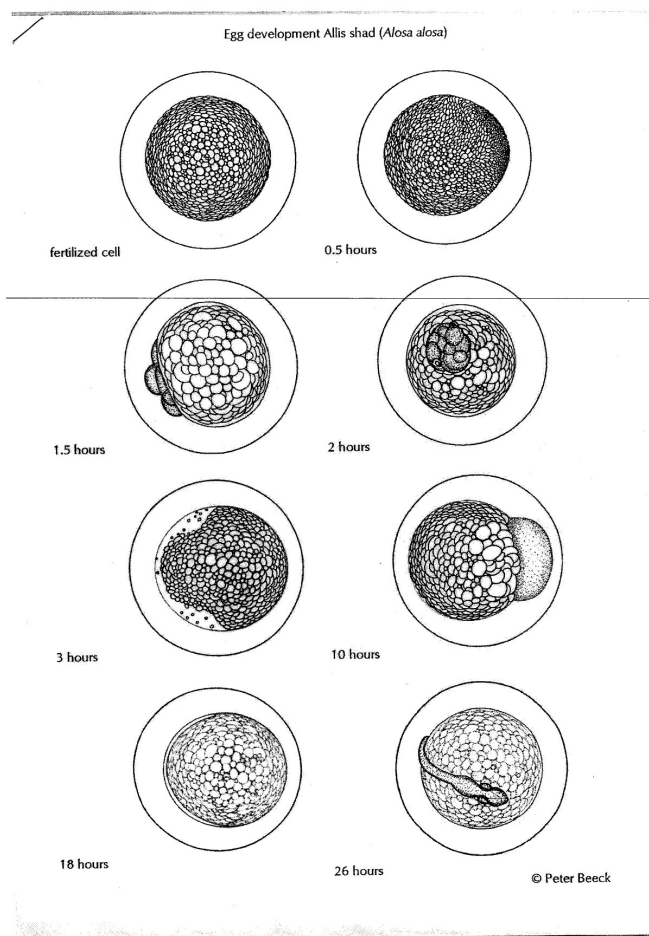
TAVERNY C., 1991. Contribution à la connaissance de la dynamique des populations d'aloses (*Alosa alosa* et *Alosa fallax*) dans le système fluvio-estuarien de la Gironde. Thèse Doc., Université de Bordeaux I. Editions CEMAGREF, coll. Etudes, Ressources en eau n°4, 451 p.

TAVERNY C., CASSOU-LEINS J.J., CASSOU-LEINS F., ELIE P., 2000. De l'œuf à l'adulte en mer. In BAGLINIERE J.L., ELIE P., Les aloses de l'Atlantique-Est et de la mer Méditerranée-Ouest (*Alosa alosa* et *Alosa fallax* spp.), biologie, écologie, taxinomie et influence des activités humaines. Coédition INRA et CEMAGREF, p 93-124.

TAVERNY C. et ELIE P., 2001. Répartition spatio-temporelle de la grande alose *Alosa alosa* et de l'alse feinte *Alosa fallax* dans le golfe de Gascogne. Bull. Fr. Pêche Piscic., 362/363, p 803-821.

ANNEXES

Annexe 1 : étapes du développement embryonnaire de la grande alose (source Beeck P.)



Annexe 2 : Tableau des résultats d'incubation et d'éclosion

Year	Spawners' batches	Hormone	Induction	Male	Female	Sex ratio	Number of laying	Temperature (°C)	Time between induction and spawning (mean in hour)	Initial weight of eggs (gr)	Eggs per female (gr)	Survival rate (incubation)	Survival rate (hatching)
2008	ABC	LHRH	1	67	51	1,31	14	19,4	22,0	17 989	353	55%	49,8%
	B	LHRH	0				4	20,0	248,0	3 115		21%	
2009	DEFGHJKM	LHRH	1	142	119	1,19	29	20,3	22,3	36 638	308	52%	85,3%
	EJK	LHRH	2				3	20,5	17,3	3 140		11%	
	I	GNRH	1	11	9	1,22	3	24,2	55,0	1 785	198	87%	
	NOPQRST	LHRH	1	148	107	1,38	23	21,2	20,3	32 981	308	65%	
2010	ORST	LHRH	0				14	20,9	223,9	9 771		63%	95,6%

Annexe 3 : Fiche de suivi des pontes avant éclosion

Caractéristiques initiales de la ponte post-fécondation					
Date de la ponte :		Heure de la ponte :		Lot géniteurs :	
Numéro bac :		Température du bac :			
		Nb initial d'œuf de la ponte			
Poids ponte (g) :					
Estimation du nb d'œufs initial					
	Echantillons	Masse	Nb d'œufs	Qté d'œuf par g	
	1				
	2				
	3				
Poids moyen d'un œuf (mg):		Nb d'œufs moyen par g :			
		Nb total d'œufs initial :			
		(Masse × nb d'œufs moyen par g)			
Volume ponte (ml) :					
Estimation du nb d'œufs initial					
	Echantillons	Volume dans 10 ml (X ml)	Déplacement d'eau (X-10 ml)	Nb d'œufs	
	1				
	2				
	3				
	Total :				
Nb d'œufs au litre :					
(Nb d'œufs tot × 1000 / Déplacement tot eau)					
		Nb total d'œufs initial :			
		(Nb d'œufs au litre × Volume ponte)			
		Nb initial d'œuf viable			
Estimation du nb d'œufs viables					
Echantillons	Nb d'œufs	Oeufs morts	Oeufs vivants	Pourcentage d'œuf viable	Pourcentage moyen d'œuf viable :
1					
2					
3					
		Nb initial d'œufs viables dans la ponte :			
		(Nb œuf estimé via la masse × pourcentage moyen d'œuf viable / 100)			
Etat de la ponte et remarques :					

Annexe 4 : Fiche de suivi des pontes avant éclosion

Caractéristiques finales de la ponte pré-éclosion					
		Nb final d'œufs de la ponte			
Poids _{ponte} (g) :					
Estimation du nombre d'œufs final					
	Echantillons	Masse	Nb d'œufs	Qté d'œuf par g	
	1				
	2				
	3				
Poids moyen d'un œuf (mg) :		Nb d'œufs moyen par g :			
Nb total d'œufs final :					
(Masse × nb d'œufs moyen par g)					
Volume _{ponte} (ml) :					
Estimation du nombre d'œufs final					
	Echantillons	Volume dans 10 ml (X ml)	Déplacement d'eau (X-10ml)	Nb d'œufs	
	1				
	2				
	3				
	Total :				
Nb d'œufs au litre :					
(Nb d'œufs tot × 1000 / Déplacement tot eau)					
Nb total d'œufs final :					
(Nb d'œufs au litre × Volume ponte)					
		Nb final d'œuf viable			
Estimation du nb d'œufs viables					
Echantillons	Nb d'œufs	Oeufs morts	Oeufs vivants	Pourcentage d'œuf viable	Pourcentage moyen d'œuf viable :
1					
2					
3					
Nb d'œufs viables dans la ponte :					
(Nb œuf estimé via la masse × pourcentage moyen d'œuf viable / 100)					
Etat de la ponte et remarques :					

Annexe 5 : Suivi d'incubation

Suivi d'Incubation												
N° de l'incubateur :				T° de l'incubateur :				Lot géniteurs :				
Date début d'incubation :				Date fin d'incubation :								
Date	Jour	Heure	T°c	Durée incubation cumulée en d-j	Stade de dev				Traitements			Remarques
					A	B	C	D	Type	Heure	[Conc]	
				0								
Temps d'incubation total en degrés												
Bac de destination :				Température du bac lors du transfert :				Légende: A Absence de chorde - ambré B Embryon en forme de graine de haricot - ambré C Embryon allongé - ambré D Embryon avec pigmentation oculaire - gris				
Date de transfert :				Heure de transfert :								

Annexe 6 : Suivi d'élevage

Suivi d'Elevage										
Bac N° :				Lot géniteurs :						
Incubateur d'origine :				Date de transfert incubateur :				Nb de larves viables estimé dans la ponte :		
Date	Jour	Heure	T°c	O2	pH	Nb larves		Nourrissage		Remarques
						Mort quot.	Vivant rest.	art.	cav.	
Total :										

Annexe 7 : Croissance larvaire

Croissance larvaire						
Ponte N° :		Bac N° :		Lot géniteurs :		
Date de début de suivi :				Date de fin de suivi :		
	J : 0	J : 3	J : 6	J : 9	J : 12	J : 15
Date						
Jour						
Heures						
Larves	Tailles (mm)					
1						
2						
3						
4						
5						
6						
7						
8						
9						
10						
Taille moyenne						
Croissance						
Remarques :						

Annexe 8 : Protocole de production pour 100g d'artémias

Matériels

100 g de cystes d'artémia
0,5L Eau de Javel
10 g de Soude (cristaux)
65 g de Thiosulfate

Eau préchauffée
Gros sel
Chaussette avec Tamis de 200 microns
Gants Mappa en latex
Masque à gaz
Lunette de protection

Méthodes

Hydratation

1. Prendre 1 L d'eau préchauffée dans la poubelle et les verser dans la jarre.
2. Peser et ajouter 30 g de sel
3. Mettre l'aération et le chauffage
4. Vérifier la température de l'eau qui doit être de 28-29 °C
5. Peser et ajouter les 100g de cystes
6. Durée de l'hydratation : 1 heure
7. Mélange délicatement la couche qui se forme en surface avec la spatule et asperger d'eau avec le pulvérisateur.

Préparation des réactifs :

1. Mettre les 0,5L de Javel au congélateur ou au réfrigérateur la veille.
2. Peser 10 g de Soude (cristaux) dans un pilulier, remplir d'eau du robinet et bien agiter.
3. Peser 65 g de Thiosulfate, les déposer dans la bassine bleue et les dissoudre dans 0,5 L d'eau du robinet.

Décapsulation

1. Mettre l'équipement de protection

Dans le même récipient que l'hydratation (jarre) :

2. Ajouter simultanément la soude et l'eau de Javel
3. Déclencher le chronomètre
4. Préparer le bidon bleu coupé avec la chaussette
5. Tamiser les cystes lorsqu'ils deviennent orangés (environ 6 min)
6. Rincer immédiatement à l'eau préchauffée de la poubelle (attention à la résistance !!!)
7. Placer les cystes pendant 1 minute dans la bassine de thiosulfate
8. Replacer la chaussette dans le bidon et rincer abondamment de nouveau avec l'eau de la poubelle
9. Bien égoutter les cystes

Incubation

1. Transférer les cystes dans l'incubateur (préparé la veille) en retournant la chaussette
2. Faire plusieurs purges et les réintroduire dans l'incubateur
3. Vérifier le bullage (pas de projection et agitation forte)
4. Marquer l'heure de départ d'incubation

Tirage des artémias (mis à incuber la veille) et transfert dans le réservoir

1. Couper l'aération et laissant la lumière allumée au dessus

2. Attendre entre **2 et 3 min**
3. Faire une purge jusqu'à ce que l'eau redevienne orange-clair
4. Remettre immédiatement l'aération
5. Jeter l'eau grise purgée
6. Eteindre la lumière du dessus
7. Placer une lumière en dessous au niveau de la fenêtre
8. Attendre **10 min** et placer les agglos, le raccord PVC sur la sortie et le saut troué avec la chaussette
9. Commencer le tirage en mettant un débit faible pour qu'il s'étale sur **30 min** (3-4l/min).
10. Arrêter le tirage lorsque le niveau d'eau atteint le haut de la fenêtre
11. Transférer les artémias dans le réservoir (préparé la veille)
12. Faire plusieurs purges et réintroduire
13. Ajouter le traitement au peroxyde
14. Transférer dans les distributeurs
15. Couper l'aération lorsque le réservoir est vide

Nettoyage de l'incubateur et du réservoir

1. Mettre en place la gouttière sous l'incubateur à nettoyer et ouvrir la vanne
2. Rincer avec l'eau du robinet
3. Fermer la vanne
4. Mettre un peu de liquide vaisselle sur les parois
5. Mettre de l'eau et l'aération en marche
6. Frotter avec la brosse
7. Rincer avec l'eau du robinet
8. Pulvériser l'agrigorme sur les parois et à l'intérieur du tuyau
9. Laisser réagir 20-30 min
10. Rincer à l'eau du robinet

Préparation de l'incubateur

1. Introduire **100 L** d'eau du robinet
2. Mettre le chauffage et une vigoureuse aération
3. Ajouter **3kg** de sel (30 g/l)
4. Faire plusieurs purges et les réintroduire jusqu'à dissolution totale du sel
5. Vérifier la température de l'eau qui doit être de 28-29 °C

Préparation du réservoir

1. Introduire **50 L** d'eau du réseau par distributeur en fonctionnement
2. Mettre une faible aération
3. Ajouter **250 g** de sel pour 50 L (5g/l)
4. Faire plusieurs purges et les réintroduire jusqu'à dissolution totale du sel

Par exemple : 2 distributeurs en fonctionnement -> 100 L d'eau du réseau -> 500 g de sel

Les données figurant dans ce document ne pourront être exploitées de quelque manière que ce soit, sans l'autorisation écrite préalable de MI.GA.DO. et de ses partenaires financiers.