



PROJET N°LIFNAT/FR/000083

**PROGRAMME DE CONSERVATION DE
L'APRON DU RHONE (*ZINGEL ASPER*) ET
DE SES HABITATS**

**● ESSAI DE REPRODUCTION DE
L'APRON DU RHONE EN
CONDITIONS ARTIFICIELLES
CONTROLEES**

Bilan des saisons 2005-2009

Muséum d'histoire naturelle de
Besançon

Septembre 2009

Ville de
Besançon





ESSAIS DE REPRODUCTION DE L'APRON DU RHÔNE EN CONDITIONS ARTIFICIELLES CONTRÔLÉES Bilan 2005-2009

Par Mickaël Béjean & Frédéric Maillot



Septembre 2009

Sommaire

Sommaire.....	1
I. Introduction	3
II. Matériel et méthodes	4
A. L'Apron du Rhône	4
1. Connaissances en milieux naturels.....	4
2. Comportement en captivité	5
B. Méthodes.....	8
1. Technique du radier artificiel	8
2. Le cycle thermique annuel	9
C. Les installations	10
1. Les bassins d'élevage	10
2. Les incubateurs : « A », « IF » et « AI » et « BZ ».....	12
3. Les bassins d'éclosion et de grossissement.....	12
III. Résultats	14
1. Saison 2004-2005.....	14
2. Saison 2005-2006.....	14
3. Saison 2006-2007.....	14
4. Saison 2007-2008.....	15
B. Saison 2008-2009	15
1. Aprons d'un an du bac « DR1 ».....	15
2. Pontes du bac « DR2 »	16
3. Pontes du bac « AGM »	16
4. Incubation.....	16
5. Eclosion et alevins.....	17
IV. Bilan	18
1. Bilan de la saison 2009	18
2. Bilan des reproductions sur la période 2005-2009.....	19
3. Réintroduction pilote.....	20
V. Perspectives	20
VI. Conclusion.....	21
Bibliographie	22
Annexes	24
Annexe 1 : Le muséum de Besançon	25
Annexe 2 : Identification individuelle des aprons.....	25



Annexe 3 : Mode opératoire de l'opération de fécondation artificielle.....	26
Annexe 4 : Schémas de fonctionnement des installations.....	27
Annexe 5 : Résultats des essais de reproduction 2009.....	36
Annexe 6 : Température de l'eau des bacs de géniteurs	37
Annexe 7 : Prise en charge des alevins	38
Annexe 8 : Résultats des 5 années.....	38
Remerciements	39



I. Introduction

L'érosion de la biodiversité planétaire est un fait établi (Prolonge-Chevalier, 2007). Même si tous les milieux sont concernés, les écosystèmes aquatiques d'eau douce sont en première ligne, 38% des espèces de poissons d'eau douce d'Europe seraient menacées d'extinction (Kottelat et Freyhof, 2007). Les activités humaines exercent une pression toujours plus importante et engendrent des dégradations des habitats et de la qualité de l'eau complétées par l'introduction d'espèces invasives.

L'Apron du Rhône (*Zingel asper*) est une des espèces d'eau douce les plus menacées, elle est classée par l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (IUCN) en tant qu'espèce en danger critique d'extinction (Crivelli, 2008). Elle figure également dans les annexes II et IV de la Directive Européenne Habitats, Faune, Flore (1992) ainsi que dans les annexes II et III de la Convention de Berne (1979) (Crivelli, 2008). Ce percidé endémique du bassin rhodanien est en effet tout particulièrement vulnérable de part sa répartition géographique très restreinte (Prolonge-Chevalier, 2007). Il n'occupe, aujourd'hui plus que 240 kms de cours d'eau soit 11 % de sa distribution observée en 1900 (Rapport Life apron II-Bilan des populations d'Apron, 2009). Pour finir les dernières populations d'Aprons sont maintenant cantonnées dans trois aires géographiques séparées : le Nord-est du bassin de la Saône (Loue), sur quelques affluents du Rhône inférieur (Ardèche, Beaume) et sur la partie supérieure du bassin de la Durance. Cela implique que ces populations doivent être considérées comme des unités de conservation à part entière (Durand et Laroche, 2000)...



Les causes de sa disparition sont directement ou indirectement liées aux activités humaines. Les barrages, la régulation des écoulements et les pollutions sont les causes principales de son déclin (J. Labonne, 2000). L'Apron du Rhône est une espèce d'intérêt communautaire, considérée comme une sentinelle des rivières de bonne qualité. Sa seule présence atteste d'un milieu préservé et les efforts entrepris pour sa sauvegarde ont finalement un impact bénéfique sur l'ensemble de l'écosystème (notion d'espèce « parapluie »).

Au milieu des années 90 a débuté un programme de conservation appuyé par l'Europe et porté par l'association Réserves Naturelles de France : le « Life Apron I » qui dura trois ans. L'acquisition de connaissances biologiques sur cette espèce, le suivi des populations connues, des études de décloisonnement des habitats et de faisabilité de l'élevage ont permis de définir une stratégie de conservation et de publier un guide de gestion.

Depuis 2004, le « Life Apron II » a pris le relais, coordonné par le Conservatoire Régional des Espaces Naturels (CREN) de Rhône Alpes avec l'appui technique de l'Office National de l'Eau et des Milieux Aquatiques (ONEMA). Une batterie d'actions ont été engagées jusqu'en septembre 2009.

Ce programme européen s'est donné comme objectif d'arrêter le déclin de l'Apron et de le mettre hors de danger d'extinction. S'appuyant sur les préconisations du Life Apron I, son budget d'environ 3,5 millions d'euros a été essentiellement mobilisé pour réaliser des travaux conséquents de génie civil pour permettre à nouveau le franchissement de divers obstacles (barrages, seuils...). Ainsi un meilleur brassage intra population et la recolonisation d'anciens territoires devraient permettre d'augmenter la viabilité de chaque noyau résiduel de population.

Un deuxième objectif a été de mettre en place des mesures de gestion adéquates à la conservation de l'Apron dans les bassins versants concernés, maintenir des habitats favorables et maintenir la qualité des eaux.

Enfin le dernier volet concernait l'amélioration des connaissances de l'élevage *ex-situ*, l'objectif étant de pouvoir disposer d'individus pour réaliser soit des études expérimentales (essais toxicologiques, conception de passes à poissons...), soit des présentations publiques (Aquariums, Réserves naturelles...), ou encore des réintroductions pilotes, sans avoir systématiquement recours à des prélèvements dans le milieu naturel. Les travaux du Muséum de Besançon (cf. Annexe 1) s'inscrivent dans le dernier volet de ce programme.

Ce document reprend toutes les informations importantes décrites dans les rapports précédents et détaille dans le paragraphe III-B les résultats obtenus en 2009.



II. Matériel et méthodes

A. L'Apron du Rhône

L'Apron du Rhône, *Zingel asper* (Linnés, 1758), est un percidé benthique, qui se rencontre au niveau de la zone à ombres dans le sud et au niveau de la zone à barbeaux des rivières du nord-est de la France.

Description : L'apron se caractérise par un corps sub-cylindrique rayé de trois à quatre bandes noires obliques. La forme et la disposition de ces motifs le rendent identifiable individuellement (Béjean et Maillot, 2005) (Annexe 2). Sa tête est conique, terminée par un museau arrondi. La bouche se trouve en position infère. Ses écailles rugueuses et ses fortes nageoires pelviennes thoraciques lui permettent de se plaquer au substrat, même par des vitesses de courant importantes. Il possède deux nageoires dorsales éloignées contrairement au chabot et à la grémille, deux espèces morphologiquement proches. Ses yeux reflètent la lumière d'une lampe, ce qui permet une localisation nocturne plus aisée.

1. Connaissances en milieux naturels

Biologie-écologie :

Il est communément admis que l'Apron a des mœurs nocturnes mais une étude récente (Cavalli et al, 2009), réalisée sur quelques individus de la Durance montre que leur activité peut aussi être diurne. Son camouflage est adapté aux fonds tapissés de graviers et de galets qu'il affectionne dans les zones de radiers et de mouilles la nuit. Le jour son activité est restreinte et il se cache sous du substrat plus gros dans des zones plus calmes et plus profondes. Il est aussi sédentaire et territorial.

Il tolère une gamme de température comprise entre 0 et 30 °C, mais la teneur en oxygène est limitante (seuil 7mg/l) (Perrin, 2001). En ce qui concerne sa sensibilité aux substances toxiques (micropolluants minéraux, organiques ou pesticides), Pradelle (2006) n'a pas réussi à montrer de lien direct entre la présence (ou l'absence) d'aprons et les teneurs en substances toxiques.

Durant l'hiver, l'Apron consomme principalement des larves de Diptères (*Simulidae* et *Chironomidae*) et le reste de l'année, il consomme des Éphéméroptères (*Baetidae*) et des Trichoptères (*Hydropsychidae*) (Cavalli et al, 2003). Durant sa période de croissance, il utilise les zones profondes et calmes de l'amont tandis que, pendant la période de reproduction, il utilise la partie aval, les radiers et les rapides (Labonne, 2002; Danancher *et al*, 2004, Labonne et Gaudin, *op.cit.*). La différenciation sexuelle ne peut se faire que pendant le frai qui se déroule de février à avril (Perrin, 1988) et plus précisément durant le mois de mars lorsque la température de l'eau évolue entre 10 et 13 °C (Labonne, 2002). Pendant la reproduction, les mâles demeurent dans les zones de fort courant tandis que les femelles les rejoignent mais sans y séjourner (Danancher, 2005). La maturité sexuelle est atteinte à l'âge de deux ou trois ans et les poissons peuvent alors atteindre une taille de quinze à vingt centimètres (Danancher *et al*, 2007) et d'après Danancher (2005) l'Apron a une espérance de vie faible (environ trois ans) avec quelques individus atteignant l'âge de quatre ou cinq ans.



Le frai de cette espèce n'a jamais été observé et les alevins de quelques semaines n'ont jamais été localisés en milieu naturel.

2. Comportement en captivité

Le comportement des aprons en captivité se résume en une passivité le jour et un début d'activité en fin de journée. Cette très faible activité diurne est ponctuée de courts déplacements pour se cacher.

En observant de plus près les poissons ainsi camouflés, on remarque un mouvement oculaire rapide et sensible aux perturbations périphériques proches. Malgré une surveillance soutenue de son environnement, l'Apron se laisse attraper facilement, si le mouvement de la main est assez lent. L'Apron adopte ainsi un comportement passif, comptant sur sa couleur cryptique pour échapper à ses prédateurs. La fuite n'est donc qu'un ultime recours mais les aprons sont capables à ce moment de brusques accélérations qui peuvent les propulser en dehors de l'eau et donc du bac si le rebord est limité.

Il faut noter que chaque apron occupe la même place durant plusieurs semaines mais un mois avant la période de reproduction, les mâles regagnent le radier et y restent jusqu'en mai. Les femelles, quant à elles, ne s'y présentent que pour pondre.

En prenant soin de disposer au moins une cache par poisson, on peut rassembler jusqu'à 40 individus adultes par m² en hiver et 30 individus par m² en été (pour des poissons nés en captivité).

Alimentation :

Les aprons mangent plus que des espèces de même taille (comme le goujon et la grémille) et continuent à s'alimenter à des températures de 5 °c. Les chironomes congelés, asticots et vers de terre vivants sont appréciés.

Un enlèvement des détritiques et des aliments non consommés est obligatoire et réalisé tous les 2-3 jours pour les adultes, quotidiennement pour les juvéniles de moins de six mois.

La distribution de nourriture est ajustée en fonction de la température de l'eau.

Sensibilité :



Même si cette espèce supporte des conditions physico-chimiques plutôt défavorables (légère poussée de nitrites par exemple : jusqu'à 0,5 mg/l mesuré par un suivi de tous les bacs 2 fois par semaine), elle semble sensible aux excès (même faibles) de matières organiques. Un surplus durable peut favoriser le développement de mycoses au niveau des branchies (branchies saines à droite, branchies atteintes à gauche). Les premiers symptômes sont une respiration rapide puis l'apron garde la bouche ouverte et finit par mourir asphyxié.



Cette sensibilité est amplifiée pendant la période de reproduction ou la majorité de la mortalité est attribuable aux mycoses. Des traitements sont possibles à base de Chloramine T ou de Vert Malachite.

Acclimatation de poissons sauvages :

En décembre 2007, 18 aprons capturés dans la Beaume (Ardèche) ont rejoint l'aquarium du Muséum et on pouvait s'attendre à des comportements différents de ceux des poissons d'élevage. Cependant dès leur arrivée, ils ont consommé les vers de terre distribués en pleine journée et une semaine plus tard certains d'entre eux attendaient en surface l'heure du repas. Pour finir, la plupart venait spontanément en surface quand un soigneur ouvrait le couvercle pour intervenir dans le bac. Ces comportements insolites et presque familiers pour des poissons sauvages n'ont paradoxalement jamais été observés sur les aprons captifs.

Reproduction :

Aucune observation de ponte ou de reproduction n'a encore été observée dans le milieu naturel, tout au plus des rassemblements de géniteurs dans des zones de courant en mars ou avril. Par contre, depuis les



premiers essais de reproduction en aquarium, quelques comportements de reproduction ont été observés et depuis 2008, grâce à la mise en place de vidéo surveillance nocturne, la plupart des pontes ont été filmées. Dès 2005, à l'aide du système de reconnaissance individuelle des géniteurs (voir annexe 2), il a été mis en évidence que certaines femelles (notamment les grosses) peuvent fractionner leur ponte en plusieurs nuits avec 24 ou 48 heures de décalage. Cependant la plupart du temps, la ponte se déroule en une seule nuit. Rarement le frai a lieu le jour, comme le 12 mars 2008 où une femelle a pondu de 9h à 16h et toutes les étapes ont été observées en direct et filmées (Béjean et Maillot, 2008) ...

De toutes ces observations réalisées en milieu artificiel découlent les informations suivantes :

- l'action de frai peut mobiliser de 1 à 12 mâles et de 1 à 2 femelles simultanément, cependant la plupart du temps 2 à 3 mâles côtoient la femelle,
- selon leur taille, les femelles peuvent produire entre 300 et 2000 ovules et les libérer en une trentaine d'expulsion à raison d'une quarantaine d'ovocytes à la fois,
- dans la majorité des cas, l'expulsion se réalise sur du gravier, et quelquefois en pleine eau (si la hauteur d'eau est faible),
- la plupart des ovules sont pondus proche du courant, même si quelques pontes sont retrouvées dans la zone de courant faible,
- la femelle peut mettre jusqu'à 7 heures pour expulser tous ses ovules,
- les pontes peuvent s'échelonner de fin février à mi-mai à des températures comprises entre 8 et 12°C, cependant l'activité maximale est observée durant les mois de mars-avril avec des températures de 10 à 11°C,
- les mâles occupent en permanence la frayère de début février à fin mai, alors que les femelles ne s'y rendent que pour frayer.

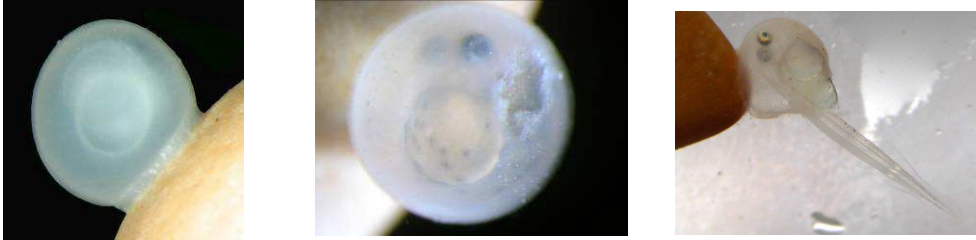


Femelle (devant) côtoyée par 3 mâles dans le courant juste avant l'expulsion d'ovules



Incubation :

Le développement embryonnaire nécessite entre 200 et 400 ° jours pour se réaliser. Ceci correspond à un temps d'incubation de 19 à 39 jours pour une température variant de 9 à 13 °C. Le stade « œillé » apparaît en une dizaine de jours. La durée de développement peut être très différente même entre des œufs ayant subis des conditions d'incubation identiques...



Les photographies ci-contre représentent les développements embryonnaires pour des durées d'incubation respectives de 4, 12 et 20 jours.

L'éclosion :

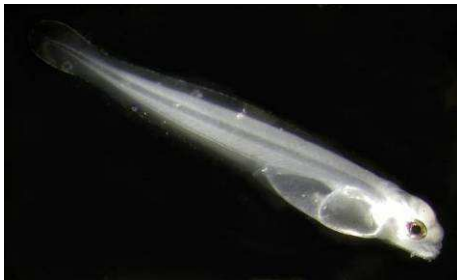
Elle se déroule en quelques minutes, cependant certains alevins s'extirpent de l'enveloppe en deux étapes : dans un premier temps, l'enveloppe est rompue mais la tête et l'abdomen restent à l'intérieur. Plusieurs heures après, voir le lendemain, l'alevin réussit à se dégager. Mais dans quelques cas, il meurt sans pouvoir achever sa sortie. Avant cette extrémité, il est possible de le dégager de son enveloppe à l'aide de pinces très fines.

Les alevins :

On peut décomposer les premières semaines de développement des alevins en 4 phases :

- la phase post éclosion jusqu'à la première prise de nourriture
- la phase pélagique
- la phase benthique
- la phase juvénile

A chaque stade correspond un comportement particulier qui conditionne les paramètres d'élevage.



Juste après l'éclosion, les « larves » restent immobiles sur le fond ou contre le substrat. Elles peuvent déjà se déplacer sans problème. Ce n'est qu'après plusieurs heures que les alevins cherchent à gagner la surface et se concentrent dans les angles les plus lumineux. A ce stade, ils s'insinuent dans la moindre fente ou interstice dans lesquels ils peuvent rester coincés.



Après 2 à 5 jours à 14 °C, les alevins colonisent toute la masse d'eau et commencent à se nourrir. Dans cette phase pélagique, ils ne cherchent plus à se cacher et sont finalement peu craintifs. Leur capture à l'aide d'une pipette est aisée et leur transparence permet de confirmer la prise de nourriture. Ils sont nourris de nauplius d'Artémia dont la distribution est réalisée 3 fois par jour.



La phase benthique commence au bout de 15 à 20 jours. Ils désertent alors la pleine eau pour coloniser progressivement le fond mais aussi les parois verticales. Par contre, ils évitent systématiquement de stationner sur les vitres. Ils commencent à manger des morceaux de vers de vase et la pigmentation débute (les taches les plus sombres apparaissent).





La phase juvénile commence 40 à 50 jours après l'éclosion, les petits aprons acquièrent leur morphologie définitive et mangent des vers de vase entiers. A ce stade, ils sont nocturnes et adoptent un comportement identique à celui des adultes. A partir de ce moment, les pertes deviennent très rares et leur élevage ne présente plus aucune difficulté.

Mortalité :

La période de reproduction est le moment où l'on déplore le plus de pertes. Le frottement des écailles hérissées de pointes (caractéristique des aprons) semble provoquer pendant les parades une diminution importante du mucus protecteur qui fragilise les poissons. Un couvercle est nécessaire à chaque bac pour éviter que les aprons sautent en dehors du bac pendant la nuit.

B. Méthodes

Les expériences passées ont montré la difficulté à appréhender l'état de maturation des femelles : pendant la période de reproduction, qui dure presque 3 mois, elles possèdent un abdomen très renflé mais aucun signe physique extérieur n'annonce les prémices de la ponte. De plus, les manipulations répétées des géniteurs pour essayer de mesurer cet état peuvent engendrer un stress important susceptible de nuire au bon déroulement de la gamétogenèse.

Ces éléments nous ont conduit à adopter un tout autre procédé : obtenir des pontes sans manipulation des géniteurs, en reconstituant de manière artificielle les éléments qui conditionnent la reproduction de l'Apron en rivière.

1. Technique du radier artificiel

Dans une rivière, un radier correspond à une zone où la vitesse du courant s'accélère en raison de la diminution de la hauteur d'eau. Le fond de ce faciès est particulièrement propre et constitué de galets et de graviers. L'Apron apprécie particulièrement cet endroit comme terrain de chasse la nuit, et pour se reproduire.

La technique du « radier artificiel » a pour but de reproduire ces conditions particulières pour inciter les géniteurs à pondre sans intervention directe. Elle consiste à recréer, dans un bac suffisamment grand, les conditions essentielles au bon déroulement des comportements reproducteurs des poissons : support de ponte, conditions hydrodynamiques favorables, régime thermique annuel adapté, cycle nyctéméral...

Le « Radier artificiel » ainsi obtenu offre des zones de courant variable qui permettent aux géniteurs de se répartir en fonction de leur rythme d'activité journalier et de leur maturité sexuelle. Des plateaux (45x16x4 cm) garnis de gravier alluvionnaire (granulométrie 1-3cm) tapissent le fond de la zone de courant, alors que des caches sous forme de tubes pvc (diamètre 32 et 40 mm, longueurs 10 et 20 cm) ou de matériaux naturels sont disposées dans la zone de courant faible (zone refuge).



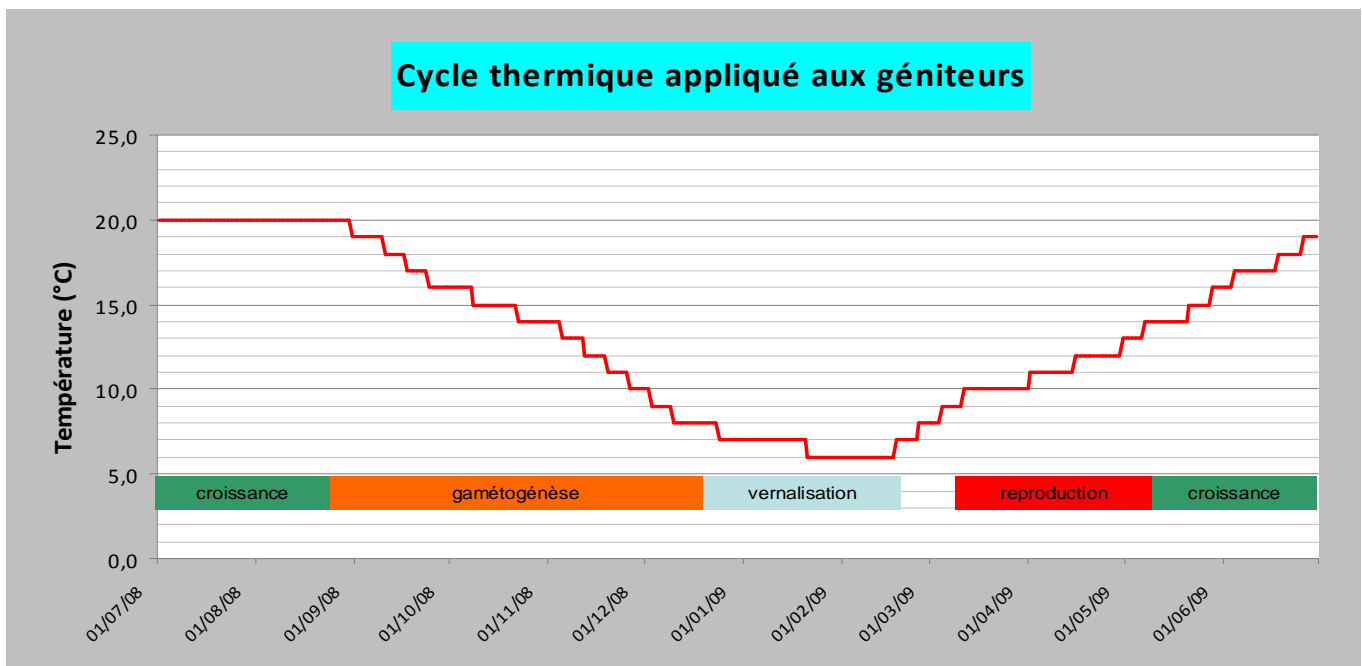
L'objectif ici est de favoriser le comportement naturel des poissons pour obtenir des frais sur gravier ou d'intercepter certaines femelles, juste avant la ponte, en vue de procéder à une fécondation artificielle des ovules. Dans ce dernier cas, les extractions des ovules et de la laitance sont réalisées par la méthode du stripping. La fécondation suit la procédure exposée en annexe 3.

Afin de pouvoir analyser différents paramètres, 3 modules de reproduction ont été réalisés. Ils permettent d'accueillir 3 groupes d'aprons où les paramètres thermiques et environnementaux peuvent être contrôlés à la demande. Le détail des bassins de reproduction est développé dans le paragraphe II B installation.

2. Le cycle thermique annuel

Le paramètre température conditionne et active la plupart des phases et des comportements de la vie des poissons. De l'alimentation jusqu'à la reproduction en passant par l'incubation et la gamétogénèse, la température de l'eau est déterminante dans la réussite ou non de chacune de ces étapes. C'est pourquoi les efforts et les investigations menés ont été très importants pour tenter de déterminer pour chacune de ces phases une gamme de températures optimale.

Le cycle thermique annuel a été établi, pour le maintien des géniteurs, à partir de données thermiques du milieu naturel et réajustées empiriquement. Il se présente sous la forme suivante et les différentes phases clefs y sont indiquées.



Pour ce qui concerne l'incubation des œufs, la gamme de température se situe entre 9 et 13°C. Elle correspond aux données thermiques observées durant la période de ponte.



C. Les installations

Depuis 2005, les installations consacrées aux aprons n'ont cessé d'évoluer en fonction de l'expérience acquise et des besoins. En janvier 2008, elles se présentaient sous leurs configurations définitives, permettant la reproduction de 3 groupes reproducteurs et l'élevage de leur descendance. Les différents bacs et incubateurs sont disposés dans 2 lieux bien distincts : l'écloserie et la ferme aquacole.

L'écloserie est une pièce de 25m² affectée au secteur Aquarium. Ce lieu a été choisi pour sa grande stabilité thermique (20°C en été et 13°C en hiver) et pour une luminosité naturelle procurée par une grande fenêtre. Elle possède 2 bacs de reproductions (DR1, DR2), 3 incubateurs (A, BZ, IF) et 2 modules d'éclosion et de grossissement (ME et N).

La ferme aquacole, quant à elle, est une « vitrine » destinée à expliquer et à montrer au public les différents élevages réalisés au Muséum. A proximité de la présentation de l'astaciculture, l'exposition dévolue à l'apron tient la plus grande part. Elle se compose de 3 entités : l'AGM (Apron Grand Module) qui accueille les géniteurs, l'AI (l'incubateur qui reçoit des plateaux de gravier) et l'AJ (Apron Juvénile) qui montre les alevins.

Le renouvellement en eau et en air de chaque bac est assuré respectivement par le réseau d'eau potable de la ville de Besançon et par un surpresseur.

Chaque module a été conçu et réalisé sur mesure pour répondre aux exigences de chaque phase de la reproduction des aprons.

1. Les bassins d'élevage

a) Le double radier « DR1 et DR2 »

Le « double radier » a été conçu pour héberger 2 groupes de géniteurs dans des conditions strictement identiques mais on peut y faire varier indépendamment un ou plusieurs paramètres (température, débit, substrat...) pour mesurer leurs effets sur la reproduction ou le comportement. Il est constitué de deux parties (DR1 et DR2), qui fonctionnent de manières indépendantes. Chaque partie peut accueillir de 25 à 50 spécimens et comprend : un radier (zone de courant), une zone sans courant, un système de filtration séparé des animaux, un groupe réfrigérant et un stérilisateur ultra violet. Les côtés du module sont équipés de vitres qui permettent à la lumière naturelle issue de la fenêtre de pénétrer, et à l'observateur de visualiser le comportement des reproducteurs. Les radiers sont équipés de caméras étanches, à vision nocturne infrarouge et à détection de mouvement, reliées à un enregistreur d'une capacité de 1000 Go. Ainsi, les activités diurnes et nocturnes des 2 groupes peuvent être enregistrées simultanément sur une longue période.



b) L'Apron grand module « AGM »

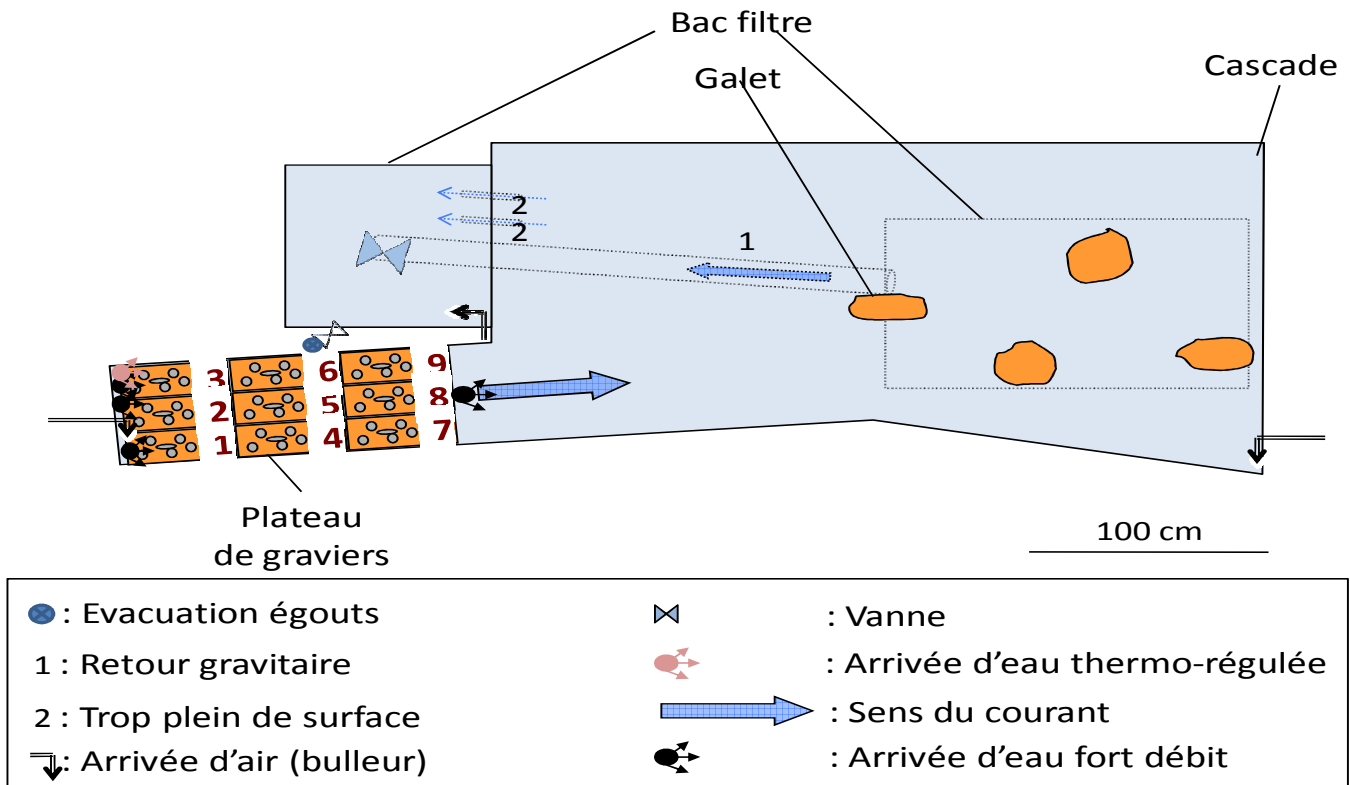
L'AGM est un aquarium de 5 m de longueur et de 1.6m de largeur, il peut accueillir plus d'une cinquantaine d'aprons adultes. Il comprend une grande frayère surélevée et une zone calme profonde. Le substrat est composé d'éléments naturels comme des graviers, des galets, des blocs rocheux et des plantes. De larges ouvertures permettent à la lumière naturelle de pénétrer et un éclairage artificiel fait un appoint en journée. La frayère est pourvue de 4 angles de vision différents : de dessus, latéralement par une grande vitre qui couvre toute la longueur, en amont par une petite vitre, et en aval par une demi sphère en plexiglas.



D'un point de vue technique, il bénéficie de l'expérience acquise au cours des années précédentes (filtration sur mousse, groupe réfrigérant...). Il profite en plus d'innovations, comme l'auto nettoyage par le fond grâce à une circulation d'eau gravitaire, et la possibilité de modifier le régime hydrodynamique de la frayère.

Ainsi, les aprons sont beaucoup moins dérangés par des interventions manuelles d'entretien et à certaines périodes, ce dispositif peut simuler de petites crues.

Le visiteur peut ainsi observer le comportement de l'apron du Rhône dans un milieu reconstitué et à différentes phases de sa vie.



2. Les incubateurs : « A », « IF » et « AI » et « BZ »

Trois incubateurs sont disposés autour du double radier et sont destinés à recueillir les pontes.

Le premier « A » est composé de 3 gouttières d'éclosion de faibles profondeurs et de formes allongées (220 x 60 x 17cm) nommées A1, A2, A3. Elles se superposent pour former un ensemble compact où chaque étage fonctionne de manière indépendante. Un système de filtration, un groupe réfrigérant et un stérilisateur U.V. assurent pour chaque gouttière une eau thermo régulée de bonne qualité. Dix-huit plateaux garnis d'œufs par niveau soit 7 à 9 pontes peuvent être incubés simultanément. Le second incubateur (IF), constitué d'une enceinte isotherme, est prévu pour accueillir 18 plateaux de graviers répartis sur 3 niveaux. L'eau de circulation de chaque étage provient d'un même dispositif de filtration, de refroidissement et de stérilisation. Par conséquent, les œufs déposés aux différents étages, subissent le même régime thermique.



L'incubateur « AI » positionné juste à côté de l'AGM, se présente sous la même forme et le même fonctionnement que le « IF » de l'écloserie. Il possède en plus, un éclairage interne qui illumine un étage afin que les visiteurs puissent distinguer nettement le développement des œufs. Cependant il possède une capacité limitée de 12 plateaux.

Le quatrième appareil, de type vertical, reprend le principe de l'incubation en bouteille de Zoug. Il convient pour accueillir les œufs issus d'une fécondation artificielle, ou les œufs non fixés sur les graviers des bacs de reproduction.

Dans des bouteilles d'un litre, inversées et sans culot, un flux continu d'eau maintient en suspension les œufs. Chaque bouteille peut contenir 200 œufs. Dix bouteilles sont placées dans une enceinte isotherme thermo régulée de 300 litres, ce qui permet d'accueillir simultanément 10 lots distincts. La circulation d'eau passe là aussi par un dispositif de filtration, de refroidissement et de stérilisation.

L'ensemble des incubateurs regroupent donc deux techniques différentes et ils permettent d'appliquer simultanément 6 températures de consigne.



3. Les bassins d'éclosion et de grossissement

a) Le module d'éclosion (ME)

Le module d'éclosion (ME), permet d'observer le déroulement des éclosions sans avoir à manipuler les plateaux de gravier. Pour cette raison, des points de vue latéraux sont possibles grâce à des hublots et des faces vitrées. La surface de l'eau est complètement dégagée pour permettre aisément le comptage et le prélèvement des alevins.

Ce module possède deux circuits d'eau distincts mais avec un fonctionnement identique reprenant la technologie des autres bacs, à



savoir des appareillages assurant la filtration, le refroidissement et la stérilisation de l'eau. La partie supérieure est divisée en 4 compartiments (E1, E2, E3, E4) isolés des uns des autres mais le circuit hydraulique de E1 est commun à celui de E2 alors que l'eau de E3 provient du même réseau de filtration que E4. Ainsi, 4 lots d'œufs peuvent être suivis indépendamment, avec la possibilité de réaliser cette opération à 2 températures différentes.

b) Le bassin de grossissement « N »



Il permet d'accueillir les alevins ayant passés le cap de l'éclosion. Il comprend 6 bacs au total. Les 2 bacs du troisième étage (N1, N2) ne fonctionnent qu'avec une filtration (interne au bac) sur mousse complétée par des stérilisateurs ultra-violet. Les 2 bacs du second étage (N3, N4) reprennent la même méthode de traitement de l'eau que les modules précédant mais avec comme bacs de filtration les cuves du premier étage c'est-à-dire N5 et N6. Ainsi 4 lots d'alevins peuvent être élevés séparément avec la possibilité de faire varier la température pour chaque groupe. Le fond des bacs N1, N2, N3, N4 est incliné pour faciliter l'entretien quotidien. Des hublots de 10 cm de diamètre, permettent d'observer le comportement des alevins.

Enfin, un aquarium de 300 litres (AJ) côtoie l'incubateur de la ferme aquacole et montre une partie des alevins d'aprons. Le traitement de l'eau reprend la même technique que les dispositifs exposés précédemment.

Tous les détails de ces installations et leurs schémas de fonctionnement sont développés dans l'annexe 4.

Pour éviter que les poissons sautent en dehors des bacs, tous les bacs possèdent des couvercles. Ils sont translucides pour laisser passer la lumière.



III. Résultats

La première reproduction artificielle de cette espèce avait été réalisée en 2000 à la Réserve naturelle des Ramières (Drôme) dans le cadre du programme Life Apron I. La technique de stripping avait été pratiquée avec succès sur 2 femelles et 2 mâles sauvages (communication orale 2008 de Delphine Denancher) de la rivière Beaume (Ardèche). Cependant les essais réalisés ultérieurement n'ont pas confirmé la reproductibilité de la première manipulation. Les quelques dizaines d'aprons survivants de ces expériences ont constitué la base des géniteurs qui ont participé dès 2005 aux essais de reproductions de cette espèce au Muséum de Besançon.

1. Saison 2004-2005

Les essais de reproductions de 2005, avaient montré que la reproduction des aprons était possible, sans intervention directe, grâce à la technique du « Radier artificiel ». Ainsi des dizaines de pontes avaient été obtenues regroupant des milliers d'œufs. Cependant le faible rendement à l'éclosion attestait de conditions d'élevage ou/et d'incubation défavorables. D'après l'analyse de ces premiers résultats, les conditions thermiques subies par les géniteurs avant la ponte, auraient pu conditionner la qualité des gamètes. En effet, des études réalisées sur la perche (Migaud, 2002) indiquaient que la mise en place de période de vernalisation (à 5°C), augmenterait d'une manière significative le rendement à l'éclosion. En 2005, cette phase avait été appliquée pendant un mois, de mi-février à mi-mars. Quelques dizaines d'alevins seulement avaient vu le jour malgré des milliers d'œufs, il semblait donc, que le lot de reproducteurs avait supporté une période froide trop courte, mais aussi trop tardive. Cependant les premières pistes de la reproduction de cette espèce avaient pu être établies (Béjean et Maillot, 2005).

2. Saison 2005-2006

Pour les essais 2006, deux lots homogènes d'aprons avaient été utilisés pour tester l'influence de la durée de la phase de vernalisation sur la qualité des pontes avec des périodes de 3 mois et 4 mois.

Paradoxalement et malgré de nombreuses pontes les résultats s'étaient révélés moins fructueux qu'en 2005 et pour le groupe qui avait subi 4 mois de température froide, aucun alevin n'avait même été obtenu. D'un point de vue technique les dimensions minimums de la frayère et sa morphologie avaient néanmoins pu être mieux cernées (Béjean et Maillot, 2006).

3. Saison 2006-2007

En partant de ce constat et en reprenant les propositions du conseil scientifique (réunion du 27/06/2006 à la Citadelle de Besançon), la reproduction 2007 avait été réalisée avec deux groupes homogènes d'aprons, dans des conditions de vie identiques (paramètre physiques du milieu) mais sous deux régimes thermiques différents se rapprochant des variations annuelles de deux rivières, qui accueillent encore actuellement des aprons sauvages : La Loue (Doubs) et La Beaume (Ardèche). Très peu d'alevins avaient été obtenus malgré de nombreux œufs œillés, avec des résultats légèrement plus favorables au cycle thermique de la rivière Beaume.

Cependant la faiblesse des résultats pouvaient s'expliquer par l'âge trop important et le fort taux d'apparemment des géniteurs d'origine. Par contre les aprons issus des reproductions 2005 n'avaient quant à eux, pas encore atteint leur maturité (Béjean et Maillot, 2007).



4. Saison 2007-2008

En constatant la baisse du nombre d'alevins obtenus d'années en années depuis 2005 et surtout les très faibles résultats (nombre d'alevins par rapports aux œufs pondus), le conseil scientifique avait pris la décision de capturer de nouveaux aprons afin de pouvoir continuer les essais de reproductions avec des géniteurs non consanguins et n'ayant subi que des variations thermiques naturelles. Ainsi 18 aprons ont été capturés dans la rivière Beaume en décembre 2007.

Les essais de reproduction effectués dans les 3 bacs (DR1, DR2, AGM) avaient produit près de 16 000 œufs, qui avaient engendrés 4000 éclosions. Au final 1200 d'entre eux avaient survécu au premier mois d'élevage. Outre cette nette amélioration des résultats par rapport aux essais précédents, ils avaient permis d'apporter des éléments de réponse à de nombreuses interrogations.

La comparaison des résultats par origine des géniteurs avait permis d'affirmer que les aprons utilisés au cours des années précédentes ne possédaient pas les qualités suffisantes pour fournir des alevins en grandes quantités et surtout pour démarrer une souche captive pérenne. Les opérations de stripping avaient même permis de mettre en évidence que c'était les femelles d'origines captives qui posaient problème car l'utilisation de mâles captifs avec des femelles sauvages du DR2 avait donné de bons résultats. Les géniteurs capturés dans la Beaume avaient toujours été les plus productifs et pour toutes les phases de la reproduction.

La comparaison des résultats obtenus à partir d'aprons élevés dans des conditions de vie plus ou moins artificialisées montrait là aussi des différences marquées. Que ce soit, au niveau de l'incubation, de l'éclosion ou du nombre d'alevins, les résultats du bac AGM (proche de l'habitat naturel) étaient toujours supérieurs à ceux du DR1. Par conséquent, les conditions de vie semblaient avoir une influence notable sur les résultats de la reproduction.

Ils avaient aussi permis de mettre au point une méthode d'élevage des alevins qui finalement affichait des taux de survie de 83% pour un rendement de 71 alevins survivants pour 100 œufs pondus (annexe 7)...

Ces essais avaient aussi montré que les moyens spécialement mis en œuvre pour cette espèce c'est-à-dire de la technique de radier artificiel jusqu'à l'élevage des alevins en passant par l'incubation des œufs, étaient opérationnels et qu'ils pouvaient permettre d'obtenir un grand nombre d'aprons pour peu que les géniteurs de départ soient valables (Béjean et Maillot, 2008).

B. Saison 2008-2009

Pour la saison 2009, nous disposions de trois groupes d'aprons. Un premier groupe de 50 individus nés en captivité en 2008 et installés dans le bac DR1 depuis le 12 janvier 2009. Un deuxième groupe des 6 individus restant des spécimens sauvages composé de 3 mâles et 3 femelles (tous âgés de 2 ans sauf une femelle de 3 ans). Et enfin, un groupe de 23 individus captifs âgés de 3 et 4 ans présentant une forte consanguinité et réparti dans l'AGM depuis juillet 2007. Les groupes ainsi constitués pouvaient apporter des informations sur le début de la maturité sexuelle des juvéniles 2008 (DR1) et de confirmer l'influence des conditions environnementales sur la qualité de la reproduction. En effet, les individus capturés dans la nature (DR2) avaient subi des conditions très artificielles depuis 15 mois alors que les aprons nés en captivité étaient soumis depuis 21 mois à un environnement plus «naturel».

1. Aprons d'un an du bac « DR1 »

Les 50 aprons de ce bac avaient été soumis aux mêmes conditions de reproduction que les adultes afin d'appréhender le moment de la maturité sexuelle.

Durant la période de mars à avril, 3 à 4 aprons stationnaient sur la zone de frayère. Le 23 mars l'ensemble des individus de ce bac ont été manipulés pour essayer d'évaluer l'état de maturation. Finalement 11 mâles (soit 22 %) produisaient déjà de la laitance et même en quantité importante pour certains. Les tailles de



ces mâles étaient comprises entre 9 et 11.5 cm. Il n'a pas été possible de confirmer la fertilité de ces individus car les opérations de stripping (ST4, ST5) réalisées en partie avec la laitance de mâles de ce bac n'ont pas produit d'alevin.

Pour ce qui concerne les femelles de ce bac, aucune n'a produit d'ovocyte durant cette période de reproduction.

2. Pontes du bac « DR2 »

Les 6 individus de ce bac (3 mâles, 3 femelles), capturés en décembre 2007, avaient été soumis à un environnement très artificiel depuis 15 mois. Seule une femelle de 3 ans avait participé à la reproduction 2008, les autres étant des aprons âgés de 2 ans.

Les pontes se sont produites tardivement (30 mars) et 2 femelles ont frayé la même nuit. La femelle de 3 ans n'avait pas terminé de pondre, ses ovocytes restant ont été utilisés pour réaliser une fécondation artificielle avec la laitance des mâles des 3 bacs.

La troisième femelle, quant à elle, n'a pondu que le 21 avril et sans mâle...

Des 4103 œufs produits par les 3 femelles de ce bac, un seul œuf a atteint le stade œillé. En moyenne, 1368 ovocytes ont été expulsés par femelle.

3. Pontes du bac « AGM »

Les 23 aprons de ce bac avaient été soumis à un environnement composé d'éléments naturels (gravier, galets et plantes) pendant 21 mois.

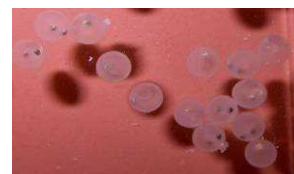
La première ponte s'est déroulée le 23 février dans la zone de faible courant à une température de 8°C et la dernière le 4 avril à 10 °C. Les deux premières ne regroupaient que quelques dizaines d'œufs et s'étaient produites dans la zone profonde. Par conséquent, il a été décidé de procéder à l'identification des femelles ayant libérées ces quelques ovules et de réaliser un stripping (ST1, ST2, ST3). Cependant la première opération du 16 mars avait été faite avec une femelle mal identifiée (ST2) et donc avec des ovules non matures d'où des résultats nuls après incubation. Par contre, la deuxième opération (ST3) avec la bonne femelle avait quant à elle donné de très bons résultats.

Au total, 7 pontes sans intervention ont produit 4450 œufs et les opérations de fécondations artificielles ont permis de récolter sur les femelles de ce bac 2065 œufs soit un total de 6515. Comme 7 femelles ont participé à la reproduction, elles ont produit chacune une moyenne de 930 œufs.

Globalement, la période de reproduction s'est déroulée sur 58 jours et en définitive, plus de 10600 œufs ont été obtenus en 2009.

4. Incubation

L'incubation a été réalisée dans les mêmes conditions que l'année précédente à la différence près que des lots d'œufs issus d'une même ponte, ont été prélevés et mis à incuber à des températures de 9, 11 et 13 °C. Le but était de déterminer les paramètres optimaux d'incubation.



Des 3 expériences menées sur des lots issus des pontes P7, ST1, ST4 seule le stripping ST1 a pu être partiellement exploité car les autres n'ont pas engendré d'œufs viables. Le peu d'échantillon exploitable ne nous a pas permis de trancher définitivement, cependant les lots incubés à 9 et 11 °C ont produit de meilleurs résultats que ceux incubés à 13 °C. Par contre, la température la plus basse augmente significativement le temps de développement sans pour autant augmenter le taux d'éclosion.



incubation	9°C		11°C		13°C	
	jours	°jours	jours	°jours	jours	°jours
durée premier alevin	42	396	30	341	28	346
pic éclosion	47	448	36	398	28	346
durée dernier alevin	50	471	40	442	28	346
nombre œufs départ	284		283		255	
nombre d'alevins éclos	45		49		1	
taux d'éclosion	14%		17%		0,40%	

Il semblerait donc, que la température la plus adaptée avoisinerait les 11 °C. Cette gamme de température (11-12°C) avait déjà été privilégiée les années précédentes car elle semblait être un bon compromis entre la température de ponte et le début de l'élevage des alevins à 13 °C. Cependant, il faudrait renouveler cette expérience sur plus de ponte.

5. Eclosion et alevins



A partir du vingtième jour, les œufs ont été placés dans un compartiment du module d'éclosion (ME). Quand les plateaux de gravier contenaient beaucoup d'œufs viables, ils ont été placés directement dans le module d'éclosion. Par contre, dans les cas où la plupart des œufs d'une ponte étaient morts durant l'incubation, les œufs indemnes avaient alors été reconditionnés dans des coupelles avec du gravier et recouvertes d'un filet à mailles fines. Cette protection était retirée au moment du transfert des coupelles au bac d'éclosion pour permettre aux alevins de regagner l'eau libre.

Pour ce qui concerne les œufs issus de stripping, les plaques de verre étaient déposées sur un couvercle de boîte de pétri afin qu'elles ne reposent pas directement sur le fond du compartiment.

Les éclosions d'une même ponte se sont échelonnées sur une dizaine de jours. L'éclosion s'est opérée à une température de 13-14 °C.

Au total, 876 alevins ont été obtenus en 2009 et 799 d'entre eux ont survécu après le premier mois d'élevage.

Les tableaux de l'annexe 5 récapitulent les résultats obtenus en 2009 et le graphique de l'annexe 6 représente les variations thermiques des bacs de géniteurs.

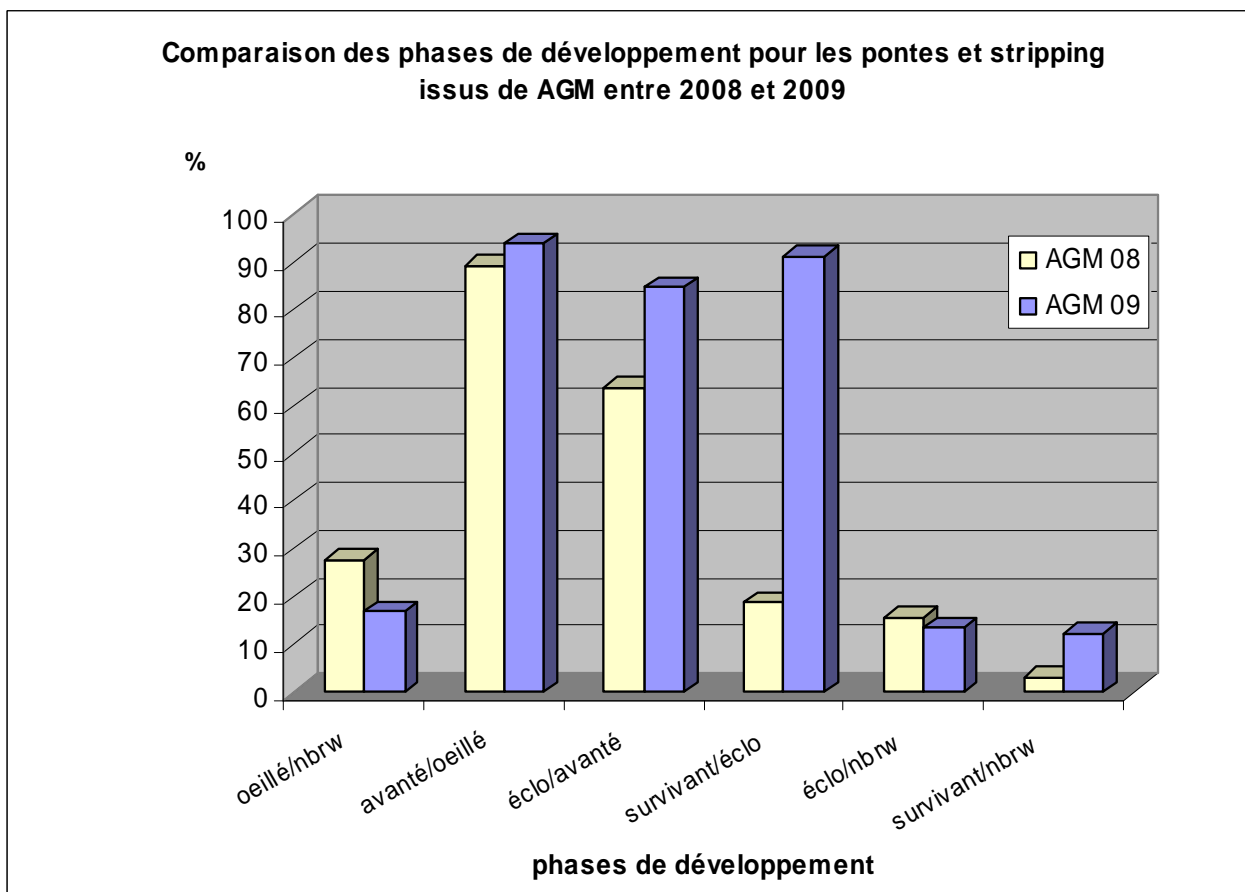


IV. Bilan

1. Bilan de la saison 2009

L'absence de résultats positifs du bac DR2 semblerait confirmer l'effet néfaste d'un environnement trop artificiel. Cependant, le nombre trop faible de pontes obtenu et surtout un concours de circonstance défavorable (2 pontes la même nuit et une sans mâle) modèrent ces mauvais résultats.

Par contre, la comparaison des résultats obtenus dans le bac AGM entre 2008 et 2009 avec les mêmes géniteurs (avec un an de plus) fournissent les données suivantes :



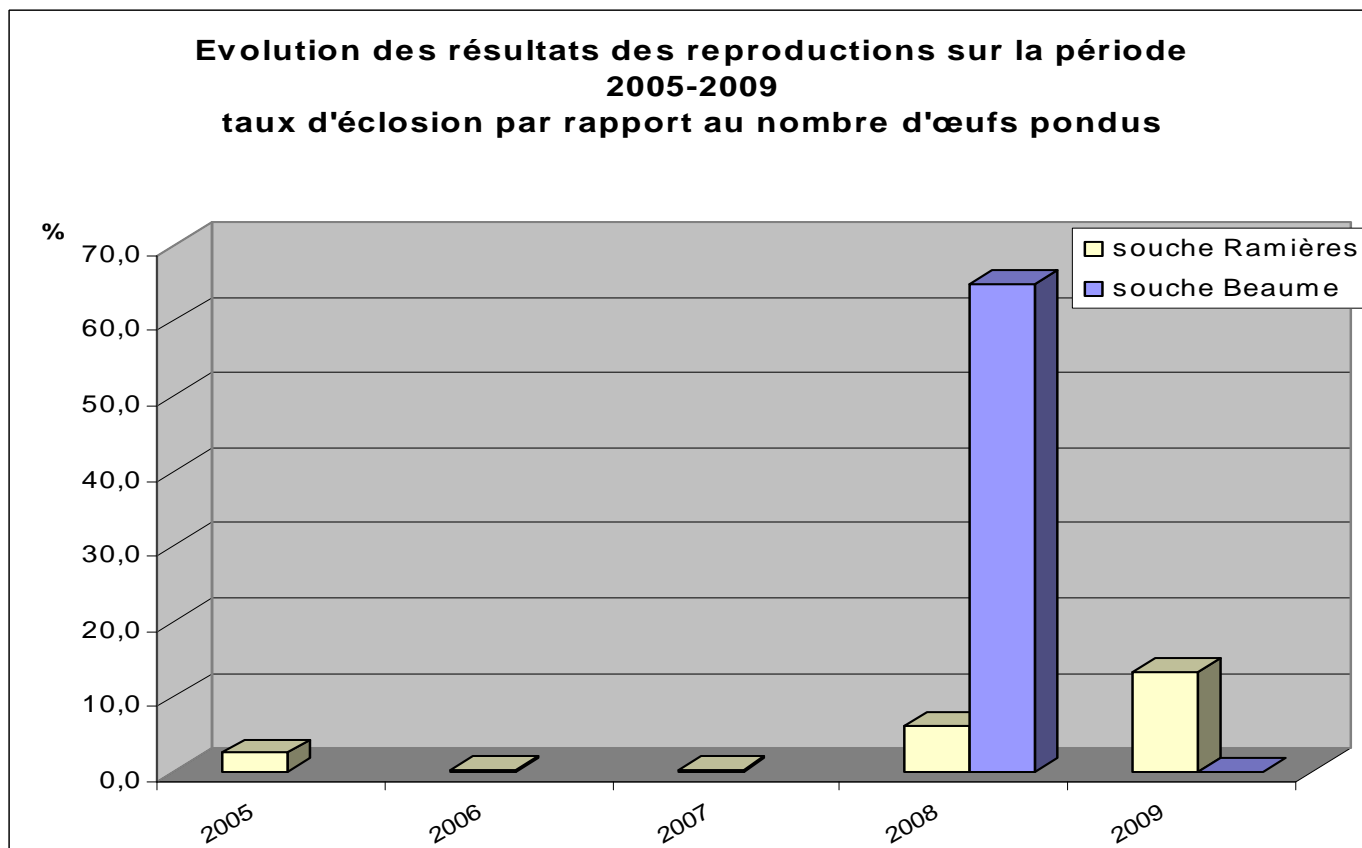
oeillé/nbrw : pourcentage d'œufs ayant passé le stade oeillé par rapport au nombre d'œufs pondus
avanté/oeillé : pourcentage d'œufs arrivant à l'éclosion par rapport au nombre d'œufs oeillés
éclo/avanté : pourcentage d'œufs éclos par rapport au nombre d'œufs arrivés en fin d'incubation
éclo/nbrw : pourcentage d'alevins éclos par rapport au nombre d'œufs du départ

Même si dans les phases intermédiaires du développement embryonnaire des différences significatives sont observées, le graphique ci-dessus montre que le taux d'éclosion (nombre d'éclosion par rapport au nombre d'œufs de départ) de 2009 est globalement du même ordre de grandeur qu'en 2008. Par contre, la différence la plus marquée se situe au niveau du taux d'alevins survivants par rapport au nombre d'alevins éclos. En effet, ce taux avoisinait les 90 % en 2009 alors qu'il n'était que de 19 % en 2008. Cette amélioration est le fruit de l'expérience acquise en 2008, sur la prise en charge des alevins et sur leur élevage en grande quantité (cf. Annexe 7).



Là aussi, il est difficile d'affirmer que la durée d'exposition plus longue à des conditions de vie plus « naturelles » sur les géniteurs de ce bac ait eu une influence sur les résultats de la reproduction, d'autant plus que le taux d'œufs ayant atteint le stade œillé reste plus important en 2008 qu'en 2009.

2. Bilan des reproductions sur la période 2005-2009



Les résultats obtenus durant ces 5 dernières années sont très hétérogènes mais expliquent les différentes phases de mise au point de cet élevage.

Tout d'abord, les 3 premières années ont permis de cerner les éléments techniques indispensables au maintien d'une population d'Aprons en captivité. Cette période a aussi permis de cerner les conditions thermiques intervenant dans les différentes phases de la reproduction c'est-à-dire la gamétogénèse, la ponte, l'incubation. Cependant, les géniteurs provenant de la Réserve des Ramières (souche « Ramières ») étaient probablement déjà trop âgés et accusaient une forte consanguinité d'où des résultats très modestes.

A partir de 2008, la reproduction devient plus productive grâce à la capture de nouveaux géniteurs (issus de la rivière Beaume : souche « Beaume ») et dans une moindre mesure aux jeunes géniteurs nés au muséum issus de la souche « Ramières » qui réalisaient leur première reproduction.

Les résultats de la reproduction en 2009 confirment la tendance à la hausse du nombre d'éclosion pour la souche « Ramières » mais reste encore faible pour des géniteurs qui devraient être à pleine maturité sexuelle. Par contre, pour les géniteurs sauvages, aucune éclosion n'a pu être obtenue (cf. paragraphe III-B-2).

Finalement, durant ces 5 années, 59760 œufs ont été produits, desquels 5135 alevins ont pu émerger.



3. Réintroduction pilote

Dans le cadre du programme Life Apron II, des tests de réintroductions, encadrée par l'ONEMA, ont été programmés. La première réintroduction a été effectuée en 2006 avec quelques dizaines d'aprons nées au Muséum et une dizaine capturée dans la Durance pour une translocation lors d'une pêche de sauvetage. En juillet 2008, 928 petits aprons de 3 à 5 centimètres, nés au Muséum, ont été relâchés dans la rivière Drôme au niveau de la confluence du Bès et à la hauteur du village de Ste Croix. Un an plus tard, des suivis nocturnes ont confirmé leur présence aux mêmes endroits et ce, malgré de grosses crues de la Drôme enregistrées dans les mois précédents.

Fin juin 2009, 710 aprons (49 provenant des reproductions 2008 et 661 nés en 2009) ont été relâchés sur les mêmes sites. Ainsi un total de 1668 aprons, issus des essais de reproductions réalisées au Muséum de Besançon, ont été réintroduits dans la Drôme.

En septembre 2009, les aprons des générations nés en 2009 et 2008 ont pu être de nouveau observés. Les plus grands mesuraient 12 à 13 cm.



V. Perspectives

Même si le programme Life Apron II s'est terminé en septembre 2009, la reproduction de cette espèce continue au Muséum de Besançon. Une centaine d'aprons, issus de 11 géniteurs sauvages (souche « Beaume »), constituent désormais la population de base aux futurs essais. Leur origine permet d'envisager une pérennisation de cette population captive.

Pour la saison 2009-2010, les 3 groupes déjà constitués permettront peut-être de répondre aux dernières interrogations sur l'élevage et d'améliorer encore les connaissances sur la biologie de ce poisson. Les essais de reproduction de 2010, auront pour but de confirmer ou non l'influence de l'environnement sur la qualité des pontes et d'affiner le cycle thermique appliqué aux géniteurs en se basant sur les nombreuses données thermiques recueillies sur le terrain grâce à l'observatoire apron.



VI. Conclusion

Cinq années de recherches actives et d'observations ont permis de rassembler un grand nombre de données sur l'apron.

Tout d'abord, une somme d'informations et de documents audiovisuels ont été produits sur les différentes phases de la vie de l'apron et pour certains tout à fait inédit, comme des séquences sur le frai ou le développement embryonnaire. Ces informations ont rapidement été utilisées pour l'élaboration des supports muséographiques (bornes interactives, panneaux, films...) fournis à tous les partenaires directs et indirects de ce programme.

Ensuite, le financement généré par ce programme a permis la rénovation des locaux techniques et de certains espaces publics de l'Aquarium. Ces installations de conception et réalisation internes au Muséum, répondent aux critères de développement durable, par l'utilisation de matériaux isothermes et recyclables, par une optimisation des consommations en électricité (appareillages électriques économiques et pas surdimensionnés) et par une occupation maximum de l'espace. Ainsi, le Muséum s'est doté d'installations innovantes et performantes permettant de couvrir les besoins de l'élevage de l'Apron mais pouvant aussi être mutualisées ou utilisables pour d'autres espèces et notamment les écrevisses.

Après 3 années de mise au point, les efforts mis en œuvre jusqu'alors ont été récompensés en 2008 avec l'éclosion de milliers d'alevins. Ainsi les paramètres d'élevage furent mieux cernés et ont permis en 2009 de renouveler cette expérience. Les travaux menés sur la reproduction de l'Apron à l'aquarium du Muséum de Besançon ont permis de montrer qu'elle est possible et ont apporté de nombreuses informations nouvelles sur cette espèce. Des techniques aquacoles originales ont pu être mises au point. Les aprons qui en sont issus ont pu être utilisés pour participer aux études hydrodynamiques pour la conception de passes adaptées à l'apron. Plus de 1600 d'entre eux ont fait l'objet de 3 réintroductions pilotes sur la Drôme. Les autres sont les ambassadeurs de leur espèce auprès du public de la Citadelle de Besançon, mais aussi de l'Aquarium du Bourget (74), de la Réserve des Ramières (26), du Centre des Cerlatez (Suisse) et bientôt du Muséum de la Chaux de Fond (Suisse).

Tous ces efforts commencent à porter leurs fruits puisque les premiers aprons de la Loue ont emprunté la passe du barrage de Quingey (25) cet été et les nouveaux aprons de la Drôme se portent bien et pourraient potentiellement réaliser leur première reproduction *in-situ* au printemps 2010.

Finalement, tous les objectifs fixés au Muséum de Besançon au début du programme, c'est à dire constituer une population captive d'aprons pour continuer les essais de reproduction, exposer des poissons vivants au public et réaliser des essais de réintroduction pilote dans le milieu naturel ont été atteints.



Les clichés de ce document ont été réalisés par Mickaël Béjean



Bibliographie

- Béjean M et F. Maillot, 2005- «Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées: Bilan de la saison 2005.» Programme de conservation de l'Apron du Rhône (Zingel asper) et de ses Habitats, (rapport non publié) Muséum d'histoire naturelle de Besançon, Besançon.
- Béjean M et F. Maillot, 2006- «Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées: Bilan de la saison 2006.» Programme de conservation de l'Apron du Rhône (Zingel asper) et de ses Habitats, (rapport non publié) Muséum d'histoire naturelle de Besançon, Besançon, 43p.
- Béjean M et F. Maillot, 2007- «Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées: Bilan de la saison 2007.» Programme de conservation de l'Apron du Rhône (Zingel asper) et de ses Habitats, (rapport non publié) Muséum d'histoire naturelle de Besançon, Besançon, 43p.
- Béjean M et F. Maillot, 2008- «Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées: Bilan de la saison 2008.» Programme de conservation de l'Apron du Rhône (Zingel asper) et de ses Habitats, (rapport non publié) Muséum d'histoire naturelle de Besançon, Besançon, 43p..
- Bolard A, 2009- «Reproduction de l'Apron du Rhône (Zingel asper) en conditions artificielles contrôlées : influence de la durée de captivité sur la reproduction ». (rapport non publié) UFR Franche Comté.28p
- Boutitie F, 1984- «L'Apron Zingel asper (L.), Percidae-poisson rare menacé de disparition (biologie, répartition, habitat).» Mémoire DEA, Université Claude Bernard-Lyon I, Lyon, 27p.
- Bravard J.P, A.L. Roux, C. Amoros, et J.L. Reygrobellet. 1992- «The Rhône river: a large alluvial temperate river.» Dans *The Rivers Handbooks: Hydrological and Ecological Principles*, de P. Calow et G.E. (eds) Petts., Blackwell Scientific Publishers: Oxford, p426-447.
- Cavalli L., N. Pech, et R. Chappaz, 2003- «Diet and growth of the endangered Zingel asper in the Durance river.» *Journal of Fish Biology*, 63 : p460-471.
- Cavalli L., C. M. Knight‡, M. Durbec, R. Chappaz and R. E. Gozlan, 2009- « Twenty-four hours in the life of Zingel asper.» *Journal of Fish Biology*, 75, p723–727.
- Changeux T., et D. Pont, 2005- «Current status of the riverine fishes of the French Mediterranean Basin.» *Biological Conservation*, 72 : p137-158.
- Chanudet M., 2009- «Optimisation de l'élevage en conditions artificielles contrôlées d'alevins d'apron du Rhône». (rapport non publié) Université Jean Monnet St Etienne. 30p
- Crivelli A.J, 2008- «Zingel asper.» *IUCN 2008*. Édité par IUCN Red List of Threatened Species. www.iucnredlist.org (accès le janvier 23, 2009).
- Danancher D, 2005- «Apport de l'écologie comportementale à la conservation d'un poisson en voie de disparition: l'Apron du Rhône (Zingel asper).» Thèse de doctorat de l'Université de Lyon 1, Lyon, 166p.
- Danancher D, J. Labonne, P. Gaudin, et P. Joly, 2007- «Scale measurements as a conservation tool in endangered Zingel asper (Linnaeus, 1758).» *Aquatic conservation: Marine and Freshwater ecosystems*, 17 : p712-723.
- Danancher, D., J. Labonne, R. Pradel, et P. Gaudin, 2004- «Estimates of Space Used in Streams (CRESUS) at the population scale: case study on Zingel asper (percid), a threatened species of the Rhone catchment.» *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 63 : p476-486.
- Fruget, J.F, 1989- «Aménagement du bas Rhône. Evolution du fleuve et influence sur les peuplements de macroinvertébrés benthiques.» Thèse de doctorat, Université Cl. Bernard- Lyon 1, 481p.
- Gesell A, 2008-, «Reproduction de l'Apron du Rhône (Zingel asper) en conditions artificielles contrôlées : influence de l'origine des géniteurs et des conditions d'élevage ». (rapport non publié) UFR FrancheComté.25p



- Hokanson K.E.F, 1977- «Temperature requirements of some percids and adaptations to the seasonal temperature cycles.» *Journal of Fisheries Research Board of Canada*, 34 : p1524-1550.
- Huet M, 1959- «Profiles and biology of Western European streams as related to fish management.» *Transactions of the American Fisheries Society*, 88 : p155-163.
- Job H, 2006- «Reproduction de l'apron du Rhône (*Zingel asper*) en conditions contrôlées. Influence de la période de vernalisation sur le développement embryonnaire ». (rapport non publié) UFR Franche Comté. 25p.
- Labonne J, 2002- «Contribution à la Conservation de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) : Dynamique des Populations, Sélection de l'Habitat et Modélisation.» Thèse de doctorat, L'Université Claude Bernard- Lyon I, 146p.
- Labonne J et P. Gaudin, 2005- «Exploring population dynamics patterns in a rare fish, *Zingel asper*, through capture-mark-recapture methods.» *Conservation Biology*, 19 : p463-472.
- Langon M, 2005- «Programme de conservation de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) et de ses habitats. PROJET N°LIFNAT/FR/000083.» Rapport d'activités annuel, Vourles (France), 73p.
- Mari S, 2001- «Guide de gestion pour la conservation de l'Apron du Rhône.» Programme Life, Réserves Naturelles de France, Quetigny, 80p.
- Migaud H, 2002- «Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune (*Perca fluviatilis*) ». U.F.R. Sciences et Techniques Biologiques, Université Henri Poincaré, Nancy 1, 167p.
- Ministère de l'écologie et du développement durable. *Natura 2000 : Fiche du site FR4301291 (Vallée de la Loue)*. 9 février 2009. <http://natura2000.environnement.gouv.fr/sites/FR4301291.html> (accès le avril 13, 2009).
- Perrin J.F, (1988) «Maintien en aquarium de l'Apron du Rhône *Zingel asper* (L.), espèce menacé d'extinction.» *Revue Française Aquariophilie*, 15 : p17-20.
- Pradelle S, 2006- «Etude écotoxicologique de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*): Partie 1.» Programme de conservation de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) et de ses Habitats, Lyon, 73p.
- Prolonge-Chevalier C, 2007- «Étude histologique du développement sexuel de l'Apron du Rhône *Zingel asper* L., percidé endémique menacé d'extinction.» Thèse de doctorat, Lyon, 76p.
- R Development Core Team. *R: a language and environment for statistical computing*. Version 2.6.1. (26 11 2007) Vienna, Austria,.
- Raven P.H, 1990- «The politics of preserving biodiversity.» *BioScience*, 40 : p769-774.
- Ricklefs R.E. et Miller G.L, 2005- *Ecologie*. 1e édition. Traduit par M. Baguette, V. Baguette, F. d'Amico et G. Mahy. Bruxelles: De Boeck Université, 821p.
- Rocchi S, 2009- «Reproduction de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) en conditions artificielles contrôlées : effet de la température sur l'incubation ». (rapport non publié) UFR Franche Comté. 28p
- Schreck, C.B., W. Contreras-Sanchez, et M.S. Fitzpatrick, 2001- «Effects of stress on fish reproduction, gamete quality, and progeny.» *Aquaculture*, 197 : p3-24.
- Soulé, M.E. 1991- «Conservation: Tactics for a constant crisis.» *Science*, 253 : p744-750.
- Turrel O, 2007- «Reproduction de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) en conditions artificielles contrôlées : influence du cycle annuel de température sur la qualité de ponte ». (rapport non publié) UFR Franche Comté. 23p
- Wilson, E.O, 1992- *The Diversity of Life*. Cambridge, Massachusetts: Belknap Press of Harvard University Press, 406p.



Annexes



Annexe 1 : Le muséum de Besançon

Le Muséum de Besançon a la particularité de présenter une grande diversité d'animaux vivants à travers un jardin zoologique (fauves, ongulés, primates, oiseaux...), un Noctarium (rongeurs régionaux), un Insectarium (arthropodes tropicaux essentiellement) et un Aquarium au sein même de la Citadelle de Besançon. Plusieurs espèces sont concernées par des programmes de conservations internationaux (Lion d'Asie, nombreux primates...). L'aquarium du Muséum expose depuis 1975 la faune et la flore aquatique des eaux douces de Franche-Comté. La plupart des espèces de poissons et quelques crustacés de la région sont acclimatés dans une succession d'aquariums, reconstituant le cours du Doubs, ainsi que dans différents bassins de l'espace extérieur. L'écrevisse Pied Rouge (*Astacus astacus*) est élevée depuis 1998 dans des conditions artificielles au sein d'une ferme aquacole qui produit environ 2000 juvéniles d'écrevisses chaque année et l'écrevisse Pied Blanc (*Austropotamobius pallipes*) fait l'objet d'essais de reproductions artificielles depuis 2008 dans le cadre d'un programme de sauvegarde.

Depuis fin 2002, le Muséum de Besançon présente au sein de son Aquarium une petite population d'Aprons du Rhône (*Zingel asper*) issue de la première reproduction artificielle réalisée dans le cadre du programme européen Life Apron I.



Après une acclimatation réussie et deux années d'expériences de maintien d'individus adultes en captivité, le Muséum s'est vu confier la mission de faire connaître l'Apron au grand public et de maîtriser sa reproduction, dans le cadre du programme Life Apron II, appuyé par un financement conjoint de l'Union européenne et de la Ville de Besançon à hauteur de 98000 €.

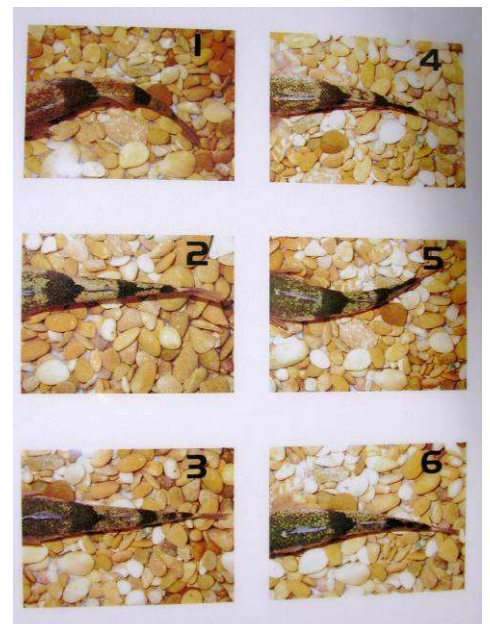
Outre la présentation d'aprons vivants et l'explication des enjeux de la conservation de ce poisson aux visiteurs de la Citadelle (environ 250 000 par an), notre mission est de tenter de définir les paramètres conditionnant la réussite de la reproduction en captivité.

Annexe 2 : Identification individuelle des aprons

L'identification individuelle des spécimens apparaît indispensable au bon suivi des lots de géniteurs. Cette étape permet en effet d'affiner de manière sensible le suivi comportemental des différents individus au sein d'un groupe, tout en permettant de déterminer leur sexe. Rappelons qu'en l'absence de critères morphologiques évidents, le sexage des individus n'est aisément réalisable que durant la période de reproduction (par légère pression abdominale).

Pour minimiser le stress, pouvant modifier le comportement des géniteurs, nous avons procédé à une reconnaissance par photographie. Nous avons en effet constaté que la photographie de la région dorsale avec ses 3 bandes était suffisamment discriminante pour identifier chaque spécimen. Une prise de vue latérale permet d'affiner la détermination en cas de doute. Chaque photo d'identité (photo numérique) est accompagnée par des mesures de taille et de masse.

Le sexage est réalisé au fur et à mesure de l'avancement de la maturité de chaque poisson.



Annexe 3 : Mode opératoire de l'opération de fécondation artificielle

L'extraction de la laitance et des ovules est obtenue par pressions abdominales (stripping).



Une vérification de l'état de maturation des ovules est nécessaire avant de commencer l'opération. Si l'examen microscopique révèle la maturité de l'ovocyte (à droite sur le cliché ci-dessus) l'opération peut continuer si au contraire il n'a pas atteint cet état (à gauche sur le cliché ci-dessus) le stripping est abandonné.

Les poissons sont anesthésiés dans une solution de phénoxy 2 éthanol à raison de 0.3 ml de produit pur par litre d'eau. Après 3 minutes, ils sont inertes et sont tamponnés avec du papier absorbant pour éviter que de l'eau s'ajoute aux laitances et ovules.

Les photographies ci-dessous illustrent la manipulation et montrent le positionnement des doigts pendant l'opération.



La femelle est traitée la première, la plupart du temps 3 mâles de tailles différentes sont utilisés pour optimiser la fécondation. Le mélange des gamètes est réalisé dans un premier temps à sec avec une plume, ensuite 200 ml d'eau de l'incubateur sont ajoutés brusquement tout en continuant de remuer. Très rapidement les œufs sont étalés sur des petites plaques de verre de 12x12 cm qui sont elles même placées dans des plateaux, l'ensemble étant déjà dans l'incubateur.

Après une heure, tous les œufs sont fixés et les plateaux sont mis à leur place définitive, ils ne bougeront plus pendant une dizaine de jours....



Annexe 4 : Schémas de fonctionnement des installations

DOUBLE RADIER : DR1/DR2

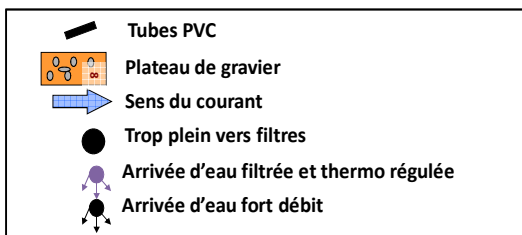
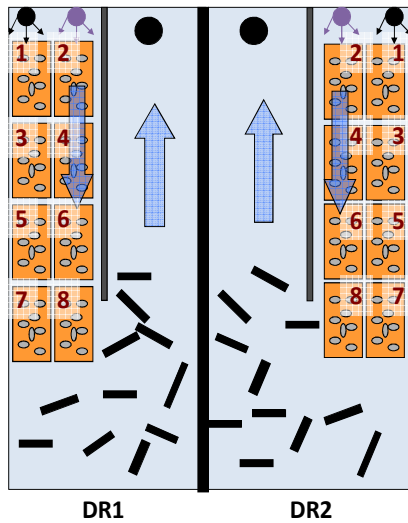


Schéma du double radier

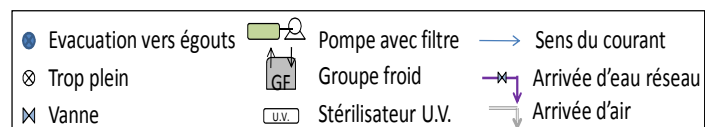
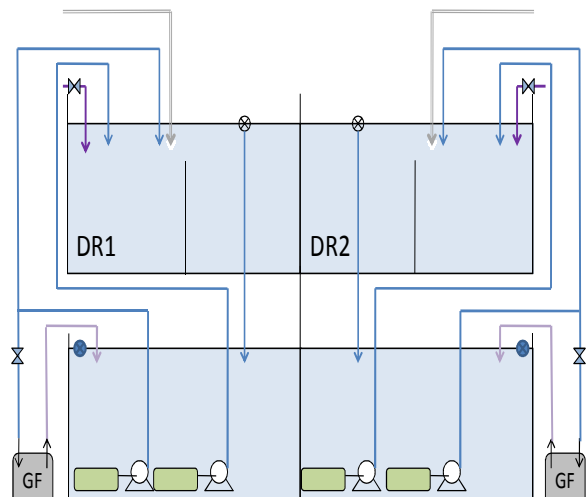
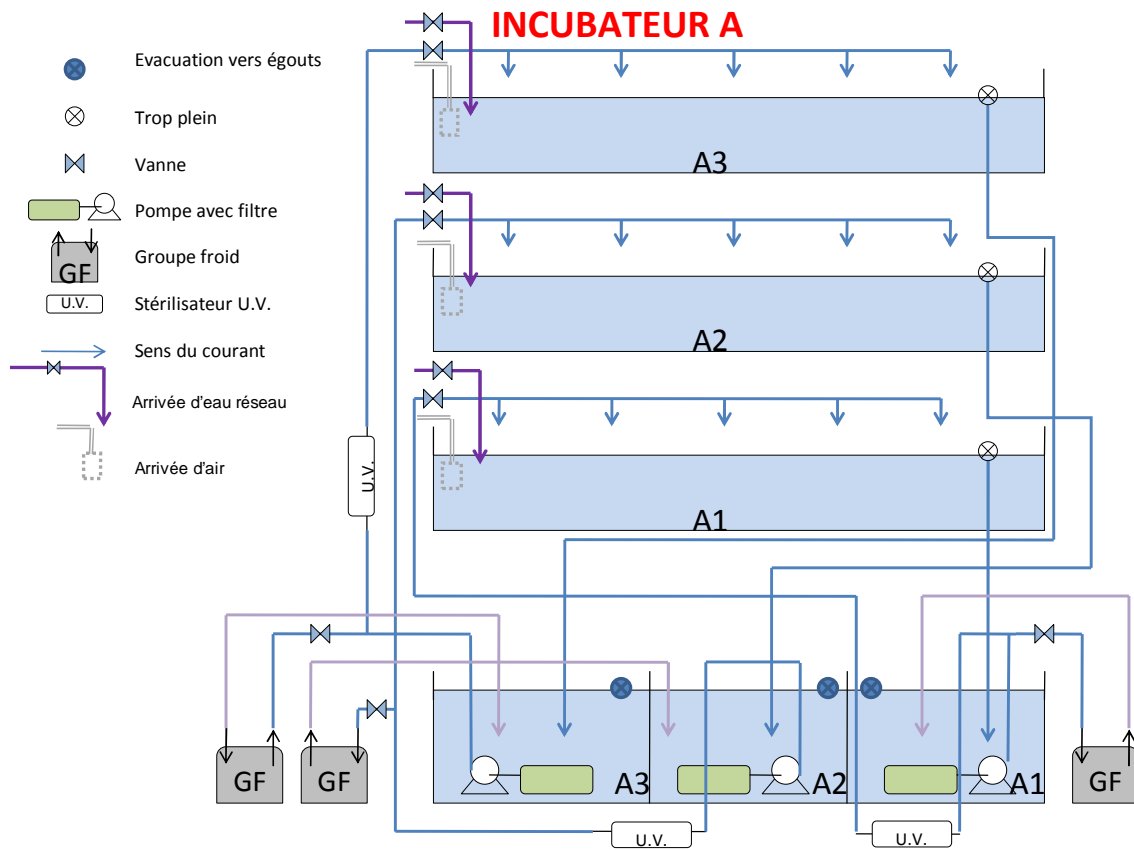
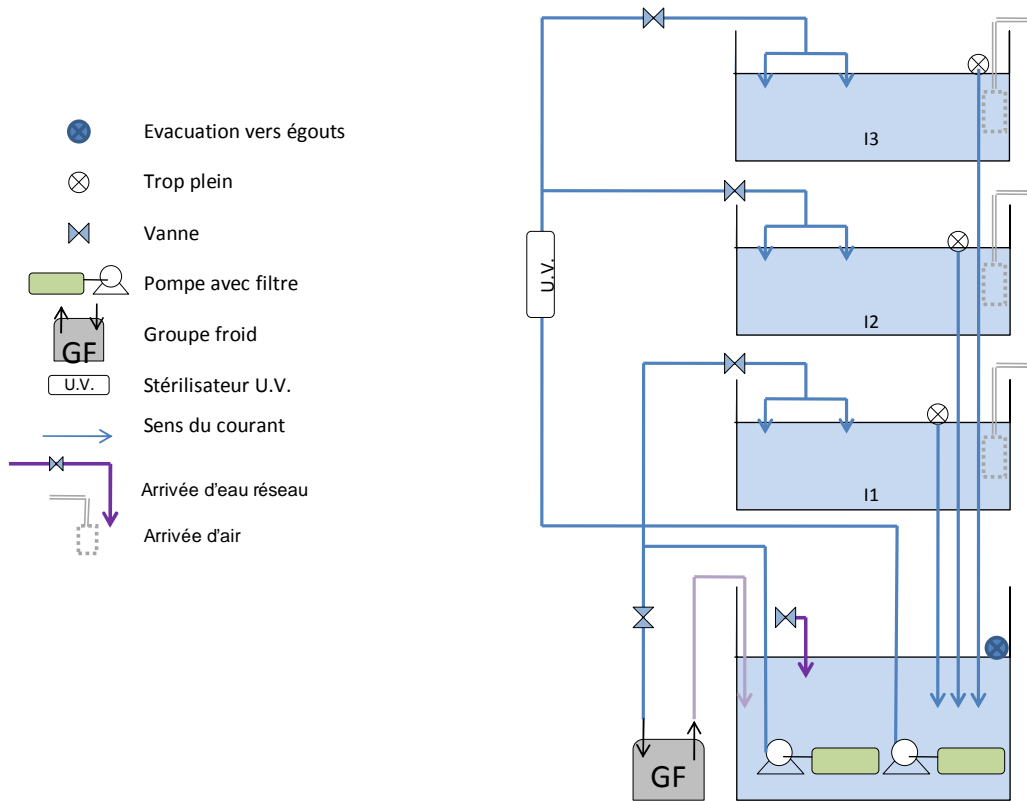


Schéma de fonctionnement du double radier

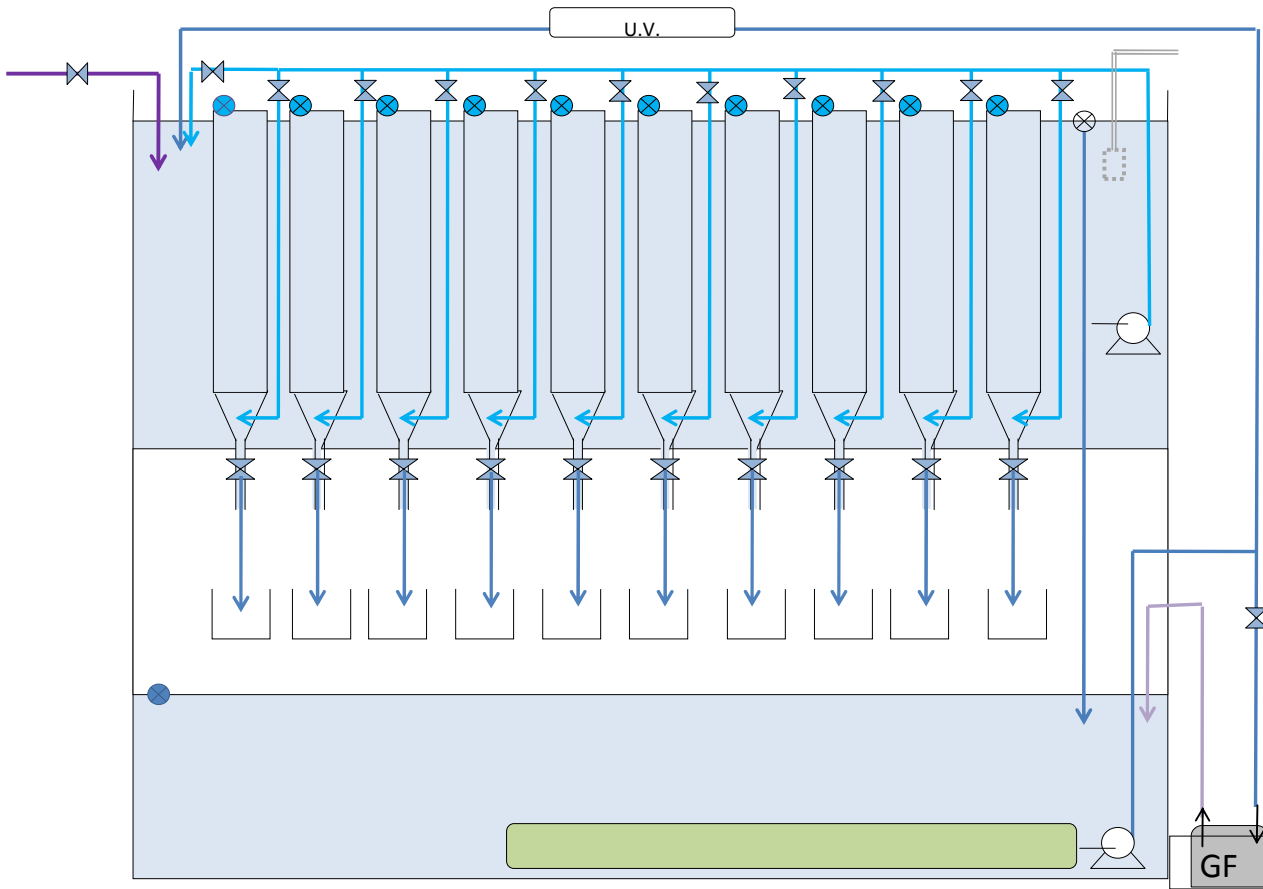




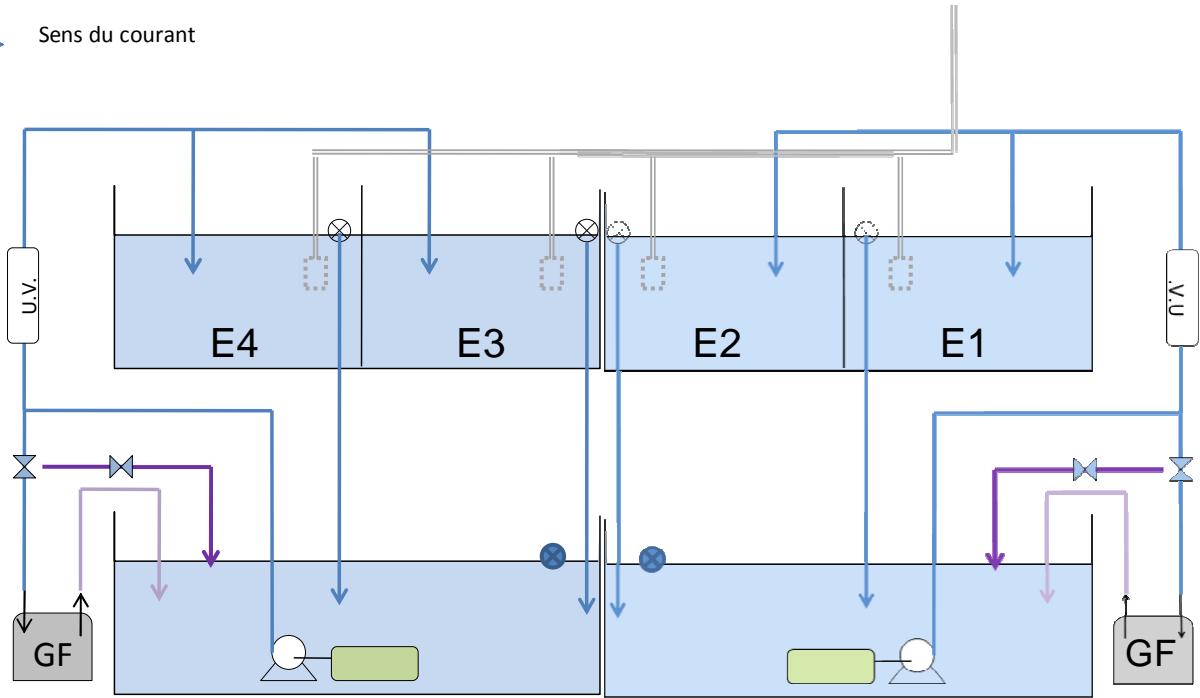
INCUBATEUR IF ECLOSERIE



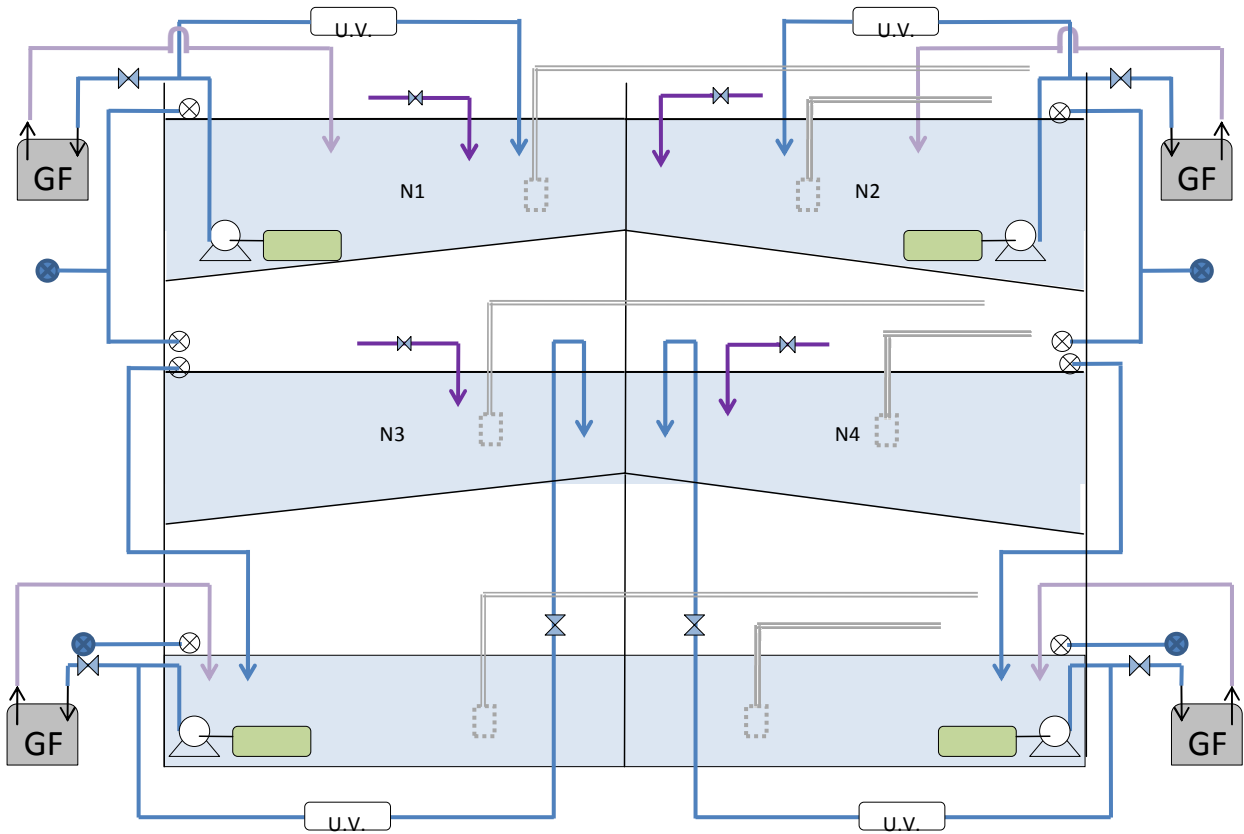
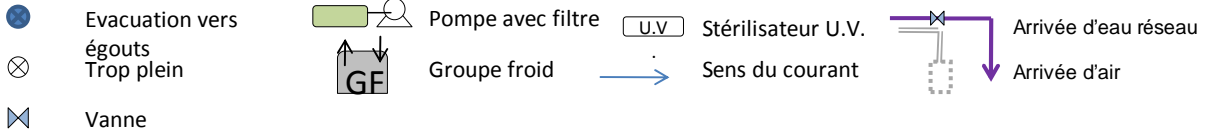
INCUBATEUR BOUTEILLES DE ZOUG



MODULE ECLOSION ME

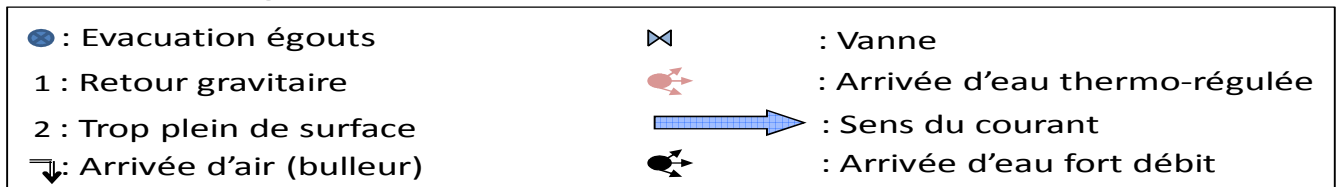
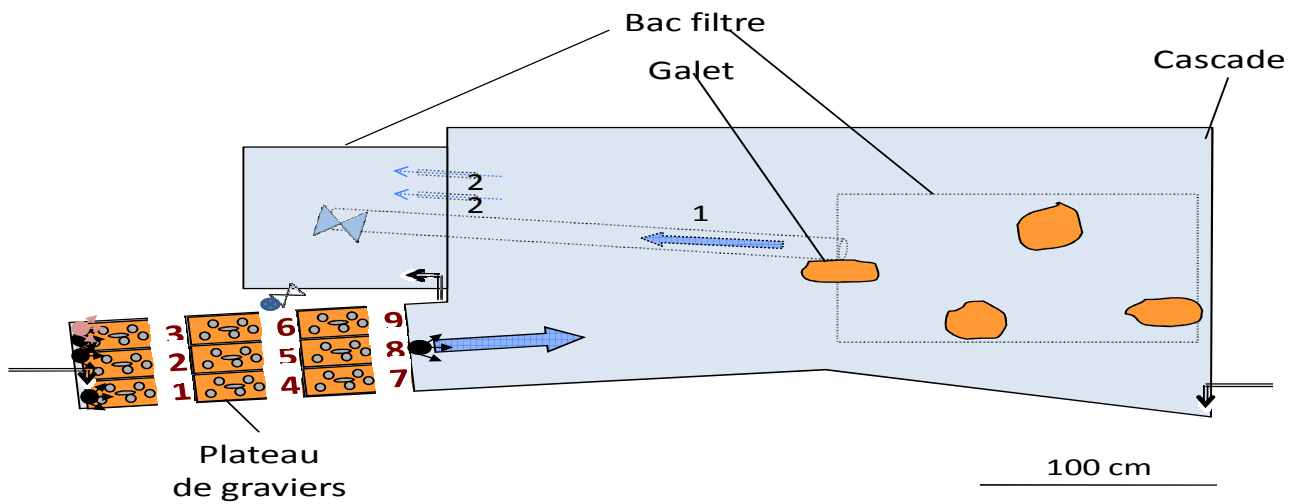
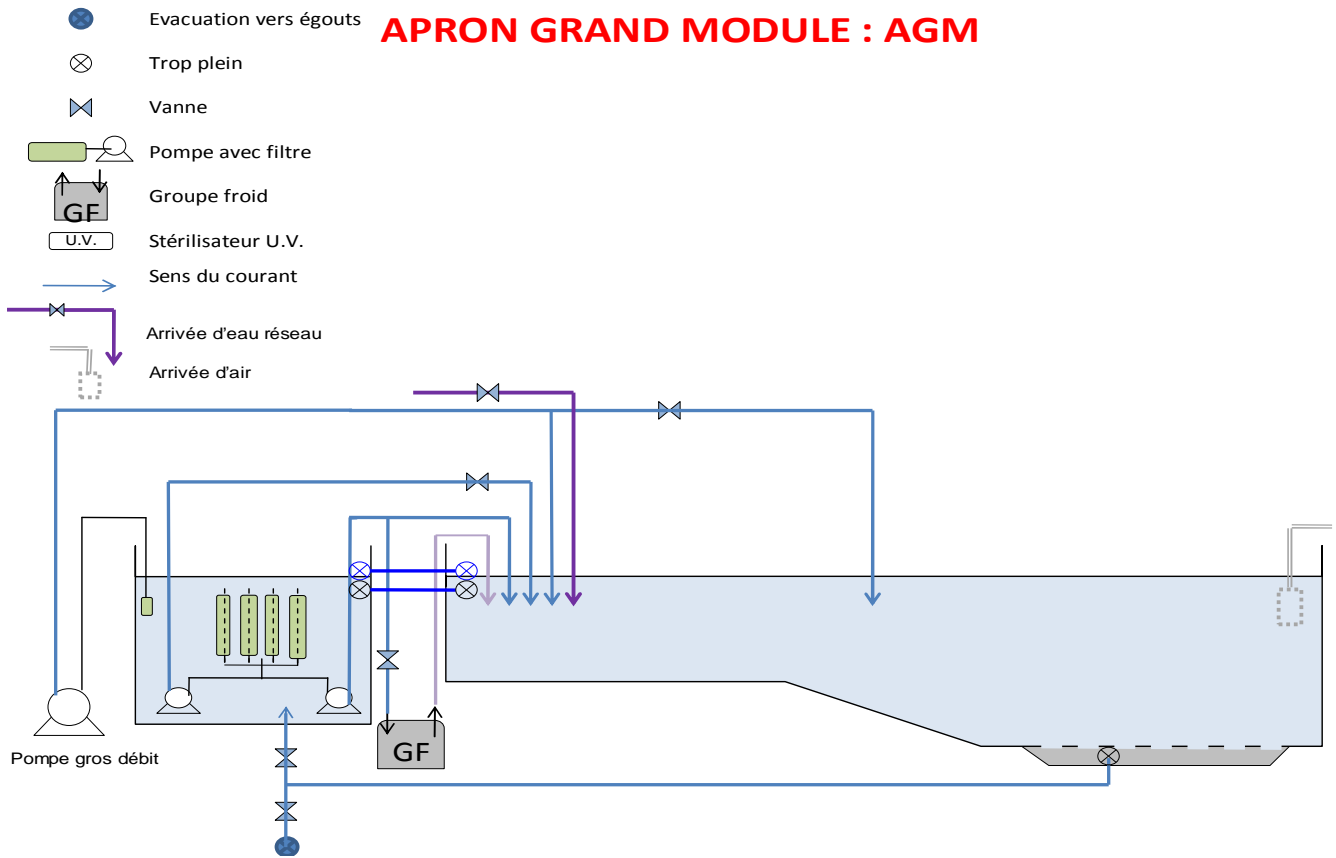


GROSSISSEMENT N



FERME AQUACOLE

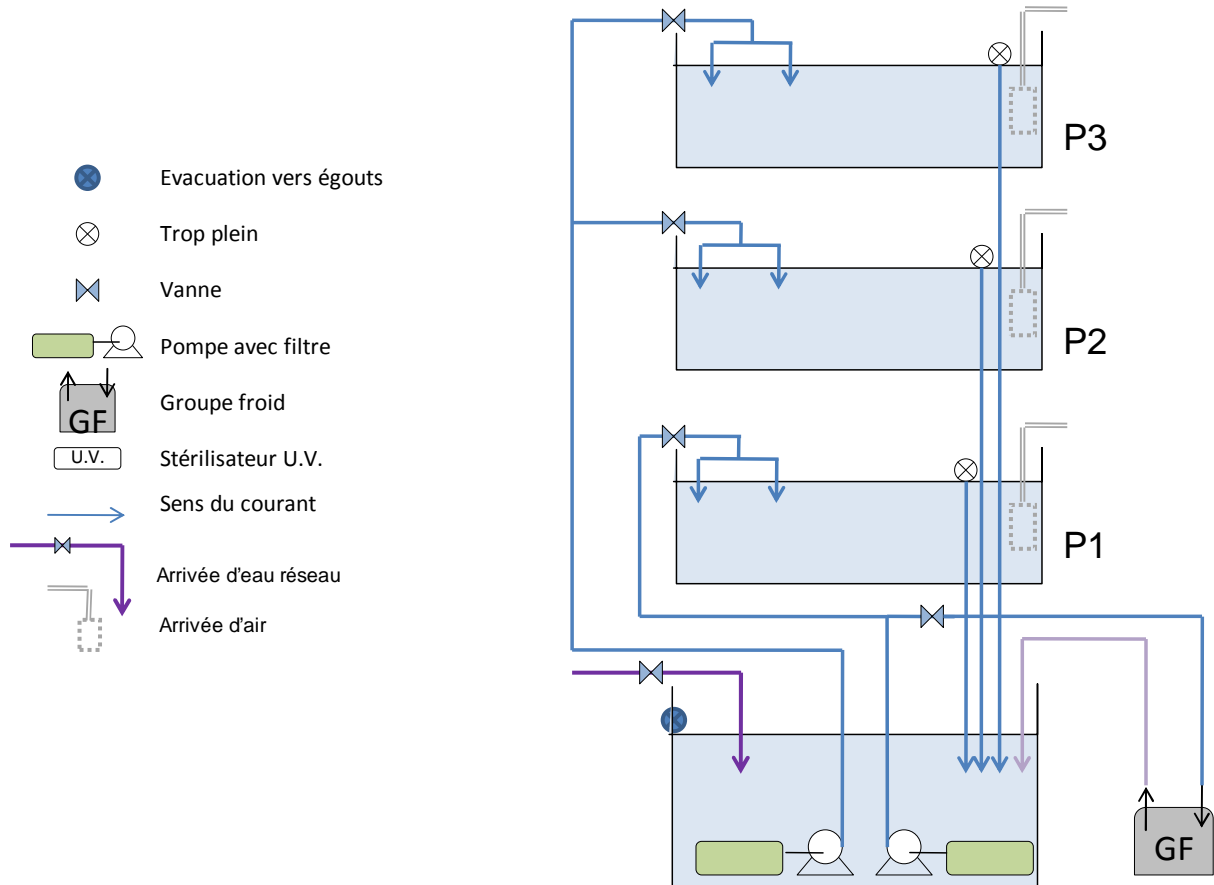
APRON GRAND MODULE : AGM



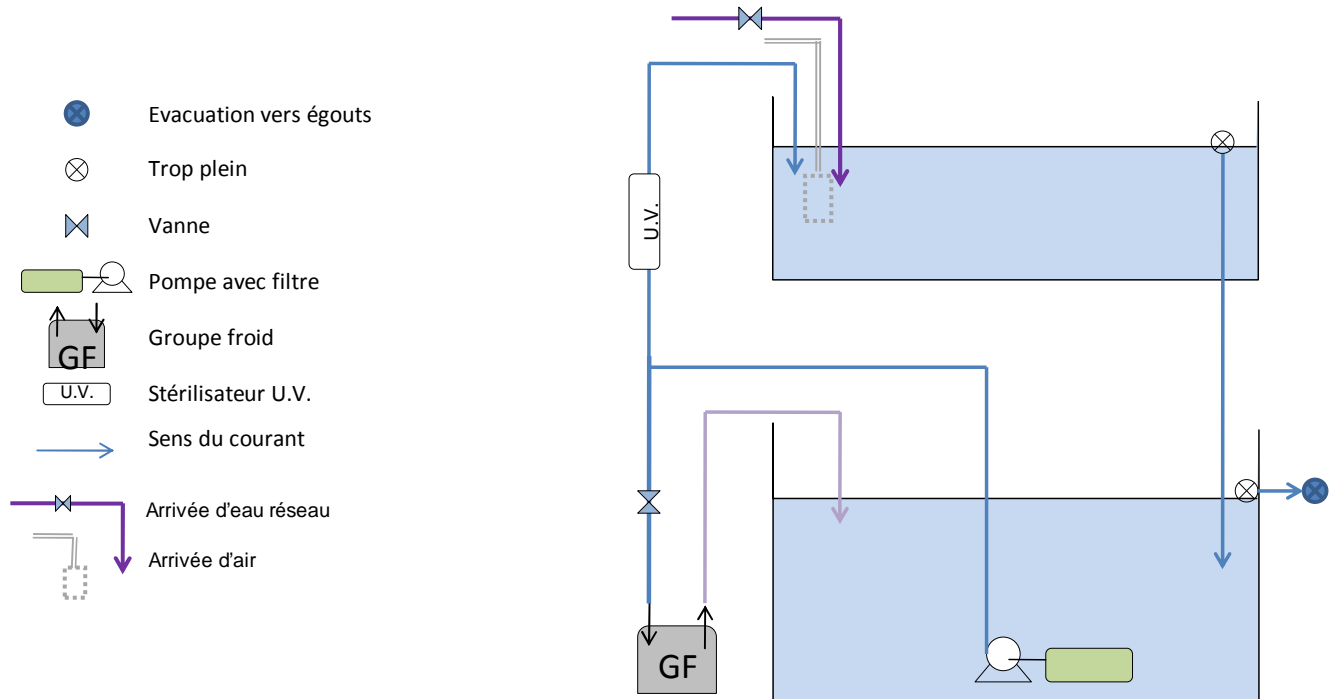
Vu de dessus



INCUBATEUR AI FERME AQUACOLE



APRON JUVENILE : AJ



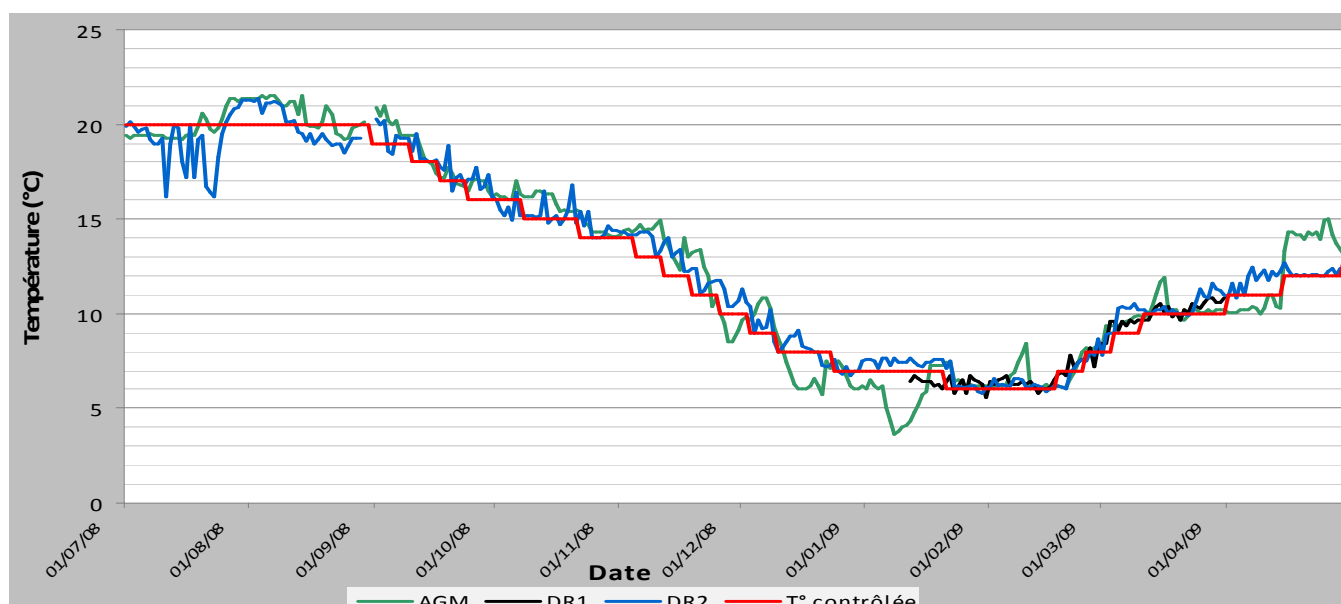
Annexe 5 : Résultats des essais de reproduction 2009

ponté n°	date 2009	bac F/M	nombre œuf (no)	oeillés (oe)	avant éclosion (av)	éclosion (é)	survivant (s)
1	23-févr	AGM	120	0	0	0	0
2	16-mars	AGM	45	0	0	0	0
3	18-mars	AGM	483	0	0	0	0
4	19-mars	AGM	465	28	26	25	23
5	20-mars	AGM	274	8	5	5	2
6	22-mars	AGM	1160	34	20	9	7
7:2 pontes	30-mars	DR2	2525	0	0	0	0
8	04-avr	AGM	1471	0	0	0	0
9	21-avr	DR2	432	0	0	0	0
Stripping							
ST1	23-févr	AGM	825	128	111	93	49
ST2	16-mars	AGM	612	0	0	0	0
ST3	16-mars	AGM	1240	906	872	744	718
ST4	30-mars	DR2	1146	0	0	0	0
ST5	04-avr	AGM	162	2	0	0	0
ponté							
DR2			2957	0	0	0	0
AGM			4450	70	51	39	32
stripping							
DR2			1146	0	0	0	0
AGM			2065	1034	983	837	767
Total par bac							
DR2			4103	0	0	0	0
AGM			6515	1104	1034	876	799
Total			10618	1104	1034	876	799



ponté n°	%					
	oe/no	av/oe	é/av	slé	é/no	s/no
1	pas récupéré					
2	pas récupéré					
3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
4	6,0	92,9	96,2	92,0	5,4	4,9
5	2,9	62,5	100,0	40,0	1,8	0,7
6	2,9	58,8	100,0	77,8	0,8	0,6
7:2 pontes	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
8	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
9	pas de mâle					
Stripping						
ST1	15,5	86,7	83,8	52,7	11,3	5,9
ST2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
ST3	73,1	96,2	85,3	96,5	60,0	57,9
ST4	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
ST5	1,2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
ponté						
DR2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
AGM	1,6	72,9	76,5	82,1	0,9	0,7
stripping						
DR2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
AGM	50,1	95,1	85,1	91,6	40,5	37,1
Total par bac						
DR2	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
AGM	16,9	93,7	84,7	91,2	13,4	12,3
Total	8,5	46,8	42,4	45,6	6,7	6,1

Annexe 6 : Température de l'eau des bacs de géniteurs



Annexe 7 : Prise en charge des alevins

La procédure qui a produit les meilleurs résultats est la suivante :

- enlever les larves, juste après l'éclosion et les placer dans des petits volumes par lot de 50. Ces boîtes d'élevage sont munies sur 2 faces opposées de grosses ouvertures garnies de grillage inoxydable de mailles inférieures à un demi-millimètre. Ces trous doivent dépasser de la surface de l'eau pour évacuer les substances grasses. Cette pellicule de surface peut empêcher une prise de l'air atmosphérique pour remplir leur vessie natatoire. Ces orifices doivent aussi être positionnés 3 centimètres au dessus du fond pour laisser une lame d'eau suffisante en cas de déplacement du bac avec les alevins. Une petite alimentation d'eau filtrée, thermorégulée et stérilisée arrive en surface de préférence dans le sens des faces percées. Une arrivée d'air complète ce dispositif. La température de l'eau varie de 14 à 17°C.

- les alevins qui regagnent le fond sont progressivement libérés dans un bac plus grand. Il ne doit pas comporter de grandes ouvertures vitrées mais des petits hublots qui sont bien pratiques pour avoir une vision latérale (la surveillance est facilitée). Des bioballes procurent des caches sans causer de blessures aux petits poissons quand elles sont déplacées lors du siphonage quotidien des restes de nourriture composée de nauplius d'artémias et de morceaux de vers de vases. Les températures à ce stade conditionnent la vitesse de croissance : 17 à 20°C semble un bon compromis. Des couvercles translucides sont mis en place.

- à partir du moment où ils mangent des vers de vase entiers, la température peut dépasser les 20°C. Ensuite les variations thermiques suivent les paramètres déjà établis pour les adultes. En novembre, quand la température atteint les 14°C, le nourrissage quotidien, passe à 3 fois par semaine. Les doses sont ajustées en fonction de leurs besoins.



Annexe 8 : Résultats des 5 années

	nombre œufs	éclosion	taux d'éclosion %
2005	4203	108	2,6
2006	13537	52	0,4
2007	15516	38	0,2
2008	10690 "Ramières"	668	6,2
	5214 "Beaume"	3393	65,1
2009	6515 "Ramières"	876	13,4
	4103 "Beaume"	0	0,0
total	59760	5135	8,6



Remerciements

Nous saluons particulièrement l'attention de tous les jours des soigneurs animaliers qui œuvrent pour que les conditions de vie des aprons en captivité au Muséum soient toujours optimales.

Nous remercions Hélène Job, Olivier Turrel, Aurélien Gesell, Steffi Rocchi, Audrey Bolard, et Mélanie Chanudet pour le travail de qualité qu'ils ont pu fournir durant leur période de stage concernant la reproduction de cette espèce.

Nous remercions également toutes les personnes qui ont contribué directement et indirectement à ce programme.



Les partenaires financiers

Europe
Agence de l'Eau Rhône Méditerranée & Corse
Ministère de l'écologie et du développement durable
Région Rhône-Alpes
Electricité de France
Compagnie Nationale du Rhône
Conservatoire Rhône-Alpes des espaces naturels



Les partenaires techniques

Office national de l'eau et des milieux aquatiques
Compagnie Nationale du Rhône
Ville de Besançon et Muséum de Besançon
Syndicat mixte de la Loue
Communauté d'agglomération du Lac du Bourget et Aquarium du lac
du Bourget
Syndicat Ardèche Claire
Communauté de communes du val de Drôme



La coordination générale

Conservatoire Rhône-Alpes des espaces naturels
www.cren-rhonealpes.fr



Contact

Marianne Georget
04 75 36 32 32
marianne.georget@espaces-naturels.fr
www.apron-du-rhone.fr