



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 de la saison 2008

Muséum d'histoire naturelle de
Besançon

Janvier 2009

Ville de
Besançon





ESSAIS DE REPRODUCTION DE L'APRON DU RHÔNE EN CONDITIONS ARTIFICIELLES CONTRÔLÉES

Bilan de la saison 2008

Par Mickaël Béjean & Frédéric Maillot



Décembre 2008

| | |
|--|----------|
| INTRODUCTION | 1 |
| L'Apron du Rhône (<i>Zingel asper</i>) | 1 |
| Le Life Apron II (programme de conservation de l'Apron du Rhône et de ses habitats) | 1 |
| Objectifs de la reproduction dans le cadre du Life | 2 |
| Le Muséum de Besançon et l'Apron | 2 |
| | |
| 1 - EXPERIENCES ET RESULTATS ANTERIEURS | 2 |
| 1.a - Procédé utilisé | 3 |
| 1.b - Technique de « Radier artificiel » | 3 |
| 1.c - Résultats antérieurs | 4 |
| 1.d - Objectifs 2008 | 5 |
| | |
| 2 - MOYENS TECHNIQUES ET HUMAINS | 5 |
| 2.a - L'Ecloserie | 5 |
| <i>a1 - Le double radier</i> | |
| <i>a2 - Les incubateurs</i> | |
| <i>a3 - Les modules alevins</i> | |
| <i>a4 - L'équipement annexe</i> | |
| 2.b – La Ferme aquacole | 7 |
| <i>b1 - L'exposition publique</i> | |
| <i>b2 – Le laboratoire</i> | |
| <i>b3 – Le local d'élevage</i> | |
| 2.c – Le personnel | 8 |

| | |
|---|-----------|
| 3 - CONDITIONS DES ESSAIS DE REPRODUCTION | 8 |
| 3.a - Répartition des géniteurs | 9 |
| 3.b - Cycle thermique appliqué | 9 |
| 3.c - Alimentation | 10 |
| 4 - Résultats | 10 |
| 4.a - Comportements et observations | 10 |
| 4.b - Reproduction | 11 |
| <i>b1 – Parade nuptiale</i> | |
| <i>b2 – Ponte 2008</i> | |
| <i>b3 – Caractéristiques de la zone de ponte</i> | |
| <i>b4 - Stripping</i> | |
| 4.c - Incubation et éclosion | 18 |
| <i>c1 - Incubation des pontes</i> | |
| <i>c2 - Incubation des œufs fécondés artificiellement</i> | |
| <i>c3 - Eclosion</i> | |
| 4.d - Alevins et juvéniles | 22 |
| <i>d1 – Comportements des alevins</i> | |
| <i>d2 – Elevage des alevins</i> | |
| <i>d3 - Réintroduction pilote</i> | |
| 4.e - Bilan | 25 |
| 4.f - Mortalité des géniteurs | 25 |
| 5 - Perspectives | 26 |
| 6 –Conclusion | 26 |
| Références bibliographiques | 27 |
| Annexes | 29 |
| Remerciements | 43 |

INTRODUCTION

L'Apron du Rhône (*Zingel asper*)

Qui connaît ce petit poisson très rare ? Pas encore suffisamment de gens en dehors d'un public de spécialistes. Atteignant rarement 20 cm, parfois un peu plus, il a des moeurs d'une grande discrétion. Très mimétique, quasiment inactif en journée, il passe le plus clair de son temps calé contre une pierre. Il ne se pêche de plus qu'anecdotiquement. Sa petite taille et son peu d'intérêt halieutique l'on fait pour ainsi dire oublier pendant quelques décennies.

C'est une espèce endémique de la vallée du Rhône et de ses affluents. La France et la Suisse ont donc une grande responsabilité pour lui garantir un avenir. Au cours des dernières années, on a constaté une régression alarmante de son aire de répartition. D'après l'IUCN l'espèce est gravement menacée d'extinction au niveau mondial depuis 1996. Elle est inscrite aux annexes 2 et 4 de la Directive habitat, et à l'annexe 2 de la convention de Berne. De part sa très faible population (environ 4000 spécimens sauvages), l'Apron apparaît comme l'un des vertébrés les plus menacés de disparition. Il n'occupe plus que les bassins du Doubs, de la Durance, de l'Ardèche et de la Drôme (environ 270 km de cours d'eau contre 2200 il y a un siècle).

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, espèce d'intérêt communautaire, est considéré 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.

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.

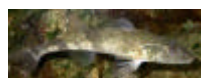
Depuis 2004, le Life Apron II a pris le relais, coordonné par le Conservatoire Régional des Espaces Naturels (DREN) de Rhône Alpes avec l'appui technique de l'Office Nationale de l'Eau et des Milieux Aquatiques (ONEMA). Une batterie d'actions est engagée jusqu'en septembre 2009, les travaux du Muséum de Besançon s'inscrivent dans ce programme.

Le Life Apron II (programme de conservation de l'Apron du Rhône et de ses habitats)

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 est essentiellement mobilisé pour réaliser des travaux souvent assez lourds 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 doivent permettre d'augmenter la viabilité de chaque noyau de population.

Un deuxième objectif est 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 concerne l'amélioration des connaissances de l'élevage ex-situ et la faisabilité de réintroductions par des opérations pilotes.



Objectifs de la reproduction dans le cadre du Life

Outre une meilleure connaissance de l'espèce, le principal objectif des essais de reproduction en captivité de l'Apron est de pouvoir disposer d'individus sans avoir systématiquement recours à des prélèvements dans le milieu naturel. Ainsi un certain nombre de poissons peuvent être confiés aux différents partenaires 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 menées par l'ONEMA.

Le Muséum de Besançon et l'Apron

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.

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.

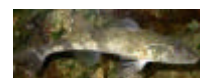


Après une acclimatation réussie et deux années d'expériences de maintien d'individus adultes en captivité, le Muséum s'est vu confier la mission de faire connaître l'Apron au grand public et de maîtriser sa reproduction, dans le cadre du programme Life Apron II, appuyé par un financement conjoint de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

1 - EXPERIENCES ET RESULTATS ANTERIEURS

La première reproduction de cette espèce a été réalisée en 2000 à la Réserve naturelle des Ramières (Drôme) dans le cadre du programme Life Apron I. La technique de stripping a été pratiquée avec succès sur 2 femelles et 2 mâles sauvages (communication orale 2008 de Delphine Denancher) de la rivière Baume (Ardèche). Cependant les strippings 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 reproduction de cette espèce au Muséum de Besançon.



1.a - Procédé utilisé

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 ont conduit l'équipe technique du Muséum 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. Cet objectif était d'autant plus envisageable que l'espèce est de petite taille et que selon des observations réalisées en milieu naturel (CSP, *Life apron I, Guide de gestion*), l'espèce fraie de mars à avril, sur des graviers, dans des faciès de mouille ou de radier. Les mâles se postent sur les gravières en attendant qu'une femelle se présente pour pondre. Néanmoins rappelons qu'aucune action de fraie n'a été observée à ce jour en rivière.

Dans cet optique, plusieurs bacs ont été conçus et améliorés pour obtenir une zone favorable à la ponte des aprons, surnommée « Radier artificiel »...

1.b - Technique de « Radier artificiel »

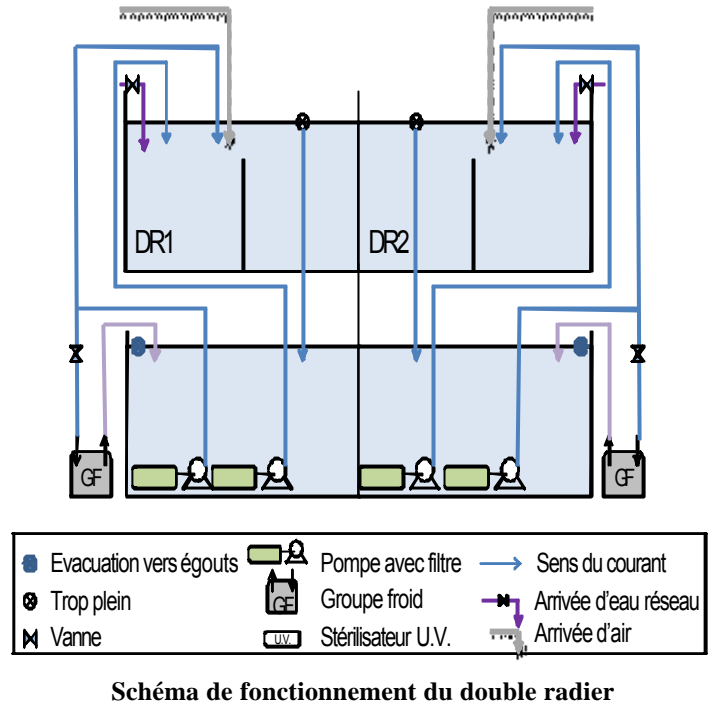
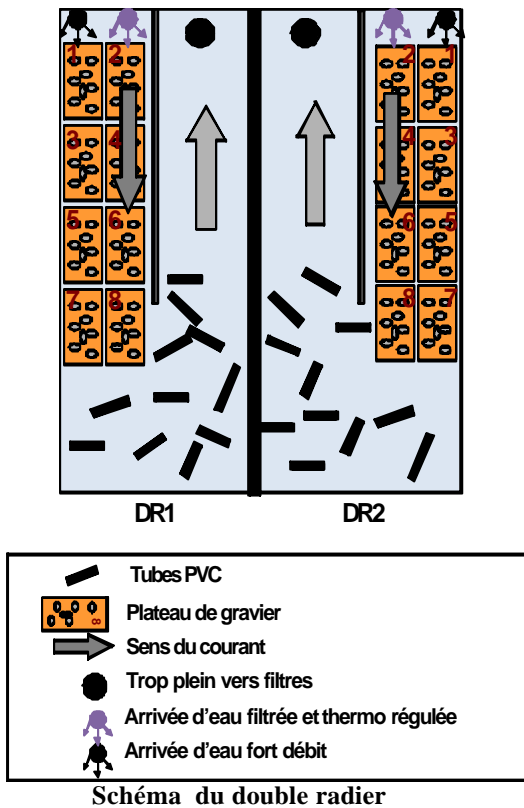
La technique de radier artificiel a pour but d'obtenir des pontes sans intervention directe. Elle consiste à recréer, dans un bac suffisamment grand, les conditions essentielles au bon déroulement des comportements reproducteurs des poissons : support de ponte, conditions hydrodynamiques favorables, régime thermique annuel adapté, cycle nycthéral..

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 40mm, longueurs 10 et 20cm) 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, un module de reproduction, baptisé le « Double radier », a donc été construit. Il permet d'accueillir deux groupes d'aprons et prend en compte toutes les observations des expériences précédentes. Il est constitué de deux parties strictement identiques (DR1 et DR2), qui fonctionnent de manières indépendantes. Chaque partie comprend : une frayère, une zone sans courant, un système de filtration séparé des poissons et un groupe réfrigérant. Afin de limiter le dérangement des géniteurs et d'éviter qu'ils sautent hors du bac, le "Radier artificiel" est couvert d'une plaque translucide en polycarbonate. 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 poissons.





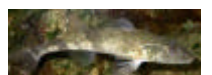
Remarque, le cycle nyctéméral naturel est respecté par la présence d'une fenêtre à proximité des bacs.

1.c - Résultats antérieurs

Les résultats des années précédentes, avaient montré que la reproduction des aprons est possible, sans intervention directe, grâce à la technique du «Radier artificiel». Ainsi des dizaines de pontes avaient déjà été obtenues. Cependant le faible rendement à l'éclosion attestait de conditions d'élevage ou/et d'incubation défavorables. D'après l'analyse des premiers résultats (cf. Rapport 2005 et 2006), les conditions thermiques, subies par les géniteurs avant la ponte, auraient conditionné la qualité des gamètes. Ainsi des études réalisées sur la perche (Migaud 2002) indiquent que la mise en place de période de vernalisation (à 5°C), augmente 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, il semblait donc, que le lot de reproducteurs avait supporté une période froide trop courte, mais aussi trop tardive...

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 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.

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 Baume (Ardèche). Très peu d'alevins avaient été obtenus malgré de nombreux œufs oeillés, avec des résultats légèrement favorables au cycle thermique de la rivière Baume.



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 oeufs pondus), d'autres questions se sont imposées : quelle peut être l'influence sur la qualité des pontes, de l'âge et du taux d'apparement des géniteurs, de la qualité de l'alimentation distribuée et plus généralement des conditions de vie en captivité ?

1.d - Objectifs 2008

Les essais de reproduction 2008 avaient pour but, d'apporter les éléments de réponse sur le ou les paramètres défavorables dans le procédé de reproduction. L'amélioration des installations et surtout l'évolution de la qualité des reproducteurs (âge et origine différents) devaient permettre d'affiner l'évaluation de la part de chaque paramètre (l'origine des géniteurs et les conditions environnementales) sur les résultats obtenus.

Pour cela, 18 aprons sauvages ont été capturés dans la rivière Baume en décembre 2007 (en coordination avec les agents de l'ONEMA et sur proposition du conseil scientifique du 26 juin 2007) pour constituer un groupe de géniteurs non apparementés et n'ayant subi que des variations thermiques naturelles.

Par ailleurs les poissons captifs les plus âgés (nés en 2000 à la Réserve des Ramières) n'étaient plus représentés que par quelques individus dans les 2 groupes constitués d'aprons nés au Muséum en 2005 et 2006. Ainsi, l'influence de l'âge des géniteurs devenait, de fait, très limitée...

En 2007, le Muséum s'est doté d'un nouveau dispositif pour présenter des aprons au public. Il présente l'avantage d'être plus spacieux (5 m de longueur) que les bacs précédents et surtout il possède un décor constitué d'éléments naturels comme du gravier, des galets, des souches et des plantes. Par conséquent, les aprons de ce module sont soumis à des conditions environnementales moins artificielles.

Enfin, des analyses des aliments distribués aux poissons ont été entreprises pour essayer de détecter d'éventuels composés pouvant perturber la qualité des pontes.



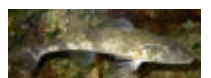
2 - MOYENS TECHNIQUES ET HUMAINS

Depuis 2005, les installations consacrées à l'apron n'ont cessé d'évoluer en fonction de l'expérience acquise et des besoins restant à réaliser. En janvier 2008, elles se présentaient sous leur configuration définitive, pouvant subvenir aux besoins de 3 groupes reproducteurs et de leur descendance. Les différents bacs et incubateurs sont disposés dans 2 lieux bien distincts : l'écloserie et la ferme aquacole.

2.a - L'Écloserie

Les essais de reproduction de l'apron sont menés dans 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. Le réseau d'eau potable de la ville de Besançon et un surpresseur assurent l'alimentation directe en eau et en air de l'ensemble des bacs.

L'écloserie accueille 6 modules dédiés aux différentes phases de la reproduction des aprons.



a1 - Le double radier

Le «double radier» (DR1, DR2) peut héberger 2 groupes de géniteurs. Les caractéristiques de ces bacs sont exposées dans le paragraphe 1b (voir aussi Annexe 4). En 2008, les frayères ont été équipées de caméras étanches, à vision nocturne infrarouge et à détection de mouvement, reliées à un enregistreur d'une capacité de 1000 Go. Ainsi, tous les comportements reproducteurs de la saison 2008 de ce module ont pu être enregistrés.

a2 - Les incubateurs

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 schéma de fonctionnement est exposé en Annexe 5.

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. Le schéma de fonctionnement est exposé en Annexe 6.

Le troisième 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 à aussi par un dispositif de filtration, de refroidissement et de stérilisation. Le schéma de fonctionnement est exposé en Annexe 7.

Les incubateurs de l'écloserie regroupent donc deux techniques différentes et peuvent appliquer simultanément 5 températures de consigne.

a3 - Les modules alevins

En novembre 2007, 2 nouveaux modules ont été construits pour compléter l'aménagement de cette pièce. Ils ont été conçus pour accueillir les alevins à 2 stades critiques de leur vie : l'éclosion et le grossissement.

Le premier, appelé 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 de compter et de récupérer les alevins facilement.



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 (voir Annexe 8).

Le second permet d'accueillir les alevins ayant passé le cap de l'éclosion. Il comprend 6 bacs au total (voir Annexe 9). Les 2 bacs du troisième étage (N1, N2) fonctionnent qu'avec une filtration sur mousse complétée par des exhausteurs (tuyau dans lequel circule de l'air qui génère un courant d'eau). Les 2 bacs du second étage (N3, N4) reprennent la même méthode de traitement de l'eau que les modules précédant 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.

Notons enfin que tous les bacs possèdent des couvercles translucides.

a4 - L'équipement annexe

Outre les aquariums destinés aux aprons et à leur descendance, l'écloserie possède des équipements optiques tel qu'un microscope inversé et une loupe binoculaire. Là aussi, une caméra CCD peut enregistrer des séquences quand elle est fixée sur l'un ou l'autre de ces matériels.

Des tables de tri munies de loupe lumineuse complètent le mobilier.

2.b – La Ferme aquacole

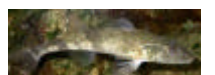


Ce bâtiment est une « vitrine » destinée à expliquer et à montrer au public les différents élevages réalisés au Muséum. Il est constitué de 3 parties : l'exposition publique, le laboratoire et un local d'élevage.

b1 - L'exposition publique

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 les plateaux de gravier) et l'AJ (Apron Juvénile) qui montre les alevins.

L'AGM est un aquarium de 5m de longueur et de 1.6m de largeur. 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 illumine ce dispositif en journée. La frayère est pourvue de 4 angles de vision différents : de



dessus, latéralement par un grande vitre qui couvre toute la longueur, en amont par un hublot et en aval par une demi sphère en plexiglas (voir Annexe 10).

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.

L'incubateur « AI » positionné juste à côté de l'AGM, se présente sous la même forme et le même fonctionnement que l'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 (voir Annexe 11).

Enfin, un aquarium de 300 litres (AJ) côtoie l'incubateur et montre une partie des alevins d'aprons. Le traitement de l'eau reprend la même technique que les dispositifs exposés précédemment (voir Annexe 12).

Ainsi les visiteurs peuvent apprécier dans ce lieu tous les stades de la reproduction de cette espèce.

b2 – Le laboratoire

Le laboratoire nouvellement rénové est situé au bout de la zone visiteurs sans que ces derniers puissent y accéder. Seule une fenêtre leur permet de voir l'activité de cette pièce équipée du matériel nécessaire d'analyse (colorimètre, thermomètre ...) et de traitement de l'eau (balance, produits...).

La cloison séparant le laboratoire du local d'élevage est constituée d'une galerie de 6 aquariums en verre (GA1...GA6), d'une contenance de 150 litres, destinée à l'origine aux petites écrevisses et utilisée en 2008 pour une partie des alevins d'aprons.

b3 – Le local d'élevage

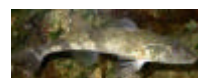
Cet endroit dévolue habituellement aux écrevisses pieds rouges se compose d'une galerie de 4 aquariums en verre (GA7...GA10), d'une contenance de 250 litres, et d'un grand bac (R2) de 3000 litres. Seuls les petits aquariums ont accueillis les alevins d'aprons.

2.c – Le personnel

Une attention constante est portée au bon fonctionnement de ces installations par la présence quotidienne (week-ends et jours fériés compris) de personnes qualifiées (techniciens et soigneurs animaliers). De février à mai, Aurélien Gesell (étudiant en Master 1 Environnement, Santé, Société, Parcours Ecologie Fonctionnelle) a réalisé un travail d'Etude et de Recherche (TER) sur la reproduction de l'Apron au sein du Muséum.

3 - CONDITIONS DES ESSAIS DE REPRODUCTION

Depuis 2005, les paramètres d'élevage ont évolué en fonction des connaissances acquises chaque année. En 2008, 3 aquariums étaient opérationnels pour accueillir des reproducteurs et 2 origines de géniteurs



différentes étaient disponibles. Pour essayer de répondre aux interrogations soulevées dans les paragraphes 1c, 1d, 3 groupes ont été constitués dans les conditions suivantes :

3.a - Répartition des géniteurs



Pour comparer les résultats obtenus à partir de géniteurs d'origines différentes, les bacs DR1, DR2, de configuration et fonctionnement identiques, ont été choisis. Ainsi, les aprons capturés dans la Baume (cliché de gauche) en décembre 2007 ont été placés dans le bac DR2. En parallèle DR1 accueillait déjà les aprons issus des reproductions 2005 et 2006 au Muséum.

Pour comparer l'influence des conditions expérimentales sur la reproduction des aprons, des spécimens de la même origine que ceux du DR1, ont été installés dans le grand aquarium de présentation AGM. Ces poissons subissent des conditions de vie moins artificielles depuis

juillet 2007.

Cependant le nombre de poissons de chaque origine étant très différent, la répartition a été la suivante :

DR1 : 29 nés en captivité

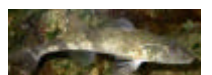
DR2 : 9 nés dans la nature (sur les 18 capturés, les autres étant immatures)

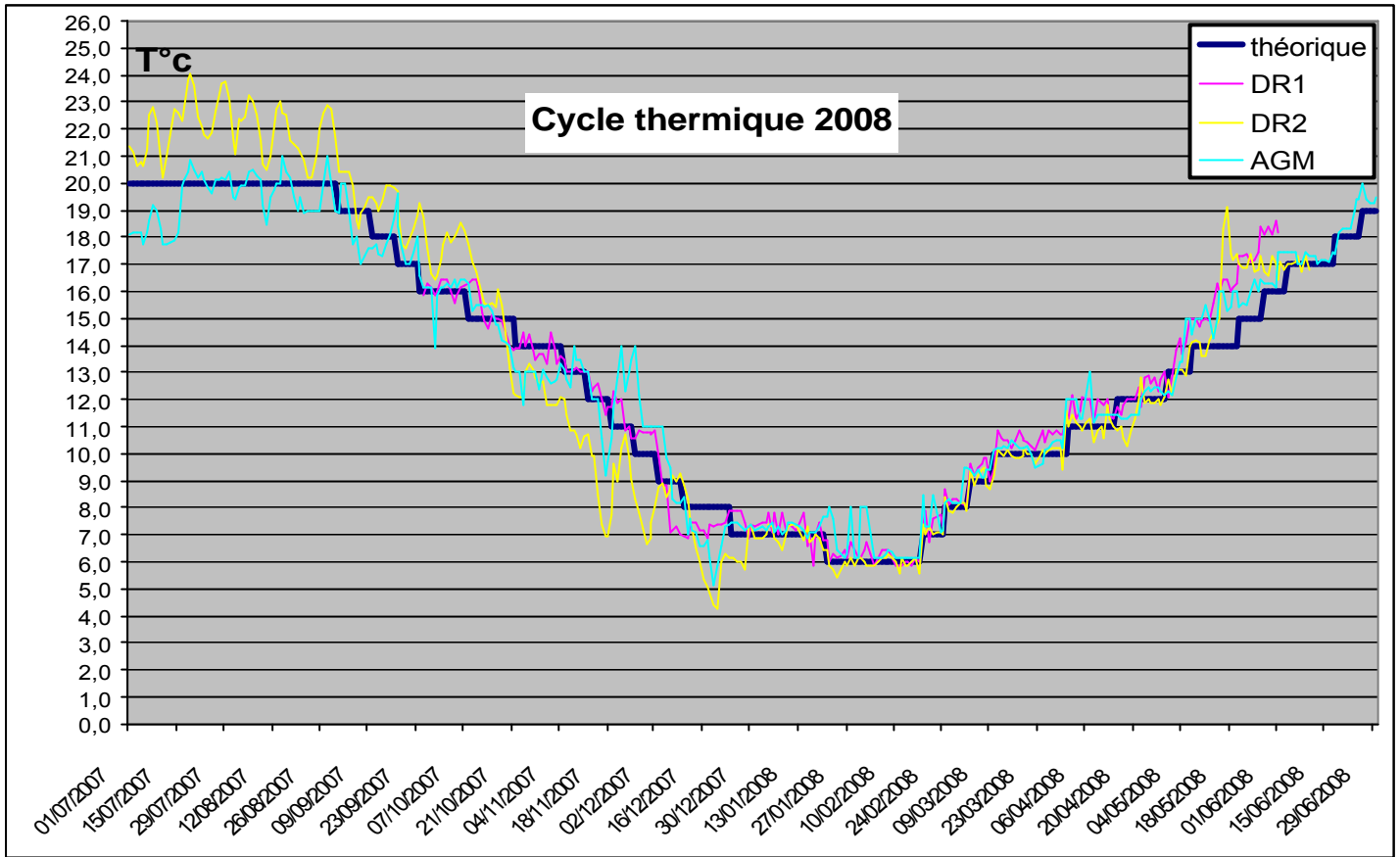
AGM : 32 nés en captivité

En résumé, la comparaison des résultats obtenus à partir des aprons des bacs DR1/DR2 pouvait permettre de mesurer l'influence de l'origine des géniteurs sur la qualité des œufs produits. La comparaison des résultats obtenus à partir des aprons des bacs DR1/AGM pouvait permettre de mesurer l'influence des conditions environnementales sur la qualité des œufs produits (poissons tous nés en captivité dont un groupe dans un bac plus proche des conditions naturelles).

3.b - Cycle thermique appliqué

Le cycle de température qui a été choisi pour les essais 2008 correspond à celui qui a été établi en 2007 reprenant les données thermiques de la rivière Baume. Il a été appliqué aux 3 bacs. Cependant les géniteurs sauvages ont subi avant le 20 décembre 2007 les variations naturelles du milieu d'origine.





3.c - Alimentation

La nourriture est constituée de vers de vase (chironome) congelés et de vers « de terre » (oligochètes) vivants. En dehors de la période de reproduction, elle a été distribuée pour les bacs DR1 et AGM, 3 fois par semaine (2 fois des vers de vase et une fois des vers de terre). Pendant la phase de reproduction, pour limiter la prédation des œufs, elle a été donnée tous les jours en gardant une distribution hebdomadaire de vers de terre. Les quantités ont été à chaque fois réajustées en fonction des restes retrouvés.

La nourriture des aprons sauvages (DR2) a suivi le même protocole mais n'était constituée que de vers « de terre » pour privilégier des proies vivantes afin de perturber au minimum leurs habitudes alimentaires.

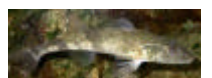
Les analyses des éléments métalliques réalisées sur les différents lots de vers de vase congelés n'ont pas mis en évidence des concentrations de composé pouvant formellement nuire aux différentes étapes de la reproduction. De part leur coût, les composés organiques (comme les pesticides) n'ont pas fait l'objet de recherche.

4 – Résultats

4.a - Comportements et observations

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 le même lieu de camouflage durant plusieurs semaines mais un mois avant la période de reproduction, les mâles regagnent le radier et y restent jusqu'en mai.

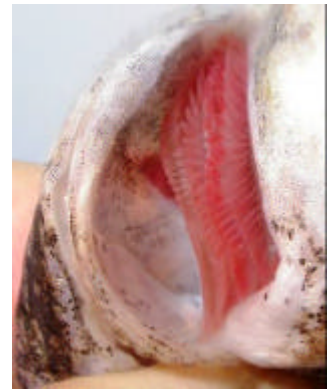
Ce calme apparent est parfois rompu au moment du nourrissage. Les aprons mangent plus que des espèces de même taille et continuent à s'alimenter à des températures de 5 °c. Les chironomes congelés, asticots et vers de terre vivants sont appréciés.

Depuis décembre 2007, avec l'arrivée d'aprons issus du milieu naturel (bac DR2), 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 jamais été observés sur des aprons captifs. Un seul apron sauvage est mort 2 jours après son arrivée. Il s'agissait d'un jeune de 6 cm dont une nageoire avait été certainement endommagée pendant la capture.

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 faible) 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 où la majorité de la mortalité est attribuée aux mycoses.

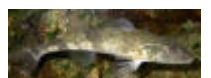


Deux traitements, espacés de dix jours, de Chloramine T (20 gr/m³) peut se révéler efficaces dans la mesure où la mycose n'est pas encore trop développée mais seul un traitement de fond au vert malachite enrayer cette maladie.

Les enseignements tirés des observations précédentes nous ont permis de concentrer dans un même bac (pour une hauteur d'eau de 30cm) 40 individus adultes au m² en hiver et 30 individus au m² en été (pour des poissons nés en captivité). Il faut cependant prendre soin de disposer au moins une cache par poisson et suffisamment de nourriture tout en veillant à maintenir au plus bas le niveau de matière organique. Un enlèvement des détritiques est réalisé tous les 2-3 jours et la distribution de nourriture est ajustée en fonction de la température du milieu.

4.b - 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, 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 1), 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 pour la plupart du temps, la ponte se déroule en une seule nuit. Rarement la fraie a lieu le jour, le 12 mars 2008 une femelle de l'aquarium de présentation AGM a pondu de 9h à 16h et toutes les étapes ont pu être observées en direct et filmées...



b1 – Parade nuptiale

Cette phase de la reproduction était jusqu'alors très peu connue, seules 2 observations avaient été réalisées au petit matin en fin de fraie, regroupant 3 à 4 expulsions d'ovule. Les images enregistrées par les caméras de surveillance infra rouge (installé dans DR1 et DR2) ont apporté beaucoup de précision sur le nombre de géniteurs participants (présence de mâles ou non, nombre de femelles) mais aussi sur le début et la durée de l'opération cependant des détails tels que le nombre d'expulsion d'ovules ou encore la libération de laitance par les mâles, paraissaient encore incertaine sur ces images. Par contre, le spectacle donné en plein jour le 12 mars par les aprons du bac AGM a fourni, pendant plus de 7 heures, des informations et des détails inédits sur la reproduction de cette espèce.

Les images recueillies à cette occasion livrent les informations suivantes.

A 9 heures, une grande agitation anime les aprons du bac AGM, les mâles pris, de frénésies parcourent le fond de la zone calme et du radier à la recherche de quelque chose...Quelques œufs sont déjà déposés sur les plateaux 1 et 4. Les femelles adossées aux galets dans la partie la plus profonde se font bousculer par les mâles mais ne réagissent pas à leurs sollicitations. Ensuite, ils se regroupent dans le courant pour rejoindre la femelle qui était jusqu'alors indétectable. Son abdomen un peu renflé, ses motifs sur le corps et sa taille nous ont confirmé par la suite qu'il s'agissait de la femelle qui avait été strippée la veille. Les mouvements respiratoires très rapides et sa présence sur les plateaux les plus exposés au courant indiquent que les expulsions sont imminentes. Après de nombreux frôlements et incitations de la part des mâles, la première fraie a lieu sur le plateau n° 5 (cf annexe 10) juste en dessous du courant. Après avoir encadré la femelle, les mâles l'accompagnent dans un élan commun

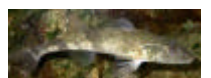


très rapide sur 3-4cm et libèrent une petite quantité de gamètes tout en restant côte à côte et cambrés. Un petit nuage de laitance est emporté par le courant, accompagné de quelques œufs qui se déposent lentement un peu plus loin.



Vingt neuf actions de fraie se déroulent de 9 à 16 heures, impliquant une femelle et 6 mâles. Entre 1 et 5 mâles participent à la reproduction simultanément. La plupart du temps, 2 à 3 mâles côtoient la femelle pendant la fraie. Un seul petit mâle a directement participé alors que 2 autres s'agitaient dans la zone calme. Presque toutes les actions de fraie, sauf trois, ont été suivies d'une expulsion simultanée visible d'ovocytes et de laitance. Dans un cas, il n'y a pas eu de synchronisation des géniteurs, les ovules ont été libérés après la laitance. Dans un autre cas il n'y a pas eu de laitance émise et enfin vers la fin d'après midi les poissons ont frayés sans qu'aucun gamète n'ait été produit.

Il a été récolté 1216 œufs dans les plateaux et



seulement 3 ont dérivé hors de la frayère. En moyenne, une quarantaine d'œufs est émis à chaque expulsion, alors qu'une dizaine est visible sur les images et emportée plus loin. Par conséquent la plupart des œufs reste confinés dans le gravier sur place.

La répartition des œufs sur le radier est la suivante, en sachant que le courant arrive au début du plateau 5 et se dirige vers le 8.

| | | |
|----------|-----------|-----------|
| 3 : 0,2% | 6 : 3,3% | 9 : 0,9% |
| 2 : 0,1% | 5 : 46,8% | 8 : 24,2% |
| 1 : 3,9% | 4 : 11,7% | 7 : 8,9% |

La figure ci-dessus schématise les plateaux disposés sur le fond de la zone de reproduction. Le premier chiffre correspond au numéro du plateau et le second indique la proportion d'œufs récoltés à cet endroit.

Presque toutes les pontes ont été observées sur le plateau n°5 sauf deux qui se sont déroulées sur le n°4 et 6. Avant 9 heures, au moins une ponte s'est produite car des œufs se trouvaient déjà sur les plateaux 1 et 4. De ces observations découle une constatation simple : même si une partie des produits de la reproduction sont emportés, le plateau dans lequel le plus grand nombre d'œufs est récupéré, est l'endroit où se déroule la plupart des fraies.

Finalement, entre le stripping du 11 mars et cette ponte, cette femelle (cliché ci-dessous) de 16.1 cm a produit 1654 œufs.

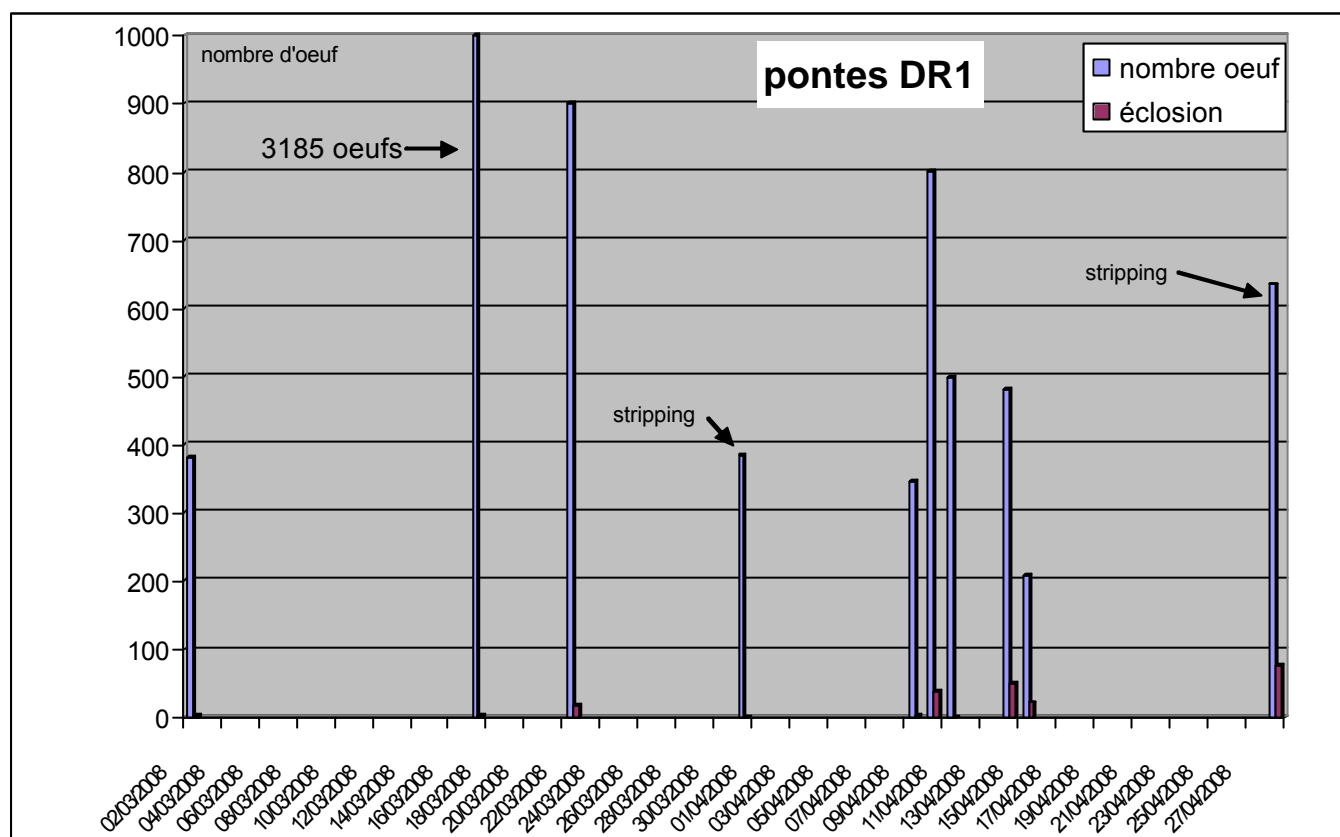


Femelle se reposant sur le plateau 2 alors que les mâles attendent sur le n°5



b2 – Ponte 2008

b21 – Pontes du bac « DR1 »

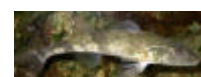


La première ponte de l'année s'est déroulée le 2 mars, à une température de 8 °C et la dernière le 15 avril à 12 °C. Mis à part ces 2 extrêmes les 7 autres ont eu lieu à 10 ou 11°C. Le 17 mars plus de 3000 oeufs avaient été comptabilisés sur les plateaux. La veille 2 femelles renflées avaient pris position sur la frayère et les images de vidéosurveillance laissent penser que cette nuit il y avait bien 2 femelles différentes. Par conséquent, dans le bac DR1, 9 pontes ont produit près de 6799 œufs soit en moyenne 755 avec un minimum de 208 et un maximum de 1590.

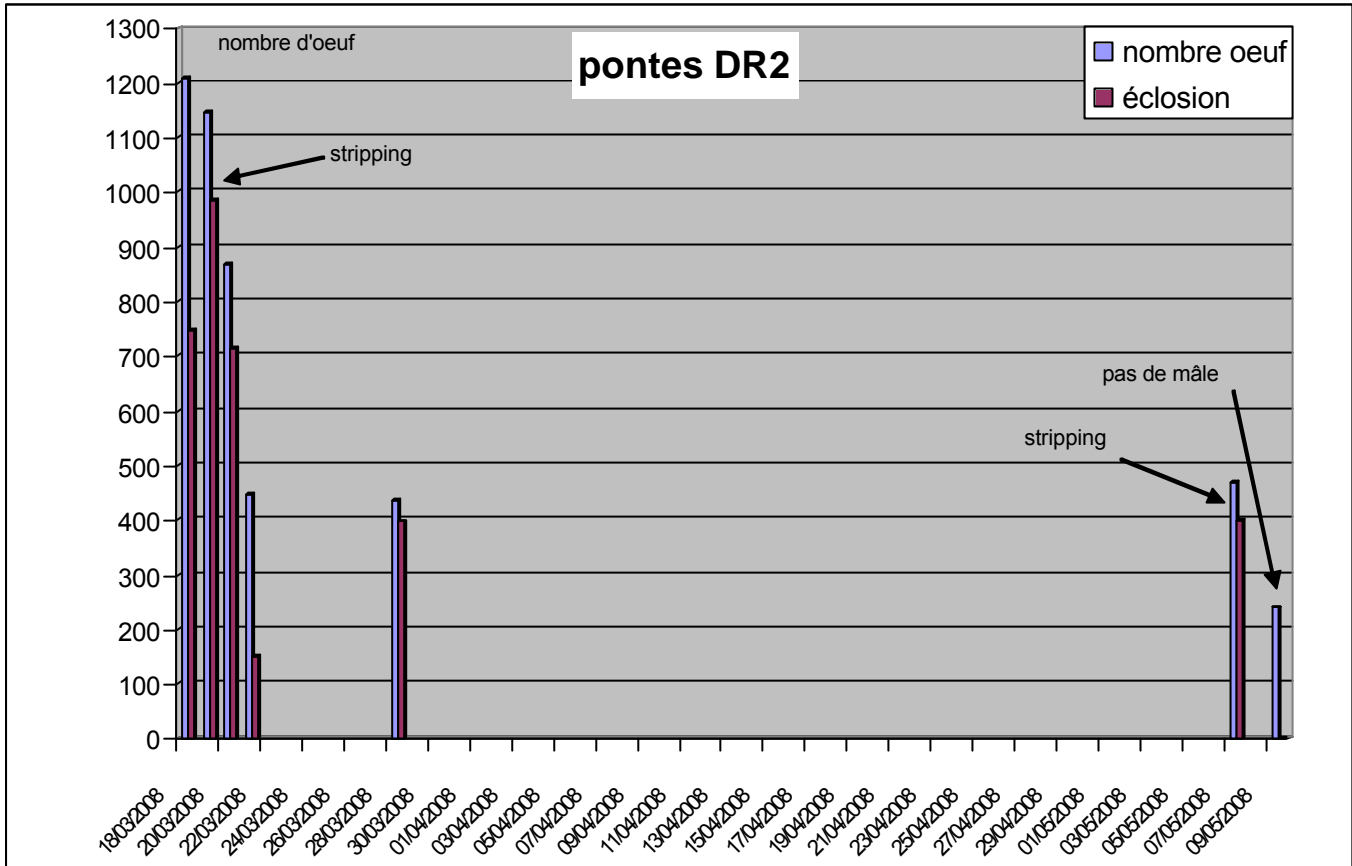
Globalement, la répartition des œufs sur la frayère est la suivante pour l'ensemble des pontes de ce bac : dans 50 % des cas le plateau n°5 recevait le plus grand nombre d'œufs, dans 37 % le n° 1 et dans 13 % le n°2. Notons que ce dernier n'a récolté le maximum d'œufs (plus de 2000) que pour la ponte du 17 mars.

Les œufs ramassés hors des plateaux ne représentaient que 6 % du total.

Deux opérations de stripping ont été réalisées sur les géniteurs de ce groupe donnant 1020 ovules qui ont été fécondés ce qui porte à 7819 le nombre d'œufs produits en 2008 par les géniteurs du DR1 avec la mobilisation d'une dizaine de femelles et une quinzaine de mâles. La période de reproduction s'est prolongée sur 2 mois du 2 mars au 28 avril (date du dernier stripping).



b22 – Pontes du bac « DR2 »



La première ponte s'est déroulée le 18 mars, à une température de 10°C et la dernière le 9 mai à 14 °C. Mise à part la dernière qui s'est produite sans mâle, les 4 autres ont eu lieu à 10 °C. Lors du stripping du 19 mars nous avons remarqué que les mâles du DR2 possédaient très peu de laitance, pour assurer la reproduction 2 mâles ont été transférés du DR1 au DR2. Par conséquent, les œufs produits des pontes du 20 et 21 mars sont issus de géniteurs d'origines différentes. Ces 2 mâles ont retrouvé leur bac d'origine le 23 mars.

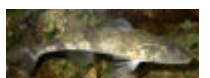
Cinq pontes ont produit près de 3599 œufs soit en moyenne 720 avec un minimum de 240 et un maximum de 1209. Notons que les plus grosses femelles ont pondu en premier.

La répartition des œufs sur la frayère est la suivante pour l'ensemble des pontes de ce bac : dans 60 % des cas le plateau n°5 recevait le plus grand nombre d'œufs, dans 20 % le n° 1 et dans 20 % le n°6.

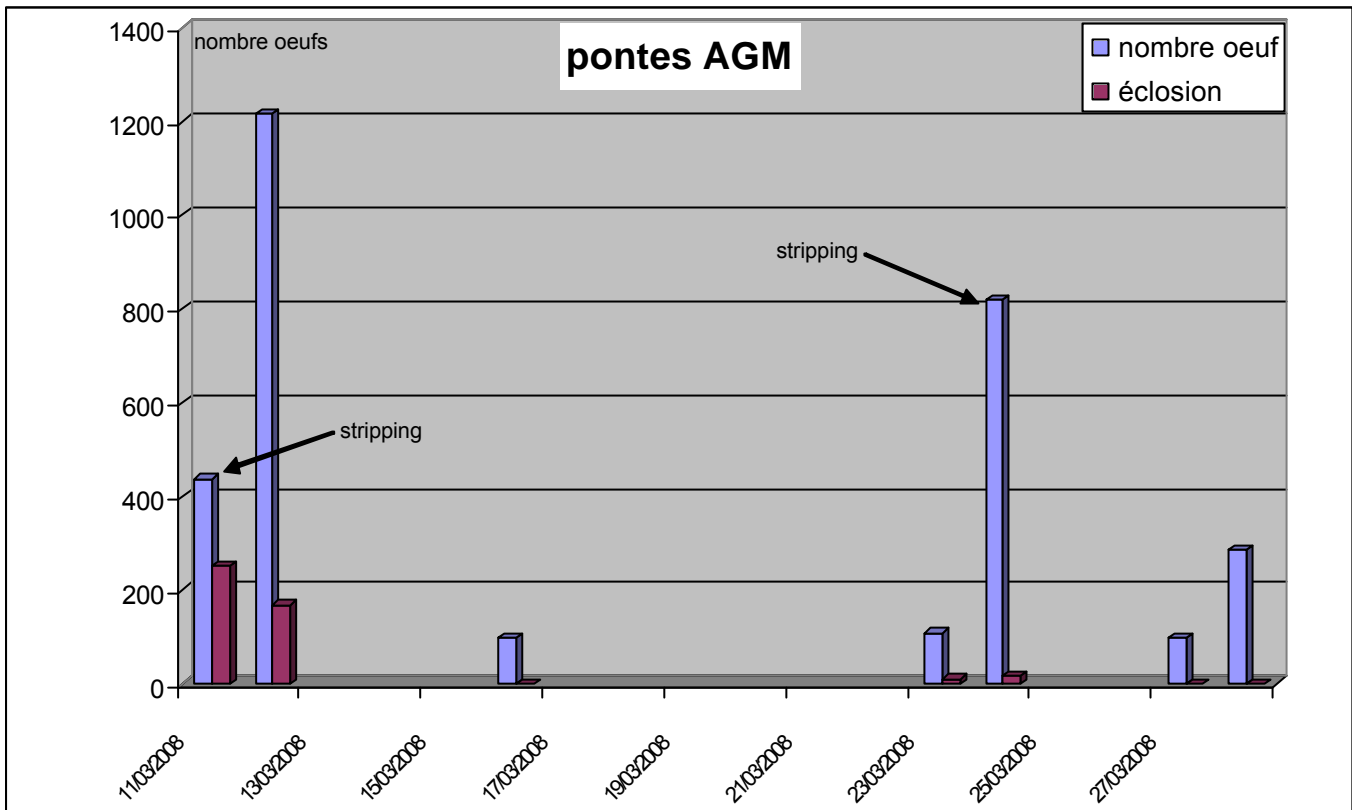
Les œufs ramassés hors des plateaux ne représentaient que 9 % du total.

Deux opérations de stripping ont été réalisées sur les géniteurs de ce groupe avec lesquelles 1615 ovules ont été fécondés ce qui porte à 5214 le nombre d'œufs produits en 2008 par les géniteurs du DR2 avec la mobilisation de 7 femelles et de 5 mâles.

La période de reproduction s'est prolongée sur 2 mois du 18 mars au 9 mai soit durant 52 jours.



b23– Pontes du bac « AGM »



La première ponte s'est déroulée le 12 mars en pleine journée, à une température de 10°C et la dernière le 28 mars à 10 °C. La femelle strippée le 11 mars est la même qui a frayé le 12. Les pontes du 16 et 27 mars se sont réalisées au fond de la zone calme. Ces œufs inaccessibles n'ont pas été récoltés et ont été consommés plusieurs jours plus tard.

Cinq pontes ont produit plus de 1800 œufs soit en moyenne 360 (540 pour celles qui ont eu lieu sur la frayère) avec un minimum de 110 et un maximum de 1216.

Pour ce qui concerne, la répartition des œufs sur la frayère, à chaque fois le plateau n°5 était celui qui recueillait le plus d'œufs.

Pour les pontes effectuées sur la frayère très peu d'œufs ont été décelés hors des plateaux et lors de l'observation de la ponte du 12 mars, 3 œufs sont retombés hors des plateaux de gravier.

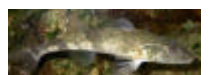
Deux opérations de stripping ont été réalisées sur les géniteurs de ce groupe avec lesquelles 1257 ovules ont été fécondés ce qui porte à 3071 le nombre d'œufs produits en 2008 par les géniteurs du DR2 avec la mobilisation de 6 femelles et une douzaine de mâles.

La période de reproduction s'est déroulée sur 17 jours du 11 au 28 mars.

En définitive, plus de 16 000 œufs ont été obtenus en 2008 sur une période s'étalant de mars à mai.

b3 – Caractéristiques de la zone de ponte

Les essais de reproduction de l'Apron durant ces dernières années ont permis de dimensionner la zone de fraie. Cependant les résultats 2007 montraient qu'une partie des œufs n'était pas récoltée sur les plateaux



(17 % DR1, 26% DR2). De plus, il semblait que certains plateaux étaient plus utilisés que d'autres. Dans les deux bacs, la longueur de la frayère avait été augmentée d'un plateau pour optimiser le dépôt des œufs sur les graviers. Cependant cette modification n'a pas empêché que certaines pontes se retrouvent presque entièrement hors des graviers (DR2, 20/03/07).

Deux modifications ont été apportées en 2008. La première, dans le grand bac AGM, la frayère est plus large (3 plateaux) mais garde une longueur de 3 plateaux. Le courant d'appel se situe juste en amont du plateau n°5.

La seconde sur les bacs DR1 et DR2 où la zone de reproduction garde les mêmes dimensions qu'en 2007 (largeur 2 plateaux et 4 pour la longueur) mais cependant, le courant d'appel est doublé et se situe en amont des plateaux 1 et 2. Ainsi le courant inverse de fond est plus puissant et les œufs sont rabattus dans les graviers.

Les résultats 2008 montrent clairement que ces modifications ont amélioré le dépôt des œufs dans les plateaux car seulement 6 % et 9 % des œufs se retrouvent hors de la zone de ponte pour les bacs DR1 et DR2 contre 17 % et 26 % en 2007. Pour l'AGM, 11 % des œufs se retrouvent hors de la frayère, cependant ils sont le fait de 2 pontes dans la zone calme qui sont certainement dues à l'insistance de mâles envers des femelles calées contre un galet et non dans un tuyau comme dans les autres bacs. A plusieurs reprises, ces comportements de harcèlement ont pu être observés en plein jour par des petits mâles qui accédaient rarement à la frayère. Il faut cependant signaler, qu'à proximité, un dispositif d'aération fonctionne en permanence et ce type de turbulences a pu attirer des géniteurs.

En résumé, le courant est bien entendu l'élément essentiel qui permet aux aprons de se diriger vers la frayère mais sa vitesse doit être proportionnelle aux dimensions de cette zone. Des espaces plus calmes, doivent être prévus en parallèle du courant le plus fort pour permettre aux reproducteurs de se reposer. La longueur doit être suffisante (1.8m x 035m ou 1.5m x 050m) pour que les œufs retombent sur les graviers. Les contre-courants de fond peuvent être évités en laissant une distance suffisante entre l'extrémité de la frayère et la paroi du bac. Par contre, aucun autre courant ou bulleur ne doit se trouver hors de la zone de ponte sous peine de diminuer l'attractivité de la frayère.

En conclusion, l'évolution de la taille et des conditions hydrodynamiques de la zone de fraie permettent aujourd'hui de récupérer plus de 90 % des œufs pondus et ce quelque soit l'origine des géniteurs (d'élevage ou sauvages) et les conditions de maintenance (plus ou moins artificielles).

b4 - Stripping

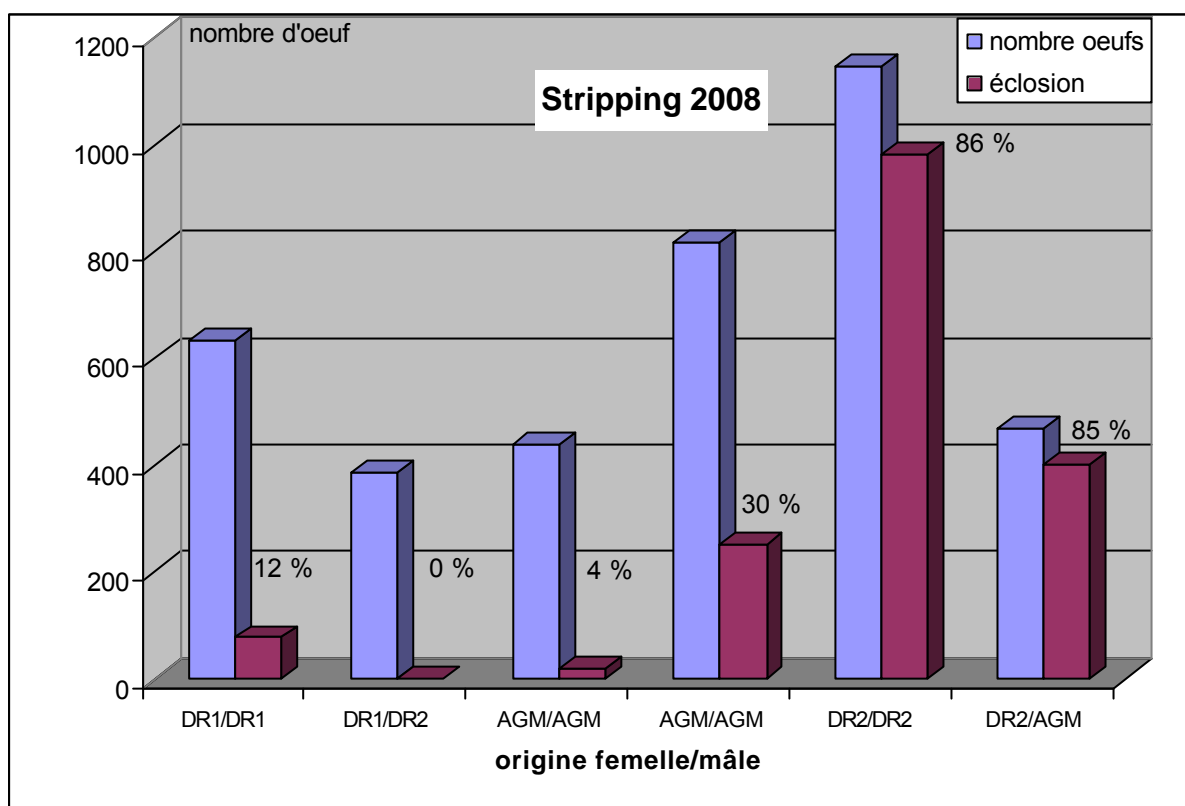
Même si les conditions sont réunies pour obtenir sans intervention directe des pontes, la fécondation artificielle des ovules reste envisageable. En effet, le comportement des géniteurs est maintenant mieux connu et peut permettre de détecter le moment où une femelle est prête à pondre. Si elles sont détectées à temps, il est possible de les prélever et de procéder à une opération de stripping. Ce comportement ne pouvant pas être prévisible, tout doit être prêt à l'avance pour effectuer cette manipulation sans délai... Par contre les mâles peuvent être prélevés au dernier moment car ils sont plus facilement identifiables.

Après un examen microscopique sur quelques ovules pour mesurer l'état de maturation, la femelle est anesthésiée et l'opération de stripping suit le protocole exposé en annexe. La plupart du temps une fraction seulement des ovules est prélevée. Ainsi même si la détermination de la maturation était erronée, l'ensemble des gamètes n'est pas perdu.

Les œufs très collants sont déposés sur des petites plaques de verre disposées préalablement dans l'incubateur. Ainsi, aucun substrat opaque ne perturbe l'observation de l'embryogenèse. Un suivi très précis peut être donc mis en place afin de déterminer par exemple à quel stade les pertes sont les plus importantes. Notons que les plaques ne sont déplacées qu'à partir du moment où les œufs ont atteint le stade oeillé (cliché de droite).



Cette technique a aussi permis de mettre en relation des géniteurs de bacs différents sans pour autant les mélanger. Ainsi, 2 strippings sur 2 femelles de chaque groupe ont été réalisés avec la participation de mâles, soit de la même origine, soit d'autres bacs.



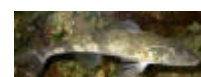
Le rapport éclosion/nombre d'œufs pondu est toujours supérieur à 85 % quand une femelle du DR2, c'est-à-dire d'origine sauvage, participe à la reproduction. Par contre, il chute en moyenne à 17 % quand il s'agit des femelles de l'AGM, et enfin à 6 % pour les femelles du DR1 et ce quelque soit l'origine des mâles. L'utilisation d'un mâle du DR2 avec une femelle du DR1 n'a donné aucun résultat alors la combinaison mâle AGM et femelle DR2 a été aussi productive que celle impliquant 2 géniteurs du DR2. Il apparaît ainsi que le problème de fertilité concerne principalement les femelles d'origine captive.

4.c - Incubation et éclosion

Cette année, 6 incubateurs étaient opérationnels. Etant donné que très peu d'œufs ont été récoltés hors des plateaux, l'incubation en bouteille de Zoug n'a quasiment pas été pratiquée. Par contre, au plus fort de la saison de reproduction, les autres incubateurs étaient sur le point d'être saturés.

Pour limiter les risques de perte de pontes entières suite à un éventuel problème technique, les plateaux issus d'une même ponte (ou ceux issus de stripping) ont été répartis dans au moins 3 dispositifs différents. Tous les incubateurs ont produit des œufs prêts à éclore avec des résultats semblables pour une même ponte. Comme les pontes des 3 bacs ont été répartis dans tous les incubateurs, on peut donc considérer que les œufs ont été traités globalement de la même façon.

Le développement embryonnaire des œufs arrivés à terme, a été réalisé entre 197 et 321° jours. Ce qui correspond à un temps d'incubation de 18 à 29 jours pour une température allant de 10.5 à 13 °C.



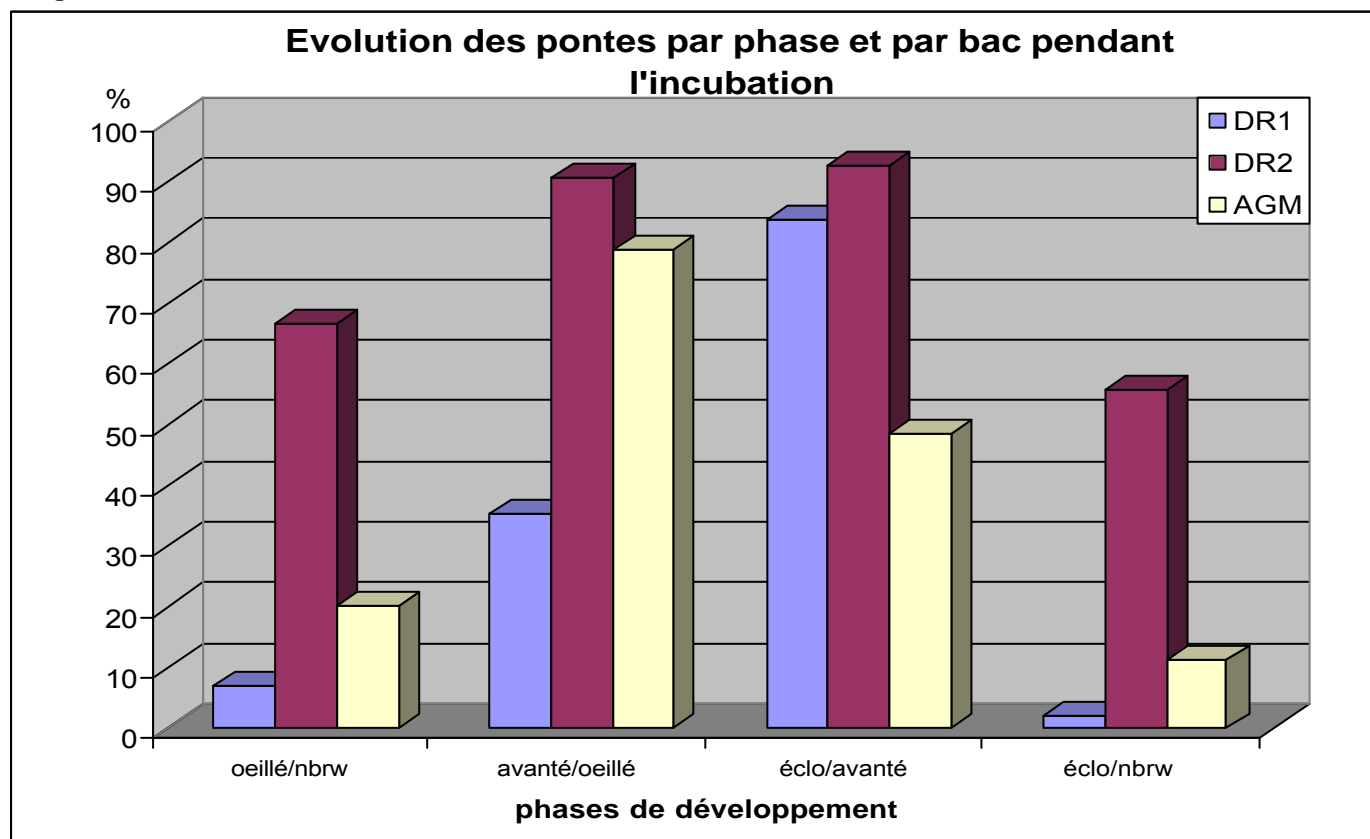


Les photographies ci-contre représentent les développements embryonnaires pour des durées d'incubation respectives de 4, 12 et 19 jours.

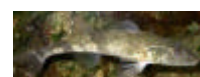
Pour suivre l'évolution du développement embryonnaire 3 phases clés ont été choisies. Le premier stade choisi est le moment où on commence à observer les yeux. Deux petits points sombres apparaissent après 8 à 10 jours d'incubation, on parle alors d'un œuf oeuillé. Le second atteste d'un développement quasiment terminé (une vingtaine de jours) et les comptages sont réalisés pendant le transfert des œufs de l'incubateur au module d'éclosion. Le troisième, prend en considération toutes les éclosions survenues. Toutes les données sont recueillies sans approximation, cependant quand les plateaux sont très chargés en œufs oeuillés les comptages n'intègrent que les œufs visibles sans remuer le substrat.

c1 - Incubation des pontes

La comparaison des résultats par bac et par phase de développement fait apparaître des différences marquées.



oeillé/nbrw : pourcentage d'œufs ayant passé le stade oeuillé par rapport au nombre d'œufs pondus
 avanté/oeillé : pourcentage d'œufs arrivant à l'éclosion par rapport au nombre d'œufs oeuillés
 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



Ce graphique montre clairement que les œufs issus du bac DR2 se développent sans encombre après qu'ils aient atteint le stade oeillé. Cependant plus de 30% de la ponte est perdue entre la fécondation et ce stade.

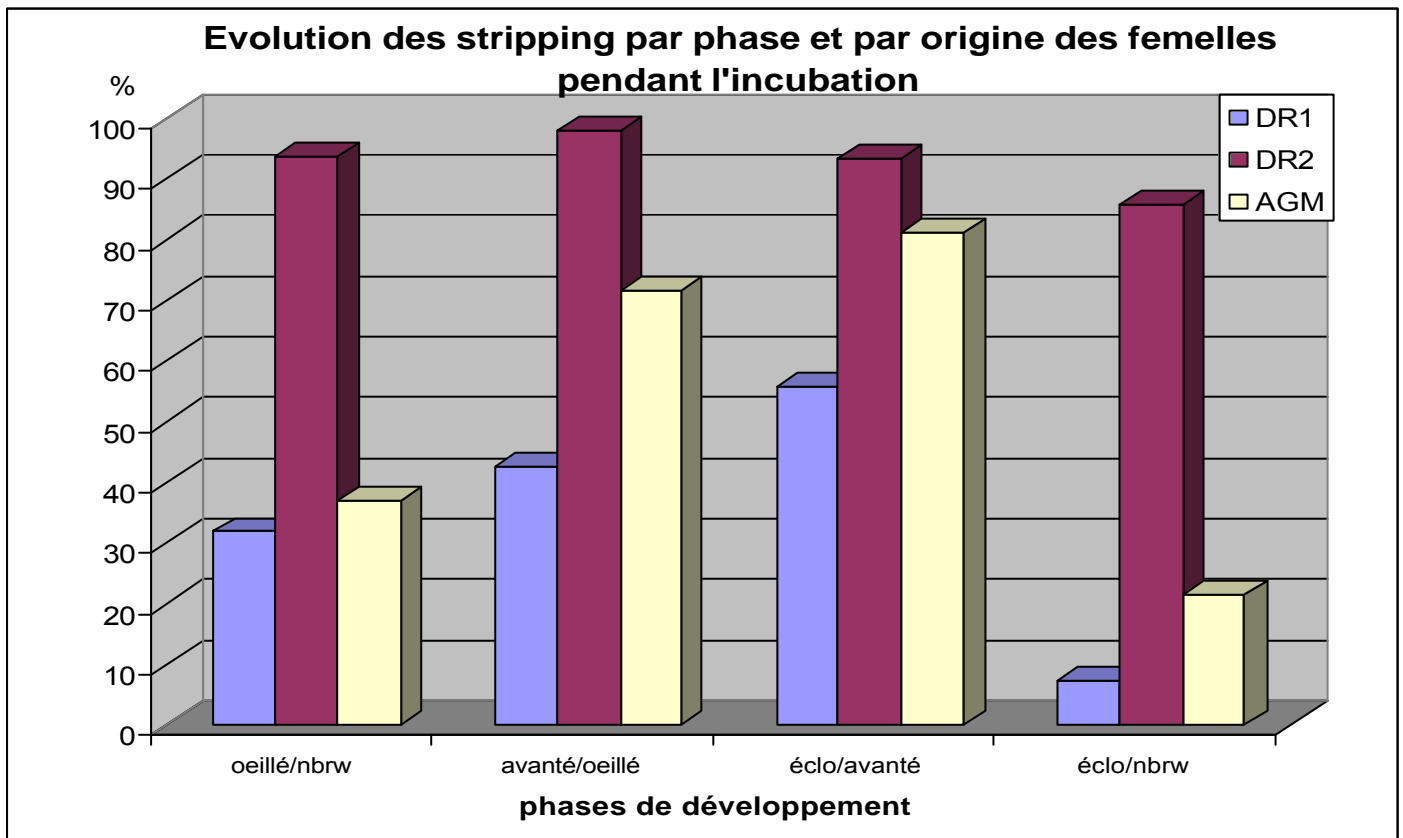
Pour les œufs issus des autres bacs, des pertes énormes sont subies dès le premier stade et continuent dans une moindre mesure durant la suite du développement.

En définitive, seuls les œufs des géniteurs sauvages donnent des taux d'éclosion supérieurs à 55% alors que ceux des géniteurs d'élevage accusent des taux de réussite de seulement 2 et 11%.

Finalement, les pontes des bacs DR1, DR2 et AGM ont produit respectivement 140, 2009 et 181 éclosions.

c2 - Incubation des œufs fécondés artificiellement

La comparaison des résultats par origine des femelles strippées et par phase de développement fait apparaître des différences notables avec ce qui se passe pour l'incubation des pontes.



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

Premièrement, les œufs issus des femelles du bac DR2 subissent que très peu de perte durant toute la durée de l'incubation. L'éclosion se réalise finalement avec des taux de réussite très importants dépassant 85%.

Pour les géniteurs d'élevage, de grosses pertes interviennent toujours avant le stade oeillé mais 30% des œufs pondus arrivent tout de même à passer cette étape. Les taux d'éclosion de ces stripping sont donc aussi bien meilleurs en étant doublé voir triplé par rapport aux pontes sur les plateaux de graviers.



Des observations très intéressantes se dégagent des résultats précédents. Tout d'abord la méthode d'incubation artificielle utilisée est efficace avec des taux d'éclosion pouvant atteindre 86%. Ainsi, la méthode de stripping fonctionne très bien et même mieux que les pontes. Etant donné que la même technique d'incubation a été utilisée pour les 2 types de reproduction (naturelle et stripping), la différence de résultat est donc directement liée au mode de reproduction.

Pour les 3 bacs, 20% d'œufs en plus (en faveur des strippings) arrivent au stade oeillé. Entre la fécondation et ce stade, 3 paramètres variaient :

- le type de fécondation (artificielle ou non),
- le déplacement (plusieurs heures après la fraie) des plateaux de la frayère aux incubateurs dans le cas de ponte alors que les œufs issus de stripping sont déposés directement après la fécondation dans l'incubateur,
- le support recevant les oeufs (gravier ou plaques de verre)

Etant donné que le développement se poursuit très bien par la suite, les 2 premiers paramètres sont à privilégier. Notons tout de même que 2 pontes dans le bac DR2 (18 et 20 mars) affichent un taux d'œufs oeillés proche de 85%.

Finalement, de ces opérations les bacs DR1, DR2 et AGM ont produit respectivement 217, 3393 et 451 éclosions (voir tableau récapitulatif Annexe 2).

c3 - Eclosion

Deux jours avant l'éclosion les oeufs sont placés dans un compartiment du module d'éclosion. Quand les plateaux de gravier contiennent beaucoup d'œufs viables, ils sont placés directement dans le module d'éclosion. Par contre, dans les cas où la plupart des œufs d'une ponte sont morts durant l'incubation, les œufs indemnes sont alors reconditionnés dans des coupelles avec du gravier et recouvertes d'un filet à mailles fines. Cette protection est 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 sont déposées sur un couvercle de boîte de pétri afin qu'elles ne reposent pas directement sur le fond du compartiment.

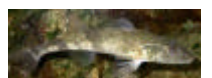


dégager de son enveloppe à l'aide de pinces très fines.

Les éclosions d'une même ponte s'échelonnent sur une dizaine de jours quand des lots d'œufs ont été incubés à des températures différentes comprises entre 10 et 13 °C, et 4 à 5 jours quand tous les œufs ont subi les mêmes conditions thermiques. Dans tous les cas l'éclosion s'est opérée à une température de 13-14°C.

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. A ce stade, il est alors possible de le

4.d - Alevins et juvéniles



Après les phases critiques de la fécondation et de l'incubation, l'éclosion des alevins et leur survie sont des phases tout aussi délicates. Jusqu'à présent les essais de reproduction au muséum n'avaient produit que quelques centaines d'alevins et leur élevage n'avait nécessité que peu de place. Malgré tout, quelques dizaines d'entre eux seulement avaient pu survivre plus d'un mois. En 2008, plus de 4000 alevins ont éclos provenant d'une vingtaine de pontes et de stripping différents. Pour la qualité du suivi, il n'y pas eu de mélange d'alevins issus de femelles distinctes. Par contre, des lots d'alevins d'une même ponte (ou stripping) ont été élevés dans des conditions variables. Sans compter le module d'éclosion, 14 bacs de conception et de fonctionnement différents ont été utilisés. En plus, des petits lots de moins de 50 individus ont aussi été isolés dans des boîtes d'élevage de 10 litres au sein d'un même bac. Ainsi, de nombreux essais d'élevage ont pu être réalisés dans des conditions très variées en assurant la traçabilité de l'origine des alevins.

L'élevage d'un grand nombre d'alevins a apporté une multitude d'informations sur la manière de mener à bien leur croissance mais aussi sur leurs comportements.

d1 – Comportements des 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

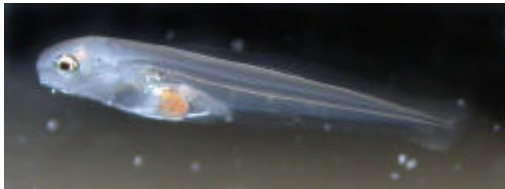
A chaque stade correspond un comportement particulier qui conditionne les paramètres d'élevage.



Juste après l'éclosion, les larves restent immobiles sur le fond ou contre le substrat. Elles peuvent déjà se déplacer sans problème. Quelques individus nagent en spirale, signe probablement d'une tare. 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 les alevins restent coincés la plupart du temps. Par exemple, un défaut de collage d'une vitre dans le compartiment E4, laissant un tout petit espace entre la vitre et la paroi a engendré la mort de dizaines de larves

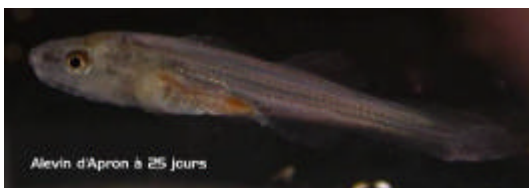
qui s'y étaient engouffrées. Par ailleurs, pour les éclosions des oeufs collés sur les plateaux de gravier, là aussi des dizaines de cadavres ont été retrouvés non seulement sous les plateaux mais aussi entre les graviers. Ces observations contre nature nous ont obligé à supprimer tout ce qui pouvait aboutir à des pertes massives en surélevant par exemple les plateaux...

Après 3 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 pas 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 se nourrissent de nauplius d'artémia dont la distribution est réalisée 3 fois par jour.

La phase benthique commence au bout de 2 ou 3 semaines. 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. Ce détail d'importance a pu être observé dans les compartiments E1 et E4 du module d'éclosion car les autres bacs sont composés soit



exclusivement de vitrage soit de pvc ne disposant que de très petites ouvertures vitrées. Ils commencent à manger des morceaux de vers de vase et la pigmentation commence (les taches les plus sombres apparaissent).

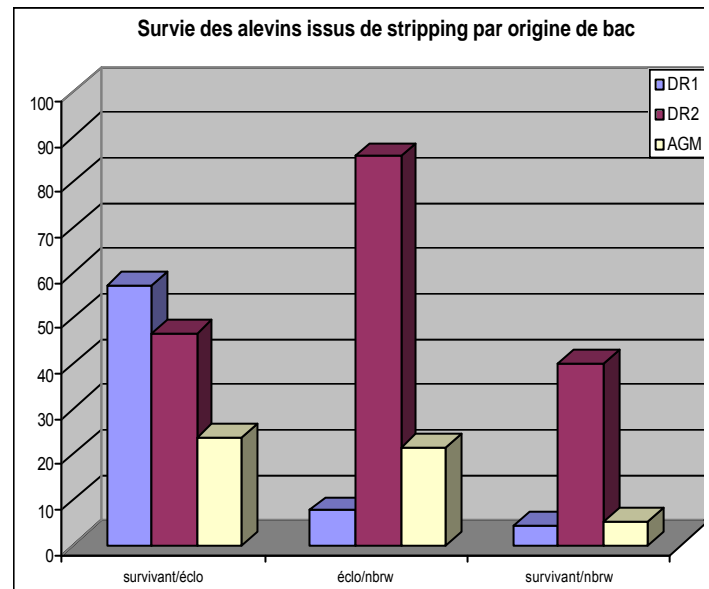
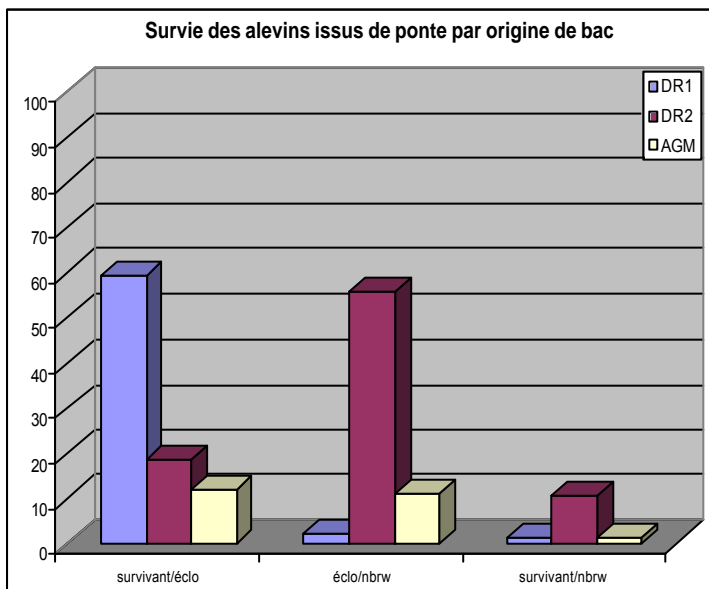
La phase juvénile commence 40 à 50 jours après l'éclosion, les petits aprons acquièrent leur



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.

d2 – Elevage des alevins

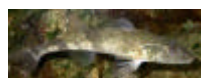
Les conditions d'élevage très variées ont permis de mettre en évidence les éléments à proscrire et les points forts à conserver durant chaque phase citée plus haut. Les alevins issus des différentes pontes n'ayant pas été mélangés, on peut alors comparer le taux de réussite en fonction de l'origine des alevins. Les graphiques suivants illustrent quantitativement l'évolution des taux de survie des alevins.



survivant/éclo : pourcentage d'alevins survivants par rapport au nombre d'éclosion (environ 30 jours)
éclo/nbrw : pourcentage d'alevins éclos par rapport au nombre d'œufs du départ
survivant/nbrw : pourcentage d'alevins survivant par rapport au nombre d'œufs pondus

Contrairement à l'incubation, les conditions d'élevage des alevins ont souvent été très différentes d'un lot à un autre. Quand on considère la situation globalement les résultats sont meilleurs pour les alevins provenant du DR2. Par contre, quand on regarde plus finement le taux de survivants par rapport au nombre d'alevins éclos, la conclusion est différente.

En effet, le taux est plus important pour les alevins issus du DR1. Le nombre d'alevins de ce bac étant très faible, ils ont été placés dans des petites boîtes d'élevage (comme les années précédentes) et le suivi a été plus aisé. Pour les alevins issus du DR2, on constate une grande différence entre les résultats selon qu'il s'agisse de poissons provenant de stripping ou de pontes sur plateaux. Ici la différence s'explique exclusivement au moment de l'éclosion : en ce qui concerne les pontes, les larves restent coincées entre les graviers et sous les plateaux alors que les plaques de verre utilisées pour les oeufs fécondés artificiellement offrent très peu d'interstices. La phase post éclosion est certainement la plus délicate. L'éclosion en elle-même, la première prise de nourriture et le remplissage de la vessie natatoire sont autant d'étapes clefs qui se déroulent dans les premiers jours.



L'élevage des alevins en phase pélagique donne de meilleurs résultats quand de petits lots sont isolés dans de petits volumes. La nourriture est plus accessible et la compétition est moins importante. Par contre, quand ils commencent à regagner le fond, il est impératif de leur procurer un fond et des parois opaques. Les expériences faites en aquariums vitrés se sont bien déroulées jusqu'à ce moment là, ensuite les alevins ont commencé à dépérir, en ralentissant leur croissance et en devenant blanchâtres. Finalement plusieurs dizaines d'alevins mouraient quotidiennement dans ces bacs. L'analyse des agents pathogènes potentiels n'a rien mis à jour et en parallèle, la situation dans les autres bacs suivait un cours normal. En définitive sur les 1200 poissons élevés dans ces 6 bacs vitrés, seule une cinquantaine a survécu. On peut ajouter qu'il est préférable de conserver à des températures inférieures à 17°C durant cette phase.

Quand les alevins regagnent le fond, des caches sont ajoutées comme des bioballes (éléments composant habituellement les filtres biologiques en aquariologie) pour qu'ils puissent se camoufler. Aux nauplius d'artémia, sont ajoutés des morceaux de vers de vase. Des essais de nourrissage à base d'oligochètes ont été tentés avec un succès mitigé.

Les juvéniles peuvent être installés jusqu'à une concentration de 150 au mètre carré et réduit après quelques mois à 50 au mètre carré. En octobre, tous les petits aprons nés et élevés au Muséum atteignaient une taille minimum de 7 centimètres et la plupart mesuraient entre 9 et 10 centimètres.

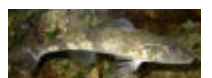
En résumé, la procédure qui a produit les meilleurs résultats est la suivante :

- 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.



En conclusion, la survie des alevins est directement liée aux conditions d'élevage et l'expérience acquise en 2008 à ce niveau a finalement permis d'atteindre des taux de survie de 83% pour un rendement de 71 alevins survivants pour 100 œufs pondus.

Au total 1200 alevins ont survécu, la plupart (85%) étant issus des aprons sauvages capturés dans la Baume. Le nombre important de poissons produits a permis de constituer 3 groupes de 50 spécimens sélectionnés selon leur origine génétique pour assurer les reproductions en captivité de cette espèce. Une



vingtaine d'autre a été confiée à l'Aquarium d'Aix les Bains, et tous les autres restant ont participé à une réintroduction pilote en milieu naturel.

d3 - Réintroduction pilote

Dans le cadre du programme Life Apron II, des réintroductions pilotes, encadrées par l'ONEMA, ont été programmées. La première a été effectuée en 2006 avec quelques dizaines d'aprons nées au Muséum et une dizaine capturée dans la Duranc e pour une translocation.

Le 4 juillet 2008, 928 petits aprons de 3 à 5 centimètres ont été relâchés dans la rivière Drôme au niveau de la confluence du Bèze et à la hauteur de l'agglomération de Ste Croix. Le transport s'est déroulé dans des sacs plastiques sous une atmosphère d'oxygène pur. Entre le conditionnement et le déversement 6 à 8 heures se sont écoulées. Des bouteilles d'eau congelée ont permis d'ajuster la température de l'eau pendant le voyage. A l'arrivée, seuls 2 aprons sont retrouvés morts. Les autres, très vigoureux, ont colonisé rapidement le fond de la rivière. Leur robe grisâtre correspondait parfaitement au substrat local et au bout de quelques minutes ils devenaient très difficiles à distinguer.

Un suivi nocturne fin août a confirmé leur présence aux mêmes endroits et ce, malgré les crues observées cet été.

4.e - Bilan

Les essais de reproduction effectués dans les 3 bacs ont produit près de 16 000 œufs qui ont finalement abouti à 1200 alevins viables. Outre cette nette amélioration des résultats par rapport aux essais précédents, ils ont permis d'apporter des éléments de réponse à de nombreuses interrogations.

La comparaison des résultats par origine des géniteurs permet 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 ont même permis de mettre en évidence que ce sont les femelles (des bacs DR1 et AGM) qui posent problème car l'utilisation de mâles provenant de ces bacs avec des femelles sauvages du DR2 a donné de bons résultats. Les géniteurs capturés dans la Baume ont toujours été les plus productifs et à toutes les phases de la reproduction.

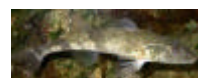
La comparaison des résultats obtenus à partir d'aprons élevés dans des conditions de vie plus ou moins artificialisées montre là aussi des différences marquées. Que ce soit, au niveau de l'incubation, de l'éclosion ou du nombre d'alevins, les résultats du bac AGM (proche de l'habitat naturel) sont toujours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

Les 2 méthodes de reproduction, le radier artificiel et le stripping sont complémentaires. La première permet d'obtenir des résultats sans être trop interventionniste et la seconde permet d'obtenir au final plus d'alevins en interceptant les femelles juste avant la ponte dans la mesure du possible.

Ces essais ont 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, sont opérationnels et qu'ils peuvent permettre d'obtenir un grand nombre d'aprons pour peu que les géniteurs de départ soient valables.

4.f - Mortalité des géniteurs

Comme pour les années précédentes, la période de reproduction est le moment où l'on déplore le plus de pertes. Le frottement des écailles hérissées de pointes semble provoquer pendant les parades une diminution importante du mucus protecteur qui fragilise les poissons. Cependant la mortalité a été plus importante dans les



bacs DR1 et DR2 avec l'apparition d'une mycose qui s'est développée sur les poissons du DR1 et propagée ensuite à ceux du DR2. Le transfert de 2 mâles du DR1 dans le DR2 est certainement la cause de la propagation. Les produits utilisés habituellement n'ont pas eu d'effet mais des substances comme le vert malachite ont permis de stopper l'épidémie. Les analyses réalisées par le laboratoire LDA 39 n'ont signalé que des germes classiquement présents en petites quantités. Par contre, l'état général des aprons morts montrait un affaiblissement général sans doute lié à la reproduction.

5 – Perspectives

Les essais de reproduction de 2009, les derniers dans le cadre du programme Life, seront réalisés sur 2 groupes déjà installés dans les bacs DR2 et AGM. Ils auront pour but de confirmer l'influence de l'environnement sur la qualité des pontes. Les géniteurs capturés en milieu naturel, auront alors subi des conditions très artificielles du bac DR2 durant 15 mois alors que ceux de l'AGM auront supporté 18 mois de conditions nettement plus naturelles.

6 – Conclusion

La saison 2008 de reproduction de l'Apron au Muséum de Besançon a été la plus riche en enseignements. Elle a permis de confirmer les paramètres techniques indispensables aux besoins de cette espèce, mais elle a aussi permis de démontrer qu'il est possible de produire un grand nombre d'alevins à partir de différentes méthodes et dans des espaces d'élevage réduits.

Par ailleurs, de nombreuses observations ont pu être collectées sur des aspects totalement inconnus du mode de vie de cette espèce, issues notamment de plusieurs heures de films qui ont été réalisés sur les comportements reproducteurs en aquarium, probablement très proches de ce qui doit se produire dans le milieu naturel.

La technique de «Radier artificiel» confirme son efficacité, car pour la quatrième année consécutive elle a conduit à l'obtention de nombreuses pontes et pour la première fois de milliers d'alevins cette année.

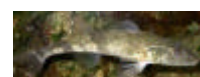
Les objectifs fixés au début de ce programme, c'est à dire constituer une population captive d'aprons pour continuer les essais de reproduction, exposer des poissons vivants au public et réaliser des essais de réintroduction pilote dans le milieu naturel ont donc été réalisés.

Enfin, l'expérience acquise depuis 2005 nous a permis d'optimiser les aménagements destinés aux aprons et d'aboutir à des installations innovantes dans le domaine de l'aquaculture et de la conservation des espèces piscicoles.

Les visiteurs de la Citadelle peuvent désormais observer en direct les différentes phases de la vie des aprons par le biais des installations réalisées dans la Ferme aquacole, une dépendance de l'Aquarium, grâce en partie aux financements du programme Life Apron II. Ils participent ainsi à la diffusion des messages sur la nécessité de préserver cette espèce et son milieu de vie.



Les clichés de ce document ont été réalisés par Mickaël Béjean



REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Béjean M. et Maillot F. Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées. Saison 2005

Béjean M. et Maillot F. Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées. Saison 2006

Béjean M. et Maillot F. Essais de reproduction de l'Apron du Rhône en conditions artificielles contrôlées. Saison 2007

Gesell A., 2008. Reproduction de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) en conditions artificielles contrôlées : influence de l'origine des reproducteur et des conditions d'élevage. (rapport non publié) UFR Franche Comté.

Job H., 2006. Reproduction de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*) en conditions artificielles contrôlées : influence de la période de vernalisation sur le développement embryonnaire. (rapport non publié) UFR Franche Comté.

Labonne,J. et Gaudin, P , 2000. Rapport d'expertise d'habitat sur des sites de réintroduction potentiels pour l'apron. (Rapport programme Life), RNF, Univ. Lyon I

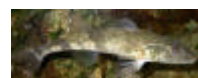
Mari S., 2001. Guide de gestion pour la conservation de l'Apron du Rhône (*Zingel asper*). Syndicat Intercommunal des Gorges de l'Ardèche et de leur Région Naturelle.

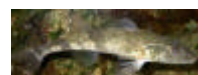
Migaud H., 2002. Influence des variations de la température et de la photopériode sur le cycle de reproduction et la qualité des pontes de la perche commune (*Perca fluviatilis*). U.F.R. Sciences et Techniques Biologiques, Université Henri Poincaré, Nancy 1.

Penel N., 2004. Etat de l'élevage d'Apron à la Maison des Ramières entre 1999 et 2004. District d'Aménagement du Val de Drôme.

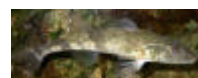
Perrin JF., 1995. Essai de reproduction de l'Apron (*Zingel asper*). DIREN, CEMAGREF Lyon

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.





ANNEXES



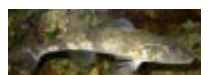
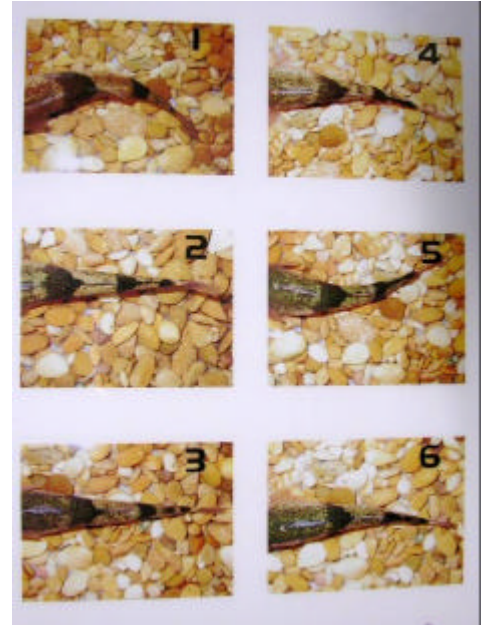
Annexe 1

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.

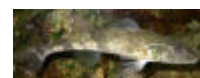
Le sexage est réalisé au fur et à mesure de l'avancement de la maturité de chaque poisson.



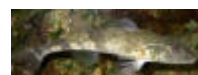
Annexe 2

Résultats des essais de reproduction 2008

| ponte n° | date 2008 | bac F/M | nombre œuf no | oeillés oe | avant éclosion av | éclosion é | survivant s |
|----------------------|--------------|-------------|---------------------|---------------|-------------------------|---------------|----------------|
| 1 | 02-mars | DR1 | 382 | 8 | 4 | 4 | 0 |
| 2 | 12-mars | AGM | 1216 | 451 | 354 | 169 | 19 |
| 3 | 16-mars | AGM | env 100 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 4 | 17-mars | DR1 | 3185 | 125 | 4 | 3 | 0 |
| 5 | 18-mars | DR2 | 1209 | 1022 | 878 | 748 | 131 |
| 6 | 20-mars | DR2/DR1 | 868 | 725 | 703 | 715 | 47 |
| 7 | 21-mars | DR2 | 448 | 210 | 195 | 149 | 100 |
| 8 | 22-mars | DR1 | 899 | 147 | 44 | 18 | 1 |
| 9 | 23-mars | AGM | 110 | 17 | 17 | 11 | 2 |
| 10 | 27-mars | AGM | env 100 | | | | |
| 11 | 28-mars | DR2 | 834 | 436 | 397 | 397 | 102 |
| 12 | 28-mars | AGM | 288 | 6 | 3 | 1 | 1 |
| 13 | 10-avr | DR1 | 346 | 13 | 3 | 3 | 3 |
| 14 | 10-avr | DR1 | 800 | 79 | 39 | 39 | 23 |
| 15 | 11-avr | DR1 | 499 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| 16 | 14-avr | DR1 | 480 | 68 | 51 | 51 | 41 |
| 17 | 15-avr | DR1 | 208 | 33 | 22 | 22 | 15 |
| 18 | 09-mai | DR2 | 240 | | | | |
| stripping | | | | | | | |
| ST1 | 11-mars | AGM | 438 | 383 | 295 | 251 | 52 |
| ST2 | 19-mars | DR2 | 1146 | 1075 | 1044 | 984 | 313 |
| ST3 | 23-mars | AGM | 819 | 82 | 38 | 19 | 11 |
| ST4 | 31-mars | DR1/DR1/DR2 | 385 | 0 | 0 | 0 | 0 |
| ST5 | 28-avr | DR1 | 635 | 325 | 138 | 77 | 44 |
| ST6 | 07-mai | DR2/AGM | 469 | 437 | 437 | 400 | 332 |
| ponte | | | | | | | |
| DR1 | | | 6799 | 473 | 167 | 140 | 83 |
| DR2 | | | 3599 | 2393 | 2173 | 2009 | 380 |
| AGM | | | 1614 | 474 | 374 | 181 | 22 |
| stripping | | | | | | | |
| DR1 | | | 1020 | 325 | 138 | 77 | 44 |
| DR2 | | | 1615 | 1512 | 1481 | 1384 | 645 |
| AGM | | | 1257 | 465 | 333 | 270 | 63 |
| Total par bac | | | | | | | |
| DR1 | | | 7819 | 798 | 305 | 217 | 127 |
| DR2 | | | 5214 | 3905 | 3654 | 3393 | 1025 |
| AGM | | | 2871 | 939 | 707 | 451 | 85 |
| Total | | | 15904 | 5642 | 4666 | 4061 | 1237 |



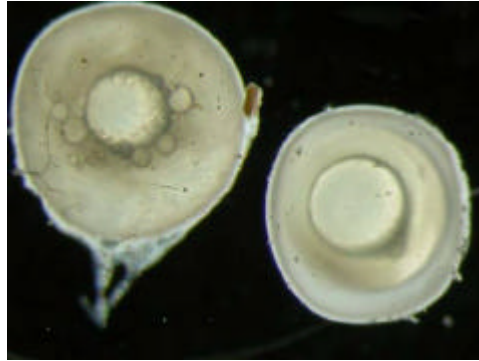
| ponte n° | % | | | | | |
|----------------------|--------------|-------|-------|-------|------|------|
| | oe/no | av/oe | é/av | s/é | é/no | s/no |
| 1 | 2,1 | 50,0 | 100,0 | 0,0 | 1,0 | 0,0 |
| 2 | 37,1 | 78,5 | 47,7 | 11,2 | 13,9 | 1,6 |
| 3 | pas récupéré | | | | | |
| 4 | 3,9 | 3,2 | 75,0 | 0,0 | 0,1 | 0,0 |
| 5 | 84,5 | 85,9 | 85,2 | 17,5 | 61,9 | 10,8 |
| 6 | 83,5 | 97,0 | 100,0 | 6,6 | 82,4 | 5,4 |
| 7 | 46,9 | 92,9 | 76,4 | 67,1 | 33,3 | 22,3 |
| 8 | 16,4 | 29,9 | 40,9 | 5,6 | 2,0 | 0,1 |
| 9 | 15,5 | 100,0 | 64,7 | 18,2 | 10,0 | 1,8 |
| 10 | pas récupéré | | | | | |
| 11 | 52,3 | 91,1 | 100,0 | 25,7 | 47,6 | 12,2 |
| 12 | 2,1 | 50,0 | 33,3 | 100,0 | 0,3 | 0,3 |
| 13 | 3,8 | 23,1 | 100,0 | 100,0 | 0,9 | 0,9 |
| 14 | 9,9 | 49,4 | 100,0 | 59,0 | 4,9 | 2,9 |
| 15 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 |
| 16 | 14,2 | 75,0 | 100,0 | 80,4 | 10,6 | 8,5 |
| 17 | 15,9 | 66,7 | 100,0 | 68,2 | 10,6 | 7,2 |
| 18 | pas de mâle | | | | | |
| stripping | | | | | | |
| ST1 | 87,4 | 77,0 | 85,1 | 20,7 | 57,3 | 11,9 |
| ST2 | 93,8 | 97,1 | 94,3 | 31,8 | 85,9 | 27,3 |
| ST3 | 10,0 | 46,3 | 50,0 | 57,9 | 2,3 | 1,3 |
| ST4 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 | 0,0 |
| ST5 | 51,2 | 42,5 | 55,8 | 57,1 | 12,1 | 6,9 |
| ST6 | 93,2 | 100,0 | 91,5 | 83,0 | 85,3 | 70,8 |
| ponte | | | | | | |
| DR1 | 7,0 | 35,3 | 83,8 | 59,3 | 2,1 | 1,2 |
| DR2 | 66,5 | 90,8 | 92,5 | 18,9 | 55,8 | 10,6 |
| AGM | 29,4 | 78,9 | 48,4 | 12,2 | 11,2 | 1,4 |
| stripping | | | | | | |
| DR1 | 31,9 | 42,5 | 55,8 | 57,1 | 7,5 | 4,3 |
| DR2 | 93,6 | 97,9 | 93,5 | 46,6 | 85,7 | 39,9 |
| AGM | 37,0 | 71,6 | 81,1 | 23,3 | 21,5 | 5,0 |
| Total par bac | | | | | | |
| DR1 | 10,2 | 38,2 | 71,1 | 58,5 | 2,8 | 1,6 |
| DR2 | 74,9 | 93,6 | 92,9 | 30,2 | 65,1 | 19,7 |
| AGM | 32,7 | 75,3 | 63,8 | 18,8 | 15,7 | 3,0 |
| Total | 35,5 | 82,7 | 87,0 | 30,5 | 25,5 | 7,8 |



Annexe 3

MODE OPERATOIRE DE L'OPERATION DE FECONDATION 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.



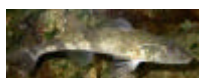
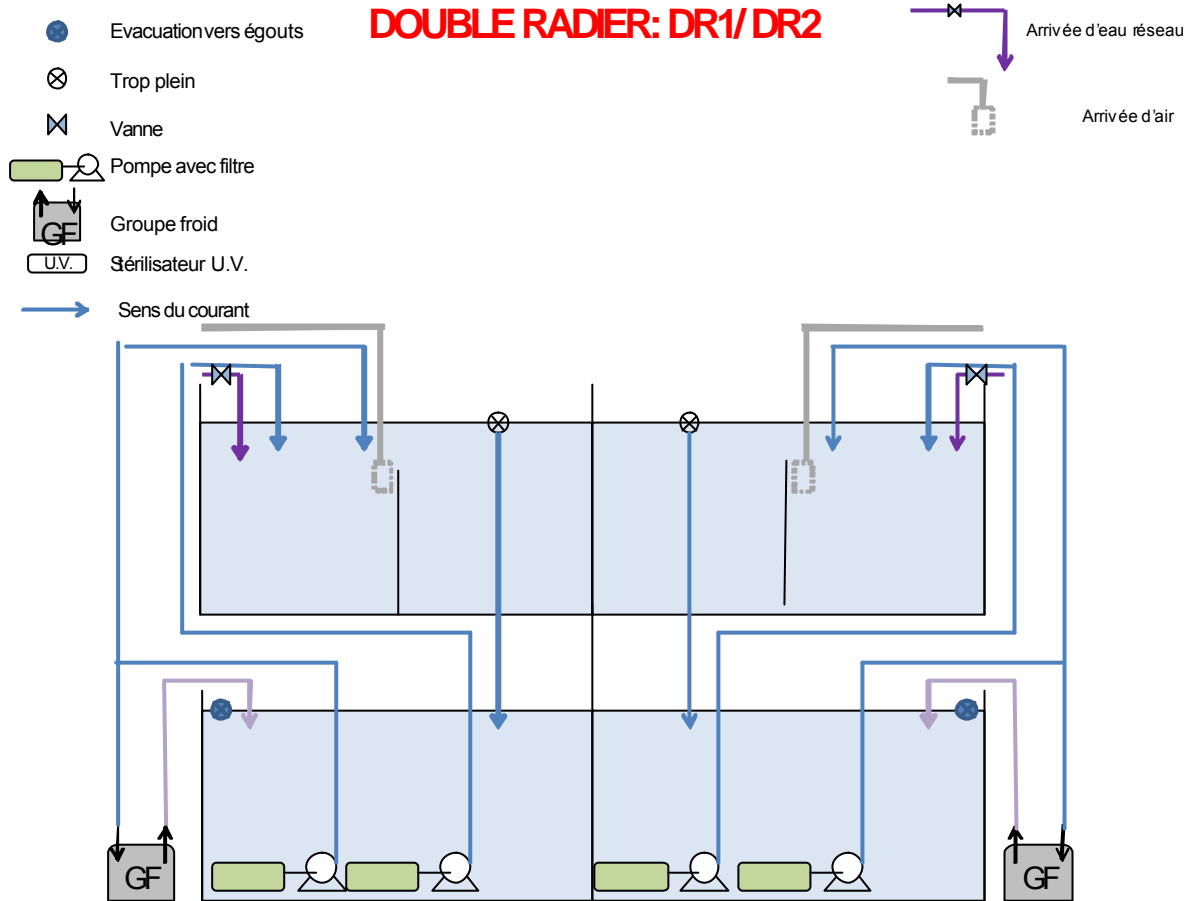
La femelle est traitée la première, la plupart du temps 3 mâles de tailles différentes sont utilisés pour optimiser la fécondation. Le mélange des gamètes est réalisé dans un premier temps à sec avec une plume, ensuite 200 ml d'eau de l'incubateur sont ajoutés brusquement tout en continuant de remuer. 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 oeufs sont fixés et les plateaux sont mis à leur place définitive, ils ne bougeront plus pendant une dizaine de jours....

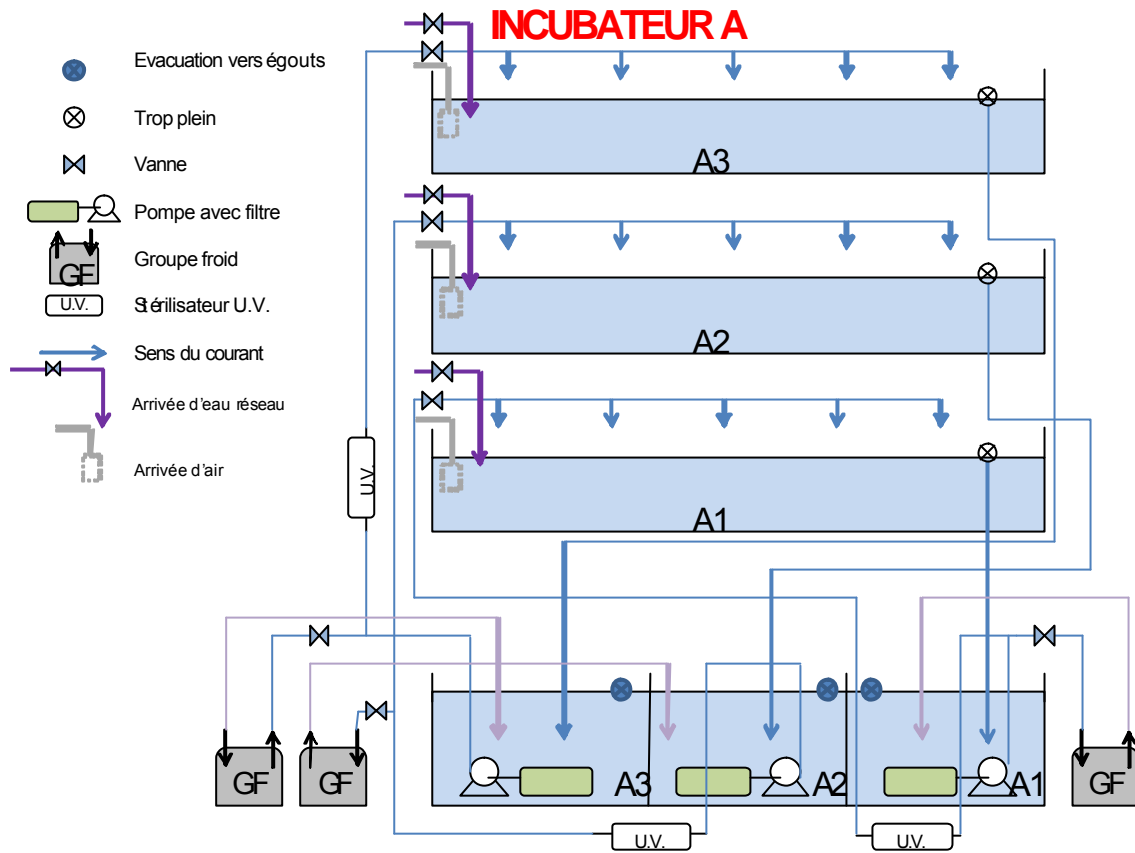


Annexe 4

SCHEMAS DE FONCTIONNEMENT DES INSTALLATIONS

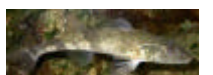
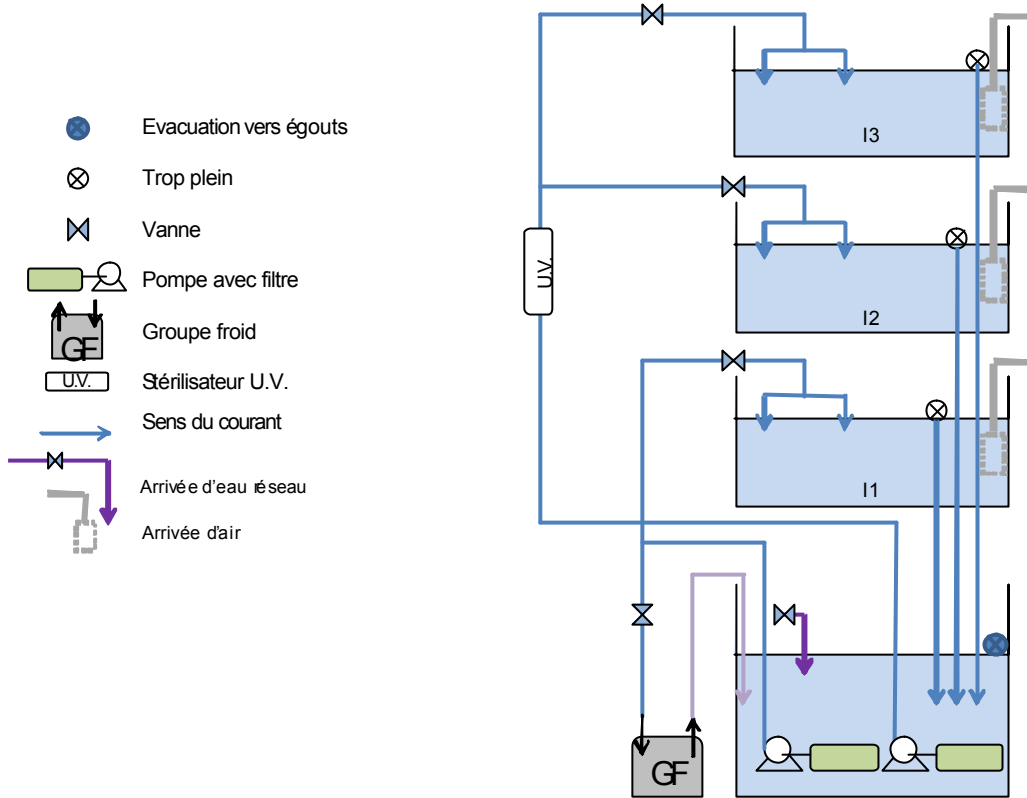


Annexe 5



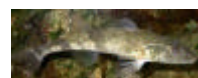
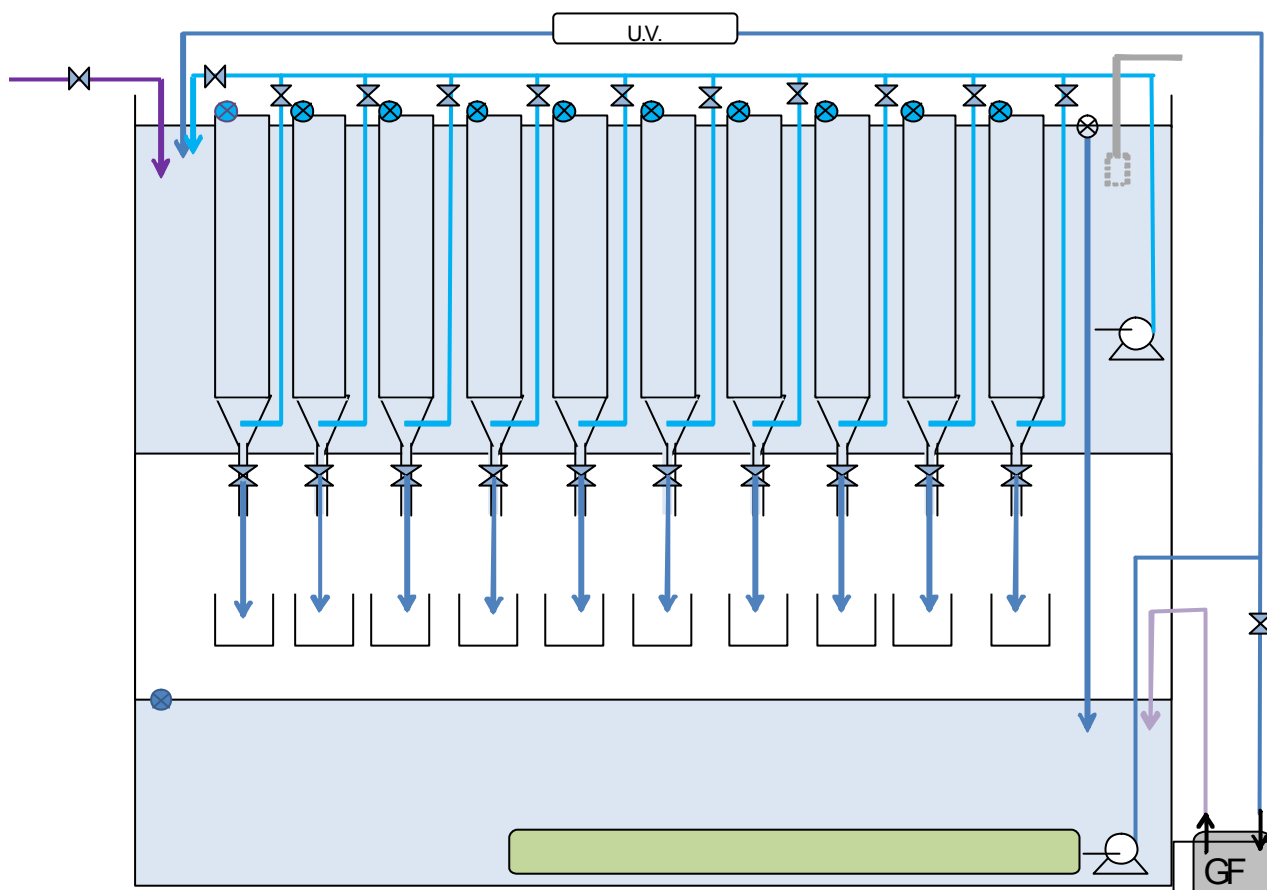
Annexe 6

INCUBATEUR IF ECLOSERIE



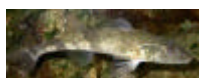
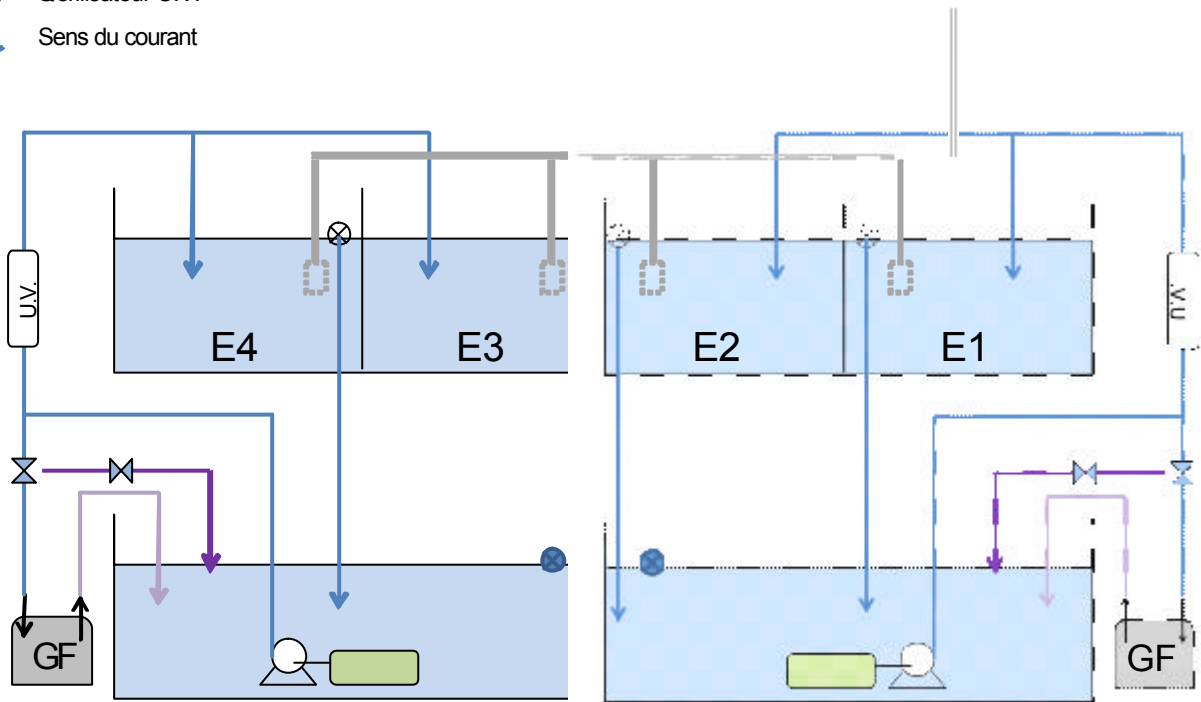
Annexe 7

INCUBATEUR BOUTELLES DE ZOUG



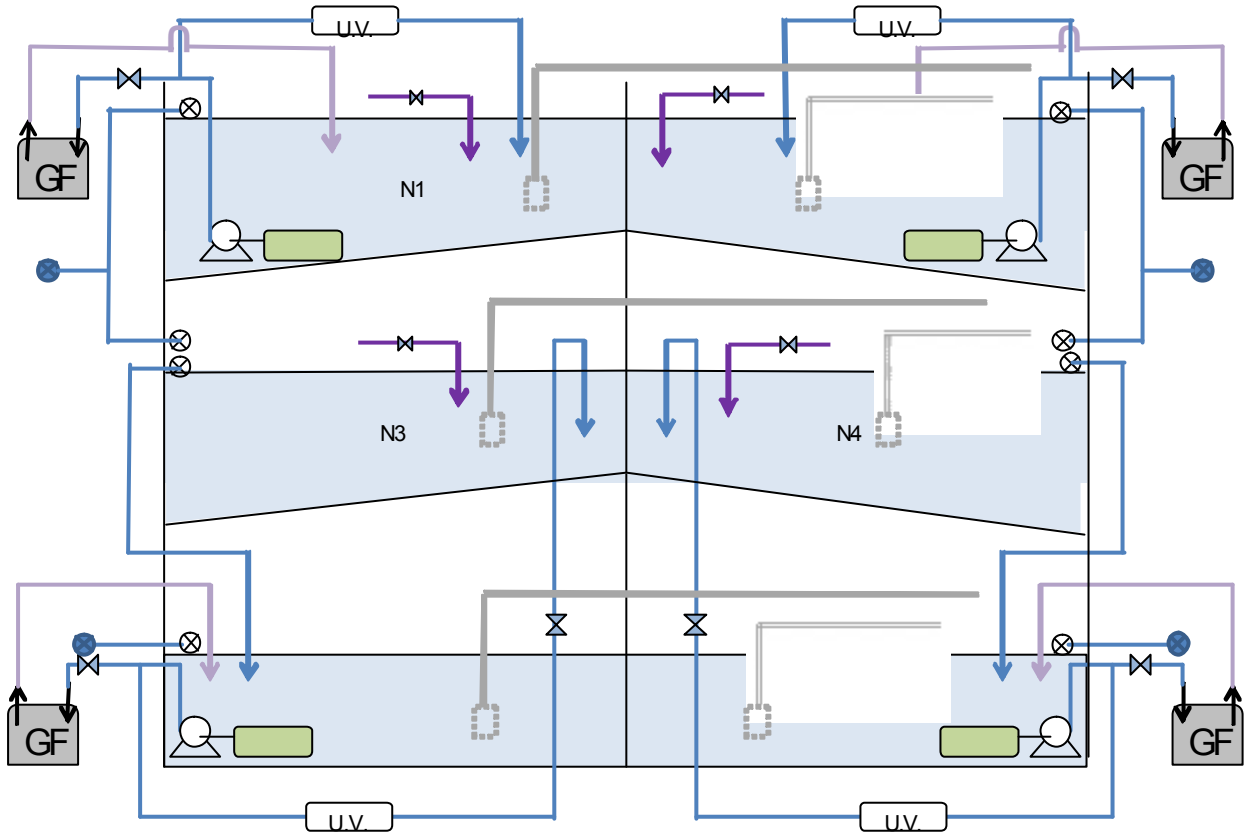
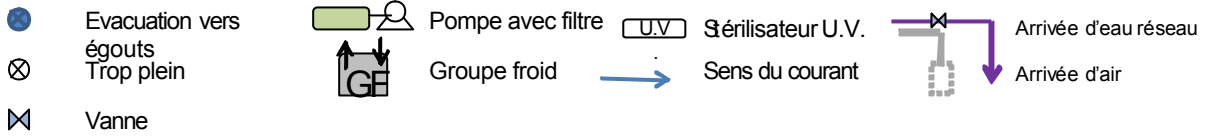
Annexe 8

MODULE ECLOSION ME



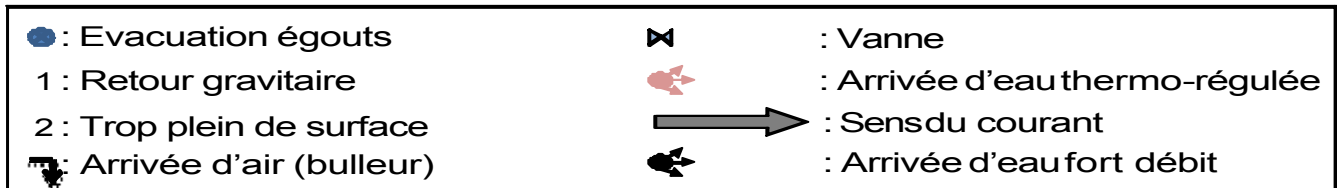
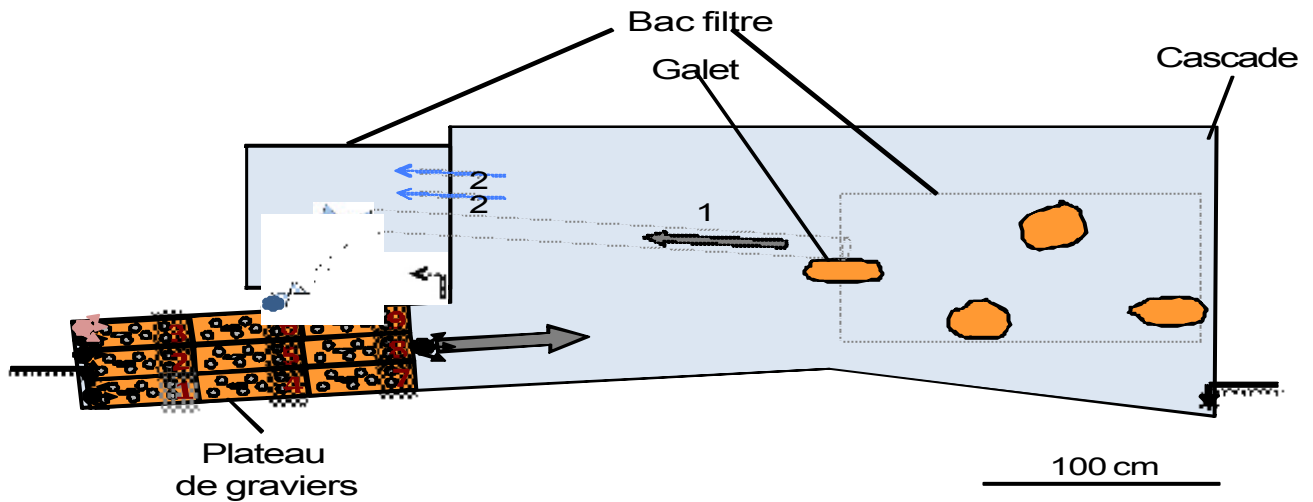
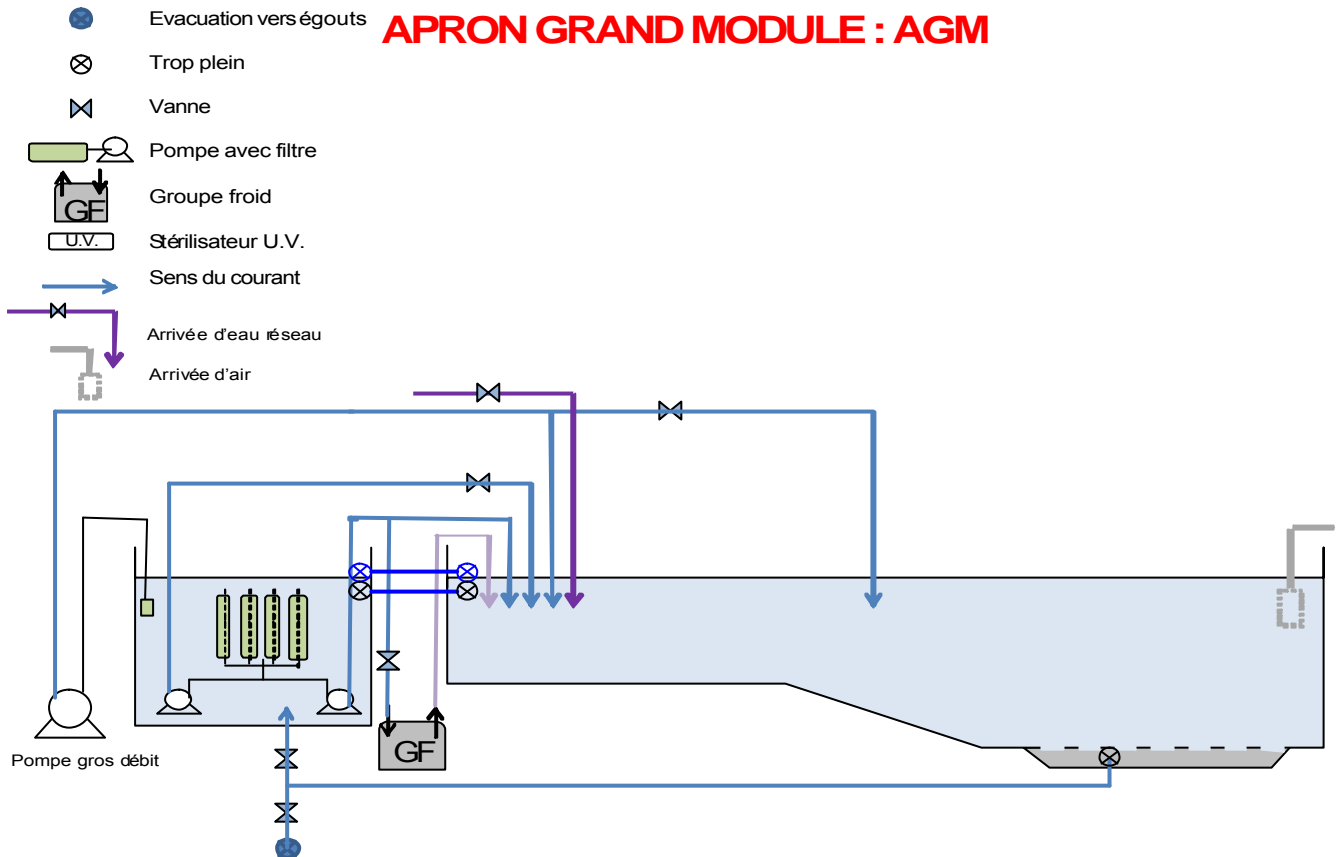
Annexe 9

GROSSISSEMENT N



Annexe 10 FERME AQUACOLE

APRON GRAND MODULE : AGM

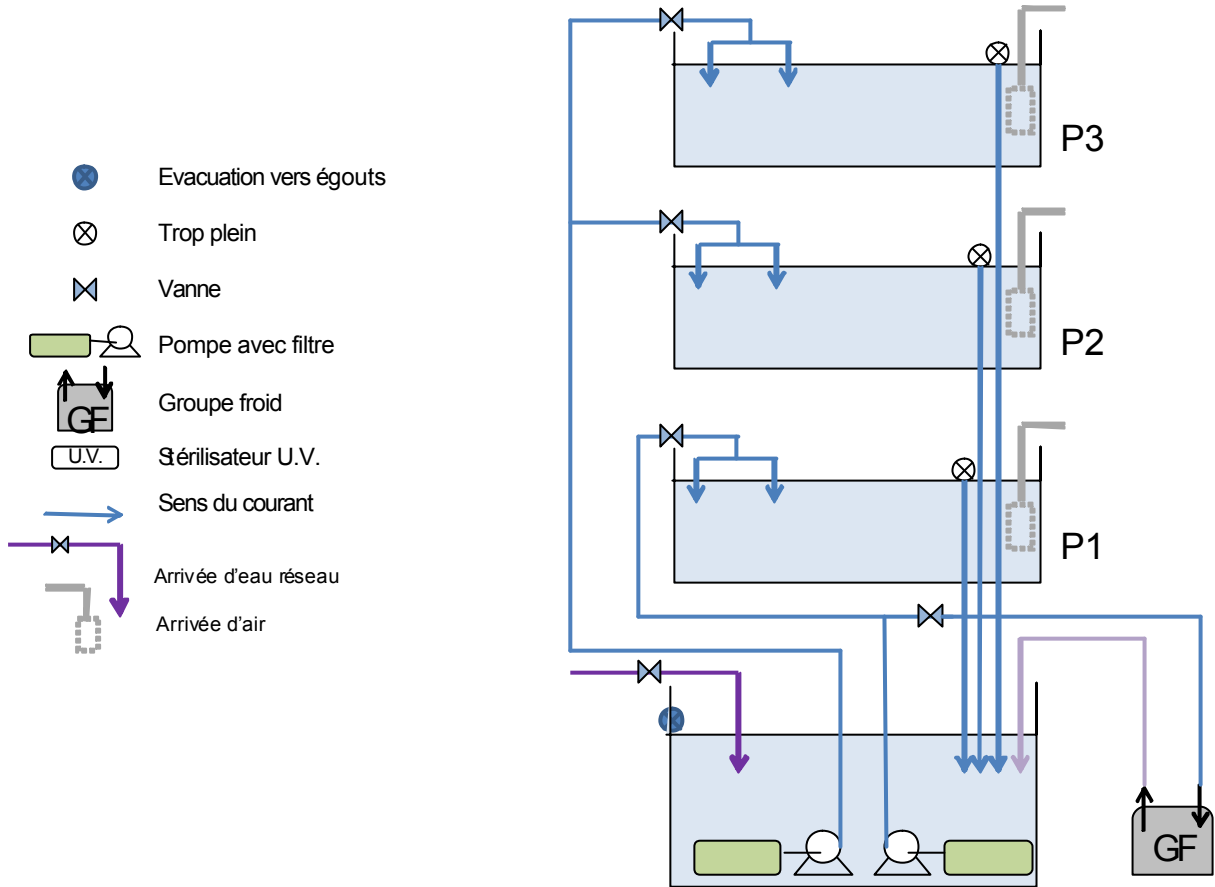


Vu de dessus



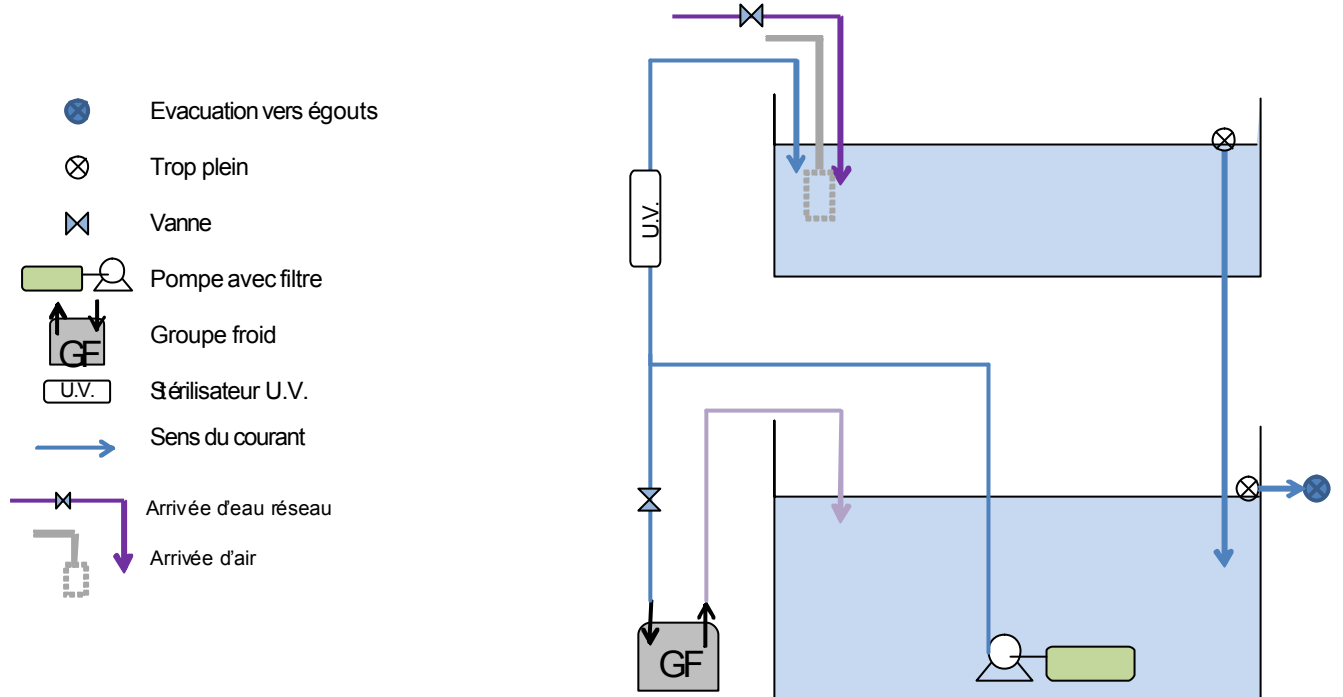
Annexe 11

INCUBATEUR AI FERME AQUACOLE



Annexe 12

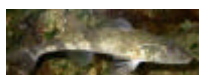
APRON JUVENILE : AJ



REMERCIEMENTS

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

Nous remercions Aurélien Gesell pour le travail de qualité qu'il a fourni durant sa période de stage notamment sur le traitement statistique des données et la réalisation de schémas de fonctionnement des installations. 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



Rhône-Alpes



Les partenaires techniques

Conseil supérieur de la pêche
Compagnie Nationale du Rhône
Ville de Besançon et Muséum de Besançon
Syndicat mixte de la Loue
Communauté de communes du Lac du Bourget et Aquarium du lac du Bourget
Syndicat Ardèche Claire
Communauté de communes du val de Drôme



Conseil Supérieur de la P



Compagnie Nationale du Rhône

Ville de
Besançon



Communauté de Communes
du Lac du Bourget



Syndicat Ardèche Claire



Val de Drôme
Communauté de Communes

La coordination générale

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



CONSERVATOIRE RHONE-ALPES
DES ESPACES NATURELS

Contact

Marianne Georget
04 72 31 84 54
marianne.georget@espaces-naturels.fr
www.apron-du-rhone.fr