

Savoir
faire

5^e
ÉDITION

Mémento de pisciculture d'étang



Olivier Schlumberger, Patrick Girard



éditions
Quæ

Olivier Schlumberger
Patrick Girard

Mémento de pisciculture d'étang

5^e édition

Collection *Savoir-faire*

Les déversoirs sur digues fluviales
Gérard Degoutte, coord.
2012, 184 p.

Production de canards
Heinz Pingel, Gérard Guy, Elisabeth Baéza
2012, 254 p.

Nutrition et alimentation des chevaux
William Martin-Rosset, coord.
2012, 624 p.

Guide pour la description des sols
Denis Blaize, Bernard Jabiol
2011, 430 p.

Le Paraha peue ou *Platax orbicularis*
Biologie, pêche, aquaculture et marché
Éric Gasset, Georges Remoissenet
2011, 64 p.

L'ombrine ocellée (*Sciaenops ocellatus*)
Biologie, pêche, aquaculture et marché
Jean-Claude Falguière
2011, 144 p.

Éditions Quæ
c/o Inra, RD 10, 78026 Versailles Cedex

© Éditions Quæ, 2013

ISBN : 978-2-7592-1895-0

ISSN : 1952-1251

Le code de la propriété intellectuelle interdit la photocopie à usage collectif sans autorisation des ayants droit. Le non-respect de cette disposition met en danger l'édition, notamment scientifique, et est sanctionné pénalement. Toute reproduction, même partielle, du présent ouvrage est interdite sans autorisation du Centre français d'exploitation du droit de copie (CFC), 20 rue des Grands-Augustins, Paris 6^e.

Sommaire

CHAPITRE 1 Génie piscicole

SITUATION DE L'ÉTANG PAR RAPPORT AU COURS D'EAU	10
ALIMENTATION EN EAU	10
ÉVACUATION DE L'EAU	13
CONCEPTION DES ÉTANGS ET BASSINS	16
LES TERRASSEMENTS : CUVETTE DE L'ÉTANG ET DIGUES	18
LES ANNEXES DE L'ÉTANG	19
CAS DES RETENUES COLLINAIRES	23
NOUVELLES TECHNIQUES	23
VÉGÉTATION	24
IMPACTS D'UN ÉTANG SUR L'HYDROSYSTÈME AVAL	25

CHAPITRE 2 Principes de gestion de la qualité de l'eau

FACTEURS DE PRODUCTION EN ÉTANGS	28
CYCLE DE LA MATIÈRE ET NIVEAUX TROPHIQUES	29
COMPOSANTS DE LA BIOCÉNOSE	30
MISE EN PLACE DE LA BIOCÉNOSE DANS LES ÉTANGS	31
PARAMÈTRES DE QUALITÉ DE L'EAU ET GESTION	32
LES INDICATEURS DE LA PRODUCTIVITÉ DES ÉTANGS	38
ENGRAIS MINÉRAUX ET ORGANIQUES	45

AÉRATION DES ÉTANGS	47
LA VÉGÉTATION	48
LE PLANCTON ANIMAL : ZOOPLANCTON	56
LE PLANCTON COMME AIDE À LA GESTION D'UN ÉTANG	59
LE POISSON	62

CHAPITRE 3

Biologie des poissons élevés en pisciculture d'étang

CARPE COMMUNE	64
CARASSIN DORÉ	66
TANCHE	67
GARDON	68
BROCHET	69
SANDRE	70
PERCHE	72
BLACK-BASS À GRANDE BOUCHE	73
GOUJON	75
SILURE GLANE	76
CARPES DE CHINE	78

CHAPITRE 4

Reproduction et alevinage des poissons d'étang

FACTEURS INFLUANT SUR LA REPRODUCTION	84
REPRODUCTION NATURELLE CONTRÔLÉE	86

REPRODUCTION ARTIFICIELLE DES POISSONS D'ÉTANG	88
MÉTHODES DE REPRODUCTION ARTIFICIELLE	96

CHAPITRE 5 Alimentation

BESOINS ALIMENTAIRES DES POISSONS	138
ALIMENTATION DES ALEVINS	139
ALIMENTATION DES GÉNITEURS	142
GROSSISSEMENT DES CARPES MIROIR	143
ALIMENTATION INTENSIVE DU SILURE EN ÉTANG	143
DISTRIBUTION DE CÉRÉALES ET ALIMENTS COMPLETS	143

CHAPITRE 6 Pathologie : identification et traitement des principales maladies des poissons d'étang

LE STRESS	148
TYPES D'AGENTS PATHOGÈNES	151
MÉTHODES DE CONTRÔLE	152
PRINCIPAUX PARASITES DES POISSONS D'ÉTANG	152
MALADIES BACTÉRIENNES ET VIRALES	159
QUELS TRAITEMENTS POUR QUELLES PATHOLOGIES ?	164
DÉSINFECTION DU MATÉRIEL ET DES MAINS	166
ÉLIMINATION DE LA VÉGÉTATION EN EXCÈS	166

CHAPITRE 7 Prédation

INSECTES, LARVES ET ADULTES	168
GRENOUILLES	168
OISEAUX	168

ANNEXES

ANNEXE 1	171
Estimation de la productivité biologique d'un plan d'eau : formule de Leger-Huet Productions naturelles en étang relevées en France	
ANNEXE 2	173
Norme de qualité des eaux pour les poissons Équivalence entre les unités de mesure de la dureté de l'eau	
ANNEXE 3	175
Dissolution de l'oxygène dans l'eau	
ANNEXE 4	177
Taux de dissociation de l'ammoniaque dissous (en % de NH_3 dans la teneur globale) suivant la température et le pH de l'eau	
ANNEXE 5	179
Composition de quelques engrais organiques	
ANNEXE 6	180
Mise en charge d'un étang	
ANNEXE 7	186
Matériel de base pour le suivi de la qualité de l'eau	
ANNEXE 8	187
Écloserie rustique avec recirculation d'eau	
ANNEXE 9	193
Aliments pour les alevins Élevage larvaire	

ANNEXE 10	197
Transport du poisson avec oxygénation	
ANNEXE 11	198
Génétique	
ANNEXE 12	204
Anesthésie des poissons	
ANNEXE 13	206
Équivalence entre unités anglo-saxonnes et internationales	

BIBLIOGRAPHIE

Présentation liminaire

Production un peu « orpheline » de la recherche, la pisciculture d'étang occupe en France environ 60 000 hectares exploités régulièrement, soit la moitié de la superficie des étangs, tous usages confondus. Cela représente le plus important patrimoine aquacole de ce type en Europe.

Cette production piscicole contribue à la diversification des ressources et des activités rurales, au maintien d'un tissu socio-économique et à la biodiversité des territoires ruraux. Le mode de gestion de ces étangs et leur entretien régulier assurent en effet l'existence de ce type de milieu humide depuis plusieurs siècles pour bon nombre d'entre eux, avec toute la diversité biologique qui leur est liée.

Les changements intervenus dans la réglementation sur l'eau (Loi sur l'Eau et le Milieu Aquatique – LEMA de 2008) et concernant l'usage de substances pour traiter les problèmes pathologiques et les soins vétérinaires des poissons nous ont incité à préparer cette 5ème édition du Memento.

Nos remerciements vont à :

- Damien Banas (ENSAIA, UR AFPA à l'Université de Nancy) pour ses réflexions concernant la nécessité de disposer de systèmes de rétention des matières en suspension entraînées dans les eaux de vidange des étangs afin d'éviter des impacts sur le milieu aquatique à l'aval ;
- Aurélien Tocqueville (service aquaculture à l'Institut Technique de l'Aviculture – ITAVI) pour les précisions fournies sur la réglementation en vigueur sur les étangs et sur les perspectives d'évolution de la production ;
- Florent Spinec, animateur du réseau des lycées d'enseignement agricole assurant une formation aquacole ;
- Yannick Jouan (Filière Lorraine de l'Aquaculture Continentale - FLAC) ;
- Arnaud Lefèvre (LPA du Haut-Anjou, Château-Gontier) ;
- les Editions Franckh – Kosmos (Stuttgart) pour nous avoir autorisé à reproduire deux planches d'organismes zooplanctoniques extraites de Streble und Krauter (1985 ; *Das Leben im Wassertropfen*).

Olivier Schlumberger
Patrick Girard

CHAPITRE I

Génie piscicole

De la conception de l'étang et de ses annexes (systèmes de vidanges, pêche-rie, bassins-gardoirs) dépend la plus ou moins grande facilité avec laquelle les différentes opérations de récupération du poisson et de tri pourront être effectuées. Une donnée est fondamentale : le pisciculteur doit pouvoir maîtriser aussi bien l'eau que le poisson.

Cela nécessite la mise en place d'aménagements spécifiques pour un usage piscicole :

- autant que possible, un moyen de moduler les entrées d'eau suivant les besoins,
- un dispositif de vidange, qui donne la possibilité de régler le niveau et d'assécher totalement le plan d'eau,
- un système de reprise du poisson, permettant aux opérations de pêche de se faire dans de bonnes conditions, tant pour le poisson que pour le pisciculteur.

S ituation de l'étang par rapport au cours d'eau

La topographie conditionne la méthode de création de l'étang (*fig. 1*) :

– L'implantation d'un étang barrant un thalweg n'est plus autorisée (loi sur l'eau et le milieu aquatique, 2008). Un étang ne peut être créé qu'à côté d'un cours d'eau, alimenté par une dérivation du cours d'eau. La prise d'eau en béton est équipée d'une grille et d'un dispositif régulant le passage de l'eau. Si le site le permet, il est possible d'établir à l'amont de cet étang d'élevage un bassin de mise en charge (voir *fig. 1*). Cela permet :

- la rétention des sédiments qui n'aboutissent plus dans l'étang principal,
- la constitution d'un stock d'eau,
- l'assec de l'étang de pisciculture, qui peut ensuite être remis en eau partiellement mais très rapidement.

– En terrain plat, l'étang est partiellement excavé, la terre extraite est utilisée pour les digues périphériques.

A limentation en eau

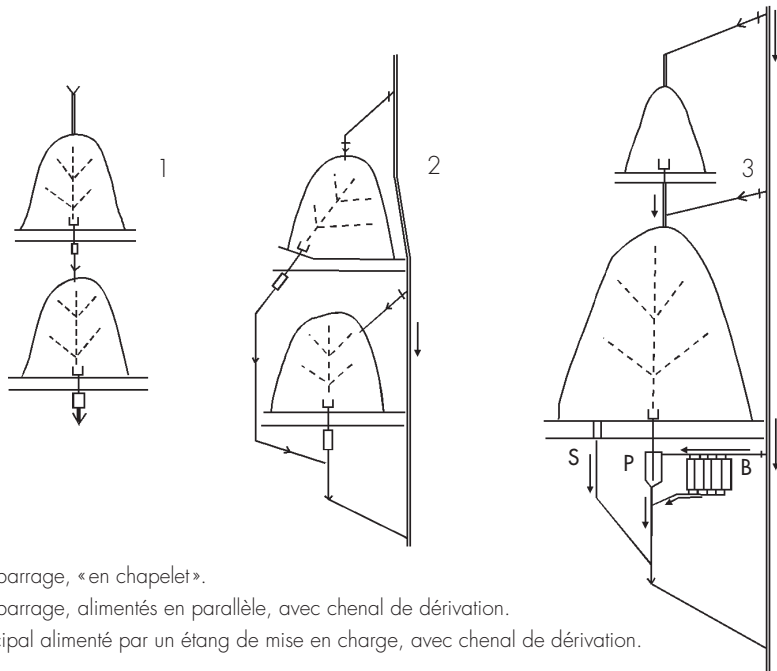
Avant de créer un plan d'eau, il faut répondre à quelques questions préalables :

- d'où vient l'eau ?
- les quantités disponibles sont-elles suffisantes ? (critères quantitatifs)
- que vaut cette eau pour le poisson ? (critères qualitatifs)

Origine

L'eau peut avoir différentes origines :

- le ruissellement direct sur le bassin versant. Dans ce cas, l'alimentation en eau dépend de la pluviométrie. Il y a des risques d'entraînement de pesticides et d'engrais non maîtrisables en zones de cultures ; de son côté, un environnement forestier est peu favorable (eau acidifiée par l'humus et les tannins). Un environnement de pâturages est idéal ;
- avec une source, il faut s'inquiéter du débit et de sa stabilité, ainsi que de la teneur en gaz dissous (oxygène, azote, gaz carbonique). La température, toujours basse, peut être un handicap ;
- un cours d'eau débouchant directement dans un étang ne permet pas la maîtrise du débit entrant. Gros risques en cas de crues, et apports importants de sédiments.



1 : étangs de barrage, « en chapelet ».

2 : étangs de barrage, alimentés en parallèle, avec chenal de dérivation.

3 : étang principal alimenté par un étang de mise en charge, avec chenal de dérivation.

S : surverse.

P : pêcherie.

B : bassins de stockage.

Fig. 1 – Position des étangs par rapport aux cours d'eau.

Conformément à la réglementation actuelle, un étang ne peut être alimenté que par dérivation à partir d'un cours d'eau. La prise d'eau doit permettre d'évaluer le débit détourné.

Quantités

Le débit disponible doit permettre de maintenir le niveau d'eau en compensant les pertes par infiltration et par évaporation. Le renouvellement de la masse d'eau, dans le cas d'un étang traversé par le cours d'eau, ne devrait pas être inférieur à 1 mois pour permettre aux apports de fertilisants d'être efficaces.

Il faut disposer au minimum d'un débit de 3 à 5 l/s/ha ; en effet, par fortes chaleurs, l'évaporation à elle seule peut atteindre 2 l/s/ha. On estime que l'évaporation est d'environ 600 mm/an dans le nord de la France, 1 500 mm/an dans le sud.

La quantité d'eau perdue par évaporation sera plus importante si l'étang est riche en macrophytes (roseaux, potamots ou autres herbiers à fleur d'eau).

Qualité

Il est indispensable de vérifier à l'amont la présence, ou non, d'installations ayant des rejets potentiellement défavorables : industrie, élevage intensif, autre pisciculture, station d'épuration.

Les analyses chimiques ne donnent que des indications ponctuelles : il faut en réaliser plusieurs à quelques mois d'intervalle et dans des conditions différentes (débit, saison). Si l'eau est prélevée dans un ruisseau ou une rivière, ces analyses peuvent éventuellement être complétées par une appréciation globale du milieu biologique : estimation de la capacité biogénique du cours d'eau s'il est peu anthropisé (formule de Leger-Huet, voir annexe 1) ou détermination de son indice biotique (norme AFNOR : NF T 90-350 de décembre 1992 essais des eaux : détermination de l'indice biologique global normalisé, IBGN).

Voir en annexe 2 les normes de qualité d'eau pour les poissons.

Dispositifs

Les installations de prise d'eau doivent être positionnées à contre-courant pour éviter l'accumulation de déchets variés (feuilles mortes, branches) contre le dispositif. Des grilles empêchent le poisson de fuir l'étang par l'amont, ou d'y pénétrer. L'implantation d'un lit filtrant en gravier dans le chenal d'amenée d'eau représente une autre solution. Un tel dispositif empêche l'entrée de poissons indésirables (alevins de perche-soleil, de poisson-chat) et retient les sédiments.

– vanne-pelle, précédée de grilles, et coulissant dans des rainures en tête de chenal d'amenée.

– prise d'eau à grille noyée ; elle permet une alimentation continue, avec des risques de colmatage réduits. La grille est placée horizontalement dans la lame d'eau, recouverte d'au moins 10 cm. La grille porte des perforations adaptées à la taille des poissons indésirables dans l'étang.

Elle repose latéralement sur des consoles ; elle est complétée à l'amont par une cloison verticale fixée sur le fond et, à l'aval par une paroi dépassant le niveau maximal de l'eau dans le chenal. La grille est maintenue submergée à mi-hauteur de la lame d'eau par l'installation d'un barrage sur le bief d'amenée. Ce barrage a un seuil dont le niveau est au-dessus de celui de la grille horizontale (Arrignon, 1970).

À titre indicatif, une grille de 1 m² permet d'avoir un débit d'environ 1 m³/min (Arrignon, 1970).

– dégrilleur autonettoyant, sur dérivation avec barrage-seuil, d'usage classique en salmoniculture (Petit, 1989).

Les prises d'eau individuelles des bassins-gardoirs et de la pêcherie extérieure sur le canal d'alimentation peuvent être très simplifiées (plaque de tôle coulissant dans des rainures...).

Pour des bassins, l'adduction d'eau se fait par des buses débouchant au-dessus du niveau de l'eau, droites ou coudées vers le haut. Cette dernière solution permet une bonne aération de l'eau et empêche la fuite du poisson.

Dans le cas d'une arrivée droite, l'installation sous la chute d'eau d'une tôle perforée ou d'un grillage fin aura les mêmes effets.

Dans le but d'éviter la formation d'obstructions difficilement accessibles, le système d'amenée d'eau consistera autant que possible en un chenal à ciel ouvert et non en une conduite.

Évacuation de l'eau

La vidange des pièces d'eau (étangs ou bassins) doit pouvoir être faite de façon totale. À l'amont du moine se trouve une zone surcreusée de 20 à 30 cm par rapport au niveau de l'étang : la « poêle », qui fait office de pêcherie intérieure.

Diamètre de la buse :

– 20 à 30 cm peuvent suffire dans le cas où le poisson est récupéré à l'intérieur de l'étang,

– 30 à 50 cm peuvent suffire lorsque la pêcherie est à l'arrière de la digue ; les poissons doivent pouvoir passer sans problème.

La buse s'ouvre entre 30 et 40 cm plus bas que le fond de l'étang, 10 cm plus bas que la « poêle », pour permettre une mise en assec complète.

Trois systèmes existent :

- le moine,
- la vanne,
- le moine à vanne (ou moine noyé), combinaison des deux précédents.

Ils peuvent être complétés à l'aval par un deuxième lit filtrant à gravier, évitant totalement la fuite de poissons vers l'aval, et retenant les sédiments.

Le moine

C'est le système le plus classique. Il permet de régler aussi bien le niveau de remplissage que le débit d'évacuation. La meilleure conception est le type Herrguth : la grille précède deux rangées de planchettes dont la disposition assure l'évacuation de l'eau du fond de l'étang (eau la moins oxygénée) (voir fig. 2). La largeur du moine et sa

profondeur en arrière des planches sont normalement égales à deux fois le diamètre de la buse d'évacuation (Arrignon, 1976).

La vanne

C'est un dispositif couramment utilisé lorsque la profondeur est importante (plus de 3-4 m) et qu'un moine atteindrait des dimensions et un coût élevés.

Ce système présente des inconvénients :

- risque de blocage du système par défaut de maintenance. De brèves chasses d'eau en cours de saison évitent les accumulations de matériaux pouvant gêner les mouvements de la vanne ;
- surtout, ce dispositif ne permet pas de maintenir l'eau à un niveau donné. En cours de vidange, cela oblige à suivre régulièrement l'écoulement de l'eau qui ne doit être ni trop rapide ni trop lent pour que la pêche puisse se faire au moment prévu ;
- en l'absence de grille à l'amont, les gros poissons sont souvent abîmés lorsqu'ils passent par la vanne partiellement ouverte (cas fréquent, pour réduire le courant dans la pêcherie derrière la digue).

Moine de type Herrguth permettant l'évacuation de l'eau du fond de l'étang.
Pêcherie disposée à l'aval, derrière la digue.

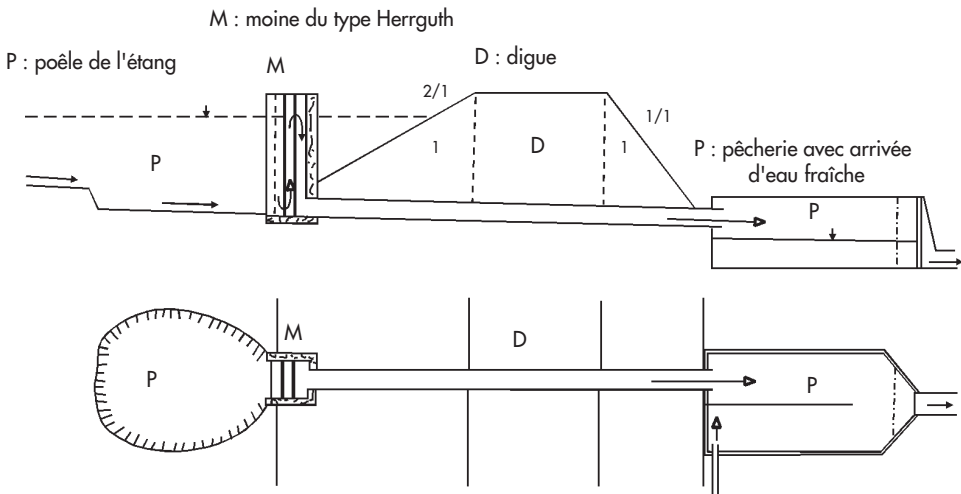


Fig. 2 – Système de vidange

Le moine à vanne

On combine ici les deux systèmes précédents. Un moine submergé est équipé d'une vanne devant l'entrée de la buse (une vanne placée à l'aval de la buse est également envisageable). Des grilles amovibles empêchent le passage du poisson par-dessus le moine.

Pour la vidange, on ouvre d'abord la vanne. Le niveau de l'eau s'abaisse jusqu'au niveau de la planchette supérieure du moine ; la fin de la vidange s'effectue en retirant progressivement les planchettes (voir fig. 3), la vanne restant ouverte en grand pour ne pas abîmer le poisson.

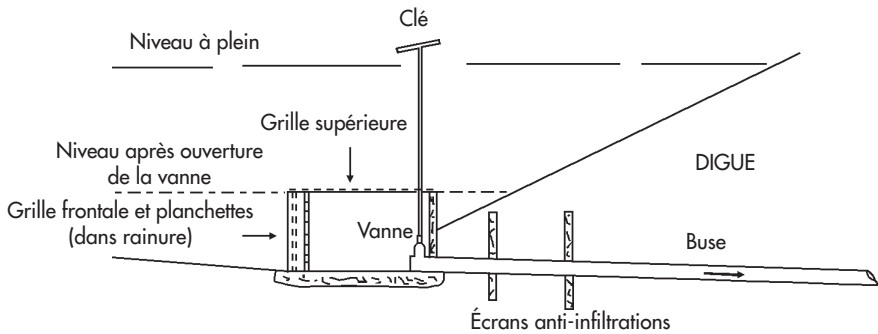


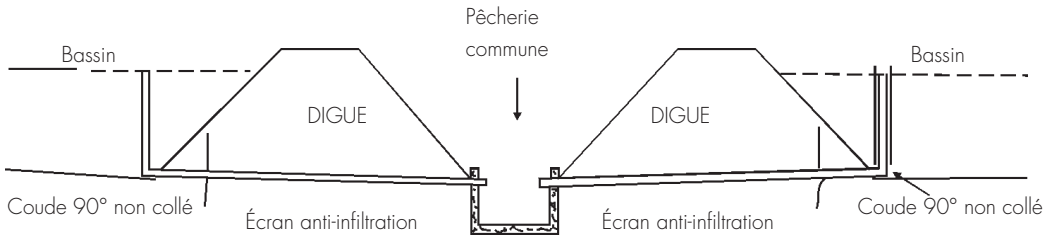
Fig. 3 – Moine à vanne. Schéma de l'installation.

La bonde basculante en PVC

Des bassins jusqu'à 500 m² peuvent être équipés avec un dispositif en PVC (diam. : 100-300 mm). C'est la solution qui a été retenue pour les bassins de la station Irstea de Montpellier.

Du côté intérieur de la digue, un coude à 90° non collé est emmanché sur la buse de vidange ; un tronçon de tube vertical règle le niveau de l'eau. La bascule de la partie verticale et du coude permet la vidange. Un manchon placé par-dessus le tube de vidange permet d'évacuer préférentiellement les eaux du fond (différences de diamètres : 30-50 mm ; Bohl et Bohrmann, 1987 ; voir fig. 4).

Il faut éviter à tout prix les infiltrations d'eau le long de la buse, à travers la digue (« renard ») en plaçant autour du tuyau un ou plusieurs écrans verticaux enserrant la buse (voile de béton ; feuille d'aluminium bitumineux pour les petits bassins).



Dans chaque bassin, la hauteur du tube vertical détermine le niveau de l'eau.
Évacuation de l'eau du fond grâce à un manchon enfilé autour du tube vertical (à droite).
Vidange complète par bascule latérale du tube et du coude, non collé.

Fig. 4 – Bassins avec bondes basculantes en PVC et pêcheries communes.

Conception des étangs et bassins

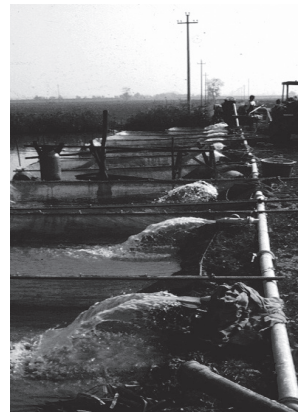
Étangs de grossissement

Leur forme est indifférente mais ne doit pas gêner la vidange. Profondeur : plus de 1,50 m devant le moine. Pente du fond : de 0,5 à 1 %. Des chenaux de drainage disposés en « arête de poisson » aboutissent au moine ; leur pente est supérieure à celle du fond de l'étang et leur largeur supérieure à 1 m pour éviter leur comblement trop rapide.

Toutefois, une forme régulière des berges mais aussi du fond permettront le passage d'un filet (senne). C'est un point important à considérer au moment où la méthode de pêche en continu au cours de la saison prend un relief particulier.

Bassins de stockage

Ils permettent de conserver avant commercialisation ou réempoissonnement pour un grossissement ultérieur quelques tonnes de poissons. Forme rectangulaire, allongée. Largeur : de 5 à 20 m. Cela facilite le passage d'un filet, la surveillance et la circulation d'eau de renouvellement. Surface unitaire : de 300 à 1 500–2 000 m². Profondeur : environ 1 m. Dans une exploitation piscicole, la surface des bassins de stockage est égale souvent à 1 % de la surface des étangs de production.



Systemes de stockage en cages mobiles disposées en bordure d'un bassin, avec arrivée d'eau fraîche.
(Photo O. Schlumberger)

Bassins frayères et bassins d'alevinage

Bassins frayères : ces bassins de petite surface servent à la reproduction contrôlée de certaines espèces, carpe et brochet essentiellement. La ponte a lieu sur les graminées semées sur le «plateau» central, entouré d'un fossé de vidange.

Surface unitaire : quelques centaines de mètres carrés au plus.

Bassins d'alevinage : ils servent au démarrage des alevins issus d'écloserie pendant une période de 3–5 semaines. Forme rectangulaire. Leur largeur et leur superficie unitaire doivent faciliter la surveillance du poisson et de l'eau.

Surface : entre 200 et 2000 m².

Profondeur : environ 1 m.

Pente générale du fond : 1 % ou plus pour faciliter la reprise des alevins dans une pêcherie extérieure (Voir § Pêcherie extérieure).



Fraysère Dubisch (10 x 10 m, profondeur max. 1 m), Camargue. Le plateau central est entouré sur trois côtés par un fossé aboutissant au point de vidange. Mise au point pour la reproduction contrôlée de la carpe, elle convient aussi pour la reproduction du brochet. Un usage comme bassin d'alevinage est également possible.

(Photo O. Schlumberger)

Orientation des bassins

Dans la mesure où le site le permet, il est intéressant d'orienter les bassins d'alevinage de façon que leur grand axe soit orienté E-W. L'une des longueurs est ainsi bien exposée face au sud et accélère le réchauffement de l'eau. Inversement, le refroidissement, par vent du nord, sera réduit, le trajet de l'air sur le bassin étant plus faible.

Les accès

Lors de la conception d'un étang, et encore plus s'il s'agit d'un ensemble de pièces d'eau, il est impératif de prévoir des accès pour véhicules à tous les points importants (chargement près des pêcheries et zones de stockage, prise d'eau) ainsi que des espaces pour manœuvres et dégagement.

Gestion du volume d'eau : interconnexion des étangs

Lorsque des pièces d'eau sont à proximité les unes des autres, leur interconnexion grâce à une pompe (fixe ou mobile) permet de gérer l'eau d'un point de vue quantitatif. Lors des vidanges, l'eau est renvoyée vers l'un ou l'autre des étangs qui devront avoir des revanches (rebords) de digues plus importantes.

Cela permet une économie d'eau : le renouvellement annuel ne représente que les pertes par évaporation et infiltration.

En contrepartie, ce système peut faciliter la dissémination de parasites ou de maladies à l'ensemble du périmètre.

Les terrassements : cuvette de l'étang et digues

À l'emplacement prévu pour l'étang, le sous-sol doit être aussi homogène que possible sous peine de nécessiter la mise en œuvre de méthodes d'étanchéification coûteuses. La qualité du sous-sol est vérifiée par une série de trous à la tarière, pelle ou pelleuse, jusqu'à la cote du fond. Les terrains trop caillouteux ne conviennent pas (trop perméables), ni les secteurs tourbeux (humides en permanence, l'assec n'est pas possible, l'eau souvent acide et l'accès souvent difficile pour les engins de terrassement). Le fond de l'étang ne doit pas atteindre le plafond (la surface) de la nappe phréatique, ce qui interdirait toute possibilité d'assec.

Les travaux débutent par le décapage de la terre végétale sur toute la surface prévue pour l'assise de la digue.

Le fond de l'étang doit être en pente régulière (0,5–1 %) vers la digue ; le point bas de l'ensemble se situant devant l'emplacement du système de vidange.

Pour assurer un bon assec, un système de fossés de drainage aboutit devant le point bas (largeur : de 1 à 2 m). Couramment, il s'agit d'une disposition en « arêtes de poisson » : un fossé principal reçoit l'eau drainée par les fossés latéraux. Il est indispensable de maintenir en bon état ce réseau : curage après chaque vidange.

Un autre système consiste à avoir un fossé (largeur : 2–4 m) faisant le tour de l'étang à l'intérieur de la digue (en particulier pour les étangs en surélévation) et aboutissant au point bas (Hofmann et coll., 1986). *A priori*, deux avantages à ce système :

- l'eau pouvant provenir de l'extérieur par le sol (infiltrations à partir d'étangs voisins) est collectée, tandis que le fond de l'étang, légèrement plus haut, est asséché,
- l'entretien d'un tel fossé est faisable depuis le bord par une pelleuse (un temps pluvieux qui interdirait l'accès au fond n'entraîne pas de retard dans les travaux).

La digue doit être étanche : depuis l'étang, l'eau ne doit trouver aucune irrégularité ni faiblesse. La masse de la digue et le sol font corps grâce à un fossé ou clé d'ancrage surcreusé à l'aplomb de l'axe de la digue. Lorsque la hauteur de cette dernière est modérée, un passage de griffes sur le sol peut suffire (scarifications sur 15–20 cm). Si le volume des matériaux imperméables disponibles sur le site est insuffisant pour réaliser la digue, ou si leur perméabilité est trop importante, il faut créer un noyau d'étanchéité dans le corps de la digue avec des matériaux argileux rapportés.

Les digues doivent être constituées de terre homogène (pas de blocs, branchages, souches) pour assurer à la fois leur solidité et leur étanchéité.

Le compactage se fait par couches d'une vingtaine de centimètres et avec des véhicules spéciaux (pied-de-mouton et non bulldozer, qui a une trop faible pression au sol). Hauteur totale : de 20 à 50 cm de plus que le niveau d'eau maximal prévu ; plus pour les grandes étendues, pour tenir compte des vagues provoquées par le vent.

Largeur au sommet : souvent égale à la hauteur de la digue (sauf étang profond). C'est le cas également des digues séparant 2 étangs ou bassins (de 2 à 3 m) ; l'accès aux points de vidange et de pêche est ainsi possible pour les véhicules.

Pente des berges :

– côté extérieur : 1/1

– côté intérieur : de 2/1 (sols compacts, fermes) jusqu'à 3/1 ou 4/1 en sols friables ou en cas d'exposition au vent (Arrignon, 1970).

Pour des bassins d'alevinage ne comprenant pas de « plateau » central, prévoir une pente intérieure de 3/1–4/1, ce qui facilite le réchauffement de l'eau.

Pour réduire l'action du vent sur de grands étangs et l'érosion des digues due aux vagues (batillage), le fait de laisser des zones de roseaux en écran à quelque distance des berges s'avère efficace (cas en Camargue ; Schlumberger, 1980a). Un repiquage de plantes palustres courtes (laiche...) sur les digues est également possible. Une couverture de gazon, semé dès la fin des terrassements, réduit l'érosion par les pluies. Tout étang de barrage doit être équipé d'un trop-plein pour éviter son débordement par engorgement de la buse d'évacuation à la suite de fortes pluies.

En cas de débordement, certaines espèces se laissent plus facilement entraîner que d'autres, en particulier le brochet et le black-bass.

L es annexes de l'étang

Pêcherie extérieure

(Voir fig. 2)

Elle est située en arrière de la digue, au débouché de la buse d'évacuation. Pour faciliter le passage du poisson, le diamètre de la buse de vidange doit être assez important : 30 à 50 cm, voire plus. La buse débouche nettement au-dessus du niveau de l'eau dans la pêcherie. La hauteur d'eau dans celle-ci doit être suffisante pour éviter que les poissons ne heurtent le fond en sortant de la buse.

Elle est en maçonnerie. Ses dimensions dépendent de la quantité et de la taille des poissons que l'on récupère. À titre indicatif : 2 m de large sur 6 m de long, pour un étang de 6–8 ha en production semi-extensive. Une cloison longitudinale permet au poisson de se placer à l'abri du courant. Des rainures placées à sa sortie permettent de glisser des planchettes et des grilles pour maintenir un certain niveau d'eau. Une arrivée d'eau propre provenant du chenal de dérivation évite aux poissons de se trouver



Pêcherie extérieure bétonnée (3 x 2 m) avec vanne de vidange en sortie de buse, sur un petit étang (1 ha), Dordogne. (Photo O. Schlumberger)

dans une eau trop chargée de vase et permet de nettoyer la pêcherie. Faute de mieux, une manche à eau provenant d'une citerne stationnée à proximité rendra service.

Pour les petits étangs (1 ha ou moins ; production : 300–400 kg/ha), une pêcherie de 1 x 2 m, sans cloison médiane, peut suffire. Dans ce cas, le poisson est immédiatement récupéré et stocké dans une « piscine » de 4 x 4 m formée par une bâche et des bottes de paille, remplie d'eau propre. Lorsque la totalité du poisson a été reprise, les opérations de tri à proprement parler peuvent débuter. Des bassins souples à armature amovible, donc facilement transportables et stockables, sont proposés par certains fabricants.

Avantages de la pêcherie extérieure :

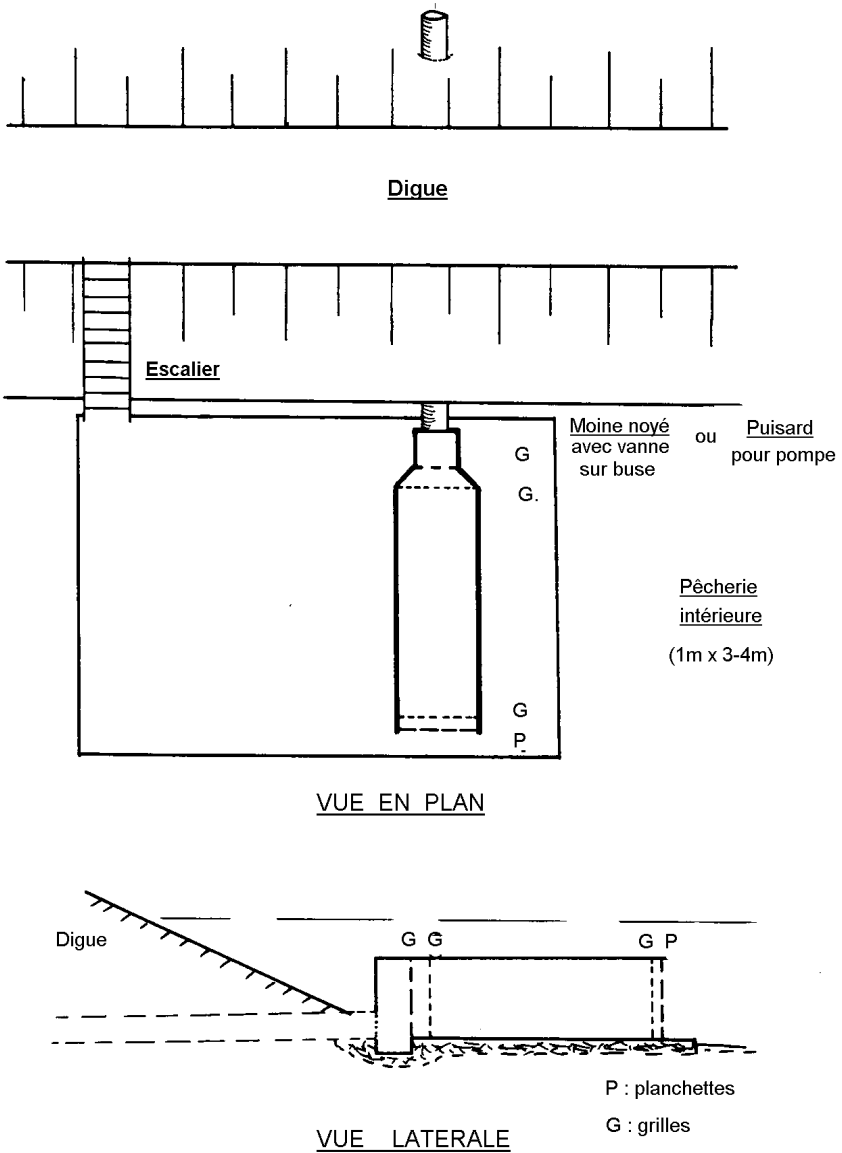
- elle permet de récupérer le poisson sans tirer de filet ni pénétrer dans l'étang ; des épuisettes, une table de tri et des récipients suffisent ;
- elle facilite les opérations de pêche, en particulier lorsque l'accès devant le moine est rendu difficile par des berges escarpées ;
- immédiatement récupéré au fur et à mesure de sa sortie, le poisson ne reste pas dans l'eau de vidange chargée de vase. Contrainte : la pente du terrain en arrière de la digue doit être assez marquée pour que ce dispositif soit efficace ;
- elle évite de remuer du sédiment devant la buse de vidange qui se retrouve dans l'exutoire puis dans un cours d'eau récepteur.

Pêcherie intérieure

(Voir fig. 5)

L'installation d'une pêcherie interne est le seul moyen de valoriser à des fins piscicoles une retenue collinaire conçue initialement pour l'irrigation, sauf ouverture de la digue et remplacement de la conduite de vidange initiale (diamètre trop faible : 100–150 mm) par une buse plus importante (300 mm environ). Le dispositif d'évacuation de l'eau sera un moine submergé, précédé par une pêcherie. La vanne peut être aussi bien sur le moine qu'à la sortie de la buse, à l'aval.

Dimensions de la structure interne : 0,8–1 m de hauteur, 1 m de large pour 3–5 m de long. Des doubles rainures à l'entrée de la pêcherie et du moine permettent d'utiliser des planchettes et des grilles pour réguler les entrées d'eau et de poisson.



Conception : Cemagref Montpellier et IDEE Bordeaux - 1995

Fig. 5 – Conception d'une pêcherie intérieure.

Pour limiter les montées et descentes de la digue avec des épuisettes (escalier indispensable !), les opérations de tri se font à côté de la pêcherie, sur une surface bétonnée d'environ 5 x 5 m.

Certaines retenues ne sont pas équipées de buse de vidange (pompage direct dans l'eau). Dans ce cas, un puisard de pompage est implanté à la place du moine de vidange et reçoit une pompe submersible, ou la crépine d'une pompe installée sur la digue.

Système à contre-courant

Assez fréquent sur de grands étangs d'Europe centrale, ce système est fondé sur la tendance générale qu'ont les poissons à remonter un courant d'eau (rhéotropisme positif). Dans ce cas, le courant d'eau « attire » les poissons vers la pêcherie qui est de grandes dimensions (200 m², voire beaucoup plus).

Le dispositif comprend : une arrivée d'eau fraîche dans la pêcherie extérieure que l'on peut totalement fermer à sa partie aval, et un moine secondaire dans l'étang, situé un peu à l'écart du moine principal utilisé pour la vidange. Par vidange progressive au moyen du moine principal, les poissons sont rassemblés dans la « poêle ». Puis, de l'eau fraîche est envoyée de la pêcherie vers l'étang, d'où elle ressort par le moine secondaire et rejoint le système d'évacuation général.

L'efficacité du système n'est pas totale puisque des facteurs tels que l'âge et l'espèce du poisson, la température de l'eau et son taux d'oxygénation interviennent. Mais cela assure au poisson une eau de bonne qualité pendant toute la durée des opérations de pêche qui peuvent se prolonger plusieurs jours sur de grands étangs à forte productivité, comme c'était le cas en Camargue ou en Europe de l'Est.

La communication entre le moine principal et la pêcherie extérieure doit être assez large (80 cm–1 m), en particulier sur les grands étangs à forte production. Dans le cas extrême, la pêcherie est un diverticule de l'étang, le moine principal étant à l'aval de la pêcherie. Celle-ci peut être fermée par des filets (Camargue ; Schlumberger, 1981 a).

Bassins-gardoirs

Ces bassins en ciment peuvent être de dimensions restreintes (1 x 3 m ; 2 x 6 m) ou plus volumineux (3 x 20 m, par exemple), avec une profondeur de 1 m d'eau. Ils sont situés à proximité immédiate de la pêcherie. Leur construction en ciment permet d'y effectuer des traitements sur les poissons stockés, et de désinfecter ces bassins de manière efficace.

Une alimentation continue en eau claire permet d'y stocker pour de courtes durées (quelques jours) les poissons triés. Une ou plusieurs poches en filet placées à l'intérieur les subdivisent, évitent au poisson de se blesser contre les parois et facilitent sa récu-

pération. Il devient possible dès lors d'assécher totalement l'étang, d'y intervenir pour l'entretien ou un chaulage. En fin de pêche, on ne remet plus dans l'étang le «fond de filet» (invendus, poissons mal en point) mais des poissons sélectionnés et stockés sur place ; l'empoissonnement est alors mieux contrôlé.

En outre, le producteur peut étaler ses ventes après la date de pêche ou décaler les opérations de pêche par rapport à la vente pour regrouper des lots de poissons plus importants.

Le cas échéant, de tels bassins peuvent être utilisés pour la reproduction contrôlée de diverses espèces (sandre, black-bass...).

Remarque : pour réduire les coûts de construction des ouvrages en maçonnerie (pêcheries) et si le site le permet, il est judicieux de regrouper des étangs et des bassins autour de pêcheries communes implantées dans le fossé collecteur (voir fig. 4).

C as des retenues collinaires

S'ils sont vidangeables, ces plans d'eau ne sont généralement pas conçus pour la récupération du poisson : fond plat et prise d'eau en « pipe » au-dessus du fond ne permettent pas l'assèchement complet.

En outre, la gestion de l'eau destinée prioritairement à l'irrigation est défavorable à une gestion de type « piscicole » : niveau d'eau minimal en période chaude, la plus favorable à la production aquacole.

Trois activités piscicoles sont malgré tout possibles en tenant compte des contraintes de surveillance et de législation :

- la pêche à la ligne, si le site s'y prête,
- l'accueil de cages aquacoles avec poisson élevé au granulé : salmonidés tant que la température ne dépasse pas 18 °C, silure glane ou poissons tels que carpe, gardon, etc.,
- la production d'écrevisses, reprises à la nasse, si la qualité générale de l'eau du site est compatible avec les exigences de l'une ou l'autre des espèces autorisées en France.

Si la stabilité du sol le permet, l'implantation d'une pêcherie intérieure est possible (voir fig. 5)

N ouvelles techniques

L'emploi de bassins en terre pour la pisciculture intensive se répand actuellement en France.

– Élevage intensif en bassins sans renouvellement d'eau : cette technique s'inspire de celle qui est employée aux États-Unis pour l'élevage du « Catfish » (*Ictalurus punctatus*). Il n'y a pas de renouvellement de l'eau dans les bassins où est réalisée une production intensive (plusieurs tonnes par hectare) grâce à des apports d'aliment. Des moyens importants sont mis en œuvre pour assurer l'oxygénation de l'eau (aérateurs, plus de 1 kW/ha) pour couvrir les besoins respiratoires des poissons et ceux qui sont nécessaires à la dégradation de la matière organique (déjections, restes d'aliments) présente sur le fond du plan d'eau.

– Élevage intensif avec lagunage de l'effluent : la production intensive se fait dans une série de bassins ou bacs situés à proximité immédiate d'un étang. L'effluent est repris par pompage et dirigé vers l'étang pour épuration (décantation des matières en suspension, dégradation de l'ammoniaque). L'eau retourne gravitairement vers les structures d'élevage intensif à partir d'une prise d'eau située à distance du point de déversement.

Dans ces conditions, l'effluent n'est pas déversé à l'extérieur et l'eau est utilisée au maximum.

Ces deux types d'installations sont employés principalement en région Centre pour la production de silure glane (Proteau et coll., 1991 a).

Végétation

– Dans l'étang d'élevage extensif

Un minimum de végétation doit être présent dans les étangs de grossissement. Le rôle des végétaux est :

- de produire de la biomasse à partir des sels minéraux, pour le bénéfice direct ou indirect des poissons (algues du phytoplancton) ;
- de protéger les berges de l'érosion due aux vagues provoquées par le vent (roseaux, juncs, typha, carex) ;
- de servir de support à une nourriture recherchée par les jeunes poissons ;
- de servir d'abris aux alevins (herbiers de potamots, myriophylles...).

Cette végétation de pleine eau ne devrait pas occuper plus de 15–20 % de la surface de l'étang, sinon les risques de formation d'atterrages, de gêne pour les poissons et pour la vidange, d'utilisation à son seul profit des épandages d'engrais lui retirent son intérêt.

– Autour de l'étang

À propos des arbres implantés autour des pièces d'eau dans un but de protection contre le vent, ou de simple agrément, il faut signaler que l'accumulation de feuilles mortes dans les bassins peut être dangereuse pour les poissons. Ainsi, les feuilles de peuplier noir et celles de bouleau sont particulièrement toxiques pour la vie aquatique

(Trémolières et Carbiner, 1985). Celles de l'Aulne semblent également avoir un effet négatif sur la production secondaire des étangs (Wurtz, 1962).

Par ailleurs l'implantation d'arbres sur les digues est à proscrire. En effet, en vieillissant, ils prennent de l'ampleur et leurs racines constituent de véritables couloirs d'infiltration pour l'eau de l'étang qui finit par miner la digue et provoquer des dégâts parfois très importants, sans compter les risques en cas de chute.

Les règles de construction des étangs n'ont pas changé avec le temps :

« L'enfoncement (sera réglé de telle sorte qu'en la plus grande profondeur, l'étang ne contienne d'eau plus de huit ou dix pieds, et moins de quatre, mesure suffisante pour la nourriture du poisson... ».

« Aucun bois ne faut entremêler parmi la chaussée, de quelle façon qu'on la construise, à cause de la pourriture à laquelle il est sujet, qui cause ruine de l'œuvre... ».

« Il faut creuser un fossé principal dans la longueur de l'étang, avec fossés secondaires, implantés comme en plume, pour assécher les fonds ; le fossé mène à la bonde... ».

Tel était l'état de l'art, détaillé dans le « Théâtre d'agriculture et mesnage des champs » (Livre V^e, chapitre XIII) d'Olivier de Serre, édition de 1600.

I mpacts d'un étang sur l'hydrosystème aval

Il est fréquent qu'un étang soit alimenté en continu par une arrivée d'eau. Celle-ci en ressort au niveau de la surverse ou du moine et rejoint le réseau hydrographique auquel est connecté l'étang. La qualité de l'eau (température, oxygénation) issue de l'étang est très variable d'un site à l'autre. Elle dépend essentiellement de la position de la prise d'eau (en profondeur ou en surface), des conditions météorologiques et de la distance d'écoulement jusqu'au cours d'eau naturel récepteur (voir les travaux de Laurent Touchart : Touchart et Grafouillère, 2004 ; Touchart, 2007).

L'impact d'un étang est plus notable – et concentré sur une courte période – lors des opérations de vidange et pêche qui font partie des pratiques de « bonne gestion » de ces plans d'eau.

Lors de la période d'abaissement du niveau d'eau, l'eau rejetée a des propriétés peu différentes de celles mesurées dans le cours d'eau en amont de l'étang (Banas et coll., 2008). Ainsi, lors de la vidange de 12 étangs-barrage (de 2 à 260 ha, exploités en extensif) équipés de vannes de fond, les concentrations moyennes en matière en suspension (MES) étaient comprises entre 13 et 156 mg/l. À l'arrière de ce même groupe d'étangs, lors des opérations de pêche proprement dites, les concentrations en MES ont atteint entre 176 et plus de 4 000 mg/l. Ces MES résultent des apports du bassin versant qui se sont décantés dans l'étang. Elles sont mises en suspension par le poisson rassemblé à proximité du point de vidange où intervient l'équipe de pêche. Les mesures ont montré que la vidange induit le rejet de 7 à 36 % des MES, 11 à 28 % de l'azote et de 18 à 69 % du phosphore retenus (Banas, 2001).

Compte tenu des contraintes croissantes concernant les autorisations et les périodes de vidange, il est nécessaire et judicieux de minimiser ces rejets dans toute la mesure du possible.

Un abaissement du niveau d'eau très progressif limite l'arrachement des sédiments du fond, mais allonge la phase de vidange et augmente les risques de la voir perturbée par des épisodes de pluie, qui, s'ils sont violents, peuvent éroder les sédiments exondés (Banas et coll., 2002).

L'installation d'une pêcherie extérieure bétonnée limite fortement la mise en suspension du sédiment lors de la récupération du poisson. Celui-ci est récupéré au fur et à mesure de sa sortie, et les pisciculteurs n'ont pas à pénétrer dans l'étang.

L'installation d'un dispositif retenant les matières en suspension de l'eau de vidange est souhaitable. Différents types sont utilisés et leur efficacité souvent reconnue.

Il peut s'agir :

- de structures temporaires : barrage(s) de paille (retenus par piquets et grillage) établis en travers du fossé d'écoulement de la vidange,
- de structures permanentes : lits filtrants en gravier, dans une section du chenal de vidange (avec sole cimentée, parois en parpaings).

Il n'existe pas actuellement de dimensionnements spécifiques. L'impact des étangs piscicoles sur l'aval lors de leur vidange, qui peut être conflictuel localement, mériterait d'être pris en considération dans un programme d'expérimentations. Cela devrait permettre de préciser l'impact de ces masses d'eau sur les flux de contaminants (organiques et métalliques) et de tester des dispositifs et pratiques favorables à la préservation des milieux aquatiques en aval.

CHAPITRE 2

Principes de gestion de la qualité de l'eau

Chaque étang constitue un écosystème de taille réduite. Le pisciculteur souhaite pouvoir intervenir sur ce milieu pour que la production en fin de cycle d'élevage soit constituée essentiellement de poissons. Ces interventions sont du même type que celles qui sont pratiquées sur une parcelle de terre pour y favoriser telle ou telle culture.

Les quelque 10 000 étangs français constituant autant de cas particuliers, il n'est pas possible de proposer un programme standard de fertilisation.

Dans le cas d'une production traditionnelle en étang, donc hors cas de distribution de nourriture pour le poisson qui s'apparente à un élevage hors sol, des interventions directes sur la qualité de l'eau et du sédiment, ainsi que sur les végétaux et les animaux qui y vivent sont nécessaires. Tout comme en agriculture, des interventions régulières sont indispensables pour une production correcte, même si le produit, c'est-à-dire le poisson, n'est visible qu'au moment de la pêche.

Les connaissances accumulées en France par Irstea, grâce à des suivis réguliers d'étangs dans différentes régions, permettent de proposer des moyens d'intervention et de contrôle de la qualité du milieu des étangs de pisciculture.

F acteurs de production en étangs

Étang de pisciculture (définition) : masse d'eau stagnante, créée artificiellement, totalement vidangeable, destinée à la production de poissons et gérée en conséquence. Un étang est soumis à un certain nombre de facteurs physico-chimiques et biologiques qui conditionnent sa plus ou moins grande capacité à produire du poisson.

Facteurs extérieurs à l'étang

- facteurs climatiques : température, éclairement.
- facteurs liés au sol (= édaphiques) : bassin versant (type de sol, activités agricoles, couverture végétale).

Facteurs propres à l'étang

Chaque étang de pisciculture a des caractéristiques propres dues à l'intervention de l'homme et qui influent :

- sur le milieu (qualité de l'eau et du sédiment),
- sur les organismes animaux et végétaux qui y sont présents.

Par exemple :

- le cycle hydrologique : fréquence des vidanges, durée des assecs et des périodes en eau,
- le peuplement piscicole : espèces introduites et proportions relatives,
- les interventions extérieures : apports d'amendements, d'engrais ; faucardage ; alimentation des poissons ; aération artificielle.

Toutes ces interventions ont une incidence sur le fonctionnement de l'écosystème de l'étang et sur sa productivité biologique. Les influences naturelles conditionnent la fertilité initiale du plan d'eau, caractérisé par une production naturelle donnée (en France, entre 50 et 400 kg par hectare et par cycle). Les interventions humaines permettent d'améliorer le rendement de l'écosystème, essentiellement par le biais d'une meilleure fertilisation de l'eau.

Un apport d'engrais minéraux agira directement sur le développement des végétaux ; les engrais organiques faciliteront la prolifération du zooplancton très directement (par les matières en suspension et les bactéries associées) et, indirectement, celle des végétaux, grâce à l'azote, au phosphore et au potassium (notés N, P et K).

Cycles de la matière et niveaux trophiques

Le poisson est le dernier élément de la chaîne alimentaire qui se déroule dans l'étang (voir fig. 6). La production de matière vivante n'est possible qu'en présence d'organismes capables de puiser dans le milieu les éléments minéraux qui leur sont nécessaires et de synthétiser leur propre matière organique grâce à l'énergie lumineuse par le phénomène de la photosynthèse : ce sont les producteurs primaires.

Cette production est assurée par les végétaux (plancton et macrophytes) qui élaborent leur propre matière organique à partir du CO_2 (gaz carbonique) des éléments minéraux dissous et de l'énergie solaire. Ils rejettent de l'oxygène pendant leur activité photosynthétique. Les végétaux vont être consommés directement par des consommateurs primaires, herbivores, transformant la matière organique végétale en matière animale. Exemples – Rotifères et Cladocères du zooplancton, et les poissons herbivores. Ils sont

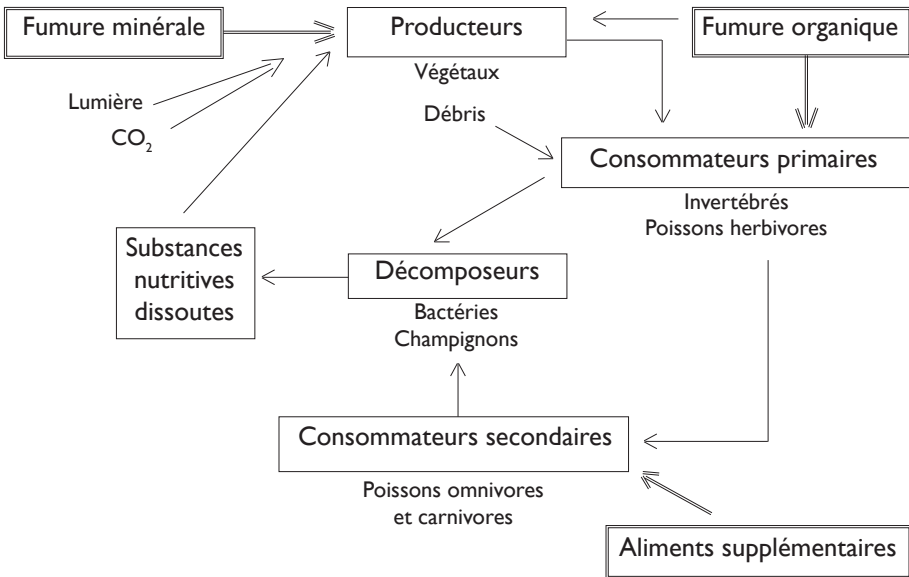


Fig. 6 – Cycle biologique en étang. Réseau trophique.
Possibilités d'intervention (double trait).

la proie des consommateurs secondaires, à régime carnivore, parmi lesquels on peut citer les Copépodes Cyclopidés du zooplancton, les alevins pendant les premières semaines et les poissons adultes carnivores. Le zooplancton carnivore peut bien sûr être intégré à son tour par des prédateurs d'ordre supérieur (poisson).

En symétrie à cette chaîne d'organismes consommateurs assimilant et produisant de la matière organique vivante, des organismes décomposeurs et détritvires se nourrissant de matière organique morte provenant des déjections et des cadavres recyclent la matière organique en la dissociant en éléments divers. Ces organismes détritvires (« mangeurs de détritus » : crustacés, larves de chironomes, d'éphémères...) et décomposeurs (bactéries, champignons) transforment la matière organique morte soit en éléments minéraux qui sont ainsi restitués au milieu et permettent le développement du phytoplancton, soit en matière organique vivante.

Il ressort de cela que :

- les échanges de matière entre les différents maillons de l'écosystème ont un caractère cyclique,
- le réseau trophique (chaîne alimentaire) se caractérise par l'existence d'interactions nombreuses et variées entre les différents composants de l'écosystème,
- toute perturbation (positive ou négative) se produisant en un endroit quelconque de ce réseau se répercutera sur l'ensemble de l'écosystème et provoquera l'apparition d'un nouvel état d'équilibre.

Le rendement (en % de la production nette exprimée en kcal/unité de surface) du réseau trophique aboutissant au poisson est faible. Le plancton végétal n'utilise qu'environ 1 % de l'énergie lumineuse incidente pour la photosynthèse. En production nette, les rendements du réseau trophique entre le phytoplancton et la carpe sont de 1,4–2,3 % en étangs non fertilisés, et varient entre 1,5 et 16,2 % en cas de fertilisation (Balvay, 1980).

Même s'il est très faible, le rendement énergie lumineuse incidente/production piscicole en étang reste très supérieur à celui d'un lac, grâce aux interventions humaines qui permettent d'améliorer la production initiale des étangs.

C omposants de la biocénose

(Biocénose : ensemble des organismes vivants – animaux et végétaux – présents dans l'étang.)

– Macrophytes :

Végétaux de grande taille, partiellement émergés ou submergés (roseaux, joncs, potamots, myriophylle...). La végétation submergée sert de support à une multitude d'organismes de petites dimensions (algues et petits animaux : ciliés, bryozoaires...) qui constituent la « couverture biologique », ou périphyton.

– Plancton :

Ensemble des organismes végétaux (phytoplancton) ou animaux (zooplancton) vivant

dans la masse d'eau. Ils ne sont pas capables, par leur mouvements propres, de résister aux courants pouvant apparaître :

- phytoplancton : algues unicellulaires ou coloniales,
- zooplancton : Rotifères, crustacés type Cladocères et Copépodes.

– Necton

Organismes nageurs capables de résister (dans certaines limites) aux mouvements de l'eau. Ce sont essentiellement les poissons.

– Benthos

Ensemble des organismes vivant dans l'épaisseur ou à la surface du sédiment : crustacés, mollusques, diverses larves d'insectes, vers...

– Neuston

Organismes vivant à la surface de l'eau. Ce sont essentiellement des insectes (Gyrinidés).

Mise en place de la biocénose dans les étangs

Dans tous les étangs, le processus de production de nourriture naturelle suit toujours le même schéma de base. Au cours d'un cycle de production mise en eau/vidange, le développement et la succession des différentes espèces de la biocénose ont des caractères communs quel que soit le mode d'exploitation. L'ordre dans lequel se succèdent les différents groupes de végétaux (autotrophes) et d'animaux (hétérotrophes) dépend de leurs types d'alimentation et de leurs vitesses relatives de développement.

L'importance pratique de ce phénomène est grande : sa connaissance permet de rendre aussi efficaces que possible les interventions qui doivent intensifier la production piscicole.

Ces travaux importants menés en Pologne (Grygierek, 1979) ont montré que l'installation de la biocénose s'effectue en deux phases :

- phase de biocénose ouverte,
- phase de biocénose fermée.

Déroulement de la phase de biocénose ouverte

Se fait en trois étapes à partir de la mise en eau :

a) il y a d'abord développement des organismes décomposeurs. Bactéries et champignons prolifèrent pour dégrader la matière organique morte (débris en tous genres) présente sur le fond de l'étang. Cette activité provoque un dégagement de CO_2 , la libération de sels minéraux et entraîne une diminution de la teneur en oxygène dissous ;

b) enrichi en sels minéraux, le milieu facilite le développement des végétaux planctoniques (phytoplancton). Ces producteurs utilisent le CO_2 , les sels minéraux et la lumière pour produire leur propre matière organique, et dégagent de l'oxygène. Ce dernier facilite la dégradation de la matière organique morte. Il s'instaure un équilibre entre la production de CO_2 par les organismes décomposeurs (hétérotrophes) et sa consommation par les algues (autotrophes) ;

c) puis les organismes consommateurs (zooplancton) se développent aux dépens des végétaux producteurs. Il s'agit tout d'abord d'herbivores filtreurs (Rotifères, Cladocères) puis des Copépodes Cyclopidés (carnivores). La consommation par le zooplancton herbivore (« broutage ») va limiter la prolifération du phytoplancton, et une situation équilibrée va s'instaurer entre producteurs et consommateurs. Les paramètres physico-chimiques du milieu (oxygène dissous, pH) se stabilisent. La présence de consommateurs primaires (herbivores filtreurs) et secondaires (carnivores) assure la mise en circulation dans le réseau trophique de la matière organique vivante élaborée par les organismes producteurs.

La phase de biocénose fermée

Le réseau trophique établi, commence alors la phase de biocénose fermée durant laquelle la matière organique s'accumule dans les différents niveaux trophiques et, en particulier dans le dernier d'entre eux, les poissons. La quantité de matière organique produite, qui va s'accumuler dans le milieu, va dépendre des apports en azote, phosphore, carbone, etc. effectués au cours de la saison.

Paramètres de qualité de l'eau et gestion

–Données générales

Fréquence des mesures :

- une fois par mois jusqu'en mai, et à partir d'octobre jusqu'à la vidange ;
- deux fois par mois de juin à septembre.

Pour leur interprétation ultérieure, il est utile de noter l'heure où ont été faites les mesures (si possible toujours la même pour le même étang), ainsi que les conditions météorologiques (ensoleillement, vent, orage...).

Sur un étang d'alevinage, la fréquence des contrôles devra être beaucoup plus élevée, sur une période allant du début de la mise en eau jusqu'à la vidange pour récupérer les juvéniles de 3–5 semaines. Des contrôles quotidiens de N et PO_4 dissous, et surtout du plancton présent, se justifient.

Remarque : en toute rigueur, ces différents paramètres devraient être mesurés en plusieurs points de chaque étang. En pratique, on peut estimer que des mesures réalisées régulièrement au même endroit (point de vidange) sont suffisamment représentatives

de l'ensemble du plan d'eau et de son évolution au cours de la saison. Pour des raisons de facilité, les mesures sont effectuées sur un volume d'eau prélevé avec un seau fixé à une cordelette.

– Paramètres physiques

Température

– Conditionne l'activité générale de l'écosystème « étang ».

Mesures par 2 thermomètres mini-maxi immergés à 0,50 et 1,50 m de profondeur. L'activité du poisson est réduite en dessous de 5 °C, mais le nourrissage hivernal des carpes et des silures, par exemple, évite l'apparition de maladies et de parasitoses au printemps, sur des organismes affaiblis.

- À partir de 10 °C environ, les apports d'azote et de phosphore deviennent efficaces. Des apports de matières organiques permettent un développement précoce du zooplancton qui facilite la reprise d'alimentation des poissons, en particulier des alevins et des juvéniles de brochet et de perche.

- À partir de 15 °C environ, les apports d'engrais organiques ont un effet rapide.

- Au-delà de 25 °C : interruption des apports d'engrais organiques ; surveiller l'oxygène dissous.

Oxygène dissous

– Production par la photosynthèse

Consommation par :

- décomposition de la matière organique,
- respiration des végétaux et des animaux.

Mesures à réaliser à l'écart des zones d'herbiers, et à compléter par une mesure à proximité du fond.

Voir annexe 3 pour concentration à saturation dans l'eau.

Les concentrations en oxygène étant variables sur un cycle journalier, il est essentiel de tenir compte de l'heure à laquelle la mesure a été effectuée.

– Teneurs minimales (matin) : 4–5 mg/l, près de la surface.

– Si faibles teneurs : pas d'apports d'engrais organiques

- et si eau transparente (disque de Secchi > 70 cm) : apports d'engrais minéraux, azote et phosphore, type 18/46/0 (phosphate d'ammoniaque) pour développer le phytoplancton.

- et si eau peu transparente (disque de Secchi < 30 cm) : prévoir agitation, aération de l'eau, par aérateurs à hélices (effet localisé), ou par aérateurs à palettes (« roues à aubes ») pour faire circuler l'eau, avec un effet sur une plus grande surface.

Attention : en cas de sous-oxygénation de l'eau en profondeur (moins de 1,5 mg/l), il y a risque de relargage du phosphore par le sédiment provoquant un déséquilibre du rapport PO_4/N . L'augmentation des teneurs en phosphore dans l'eau peut entraîner un développement d'algues bleues (cyanobactéries), indésirables. Dans ce cas également, un brassage de l'eau limite fortement leur prolifération.

Transparence (disque de Secchi)

– Permet d'apprécier l'abondance du plancton végétal.

Attention : les mesures sont faussées si le sédiment est remis en suspension dans l'eau par des poissons (carpes, tanches), des canards, le vent, ou par de fortes précipitations.

Mesures 1 ou 2 fois par mois pendant la saison.

– Valeurs correctes : autour de 0,50 m (0,30–0,70 m).

Dans ces conditions, poursuivre la fertilisation suivant la même fréquence, même si les valeurs de N et PO_4 dissous sont infra-optimales.

En effet, on se trouve dans une situation où le rendement de l'étang est optimal : les apports de N et PO_4 ne s'accumulent pas dans l'eau, mais sont rapidement consommés par les algues planctoniques et disparaissent du milieu ; situation idéale s'il s'agit de Chlorophycées.

- Si transparence > 0,70 m = peu de développement de phytoplancton ; intervenir par fertilisation (phosphore et azote, voir ci-dessus).
- Si transparence < 0,30 m : surveiller O_2 dissous le matin.

Causes possibles :

- excès de développement du plancton végétal, donc arrêter les apports de fertilisants.
- mise en suspension du sédiment par les poissons (à vérifier dans un échantillon d'eau).

Remarque : si le plan d'eau est entouré d'une ceinture de macrophytes (roseaux...) et si les débris végétaux sont abondants dans le sédiment, la transparence de l'eau reste élevée pendant la saison sans que cela réduise la production piscicole. Dans cette situation, il faut s'assurer de la présence de zooplancton (voir § Les indicateurs de la productivité des étangs).

pH

Les mesures sont à effectuer à l'écart des zones de végétation, 1 à 2 fois par mois pendant la saison.

Les valeurs étant variables sur un cycle journalier, il est essentiel de tenir compte de l'heure à laquelle la mesure a été effectuée.

- Valeurs normales en étang : entre 6,5 et 9.
- Valeurs influencées par la photosynthèse : elles peuvent dépasser 9 localement et temporairement, à proximité des zones d'herbiers.
- Stabilisation par création d'un « tampon calcique » dans l'étang : présence ou apports de calcium.
- L'eau de fonte de la neige a un pH acide, de l'ordre de 5,5–5,8. Suivant les sites, les poissons peuvent être perturbés par une arrivée importante d'eau à la fois froide et de faible pH. Dans des zones à terrain acide, il peut être efficace d'effectuer des apports de chaux dans l'eau d'alimentation des bassins et des étangs en fin d'hiver (épandage de chaux éteinte pulvérulente, « fleur de chaux »).

– Paramètres chimiques.

Calcium

- Facteur de base de la production d'un étang.
En eaux très « douces » (5 mg CaCO_3/l , soit 1,3 mg Ca/l), des apports de calcium et une fertilisation organique suffisent à eux seuls pour améliorer la production naturelle d'un facteur 3 à 5 (cas d'étangs sur terrain granitique en Limousin, par exemple).
- Présent sous forme dissoute dans l'eau de remplissage et souvent stocké au niveau du sédiment (effet rémanent d'une saison à l'autre).
- Après apports, il y a augmentation progressive des teneurs dans l'eau au cours de la saison, surtout si les valeurs initiales sont faibles (< 10 mg CaCO_3/l).
- Réduit la solubilité du phosphore, donc pas d'apports simultanés.

Mesures 1 fois par mois pendant la saison.

Teneurs souhaitables : plus de 30 mg CaCO_3/l .

(= 8,5 mg Ca/l ou 3 degrés français TH ou 5,3 degrés allemands dH).

Apports de calcium sous forme de calcaire broyé, chaux éteinte pulvérulente, « Nautex » ; 1–3 tonnes/ha, voire plus. Meilleure efficacité si les apports sont réalisés en début de saison, période de mise en place du cycle biologique, ou avant la remise en eau.

- Au-delà de 50–80 mg CaCO_3/l : seules des doses d'entretien sont nécessaires, en particulier si l'eau de remplissage est pauvre en calcium.

– Des apports réguliers :

- permettent de faire disparaître une accumulation éventuelle de vase organique en stimulant sa minéralisation par les bactéries (environ 1 tonne/ha, deux ou trois saisons de suite), en particulier si le milieu est pauvre en Ca dissous,
- augmentent l'efficacité des apports d'engrais organiques, dont la décomposition est améliorée.

Phosphore

- Sous forme PO_4 (orthophosphates), favorise le développement du plancton végétal avec l'azote.
- Le PO_4 est d'autant moins soluble que le milieu est riche en calcium.
- 90 % des apports sont adsorbés par le sédiment avec possibilité de relargage important (Bertru, 1980) rapide ou différé (rémanence) en cas de déficit en oxygène dissous en profondeur (teneurs inférieures à 1,5–2 mg O_2 /l).

Mesures 1 ou 2 fois par mois pendant la saison.

Données théoriques :

– Teneurs optimales : 0,2–0,5 mg PO_4 /l.

Ces teneurs sont d'autant plus favorables au développement du phytoplancton que les concentrations en azote et en phosphore sont comprises dans un certain rapport : le rapport PO_4 /N total doit être compris entre 1/4 et 1/8, voire 1/10.

Ces dernières valeurs sont les plus favorables au développement des Chlorophycées, bien consommées par le zooplancton (voir fig. 7).

S'il y a excès de PO_4 dissous par rapport à N, soit à cause d'apports excessifs, soit par relargage du phosphore adsorbé par le sédiment à la suite d'un déficit en oxygène dissous : risques de développement d'algues bleues (Cyanobactéries), en particulier si $\text{pH} > 9$ et température au-dessus de 25 °C. Une acidification du sédiment ($\text{pH} < 6,5$) peut également provoquer un relargage de PO_4 .

Un rééquilibrage du rapport PO_4 /N est possible par des apports d'azote seul, plus fréquents (ammonitrate).

Apports : sous forme fractionnée, combinant phosphore et azote, dès que la température dépasse 10 °C.

Par exemple : engrais binaires 18/46/0 (phosphate d'ammoniaque) : 50–100 kg par hectare et par saison. Les engrais peuvent être posés sur des plateaux submergés pour éviter le piégeage du phosphore dans le sédiment.

Pas d'apports simultanés avec du calcium.

L'activité bactérienne à la surface du sédiment joue un rôle important dans le relargage de PO_4 adsorbé. Une augmentation des valeurs du pH, une production de CO_2 ont pour effet une désorption du phosphore et une hausse des teneurs en PO_4 dissous dans l'eau.

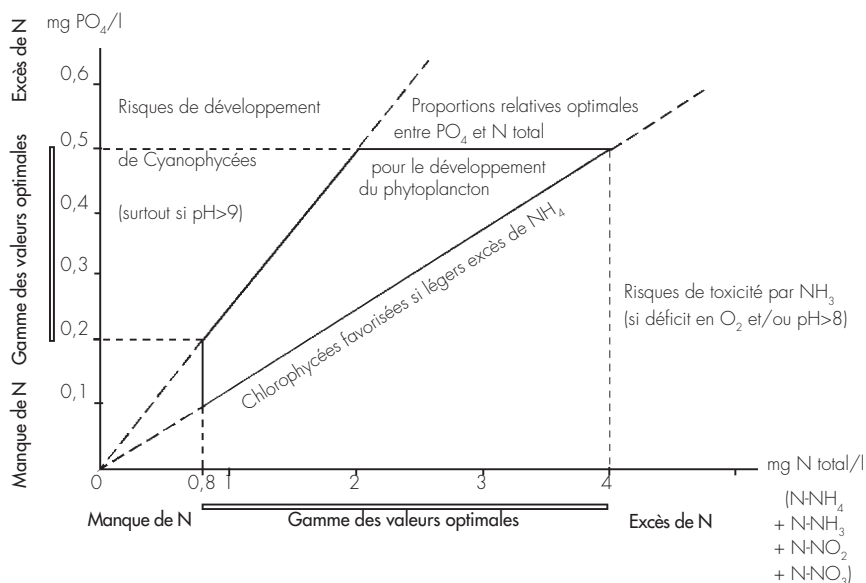


Fig. 7 – Gamme des proportions optimales entre PO_4 et N total dissous en étang.

Azote

- Utilisé par la végétation aquatique sous forme NO_3 (nitrates) et NH_4 (ammoniacque). Les analyses d'eau indiquent les concentrations sous forme d'azote ammoniacal total ($\text{NH}_4 + \text{NH}_3$), plus ou moins dissocié en fonction du pH de l'eau et de la température (voir table de dissociation en annexe 4).

- L'azote ammoniacal NH_3 est toxique pour le poisson (pénétration dans les cellules branchiales).

Le seuil de toxicité varie avec le pH et sera d'autant plus élevé que les valeurs du pH seront fortes.

- Les nitrites NO_2 sont fortement toxiques pour le poisson.

En conditions normales, les teneurs restent très faibles en étang.

Dans l'étang, on tient compte des teneurs simultanées en azote ammoniacal (N-NH_4), en azote nitreux (N-NO_2) et en azote nitrique (N-NO_3).

– Mesures : 1 ou 2 fois par mois pendant la saison.

– Teneurs limites :

$\text{N-NH}_4 < 1 \text{ mg/l}$ si $\text{pH} > 8$,

$\text{N-NO}_2 < 0,2 \text{ mg/l}$.

Données théoriques :

- Concentrations optimales : de 0,8 à 4 mg azote/l ($N-NH_4 + N-NO_2 + N-NO_3$).
- L'efficacité des apports d'azote est optimale si les proportions relatives avec celles du phosphore sont dans un rapport PO_4/N total dissous compris entre 1/4 et 1/8, voire 1/10, pour favoriser l'efficacité de la chaîne trophique.

Apports sous forme fractionnée.

Par exemple : ammonitrate (100–200 kg par hectare et par saison).

Il faut rappeler :

- que l'action toxique des nitrites peut être réduite par le calcium (jusqu'à 300 mg/l, par apport de chlorure de calcium $CaCl_2$ dans des bacs),
- que l'effet toxique de NH_3 est réduit par la présence de chlorures (à 0,3–0,5 % de $NaCl/l$).

Cela peut être mis à profit lors de transport du poisson (excrétion d'ammoniaque en milieu confiné : cuve de transport, par ex.).

Sur certains étangs, des apports d'azote seul, en fin d'été, permettent de « rattraper » un rapport P/N déséquilibré par une remise en solution de phosphore, initialement adsorbé par le sédiment, consécutive à une phase de déficit en oxygène dissous.

Remarques concernant les teneurs en azote et phosphore dissous : quand le rythme des apports d'engrais correspond aux besoins du milieu, on ne mesure dans l'eau que des teneurs en N et en PO_4 inférieures aux valeurs optimales indiquées ici, mais les faibles transparences mesurées simultanément au disque de Secchi (30–40 cm) indiquent que l'écosystème de l'étang fonctionne de manière optimale. Dans cette situation, c'est le critère « transparence de l'eau » qui prédomine pour décider de poursuivre les apports au même rythme, au moins dans l'immédiat.

Les indicateurs de la productivité des étangs

Deux types de paramètres peuvent être utilisés pour apprécier la productivité d'un étang :

- les paramètres physico-chimiques : essentiellement la température, ainsi que oxygène, calcium, azote et phosphore dissous,
- les paramètres biologiques, c'est-à-dire le phyto et le zooplancton, par leur densité et leur diversité. Ces organismes planctoniques intègrent pour leur développement à la fois les facteurs physico-chimiques et des facteurs biologiques intrinsèques. Ces derniers comprennent les rythmes de reproduction respectifs de chacune des différentes populations, les ressources nutritives disponibles (azote et phosphore dissous pour le plancton végétal, organismes proies – petites cellules algales, bactéries – pour le zooplancton), ainsi que la prédation subie par ces différents constituants.

Application au terrain des données de la littérature

D'après notre expérience des étangs en France, il apparaît que :

- le suivi des paramètres chimiques du milieu (concentrations en azote et phosphore dissous) rend mal compte à lui seul de l'« activité » de l'écosystème que constitue l'étang,
- il est très difficile sur un étang de maintenir les teneurs en N et PO_4 dissous à la fois dans leurs gammes de concentrations optimales respectives et dans une proportion PO_4/N dissous idéale (1/4 à 1/10).

En effet, on constate que les mesures instantanées de concentrations en N et en PO_4 dissous dans l'étang peuvent très bien descendre à des valeurs proches de 0 pendant le cycle de production sans que cela ait une influence sur la productivité en fin de saison (300–500 kg/ha). Dans les étangs où les macrophytes sont peu abondants, les flux de matière (N et P) et d'énergie peuvent être tels que les apports par fertilisation sont absorbés rapidement par la matière végétale pour sa multiplication (situation de production en « flux tendus », sans stock, pour faire une comparaison avec une chaîne de production).

En pratique, les meilleurs indicateurs de la production piscicole potentielle sont l'abondance et la diversité du plancton, surtout animal (voir *supra* § Le plancton comme aide à la gestion d'un étang). Dans cette situation, les mesures de transparence au disque de Secchi permettent d'apprécier la densité de plancton et doivent se maintenir au cours de la saison dans la gamme de valeurs optimales (30–70 cm).

La chaîne trophique, classique, est la suivante :

éléments minéraux dissous + CO_2 \Rightarrow phytoplancton \Rightarrow zooplancton \Rightarrow poisson.

Dans les étangs où les macrophytes sont très développés (importante ceinture de végétation, avec une quantité souvent élevée de déchets végétaux sur le fond), on observe régulièrement à la fois une eau qui reste très transparente toute la saison (1,5–2 m de visibilité au Secchi) et une productivité nette correcte (plus de 300 kg/ha/saison).

Les analyses montrent qu'il y a un intense développement bactérien, favorisé par un rapport carbone/azote élevé ($\text{C}/\text{N} \gg 10$) grâce à une source de carbone abondante (déchets cellulosiques) et de faibles teneurs en azote dissous, facteur limitant pour le développement du phytoplancton (Boyd, 1982 ; Bérard, 1993).

Dans ce cas, on a une ressource trophique constituée par les invertébrés qui se développent sur les tiges de macrophytes et la chaîne trophique : C dissous abondant (avec N = facteur limitant) \Rightarrow prolifération bactérienne \Rightarrow petit zooplancton filtreur (ciliés, rotifères, cladocères, stades nauplius des copépodes \Rightarrow poisson (voir *fig. 8*).

Pour mémoire :

– en pratique, il faut contrôler simultanément la physico-chimie de l'eau, en particulier oxygène, azote et phosphore dissous, ainsi que le plancton présent, en quantité et en qualité (transparence au disque de Secchi, inventaire sous loupe binoculaire, mesure

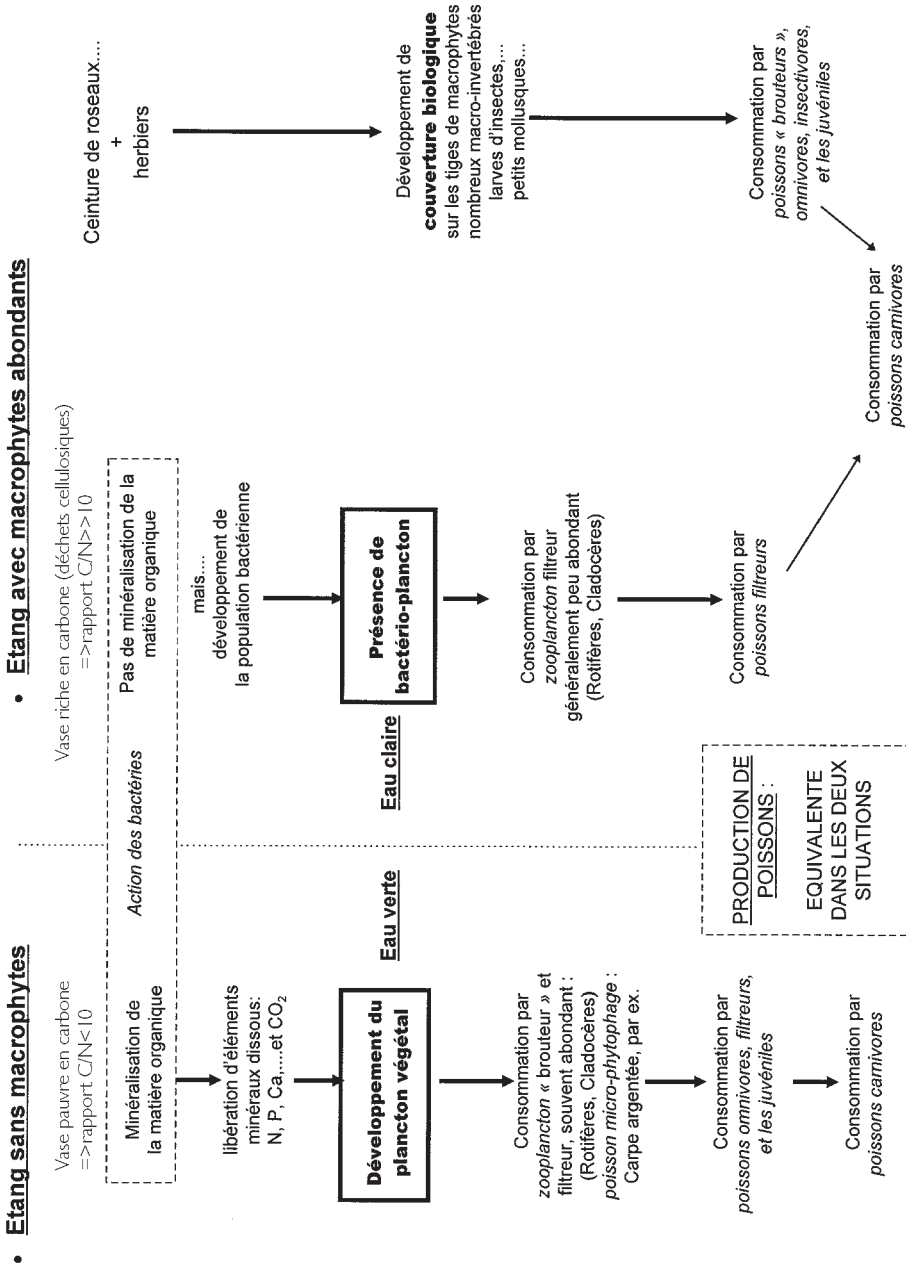


Fig. 8 – Chaînes trophiques en étangs à « eaux vertes » ou à « eaux claires ».

du biovolume décanté). Les informations ainsi recueillies se complètent et orientent les décisions à prendre concernant les apports de fertilisants.

Dans le cas des étangs dont l'eau reste très transparente, le rapport C/N dans le sédiment est élevé ($C/N \gg 10$, le carbone est abondant grâce aux débris de végétaux), mais azote et phosphore dissous sont facteurs limitants. L'activité bactérienne est principalement organotrophe, avec consommation de la matière organique et développement de la population de bactéries, proie du petit zooplancton filtreur. La transparence élevée résulte de l'absence de prolifération de phytoplancton, faute d'azote et de phosphore en quantités suffisantes. Les organismes du zooplancton, filtreurs, sont de petite taille.

– si ce milieu est enrichi en azote dissous, le rapport C/N va baisser ($C/N < 10$) et l'activité bactérienne va consister essentiellement à la minéralisation de la matière organique, ce qui libère des sels minéraux. L'azote n'est plus un facteur limitant, et cela permet au phytoplancton de se développer, avec prédation par du zooplancton filtreur de plus grande taille.

Les étangs riches en végétation réagissent peu à la fertilisation destinée à favoriser le plancton. Pour le poisson, les ressources alimentaires relativement faibles sous forme de zooplancton sont compensées par l'abondance de petits invertébrés s'abritant dans la végétation.

Remarque générale :

Rappelons l'importance de l'assec. L'assèchement du fond de l'étang après la pêche, pendant quelques jours au minimum, offre essentiellement deux avantages :

- il permet d'effectuer l'entretien de routine du fond de l'étang : élimination d'éventuels herbiers envahissants, reprofilage de zones surcreusées où du poisson se réfugie pendant la vidange, apports d'amendements de fond (calcaire broyé...) ;
- il facilite la minéralisation de la matière organique présente dans la vase. On évite ainsi l'accumulation de matériaux putrescibles d'une saison à l'autre et les risques qu'ils entraînent pour la gestion de l'étang. Cet effet peut être accéléré par un épandage de chaux vive (1–2 t/ha), ce qui assure par la même occasion la destruction des parasites (sangue).

En pratique : suivi de la qualité de l'eau en étang

- Paramètres de base

Température :

En plus des contrôles ponctuels, il est nécessaire d'installer à poste fixe dans chaque plan d'eau un thermomètre mini-maxi immergé à 0,6–0,8 m et, si possible, un deuxième thermomètre immergé près du fond pour compléter les informations dont les

indications sont relevées lors de chaque visite, ou au moins 1 fois/semaine. Cela permet de connaître les fluctuations thermiques.

– si $T^{\circ} < 10^{\circ}\text{C}$ = les apports de fertilisants n'ont que peu d'effets ; fumier : permet un développement du zooplancton, favorable aux alevins précoces (brochet, perche).

Amendement calcique si nécessaire.

– si T° comprise entre 10°C et 25°C = apports fractionnés de fertilisants possibles, d'abord matières organiques (action à court terme) puis engrais minéraux pour développer le phytoplancton et l'ensemble de la chaîne alimentaire. Contrôler O_2 , N et PO_4 dissous.

– si $T^{\circ} > 25^{\circ}\text{C}$ = pas d'apports de fertilisants, surveiller l' O_2 dissous.

Oxygène dissous :

Les mesures doivent systématiquement être effectuées en surface et près du fond.

– En surface :

• si O_2 compris entre 6 et 10 mg/l = normal.

• si $\text{O}_2 < 5\text{--}6$ mg/l = danger. Acceptable en début de matinée en cas de ciel couvert (à noter). Pas d'apports organiques ou minéraux. Brassage de l'eau si possible.

• si $\text{O}_2 > 10$ mg/l = explicable si soleil + herbiers à proximité, ou fort développement de phytoplancton (= Secchi < 30 cm). À noter.

– Au fond :

• si $\text{O}_2 < 2$ mg/l = danger pour le poisson. Risques de relargage de PO_4 par le sédiment (à surveiller) provoquant un développement de cyanobactéries (algues bleues). Pas d'apports organiques. Brassage/aération de l'eau si possible.

CaCO_3 dissous :

– si CaCO_3 dissous > 30 mg/l = correct pour production piscicole.

– si $\text{CaCO}_3 < 30$ mg/l ($< 8,5$ mg Ca /l) = apports calciques nécessaires, 1–3 t/ha sur assec (chaux éteinte pulvérulente, calcaire broyé). Surveiller le pH.

pH :

– si pH compris entre 6 et 9 = situation correcte.

– si pH < 6 = le milieu ne convient pas aux poissons pour assurer leur cycle biologique (en cas de doutes, vérifier l'appareil : étalonnage ?). Vérifier CaCO_3 dissous ; apports calciques probablement nécessaires, ainsi que des scories (environ 100 kg/ha tous les 2–3 ans).

– si pH > 9 = prudence. Explicable si soleil + herbiers à proximité (à vérifier, faire une mesure sur un échantillon d'eau pris à l'écart des zones de végétation). Surveiller les teneurs en NH_4 (et calcul de la concentration en NH_3 , toxique).

Azote dissous (= $\text{N.NH}_4 + \text{N.NO}_2 + \text{N.NO}_3$) :

– si N dissous compris entre 0,8 et 4 mg/l = situation correcte ;

– quand N dissous $< 0,8$ mg/l

• et disque de Secchi compris entre 20 et 60 cm = situation correcte.

- et disque de Secchi > 60 cm (= faible densité de plancton) : apports fractionnés de fumure organique puis minérale nécessaires.
- et disque de Secchi > 60 cm avec présence d'herbiers et/ou de déchets végétaux abondants dans le sédiment = situation correcte ; contrôler le zooplancton.
 - si N dissous > 4 mg/l = excès d'azote. Surveiller l'ammoniaque total dissous et le pH pour calculer la teneur en NH_3 (toxique).

PO_4 dissous :

- si PO_4 dissous compris entre 0,2 et 0,5 mg/l = situation correcte ;
- quand PO_4 dissous < 0,2 mg/l
- et disque de Secchi compris entre 20 et 60 cm = situation correcte.
- et disque de Secchi > 60 cm (= faible densité de plancton) : apports fractionnés de fumure organique puis minérale nécessaires.
- et disque de Secchi > 60 cm avec présence d'herbiers abondants et/ou de déchets végétaux sur le fond = situation correcte ; contrôler le zooplancton ;
 - si PO_4 > 0,5 mg/l = excès de phosphore, risques de développement de Cyanobactéries, surtout si pH > 9 (à vérifier). Contrôler O_2 dissous en profondeur. Pas d'apports de phosphore. Brassage de l'eau si possible. Éventuellement apports de calcium (chaux éteinte pulvérulente, par ex.) pour précipiter les phosphates, ou d'azote (ammonitrate) pour maintenir un rapport phosphore/azote favorable aux algues vertes (groupe III, voir § Le phytoplancton).

Rapport PO_4/N dissous :

- si rapport compris entre 1/4 et 1/10 = situation correcte ;
- si rapport > 1/4 = teneur excessive en PO_4 dissous ; risques d'apparition de cyanobactéries, surtout si pH > 9 ; vérifier O_2 dissous en profondeur. Apports d'azote nécessaires pour rééquilibrer le rapport PO_4/N ;
- si rapport < 1/10 = teneur excessive en azote dissous, contrôler le pH (calcul de la concentration en NH_3 , toxique). Apports de phosphates nécessaires pour rééquilibrer les proportions.
- quand les concentrations en PO_4 et azote dissous sont simultanément très faibles (proches de 0) et si la transparence au Secchi est comprise entre 20 et 60 cm : situation correcte ; les apports de fertilisants sont consommés aussi rapidement qu'ils sont déversés, il n'y a pas d'accumulation dans le milieu. Vérifier le zooplancton ;
- quand les concentrations en PO_4 et azote dissous sont simultanément très faibles (proches de 0) et si la transparence au Secchi > 60 cm, avec présence d'herbiers abondants et/ou de déchets végétaux sur le fond = situation correcte ; contrôler le zooplancton.

Souvent, le sédiment contient une réserve de phosphore (reliquat des apports des saisons précédentes). En conséquence, des apports de P ne sont réellement nécessaires

que dans des étangs nouvellement créés. En pratique, on peut conseiller des apports d'engrais organiques qui fournissent simultanément N et P et qui sont mieux valorisés.

Transparence au disque de Secchi :

- si la transparence est comprise entre 20 et 60 cm = situation correcte ;
- si disque de Secchi < 20 cm = turbidité excessive = vérifier que le sédiment n'est pas mis en suspension (action du vent, poissons fouillant le fond ?). Refaire une mesure dans une autre zone si possible. Surveiller la teneur en O₂ dissous, le matin surtout.
- quand Secchi > 60 cm = trop faible densité de plancton. Contrôler la présence de zooplancton, effectuer un apport de fumure organique après contrôle de O₂ dissous (valeurs souvent peu élevées dues à la faible photosynthèse).
- et si herbiers abondants et/ou importants déchets végétaux sur le fond = valeurs acceptables, mais contrôler le zooplancton. Des apports d'azote sur les zones d'eaux libres (= à l'écart des herbiers) peuvent être efficaces pour faciliter la dégradation des débris végétaux et développer le zooplancton.

– Zooplancton : les densités des populations et la composition des peuplements varient beaucoup au cours de la saison. On observe généralement un accroissement rapide des densités au printemps avec un premier pic en mai-juin et une chute d'abondance des petites formes de zooplancton (consommées par les alevins éclos sur place). Il y a classiquement un effondrement des populations fin juillet, puis reprise du développement en août (deuxième pic) avec souvent prédominance des petites formes, qui subissent moins de prédation par le poisson.

Pour que la production piscicole soit bonne, notre expérience de terrain montre que le volume de zooplancton (pour 100 l d'eau filtrée sur une maille de 0,08 mm) doit se maintenir :

- au-dessus de 2 ml/100 l pour la production d'alevins et juvéniles de 4-6 semaines,
- au-dessus de 0,5 ml/100 l dans les étangs de grossissement.

Le prélèvement peut se faire en jetant au niveau du point le plus profond de l'étang un seau (volume 10 litres) relié à une cordelette. Un volume de 50 ou 100 litres d'eau est versé dans le filet à plancton maille (0,08 mm, soit 80 microns).

– Paramètres complémentaires : doivent être mentionnés sur les fiches lors des contrôles de terrain afin de faciliter leur interprétation par la suite : l'heure de chaque prélèvement ; l'ensoleillement (ciel dégagé + soleil, soleil voilé, ciel gris, temps orageux) ; le temps : calme ou vent ; la présence d'herbiers à proximité du point de prélèvement (développement éventuel d'herbiers en cours de saison) ; la présence de déchets végétaux abondants (= source de carbone pour l'activité bactérienne) ; la couleur de l'eau éventuellement (mais paramètre subjectif).

Engrais minéraux et organiques

Les engrais organiques consomment de l'oxygène pour leur dégradation. Ils apportent essentiellement de la matière organique décomposée et des bactéries (source d'alimentation directe pour les rotifères et les ciliés du plancton) ainsi que des éléments minéraux (carbone, azote, phosphore, potassium...).

Les engrais minéraux favorisent en priorité le développement du phytoplancton ; les apports organiques (fumier, lisier) permettent la prolifération de rotifères et de cladocères, et n'influent que secondairement sur le phytoplancton.

L'azote peut être apporté sous forme d'ammonitrate et le phosphore par des superphosphates, plus solubles, mais il est préférable d'apporter simultanément les deux éléments N et PO_4 en proportions relatives optimales grâce à du phosphate d'ammoniaque (environ 14/48/0) épandu sur l'étang s'il est sous forme liquide.

Épandage des engrais minéraux : un engrais sera plus efficace s'il est épandu sous forme liquide, éventuellement par dissolution préalable dans des bidons. On évite ainsi tout contact du produit avec le sédiment qui agit toujours plus ou moins comme un « piège ». Cela n'est pas gênant pour les apports calciques car il se forme un stock de calcium dans le sédiment, qui diffuse lentement dans l'eau.

Remarque générale concernant le phosphore et l'azote : les suivis effectués sur le terrain montrent souvent qu'à partir de l'été (juillet), les besoins en azote deviennent plus importants.

Dans le cas d'étangs traversés par un cours d'eau et dont la surverse coule en permanence, on peut douter de l'efficacité d'amendements et de fertilisants (et de leur rentabilité). On estime que l'eau doit rester au moins trois semaines dans l'étang pour que les apports d'engrais soient susceptibles d'améliorer la production. En Dordogne par exemple, le régime des précipitations est tel que les étangs sont en surverse bien souvent jusqu'en mai ; les apports d'engrais débutent donc relativement tard dans la saison, ce qui n'empêche pas d'obtenir des productions de plus de 300 kg/ha. L'idéal est de faire des apports par petites doses, en continu, sans que l'engrais n'entre en contact avec le sédiment. L'emploi du phosphate d'ammoniaque liquide, apportant simultanément N et P, est une bonne solution ; sinon, les engrais solubles sont déversés sur des plateaux immergés à 15–20 cm sous la surface, soit fixes, soit flottants autour d'un point d'ancrage. Leur charge est renouvelée régulièrement au cours de la saison. On apporte ainsi environ 100 kg/ha par saison d'azote, et autant de phosphore.

En toute rigueur, la nécessité d'un apport d'engrais minéraux devrait être justifiée par une analyse d'eau ou mieux par un contrôle simultané de la transparence de l'eau et des groupes de phytoplancton présents.

L'épandage depuis le bord n'est réalisable sur les petits plans d'eau que dans la mesure où il est possible de circuler autour. L'utilisation d'une embarcation est souvent nécessaire pour les grandes surfaces.

Dans le cas d'étangs en milieu forestier, une fertilisation organique est mieux valorisée quand elle est précédée d'apports de calcium et de scories (une saison sur deux).

Épandage des engrais organiques : les apports fractionnés de fumier ou de lisier sont de l'ordre de 1 à 3 t/ha par saison. L'emploi de fientes déshydratées permet de réduire les quantités : la quantité annuelle de 350 kg/ha équivaut à plus de 2 t de produit frais. Diverses expérimentations ont montré que des apports de matière organique étaient mieux valorisés à travers la production primaire jusqu'au poisson que les apports de fertilisants minéraux.

Ces apports se font en plusieurs points, depuis les bords, ce qui implique qu'il soit possible de circuler autour de l'étang.

La présence d'oies ou de canards assure un apport régulier de matières organiques ; l'expérience montre qu'une centaine d'oies ou 200 canards par hectare représentent un optimum pour la fertilisation (CARA/Cemagref, 1991).

Si le flux (matière, énergie) est important dans la chaîne alimentaire, N et PO_4 seront consommés au fur et à mesure de leur apport ; leurs concentrations mesurées dans l'eau resteront faibles avec simultanément un fort développement de phytoplancton (faible transparence au Secchi), constitué essentiellement de Chlorophycées (groupe III, voir § *Le phytoplancton*).

Cela indique que le rendement de la chaîne trophique est maximal. Dans une telle situation, le rythme des apports est maintenu.

Voir en annexe 5 la composition de divers engrais organiques.

Remarques

1 – Les apports d'engrais organiques indiqués ici (env. 2 t/ha/an) sont très inférieurs à certaines données de la littérature (Pekar et Olah, 1990) conseillant des quantités de l'ordre de 100 kg/ha/jour. Un telle intensification correspond à des élevages à base d'espèces « brouteuses », carpes de Chine (et Tilapia, en régions tropicales), permettant des rendements dépassant 1 t/ha, grâce à une chaîne alimentaire courte : phytoplancton ⇒ poisson.

2 – Pour la production piscicole, des apports de matières organiques sont mieux valorisés et plus efficaces que des apports d'engrais minéraux.

A ération des étangs

Intérêt :

- maintenir des concentrations en oxygène dissous compatibles avec une bonne croissance des poissons (plus de 5 mg/l),
- homogénéiser le milieu par brassage, ce qui évite des développements algaux monospécifiques (Cyanobactéries, « algues bleues » en particulier).

Deux techniques sont possibles :

- soit faire fonctionner les aérateurs de nuit (coût énergétique minimal) pour éviter une désoxygénation trop importante de l'eau, risquant de descendre à des valeurs dangereuses pour les poissons (moins de 4 mg/l).
- soit faire fonctionner les aérateurs dans la journée, lorsque la photosynthèse est maximale. Des aérateurs à palettes permettent de déstratifier l'eau de l'étang et d'éviter que l'oxygène produit par le phytoplancton dans la couche superficielle de l'eau ne soit perdu par diffusion vers l'atmosphère. Le brassage de la masse d'eau l'incorpore au contraire dans l'ensemble du volume et augmente ainsi le stock d'oxygène dissous dans l'étang.

En élevage intensif en étang, on considère qu'une puissance d'aération installée de 1 ch/ha (1 ch = 0,7 kW) permet d'atteindre sans problème des productions de 1-2 t/ha/saison.

Pour des productions plus élevées, on peut retenir la proportion de 1 kW/t/ha. Le fait de n'implanter des aérateurs qu'à proximité de la zone de nourrissage, réduit les coûts en matériel. Pour obtenir ces résultats, il faudra prévoir des aérateurs supplémentaires en réserve.

Types de matériels :

- aérateurs à palettes, les plus efficaces (roue à aubes), provoquant un déplacement longitudinal de la masse d'eau ;
- aérateurs à turbine (axe vertical), à effet plus localisé ;
- injection d'air : par hydroéjecteurs ou tuyaux poreux posés sur le fond (déstratification de l'eau).

Pour plus de détails sur l'oxygénation et le phytoplancton en étang, voir Goubier, 1990.

L a végétation

Les paramètres physico-chimiques de l'eau d'étang permettent le développement de la végétation sous deux formes : les macrophytes d'une part, et le phytoplancton d'autre part.

Les macrophytes, ou végétaux visibles à l'oeil nu, forment des ceintures plus ou moins concentriques autour de l'étang.

Le phytoplancton, composé d'algues microscopiques en suspension dans l'eau, agit sur la transparence et confère à l'eau sa couleur.

Les macrophytes

De l'extérieur vers l'intérieur de l'étang, on distingue trois types de macrophytes :

1 – les hélophytes : ce sont des plantes amphibies dont la base est normalement dans l'eau et dont le développement de l'appareil végétatif (tige, feuilles) nécessite le contact avec l'atmosphère. Appartiennent à ce type les roseaux, les massettes, les laïches, les joncs.

2 – les hydrophytes à feuilles flottantes possèdent des racines fixées au fond et leurs feuilles viennent s'étaler à la surface de l'eau. Par ex. : les nénuphars, certains potamots.

3 – les hydrophytes submergées sont totalement sous l'eau et développent alors leurs feuilles et tiges au sein de la masse d'eau. Par ex. : les myriophylles.

Compte tenu de leurs rôles dans l'écosystème, on admet que le pourcentage total de la couverture végétale (sur le fond et les bords) d'un étang de pisciculture traditionnelle ne doit pas dépasser 15–20 %.

Trois grands rôles sont reconnus aux macrophytes :

– Rôle physico-chimique :

L'activité photosynthétique diurne des végétaux chlorophylliens produit de l'oxygène et absorbe du gaz carbonique. Durant la période nocturne, la fonction chlorophyllienne n'a pas lieu, les végétaux comme les animaux consomment de l'oxygène dissous. La quantité d'oxygène produite pendant le jour dépend des caractéristiques de la plante et des paramètres propres au milieu aquatique (température, % de saturation, insolation).

L'écran que constituent les hydrophytes à feuilles flottantes limite la pénétration de la lumière et le développement du phytoplancton. Simultanément, ce tapis végétal joue un rôle de barrière entre l'eau et l'atmosphère, limitant les échanges thermiques.

Les hélophytes à feuilles flottantes sont des plantes annuelles dont le cycle végétatif se termine en fin d'été. La décomposition de cette masse végétale libère dans l'eau de grandes quantités d'éléments minéraux (azote, phosphore, carbone...), ce qui peut favoriser un développement brutal du phytoplancton si l'eau ne s'est pas encore refroidie.

– Rôle biologique :

La présence de plantes contribue à l'augmentation de la surface d'accueil potentiel pour la faune benthique et l'épiphyton : à 1 m² de sédiment peuvent correspondre, selon la nature de la végétation, plus de 20 m² de surface foliaire. Les végétaux servent en outre de lieu de ponte pour les Invertébrés et les poissons (brochet, perche, carpe, tanche). Ils sont utilisés également en tant que matériaux de construction pour les fourreaux larvaires de certains Trichoptères (« porte-bois ») et les cocons de nymphose de certains Lépidoptères. Il faut signaler enfin leur rôle d'abri pour les organismes qui viennent se cacher parmi la masse végétale de la vue de leurs prédateurs ou également y trouver une protection contre l'ardeur du soleil estival.

Ces ceintures végétales sont nécessaires au maintien d'une avifaune associée au milieu aquatique (lieu de nidification, nourriture) qui participent à la fertilisation.

– Rôle mécanique :

En bordure d'étang, les hélrophytes s'opposent à l'action érosive des vagues en les affaiblissant et en fixant les éléments fins du substrat.

Elle favorise par contre l'envasement de l'étang en zones périphériques et réduit d'autant la superficie disponible pour le poisson.

Le phytoplancton (plancton végétal)

Les composants du phytoplancton et leur abondance relative dépendent de la richesse du milieu en éléments nutritifs : calcium, azote et phosphore dissous essentiellement ainsi que, pour certaines formes (Euglènes), les matières organiques en suspension.

Les groupes composant le phytoplancton ainsi que la teneur en chlorophylle *a* doivent faire l'objet d'un suivi.

Il a été défini un certain nombre de groupes phytoplanctoniques qui, lorsqu'ils sont prédominants, peuvent être considérés comme indicateurs de la « richesse » de l'étang, en parallèle avec la concentration en chlorophylle *a* (préparation des échantillons et mesures en laboratoire avec un spectrophotomètre (Barbe, Schlumberger et Bouretz, 1999) (voir fig. 9).

Au fur et à mesure que le milieu s'enrichit en sels minéraux dissous, on a la succession suivante (voir fig. 10) :

Groupe I :

Diatomées et Desmidiées : caractéristiques de milieux oligotrophes, ayant une eau faiblement minéralisée, pauvre en éléments nutritifs (N << 1 mg/litre pour beaucoup d'espèces de Diatomées). Ces algues sont difficilement consommables (Diatomées : coque siliceuse dure ; Desmidiées : grande taille fréquente). En conséquence, le zooplancton restera peu abondant dans ce milieu.

Groupe II :

Chrysophycées et Dinophycées : ces algues se développent lorsque les teneurs en N et P augmentent par rapport à la silice, et limitent le développement des Diatomées au profit des Dinophycées qui peuvent proliférer en consommant de la matière organique en suspension sous forme microparticulaire. Leur coque protège ces végétaux de la prédation par des organismes herbivores du zooplancton.

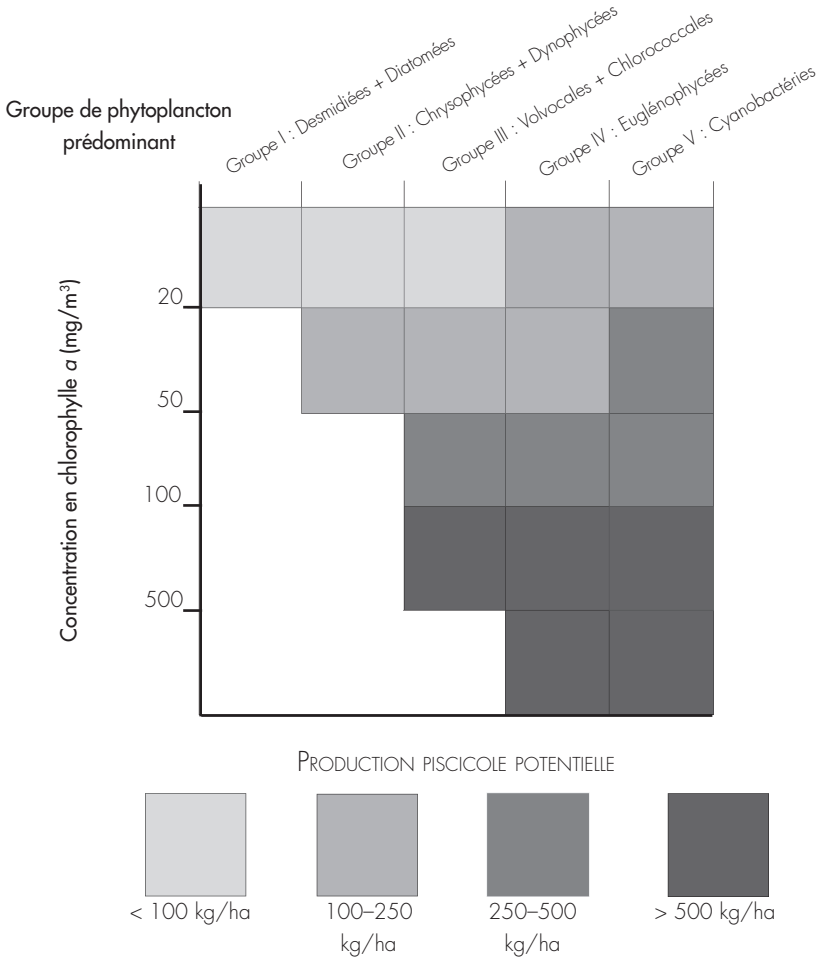


Fig. 9 – Potentiel de production d'un étang en fonction du phytoplancton dominant et de la chlorophylle a (Barbe, Schlumberger et Bouretz, 1999) .

Groupe III :

Volvocales et Chlorococcales : algues vertes unicellulaires ou coloniales constituant une importante source de nourriture pour le zooplancton filtreur. Elles se développent bien lorsque les proportions entre ces deux éléments sont optimales : rapport PO_4/N total de l'ordre de $1/8-1/10$ (voir fig. 7).

Lorsque la fertilisation de l'étang s'intensifie encore et est d'origine organique (fumier, lisier), il y a prédominance du Groupe IV.

Groupe IV :

Euglénophycées : ces algues unicellulaires très mobiles grâce à leur flagelle, outre leur capacité photosynthétique, sont capables de consommer des particules en suspension (hétérotrophie).

Cela leur permet de remplacer le groupe précédent lorsque le milieu est relativement plus riche en éléments nutritifs sous forme solide (matières organiques en suspension, bactéries...) que sous forme dissoute.

Leur abondance peut leur permettre de former un film de couleur verte à la surface des étangs.

Si les concentrations en PO_4 dissous sont trop élevées par rapport à celles de l'azote total, devenu facteur limitant pour le développement d'autres groupes d'algues, celles du groupe V sont favorisées.

Groupe V :

Ces « algues bleues » sont capables, en effet, de compenser l'absence de N dissous dans le milieu en utilisant celui qui est présent sous forme gazeuse (azote atmosphérique). Pour cela, ces algues ajustent leur flottabilité pour se concentrer dans les couches superficielles de l'eau, plus riches en gaz dissous. Le plan d'eau prend une coloration vert-bleuté.

Les cyanobactéries sont souvent coloniales et peuvent constituer une couche dense en surface. Potentiellement toxiques, et souvent constituées d'éléments de grande taille, les cyanobactéries subissent peu de prédation de la part des organismes zooplanctoniques herbivores.

En revanche, certains poissons s'en nourrissent directement, ce qui explique les bons rendements que l'on peut obtenir sur de tels étangs, à condition qu'il n'y ait pas de mortalité massive des algues par épuisement du milieu (PO_4 devenant facteur limitant). Cela est réalisable par brassage de l'eau et dispersion des Cyanobactéries dans la masse d'eau.

Groupe I – Diatomées et Desmidiées

Diatomées :

1 : *Astoriella formosa*

2 : *Synedra acus*

3 : *Tabellaria fenestrata*

4 : *Fragilaria crotonensis*

5 : *Diatoma vulgare*

Desmidiées :

6 : *Cosmarium formosulum*

7 : *Staurastrum* sp.

8 : *Closterium* sp.

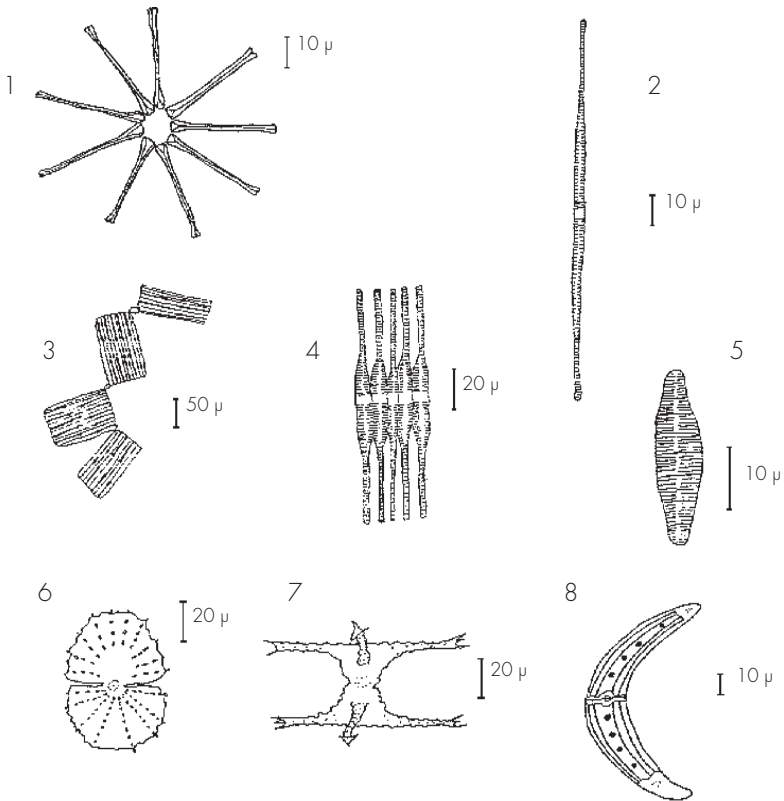


Planche d'après Barbe

Fig. 10 – Phytoplancton (Planche 1/5).

Groupe II – Chrysophycées et Dinophycées

Chrysophycées :

1 : *Dinobryon divergens* 2 : *Mallomonas caudata* 3 : *Synura uvella*

Dinophycées :

4 : *Ceratium hirundinella* 5 : *Peridinium aciculiferum*

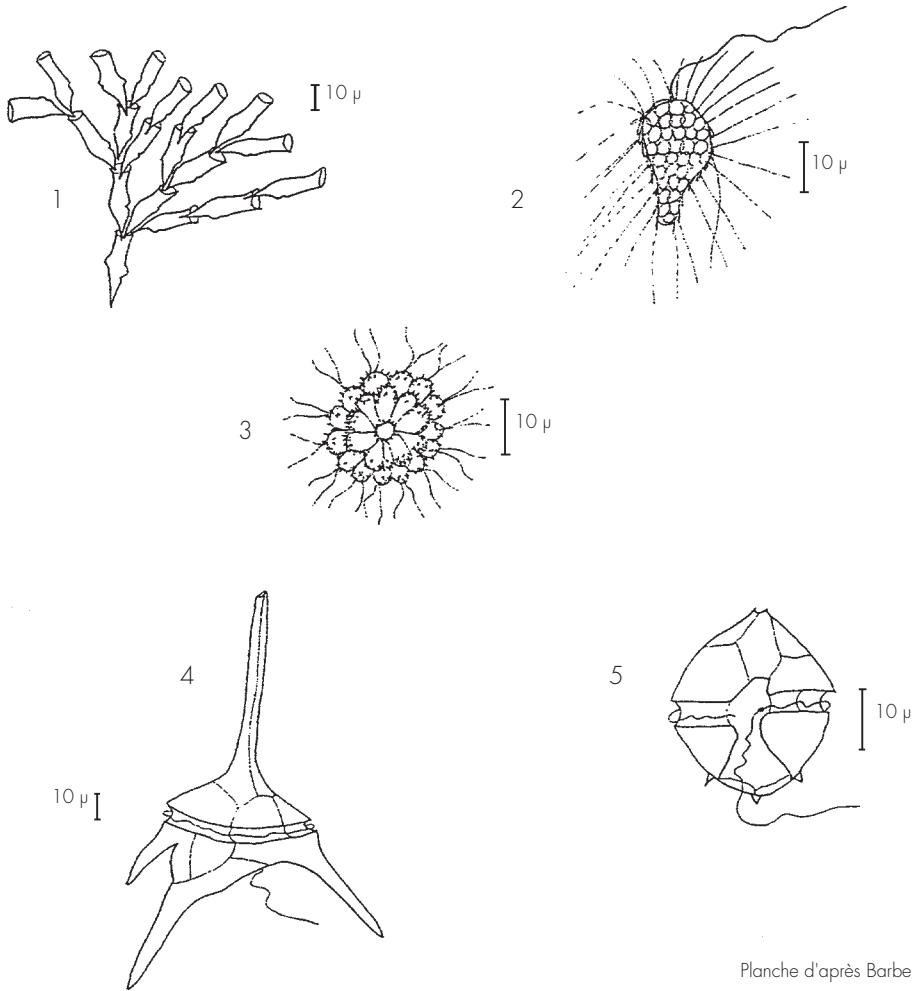


Planche d'après Barbe

Fig. 10 – Phytoplancton (Planche 2/5).

Groupe III – Volvocales et Chlorococcales

Volvocales :

- 1 : *Chlamydomonas* sp. 2 : *Eudorina elegans* 3 : *Pandorina morum*
 4 : *Volvox aureus*

Chlorococcales :

- 5 : *Scenedesmus quadricauda* 6 : *Scenedesmus acuminatus* 7 : *Actinastrum* sp.
 8 : *Coelastrum microporum* 9 : *Tetraedron muticum* 10 : *Dictyosphaerium pulchellum*
 11 : *Oocystis borgei* 12 : *Ankistrodesmus falcatus* 13 : *Ankistrodesmus sigmoides*
 14 : *Pediastrum boryanum* 15 : *Pediastrum duplex*

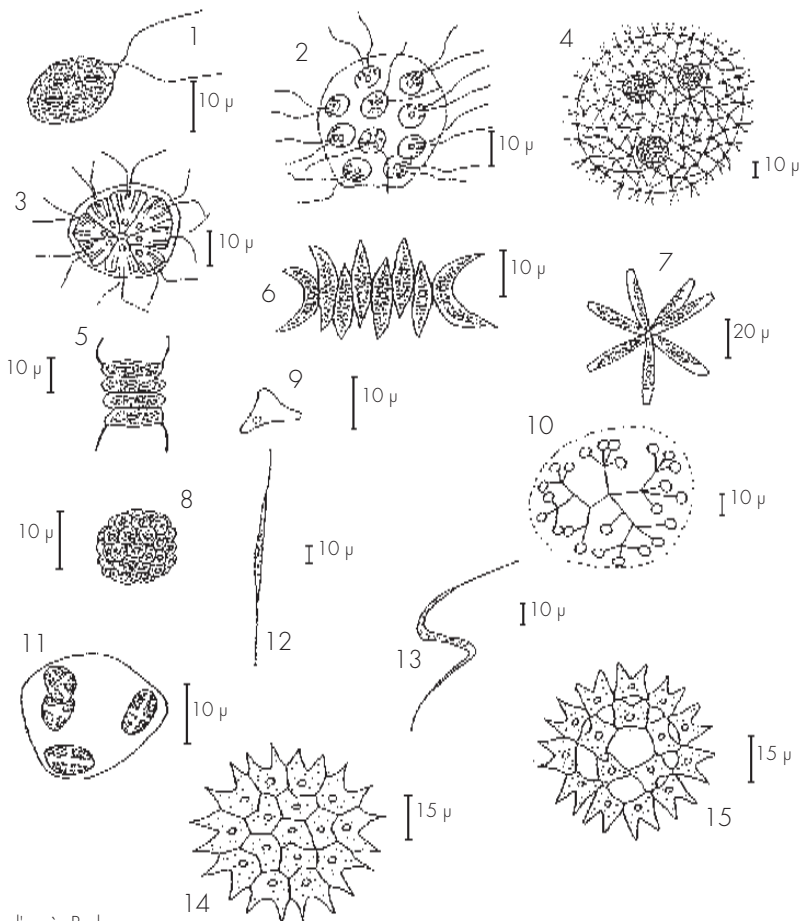


Planche d'après Barbe

Fig. 10 – Phytoplancton (Planche 3/5).

Groupe IV – Euglénophycées

1 : *Euglena sp.*

2 : *Euglena acus*

3 : *Phacus orbicularis*

4 : *Phacus longicauda*

5 : *Trachelomonas*

6 : *Trachelomonas volvocina*

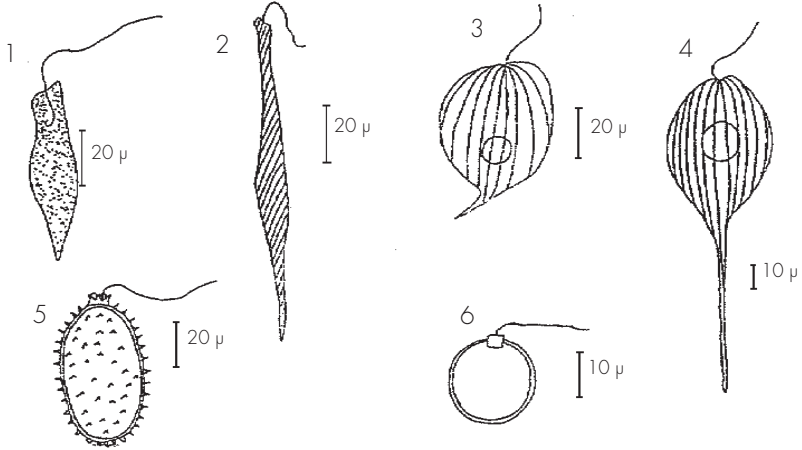


Fig. 10 – Phytoplancton (Planche 4/5).

Groupe V – Cyanophycées ou Cyanobactéries (« algues bleues »)

1 : *Anabaena spiroides*

2 : *Oscillatoria sp.*

3 : *Aphanizomenon gracile*

4 : *Coelosphaerium kuntzingianum*

5 : *Microcystis wesenbergii*

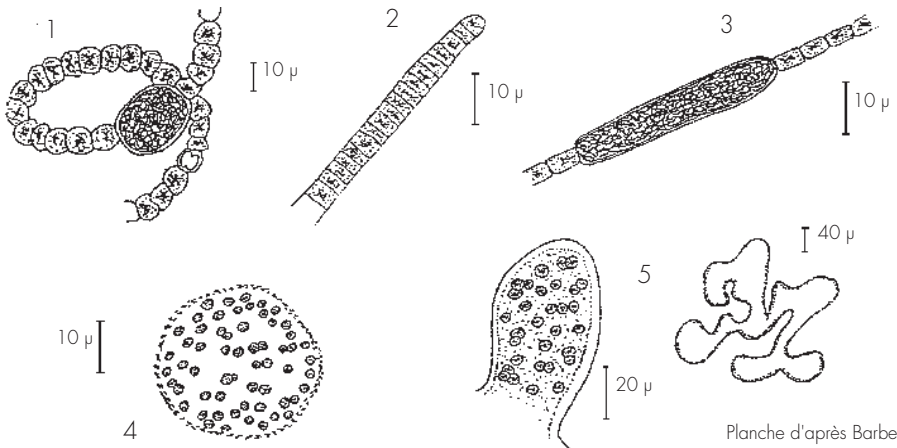


Planche d'après Barbe

Fig. 10 – Phytoplancton (Planche 5/5).

Le plancton animal : zooplancton

Trois groupes d'organismes font l'objet d'un suivi dans les étangs (voir fig. 11) :

- les Rotifères, mesurant quelques dixièmes de millimètres.
- les Copépodes adultes (de 1 à 3 mm), leurs larves nauplius et copépodites.
- les Cladocères (de 0,25 à 3 mm).

On peut trouver également la larve du Diptère *Chaoborus* (2–3 mm) qui est planctonique avant son éclosion.

Le zooplancton est relativement peu sensible à la qualité physico-chimique du milieu mais réagira à toute perturbation brutale de celui-ci (déversement massif d'engrais, par exemple), ce qui justifie d'autant plus les apports fractionnés. Sa composition spécifique dépend essentiellement des ressources alimentaires disponibles et de la prédation qu'il subit, aussi bien par les formes planctoniques carnivores que par les poissons.

Les Rotifères portent autour de leur cavité buccale deux couronnes de cils qui leur permettent de capturer de petites proies : bactéries, ciliés, algues, fragments organiques, mais certaines espèces sont carnivores.

Les Copépodes comprennent deux formes très différentes :

- Calanides, genre *Diatomus*, herbivore, caractéristique des étangs pauvres ; identifiable à ses antennes aussi longues que le corps.

Taille : de 2 à 3 mm. Les femelles ne portent qu'un seul sac d'œufs. Se trouve surtout en début de saison, car il est rapidement consommé par les poissons.

- Cyclopidés, genre *Cyclops*, carnivore à l'état adulte et s'attaquant aux autres éléments du zooplancton ou aux jeunes larves de poissons. Les antennes sont nettement plus courtes que le corps.

Taille : de 1 à 3 mm. Les femelles portent deux sacs d'œufs.

Les Cladocères sont des organismes filtreurs (détritivores ou herbivores plus ou moins stricts) ; quelques-uns sont carnivores. Leur allure générale est toujours très voisine de celle de la Daphnie (« puce d'eau »).

Taille : de 0,25 à 3 mm.

Évolution au cours de la saison

On constate souvent une chute des densités des populations de zooplancton en juillet-août avant une reprise (Schlumberger, 1981a ; Vallod, 1984). Une telle évolution est normale, et s'observe dans tous les plans d'eau eutrophisés (étangs aussi bien que lacs) en Europe ; elle semble correspondre à un changement global des populations en place.

Planche 1 – Rotifères

1 : *Brachionus angularis* (0,1–0,2 mm)

2 : *Keratella cochlearis* (0,08–0,3 mm)

3 : *Keratella quadrata* (0,2 mm)

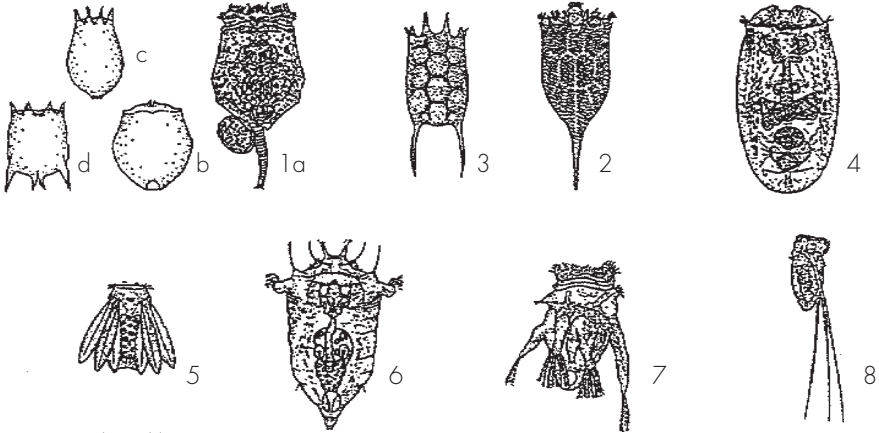
4 : *Asplanchna priodonta* (0,4–1,5 mm)

5 : *Polyartra major* (0,25 mm)

6 : *Synchaeta pectinata* (0,3–0,5 mm)

7 : *Hexartra fennica* (0,1–0,3 mm)

8 : *Filinia longisetia* (0,1–0,3 mm)



Dessins extraits de Streble et Krauter (1985)

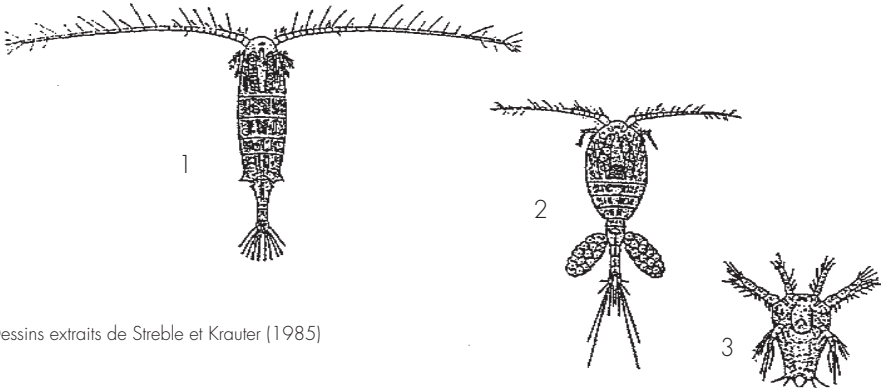
Fig. 11 – Espèces courantes de zooplancton (Planche 1/4).

Planche 2 – Copépodes : Calanides, Cyclopides

1 : *Eudiaptomus* sp. (1–3 mm)

2 : *Macrocyclus* sp. (1–2,5 mm)

3 : larve «nauplius» (0,2 mm)



Dessins extraits de Streble et Krauter (1985)

Fig. 11 – Espèces courantes de zooplancton (Planche 2/4).

Planche 3 – Cladocères

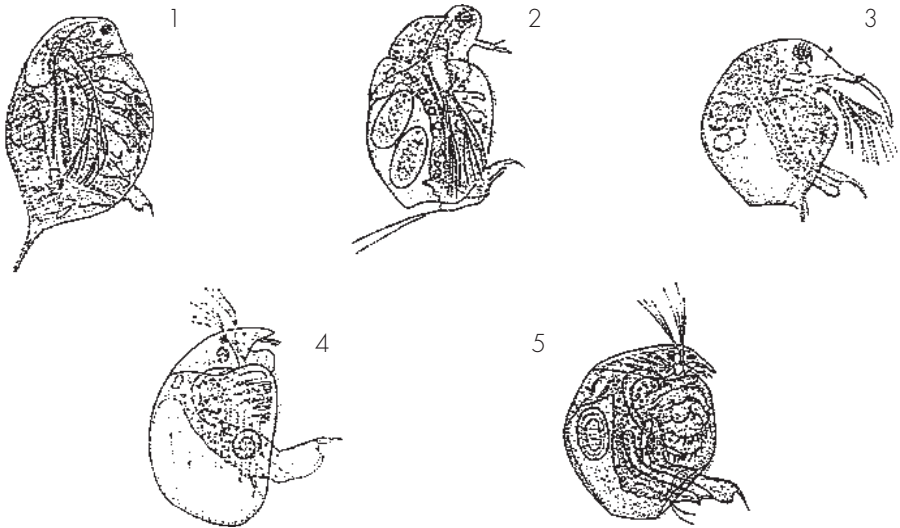
1 : *Daphnia magna* (2–5 mm)

2 : *Moina brachiata* (1 mm)

3 : *Bosmina longirostris* (0,25–0,70 mm)

4 : *Alona quadrangularis* (0,5–0,7 mm)

5 : *Chydorus sphaericus* (0,3–0,5 mm)

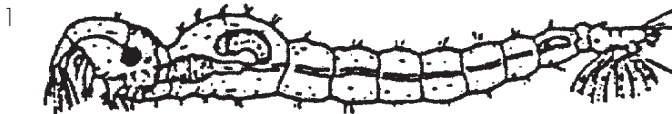


Dessins extraits de Streble et Krauter (1985)

Fig. 11 – Espèces courantes de zooplancton (planche 3/4).

Planche 4 – Insectes Diptères

Chaoborus (larve planctonique de 1–3 mm)



Dessins extraits de Streble et Krauter (1985)

Fig. 11 – Espèces courantes de zooplancton (planche 4/4).

Il faut veiller à ce que lors de la deuxième phase de développement le zooplancton contienne une forte proportion de grandes formes : elles constituent la base de l'alimentation des jeunes poissons de l'été.

Techniques de prélèvement et de fixation du zooplancton

Prélèvement avec un seau fixé à une cordelette immergé au niveau de la bonde ; le contenu est ensuite versé dans le filet à zooplancton (maille : 80 microns) pour être concentré. L'échantillon est transféré dans un flacon dans lequel on rajoute du formol ou de l'alcool dénaturé pour sa conservation. Il est nécessaire de noter le volume d'eau brute filtrée (souvent 50 ou 100 l) pour ultérieurement effectuer des calculs de densité de zooplancton.

Le plancton comme aide à la gestion d'un étang

Exemple d'écologie appliquée

Les résultats des études sur l'écologie du plancton en étang (Grygiereck, 1979) montrent que dans le cas d'une production de carpe en monoculture :

– lorsque l'empoisonnement est optimal, il y a deux pics de prolifération zooplanctonique avec des densités similaires, l'un en juin-juillet, l'autre fin août. Cette chute de densité zooplanctonique s'observe classiquement à la mi-été dans tous les plans d'eau d'Europe, en étangs comme en lacs ;

– dans les étangs avec empoisonnement surdensitaire, les petites formes de zooplancton prédominent, ainsi que les grandes formes de phytoplancton qui ne subissent pas de prédation. Dans ce cas, il y a aussi deux pics de densité zooplanctonique, aux mêmes époques, mais le premier est nettement plus important ;

– dans les étangs ayant une charge inférieure à l'optimum, les populations de grands Cladocères subsistent toute la saison, la prédation exercée par les poissons restant faible ;

– en absence d'assecs réguliers, la biocénose générale de l'étang (plancton et autres organismes aquatiques) se dégrade peu à peu, surtout si la densité de poissons est toujours élevée.

D'après nos observations de terrain, le contrôle des groupes d'organismes présents dans le plancton permet d'orienter les décisions de fertilisation :

– s'il y a prédominance de petites formes de phytoplancton et de grands Cladocères (filtreurs), une fertilisation minérale sera efficace (action directe sur le phytoplancton) ;

– une prolifération de phytoplancton de grande taille non consommable par les Cladocères filtreurs (par exemple, Desmidiées : *Closterium* ; Dynophycées : *Ceratium hirundinella* ; Chlorophycées : *Volvox* ; grandes Euglénophycées ; Cyanobactéries des genres *Anabaena*, *Oscillatoria*, *Aphanizomenon*) tend à réduire la densité de ces crustacés. Les Copépodes, plutôt carnivores, deviennent alors prédominants dans le zooplancton, globalement peu abondant. Ce type de phytoplancton, qui ne subit que peu de prédation, peut se développer jusqu'à former un « bloom » quasiment monospécifique. Dans de telles conditions, il faut interrompre les apports de fertilisants minéraux et préférer les engrais organiques qui favoriseront le développement de Cladocères filtreurs ;

– lorsque les Rotifères prédominent, un apport d'engrais organiques est préférable, car il apporte des éléments directement consommables (débris organiques et bactéries), favorisant le développement global du zooplancton ;

– quand la structure de la biocénose est telle que les poissons profitent au mieux des productivités primaire (phytoplancton) et secondaire (zooplancton), une fertilisation minérale ne montrera son efficacité qu'au moment de la pêche, par un gain de production. Dans cette situation, la transparence de l'eau est réduite (disque de Secchi : 30–40 cm) et les teneurs en azote et phosphore restent faibles, inférieures aux concentrations optimales, car N et en PO_4 sont consommés au fur et à mesure des apports. Dans cette situation, on poursuit la fertilisation régulièrement ;

– l'apport de fertilisants organiques en début de saison ou à la remise en eau, favorise un développement ultérieur rapide de la biocénose avec des densités élevées de zooplancton, surtout si le fond de l'étang est pauvre en vase organique ;

– dans les étangs ou bassins destinés au grossissement des alevins (avec ou sans reproduction sur place) les meilleures croissances pour des juvéniles de gardon, goujon, black-bass ont été obtenues en maintenant jusqu'au mois de juillet une densité de zooplancton équivalent à 2 ml de biovolume pour 100 litres d'eau brute (Schlumberger et Bouretz, actes du colloque CILEF 2000, in *Revue des Sciences de l'Eau*);

Pour en savoir plus sur le plancton, se reporter à Pourriot et coll., 1982.

Moyens de contrôle de la végétation aquatique

Interventions préventives

– Par la conception de l'étang, en réduisant les zones les plus favorables au développement des végétaux :

- limiter l'étendue des zones peu profondes (< 50 cm) ;
- éviter les berges à pente inutilement faible.

– Par la gestion de l'étang : assecs prolongés annuels et entretien du fond de l'étang (curage ; épandage de chaux vive sur les secteurs envahis), mais aussi une bonne fertilisation qui, si elle est appliquée suffisamment tôt, favorise le développement de plancton. S'il est suffisamment abondant, il limite la prolifération des végétaux submergés en faisant écran aux radiations lumineuses arrivant au niveau du fond.

Interventions curatives

– Sur le phytoplancton :

- introduction de carpes argentées (en eaux closes, voir chapitre 3) ;
- épandage sur l'eau de chaux vive (50–100 kg/ha) environ une fois par mois pendant la saison chaude, ou de « chlorure de chaux » (hypochlorite de calcium $\text{Ca}(\text{ClO})_2$) à raison de 15–25 kg dans la saison, comme cela se pratique en Allemagne (Reichle et Obermeier, 1987). Manipuler avec précaution ces produits.

– Sur les macrophytes submergées et les algues filamenteuses :

- introduction de carpes Amour (uniquement en eaux closes) à raison d'environ 100 pièces de deux étés par hectare ;
- introduction de carpes miroir ou de tanches subadultes en forte densité. Leur action de fouille sur le fond augmentera la turbidité de l'eau et réduira ainsi la lumière disponible pour les végétaux. Par exemple, en bassins d'alevinage, 1 tanche de plus de 15 cm pour 10 m² de bassin permet d'éviter le développement d'algues filamenteuses, gênantes lors de la pêche des alevins ;
- contrôle mécanique par faucardage. Cette pratique vise simultanément à limiter le développement de la végétation et à réduire l'accumulation de matière organique végétale. L'opération doit être suivie du ramassage des produits de coupe. En effet, chaque brin coupé est capable de se bouturer dans le milieu aquatique, en outre il faut éviter que cette masse de matière organique ne se décompose dans l'eau ;
- contrôle chimique : plusieurs types de produits dés herbants existent, mais sauf à vouloir transformer un étang de pisciculture en désert, leur usage ne paraît pas justifié. Des traitements par de la chaux vive ou de la cyanamide calcique sont préférables (voir chapitre 6, § Élimination de la végétation en excès).

Techniques de prélèvement et de fixation du phytoplancton

Si la transparence de l'eau est réduite, un échantillon d'eau brute prélevé avec un seau devant la bonde sera suffisant ; sinon, il est nécessaire de concentrer le phytoplancton par filtration sur un filet à maille de 28 microns avant de le verser dans un flacon étiqueté (volume : 100 ml). La conservation est assurée en ajoutant quelques gouttes de Lugol.

Le poisson

Pour une richesse de milieu identique, la productivité piscicole d'un étang sera d'autant meilleure que le stock de poissons introduits (espèces, classes d'âge, proportions relatives) sera mieux adapté aux particularités du site (typologie de l'étang).

La mise en charge doit tenir compte également des objectifs de production, du niveau d'intensification prévu, du marché existant, pour associer entre elles des espèces non concurrentes ayant des régimes alimentaires complémentaires. En pratique piscicole, on évite d'introduire deux espèces carnivores dans le même plan d'eau.

Par exemple :

- Présence d'herbiers et ceinture de macrophytes : possibilités de reproduction naturelle (gardon, tanche, brochet) ; sinon, prévoir des frayères artificielles (branchages...).
- D'une manière générale, les étangs avec des herbiers, donc peu profonds, et/ou ayant des eaux claires, conviennent mieux au brochet qu'au sandre.
- Fond de sable : peu favorable pour la croissance de la carpe ou de la tanche ; convient bien pour le goujon ou la reproduction du black-bass, avec du gardon.
- Fond de vase : apprécié par la tanche (surtout les zones peu profondes) et la carpe.
- Grand volume d'eau, profond : introduire des espèces occupant et exploitant l'ensemble de la masse d'eau (gardon, sandre).

Remarque : toutes les précautions doivent être prises pour éviter l'arrivée ou l'introduction dans l'étang de poissons tels que poisson-chat et perche-soleil, en particulier :

- contrôle de l'eau de remplissage qui ne devrait pas provenir d'un étang « contaminé ». Sinon, placer un filtre à gravier à la grille amont, éventuellement introduire quelques black-bass adultes, prédateurs du poisson-chat, mais pas exclusivement.
- contrôle soigneux du poisson déversé dans l'étang. Ne jamais y remettre un « fond de pêche » non trié.

L'annexe 6 indique une méthode de détermination de la mise en charge d'un étang en fonction des objectifs de production fixés, ainsi que des exemples d'empoissonnements originaux.

CHAPITRE 3

Biologie des poissons élevés en pisciculture d'étang

Mise en garde

Dans des étangs situés sur des cours d'eau de première catégorie, des restrictions s'appliquent quant aux espèces que l'on peut y introduire. Sont interdites les espèces carnivores autres que les salmonidés, c'est-à-dire le brochet, le sandre, la perche, le black-bass, le silure.

Compte tenu des relativement basses températures moyennes de ces eaux, l'association goujon + gardon permet une bonne valorisation de ces étangs.

Le grossissement d'écrevisses (limité aux espèces autorisées) peut constituer un autre type de production. L'expérience montre que cette production n'est pas favorable quand elle est associée à celle de poisson : la vidange hivernale pour récupérer le poisson se produit à une période où les écrevisses femelles portent leurs œufs.

Terminologie

Fécondité relative : nombre d'œufs/kg de femelle.

Fécondité absolue (ou individuelle) : nombre d'œufs par femelle.

Rapport gonado-somatique (RGS) : poids des gonades/poids du poisson éviscéré.

Vésicule résorbée (VR) : stade de développement de l'alevin ayant résorbé sa vésicule de vitellus et commençant à consommer des proies naturelles.

carpe commune

(*Cyprinus carpio* - Cyprinidés)

À partir de la souche originelle sauvage, à corps allongé couvert d'écailles, différentes variétés ont été sélectionnées en Europe centrale au cours du XIX^e siècle sur des critères de vitesse de croissance dans des conditions de climat et de milieu d'élevage données et de conformation du corps (haut et trapu pour un meilleur rendement en filets). Les souches obtenues présentent quatre types d'écaillures différents : corps entièrement couvert d'écailles, carpes avec un rang d'écailles le long de la ligne latérale, individus à peau nue et grosses écailles le long du dos (carpe miroir), et carpe à peau nue sans écailles (carpe cuir).

Les premiers individus de carpe miroir ont été importés d'Europe centrale en Belgique vers 1890 pour leur meilleure croissance (Brochi, 1896).

En Allemagne, suivant les régions, les pisciculteurs ont le choix entre les souches « bohémienne » (zones montagneuses, terrains acides), « galicienne » (climat continental à étés chauds et hivers froids, sols sableux), « Taischgrunder » (climat continental, sol fertile) qui ont une écaillure de type miroir, et « Lausitzer » (zone de montagnes, terrain pauvre) qui est totalement couverte d'écailles. La souche « Dinnyes » a été obtenue en Hongrie en croisant des carpes de trois origines différentes.

En Russie, la sélection a porté sur des souches ayant une bonne croissance en dépit d'étés courts.

Les nombreuses souches sélectionnées en Asie ont toutes une écaillure complète. Toutes ces souches ont permis d'obtenir de nombreux hybrides ayant des caractères particuliers (résistance aux basses températures ou aux maladies, croissance en élevage intensif en bassins...).

La sélection de carpes ayant une coloration vive (rouge, noire, dorée...) s'est développée en Chine et au Japon. Ces variétés de carpes ornementales « Hi Koi » sont très recherchées par les amateurs.

–Milieu de vie :

- eaux calmes, à fond vaseux et végétation abondante. Salinité : jusqu'à 0,9 % ;
 - non territoriale ; en pisciculture, on observe des groupes de carpes appartenant à une même classe de taille ;
 - température optimale : 20–28 °C ;
 - teneurs en oxygène dissous
- pour la survie : 0,5 mg/l à 20 °C ;
- pour la prise de nourriture : 5 mg/l à 20 °C ;
- température minimale pour alimentation active : environ 5 °C, mais continue à s'alimenter faiblement même si le plan d'eau est gelé en surface.

-Alimentation :

- omnivore opportuniste ; benthophage (fouille jusqu'à 15 cm en fond vaseux), zooplanctonophage occasionnel (des carpes de 1 kg peuvent se gaver de grosses daphnies en cas de prolifération).

Accepte des aliments artificiels.

-Maturité :

Mâles : de 2 à 3 étés ; femelles : de 3 à 4 étés.

Élevés en permanence à 23°C, les mâles deviennent matures dès 6 mois et les femelles à partir de 10-12 mois (Meske, 1985) ; dans ces conditions, leur reproduction est possible 3-4 fois par an (Horvath, 1986).

-Reproduction :

- naturelle : ponte à fleur d'eau dans la végétation.

Température de l'eau : 18-20 °C. Œufs adhérents ; environ 100 000 œufs par kg de femelle.

Diamètre des œufs gonflés : 1,5 mm ; de 80 000 à 120 000 œufs au kg ; de 120 000 à 150 000 œufs au litre (Horvath et coll., 1984) ;

- contrôlée : sur frayère Dubisch-Hofer ou étang de pose. De 1 à 3 pontes/100 m²
- de 3-5 pontes à 10 pontes/ha sur grands étangs. Sex ratio M/F : 2/1.

-Incubation :

108 h à 20 °C ; 80 h à 22 °C ; 60 h à 24 °C.

Les alevins mesurent 5-6 mm à l'éclosion.

La résorption de la vésicule vitelline intervient en 3-4 jours à 20 °C.

Carpe en grossissement	Température	Consommation O ₂ en g/h et en l/h/individu
100 g	à 10 °C	0,170 g = 0,120 l
	à 20 °C	0,480 g = 0,340 l
	à 25 °C	0,700 g = 0,490 l
150 g	à 23 °C	0,750 g - 0,400 g = 0,520 - 0,280 l
Transport	à 10 °C	0,110 g = 0,080 l
	à 18 °C	0,350 g = 0,250 l

Tableau 1 – Besoins respiratoires de la carpe miroir (Beveridge, 1987 ; Hofmann et coll., 1987).

La taille de première alimentation est de 0,08–0,10 mm (80–100 microns).

–Croissance :

1 été : 50–100 g ; 2 étés : 500–800 g.

(1 kg) ; 3 étés : 1–2,5 kg



Carpe commune. (Photo O. Schlumberger)

arassin doré

(*Carassius auratus* - Cyprinidés)

Des mutants de gibèle *Carassius auratus gibelio*, proche parent du carassin sauvage, ayant une pigmentation rouge ou dorée ont été collectés dans le milieu naturel dès le ^{ve} siècle, en Chine, où l'espèce est indigène.

Peu à peu, les croisements entre ces individus ont permis d'obtenir des poissons présentant des morphologies particulières et des colorations remarquables :

- individus blancs, rouges et noirs au ^{xiii}e siècle,
- poisson « œuf » sans nageoire dorsale (^{xv}e–^{xvi}e siècle),
- morphologies « tête de tigre » (1893), « bulle » (1908), « pompon », « télescope »... (Man, 1982).

Les premiers individus ont été introduits en France au ^{xvii}e siècle.

–Milieu de vie :

Vit éventuellement en groupes. La souche originelle est rustique.

Très actif à 18–20 °C. Supporte le gel.

Il paraît préférer les eaux légèrement acides (pH : 6,5–7).

–Alimentation :

Équivalent à la carpe miroir : omnivore opportuniste, benthophage.

–Maturité :

Atteinte à plus de 3 étés.

La distinction entre les sexes est délicate, mais le mâle présente souvent une « carène » ventrale entre les nageoires pelviennes et l'anus.

–Reproduction :

Ponte dans la végétation (ou sur support artificiel).

Température de l'eau : 18–20 °C.

Ponte par ovulations partielles. Jusqu'à 200 000–300 000 œufs par femelle.

En période de ponte, le mâle porte des tubercules sur les premiers rayons des nageoires pectorales et sur les opercules.

–Croissance :

Rapide si la nourriture est abondante. Les poissons de l'été ont 5 cm en moyenne (Perès, 1983 b).

Tanche

(*Tinca tinca* - Cyprinidés)

–Milieu de vie :

- non territorial, préfère les fonds de vase dans la végétation ;
- supporte des températures plus extrêmes que la carpe miroir ;
- les besoins respiratoires en oxygène dissous sont près de moitié moindres que ceux de la carpe miroir ;



Tanche. Gros individu de 1,2 kg, Dordogne. (Photo O. Schlumberger)

–Alimentation :

Benthophage opportuniste : fouille moins profondément que la carpe miroir ; consomme des proies plus petites.

N'entre pas en concurrence avec les autres espèces commerciales de poisson d'étang.

–Maturité :

Mâles : 3–4 étés ; femelles : 3–4 étés (plus de 300 g ; Horvath et coll., 1984).

Apparition progressive d'un dimorphisme sexuel : les nageoires pelviennes du mâle, structurées différemment de celles des femelles, s'étendent jusqu'au-delà de l'anus.

–Reproduction :

- naturelle : ponte relativement plus en profondeur que la carpe sur la végétation et souvent échelonnée au cours de l'été.

Température : 20–24 °C. Œufs adhérents.

Diamètre de l'œuf gonflé : 0,5–1 mm ; 300 000 œufs pour une femelle de 500 g mais plus fréquemment 100 000 à 150 000 œufs par kg de femelle ; de 400 000 à 500 000 œufs gonflés au litre (Horvath et coll., 1984 ; Lukowicz et coll., 1986).

- contrôlée : sur frayère Dubisch-Hofer ou étang de pose. 5–7 femelles + 10–15 mâles/0,25 ha ; ou 10–20 femelles + 15–30 mâles/ha en grand étang (Huet, 1970 ; Pojoga, 1977). Sex ratio M/F : 2/1.

–Incubation :

3 jours à 20–25 °C. (Pojoga, 1977 ; Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984 ; Lukowicz et coll., 1986). Les alevins mesurent 4 mm à l'éclosion et craignent la lumière (Perès, 1983 b ; Horvath et coll., 1984).

Taille de la première alimentation : 0,05–0,08 mm.

–Croissance :

Lente. 1 été : 3–10 cm (1–10 g) ; 2 étés : 12–20 cm (30–50 g) ; 3 étés : 30 cm (environ 300 g). La croissance du mâle est inférieure à celle de la femelle. La variété dite «tanche de Quolsdorf», du nom de la pisciculture allemande où elle avait été obtenue par sélection massale, avait une croissance nettement supérieure, mais le stock a été perdu en 1940–1945 (Lukowicz et coll., 1986).

Bonne production dans les zones de végétation submergée peu profondes à fond vaseux : 80–100 kg/ha. En élevage polyspécifique classique, si la végétation aquatique est abondante, les tanches de 2–3 étés doivent représenter 20 à 30 % du stock de carpes communes (Lukowicz et coll., 1986).

gardon

(*Rutilus / Leuciscus rutilus* - Cyprinidés)

Le gardon peut s'hybrider avec le rotengle (*Scardinius erythrophthalmus*) ; il semblerait que ces hybrides soient stériles et aient une plus faible croissance. Lors d'un alevinage, il est donc impératif de trier soigneusement ce qui est introduit dans l'étang : gardon ou rotengle et non des hybrides. Distinction morphologique entre les deux espèces : chez le gardon, le début de la nageoire dorsale est implanté à l'aplomb des nageoires pelviennes, alors qu'il est reculé chez le rotengle.

–Milieu de vie :

- eaux calmes, bordées de végétation ;
- vit en bancs : les jeunes près des zones de végétation, les adultes plus au large.

–Alimentation :

Omnivore : plancton, organismes de la couverture biologique (périphyton), éléments végétaux.

Il accepte une alimentation artificielle même au stade alevin.

–Maturité :

Pour mâles et femelles à partir de 3–4 étés. « Boutons de noces » sur le mâle pendant la période de reproduction.

–Reproduction :

- naturelle : ponte dans la végétation.

Température de l'eau : 15 °C.

100 000 œufs pour une femelle de 400 g. Œufs adhérents ;

- contrôlée : sur étang frayère : 30 adultes de plus de 200 g/ha.

Environ 50 kg de reproducteurs par hectare dans des bassins fertilisés pour un bon développement des alevins, qui sont repris à l'automne.

Ponte par série d'ovulations partielles, dans la végétation ou sur support artificiel.

–Incubation :

Environ 10 j à 16 °C (Perès, 1983 a).

Les alevins réalisent leur résorption en 48 heures.

–Croissance :

- 1 été : 6–10 cm (2–8 g),
- 2 étés : environ 15 cm (environ 50 g),
- 3 étés : plus de 20 cm (plus de 100 g).

Brochet

(*Esox lucius* - Esocidés)

–Milieu de vie :

- eaux calmes, bordées de végétation, de préférence peu turbides. Peut vivre dans des eaux légèrement acides (pH entre 6 et 7). Salinité : jusqu'à 0,9 ‰ ;
- territorial ; vit isolé : les jeunes plus souvent dans la végétation ou à proximité ; les individus de grande taille, près d'abris, plus au large. Un adulte occupe environ 10 m de rive, mais plusieurs adultes peuvent se regrouper autour d'un obstacle submergé (souche, etc.). Sédentaire.

–Alimentation :

Carnivore ichtyophage (taille des proies : 1/3 à 1/2 longueur du brochet). Chasse à l'affût. Consomme des proies même en hiver (t° eau = 5 °C).

Temps de digestion : 257 h à 5 °C, 157 h à 10 °C, 83 h à 15 °C, 45 h à 20 °C (Molnar et Tölg, 1961).

–Maturité :

Mâles : de 1 à 2 étés ; femelles : 3 étés (mais quelquefois, ponte dès la deuxième année).

–Reproduction :

- naturelle : ponte sur herbiers à faible profondeur. Température : 8–10 °C. Œufs adhérents ;
- contrôlée : sur étang de ponte. 1 pose pour 300–400 m² ;
- Sex ratio M/F : 2/1 (mâle : environ 500 g – femelle : 1,5 kg). Introduction de poisson fourrage nécessaire (Bry et coll., 1983).

Diamètre des œufs : 2,5–3 mm ; de 15 000 à 25 000 œufs par kg de femelle (Huet, 1970 ; Lukowicz, 1983 ; Neveu et Bry, 1983 ; Pecha, 1983). Des quantités plus importantes ont été signalées : de 25 000 à 35 000 œufs par kg de femelle (Anwand, 1991). De 45 000 à 60 000 œufs au litre.

–Incubation :

12 j à 10 °C. Les alevins mesurent 6–8 mm à l'éclosion, la résorption intervient en 120 °C x j. Taille de la première alimentation : zooplancton de 0,5–1 mm, puis larves d'insectes. Après quelques semaines, changement radical de régime alimentaire, qui devient exclusivement ichtyophage.

–Croissance :

1 été : 20–25 cm. La croissance de la femelle est supérieure à celle du mâle. Des individus dépassant 1 m ne sont pas rares. La vie en eau saumâtre améliore la croissance.

Sandre

(*Sander lucioperca* - Percidés)

Originaire du bassin du Danube. Il a étendu son aire de répartition en France à partir de l'Alsace où il a été introduit en 1851.

–Milieu de vie :

- eaux assez calmes, volontiers troubles, mais bien oxygénées. Supporte les températures élevées. Salinité : jusqu'à 0,9 ‰. Sensible à l'asphyxie et aux stress ;
- non territorial (sauf au moment de la reproduction, où le mâle défend son nid), il vit plus à l'écart des zones de végétation que le brochet et plus en profondeur. On l'introduit de préférence dans des étangs profonds, où l'ensemble du volume d'eau sera exploité.

–Alimentation :

- Carnivore ichtyophage ; poursuit ses proies, proportionnellement plus petites que celles du brochet. Certains auteurs signalent l'existence d'une phase de jeûne pendant la période de reproduction, ce que nous n'avons pas constaté au cours de nos expérimentations.

Le sandre a des préférences très marquées concernant le poisson fourrage, ce que signalent les pisciculteurs allemands et que nos observations confirment : les tanches sont consommées de préférence au gardon ou à la perche-soleil. Comme le brochet, il consomme des proies même en hiver (eau à 5 °C).

–Maturité :

Mâles : 2–3 étés ; femelles : 3–4 étés, mais nous avons observé des cas de reproduction dès la seconde année. Peu avant la ponte, le rapport gonado-somatique atteint 15–22 % chez la femelle et 1 % chez le mâle (Schlumberger et Proteau, 1991).

–Reproduction :

- naturelle : ponte sur graviers, racines, en profondeur : au moins 1 m en pisciculture et jusqu'à 12–14 m dans le lac de Cazaux, Landes (Roqueplo, 1986). Le « nid » est nettoyé et protégé par le mâle.

Température de l'eau : 10–12 °C en Hongrie (Horvath et coll., 1984) et dans certains grands lacs en France, 15 °C en Camargue. Œufs adhérents.

Diamètre des œufs : 1–1,5 mm. De 150 000 à 200 000 œufs par kg de femelle (dépend fortement de la quantité de nourriture disponible). De 1 à 1,3 millions d'œufs au kg (Horvath et coll., 1984).

- contrôlée : nids artificiels submergés (40 x 40 cm ; 80 x 80 cm) dans bassins à fond nu.

Nids espacés de 2,5–3 m. Autant de « nids » que de couples. Sex ratio M/F : 1/1 (Woynarovich, 1968 ; Arrignon, 1970 ; Huet, 1970 ; Antalfi, 1979 ; Horvath et coll., 1984).

–Incubation :

110–120 °C x j à 15 °C.

Les alevins mesurent 5–6 mm à l'éclosion. Vésicule vitelline contenant un globule lipidique. Ils sont très phototropes, mais sensibles à la lumière solaire directe. Pendant les premiers jours, leur comportement est particulier : il consiste en alternance d'une phase de nage active jusqu'à la surface du bac, suivis par une chute passive jusqu'au fond. En milieu naturel, l'intérêt pour l'espèce d'un tel comportement pourrait être soit la dispersion des individus, facilitée par le courant, ou soit d'échapper temporairement à la couche du fond moins riche en oxygène dissous.

La résorption intervient au bout de 100–110 °C x j.

Taille de première alimentation : zooplancton de 0,05–0,15 mm, puis organismes vivant au ras du fond (larves d'insectes, Chironomes). Le régime ichtyophage peut débiter vers 4–6 semaines si les ressources alimentaires sont limitées (cas en bassins d'alevinage).

–Croissance :

1 été : 150–180 g (20 cm) ; 2 étés : 350 g (30 cm) ; 3 étés : 1–1,2 kg (en Camargue). Les individus dépassant le mètre de longueur semblent exceptionnels.

Voir synthèse bibliographique sur la biologie générale réalisée par Craig (1987) et sur l'élevage par Bazir (1992).

Perche

(*Perca fluviatilis* - Percidés)

–Milieu de vie :

- rivières à cours rapide ; plans d'eau bien oxygénés, lacs. Préfère les milieux restant relativement frais pendant l'été ;
- vit en bancs rassemblant des individus de tailles différentes. Les gros individus sont plus solitaires.

En lac, les perches se rapprochent des rives en hiver ; on a observé que les géniteurs retournent vers la zone de ponte où ils avaient éclos quelques années plus tôt (« homing »).

–Alimentation carnivore :

Petits poissons, crustacés, larves d'insectes.

–Maturité :

Mâles : 2–3 étés ; femelles : 3–4 étés en France, mais 6 étés en Finlande.

–Reproduction :

- naturelle : ponte en surface, près des bords sur la végétation ou des cailloux. Aspect d'un long ruban en « dentelle ».

Température de l'eau : environ 12 °C.

Diamètre des œufs : 2–2,5 mm, contenant un globule lipidique.

Environ 20 000 œufs pour une femelle de 20 cm et 50 000 œufs pour un individu de 30 cm.

Un hiver marqué est nécessaire pour une bonne reproduction au printemps ;

- contrôlée : 2 couples/ha en étang de grossissement pour carpes (Huet, 1970) ; ou géniteurs regroupés dans des bacs en polyester (10 géniteurs/m³) avec des supports de ponte près de la surface.

–Incubation :

130–140 °C x j à 12 °C (Balvay, 1980) ;

105 °C x j à 25 °C.

Les alevins mesurent 5 mm à l'éclosion, ils sont presque transparents.

–Croissance :

Elle dépend beaucoup de la quantité de nourriture disponible (populations naines).

1 été : 5–8 cm/4–8 g ; 2 étés : 10–12 cm/10–20 g .

Voir synthèse bibliographique sur la biologie générale réalisée par Craig (1987).

B lack-bass à grande bouche

(*Micropterus salmoides* - Centrarchidés)

Originaire des États-Unis. Introduit en France en 1885 au Trocadéro.

Remarquable pour la pêche à la ligne et la gastronomie.

–Milieu de vie :

- vit en eaux calmes et chaudes, souvent près de la surface ; les jeunes individus restent à proximité des zones de végétation ;
- supporte des températures élevées (30 °C). En étang, il ne se nourrit plus quand la température de l'eau est de 5–7 °C, contrairement au brochet et au sandre.

–Alimentation :

Carnivore opportuniste : petits poissons, insectes, têtards. Prédateur du poisson-chat. Nos observations indiquent qu'il est un plus grand consommateur de petits poissons fourrage que le sandre ou le brochet. D'après des observations américaines (Carlander, 1977), pendant son 1^{er} été, un jeune black-bass consomme 10 à 15 % de son poids par jour.

Durée de la digestion (p. fourrage) : plus de 300 h à 5 °C, 37 h à 15 °C, 16 h à 20 °C, 14 h à 25 °C (Heidinger, 1976).

–Maturité : dès le deuxième été pour certains individus, habituellement à 3-4 étés pour mâles et femelles. Seule une fraction (environ 1/3) des ovocytes matures est émise par la femelle.

–Reproduction :

- naturelle : ponte sur un « nid » situé à faible profondeur (0,30–0,80 m) sur un fond dur (graviers) que le mâle a préparé (dimensions : 0,5–0,8 m de diamètre). Température de l'eau : 18–20 °C. Œufs adhérents. De 2 000 à 10 000 œufs par femelle suivant sa taille. Diamètre des œufs : 1,5–2 mm. Le mâle garde le « nid » puis les alevins jusqu'à 3–4 semaines. Sur 1 ha, on introduit 6 kg de reproducteurs pesant 0,3–0,4 kg ainsi que 70 kg d'able (able de Heckel, *Leucaspis delineatus*, présent dans certaines régions) ; la production atteint 60 kg d'alevins de 6–8 semaines ;

- contrôlée : dans des petits étangs à bordures sablonneuses, ou pontes en boîtes de 1 m² avec fond de gravier, installés en bordure d'un bassin ne présentant pas d'autres sites favorables (Arrignon, 1970 ; Huet, 1970) (voir chapitre 4, § Black-bass à grande bouche). Une densité élevée en zooplancton au moment de l'éclosion, puis la présence de petits poissons fourrage sont des facteurs de réussite.

La faible profondeur à laquelle est implanté le « nid » le rend sensible à toute baisse marquée du niveau de l'eau, à l'action des vagues dues au vent sur fond de sable,



Black-bass et gardons. (Photo O. Schlumberger)

à la prédation ou à la destruction par des canards ou des baigneurs.

Des pisciculteurs notent souvent, mais pas chaque saison, que les femelles pondent une deuxième fois dans le courant de l'été. Cela dépend probablement de la rapidité avec laquelle un nouveau cycle de vitellogenèse a été effectué. L'abondance de la nourriture est un facteur clé.

–Incubation :

Nous avons noté 3-4 jours à 20 °C à Montpellier. Aux États-Unis, l'incubation est plus courte : 4-5 jours à 18 °C, et 3 jours à 20 °C dans la région de New York (même latitude que la France ; d'après Carlander, 1977).

Les alevins mesurent 5-6 mm à l'éclosion.

Résorption :

De 8 à 9 j à 18 °C (Pojoga, 1977), et en 3-4 jours à 20-22 °C d'après nos observations. Les alevins restent en banc sous la garde du mâle pendant les 3-4 premières semaines.

–Croissance en milieu naturel :

1 été : 4-6 cm/4 g. habituellement, mais 15 cm, voire plus si on met à leur disposition des quantités importantes de petits poissons ; 2 étés : 12-20 cm/20-100 g. Au cours de la 2^e saison, les jeunes black-bass peuvent être introduits à raison de 10-12 kg/ha avec du gardon et du rotengle (au moins 50-80 kg/ha de poissons tout venant dont une partie se reproduira sur place) ; la production nette en fin de saison est de l'ordre de 20 kg de black-bass/ha.

Pour les étangs de pêche aux États-Unis, les densités conseillées sont variables (Bennett, 1971 ; Collins et Mitchell, 1996) : 50 adultes de 25 cm et 250 juvéniles par hectare (peuplement monospécifique, pouvant rester équilibré 3 à 4 ans), ou 130 poissons/ha avec une charge (en poids) dix fois supérieure en « blue-gill », espèce fourrage proche de la perche-soleil (*Lepomis gibbosus*). Interdite d'introduction en France, cette espèce peut être remplacée par l'able de Heckel (petit Cyprinidé, *Leucaspis delineatus*).

En discutant avec des amateurs de pêche sportive, il ressort que le black-bass « apprend » rapidement, après une première expérience, à se méfier des appâts et des leurres que lui présentent les pêcheurs ! La pratique de la pêche en « no kill » (remise du poisson après capture) a donc des rendements qui diminuent rapidement lorsqu'on l'applique à cette espèce (brochet et truite sauvage ont également cette « capacité »).

Goujon

(*Gobio gobio* - Cyprinidés)

–Milieu de vie et alimentation :

Petit poisson benthophage préférant les fonds sablonneux. A la réputation de consommer à l'occasion les pontes d'autres poissons. Accepte les aliments artificiels.

–Maturité :

À 2 étés ou plus pour mâles et femelles. La durée de vie est assez brève : 4–5 ans.

–Reproduction :

- naturelle : température de ponte : à partir de 15 °C en Belgique (Kestemont et Mélard, 1990, 1994), 16–17 °C en région toulousaine (Brunet et Høestland, 1972). Le mâle dégage une dépression dans une zone de sable ou de gravier, à faible profondeur (30–80 cm).

Les femelles pondent en plusieurs fois de 1 000 à 15 000 œufs au total (diam. : 1,5 mm). Ces œufs adhèrent au substrat. Beaucoup de géniteurs meurent après la ponte.

- contrôlée : se fait en bassins de ponte de 1 000 à 2 000 m² avec gravier sur les berges. Densité de reproducteurs : 0,5–2/m². On peut récupérer une vingtaine de juvéniles de 1 été/m² (Brunet et Høestland, 1972 ; Kestemont et Mélard, 1990, 1994). Sex ratio : 2F/1M.

La reproduction induite contrôlée est possible : injection à raison de 10 mg de CPE/kg, puis ponte sur support artificiel en bacs à une température de 20 °C (Kestemont et Mélard, 1994). Densité dans les bacs : environ 60 géniteurs/m².

–Incubation :

De 100 à 125 °C x jour à 20 °C (Brunet et Høestland, 1972 ; Kestemont et Mélard, 1990, 1994). La résorption dure 3–4 jours.

En nurserie, les alevins sont nourris au début avec des nauplius d'*Artemia*, avant de passer à l'aliment artificiel à partir de la 3^e semaine (Kestemont, 1985).

Le grossissement avec élevage intensif en bacs est possible (Kestemont et Mélard, 1990, 1994) ; la densité initiale peut être de 3 000 individus de 0,5 g/m³. Après 8 mois, le poids moyen est de 10 g (température : 23–25 °C).

En deuxième saison, en élevage monospécifique, on place 4–10 individus/m² dans des bassins de 2 000–3 000 m². Avec apport de nourriture, on peut reprendre plus de 300 kg/ha de goujon en fin d'année (Kestemont et Mélard, 1990, 1994).

–Croissance (milieu naturel) :

1 été : 5–7 cm (1–2 g) ; 2 étés : 8–10 cm (env. 10 g), suivant l'abondance de nourriture.

Silure glane

(*Silurus glanis* - Siluridés)

L'espèce est mentionnée dès le XII^e siècle dans le Rhin et décrite vers 1660 à Strasbourg. Présent dans les grands lacs alpins (Morat, Biemme, Neuchâtel) ainsi que dans le lac de Constance, qui font partie du réseau hydrographique du Rhin (Schlumberger, Saggiocco et Proteau, 2001). Introduit en pisciculture en 1871 en Alsace à partir d'Europe centrale (bassin du Danube). Présent actuellement dans tous les grands bassins hydrographiques français. C'est vraisemblablement le plus gros poisson d'eau douce connu actuellement en Europe et en Asie non tropicale. Il peut atteindre 5 m pour 305 kg (Berg, 1964, in Vallod, 1987). Des individus atteignant près de 2,50 m sont capturés en milieu naturel. Comme cela a été montré pour d'autres espèces (Legendre et Albaret, 1991), les grandes tailles atteintes par ce poisson reflètent un important potentiel de croissance (Proteau et Thollot, 1988).

La croissance rapide des individus les place très tôt à l'abri de la prédation par des carnivores. Si la pression de pêche est insuffisante, ou si les individus sont remis à l'eau après capture (pêche « no kill »), il se constitue une population de silures qui exerce une pression de prédation intense sur les poissons présents. Pour en savoir plus sur cette espèce, voir *Le silure glane – biologie, écologie, élevage* (Proteau et coll., 2008).

–Milieu de vie : poisson de fond, actif surtout la nuit, il supporte une large gamme de températures.

Formule de calcul pour des poissons en grossissement à 25 °C : consommation en mg O₂/h/individu = 1,26 x W^{0,7} (avec W = poids du poisson en grammes).

–Alimentation :

Carnivore vorace opportuniste (poissons, crustacés, jeunes rats musqués), mais ne ravageant pas le milieu où il est introduit.

–Maturité :

Mâles : 3–4 étés ; femelles : 4–5 étés (géniteurs de plus de 60 cm) pour des poissons provenant de pisciculture d'étang. Les sexes peuvent être différenciés par des critères morphologiques externes. Chez le mâle, il y a un rang de petits tubercules sur toute la longueur du premier rayon de la nageoire pectorale (le « peigne »). Chez certaines femelles, des petits tubercules ne sont présents que sur la moitié distale du rayon osseux. Mais ce critère disparaît si le rayon de la nageoire pectorale s'est reformé après cassure (fréquent en élevage). La forme de la papille génitale diffère suivant les sexes : plus effilée chez les mâles, arrondie chez les femelles.

–Reproduction :

• naturelle : ponte en profondeur sur graviers, racines, etc. Le mâle nettoie et garde le « nid ». Température de l'eau : 22–24 °C. Œufs brun clair, gélatineux, adhérents.

Diamètre : 3–4 mm. De 20 000 à 30 000 œufs par kg de femelle. De 20 000 à 50 000 œufs au litre (Horvath et coll., 1984);

• contrôlée (méthode hongroise) : des « nids » en forme de tente (hauteur : 1,2–1,5 m) sont recouverts de racines de saule. 1 « nid »/100 m² ; un couple par « nid ». Sex ratio 1/1 (Pojoga, 1977 ; Woynarovich et Horvath, 1980 ; Horvath *et al.*, 1984).

Silure en grossissement à 25 °C (optimum)	Consommation en oxygène (mg/heure/individu)
10 g	0,006
50 g	0,019
100 g	0,031
200 g	0,051
500 g	0,098
1 kg	0,159
2 kg	0,259

Tableau 2 – Besoins respiratoires du silure à 25 °C (optimum de croissance)
(d'après Pionnier et Kirsch, 1986).

–Incubation :

50–60 °C x j. Les œufs doublent de volume 8–10 heures avant d'éclore (Horvath et coll., 1984). Les alevins mesurent 5–6 mm à l'éclosion. En conditions naturelles, les larves restent dans le coin le plus sombre du « nid ».

Résorption : 70–100 °C x j. Taille du premier aliment : 0,2 mm, puis très rapidement (après 2 jours) : de 0,4 à 0,5 mm.

–Croissance en pisciculture :

1 mois : 30–50 mm (1 g) ; 1 été : 20–30 cm (80–140 g) ; 2 étés : 40–65 cm (500–1200 g) ; 3 étés : 70–80 cm (2–3 kg).

En milieu naturel, dans les cours d'eau d'Europe centrale (Hongrie, République tchèque, Roumanie), la croissance est de l'ordre de 10 cm par an (Sedlar, 1987), il en est de même dans les lacs suisses (Zaug, Centre suisse de cartographie de la faune, comm. pers.).

Carpes de Chine

(Cyprinidés)

- carpe Amour (*Ctenopharyngodon idella*)
- carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*)
- carpe marbrée (*Aristichthys nobilis*)

Introduites d'Asie vers 1960. Originaires des grands fleuves d'Extrême-Orient. En France, leur introduction est légalement limitée aux eaux classées comme «enclos piscicole».

Chair ferme, excellente ; peu d'arêtes, mais grosses et faciles à éliminer. Ces poissons sont méconnus du point de vue culinaire dans les pays de l'Europe de l'Ouest.

–Milieu de vie :

Ces carpes occupent et valorisent des niveaux laissés libres (phytoplancton, zooplancton et macrophytes) dans le réseau trophique en polyculture d'étang traditionnelle (carpe miroir + tanche + gardon + un carnivore).

La reproduction spontanée de ces poissons en France est exceptionnelle. Les œufs sont pélagiques (non adhérents, flottants).

Carpe Amour (*Ctenopharyngodon idella*)

–Alimentation :

Herbivore macrophage. Préfère les végétaux tendres : cératophylle, myriophylle, élodée, chara. Consomme également les aliments supplémentaires (céréales) destinés à la carpe miroir, ainsi que la luzerne fraîche.

Supporte les basses températures (surface de l'étang gelée). Bonne croissance quand la température de l'eau est supérieure à 20 °C. Consomme 15 à 20 % de son poids en végétaux par jour (Horvath et coll., 1984).

En étang, ses besoins en oxygène dissous sont voisins de ceux de la carpe miroir, mais est plus sensible à l'asphyxie hors de l'eau. Poisson très vigoureux : saute hors de l'eau pour éviter un filet.

–Maturité :

Pour mâles et femelles : 4 à 7 ans (50–70 cm ; 6–8 kg). En période de reproduction, les nageoires pectorales du mâle sont rugueuses au toucher, couvertes sur leur face supérieure de granules.



En haut : carpe Amour à régime alimentaire macrophytophage ; au milieu : carpe argentée consommatrice de phytoplancton ; en bas : carpe commune variété miroir, consommatrice de benthos.

(Photo O. Schlumberger)

Température de reproduction : plus de 25 °C. 60 000–80 000 œufs par kg de femelle. Diamètre des œufs : 4–5 mm. 16 000–18 000 œufs au kg (Horvath et coll., 1984). Œufs pélagiques.

–Incubation :

24–30 °C x j.

Alevins : 5 mm à l'éclosion.

Résorption : 60–70 °C x j.

–Croissance :

1 été : 10 g ; 2 étés : 1 kg (Camargue) ; 3 étés : 3 kg.

Carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*)

–Milieu de vie :

Supporte moins les basses températures. Bonne croissance quand la température dépasse 20 °C. Sensible à l'hypoxie si faibles teneurs en O₂ dissous.

–Alimentation :

Phytoplanctonophage à 90–95 % ; ingère des proies mesurant 0,10–0,15 mm, c'est-à-dire du phytoplancton de grande taille et du zooplancton de petite taille. La présence de carpes argentées n'a pas d'impact direct sur la densité du plancton végétal.

–Maturité :

Pour mâles et femelles : 3–5 ans (60–80 cm ; 2–6 kg). Œufs pélagiques. Température pour reproduction : environ 25 °C. 60 000–80 000 œufs par kg de femelle. Diamètre des œufs : 4–5 mm. 18 000–22 000 œufs au kg (Horvath et coll., 1984).

–Incubation :

24–30 °C x j.

Résorption : 60–70 °C x j.

Alevins : 5 mm à l'éclosion.

–Croissance :

1 été : 10 g ; 2 étés : 1 kg (Camargue) ; 3 étés : 3 kg.

Carpe marbrée (*Aristichthys nobilis*)

–Alimentation :

Zooplanctonophage. Concurrente de la carpe miroir pour le gros zooplancton ; consomme également les aliments supplémentaires (céréales) destinés à la carpe miroir. De ce fait, est peu fréquente dans les étangs de pisciculture.

Plus exigeante vis-à-vis de l'oxygénation de l'eau. Supporte moins bien les basses températures. Bonne croissance au-dessus de 20 °C.

-Maturité :

Pour mâles et femelles : 6-8 ans (70-80 cm ; 5-10 kg). Œufs pélagiques.

Température pour reproduction : environ 25 °C. 50 000-60 000 œufs par kg de femelle.

Diamètre des œufs : 4-5 mm. 12 000-16 000 œufs gonflés au kg (Horvath et coll., 1984).

-Incubation :

26-30 °C x j.

Résorption : 60-70 °C x j (22-24 °C).

Alevins : 5 mm à l'éclosion.

-Croissance :

1 été : 10 g ; 2 étés : 1 kg (Camargue).

	CARPE <i>Cyprinus carpio</i>	TANCHE <i>Tinca tinca</i>	GARDON <i>Rutilus rutilus</i>	GOUJON <i>Gobio gobio</i>
Régime alim.	Omnivore benthophage (+ gros zooplancton) (+ aliment artif.)	Omnivore benthophage (+ aliment artif.)	Omnivore (pleine eau+ périphyton + artif.)	Benthophage (fond de sable) (+ aliment artif.)
Comportement	souvent grégaire	svt. grégaire (zones peu profondes)	grégaire	grégaire
Zône reprod.	Végét. peu profonde (10 - 20 cm)	Végét. aquatique	Végét.aquatique	Sable, gravier (peu profond)
T° ponte	env. 18°	20-24°	env. 15°	15-17°
Nb œufs/kg F	100 000/kg de femelle	300 000 (F de 0,5 kg)	100 000 (F de 0,4 kg)	1 000-5 000 par femelle
Diam. œufs	1,5 mm	1 mm	1 mm	1,5 mm
Incubation	90 °C x j (20°) 75 °C x j (22°)	60-75 °C x j	env. 150 °C x j	100-125 °C x j (20°)
Résorption	60-80 °C x j	100-110 °C x j	2 j.	3-4 j
Taille alevin	5-6 mm	4 mm	4 mm	5 mm
1 ^{er} alevinage (S = survie)	50-200 VR/m ² S < 50 % (20-30 mm)	50-100 VR/m ² (bassins)	(reproduction naturelle)	(auge: 50 VR/l) S: 75 % (90 j : 1g)
2 ^e alevinage (5 sem./1 été)	suitant production prévue (survie: 50%)	(1-5/m ²)		(10/m ²)
Croissance 1 été 2 étés 3 étés	30-80g 200-800g 1-2 kg	3-10 cm (1-10g) 12-20 cm (30-50g) > 30 cm (env. 300g)	6-10 cm (2-8g) env. 15 cm (50g) > 20 cm (100g)	3-6 cm 10-12 cm 15-18 cm

Tableau 3 – Poissons d'étang : biologie des principales espèces

Mémento de pisciculture d'étang

BROCHET <i>Esox lucius</i>	SANDRE <i>Sander lucioperca</i>	PERCHE <i>Perca fluviatilis</i>	SILURE <i>Silurus glanis</i>	BLACK-BASS <i>Micropterus salmonides</i>
Carnivore (affût)	Carnivore (chasse)	Carnivore (pleine eau)	Carnivore (nocturne, z. profondes) (+ aliment artificiel)	Carnivore (en surface) (+ aliment artificiel)
Territorial (bordures)	Pleine eau, zones profondes	Grégaire	En profondeur, abris	Grégaire
Végét. submergée (zones inondées)	Sable, gravier, racines (nid protégé/lumière)	Sur support (svt. à fleur d'eau)	Racines (nid abrité)	Sable, gravier, nid peu profond (30-80 cm)
8-10°	env. 14°	12°	20-24°	18°
15 000-25 000	150 000-200 000 (ruban)	100 000-140 000	20 000-30 000	5 000-10 000
2,5-3 mm	1,5 mm	2-2,5 mm	3-4 mm	1,5 mm
120 °C x j (10°)	110 °C x j (15°) (12°)	130- 140 °C x j	50-60 °C x j	3 à 5 jours à 18 °C
120 °C x j	100 °C x j	4-6 j	70-100 °C x j	3-4 j à 20-22°
6-8 mm	5-6 mm	5 mm	5-6 mm	5-6 mm
50-75 VR/m ² S < 50 % (30-50 mm)	bassins : 40-60 VR/m ² S < 50 % (40-60 mm)	bassins : 100 VR/m ² S = 30-50 % (35-45 mm)	auges:50-100 VR/litre S < 50 % (1 g)	(cuve : 50-100 VR/l) S : 50 % (30-40 mm)
30-50/ha	300-500/ha	étangs : 2000 p./ha	10-20/m ²	étang : 20 000 p./ha (avec bp. petit fourrage genre Able)
20 cm (200g) 500g env. 1 kg	10-20 cm (30-150 g) 500g env. 1 kg	5- 8 cm (4-6 g) 10 - 12 cm (30 g) 15 - 20 cm (50-100 g)	100-150 g 0,7-1 kg 2-3 kg	4-6 cm (3g) à 12 cm 12-20 cm (30-120 g) > 500 g

Tableau 3 (suite) – Poissons d'étang : biologie des principales espèces

CHAPITRE 4

Reproduction et alevinage des poissons d'étang

La régularité de la production en étang, d'une saison à l'autre, repose sur la disponibilité initiale en alevins... en prenant soin de leur fournir des conditions optimales pour leur développement (milieu riche en zooplancton grâce à la fertilisation).

En fonction du volume de production à assurer pour les différentes espèces de poissons (et en fonction des contraintes spécifiques), le choix se fera entre une reproduction naturelle dans l'étang (avec ses aléas), une reproduction contrôlée (bassin à température requise, présence de supports de ponte) ou une reproduction artificielle en éclosion, avec traitement hormonal des géniteurs. Cette dernière solution est la seule envisageable pour les espèces qui se reproduisent mal ou pas du tout dans les étangs (cas du silure, des carpes de Chine).

Une éclosion n'est pas nécessairement très coûteuse, mais un minimum de soin est nécessaire lors de son montage et pendant les opérations de ponte.

F acteurs influant sur la reproduction

Dans les conditions naturelles, de nombreux facteurs (physiques, chimiques, biologiques, sociaux, environnementaux) interviennent pour induire la reproduction des poissons.

Chaque espèce pond à une température déterminée : brochet : 8–10 °C ; perche : 10–12 °C ; gardon et sandre : 15 °C ; carpe et black-bass : 18–20 °C ; tanche : 22–24 °C.

Chez les poissons d'étang, le rôle de la photopériode est relativement moins important que chez les salmonidés, mais est nécessaire en complément de la température pour obtenir une bonne reproduction. Certaines espèces (percidés, gardon, silure) doivent subir une période de basses températures (inférieures à 8–10 °C) entre deux pontes. D'autre part, on sait maintenant que les géniteurs ne sont matures que lorsqu'ils ont accumulé une certaine « quantité de chaleur » (comptée en degrés x jours) depuis leur dernière reproduction.

Dans la pratique, on ne tient compte que de la période de réchauffement de l'eau précédant la ponte : pendant cette phase de prématuration, la carpe miroir (par ex.) doit recevoir de 600 à 700 °C x jour à une température supérieure à 15 °C pour répondre ensuite positivement à l'injection hormonale. Ainsi, en fin d'hiver, un transfert des géniteurs dans une eau à 22–24 °C pendant un mois permet d'obtenir des pontes précoces (Horvath, 1978 b). Nous avons obtenu des résultats similaires sur le silure à Irstea à Montpellier.

Les facteurs de l'environnement ont un rôle primordial, en particulier deux d'entre-eux : la température de l'eau et la photopériode ; la présence de supports de ponte à une profondeur convenant au poisson est indispensable pour les espèces dont les œufs sont adhésifs... ainsi que celle de congénères du sexe opposé. Ces stimuli agissent sur l'hypothalamus où se déclenche la sécrétion de Gn-RH, « hormone libérante » (= *releasing hormone*, RH) de la gonadotrophine.

Transportée par voie sanguine, la Gn-RH va agir sur les récepteurs de Gn-RH des cellules gonadotropes de l'adéno-hypophyse. Ces cellules vont produire des hormones gonadotropes (GTH) agissant sur la maturation des gonades mâles et femelles.

(Voir fig. 12.)

Pour déclencher la reproduction, il est possible d'intervenir à trois niveaux :
– intervenir sur l'environnement général du poisson. La température de l'eau et la photopériode sont rarement totalement efficaces à elles seules. Il faut y ajouter la mise à la disposition des géniteurs de supports de ponte qui soient à leur convenance.

Par exemple :

- reproduction naturelle contrôlée du sandre et du black-bass sur des « nids »,
- reproduction naturelle aménagée (RNA) du brochet et de la carpe en bassins-frayères.

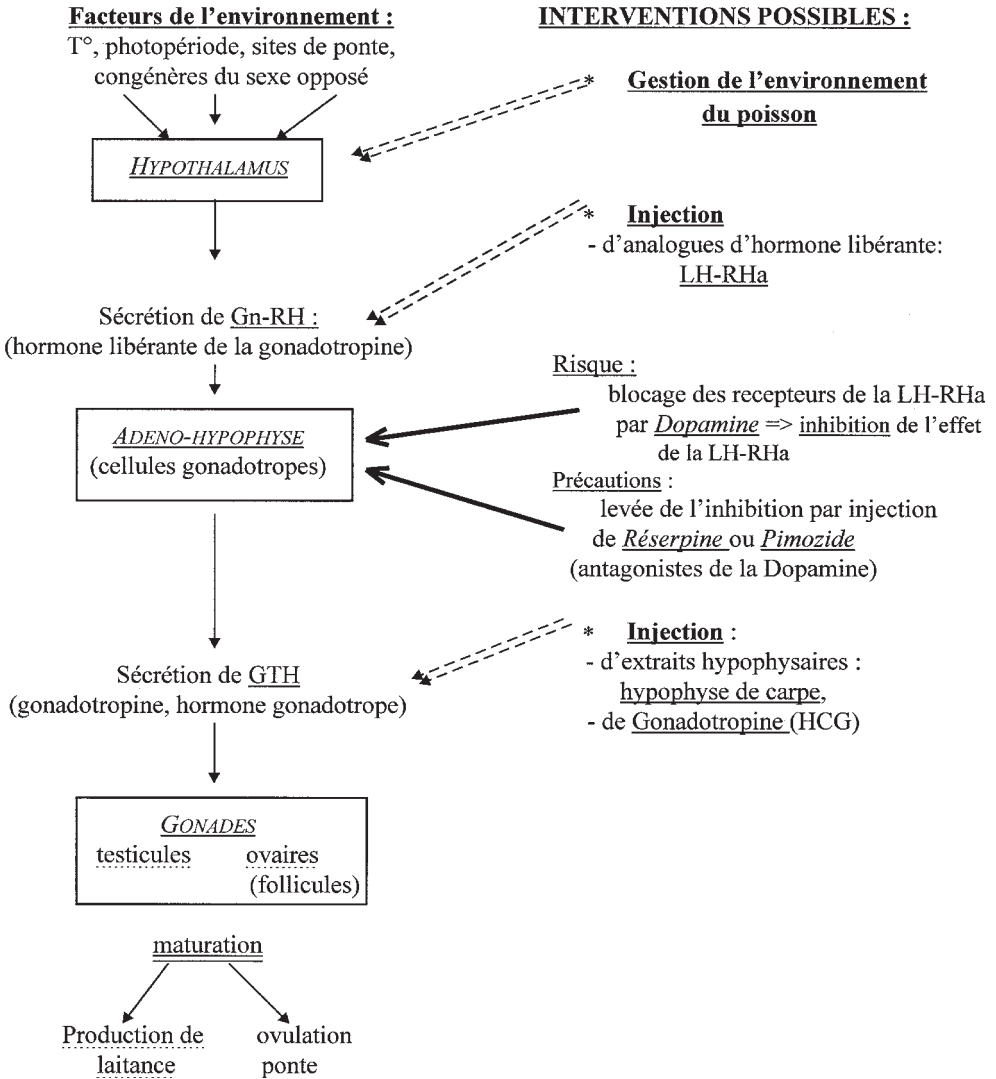


Fig. 12 – Physiologie de la reproduction chez les poissons.
Organes et hormones impliqués dans la reproduction des poissons.

Mais pour certaines espèces, ces facteurs sont insuffisants à eux seuls pour déclencher la ponte de manière certaine (cas du silure);

– intervenir sur la production d'hormone gonadotrope hypophysaire par injection d'analogues synthétiques de la Gn-RH (= *Gonadotropine-Releasing Hormone*), « hormone libérante » produite par l'hypothalamus. C'est ce que l'on fait en injectant de la LHRHa (*Luteinising Hormone Releasing Hormone analog*) qui induit la production de gonadotrophine par l'hypophyse;

– augmenter directement le taux d'hormone gonadotrope (gonadotrophine = GTH) hypophysaire circulant par voie sanguine en injectant soit des extraits hypophysaires (broyat d'hypophyse de carpe contenant de la GTH), soit de la gonadotrophine humaine (HCG).

Chez les poissons, la maturation de l'ovaire peut se faire suivant trois modèles :

– maturation synchrone : tous les ovules contenus dans les ovaires se développent au même rythme et sont expulsés simultanément lors de l'unique ponte. Cas des espèces à reproduction unique : saumon par exemple ;

– maturation « groupes synchrones » : des groupes d'ovocytes à des stades d'évolution différents (= cohortes) coexistent dans les gonades. Seuls les ovules les plus avancés (matures) sont expulsés lors de l'unique ponte saisonnière. Les autres groupes d'ovocytes poursuivent leur maturation pour assurer les pontes des saisons suivantes. Cas de la majorité des poissons d'étang ;

– maturation asynchrone : à tout moment les ovaires contiennent des ovules à tous les stades de maturation. Ces espèces qui ont des pontes peu abondantes, effectuées à intervalles courts, peuvent se reproduire pendant une grande partie de la saison, tant que la température convient. Cas du gardon, du goujon (et des tilapias en régions tropicales). [Pour plus de détails sur la physiologie de la reproduction, voir Harvey et Hoar, 1980 ; Barnabé, 1992].

R eproduction naturelle contrôlée

On se limite ici à mettre à la disposition du poisson des sites et des conditions de ponte à sa convenance.

Cas d'usage

Cette méthode est mise en œuvre essentiellement dans trois cas :

– les plans d'eau non vidangeables (lacs, etc.) où il s'avère nécessaire de maintenir des populations équilibrées en espèces et classes d'âge en absence de zones de ponte. Une intervention de ce type a été réalisée dans le lac Léman (Gillet, 1989 a et b) et sur des grands lacs de barrage (Dauba, 1981 ; Lejolyvet, 1988);

- les étangs de pisciculture sans sites de reproduction favorables pour une espèce que l'on souhaite produire (par exemple : des herbiers pour le brochet ou le gardon, des zones de gravier pour le goujon ou le black-bass);
- pour les espèces dont la reproduction artificielle est délicate (gardon, tanche, goujon qui ont des pontes fractionnées) ou lorsque l'on décide de ne pas s'impliquer dans des opérations de ponte, incubation, élevage larvaire (par exemple : reproduction du brochet en bassin-frayère, ou du sandre sur nids artificiels en bassin).

Les équipements

- frayères flottantes : la structure de base consiste en un cadre grillagé (2 x 1 m ou plus) garni de bruyère, de morceaux de filets, de cordages détournés sur lesquels les poissons peuvent déposer leurs œufs (cyprinidés, brochet, sandre, perche). La flottabilité de l'ensemble (sous 0,50–1 m d'eau) est assurée par des bouées ; un cordage relié à un ancrage maintient la frayère à poste (Hofmann et coll., 1987 ; Gillet, 1989 a et b);
- frayères aménagées : des secteurs de rive sont aménagés de manière à créer des zones de ponte (branchages submergés, gravier). Des bottes de foin immergées peu avant la reproduction du brochet, du sandre ou du black-bass peuvent à la fois être utilisées comme supports de pontes pour les deux premières espèces, et favoriser le développement de petit zooplancton favorable aux alevins de toutes les espèces.
- bassins-frayères : les modèles les plus anciens (vers 1860) sont du type Dubisch ou Hofer, mis au point initialement pour la reproduction de la carpe. Une partie centrale engazonnée (de 100 à 500 m²) submergée sous 30–60 cm d'eau est ceinturée par un fossé de vidange. Un tel équipement peut être utilisé également pour le brochet.

Limites et inconvénients

Si ces méthodes sont simples, voire rustiques, elles ne permettent pas de maîtriser la température, qui est un facteur essentiel de succès. Suivant le moment où elle se produit, une période de froid bloquera la reproduction, ralentira ou stoppera le développement embryonnaire, entraînera des mortalités directement sur les larves en cours de résorption ou indirectement sur les alevins en empêchant un bon développement du plancton qu'ils consomment. En conséquence, la production est très irrégulière d'une saison à l'autre.

Reproduction artificielle des poissons d'étang

Intérêt de la méthode et contraintes

- Intérêt

La reproduction artificielle permet de maîtriser totalement le cycle biologique de l'espèce de poisson considérée et de protéger les premiers stades larvaires lors de leur développement. Les taux de fécondation et d'éclosion des œufs, et surtout de survie des larves, sont en effet très supérieurs à ce qu'ils sont en milieu naturel.

Jusque vers le milieu des années 70, même dans les piscicultures d'étang les plus importantes (Europe centrale), la production de carpe reposait sur les résultats de pontes obtenues en bassins-frayères.

Comme dans ces conditions ni les facteurs biologiques, ni les facteurs climatiques ne sont maîtrisables, les quantités d'alevins récupérées pouvaient varier dans un rapport de 1 à 10 d'une année à l'autre.

Actuellement, en travaillant dans de bonnes conditions avec les méthodes de reproduction artificielle et d'élevage larvaire, il est théoriquement possible de produire près de 30 tonnes de carpes marchandes (pesant plus de 1 kg) à partir de la ponte d'une seule femelle de 3–4 kg, obtenue deux à trois ans plus tôt.

Les avantages de la reproduction artificielle sont donc doubles :

- régularisation de la production d'une saison à l'autre,
- possibilité d'intensifier les méthodes d'élevage puisque l'on dispose d'un plus grand nombre de sujets.

En outre, il devient possible, en jouant sur la température et la photopériode, d'avancer ou de retarder des reproductions suivant les besoins.

- Contraintes :

Il faut disposer d'une écloserie-nurserie éventuellement rustique mais surtout pratique et fiable avec, à proximité, des bassins de stockage pour les géniteurs des différentes espèces produites, et des bassins d'alevinage s'il n'y a pas d'élevage intensif des juvéniles en bacs.

Pour l'éleveur, si la pratique et les tours de mains peuvent s'acquérir rapidement, restent les astreintes communes à toute production de juvéniles.

Historique

- Vers 1840 : invention du mot « pisciculture » par Rivière.

– 1854 : fondation à Huningue (sud de l'Alsace) du premier établissement de pisciculture consacré surtout aux salmonidés, à la suite des démonstrations de Rémy et Géhin dans les Vosges (1840–1842). Ces derniers avaient découvert (ou redécouvert) la technique de fécondation artificielle de la truite réalisée précédemment, vers 1740, par Jacoby en Allemagne.

– 1857 : en Russie, Knoch (physiologiste) et Wrasski (pisciculteur) mettent au point la méthode de fécondation des œufs par « voie sèche » ; la laitance est versée sur les ovules maintenus à sec. Cette méthode est la seule employée actuellement.

– 1889 : création par Lacaze-Duthiers, Raveret-Wattel et Brocchi de la Société centrale d'aquiculture à Paris.

– 1960–1962 : mise au point de la fécondation artificielle et de l'incubation d'œufs de cyprinidés à grande échelle.

Un siècle a été nécessaire pour que l'on réussisse avec d'autres espèces de poissons (d'eau douce mais aussi marins) ce que l'on pratiquait désormais couramment avec les salmonidés. La famille des truites et des saumons bénéficie en effet d'une double particularité, unique chez les poissons :

- les femelles pondent spontanément, même lorsqu'on les maintient en captivité ;
- les œufs obtenus sont libres (donc faciles à incuber) et de grande taille (4–5 mm) ; les alevins qui en sont issus, en plus de leurs dimensions (15 mm environ), ont l'avantage d'accepter, dès le début de la prise de nourriture, un aliment artificiel : pulpe de rate à l'origine, actuellement, des farines spéciales pour alevins.

À l'opposé, les poissons d'étang pondent difficilement en élevage lorsqu'on ne recrée pas le milieu naturel et émettent tous des œufs qui adhèrent à des supports ou entre eux dès qu'ils sont en contact avec l'eau. En outre, les alevins sont de petite taille (5–6 mm) et tous n'acceptent pas une nourriture artificielle dès les premiers jours.

Les problèmes à résoudre pour les pisciculteurs étaient donc multiples :

- découverte des hormones et de leur rôle dans la reproduction ;
- trouver un moyen de débarrasser les œufs de leur pellicule adhésive externe, sans léser l'embryon, pour pouvoir les incuber en masse ;
- mettre au point une méthode d'élevage pour les larves au stade de la vésicule résorbée afin qu'elles trouvent dans le milieu le plancton nécessaire, à la fois en qualité et en quantité.

Les deux premières étapes ont été franchies grâce aux travaux d' Atz et Pickford aux États-Unis, Chaudhury en Inde, Woynarovich en Hongrie. Dix ans plus tard (1972), Tamas et Horvath (Hongrie) standardisaient la méthode de préparation des bassins d'alevinage pour y obtenir le maximum de plancton.

Simultanément se développait la technique des écloséries en circuit fermé thermo-régulé, seul moyen pour travailler dans de bonnes conditions de température et de qualité d'eau.

Principe de la reproduction artificielle

L'un des intérêts de la reproduction artificielle est de pouvoir déclencher la ponte d'un lot de poissons à un moment déterminé, éventuellement fortement décalé par rapport aux périodes de ponte naturelle... à condition que les géniteurs, en particulier les femelles, soient parfaitement matures.

Après une phase de prématuration au cours de laquelle les poissons sont placés dans des conditions optimales de qualité d'eau, de température, d'éclairage, de nourriture..., les femelles à pleine maturité reçoivent, par injection, une dose d'hormones qui induit la ponte après un bref délai. Chez les géniteurs maintenus en bacs, en effet, la gamétogenèse se trouve bloquée dans les dernières phases, étant donné que la sécrétion hypophysaire naturelle est perturbée. La dose d'hormones injectée rétablit artificiellement cette insuffisance.

Différents types d'hormones peuvent être utilisés :

- des hormones gonadotropes spécifiques, présentes dans les hypophyses des espèces considérées ;

- des hormones gonadotropes non spécifiques de l'espèce : on injecte des hormones présentes dans des hypophyses de carpes miroir, ce qui est le cas le plus fréquent. Ces hypophyses sont récupérées dans les crânes de poissons utilisés dans l'industrie de la transformation. Préparées et séchées, elles sont proposées sur le marché, mais leur teneur en substances actives n'est pas constante d'un lot à l'autre, quelques essais sont souvent nécessaires ;

- des hormones mammaliennes (HCG, *Human Chorionic Gonadotropin*) qui ont la particularité d'être analogues aux hormones de la reproduction de certaines espèces de poissons (espèces marines, en particulier loup-bar, daurade). S'ajoutant aux hormones endogènes, la HCG agit directement sur les gonades en passant par la circulation sanguine ;

- pour beaucoup d'espèces, l'emploi de LH-RHa est possible. Cette substance est une « hormone libérante » (*Releasing Hormone*, -RH) analogue de la *Gonadotropin-Releasing Hormone* (Gn-RH). Cette hormone de synthèse non spécifique agit sur l'hypophyse du poisson receveur et induit alors la sécrétion d'hormone gonadotrope spécifique déclenchant la ponte.

De nombreux types de LH-RHa existent par les laboratoires, mais la (D.Ala⁶-des. Gly¹⁰)-LH-RHa est la plus efficace pour les poissons, ainsi que la (D.Ala⁶)-LH-RHa.

Tous ces produits hormonaux doivent être manipulés avec précaution.

Quel que soit le type d'hormone injecté, les traitements hypophysaires ne sont efficaces que sur des femelles dont les ovules ont leur vésicule germinative nettement migrée vers la périphérie (stade 3 ou 4 ; voir fig. 13 où l'ovule observé est placé dans du liquide éclaircisseur ; voir aussi tableau 3, *infra*). Chez les mâles, l'injection hormonale a pour effet d'augmenter le volume de laitance émis.

En éclosion, ces traitements hormonaux sont effectués simultanément à des manipulations de l'environnement du poisson (photopériode et surtout température), ce qui augmente leur efficacité.

–Hypophyse de carpe (dénomination anglaise : CPE, *Carp Pituitary Extract*) : contient en quantités variables de la GTH (hormone gonadotrope = gonadotrophine). Injectée, cette GTH exogène s'ajoute à la gonadotrophine circulant déjà dans le sang du géniteur récepteur en phase finale de maturation et agit directement sur les gonades. Cela déclenche la libération des ovules (= ovulation) chez les femelles.

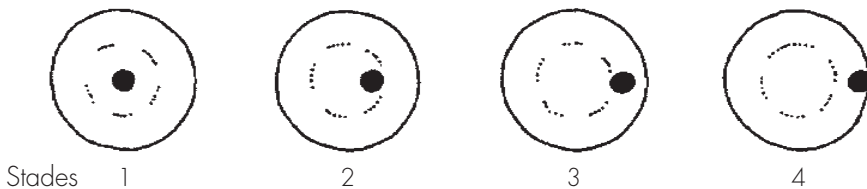


Fig. 13 – Maturation de l'ovocyte en ovule.
Migration progressive de vésicule germinative.

- Certaines espèces de poissons sont peu sensibles à cette hormone non spécifique, et les taux de réponse à l'injection hormonale sont faibles.
- La teneur en GTH est variable suivant les lots d'hypophyses, et l'activité par unité n'est pas standard.
- Un surdosage avec l'hypophyse de carpe n'a pas de répercussions négatives sur la physiologie du géniteur ; au mieux, l'ovulation est accélérée si l'espèce est réceptive.

–HCG (*Human Chorionic Gonadotrophin*) : c'est une substance bon marché disponible en pharmacie, mais son usage est peu fréquent en pisciculture (sandre, black-bass), sauf dans les régions tropicales où elle est souvent employée pour l'induction de la reproduction des carpes de Chine. Sur ces espèces, cette protéine de grande taille a l'inconvénient de provoquer une immunisation progressive des poissons receveurs par production d'anticorps. Au fil des saisons, il devient nécessaire d'augmenter les

doses. En Europe, la tendance actuelle est de réduire fortement les doses injectées ; si les géniteurs sont bien matures, les taux de ponte sont tout aussi élevés.

-LH-RHa : cette substance de synthèse est un analogue mammalien de la Gn-RH de poisson, hormone produite par l'hypothalamus. Le LH-RHa a le même effet qu'une *Gonadotrophine Releasing Hormone*. L'injection induit une hausse brutale de la sécrétion de GTH (gonadotrophine) par l'hypophyse. Transportée par la circulation sanguine, cette dernière hormone provoquera l'ovulation.

- Avec le LH-RHa, l'ovulation est déclenchée par l'intermédiaire de GTH endogène, spécifique, d'où une meilleure efficacité avec de faibles doses initiales.

- L'activité de la substance est standard.

- Le LH-RHa est une chaîne d'acides aminés courte (peptide) d'une dizaine d'éléments ; il n'y a donc pas à craindre d'effets immunogènes en cas d'usage répété sur le même individu.

- Mais l'usage du LH-RHa est délicat :

- pour qu'il y ait un effet, le type de LH-RHa injecté doit être « reconnu » par des récepteurs situés à la surface des cellules de l'hypophyse produisant la gonadotrophine (adéno-hypophyse). Certains types de LH-RHa ne sont pas reconnus par ces récepteurs, même si la femelle est bien mature ; ils n'induiront pas l'ovulation.

- l'effet positif du LH-RHa dépend fortement de la dose administrée et, éventuellement, de l'intervalle entre des injections successives si cette technique est appliquée. Un surdosage entraîne un effet antagoniste bloquant l'ovulation.

Pour chaque espèce de poisson, il est nécessaire de définir à la fois :

- le type de LH-RHa « reconnu » par les récepteurs à la surface des cellules de l'hypophyse,

- la dose efficace (comprise entre 10 et 100 microgrammes par kilo suivant les espèces).

En pratique, parmi les différents types de LH-RHa existants, c'est le (D-Ala⁶, des-Gly¹⁰)-LH-RHa qui est le plus efficace pour les poissons, ainsi que le (D-Ala⁶)-LH-RHa.

En outre, suivant les espèces, et/ou suivant le type de LH-RHa utilisé, l'injection peut induire la production de GRIF (*Gonadotropin Releasing Inhibitory Factor* = dopamine) qui inhibe la reconnaissance de l'hormone injectée par les récepteurs des cellules gonadotropes de l'hypophyse. Dans ces conditions, aucune ovulation ne pourra être obtenue.

L'effet inhibiteur se reconnaît au fait qu'après une phase de gonflement et de ramollissement de l'abdomen des femelles (qui est normale) il y a ensuite durcissement de la masse abdominale, indiquant le blocage complet de la maturation.

Certaines espèces de poissons ne réagissent pas ou peu à un traitement au LHRHa utilisé seul, quel qu'il soit. L'effet inhibiteur par production de dopamine se déclenche systématiquement, phénomène facilité par les stress subi par les géniteurs. Un résultat positif n'est obtenu que si l'on injecte simultanément au LHRHa une substance antagoniste de la dopamine, telle que le pimozide, la domperidone ou la réserpine. L'effet de ces anti-inhibiteurs n'est pas dépendant de leur dosage.

En pratique, ces substances sont utilisées à raison de 10 mg/kg de poids vif.

L'usage de tels anti-inhibiteurs n'est pas indispensable pour les différentes espèces de carpes, mais préférable ou nécessaire pour le silure, le sandre, le black-bass.

Préparation de la solution : ces produits sont peu solubles. Pimozide et réserpine peuvent être broyés dans un broyeur Pöter avec quelques gouttes de glycérine et du sérum physiologique, ou dans du sérum physiologique additionné de 0,1 % de métabisulfite de sodium.

Mode d'injection : les doses de LHRHa et de pimozide (ou domperidone, réserpine) sont injectées au même moment, mais de préférence séparément (une injection pour chaque substance). Le solvant du LHRHa est du sérum physiologique à 0,9 % de NaCl, ou de l'eau distillée. La dose de pimozide, réserpine ou dompéridone doit être injectée avec une seringue équipée d'une assez grosse aiguille pour éviter le colmatage.

Passer pour une prescription faite par un vétérinaire.

Fournisseurs : voir les produits des laboratoires SIGMA-ALDRICH et BACHEM-Biochimie. Du LHRHa spécialement pré-dosé avec de la dompéridone pour usage en écloséries est commercialisé sous le nom d'Ovaprim par SYNDEL laboratoires, basés à Vancouver, au Canada (site web : www.syndel.com). Société Veit'Eau pour l'hypophyse lyophilisée de la carpe.

Remarque – L'induction de la ponte par voie hormonale n'est pleinement justifiée que chez les espèces où l'on pratique la fécondation artificielle d'ovules obtenus en grandes quantités.

Un traitement hormonal s'impose également (combiné avec des modifications de la photopériode et/ou de la température) dans le cas de reproduction de l'espèce hors saison naturelle.

Compte tenu des manipulations nécessaires, l'usage de l'induction hormonale est plus discutable dans les cas suivants :

- espèces se reproduisant sans difficultés naturellement en conditions contrôlées (bacs de ponte),
- espèces ayant une ponte fractionnée dans la saison (maturation asynchrone des ovules) ; après induction, seule une fraction des ovules émis est mature et fécondable,
- espèce à faible fécondité relative.

Dans de tels cas, on récupère soit la ponte sur un support qui est placée en incubation (ex. : perche, sandre), soit les alevins (ex. : black-bass, goujon).

Préparation et injection du broyat hypophysaire

(Harvey et Hoar, 1980 ; Marcel, 1980 ; Woynarovich et Horvath, 1981).

Les hypophyses déshydratées entières qui contiennent une certaine quantité d'hormones gonadotropes sont réduites en poudre dans un broyeur « Poter » (voir magasins de matériel de laboratoire) avec un peu de sérum physiologique.

Actuellement, l'emploi d'hypophyse lyophilisée facilite beaucoup la préparation.

La quantité d'hypophyse nécessaire pour traiter un poids déterminé de géniteurs est diluée dans du sérum physiologique (solution à 0,8–0,9 % de NaCl). Par commodité, on s'arrange pour que la dose de broyat pour 1 kg de poisson corresponde à un volume de 1 ml (éventuellement 0,5 ml pour de petits individus).

L'injection se fait avec une seringue munie d'une aiguille assez grosse. L'injection est le plus souvent intrapéritonéale, la piqûre se faisant sous une nageoire pectorale ou pelvienne en enfonçant l'aiguille en oblique vers l'avant entre les écailles.

Dans le cas d'injections intramusculaires dorsales, une partie de la solution se trouve souvent expulsée dès le retrait de l'aiguille, par contraction de la musculature. On ignore alors la quantité de produit restant réellement dans le corps du poisson.

Chez les femelles, la dose nécessaire est généralement injectée en deux fois à quelques heures d'intervalle. La première piqûre (1/10 de la dose totale) a pour effet de « sensibiliser » les organes reproducteurs du poisson et de faire évoluer les ovules vers les derniers stades de maturation. La seconde injection (plus importante : 9/10 du total) déclenche en quelques heures l'ovulation ; les ovules matures sont alors libérés et peuvent être recueillis par pression abdominale (« stripping »).

Données générales sur la reproduction et l'alevinage

Avant que les opérations de reproduction proprement dites ne débutent, il est indispensable de procéder au sexage des géniteurs (dès leur entrée en bassin de maturation), puis au contrôle de la maturité des femelles.

Sexage et contrôle de la maturation par otoscopie :

La constitution d'un lot de géniteurs doit s'effectuer en tout début de phase de maturation ovocytaire (fin d'hiver-début de printemps), mais le sexage est délicat à cette époque. En effet, sauf existence de caractères sexuels secondaires externes sûrs (comme chez la tanche), la conformation des femelles est encore semblable à celle des mâles. Réalisées plus tardivement, quand les ovaires sont bien développés, les opérations

de tris et surtout un transport prolongé (+ d'une heure) peuvent fortement perturber la fin de la maturation des femelles (cas du brochet, du sandre). Chez le black-bass, le sexage peut se faire en introduisant délicatement une mine de crayon (diamètre : 0,5 mm) dans le conduit génital ; la pénétration est plus profonde chez les femelles.

Lorsque les géniteurs sont d'assez grande taille (en pratique, plus de 1,5 kg), l'emploi d'un otoscope rend de grands services. Le diamètre de l'extrémité est tel (2,3 mm) que l'appareil ne peut être introduit que dans le conduit urogénital des femelles. Il permet alors d'observer quelques ovocytes à la partie postérieure des ovaires, d'estimer leur diamètre et donc l'état d'avancement de la maturation de chaque femelle.

Lorsque le diamètre des ovocytes observés est proche de celui d'un ovule mature, il devient nécessaire d'effectuer un prélèvement.



Contrôle de la maturité d'une femelle de sandre (poids : 1,8 kg) avec un otoscope, station du Cemagref Montpellier. (Photo O. Schlumberger)

Prélèvement d'ovocytes et contrôle de la vésicule germinative :

Sur des femelles anesthésiées, on introduit dans le conduit génital un tuyau fin (diamètre intérieur : 1,5–2,5 mm suivant les espèces), éventuellement relié à une seringue, et contenant un peu de sérum physiologique. On aspire ainsi quelques ovocytes qui sont transférés pour observation dans du liquide de SERRA ou un autre liquide éclaircisseur.

Liquide de SERRA :	alcool à 95 ° (6 volumes) + formol (3 volumes) + acide acétique (1 volume)
Solution éclaircissante (pour 1 litre d'eau distillée) :	7 g de NaCl + 50 ml d'acide acétique

Tableau 4 – Composition des liquides éclaircisseurs pour l'observation des ovocytes.

Après 5–10 minutes, les ovocytes deviennent translucides, et la vésicule germinative devient visible par transparence (loupe x10, ou loupe binoculaire). Cette vésicule germinative est le noyau de l'ovule et migre progressivement du centre vers la périphérie de la cellule au fur et à mesure de la maturation finale (voir fig. 13, supra).

Ce n'est qu'aux stades 3–4 que l'injection hormonale est efficace chez les femelles et provoque l'émission d'ovules fécondables.

Méthodes de reproduction artificielle

Une synthèse de ces données est présentée dans les tableaux 7 et 8, à la fin du chapitre.

Un minimum de rigueur est nécessaire pour la réussite des opérations. La pratique montre qu'il est préférable de travailler sur des petits lots de géniteurs à la fois (de 6 à 10 femelles, aussi bien pour la carpe que le brochet ou le silure). La tenue de « fiches d'écloserie » est impérative ; ces documents représentent la « mémoire » des opérations effectuées permettant d'améliorer la technique progressivement.

Deux méthodes de reproduction artificielle sont possibles :

- ponte induite par traitement hormonal, mais se déroulant en bassin, ou en bac dans l'écloserie ; on récupère des œufs généralement bien fécondés mais en quantités difficiles à estimer (exemple : ponte induite du sandre sur nid) ;
- ponte induite suivie de la fécondation artificielle des ovules : on maîtrise là toutes les opérations (exemples : carpe miroir, brochet, silure glane).

Carpe miroir (*Cyprinus carpio*)

En : Miror Carp ; D. : Spiegel Karpfen

Hivernage des géniteurs :

Bassin de 1,50 m de profondeur avec arrivée d'eau constante. Densité : quelques centaines d'adultes : 600 p./1 000 m² (Horvath et coll., 1984). Gamme de poids : 1–4 kg. Sexes mélangés. Distribution de nourriture en fonction de la consommation : céréales trempées avec vitamines, aliments pour porcs, aliments pour truites en final.

Maturation :

Quand l'eau atteint 8–10 °C, sexage des géniteurs et transfert en bassin de maturation. Il faut disposer de deux fois plus de mâles que de femelles. Densité : de 50 à 80 reproducteurs/1000 m² (Horvath et coll., 1984 ;). Distribution d'aliment riche en protéines. La gamétogenèse dure environ 600–700 °C x j à une température supérieure ou égale à 15 °C. Puis transfert en écloserie après traitement sanitaire. Éliminer tout individu blessé.

Autre solution : maturation en écloserie. Après hivernage (T° extérieure : 5–8 °C), les géniteurs sont placés directement en bacs avec de l'eau à environ 20 °C . La maturation (gamétogenèse) est alors obtenue après 600–700 °C x j, soit 30–35 jours à une température de 20 °C (Horvath, 1978 b). Cette méthode permet d'avoir des alevins très précoces destinés à un prégrossissement en nurserie avant transfert en bassins extérieurs.

Les reproducteurs sont nourris avec un aliment riche en protéines (aliment « truite »). Mise à jeûn environ 8 heures avant le traitement hormonal.

Densité : 10 kg de géniteurs/m² de bac (80 cm d'eau).

Débit : 1 l/min/kg de poisson stocké (Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984).

Choix des géniteurs pour injection hormonale :

Éliminer les reproducteurs blessés.

Voir l'annexe 11 pour le choix des géniteurs suivant leur écaillage.

– Femelles : abdomen rond et mou ; « rondeur » s'étendant jusqu'à la papille génitale. Orifice génital gonflé ; vérifier l'état des ovocytes : la vésicule germinative doit avoir entièrement migré : stade 4 (voir *supra* fig. 13).

– Mâles : une pression sur l'abdomen provoque la libération de laitance.

Injection hormonale provoquant l'ovulation :

Deux types d'hormone sont habituellement employés : l'hypophyse de carpe broyée, ou le LHRHa. L'injection d'hypophyse se fait habituellement en deux fois (meilleurs taux de réussite), mais la dose de LHRHa est injectée en une seule fois.

Procédure : les géniteurs sont préalablement anesthésiés (les mouvements respiratoires doivent subsister), pesés, et reçoivent immédiatement la dose correspondante. Pour la tenue de fiches de pontes saisonnières, les femelles sont marquées par un fil de laine à la dorsale ou par du nitrate d'argent sur les flancs.

Injection : sous une nageoire pelvienne, dans la cavité abdominale.

Dose : 10 µg LHRHa + 5 mg de Dompéridone/kg (Lin et coll., 1988),

ou : de 3 à 5 mg de broyat hypophysaire/kg de poids vif à diluer dans 1 ml ou 0,5 ml de sérum physiologique.

– Pour les femelles, en cas de traitement par hypophyse de carpe : 1^e injection : 10 % de la dose totale, 2^e injection : 90 %. Intervalle entre 2 injections : 240–300 °C x h, soit 12–15 heures à 20 °C (Perès, 1983a ; Horvath et coll., 1984).

– Pour les mâles : une seule injection : 3 mg d'hypophyse/kg, pratiquée simultanément à la 2^e injection des femelles.

Les poissons sont maintenus au calme, sexes séparés.

Chez les femelles, l'orifice génital peut être cousu pour éviter la libération d'ovules dans le bac (voir *infra* fig. 14). L'emploi d'une aiguille courbe facilite l'opération ; on termine par un double nœud sur du fil Nylon de 8 ou 10/10. Un mâle peut être placé comme « indicateur » avec les femelles : il suit une femelle en pleine phase d'ovulation. Un contrôle régulier des bacs (toutes les 2–3 h) est impératif.

Ovulation :

Après injection d'hypophyse, l'ovulation se produit à 240–280 °C x h après la 2^e injection, à 340–360 °C x h si une seule injection est effectuée (Horvath, 1978 a ;

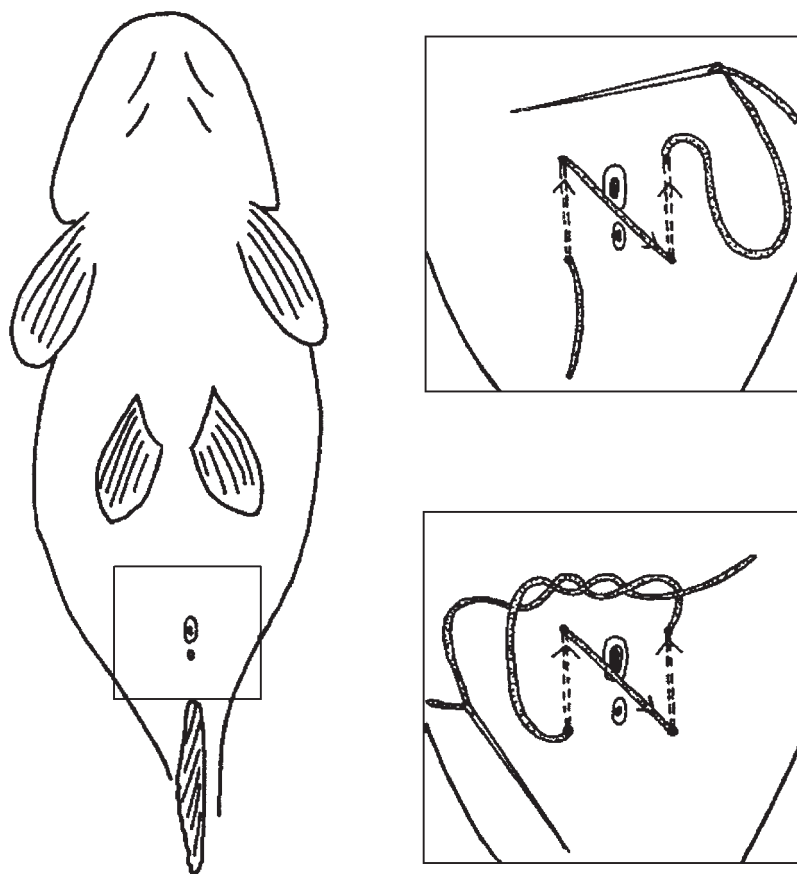


Fig. 14 – Reproduction artificielle de la carpe miroir : couture de l'orifice génital de la femelle (d'après Woynarovich et Horvath, 1981 modifié).

Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984). En cas de traitement avec du LH-RHa, le délai est de 14 à 16 heures, à 20–25 °C (Peter et coll., 1988).

Fécondation :

Les géniteurs sont anesthésiés, essuyés (pas d'eau sur l'arrière du corps). On recueille d'abord la laitance chez les mâles ; stockée en petits tubes, elle peut se conserver quelques heures au frais. Les échantillons sont mélangés pour la fécondation. Un stockage à 4 °C peut se prolonger une semaine en rajoutant 5 microgrammes de streptomycine par millilitre de laitance pour éviter un développement bactérien (Jähnichen, 1992). Une femelle mature (suivie par le mâle, présence de quelques ovules autour de la papille génitale) est sortie du bac à l'envers et transférée dans la solution d'anesthésique. L'animal est essuyé puis la suture coupée, les ovules sont recueillis par pression abdominale dans un récipient sec. Si la quantité récupérée est faible, la femelle est reprise une heure plus tard.

Pour les fiches de ponte : il faut noter le poids d'ovules recueillis pour chacune des femelles. Après fécondation, on relève le volume d'œufs et leur nombre (nombre d'œufs dans 2–3 ml ramené au volume de chaque ponte) avant de transférer les pontes dans les incubateurs.

Mélange : 1 l (= 1 kg) d'ovules + 5 ml de laitance au total, provenant de prélèvements différents. Mélange à sec avec une spatule.

Ajout de solution de fécondation. Son effet est de doubler la durée de la période d'activité des spermatozoïdes qui n'est que de 60 à 90 secondes dans l'eau douce. Un traitement final au tannin assure la coagulation de la pellicule externe de la coque des œufs qui devient adhésive dans l'eau pure.

– Cas A : solution de Woynarovich : 10 l d'eau + 40 g de NaCl + 30 g d'urée. Ajouter 10 volumes de solution pour 1 volume d'œufs ; remuer en permanence. Quand les œufs sont durs sous la langue, le gonflement est terminé (1 h–1 h 30). Puis traitement au tannin. Solution de 5 g de tannin à « l'eau » + 10 l d'eau. Ajouter 1 volume de solution à 20 volumes d'œufs. Mélanger rapidement 10 secondes et rajouter immédiatement de l'eau pure. Rincer deux fois. Répéter l'opération. Les œufs sont ensuite déversés en bouteilles d'incubation (Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984).

– Cas B : solution de lait : lait dilué au 1/5, ou 100 g de lait en poudre + 10 g NaCl + 10 l eau.

Ajouter 1 volume de solution de lait à 4 volumes d'œufs. Laisser reposer 2–3 minutes. Ajouter de la solution en remuant doucement (au total : 10 l de solution pour 1 l d'œufs). Rincer de temps en temps. Après 20 minutes, les œufs sont gonflés. Rinçage et traitement au tannin (solution à 3,5 g/10 l). Couvrir les œufs avec la solution et remuer. Après 30 secondes, les œufs sont versés en bouteilles de Zoug (Perès, 1983 a).

Autres mélanges utilisables, assurant la fécondation et l'élimination de la couche adhésive (Khan et coll., 1986) :

- 20 g de lait entier en poudre + 4 g de NaCl pour 1 l d'eau, ce qui équivaut à une solution de lait frais entier à 1 pour 9 contenant 4 g de NaCl par litre. On verse sur la masse d'œufs un volume suffisant de solution pour la couvrir et l'ensemble est remué pendant 20 à 30 minutes. Le liquide est évacué et de la solution fraîche rajoutée avant de mélanger doucement le tout pendant encore 15 minutes. Les œufs sont ensuite rincés 2 fois à l'eau douce puis peuvent être directement mis à incuber. Il faut compter 5 l de solution pour traiter 1 l d'œufs.

- Les œufs peuvent être traités par une solution à 15 g/l de sulfite de sodium pendant 5 minutes, puis 2 fois 30 secondes dans une solution de tannin à 2 g par litre avant d'être mis en incubation. Au total, il faut 5 l de solution pour traiter 1 l d'œufs.

Remarque : ces essais ont été réalisés à des températures de l'ordre de 28–30 °C. Après adaptation, ces diverses solutions peuvent être utilisées en écloserie pour la majorité des espèces produites.

Incubation :

Volume d'œufs = 1/3 du volume de la bouteille. 1 l d'œufs équivaut à environ 150 000 œufs. Durée : 60 °C x j (20–22 °C). Débit dans les bouteilles : 0,5 l/mn pour 10 l de volume (ou 1 l/mn/par litre d'œufs).

Après la fermeture du blastopore (environ 20 °C x j), les œufs sont moins fragiles et le débit peut être augmenté : en bouteilles : 1,5–2 l/mn pour 10 l de volume (Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984). À ce stade, contrôle du pourcentage de fécondation : aspiration d'œufs avec pipette (diamètre intérieur : env. 2 mm) et comptage des œufs sains par rapport au total. Traitement contre la saprolégiose (2^e moitié de l'incubation) : permanganate de potassium.

Éclosion :

- Séparation des coques vides et des œufs morts (blancs) par siphonnage soigneux ou emploi d'hyaluronidase ou de protéase alcaline (0,4–0,5 g pour 200–500 ml ; traite 1 litre d'œufs) (Woynarovich et Horvath, 1981 ; Perès, 1983 a). Précautions pour la manipulation du produit.

- Ou : les œufs et alevins sont transvasés dans une cuve cylindro-conique. Ajout d'une dose d'anesthésique faible, juste suffisante pour que les alevins soient inertes. En provoquant un mouvement tourbillonnaire de l'eau, on sépare les alevins (à l'extérieur) des coques (au centre) qu'il est facile de siphonner. Les alevins sont ensuite immédiatement transférés en eau pure, bien oxygénée (Bacoupharis, comm. pers.).

Résorption :

Transfert en cuves cylindro-coniques (300 000–500 000 larves pour 200 l) ou en auges d'alevinage. Durée : 1600 °C x h (environ 65 °C x j). Prendre soin que le

débit d'eau n'épuise pas les larves en les forçant à nager. Débit : 0,5–1 l/min. En auge d'alevinage, les larves ont tendance à tourbillonner en groupe si les conditions sont défavorables. Maintenir le taux d'oxygène dissous le plus élevé possible. Avant de les transférer en bassin extérieur, leur distribuer une première alimentation : jaune d'œuf cuit ou œuf entier cuit (ou de la farine pour alevins) et passé au mixer, tamisés à 0,08 mm (F.A.O., 1986) ; émulsion d'œuf entier cuit. Les larves s'accoutument à une première nourriture et résistent mieux à un transport, après un jeûne de 4–6 h (Perès, 1983 a).

Bassins d'alevinage : préparation et gestion :

Détaillée ici pour la carpe, cette méthode est utilisable pour les alevins de toutes les espèces.

–Superficie : 300–1000 m², protégé du vent. Fond enherbé à faible densité et fauché ras. La préparation doit assurer la prolifération du plancton en quantité et en qualité optimales pour une bonne survie des alevins (Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984). Maintien en assec et désinfection : 200 kg de chaux vive/ha. Installation d'un tamis à mailles de 2 mm sous l'arrivée d'eau.

–Préparation :

- 8–10 jours avant le déversement des larves en fin de résorption : remplissage à demi et fertilisation avec engrais minéraux (phosphate d'ammoniaque : environ 30 kg/ha). Si le fond est pauvre en matières organiques, épandre du fumier (type fiente de volaille déshydratée sur petits étangs) ; répandre du foin sur les bords pour faciliter le développement des Rotifères.

- 5–6 jours avant la mise en charge (à 18–20 °C) : épandage également de foin. Fumier : 3–7 t/ha, en évitant un excès de paille, qui ne se décompose pas et est gênante lors de la vidange.

- 48 heures avant le déversement : contrôle du plancton sur maille de 0,08 mm (80 microns). Densité optimale : 3 ml/100 l. Doit contenir une prédominance de Rotifères et de petits Cladocères.

- Déversement des larves : densité : 1–3 millions de larves de carpe par ha (Woynarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984), soit 100–300 (500) larves/m². Lâcher le long des rives, du côté protégé du vent. Pour contrôler la mortalité après 4–5 jours (période la plus critique), mise en place d'une caisse recouverte de filet fin contenant quelques dizaines de larves et du plancton qui constitue une sorte de « témoin ».

- Dès le premier jour : alimentation supplémentaire des larves : farine pour alevins répandue sur les bords en deux distributions. Ration : 1 kg/100 000 larves. Augmenter de 100 g par jour à partir du 3^e jour.

- Après 3–4 jours : doivent apparaître de petits Cladocères (densité globale du zooplancton : 3 ml/100 l). Ensemencement supplémentaire possible avec *Bosmina* (50 ml de plancton vivant/100 m² de bassin) si nécessaire (Horvath et coll., 1984) provenant par exemple d'une fosse à plancton contenant du fumier.
- Après 8–10 jours : remplissage du bassin en totalité. Vérifier la présence de gros Cladocères. Éventuellement, ensemercer avec *Daphnia* (50 ml/100 m² d'eau). Épandre 35 kg d'engrais minéral par hectare.
- Après 15 jours : vérifier la densité du zooplancton (3 ml/100 l d'eau). Épandre 35 kg d'engrais minéral par hectare. Au bout de quelques jours, les alevins ne sont normalement plus visibles le long des bords, sinon ce serait la preuve d'un manque de nourriture qu'il faudrait compenser par des distributions de farines pour truitelles.

Pêche des alevins :

S'effectue 3 à 5 semaines après le lâcher. Pas de nourriture distribuée la veille. Installation d'une poche en filet (maille de 5 mm) autour de la sortie de la buse de vidange (pêcherie extérieure). Reprise des alevins avec une épuisette plate ou une petite passoire jaugée (pour l'estimation du nombre d'alevins récoltés).

Taille : 20–30 mm ; de 0,1 à 0,3 g. Il doit y avoir moins de 1 500 alevins de carpe au litre. Le transfert se fait vers les bassins de grossissement. Pour un transport de quelques heures : 70 000–150 000 alevins/m³ avec aération.

Carassin doré (*Carassius auratus*)

En. : Goldfisch ; D. : Goldfisch

Compte tenu de la discrétion des producteurs concernant les méthodes qu'ils utilisent, nous nous sommes fondés essentiellement sur la bibliographie (Man, 1982 ; Perès, 1983 b ; Melotti, 1986 ; Kestemont et Mélard, 1994).

Stockage des géniteurs :

– À forte densité (< 2 tonnes/ha) pour les variétés les plus communes.

Nourrissage artificiel à 1–2 % du poids vif par jour.

– En bassins regroupant les individus d'une même variété pour les souches de plus grande valeur.

Maturation :

Température passant de 15 à 20 °C combinée avec une photopériode naturelle (plus de 10 h de jour). Dans ces conditions, la majorité des géniteurs deviennent matures.

Reproduction contrôlée :

– En bacs : transfert des femelles d'une eau à 12 °C dans les bacs de ponte à 22 °C ; les pontes ont lieu 2–4 semaines plus tard. Des supports de ponte (« moquettes ») sont mis en place quand la température atteint 20 °C ; dès la ponte, les supports sont protégés

par un grillage (maille de 1 cm) pour éviter la prédation sur les œufs. Un cycle thermique permet de regrouper les pontes d'un lot de femelles (Arnal et Lejolviet, comm. pers.).

– Sur des bassins de 20 à 40 m² (profondeur de 0,6 à 1 m ; pente des berges : 2/1). Le fond doit être totalement nu, éventuellement recouvert d'un film plastique noir. Les supports de ponte consistent en végétation genre *Fontinalis*, brosses... placés à faible profondeur (5–25 cm) près des bords. Les reproducteurs sont introduits à une densité < 200 têtes/20 m². La ponte se déroule quand la température de l'eau atteint environ 20 °C. La ponte est fractionnée dans la matinée. 2 000 à 4 000 œufs par ponte partielle.

Les supports sont récoltés et transférés dès qu'ils sont couverts d'œufs.

Incubation :

T° optimum : 20–22 °C. Durée : 75–90 °C x j (58 °C x j à 29 °C –150 °C x j à 17 °C).

Reproduction artificielle :

Géniteurs transférés dans une eau à 20–22 °C en éclosérie.

Hypophysation :

– Pour les femelles : 3–5 mg hypophyse de carpe/kg de poids vif, (éventuellement 2 mg pour les mâles).

– Ou : 500 U.I. d'HCG/100 g de poids vif,

– Ou : 2 injections de 0,100 mg LHRHa/kg à 12 heures d'intervalle ; injection de pimozide (ou réserpine) à raison de 10 mg/kg, simultanément à la seconde injection hormonale (Chang et Peter, 1983).

Ovulation :

De 240 à 300 °C x h à 20 °C.

– Fécondation naturelle : préférable pour les variétés ayant une conformation corporelle ou des nageoires rendant l'opération de « stripping » délicate. Les géniteurs sont placés dans des bacs de ponte avec des substrats artificiels.

– Fécondation artificielle : seule une partie des ovules est récupérée. Mélangés à sec avec la laitance de 2–3 mâles de la même variété. La fécondation se fait avec une solution de lait dilué, ou de sel + urée (4 g + 3 g / l) ; un traitement dans une solution de tannin à 0,7 % pendant 30 secondes élimine la couche adhésive avant la mise en incubation. Environ 30 000 œufs pour 10 g de poids.

Incubation :

– Sur clayettes (vide de maille : 0,1 mm).

– En bouteilles d'incubation. Durée : 4–5 j (environ 90–115 °C x j). Traitements réguliers contre la saprologéniose : bain à 5 mg/l de permanganate de potassium.

Éclosion :

Transfert des œufs incubés en bouteilles dans des auges d'alevinage. Emploi possible d'enzyme protéolytique pour se débarrasser des coques vides et œufs morts.

Résorption :

Environ 48 heures à 24 °C. Les larves restent fixées sur les parois, se pigmentant progressivement.

Démarrage des larves :

– En bassins fertilisés avec nourriture naturelle comme pour la carpe (voir § Bassins d'alevinage : *préparation et gestion*), avec des résultats aléatoires.

La mise en charge est fonction de la densité de Rotifères présents dans l'eau filtrée sur maille de 0,07 mm (70 microns).

– Densité de Rotifères :

- de 1 à 2 ml/100 l d'eau : moins de 200 000 larves/ha (ou moins de 500 000 œufs/ha).
- 3 ml/100 l d'eau : jusqu'à 1 million de larves/ha.
- 4–6 ml/100 l d'eau : jusqu'à 1,5 million de larves/ha. À 3–4 semaines, transfert des alevins en bassin de croissance (densité : 100 000 têtes/ha).

Nourriture complémentaire :

– Pour jeunes alevins : farine à 30–40 % de protéines, 1 kg/ha, puis 100 g de plus chaque jour à partir du 3^e jour.

– Après 3–4 semaines : passage à un aliment « starter » (30–40 % de protéines) pendant 1–2 mois.

– Granulés à 30 % de protéines ; puis nourriture de maintenance à 20–22 % de protéines (à 4–5 cm). Ration : 2 % du poids vif/jour.

Nourriture artificielle :

Les aliments du commerce actuellement disponibles donnent de bons taux de survie pour des alevins élevés en auge (densité : 30–50 p./l). Un apport d'aliment naturel pendant les 3–4 premières semaines améliore la croissance. La nourriture est distribuée sur une période de 24 heures.

Remarques

– La coloration rouge apparaît progressivement : 50 % de juvéniles colorés à 4–5 cm, puis 99 % à 3 mois. Les facteurs du milieu et la qualité de l'aliment jouent un rôle important. En élevage intensif, l'incorporation de Spiruline dans l'alimentation (10 % de la ration pendant 2 mois) permet d'avoir des individus plus vivement pigmentés (Kestemont et Méléard, 1994).

– Des tris sont nécessaires pour sortir les plus gros individus qui empêchent les plus petits d'avoir une bonne croissance (passage d'une senne à maille calibrée). Il est préférable de constituer des lots d'individus de taille homogène.

– Des contrôles sanitaires réguliers sont souhaitables, compte tenu de la densité des individus et de leur valeur.

Tanche (*Tinca tinca*)

En. : Tench ; D. : Schleie

Stockage des reproducteurs :

Hivernage avec carpes ; distribution d'un aliment type « truite ».

Maturation :

Passage en écloserie avec choc thermique (T° : 24 °C) et courant permanent (nage forcée ; Antalfi, 1979).

Hypophysation :

Une seule injection, soit intrapéritonéale au niveau des pelviennes, soit intramusculaire dorsale.

Les doses d'hypophyse de carpe sont variables suivant les auteurs :

– pour la femelle : 3 mg/kg (PV : < 1 kg) et 6 mg/kg (PV : 1–2 kg)

ou : 9 mg/300–500 g PV. (Woynarovich et Horvath, 1981), 12 mg (PV : > 400 g (Horvath et coll., 1984).

– pour le mâle : 6 mg/300 g PV (Woynarovich et Horvath, 1981), ou 9–10 mg/individu, ou : 2 mg/kg + 10–15 mg/kg 8 heures plus tard (Lukowicz et coll., 1986).

Contiennent en général des quantités d'extraits hypophysaires 2 à 4 fois plus fortes que pour la carpe.

L'hypophysation provoque l'expulsion de la totalité des ovules dont seule une partie, totalement mature, est fécondable.

Le LHRHa peut également être utilisé : de 5 à 20 µg LHRHa/kg (Kouril et coll., 1986).

La ponte se fait en plusieurs fois en milieu naturel car tous les ovules ne sont pas matures au même moment (ovulations partielles).

Ovulation :

Sexes mélangés et substrat de ponte placés dans le bac ; 380–430 °C x h à 24 °C.

Avec le LHRHa, l'ovulation est plus lente et se produit après environ 50 heures, à 20–22 °C. Les poissons sont récupérés à l'apparition des premiers signes de ponte (Perès, 1983 a ; Horvath et coll., 1984). Deuxième ovulation : une heure plus tard.

De 80 000 à 120 000 œufs par kg de femelle.

Diamètre de l'œuf gonflé : environ 0,6 mm. De 600 000 à 700 000 œufs au litre.

Fécondation :

2–3 mâles pour 1 femelle. 200 ml ovules + 4–5 gouttes de laitance (Perès, 1983 a).

Solutions de fécondation :

- 1 l d'eau + 10 g NaCl + 10 g urée,
- 1 l d'eau + 4 g NaCl + 30 g urée (sol. de Woynarovich), puis passage dans une solution de tannin à 0,5 %,
- lait dilué (Perès, 1983 a).

Geldhauser (1992) signale que les taux de fécondation sont meilleurs en employant simplement de l'eau au lieu de l'une de ces solutions qui apparemment réduisent la durée de l'activité des spermatozoïdes, contrairement à ce qui se passe chez d'autres espèces. Lukowicz et coll. (1986) conseillent de laisser les géniteurs pondre dans le bac, puis de récupérer les œufs qui tapissent les bords et le fond pour les mettre en incubation. Pour un bon taux d'éclosion, les œufs doivent être récupérés soit immédiatement après la ponte, soit peu avant l'éclosion. La collecte d'œufs au cours de la phase de développement embryonnaire induit de fortes mortalités.

Une autre méthode est proposée par Rodriguez et al. (2008). Stockés en bassins extérieurs en béton (densité : 2 kg/m²), les géniteurs sont récupérés lorsqu'ils ont accumulé une somme de température de 1 100 à 1 200 °C x jours (T° seuil : 10 °C). Les femelles reçoivent une injection de LHRHa (20 µg/kg). Les ovules sont récupérés par pression abdominale après 36-39 heures à 22 °C.

Incubation :

En bouteilles de Zoug ou sur clayettes.

- 63–69 °C x j à 21–23 °C (Pojoga, 1977 ; Horvath et coll., 1984),
- environ 3 jours à 23–24 °C (Lukowicz et coll., 1986),
- 38 °C x j à 26 °C (Perès, 1983 a).

Éviter la lumière directe.

Résorption :

100–110 °C x j (7–9 jours). Prise d'air à 5–6 jours. Phase plus ou moins fixée pendant une dizaine de jours.

Éviter la lumière directe. Les jarres de résorption doivent être équipées autour de leur surverse d'un tamis à mailles plus fines que pour la carpe (0,15 mm).

Démarrage des larves :

– Préparation du bassin : même méthode que pour la carpe mais surface de quelques hectares, car les alevins, plus petits, ne sont récupérés qu'à l'automne.

– Densité : 20 000–200 000 alevins/ha. 500 VR/m² sur petits bassins avec nourriture supplémentaire (Lukowicz et coll., 1986).

– Première nourriture : 50–100 microns (zooplancton).

– Survie en fin de 1^e saison : 10–30 %.

– Ou : élevage en bacs avec plancton puis aliment à 30–40 % de protéines.

– Éventuellement : récupération des juvéniles à 1 mois (fragiles) et transfert sur étang sans carpe miroir (compétiteur pour la nourriture), mais avec carpes de Chine.

Mise en charge : de 10 000 à 50 000 têtes/ha (Coche et Bianchi, 1979).

Ou : de 200 000 à 300 000 tanches de 4 semaines/ha + 50 000 carpes argentées de 4 semaines rajoutées 2 semaines plus tard (Horvath et coll., 1984).

Gardon (*Rutilus rutilus*)

En. : Roach ; D. : Rotauege, Plötze.

L'induction hormonale de la ponte n'est que rarement pratiquée : la reproduction naturelle donne de bons résultats lorsque le milieu s'y prête. Les poissons sont fragiles (pertes d'écaillés lors des manipulations) et la maturation de la totalité des ovules se fait progressivement (maturation asynchrone). L'injection hormonale entraîne l'expulsion de tous les ovules mais seule une partie d'entre eux est fécondable.

En éclosérie, des manipulations de l'environnement permettent de provoquer la reproduction de l'espèce, éventuellement hors saison (passage en « jours longs » de 16 h, avec hausse de la température de 9 à 16 °C ; (Worthington et coll., 1982).

Stockage des reproducteurs :

Maturation en milieu aussi proche que possible du milieu naturel (végétation sur les rives, herbiers). Bassins : de 0,5 à 1,50 m de profondeur ; de 200 à 500 m² pour 200 géniteurs de 150 à 600 g (Perès, 1983 a).

Maturation :

En bassin de stockage. Température : 15–16 °C. Une période de basses températures préalable est indispensable. Femelles avec abdomen gonflé. Apparition de « boutons de noces » sur la tête des mâles.

Hypophysation :

L'injection est effectuée dans le pédoncule caudal en une ou deux fois.

– 1 injection : femelle : 10 mg hypophyse de carpe/kg de poids vif ;

mâle : 2,5 mg/kg de poids vif.

– 2 injections (espacées de 3 à 6 heures) :

• femelle : 2,5 mg/kg de poids vif, puis 5 mg/kg de poids vif ;

• mâle : 2,5 mg/kg de poids vif, puis 2,5 mg/kg.

• ou : 2 injections plus espacées pour les femelles : 0,3 puis 3 mg/kg à 24–32 h d'intervalle. Pour les mâles : 0,3 mg/kg (T °C : 12–14 °C).

L'efficacité est optimale si l'opération se pratique au stade de la vésicule germinative totalement migrée chez les femelles (stade 4).

Il est indispensable de manipuler les poissons avec douceur.

Ovulation :

16–24 heures.

Fécondation :

- En bacs, avec substrats artificiels (reproduction naturelle contrôlée).
- Fécondation artificielle : méthode sèche avec solution de fertilisation (2 g NaCl/l + 1,5 g urée/l).

Gonflement pendant 15 minutes puis traitement au tannin (solution à 0,35 g/l). On peut récolter jusqu'à 100 000 œufs par femelle de 400 g.

Incubation :

100–110 °C x j.

9–10 j à 16 °C (environ 150 °C x j)

Démarrage des larves :

Très sensibles aux manipulations. Première nourriture : 0,08–0,12 mm (plancton), puis aliment artificiel (30 % de protéines) (Coche et Bianchi, 1979).

Remarques

- Les géniteurs doivent passer dans un bain de permanganate de potassium après chaque manipulation.
- La température et la photopériode jouent un rôle important dans la maturation ; une période de froid est nécessaire en début de cycle.
- Toutes ces données sont applicables à la reproduction du rotengle (Klein Breteler, 1979).

Brochet (*Esox lucius*)

En. : Pike ; D. : Hecht

Deux méthodes sont possibles suivant les situations :

- reprise dans le milieu naturel de femelles ayant maturé naturellement (pose de filets dans des zones de pontes),
- traitement hypophysaire des géniteurs de pisciculture.

Stockage des géniteurs :

Récupérés en automne lors de la vidange d'étangs à cyprinidés. Tri selon le sexe (peu évident à partir de l'aspect extérieur ; emploi possible d'un otoscope) : les femelles sont transférées en étang de maturation, les mâles mis en étang de stockage (avec 50 % de leur poids en poisson fourrage).

Si les brochets sont stockés à part pendant toute la saison, le poisson fourrage doit représenter 200 à 300 % du poids des carnivores (Pecha, 1983). En lac, les géniteurs peuvent être pêchés au filet à la période de ponte (Dauba, 1981, Lejlivet 1988).

Étang de maturation :

Environ 300 m² ; de 0,20 à 1,20 m de profondeur et fossé de vidange (section : l x h = 0,5 x 0,3 m). Végétation : *Phalaris*, *Rumex*, *Glyceria*.

12 femelles sont introduites en automne (500–600 kg/ha). Poisson fourrage abondant : plus de 80 % du poids des reproducteurs.

Deux semaines avant le début de la période de température favorable (8–12 °C), on introduit dans l'étang un tonneau en plastique percé de trous (100 x 10 mm) et contenant de 1 à 3 mâles (200–300 g). Cette méthode a été mise au point à la station du Paraclet, Somme (voir Neveu et Bry, 1983).

Pendant la période habituelle de ponte, l'étang est vidangé tous les cinq jours. Les femelles sont récupérées dans le fossé et entreposées en bacs. Dès la fin de la pêche, le bassin est remis en eau et les femelles sont contrôlées par pression abdominale (anesthésie non indispensable). Si des œufs s'échappent librement, la femelle est ovulée et immédiatement transférée vers l'écloserie dans un bac fermé. Les femelles non ovulées sont remises à l'eau.

Mâles : sont récupérés en fonction des besoins : 2–3 pour 1 femelle.

Hypophysation :

Pour les femelles : si elles sont totalement ovulées, on récupère immédiatement les ovules. Sinon : contrôler que la vésicule germinative est entièrement migrée ; si l'écloserie n'est pas à proximité immédiate, effectuer l'hypophysation.

– Avec 1 injection : de 3 à 5 mg d'hypophyse de carpe par kg de poids vif pour tous les géniteurs.

– Avec 2 injections : même dose totale, mais 10 % puis 90 % de la dose à 24 h d'intervalle (T° : 10 °C).

Pour les mâles : de 1 à 3 mg d'hypophyse de carpe par kg de poids vif.

Le traitement systématique des mâles permet de récupérer une quantité plus importante de laitance.

Ovulation :

Environ 48 heures après la dernière injection ; 500 °C x h à 10 °C en cas d'injection unique.

Fécondation :

Les géniteurs sont anesthésiés dans les bacs dont le niveau a été réduit. La partie postérieure du corps est soigneusement séchée. Les femelles sont manipulées à l'envers, un doigt obturant la papille génitale. Les ovules sont recueillis dans un récipient sec. Mâles : laitance récupérée par légère pression avec aspiration (seringue, pipette sèche). Contrôle de la motilité (à grossissement x 100 : leur agitation rend les spermatozoïdes invisibles).

Fécondation avec dilueur 532 INRA (distribué par la CO.F.A) qui évite également le collage des œufs. Mélanger doucement (plume, ou verser d'un récipient à l'autre) 1 l d'ovules (= 1 kg) + 0,5 l de dilueur + 0,5 ml laitance. Laisser reposer 15 minutes pour leur gonflement. Rinçage avec de l'eau propre (Marcel et coll., 1983).

L'emploi de lait dilué donne de bons résultats également (Bacoupharis, comm. pers.).

Pour la tenue des fiches d'éclosion : noter le poids des femelles et la quantité d'ovules obtenue par chacune d'elles, ainsi que le volume d'œufs ; comptage du nombre d'œufs dans un volume donné (petit récipient gradué de 2 ou 5 ml). Mise en incubation (Perès, 1983 a). Éventuellement, traitement des œufs fécondés par des iodophores pour prévenir contre des maladies virales chez les alevins ; élimine en même temps le mucus collant.

Autre dilueurs signalés :

- Solution à 16 g d'urée/l (Pojoga, 1977) .
- Solution de Hamor : 6 g NaCl + 4,5 g d'urée + 0,2 g CaCl/l (Pecha, 1983).

L'usage d'une très faible quantité d'eau pure est également possible. Les taux de fécondation sont un peu inférieurs.

Incubation :

Durée : $120\text{ }^{\circ}\text{C} \times \text{j}$ (T° : 8–12 °C), éventuellement jusqu'à $180\text{ }^{\circ}\text{C} \times \text{j}$.

Matériel : bouteilles de Zoug remplies au 1/2 ou 1/3 (pour de faibles quantités : incubation sur clayettes). Les œufs ne doivent pas être mis en mouvement par le courant d'eau jusqu'à 30 °C x j. Débit : 0,1 l/min pour 10 000 œufs ; 1–1,5 l/min pour 7 l de volume d'eau (Chauveheid et Billard, 1983). Puis 2 l/min pour 10 000 œufs ; 3–4 l/min pour 7 l d'eau. Élimination régulière des œufs morts qui s'accumulent en surface. À partir de la deuxième semaine d'incubation, traitements quotidiens au formol à 0,2 % (15 min deux fois par semaine).

Les besoins respiratoires des œufs passent de 5–5,5 mg O₂/kg/h à 90–98 mg/kg/h à 10 °C. À partir de 35 °C x jours d'incubation, le débit d'eau doit donc être augmenté : de 0,5 à 3–5 l par minute pour une bouteille de Zoug de 7 l (Anwand, 1991).

Éclosion :

À 110 °C x j : transfert des œufs sur clayettes ; densité : moins de 15/cm² (maille : 1 mm²). Débit dans l'auge : 60 l/min/m³ (Perès, 1983 a). Synchronisation des éclosions provoquée en fermant l'arrivée d'eau 15 minutes. Les larves se fixent sur les parois verticales des bacs et des clayettes et se pigmentent progressivement ; il est important de mettre à leur disposition des supports (bandes de tulle, par exemple). Coques vides, œufs et larves morts doivent être siphonnés régulièrement.

Autres possibilités :

- éclosion dans les bouteilles d'incubation (circuit ouvert) ; les larves passent dans le circuit d'évacuation et aboutissent à un bac avec des supports ;
- clayettes suspendues dans des bacs très près de la surface ; profondeur des bacs : 0,2–0,7 m avec nombreux supports (bandes de filet fin). Durée de la phase d'adhérence : environ 130 °C x j.

Alevinage (voir fig. 16, *infra*) :

Première prise de nourriture simultanée au remplissage de la vessie gazeuse et au début de la nage active (L = 10 mm). Première alimentation : zooplancton seul, puis

zooplancton et larves d'insectes (L : 20–30 mm), puis phase ichtyophage (Balvay, 1983).

Étang d'alevinage : 200–500 m² avec fossé. Préparation : de la même façon que pour l'alevinage des carpes. Fumure abondante ; lame d'eau : de 50 à 80 cm. Lâcher au stade de prolifération des *Moina* (Rotifères : non consommés car trop petits ; éventuellement, inoculation avec petits Cladocères).

Densité (VR = vésicule résorbée) :

- sur surface restreinte (< 1000 m²) bien préparée, avec traitement par organophosphoré : 50–75 VR/m². Survie : 20–60 % à 3 semaines (Horvath, 1983) ;
- avec seulement fumure organique (100 kg/ha/semaine) sans précautions particulières, sur grandes surfaces : 10–12 VR/m² ;
- en auges : 8 000–10 000 larves/100 l pendant 2–3 semaines (Coche et Bianchi, 1979). 2000–4000 larves/m² avec apports de plancton. Survie : environ 50 %. (Hofmann et coll., 1986). D'après Anwand (1991), la densité optimale serait de 50 000 VR/m³, avec un débit de 4–6 litres par minute ; température de l'eau : 15–20 °C. Si des disponibilités importantes en zooplancton existent, il est possible d'effectuer un prégressissement en auges. Densité initiale : de 2 000 à 6 000 larves par m². La survie après 3 semaines peut dépasser 50 % (Jogand, 1984).

Après environ 3 semaines, début de la phase d'ichtyophagie. Vidange progressive du bassin, récupération des juvéniles dans le fossé puis transfert sur étang bien enherbé. Introduction préalable de géniteurs de gardons, carassins, tanches (40 kg/ha au total). Densité : de 2 000 à 5 000 brochetons/ha. Survie à l'automne : 5–20 % (Lukovicz, 1983). Ces alevinages peuvent être combinés éventuellement avec des lâchers d'alevins de cyprinidés produits en écloserie.

Par exemple (Hofmann et coll., 1986) : alevinage de 1000 brochetons de 5 semaines/ha avec 500 tanches de 100 g + 2000 carpillons de 25 g + 200 000 carpillons de 5 semaines. Reprise à l'automne de 300–400 brochets de 25–30 cm (100 kg/ha). Transport : pour quelques heures, en sac de polyéthylène : environ 200 juvéniles/30 l d'eau + 30 l d'oxygène,

ou : de 10 à 30 000 larves + 15 l d'eau + 10 l d'oxygène (Pecha, 1983).

En cuve, avec aération : 100 kg de juvéniles + 1000 l d'eau à 5–7 g/l de NaCl (durée : 2–4 heures).

Maintenir les poissons dans une eau fraîche et à l'obscurité pour éviter le cannibalisme. République tchèque : 1 brocheton de 4–5 semaines pour 1 à 5 m de rive suivant les abris et la taille des individus (Vostradovsky, 1983). Nos données concernant l'alevinage de brochetons de 3–4 semaines indiquent qu'une densité de 200–300 têtes par hectare avec 60 kg de gardons et 30 kg de tanches est un bon compromis ; la survie en fin de saison est d'environ 50 %, avec des brochets de 100 à 200 g et des juvéniles de gardon et de tanche. Alevinage de brochets de 1 été : 10–30 pièces/ha avec 30–40 kg de reproducteurs de poisson fourrage ; survie après 1 an : supérieure à 50 % (Le Louarn, 1983).

Rendements possibles kg/ha	Alevins nageants N/ha	Fingerlings 1 ^{er} été N/ha	Brochetons 1 ^{er} été N/ha
5	200–300	20–30	2–3
6–8	300–400	30–40	4–5
8–10	400–500	40–50	5–7
10–12	500–600	50–60	6–8
plus de 12	600–800	60–90	7–10

Tableau 5 – Alevinage de brochet : mises en charge pour eaux libres (RFA)
(Lukovicz, 1983).

Sandre (*Sander lucioperca*)

En. : Pike-perch ; D. : Zander.

Stockage des géniteurs (hiver). Maturation :

Géniteurs stockés ensemble, tous de taille voisine. Prévoir environ 10 % de plus de mâles. Sexage possible dès l'hiver :

– femelles : souvent, l'abdomen est blanc, proéminent dans la région anale, avec dos plus haut et tête plus large que le mâle ;

– mâles : tronc et abdomen généralement plus pigmentés (Horvath et coll., 1984).

À notre avis, la méthode la plus fiable reste le contrôle par otoscopie, qui permet en plus d'apprécier l'état de maturité des femelles dont le poids est supérieur à 1,5 kg. Les reproducteurs doivent être anesthésiés pour cette opération (utiliser de préférence de la quinaldine à la place de phénoxy-2-éthanol ; voir annexe 12).

Pendant l'hiver, le poisson fourrage représente environ 200 % du poids des sandres et doit être de taille adéquate : 10–15 cm (Woynarovich, 1968).

Trois méthodes de reproduction sont possibles :

- reproduction contrôlée en bassin,
- ponte induite en bac (les œufs sont récupérés chaque fois sur un support),
- ponte induite avec fécondation artificielle.

Pontes naturelles contrôlées en bassin :

(Résultats Irstea.)

Lorsque la température de l'eau atteint 12 °C, les géniteurs sont récupérés du bassin de stockage, le sexage est vérifié, et les couples sont répartis sur 1 ou plusieurs bassins de ponte (fonds et bords totalement nus ; 1 m de profondeur ou plus). Les substrats de ponte sont mis en place, à raison de 1 nid/couple pour 4–10 m² ; il s'agit soit de cadres grillagés recouverts de bruyère ou de fibres synthétiques soit de brosses à poils longs fixées côte à côte. Dimensions : 40 à 60 cm de côté. Un

flotteur numéroté est relié aux quatre coins du support. Si l'eau est claire, prévoir un système d'ombrage au-dessus des frayères. Les nids sont contrôlés tous les matins. Introduire du poisson fourrage (taille : 10–12 cm) même s'il paraît peu consommé pendant cette période. À taille égale de proies, les sandres ont une préférence pour les tanches.

Pontes induites en bacs :

(résultats Irstea.)

Les géniteurs sont installés à raison de 1 couple par bac de 4 m², (50–60 cm d'eau) et maintenus dans la pénombre et au calme. Température de l'eau : 14–16 °C. Maintenir un stock de poissons fourrage dans le bac : une vingtaine de tanches de 10–15 cm pour des géniteurs de 2–3 kg ; la consommation est de l'ordre de 5 kg/couple/mois pendant cette période. L'état de maturation des femelles est suivi régulièrement (1 fois/semaine). Pour cela, les géniteurs sont anesthésiés dans leur bac après baisse du niveau de l'eau (le dos des poissons affleure) ; dès qu'elle est calme, la femelle est plaquée contre la paroi et retournée sur le dos pour un contrôle par otoscopie et un prélèvement de quelques ovocytes par aspiration. Lorsque les ovocytes présentent un globule lipidique central bien formé, un support de ponte est placé dans le bac et la femelle reçoit un traitement hormonal, et un support de ponte est mis en place (voir fig. 15, *infra*).

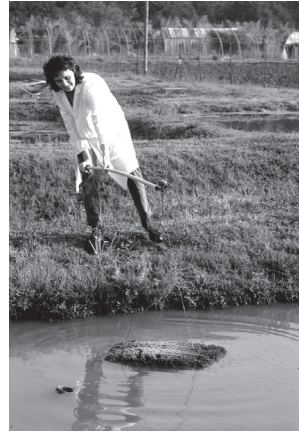
Dose : injection unique de 1–2 mg de broyat hypophysaire de carpe/kg dilué dans 1 ml de sérum physiologique. Injection intramusculaire dorsale en 1 ou 2 points.

Ou : 0,100 mg de LH-RHa/kg, injectés au même stade de maturation (Schlumberger et Proteau, 1992). La ponte a lieu de nuit environ 40 heures plus tard.

Certains pisciculteurs français utilisent du HCG à la dose de 2000 UI/kg.

En Hongrie (Horvath et coll., 1984), les aquaculteurs de la pisciculture de Szazhalombatta induisent la ponte avec un traitement hormonal (2 injections de 3 mg hypophyse de carpe/kg à 24 heures d'intervalle pour les femelles) sur des géniteurs ayant subi une fluctuation de température passant de 10 à 14 °C en 4 jours.

En Allemagne (Steffens, 1995 et comm. pers.), certains pisciculteurs appliquent la méthode d'induction de ponte suivante. Les géniteurs sont stockés ensemble dans des bassins en béton ou en fibres de verre (= fond nu) jusqu'à ce que la température de l'eau atteigne 13 à 16 °C. L'état de maturation des femelles est contrôlé en prélevant par cannulation un échantillon d'ovules ; si le globule lipidique est formé et la vésicule germinative en position périphérique, un traitement hormonal est possible.



Contrôle d'un support de ponte pour la reproduction contrôlée du sandre en petit bassin, station d'Irstea Montpellier.

(Photo O. Schlumberger)

Hypophysation :

Le traitement consiste soit en HCG (220 UI/kg de femelle) soit en hypophyse de carpe (3–5 mg/kg) en injection intramusculaire ou intra-péritonéale. Si les femelles ne sont pas parfaitement matures, les doses sont injectées de façon fractionnée : de 3 à 5 doses partielles de HCG, ou 2 injections d'hypophyse de carpe à 24 heures d'intervalle. Les mâles ne reçoivent qu'une seule injection équivalant à la moitié de la dose totale des femelles. À la suite de ce traitement, la température de l'eau est augmentée à 19–20 °C. L'ovulation des femelles a lieu 10–12 heures après la dernière injection.

Incubation :

Durée : 100–110 °C x jours à 15 °C, moins longtemps (60–80 °C x jours) si les œufs sont petits (0,8–1 mm de diamètre). Chaque « nid » est numéroté, et la date de ponte notée. Il est important de surveiller la température de l'eau ; les données d'un thermomètre mini-maxi immergé dans le bassin sont relevées tous les jours. On sait alors jour par jour pour quelle ponte l'incubation se termine.

Résultats Irstea :

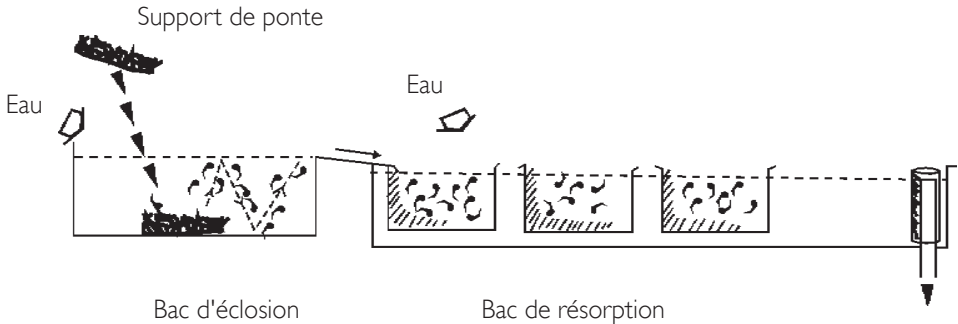
La meilleure manière de récupérer les larves dans de bonnes conditions nous paraît être la suivante (voir fig. 15). Peu avant l'éclosion, vers 90 °C x jours, le nid est transféré avec soins dans un bac où a lieu l'éclosion, induite et stimulée par les manipulations. Lorsque les éclosions sont terminées, le support est récupéré avec les coques vides et les œufs morts qui y adhèrent.

Pendant les deux premiers jours, les larves ont un comportement particulier avec alternativement une phase de nage active qui les amène à la surface, puis une chute passive jusqu'au fond avant de reprendre leur mouvement vers la surface. Un léger courant dans ce bac d'éclosion entraîne les larves vers la surverse, surtout si celle-ci est éclairée. L'eau fait passer les larves dans un autre bac où est placée une cage à mailles de 150 microns qui concentre les larves (volume utile : 30–50 l). Les larves issues d'une même ponte sont réparties dans 3–4 de ces cages pour la durée de la résorption (environ 75 °C x jours).

En Hongrie, les nids sont suspendus en atmosphère humide dans des « chambres d'aspersion » où a lieu l'incubation (Woynarovich, 1968 ; Antalfi, 1979 ; Horvath et coll., 1984). Le débit nécessaire est de 1 l/min/100 000 œufs (Woynarovich, comm. pers.). Dans de telles conditions, l'oxygénation des œufs est parfaite et le développement de *Saprolegnia* sur les pontes très limité. En contrepartie, la taille de l'installation devient importante dès qu'un grand nombre de pontes est incubé simultanément, en outre, la survie des larves est moins bonne, comparée à l'incubation en bassin ou bac (Salminen et Ruuhijärvi, 1991).

Reproduction et fécondation artificielle :

La reproduction artificielle du sandre n'est pas une pratique courante, alors que celle du sandre américain (*S. vitreum*) est mieux maîtrisée aux États-Unis et au Canada. Les hongrois (Antalfi, 1979 ; Horvath et coll., 1984) donnent quelques indications.



Les larves sont entraînées par le courant vers la surverse du bac d'écllosion, surtout si cette zone est éclairée.

La résorption de la vésicule vitelline des larves se fait dans des cages (maille : 150–200 microns).

Fig. 15 : Reproduction sur supports artificiels du sandre et du black-bass.
Disposition des bacs d'écllosion et de résorption.

Les reproducteurs sont sexés au printemps (température de l'eau : 6–8 °C). Quand la température de l'eau atteint 10 °C à l'extérieur, les géniteurs sont transférés en écloserie dans les bacs de stabulation, les deux sexes ensemble. La température est augmentée de 1 °C/jour pour atteindre 14 °C. Le quatrième jour, les sexes sont séparés et mis dans des bassins de 3 m x 1,50 m avec 0,8 m d'eau. L'eau des bassins est renouvelée trois fois par jour, l'aération se faisant par le fond (plus de 10 mg d'oxygène dissous/l).

Hypophysation :

Au moment du sexage, les femelles reçoivent une dose de 2 mg de broyat hypophysaire/kg, dissoute dans 1 ml de sérum physiologique. Les mâles sont injectés avec 3 mg de broyat/kg. L'injection est intramusculaire dorsale, sur des animaux anesthésiés. Quarante-huit heures après le traitement, on abaisse le niveau d'eau jusqu'à 15–20 cm dans les bacs. Après anesthésie des animaux dans les bacs même, on récupère ovules et laitance par stripping (de 150 000 à 200 000 œufs/kg de femelle).

Fécondation :

Sur le mélange ovules + laitance, on verse une solution de fécondation (4 g NaCl + 5 g urée pour 15 l d'eau). D'abord un volume équivalent au 1/10 de celui des œufs, puis de façon à recouvrir les œufs. Ceux-ci sont remués doucement pendant 30 minutes, puis rincés à l'eau, avant d'être replacés en solution de fécondation pour une heure (remués par intermittence).

Avant d'être mis en incubation, les œufs subissent un traitement pendant 10 secondes dans une solution de « tannin à l'eau » (3 g de tannin « à l'eau »/10 l eau). Puis rinçage à l'eau pure et mise en bouteilles d'incubation (de 20 000 à 30 000 œufs dans une bouteille de 8 l). Incubation pendant 110–120 °C x j à 14–15 °C.

Résorption :

Après l'éclosion, les larves sont transférées dans des cuves cylindro-coniques (débit : 5–10 l/min/250 l).

La résorption dure environ 75 °C x j à 15 °C. Les larves commencent alors leur vie active.

Pendant toute la phase de résorption, une température inférieure à 10 °C est létale pour les jeunes sandres (observations Irstea).

Résultats et observations Irstea :

Toutes les manipulations (anesthésies, canulation...) stressent fortement les femelles ; l'une des conséquences est un ralentissement de la maturation ovocytaire. À l'extrême, on aboutit à la mort du poisson.

La migration de vésicule germinative dans l'ovule semble se faire assez rapidement, environ 4–5 jours à 15 °C. La période où une induction hormonale de la ponte serait efficace (stades 3–4) est donc courte.

Des méthodes nouvelles doivent être mises au point pour juger de l'état d'avancement de la maturation des femelles et apprécier le meilleur moment pour effectuer une induction hormonale tout en induisant un minimum de stress chez les géniteurs.

Élevage larvaire en bassins :

Les larves à fin de résorption peuvent être transférées dans des étangs spécialement préparés pour avoir une densité maximale de Rotifères (voir § Bassins d'alevinage : préparation et gestion).

–Données bibliographiques

Mise en charge : jusqu'à 0,5 million larves/ha, soit 50 VR/m² (Woynarovich, 1968 ; Antalfi, 1979 ; Horvath et coll., 1984).

Les étangs peuvent avoir jusqu'à 1 ha et sont préparés de la même façon que les bassins de démarrage pour carpillons. Sur bassins plus petits (2 000 m²), mise en charge jusqu'à 50 000 larves à vésicule résorbée/ha.

Bonne survie sur une période de 2 mois : 20–40 % (Kleyn et Verreth, 1985). Il est également possible de conserver 3–5 jours les larves en milieu protégé en les plaçant dans des cuves cylindro-coniques (Horvath et coll., 1984). On doit leur fournir la nourriture naturelle nécessaire (taille : 0,05–0,15 mm) avant de les transférer en étang extérieur, où elles resteront jusqu'à la taille de 30 mm (environ 4–5 semaines), stade auquel le cannibalisme se développe.

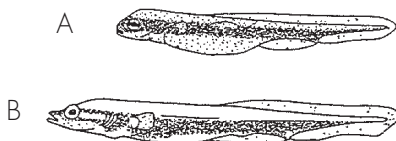
La fertilisation de l'étang est importante pour qu'il y ait en permanence au moins 1 ml de zooplancton/100 l d'eau : épandage bihebdomadaire pendant un mois d'un total de 50–70 kg d'azote et 200 kg de phosphates. Le zooplancton de grande taille (*Daphnia*) ne doit pas représenter plus de 50 % du total des organismes, sinon le taux de survie sera faible (normalement : 20–30 %).

Récupération dans une poche en filet à mailles fines (2–4 mm) placée à la sortie de la buse de vidange.

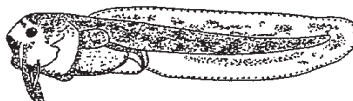
BROCHET :

A : alevin de 10 jours (env. 10 mm)

B : alevin de 14 jours (env. 25 mm).



SILURE GLANE : alevin de 8 jours
(env. 15 mm).



SANDRE (développement à 15 °C)

Œufs (diamètre env. 1 mm)

A : aspect 8–10 heures après la ponte.

B : environ 48 heures après la ponte.

C : alevin prêt à éclore (env. 100 degrés x j).

Alevins

D : aspect à l'éclosion, longueur totale 5–6 mm.

E : aspect 3 jours après l'éclosion (env. 6–7 mm)

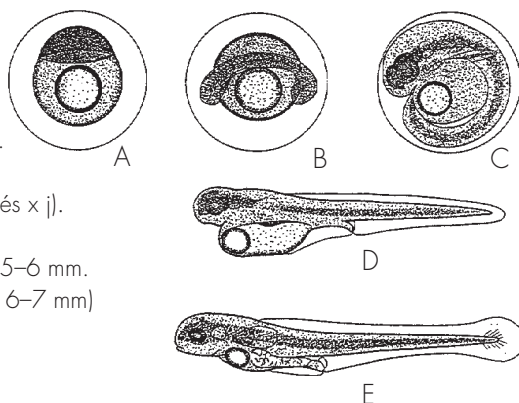


Fig. 16 – Œufs et alevins. Dessins Schlumberger/Cemagref.

Résultats Irstea :

Les essais réalisés à Montpellier ont montré qu'une densité d'alevinage de 40–60 larves/m² dans des petits bassins riches en plancton (plus de 2 ml de Rotifères, puis crustacés par 100 litres) permettait d'obtenir environ 20 juvéniles de 3–4 semaines/m².

Lors de la vidange, les poissons (taille de 3 à 6 cm) sont repris dans une pêcherie extérieure et transférés immédiatement dans des récipients remplis d'eau claire, bien oxygénée, dans la pénombre (Schlumberger et Proteau, 1991). Si cette phase d'élevage se prolonge, les juvéniles épuisent les ressources alimentaires du bassin et le

cannibalisme se développe rapidement. L'expérience à montré qu'en 48 heures la moitié d'un lot pouvait disparaître par cannibalisme !

Des pêches de contrôle à la senne (maille de 3 mm) permettent de s'assurer que l'écart des tailles n'est pas trop élevé (moins de 1 à 2) entre les têtes et les queues de lot. En outre, un abdomen déprimé, lorsque les juvéniles sont observés de profil, est un signe indiquant l'épuisement des ressources alimentaires naturelles, ce qui incitera très vite les juvéniles les plus grands à « s'intéresser » à leurs congénères de petite taille... L'élevage larvaire intensif avec distribution d'aliment artificiel n'est pas encore réalisable en routine et nécessite une sérieuse mise au point.

Juvéniles :

Les jeunes sandres de 30–40 mm sont transférés dans des étangs à carpes, à une densité de 200–500 p/ha (Woynarovich, 1968 ; Coche et Bianchi, 1979 ; Horvath et coll., 1984 ; CARA/Cemagref, 1991).

La survie à la fin de la saison peut atteindre 50 % si la quantité de poisson fourrage (alevins de cyprinidés) est suffisante au moment du déversement. Il est possible de récolter jusqu'à 30 kg/ha de sandres d'un été (poids moyen : 150–180 g ; Camargue) dans un étang de grossissement pour carpes, gardons, tanches. En étang, avec uniquement des poissons fourrage, on peut espérer des rendements atteignant 100 kg/ha de sandres de 20 g (Horvath et coll., 1984).

Quantité de poisson fourrage kg/ha	Nombre de fingerlings introduits N/ha
moins de 50	900
50 à 90	1500
100 à 140	2200
150 à 200	3200
plus de 200	4000

Tableau 6 – Alevinage de sandre (Pojoga, 1977, modifié).

Transport :

Pour des sandres de 6 semaines : 200 p. dans un sac de 50 l en polyéthylène avec 20 l d'eau à 0,4 % de NaCl et gonflé à l'oxygène. Le tout est maintenu à l'obscurité et au frais. Durée du trajet : 6–8 heures (Schlumberger et Proteau, 1991).

Perche fluviatile (*Perca fluviatilis*)

En. : Perch ; D. : Barsch.

La reproduction et l'élevage larvaire de la perche sont désormais maîtrisés (Filière Lorraine d'Aquaculture Continentale, F-57260 Lindre Basse)

Maturation :

Lorsque la température de l'eau atteint 10–12 °C. Une période de froid préalable est indispensable pour que la ponte se déroule correctement au printemps suivant (Craig, 1987).

Reproduction contrôlée :

Pour la ponte de la perche, la température semble avoir plus d'influence que la photopériode. Les femelles acceptent sans difficulté de pondre dans de petits bacs pour peu que l'eau soit de bonne qualité et qu'il s'y trouve un support pour déposer leur ponte : touffes de fils synthétiques, brosse, moquette, etc. Du poisson fourrage de petite taille est nécessaire. En pratique, il paraît préférable d'avoir deux à trois fois plus de mâles que de femelles, par exemple, 10 femelles + 20–30 mâles dans un bac de 700 l. Une augmentation de la température de 10 à 13 °C déclenche des pontes spontanées (Kestemont, comm. pers.). L'induction hormonale de la ponte n'est pas encore applicable en routine. En laboratoire, l'injection hormonale est de 125 µg de Gn-RH par kg de femelle, sur des individus placés à 16 °C.

Pour la reproduction naturelle en bassin avec production de perchettes, sur 1 ha, on peut placer 10 couples de perches, 5 couples de tanches et 35 couples de gardons + 15 kg de juvéniles de gardon.

Incubation :

Le ruban d'œufs est transféré délicatement avec son support dans une bouteille d'incubation dont le sommet est préalablement garni d'un tissu à mailles fines (0,1 mm). Cela évite que les œufs, dont la densité est faible, ou des alevins, ne puissent passer dans le système d'évacuation.

Durée : 130–140 °C x j (12 °C). Il est préférable que l'éclosion se fasse dans des bacs ou auges.

Autre méthode : la ponte est déposée dans une caisse à parois à mailles fines, flottant en bordure d'un bassin.

Résorption :

Cette phase dure environ une semaine.

Alevinage :

Les alevins transparents et de petite taille sont transférés (densité : 10 000 à 20 000 par hectare) en bassins spécialement préparés, riches en plancton. À la fin de la première saison, on peut récolter 10 kg de perches/ha en étang.

Pour en savoir plus, voir Goubier et Marchandise, 1990 et les résultats obtenus par la Filière Lorraine d'Aquaculture Continentale (FLAC).

Sur des petits bassins (30-50 m²) profonds de moins de 1 m où le plancton est abondant, on peut déverser 100 larves/m². Après deux mois, on récupère des perchettes de 3-4 cm avec une survie pouvant atteindre 50 %.

Black-bass à grande bouche (*Micropterus salmoïdes*)

En. : black-bass ; D. : Schwarzbarsch.

Stockage des reproducteurs :

En étang de grossissement pour carpes. Récupérés lors de la vidange. Si les géniteurs sont transférés en bacs (densité : environ 10 kg/m³) à une température de 25 °C, le sevrage sur aliment artificiel se fait bien. De l'aliment type « truite » leur est distribué régulièrement. Les résultats paraissent meilleurs si les granulés sont initialement humidifiés, l'idéal semble être de disposer de granulés flottants ou extrudés. Après 6-8 semaines, 80 % des géniteurs sont accoutumés à l'aliment inerte (Jacquemond et Commergnat, 1994).

Maturation :

En étang de ponte contrôlée, pendant le printemps. Une abondante nourriture naturelle est nécessaire : il faut compter une quantité de petit poisson fourrage représentant 10 fois la biomasse des géniteurs. La préparation du nid par le mâle débute vers 15-16 °C.

Reproduction naturelle contrôlée :

Méthode des « boxes de ponte » (Arrignon, 1970 ; Huet, 1970 ; Pojoga, 1977) : le plan d'eau doit avoir un fond et des berges argileuses. Le long de la rive orientée face au sud sont implantés une série de « boxes » de 1 m² en ciment, en brique ou en bois ; leur fond est recouvert d'une couche de gravier. L'ouverture vers l'étang est munie d'une rainure où peut coulisser un cadre à grillage fin. La profondeur d'eau est de 30-40 cm dans les « boxes ». Pour 1 ha d'étang, on installe une dizaine de ces nids, et autant de couples de géniteurs.

Dans les étangs à berges naturellement sablonneuses, on peut placer une centaine de reproducteurs par hectare (mâles plus nombreux que les femelles) et environ 50 kg de poisson fourrage (Stickney, 1988, 1993). En France, des pisciculteurs indiquent les densités suivantes : 6 kg de géniteurs soit 8-10 M + 10-12 F de 0,3-0,4 kg/ha avec 70 kg d'ables de Heckel (*Leucaspis delineatus*, cyprinidé). La production atteint 60 kg de juvéniles d'un été. Lors de la mise en charge de l'étang, il est nécessaire de prévoir une quantité de petit poisson fourrage 10 fois supérieure au poids des black-bass. Faute de disposer d'ables comme fourrage, d'après notre expérience, il faut introduire au moins 70 kg/ha de gardon et tanche tout-venant (une partie se reproduisant sur place), et ne mettre que 8-10 géniteurs de black-bass (sex ratio M/F : 1/1).

La reproduction peut également se faire en bacs (4 m²). D'après l'expérience d'Irstea, on peut y placer 1 ou 2 mâles avec une cagette de sable grossier pour chacun et 3–5 femelles ainsi que du petit poisson fourrage. Ces bacs sont alimentés en eau courante à température ambiante. Les «nids» avec les œufs sont transférés en bac d'incubation (eau claire bien oxygénée) et remplacés par des «nids» vides.

La ponte a lieu quand la température atteint 18 °C. La femelle dépose 5 000 à 15 000 œufs sur les graviers et, en conditions naturelles, le mâle assure ensuite seul la garde du nid puis des alevins qui restent en groupe dense pendant 2–3 semaines (Arrignon, 1970 ; Huet, 1970 ; Pojoga, 1977).

Une autre solution consiste à installer des géniteurs (20 mâles + 30 femelles) dans un bassin bétonné d'environ 30 m² communiquant par des passes grillagées avec deux bassins de 80 m² où sont disposés des bacs de ponte. L'ouverture de l'un des passages vers un bassin de ponte incite les reproducteurs matures à y pénétrer pour s'y reproduire. Dès qu'il y a une série de pontes, le bassin est isolé ; quelques jours plus tard, l'accès à l'autre bassin peut être ouvert, pour qu'un autre groupe de géniteurs ayant mûri entre temps puisse s'y reproduire à son tour sans perturber la première série de pontes. Dès que les alevins éclos sont récupérés dans l'un des bassins de ponte, il peut être remis en service pour une nouvelle série de reproductions.

Reproduction induite :

Femelles et mâles peuvent recevoir une injection de 4000 à 8000 UI de HCG/kg, ce qui déclenche la ponte dans les 48 heures si la femelle est parfaitement mature. Les pontes peuvent être récupérées sur les supports et mises en incubation dans des auge. Les femelles n'ayant pas réagi à une première injection ont à nouveau un traitement hormonal la semaine suivante. Stickney (1988, 1993) précise que si ces méthodes intensives sont utilisées par quelques écloséries aux États-Unis, on leur préfère la méthode naturelle, qui donne d'aussi bons résultats... et demande moins de travail.

Incubation :

De 130 à 180 °C x j à 18 °C (Arrignon, 1970 ; Huet, 1970 ; Pojoga, 1977). Nos observations sur les durées d'incubation sont similaires à celles d'origine nord-américaines, à la latitude de la France (New York) : 4–5 jours à 18 °C, 3 jours à 20 °C (Carlander, 1977). L'incubation est plus courte dans le sud des États-Unis : 2,5 j à 18 °C, 2 j à 28 °C (Stickney, 1988, 1993).

La résorption dure environ 3–4 j à 20–22 °C, et les alevins sont rapidement très actifs (observations Irstea).

Reprise des alevins :

En obligeant le mâle à sortir du «box» de ponte, on ferme l'ouverture et les alevins emprisonnés peuvent être récupérés avant qu'ils ne dépassent 10–12 mm de long. Lorsque la reproduction a lieu dans un bassin de ponte, alevins et géniteurs peuvent

être récupérés après 4–5 semaines, mais la végétation peut être une gêne pour la bonne reprise des juvéniles. Dans ces conditions, comme en étang, ceux-ci ne sont récupérés qu'à la vidange d'automne, mais il est indispensable alors qu'il y ait du poisson-fourrage en quantité.

Alevinage :

En bassins extérieurs : les bassins d'alevinage doivent être abondamment fertilisés pour favoriser le zooplancton, pas trop profonds, avec de la végétation submergée. Après une phase zooplanctonophage, les jeunes black-bass sont insectivores (à partir de 10–12 mm) avant de devenir ichtyophages (taille : 5 cm). S'il est prévu de récupérer les alevins après 4–6 semaines, la densité d'alevinage est de 20 à 30 larves/m², avec un taux de survie pouvant atteindre 50 %.

Au cas où les juvéniles ne sont récupérés qu'à l'automne, la densité de mise en charge est de 3 à 5 VR/m² (Huet, 1970 ; Antalfi, 1979). Le poisson fourrage nécessaire consiste en alevins de tanche, de gardon ou de rotengle. La proportion entre jeunes black-bass et espèces fourrage doit être de 1 pour 2 (Antalfi, 1979). Cela correspond environ à un déversement de 150 reproducteurs de gardons plus 6–8 couples de tanches/ha. Repris dès la fin de la phase de vie en groupe (3-5 semaines après la résorption), des alevins de 20-30 mm peuvent être transférés à raison de 30 000 pièces/ha dans des bassins fertilisés où ont été introduites des quantités importantes d'ables de Heckel. Ce petit cyprinidé qui se reproduit plusieurs fois pendant l'été permet aux jeunes black-bass de disposer de petit fourrage.

La survie en fin d'été peut atteindre 50 %. Rendement : plus de 100 kg/ha (Huet, 1970).

Des densités d'alevinage plus importantes sont possibles (100 000 alevins/ha) mais cela implique de les récupérer après 5–6 semaines, de les trier avant de les remettre en élevage (avec du poisson fourrage) jusqu'à la fin de la saison (Marcel, 1992).

L'observation montre que dès la deuxième semaine, en absence de plancton abondant, les alevins sont capables d'exploiter activement la faune (adultes et larves d'insectes, petits crustacés) vivant dans la végétation submergée. Mais dans ces conditions, d'une part la production sera plus faible (5 ind/m²) et d'autre part l'écart de taille à l'intérieur du lot de juvéniles devient tel que le cannibalisme se développe.

Dans des conditions correctes de croissance, des alevins de 4–5 semaines mesurent plus de 3 cm.

Précautions d'élevage :

- les jeunes black-bass se laissent facilement entraîner par l'eau à la surverse,
- les algues filamenteuses représentent un piège redoutable pour les alevins.

Méthode intensive : les alevins à résorption sont transférés dans des auges. Leur nourriture consiste en zooplancton jusqu'à la taille de 15–20 mm, puis il devient possible de leur distribuer progressivement des aliments artificiels (Stickney, 1988, 1993 ; Irra, 1992). En final, la mise en charge est élevée, de l'ordre de 5 kg de juvéniles/m³

(Stickney, 1988, 1993), ou de 4 à 6 juvéniles de 2–4 cm par litre. Des tris sont nécessaires toutes les semaines. Après accoutumance à la nourriture artificielle, les juvéniles peuvent être transférés en bassins (de 10 à 20 000/ha) où ils reçoivent un aliment type truitelle (Marcel, 1992). Un sevrage précoce des alevins est possible sur aliment artificiel. Nos résultats (non publiés) montrent que les alevins acceptent facilement des aliments inertes. Pendant dix jours après la fin de la résorption, ils reçoivent des cystes d'*Artemia* décapsulés secs (voir annexe 9 pour la préparation) à raison de 150-200 % de leur poids vif/jour. Le sevrage sur des miettes d'aliment artificiel du commerce se fait ensuite sans difficultés, avec des rations plus beaucoup plus faibles. En contrepartie, la croissance des poissons âgés de quelques mois et consommant des granulés reste inférieure à celle d'individus consommant du poisson fourrage.

Silure glane (*Silurus glanis*)

En. : Sheatfish, european Catfish ; D. : Wels, Waller.

Stockage des reproducteurs :

Pendant la période hivernale, les géniteurs sont stockés à raison de 200 à 300 reproducteurs/1 000 m² pour un renouvellement de l'eau de 100 à 200 l/min. Il faut leur assurer une bonne alimentation : poisson fourrage représentant environ 5 %/jour du poids des géniteurs (Horvath et coll., 1984).



Silure glane. Gros plan d'un individu de 8 kg.
Station Cemagref Montpellier.
(Photo O. Schlumberger)

En étang d'hivernage : même densité. Ajouter 200–300 kg de poisson fourrage bien que l'alimentation soit réduite à basse température (Antalfi, 1979). Renouvellement continu de l'eau : 100–200 l/min/1 000 m² (Horvath et coll., 1984). En République tchèque, Kouril et Linhart (1992) indiquent une densité de géniteurs de 30 pièces/3 000 m², en rajoutant du poisson fourrage représentant 100 à 200 % de la biomasse des silures.

Maturation :

Début mars, lorsque la température de l'eau atteint 12 à 15 °C, on sexe les géniteurs :
– mâle : papille génitale aplatie et effilée, face ventrale plus sombre, tête anguleuse, « peigne » sur le premier rayon de la nageoire pectorale,
– femelle : papille génitale plus proéminente et arrondie (Horvath et coll., 1984).
La seule méthode fiable est l'emploi d'un otoscope (Cemagref, 1989).

Les poissons sont maintenus sexes séparés dans des bassins jusqu'à ce que la température de l'eau atteigne 20–22 °C. Pendant la phase de maturation, il faut prévoir un apport de poissons fourrage : 30 % de la ration annuelle est consommée en période de maturation, après l'hiver (Horvath et coll., 1984) ou du poisson découpé en morceaux, la ration quotidienne représentant 2–3 fois le poids des géniteurs (Woynarovich, 1968).

Reproduction contrôlée :

(technique hongroise)

En bassins extérieurs (réemploi des bassins d'hivernage après désinfection). Les « nids » de ponte sont préparés, à raison d'un « nid » pour environ 100 m². Chaque nid est constitué d'un trépied de 1,2–1,5 m de haut recouvert de racines de saule sèches. Sous chacun d'eux, le sol est recouvert de roseaux.

Toute végétation naturelle est enlevée. L'étang est mis en eau quand la température se maintient au-dessus de 22 °C. Les géniteurs sont introduits dans le bassin à raison d'un couple par « nid » ; les géniteurs doivent être de la même taille. Sex ratio M/F : 1/1. Le renouvellement de l'eau est maintenu à 100 l/min pour 1 000 m³. La ponte a lieu normalement dans les 2–3 jours suivant le lâcher des adultes, pendant la nuit. Le matin : contrôle des « nids » en soulevant le matelas de roseaux avec un crochet. S'il y a présence d'œufs, démontage soigneux du « nid » en fin d'après-midi (œufs très fragiles et sensibles aux chocs mécaniques pendant 12–15 heures après la ponte). Les œufs et les tiges qui les supportent peuvent être mis en incubation en écloserie (bacs ou bouteilles de Zoug) (Horvath et coll., 1984) ou placés dans des caisses (1,50 x 0,50 x 0,60 m) à mailles fines (0,5–0,8 mm) à raison de 50 000 œufs/m² de cage (Woynarovich, 1968). Les cages sont installées à proximité de l'arrivée d'eau dans le bassin. L'éclosion a lieu après 2–3 jours. La première alimentation (zooplancton) se fait dans les caisses ; après 2 jours, les alevins peuvent être transférés dans des bassins d'alevinage.

Ceux-ci sont préparés de la même façon que pour les alevins de carpe.

Densité : 60 000–100 000 vésicules résorbées/ha. Durée : 1 mois. Distribution de nourriture supplémentaire nécessaire (30–40 % de protéines). Ration : 1–2 kg/10 000 alevins (Coche et Bianchi, 1979). En France, cette méthode de reproduction s'est avérée très aléatoire et peu adaptée au contexte socio-économique.

Reproduction artificielle :

Lorsque la température atteint 20–22 °C dans les bassins de maturation, les géniteurs sont récupérés. On débute par les individus montrant le plus nettement leur maturité (souvent ceux de plus petite taille). Pour éviter les blessures lors de combats entre individus matures, il est nécessaire soit de leur coudre de façon lâche la bouche, en passant un fil dans un trou préalablement percé dans l'os nasal et la mandibule inférieure (Woynarovich, 1968 ; Horvath et coll., 1984), soit de les stocker individuellement dans des bacs cloisonnés (Kouril et Linhart, 1992). Nos résultats à Irstea Montpellier montrent qu'il faut prévoir un espace d'un peu plus de 1 m² par femelle.

Données bibliographiques :

- Traitement à l'hypophyse de carpe

Femelles : 4–4,5 mg d'hypophyse de carpe/kg de poids vif. Mâles : 3–4 mg/kg. En injection intrapéritonéale ou intramusculaire dorsale (Horvath et coll., 1984) simultanément à l'anesthésie pour la suture de la bouche. Chez la femelle, une deuxième injection (4 mg/kg) peut être faite 24 h après la première (Meske, 1985).

- Traitement au LH-RHa : Kouril et Linhart (1992) indiquent une dose de 10–15 µg LH-RHa/kg



Collecte des ovules par massage abdominal chez une femelle de silure, après induction hormonale de la ponte. Station Cemagref Montpellier. (Photo Schlumberger)

Ovulation :

450–480 °C x h (à 22–24 °C) après injection d'extraits hypophysaires. Le délai est plus long après injection de LH-RHa : de 700 à 760 °C x h, à 23–24 °C (Kouril et Linhart, 1992).

Comme pour la carpe miroir, 1–2 mâles sont introduits avec les femelles (gueule cousue). Lorsque l'une d'entre elles manifeste des signes de ponte, elle est récupérée.

Fécondation :

Chez les mâles, la récupération des produits sexuels est soumise à deux inconvénients :

– les quantités récupérées par pression abdominale sont limitées et variables suivant les individus ;

– la laitance est très souvent plus ou moins diluée par de l'urine ; dans ces conditions, la durée de vie des spermatozoïdes est courte de l'ordre de 40 secondes (Linhart, 1984).

En pratique d'écloserie, il est préférable de collecter la laitance au préalable environ une heure avant le début présumé de l'ovulation chez les femelles dans une solution d'immobilisation des spermatozoïdes.

Les mâles sont anesthésiés et leur zone anale est essuyée. Par pression abdominale, on recueille avec une seringue une petite quantité de laitance, la moins diluée possible par de l'urine. Pour éviter l'activation des spermatozoïdes, les seringues contiennent, au préalable, 2 ml d'une « solution d'immobilisation » (8 g NaCl + 5 g KCl + 10 g glycine/l ; Jähnichen, 1992). Dans ces conditions, la laitance peut être conservée au frais quelques heures avant usage.

La quantité d'œufs recueillis par pression abdominale est plus faible que chez les cyprinidés (20 000–30 000/kg de femelle). Il n'y a pas de risques de surmaturation signalés, mais les meilleurs résultats sont obtenus lorsque les opérations sont programmées pour récolter les pontes en début de matinée (Horvath et coll., 1984).

Les œufs sont répartis en petites quantités (100–150 g) et fécondés immédiatement avec 2–3 ml de solution de laitance (récupérée par aspiration). Si l'on ne dispose pas d'une quantité suffisante de laitance, on sacrifie un mâle de grande taille et les ovules sont fécondés avec un broyat testiculaire (Woynarovich, 1968 ; Horvath et coll., 1984). À 100 g d'œufs, on ajoute 20–30 ml de sérum physiologique dilué au 1/2. On mélange en agitant le récipient (l'emploi d'un ustensile quelconque briserait la coque de l'œuf à ce stade).

Après quelques minutes, les œufs sont moins fragiles et peuvent être remués avec une spatule, pendant qu'on rajoute de la solution de fécondation (Horvath et coll., 1984). Une solution à 2 g NaCl/l est efficace pour une bonne fécondation (Kouril et Linhart, 1992).

Incubation :

Les œufs sont déversés directement dans les bouteilles d'incubation ; au contact de l'eau, ils s'agglomèrent entre eux ou se fixent à la paroi de la bouteille. Débit : 1 l/min pour une bouteille de 7 l qui contient moins d'un litre d'œufs.

Environ 15 heures après le début de l'incubation, l'embryogenèse est suffisamment avancée pour que les œufs puissent être détachés soit avec une sorte de long Coton-Tige, soit par un traitement à la protéase alcaline : environ 200 ml d'une solution à 1 % pour une bouteille de 7 l, pendant 5 minutes, en remuant constamment (Woynarovich, 1968 ; Horvath et coll., 1984 ; Harsanyi, 1987).

Durée de l'incubation : 50–60 °C x j à 22–24 °C.

Des traitements au bichromate de potassium sont effectués tous les jours.

Environ 10 heures avant l'éclosion, les œufs doublent de volume. Dès les premières éclosions, le débit d'eau est réduit. Les œufs éclosent alors en masse ; larves et œufs fécondés sont siphonnés délicatement (faible aspiration) vers une caisse (40 x 60 x 30 cm) à parois de mailles fines (0,5 mm). Densité : moins de 20 000 larves. Débit d'eau : 2–4 l/min.

Les larves sont maintenues au calme et à l'obscurité pendant la première journée (Horvath et coll., 1984).

Le taux d'éclosion est très variable suivant les individus et, pour un même individu, entre différents lots d'œufs incubés de manière identique : de 40 à 80 %.

Résorption :

70–100 °C x j à 22–24 °C (Horvath et coll., 1984). Les larves se colorent progressivement et deviennent actives. Une fois le stade du remplissage de la vessie gazeuse passé, les larves peuvent recevoir leur première alimentation, bien qu'ayant encore leur vésicule vitelline. Les individus morts doivent être siphonnés du fond des caisses.

Méthode Irstea :

Références bibliographiques : Proteau, Linhart et Hennequart, 1990 ; Proteau et Hennequart, 1991 ; Proteau et Hennequart, 1992.

– Induction de la ponte : deux types de substances peuvent être employés pour les femelles : une injection de 3–5 mg d'hypophyse de carpe par kg de poids vif pour les femelles,

ou : une injection combinant 0,050–0,100 mg de LH-RHa et 5 mg de pimozide (ou réserpine) par kg de poids vif (utilisé en cas de reproduction hors saison).

Les mâles reçoivent uniquement de l'hypophyse de carpe (2 mg/kg).

– Ovulation : environ 18 heures à 24 °C, dans le cas de traitement avec l'hypophyse de carpe ; environ 35–38 heures, avec le LH-RHa. La prolongation de ce délai serait susceptible d'entraîner une augmentation du taux de malformation des larves.

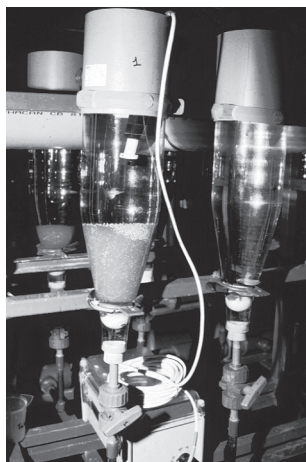
– Fécondation : la laitance est récupérée en premier par aspiration avec des seringues contenant une « solution d'immobilisation » (composition : pour 1 litre d'eau distillée : 11,6 g de NaCl + 2,4 g de Tris 20mM ; pH ajusté à 7 par HCl ; Saad et coll., 1988). Proportions à ne pas dépasser : 1 volume de laitance pour un volume de solution d'immobilisation. Conservation possible au frais (4 °C) pendant quelques heures, voire 2–3 jours.

Les ovules sont recueillis dans des cuvettes sèches par lots de 200 à 300 g environ. Il y a en moyenne 200 ovules/g.

Cent grammes d'ovules sont fécondés avec l'équivalent de 0,5 à 1 ml de laitance (tenir compte de la dilution dans la solution d'immobilisation). Puis on ajoute de l'eau d'élevage, de préférence tamponnée à un pH voisin de 7,0 par du Tris (de 10 à 100 fois le volume de sperme dilué) pour « activer » les spermatozoïdes et assurer la fécondation. Le mélange de l'ensemble est effectué par agitation de la cuvette (environ 2 min). Puis le liquide est évacué.

C'est à ce stade que peuvent se faire les traitements pour éviter l'agglomération des œufs après transfert dans les bouteilles de Zoug. Pour 100 g d'œufs, nous utilisons 25 à 50 ml soit d'une solution d'alcalase à 25 ml/l (ou de trypsine à 5g/l ou de PTN à 4 g/l). Le traitement dure 90 secondes à 25 °C. Les œufs sont rincés 2–3 fois avant d'être déversés dans les bouteilles de Zoug.

Taux de fécondation : environ de 70 à 90 %.



Incubation des œufs en bouteilles de Zoug. Un oxymètre permet le contrôle du taux d'oxygène dissous. Station Irstea Montpellier. (Photo O. Schlumberger)

– Incubation :

En bouteille de Zoug, on peut mettre 300 g d'œufs pour un volume de 5 l. Débit initial : 0,8 l/mn augmenté après 24 h à 2 l/min. Lors de la première phase, les œufs doivent être à peine mis en mouvement par le courant d'eau pour que l'embryogenèse débute correctement.

Durée d'incubation : 55–60 heures à 24 °C, 45 h à 25 °C, et environ 38 heures à 27 °C. Lorsque l'embryon est formé (24 heures à 25 °C), il est possible de siphonner sans risque les œufs morts (= blancs) dont la densité est légèrement plus faible, et qui se maintiennent sur le dessus de la masse des œufs. Plusieurs traitements sont nécessaires pendant cette phase, pour éviter le développement de saprolégniose.

Quelques heures avant le début de l'éclosion, les œufs peuvent être siphonnés délicatement des bouteilles de Zoug vers des cages à mailles fines (0,3–0,5 mm) immergées dans une auge où se fait l'éclosion. Les œufs sont déposés sur le fond, au centre. Dès le second jour après leur éclosion, les larves, lucifuges à ce stade, se rassemblent dans les angles où il est facile de les récupérer ; elles se pigmentent en 24 heures. Il est possible aussi de laisser les larves éclore dans les bouteilles d'incubation. Le flux d'eau entraîne les coques vides, et les larves peuvent être récupérées par un siphonage en douceur. Taux d'éclosion : entre 40 et 80 % des œufs mis en incubation. Résorption : dans des auges, à l'abri de la lumière. Durée : 96 °C x j à 24 °C.

Démarrage des larves :

(Données bibliographiques)

À ce stade, les larves peuvent soit être transférées en bassin extérieur (voir § Bassins d'alevinage : préparation et gestion pour préparation) mais avec des risques de mortalités importantes compte tenu de leur sensibilité aux parasites, soit maintenues en milieu artificiel dans des bacs.

Volume : 100–200 l. Profondeur : environ 20 cm. Densité : 50–100 alevins/l. La nourriture consiste, dans ce cas, en zooplancton, en chair de poisson frais haché en farines pour truitelles, voire en morceaux de vers Tubifex. La ration est étalée sur un plateau sombre. Il est nécessaire de fournir des abris aux alevins (briques ; paquets de tube PVC de petit diamètre) et d'éviter un éclairage important. L'eau est renouvelée en continu (5–8 l/min).

Cette phase d'élevage dure 2–3 semaines avec un taux de survie de 90–95 %. La température est d'environ 24 °C (Horvath et coll., 1984). Jähnichen (1992) indique une mise en charge initiale de 20 000 à 30 000 VR par m³.

Des traitements réguliers contre l'ichtyophthiriose sont nécessaires : NaCl à 1 kg pour 100 l d'eau. La propreté des bacs est un facteur important. Pour améliorer les résultats, à partir de la troisième semaine d'élevage, la densité d'alevins doit être réduite à 30 têtes/l (Horvath et coll., 1984).

–Méthode Irstea : alevinage en deux phases.

Première phase : démarrage des larves.

- bassins extérieurs en terre : le transfert direct des larves est possible sur bassins désinfectés, fertilisés, avec nourrissage intensif. Mais la sensibilité des larves vis-à-vis des parasites (*Ichtyophthirius multifiliis* en particulier) est le gros inconvénient de cette méthode, ainsi que la surveillance de la consommation d'aliment.

Résultats obtenus pour une densité d'alevinage de 10 à 20 VR/m² : survie : 30 % en moyenne, indice de consommation : de 1,2 à 1,3 après 70 jours d'élevage. On récupère des lots assez hétérogènes : poids de 30 à 125 g, voire plus.

- en nurricerie : les premières distributions d'aliments débutent 48 heures après l'éclosion (aliment spécial pour larve silure) avec distributeur à tapis, toujours dans la pénombre. En auges, la densité est de 3 000 à 4 000 VR/m². Ration quotidienne :

de 20 à 30 % du poids vif, avec distributions 20 heures par jour. Les 2/3 de la ration sont fournis de nuit.

À l'âge de 30 jours, les alevins doivent normalement peser environ 1 g (survie : 50 %). Ils sont alors transférés en bassins extérieurs. Une prolongation de la phase d'élevage intensif permet d'obtenir des alevins de 60 jours pesant environ 10 g.

Seconde phase :

Un deuxième alevinage est effectué en reformant des lots homogènes pour un grossissement jusqu'à la fin de la saison (voir ci-dessous).

Grossissement à un été :

(Données bibliographiques)

Les alevins âgés de 3 à 4 semaines, issus de bacs d'élevage ou de bassins d'alevinage, sont transférés dans des étangs contenant de préférence des alevins de carpe argentée ou de tanche (non compétitrices pour la nourriture naturelle contrairement à la carpe miroir).

Densité : de 1 000 à 5 000 jeunes silures/ha et 3 000–7 000 carpes argentées de 5 semaines/ha (Horvath et coll., 1984), ou 14 000 juvéniles de 1–3 cm/ha avec 2 millions de carpe miroir au stade vésicule résorbée (Jähnichen, 1992).

Autres possibilités : grossissement en étang à carpes d'un été (densité : 100–200 jeunes silures/ha (Horvath et coll., 1984) ; grossissement avec géniteurs de carpe miroir et tanche : 1 500–2 000 silures de 3–4 semaines/ha (Woynarovich, 1968).

–Méthode Irstea

Le second alevinage est réalisé à partir de lots homogènes d'alevins issus du premier alevinage, sélectionnés parmi les plus gros.

Résultats obtenus en bassins de 5000 m² pour une densité de 10 à 20 juvéniles/m² : taux de survie : 99 %, poids moyen à la pêche d'hiver : 200 g (indice de consommation : 0,7). Les résultats sont meilleurs si la durée du premier alevinage est limitée à 4–5 semaines : le second alevinage peut ainsi être réalisé avec des lots recalibrés plus tôt, ce qui permet un meilleur ajustement des rations alimentaires et réduit l'hétérogénéité des lots à la pêche d'hiver.

Carpes de Chine

L'élevage de ces espèces étant actuellement interdit en pisciculture d'étang (application de la loi sur l'eau et le milieu aquatique, 2008), les informations ci-dessous sont données à titre informatif.

–carpe Amour (*Ctenopharyngodon idella*).

En. : grass Carp, white Amour ; D. : Grassfisch.

–carpe argentée (*Hypophthalmichthys molitrix*).

En. : silver Carp ; D. : Silberkarpfen.
– carpe marbrée (*Aristichtys nobilis*).
En. : big head ; D. : Marmorkarpfen.

Stockage des reproducteurs :

– Carpe Amour : étang à eaux claires et abondante végétation submergée. 100–200 géniteurs/ha avec quelques individus des deux autres espèces.

– Carpe argentée : soit à part en étang fertilisé (environ 50 kg d'engrais azoté/ha), soit en étang de grossissement à carpe miroir, non compétitrice pour l'alimentation. Densité : 100–150 adultes/ha.

– Carpe marbrée : petit étang à fond de vase épaisse. Fertilisation avec quelques centaines de kg de fumier/ha. Densité : 200 reproducteurs/ha (Horvath et coll., 1984). Le renouvellement de l'eau est indispensable dans tous les étangs de stockage. Il est important que les poissons aient à leur disposition toute la nourriture naturelle nécessaire dès le début du printemps : c'est à cette période que se constituent les réserves vitellines de l'œuf.

Maturation :

Lorsque la température de l'eau dépasse 20 °C. Les femelles ont l'abdomen mou, en particulier près de la papille génitale. Chez les mâles, la face interne des nageoires pectorales devient rugueuse.

Les poissons sont dirigés vers l'écloserie. Leur taille et leur vigueur peuvent rendre les opérations délicates.

Hypophysation :

– Femelles : 2 injections d'hypophyse de carpe à 14–24 heures d'intervalle. Première injection : 10 % de la dose, puis 90 %. À 26 °C, les injections peuvent être effectuées à environ 6 heures d'intervalle ; à 28 °C, une seule injection peut suffire pour provoquer la ponte.

– Mâles : 1 injection, 12–24 heures avant la ponte.

La dose est déterminée en fonction de la circonférence du corps du géniteur (tableau 6). Chaque injection est réalisée avec 1 ml de sérum physiologique. Les poissons sont placés dans une eau à 22–23 °C pour la carpe Amour et la carpe argentée, à 23–26 °C pour la carpe marbrée (Horvath, 1978 a ; Woynarovich et Horvath, 1981).

Ovulation :

Les géniteurs sont maintenus au calme. L'ovulation a lieu après 210–220 °C x h pour la carpe Amour et la carpe argentée, à 235–245 °C x h pour la carpe marbrée. Teneur minimale en oxygène dissous : 6 mg/l. Débit équivalent à 4 l/min/géniteur (Horvath, 1978 a ; Horvath et coll., 1984).

Périmètre corporel du géniteur (cm)	38	40	42	44	46	48	50	52	54	56	58	60	62
Dose d'hypophyse (mg/kg)	3	3,2	3,5	3,7	4	4,2	4,5	4,7	5	5,2	5,5	5,7	6

Tableau 7 – Quantités de broyat hypophysaire à injecter en fonction de la taille des carpes de Chine (Woyrnarovich et Horvath, 1981 ; Horvath et coll., 1984).

Fécondation :

Les ovules doivent être recueillis sans délai, sous peine d'être surmatures et de devenir infertiles. Ovules et laitance sont donc recueillis simultanément. À 1 l d'ovules on ajoute 10 ml de laitance provenant de plusieurs mâles. De l'eau propre est rajoutée pour la fécondation. Après plusieurs rinçages, les œufs gonflent fortement. Après environ 10 minutes, ils peuvent être mis en incubation. Une femelle produit de 60 000 à 80 000 œufs/kg. On déverse environ 50 ml d'œufs par bouteille de Zoug de 7–9 l.

Incubation :

Durée : 24–32 heures à 22–24 °C. Traitement au formol : 1 ml/bouteille 4 fois par jour.

Après quelques heures, le volume initial des œufs est multiplié par 50 ou 100. Les œufs sont très fragiles et sensibles aux chocs mécaniques. Pendant 8–10 heures après la mise en incubation, le débit dans les bouteilles est limité à environ 0,2 l/mn. Puis le débit peut être augmenté à 0,7–0,8 l/min. Les œufs morts qui s'accumulent en surface doivent être siphonnés régulièrement (Horvath et coll., 1984).

Éclosion :

Dès l'apparition des premières larves, l'éclosion est facilitée par addition de protéase alcaline qui dissout la coque des œufs. Pour 1 l d'œufs à traiter, on verse dans la bouteille d'incubation dont l'eau a été siphonnée, 0,5 l d'une solution mère à 1 g d'enzyme/l. Durée du traitement : 3–5 minutes. Vérifier l'effet sur des échantillons observés sous loupe binoculaire.

Résorption :

Durée : 60–70 °C x j.

Les larves sont transférées dans des cuves cylindro-coniques pendant 4–5 jours. Densité : 100 000 larves/100 l.

Lorsque les larves nagent horizontalement, elles sont prêtes à consommer leur première nourriture. Celle-ci est constituée d'une suspension de jaune d'œuf cuit ; ration : environ un œuf pour un million de larves, toutes les 2–3 heures (Horvath et coll., 1984) (Voir chapitre 5, § Alimentation des alevins).

Alevinage :

Les larves sont ensuite transférées en bassin d'alevinage préparé de la même manière que pour la carpe miroir. La densité de mise en charge est plus élevée (300–500 alevins/m²). Il est nécessaire de distribuer une nourriture supplémentaire plus abondante.

Après trois semaines, les alevins sont placés en étang de grossissement. Les poissons sont débarrassés de leurs parasites par un bain rapide dans une solution de NaCl à 10 g/l.

Traitement sanitaire des reproducteurs :

Afin d'éviter des mortalités survenant sur des reproducteurs après le stress de manipulation, il peut être intéressant d'administrer un traitement à base de désinfectant général (type Chloramine T), en plus d'une bonne alimentation préalable riche en vitamines (cf. chapitre Pathologie).

Voir ci-après le tableau du taux de survie à l'incubation (tableau 8) et le tableau synthétique des traitements hormonaux (tableau 8).

	Maturation des géniteurs après hypophysation %	Œufs fécondés %	Survie des larves à la prise d'air %	Survie des larves à 3–4 semaines en bassins %	Survie des alevins après une saison en étang %
Carpe miroir	60–90	80–95	90–95	50–60	20–60
Carpe Amour	60–80	70–90	80–90	70–90	65–85
Carpe argentée	60–80	70–90	80–90	70–90	65–85
Carpe marbrée	60–90	70–95	80–90	70–90	65–85
Tanche	60–70	80–90		20–30	10–30
Brochet	70–90	50–80	75–90	05–90	10–30
Sandre	70–90	90–95	80–90	15–60	30–50
Silure	70–80	70–90	60–90	50–60 (en bac : 80)	30–50

Tableau 8 – Taux de réussite (%) des différentes étapes de la production suivant les espèces (Horvath et coll, 1984 ; modifié).

	Sexe ratio M/F	1 ^{re} injection (dose/kg)	Intervalle	2 ^e injection (dose/kg)
Carpe commune (<i>C. carpio</i>)	2/1	0,3-0,5 mg CPE	12 h	3-5 mg CPE
		10 µg LHRHa + 5 mg pimozide	/	/
Carpe Amour (<i>C. idella</i>)	1/1	2-3 mg CPE	8-12 h	10 mg CPE
		F : 0,5 mg CPE M : 2 mg CPE		F : 3,5-4,5 mg CPE M : /
		10 µg LHRHa + 5 mg pimozide	6 h	10 µg LHRHa
Carpe argentée (<i>H. molitrix</i>)	1/1	2-3 mg CPE	10-14 h	10 mg CPE
		10 µg LHRHa + 10 mg pimozide	/	/
		100-200 UI HCG	5-6 h	700-1000 UI HCG
Carpe marbrée (<i>A. nobilis</i>)	1/1	4-6 mg CPE	10-12 h	10 mg CPE
		100 µg LHRHa	6 h	100 µg LHRHa + 10 mg pimozide
		100-200 UI HCG	5-6 h	700-1000 UI HCG
Brochet (<i>E. lucius</i>)	2/1	0,3-0,5 mg CPE	24 h	2,7-4,5 mg CPE
		3-5 mg CPE	/	/
Silure glane (<i>S. glanis</i>)	2/1	F : 4-5 mg CPE M : 3 mg CPE	24 h	F : 4 mg CPE M : /
		100 µg LHRHa + 5 mg pimozide	/	/
Sandre (<i>S. lucioperca</i>)	1/1	F : 0,3-0,5 mg CPE M : 2 mg CPE	24 h (18 °C)	F : 2,7-4,5 mg CPE M : /
		F : 200 UI HCG * M : 100 UI HCG		
		F : 2,5 mg CPE ** M : 2 mg CPE **		

* : en 3 à 5 injections à 12 heures d'intervalle, suivant l'état de maturité de la femelle.

** : puis transfert en bassins équipés de supports de ponte. Les pontes sur le support sont transférées en écloserie.

Tableau 9 – Reproduction artificielle des principales espèces de poissons d'étangs.

Ovulation	Taux réponse(%)	N. ovules au kg	Incubation	Résorption	Nb larves obtenues /kg d'ovules
env. 12 h 14 – 16 h	60-90	0,7 à 1 million	60 °C x j (20-22 °C)	65 °C x j	0,5 à 0,7 M 0,05 à 0,0701 environ 200 ovules/1 g
10-12 h 4 h	60-80	0,8 à 0,9 M	24-32 h (22 – 24 °C)	60-70 °C x j	0,4 à 0,6 M
10-12 h 12-16 h 6-8 h	60-80 1,1 M	0,9 à (22-24 °C)	24-32 h	60-70 °C x j	0,5 à 0,6 M
10-12 h 6-8 h	80-90	0,6 à 0,7 M	24-32 h (22-24 °C)	60-70 °C x j	0,4 à 0,6 M
8 h 48 h (10 °C)	60-80	180 000 à 220 000	120 °C x j (10 °C)	120 °C x j	50 000 à 100 000
env. 18 h (24-25 °C) 35-38 h	80-90	180 000 à 220 000	55-60 h (24 °C)	70-100 °C x j (22-24 °C)	60 000 à 140 000
10-12 h (20 °C) env. 12 h (20 °C)	60-80	1,5 à 2,2 M	100-110 °C (15 °C)	75 °C x j (15 °C)	0,5 à 1 M (?)

Sources : Billard (édit.), 1980, *La pisciculture en étang*, INRA Paris, 434 p. ; Billard (édit.), 1983, *Le brochet*, INRA Paris, 371 p. ; Bakos, 1984 ; Horvath *et al.*, 1984 ; Horvath et Lukowicz, 1984 ; Steffens *et al.*, 1996 ; résultats obtenus par Iristea.

Tableau 9 (suite) – Reproduction artificielle des principales espèces de poissons d'étangs.

CHAPITRE 5

Alimentation

Les poissons doivent trouver dans leur nourriture de quoi couvrir leurs besoins nutritifs, en quantité et en qualité : protéines, lipides, glucides, vitamines, sels minéraux et énergie. Un minimum d'énergie doit être présent dans l'aliment pour aider à sa digestion et à son assimilation. Une nourriture trop peu énergétique entraînera progressivement la mort du poisson qui aura épuisé ses réserves corporelles tout en consommant avidement un aliment dont la composition en protéines, en lipides et en glucides est *a priori* correcte (Schlumberger, 1978). La valeur énergétique des aliments complets du commerce est comprise entre 3500 et 4500 kilocalories/kg suivant leur teneur en matières grasses.

L'emploi d'aliments artificiels est cependant exceptionnel en pisciculture d'étang classique, où la croissance du poisson repose sur les ressources alimentaires naturelles disponibles dans le milieu : végétaux supérieurs ou algues, zooplancton, larves et adultes d'insectes, crustacés, autres poissons. La distribution en continu d'une nourriture chère (aliment complet) ne se justifie que si le poisson produit a une valeur marchande élevée (alevins ou juvéniles ; individus de taille marchande).

Pour en savoir plus sur ce chapitre, voir Luquet et Kaushik, 1980 ; Dabrowsky et coll., 1986 ; Barnabé, 1992.

B esoins alimentaires des poissons

Des études détaillées n'ont été réalisées que sur peu d'espèces en eau douce : salmonidés, carpes, tilapias, *Clarias* (siluridé africain) qui font seules l'objet d'élevages intensifs.

Une fois que les besoins d'entretien sont assurés (respiration, excrétion, nage = catabolisme), dégradation-consommation de matière et renouvellement), les besoins de croissance-reproduction peuvent être couverts (= anabolisme, accumulation de matière).

Quelle que soit la nourriture du poisson (proies vivantes, granulés), celle-ci doit contenir suffisamment d'énergie pour couvrir les besoins du métabolisme de base (respiration, excrétion), ainsi que ceux qui sont nécessaires à la nage et à la croissance. Ces besoins étant couverts dans cet ordre de priorité, l'énergie restante peut être utilisée pour les besoins de la reproduction (formation des gonades).

L'énergie de l'aliment n'est disponible qu'après ingestion, digestion puis assimilation de la nourriture par le poisson.

Cet aspect énergétique se double d'un aspect qualitatif : l'aliment doit contenir une certaine quantité de protéines, de lipides et de glucides.

Les protéines sont assimilées à environ 90 % et fournissent environ 4,5 kcal d'énergie nette/g. À la différence des mammifères, les poissons utilisent directement les protéines ingérées pour l'ensemble de leurs besoins énergétiques, même pour les espèces à régime omnivore ou « herbivore » (carpe Amour).

En alimentation artificielle, on cherche à éviter ce « gaspillage » de protéines en augmentant les teneurs en lipides et en glucides qui doivent être utilisés préférentiellement pour couvrir les dépenses énergétiques. Dans ces conditions, l'essentiel des protéines alimentaires peut être fixé par l'organisme (=> croissance).

D'une manière générale, les protéines d'origine animale (farine de poisson) sont mieux assimilées que celles d'origine végétale, à moins que ces dernières ne subissent un traitement particulier (cuisson, extrusion).

Les nutritionnistes cherchent à éviter cette dépendance vis-à-vis des farines de poisson et diversifient les sources de protéines utilisables pour la formulation des aliments (par exemple : foie et levures pour les aliments larves, protéines végétales).

Les acides aminés essentiels (AAE) dont la synthèse n'est pas assurée par l'organisme sont les mêmes que chez les volailles et les mammifères (arginine, histidine, isoleucine, leucine, lysine, méthionine, phénylalanine, thréonine, tryptophane et valine). Par contre, les besoins quantitatifs en AAE sont deux fois plus élevés chez les poissons que chez les autres groupes de vertébrés.

Les aliments artificiels contiennent de 30 à 50 % de protéines, voire plus (cas des aliments larvaires).

Les lipides sont une source d'énergie importante (8 kcal d'en. nette/g) ; leur taux d'assimilation dépend de leur origine (huiles de poisson de préférence à des graisses animales). Pour les poissons d'eau douce, les acides gras à chaîne courte et poly-insaturée (acides oléique, linoléique et linoléique) sont nécessaires.

La teneur en lipides dans l'alimentation artificielle des poissons est limitée par des problèmes de conservation (rancissement) et de tenue des granulés. En pratique, les teneurs sont de l'ordre de 10 à 15 %. Des teneurs supérieures se trouvent dans des aliments « haute digestibilité », extrudés. Ceux-ci induisent une pollution azotée moindre grâce à une meilleure utilisation des protéines (fixées dans l'organisme pour la croissance). En contrepartie, avec de tels aliments, la chair des poissons est plus grasse, ce qui n'est pas toujours souhaitable. Deux types d'acides gras ont un rôle important : ceux en $\omega 6$ et ceux en $\omega 3$. Pour les poissons d'eau douce tempérée et tropicale, ces acides gras doivent être présents dans l'alimentation dans une proportion $\omega 6/\omega 3 = 1$. Pour les salmonidés et les poissons marins, cette proportion $\omega 6/\omega 3$ doit être proche de 0,3.

Les poissons d'étang ont donc des besoins en acides gras de type $\omega 6$ (acide linoléique) plus importants. Cela explique en partie le fait que des aliments spéciaux mis au point pour des alevins d'espèces marines (loup, daurade) conviennent mal ou pas du tout pour ceux de silure ou de black-bass, par exemple.

Les glucides sont peu abondants dans l'alimentation naturelle des poissons qui n'ont pas les enzymes nécessaires à leur digestion. Ils fournissent en moyenne 1,6 kcal d'en. nette/g si l'amidon prédomine, 4 kcal/g dans le cas du glucose, mieux assimilé, et aucun apport d'énergie dans le cas de la cellulose.

Il n'existe pas de besoins qualitatifs en glucides ; les besoins quantitatifs (en glucides assimilables, comme l'amidon précuit) permettent d'éviter que les protéines (chères) ne soient utilisées pour les besoins énergétiques (« épargne protéique »). Les teneurs dans les granulés sont de 10–20 % habituellement.

Les vitamines liposolubles A, D, E, K, ainsi que la biotine (vitamine H), et celles du groupe B sont nécessaires. Les résultats des expérimentations concernant la détermination des besoins en vitamine C ont montré que celle-ci était également nécessaire aux poissons.

L'alimentation joue un rôle plus particulièrement important :

- chez les alevins,
- chez les géniteurs.

A limentation des alevins

La période cruciale se situe à la fin de la phase de résorption vitelline, lorsque l'alevin doit commencer à se nourrir par lui-même (exotrophie), ayant épuisé ses réserves de

vitellus. Ce passage à la nourriture naturelle est progressif : pendant un temps plus ou moins bref, l'alevin aura une alimentation mixte (vitellus + plancton). Tout alevin, quel que soit le régime alimentaire de l'adulte, commence par être planctonophage.

Nourriture naturelle

Trois facteurs sont primordiaux pour que, d'une part, la transition entre la phase d'alimentation endogène (résorption du vitellus) et la phase d'alimentation exogène du jeune alevin se passe bien et que, d'autre part, il puisse avoir une croissance rapide :

- la taille du plancton (adaptée aux dimensions de la bouche),
- la qualité du plancton du point de vue nutritif,
- la densité du plancton (facilité de capture).

Le plancton végétal n'est pas consommé (dimensions trop petites ; pauvre en protéines) ; les proies de base sont les Rotifères (0,1 mm environ), éventuellement les grands protozoaires (paramécies), puis, rapidement, petits Cladocères et Copépodes. Le nombre et la taille des organismes zooplanctoniques consommés augmentent progressivement jusqu'à ce que ce type d'alimentation ne satisfasse plus les besoins alimentaires (la quantité d'énergie fournie par la proie devient trop faible par rapport aux dépenses énergétiques de capture). L'alevin change alors de type de nourriture avant d'avoir le même régime alimentaire que ses parents 4–8 semaines après son éclosion. Au cours de chacune de ces « écophases », l'alevin occupe une position différente dans le réseau trophique de l'étang.

Les meilleurs résultats en taux de croissance et de survie sont obtenus avec la nourriture naturelle, à condition que pendant chaque écophase le jeune poisson trouve en abondance dans le milieu le type de nourriture qui lui est alors nécessaire, même si les alevins de certaines espèces (carpe miroir, silure) acceptent dès le début un aliment artificiel.

Cette évolution parallèle âge/taille de l'alevin et type de nourriture est très bien réalisée dans le cas des bassins ou des petits étangs préparés selon la méthode mise au point par les Hongrois à l'origine pour la carpe miroir (voir chapitre 4 § Bassin d'alevinage : préparation et gestion). Le même procédé peut être appliqué pour l'alevinage de toutes les espèces de poissons d'étang, tant que leur régime alimentaire reste planctonophage. Dans le cas de la carpe par exemple, au bout de 3–5 semaines, la croissance des alevins tend à plafonner en dépit de l'abondance de nourriture planctonique disponible (Lanoiselee, 1984). À ce stade, c'est la forte densité d'alevins, passés à un régime benthophage, qui devient inhibitrice de la croissance, et les jeunes poissons doivent être transférés à plus faible densité dans un autre plan d'eau.

Pour l'alevinage d'espèces carnivores, il est nécessaire d'effectuer des pêches de contrôle la 3^e et la 4^e semaine pour vérifier le bon état des juvéniles. Si leur abdomen

est déprimé vu de profil, cela indique un manque de nourriture. Dans une telle situation, le cannibalisme peut apparaître brutalement, et il est urgent de transférer les poissons dans un étang de grossissement où ils trouveront du fourrage.

Types de proies	Carpe miroir omnivore	Carpe argentée phytoplanctonophage	Brochet carnivore	Sandre carnivore
Zooplancton	Alevins jusqu'à 18-20 mm	Alevins jusqu'à 15-18 mm	Alevins jusqu'à 17-20 mm	Alevins jusqu'à 10-12 mm
Faune benthique	Alevins à partir de 20-23 mm			Alevins à partir de 12 mm
Phytoplancton		Alevins à partir de 18-20 mm		
Insectes	en complément du benthos		Alevins de 20-30 mm	
Poissons			Alevins de plus de 35-40 mm	Alevins de plus de 35-40 mm

Tableau 10 – Évolution du régime alimentaire de quelques alevins (Balvay, 1980 ; 1983).

Nourriture vivante :

Deux sources sont envisageables en pisciculture : soit le zooplancton naturellement présent dans des bassins d'alevinage fertilisés, ou dans une « fosse à plancton » où il peut être collecté et tamisé avant distribution en nurserie, soit les nauplius d'*Artemia*. Ceux-ci doivent être élevés à partir des œufs de résistance de l'espèce (cystes d'*Artemia*) mis à éclore dans de l'eau salée. Après 24–30 heures, une proportion variable des cystes éclôt. Ces stades larvaires mesurent 0,2–0,3 mm de long et peuvent être distribués aux alevins.

Voir annexe 9 pour la procédure et les contraintes.

Nourriture naturelle inerte :

Zooplancton et nauplius d'*Artemia* congelés peuvent être distribués aux alevins. L'inconvénient est que leur décongélation entraîne la liquéfaction des parties molles, donc une perte d'éléments nutritifs. Il est donc nécessaire de multiplier le nombre des repas pour que les proies consommées aient une bonne qualité nutritionnelle.

Compte tenu de la hausse des coûts des cystes d'*Artemia*, l'usage des cystes décapulés tend à être de plus en plus fréquent dans les écloséries (voir annexe 9 pour la préparation)

Débarassés de leur coque externe résistante, les cystes constituent une excellente source de nourriture, alliant les qualités nutritives du nauplius à la facilité de préparation et de distribution d'un aliment inerte. Ils peuvent être distribués seuls, ou en supplément d'aliments artificiels. Cyprinidés, silure, black-bass, par exemple, acceptent très facilement ces cystes décapsulés, mais les alevins de sandre refusent d'en consommer. La distribution initiale de cystes décapsulés permet, d'après nos observations, de sevrer relativement plus tôt les alevins sur de l'aliment artificiel que s'ils reçoivent au début des nauplius frais.

Aliments artificiels

Aliments « rustiques » :

Un mélange d'œufs et de farine, la farine de soja, l'œuf micro-encapsulé (Chow, 1980), le jaune d'œuf cuit tamisé sont des aliments qu'il est possible d'apporter aux alevins, en particulier ceux de cyprinidés, à titre de complément de la nourriture naturelle. Leur composition plus ou moins carencée ne leur permet pas d'être employés en tant qu'unique source de nourriture plus de quelques jours sans entraîner des mortalités dues à ces carences.

Aliments complets :

Les alevins de carpe miroir, carpe argentée, carpe marbrée, gardon, tanche, silure, peuvent être nourris directement avec des aliments artificiels disponibles sur le marché.

À la température optimale de croissance, les rations passent de 8–10 % du poids vif/jour en 4–8 repas pour des alevins, à 3–4 % du poids vif/jour à la fin de la première saison.

A limentation des géniteurs

Schématiquement, il convient de considérer que les besoins énergétiques pour la reproduction (gamétogenèse, constitution des réserves vitellines) sont les derniers à être satisfaits après les besoins d'entretien, de nage et de croissance. Entretien et nage font intervenir le phénomène de catabolisme, avec dégradation–consommation et remplacement de matière vivante ; la croissance et la gamétogenèse dépendent de l'anabolisme, qui équivaut à une addition de matière vivante.

En conséquence, il est dans l'intérêt du pisciculteur de veiller à ce que les géniteurs dont il dispose aient en permanence, même pendant l'hiver, une nourriture satisfaisante. Dans le cas de géniteurs de carpe miroir, par exemple, l'alimentation devra être relativement plus riche en protéines au printemps : une supplémentation avec un peu d'aliment pour truites (ration : 2 % du poids vif/jour ; éviter les céréales) permettra de disposer de géniteurs en parfaite condition pour la période de reproduction.

Grossissement des carpes miroir

Bien que la croissance des carpes destinées à la consommation soit améliorée par la distribution de céréales, cet apport de nourriture supplémentaire ne prend toute son efficacité (meilleur taux de transformation : 2,5 au lieu de 5) que lorsque la production naturelle de l'étang a été poussée à son maximum par fertilisation, voire par l'usage de la polyculture (carpe miroir + carpe amour + carpe argentée + tanche + un carnivore). Les Hongrois (Horvath et coll., 1984) ont en effet montré que dans le cas d'une monoculture de carpe miroir la production naturelle initiale pouvait être doublée par fertilisation et amendement, puis doublée encore une fois par la distribution de nourriture supplémentaire (céréales). Par contre, en polyculture (carpe miroir + carpes de Chine), la fertilisation permet à elle seule de multiplier par 5 à 7 les rendements initiaux de 100–200 kg/ha en carpe miroir produite seule.

En conséquence, le grossissement de la carpe et des cyprinidés en général doit être fondé avant tout sur la nourriture naturelle dont le développement est favorisé par des fertilisations régulières. Cette nourriture naturelle est en effet la moins coûteuse et la mieux utilisée par les poissons, comparée aux céréales et aux aliments artificiels. L'élevage intensif de la carpe miroir sur aliment artificiel n'a pas encore démontré sa rentabilité en France. Il est important de savoir que le fait de distribuer pendant l'hiver aux carpes et aux autres cyprinidés un aliment riche (type « truite ») permet d'éviter l'apparition de maladies, genre virémie printanière et érythrodermatite.

Alimentation intensive du silure en étang

Cette méthode d'élevage s'est développée progressivement en France. On a observé des cas de « syndrome de rupture intestinale » liés à une suralimentation ou à des granulés trop compacts. Les formules adaptées actuelles ne posent plus de problèmes. Le tableau 10 indique les taux de nourrissage conseillés.

Distribution de céréales et aliments complets

En cas de nourrissage de cyprinidés, les céréales sont distribuées en fonction de la consommation tous les jours ou un jour sur deux. La ration doit être consommée dans les 3–4 heures. La distribution peut se faire suivant des lignes partant du moine. La méthode de nourrissage par « points » entraîne rapidement la formation de dépressions dans le fond de l'étang par l'action de fouille des poissons, ce qui est source de difficultés lors de la vidange et de la pêche. La profondeur de l'eau sur ces secteurs doit être d'au moins 80 cm pour éviter l'utilisation des céréales par les oiseaux (canards).

Température	Poids moyen 80–100 g	Poids moyen 100–250 g	Poids moyen 250–400 g	Poids moyen 400–620 g	Poids moyen 620–1200 g	Poids moyen 1200–2000 g
9 °C et moins *	1 %	1%	0,5 %	0,5 %	0,5 %	0,5 %
10–13 °C	2 %	2 %	1 %	1 %	1 %	1 %
14–19 °C	3 à 4 %	3%	2 à 2,5 %	2 %	1,5 %	1,5 %
20–25 °C	4,5 à 5 %	3,5 à 4 %	3 %	2,5 %	2 à 2,5 %	2 %
26–30 °C	5 à 5,5 %	4 %	3,5 %	3 %	2,5 %	2 %

* ne nourrir que 1 jour sur 2, voire 1 jour sur 3 si la température est basse.

Tableau 11 – Taux de rationnement pour le silure glane en milieu extérieur.
Établi d'après les données Cemagref avec de l'aliment à 42,5 % de protéines.
Ration journalière en % du poids vif.

Méthodes de distribution :

– postes de nourrissage fixes : des plateaux submergés fixes ou sur parallélogramme déformable, des auges en maçonnerie (de 6 à 8 pour 15 ha) accessibles depuis la berge, ont été utilisés avec succès dans les étangs de grossissement (Schlumberger, 1981 a). Suivant l'intensification, le nombre de postes de nourrissage peut atteindre 5–6/ha (Harsanyi, 1987 ; Hofmann et coll., 1986). Des granulés flottants, comme il en est proposé actuellement, peuvent être distribués par « points » dans des cadres flottants, ce qui évite leur dispersion ;

– distribution en self-service :

Les mouvements d'une tige-pendule provoqués par les poissons entraînent la chute d'une certaine quantité de granulés. Ce système doit permettre à un poisson de disposer de la ration qui lui convient compte tenu essentiellement de la température de l'eau. En fait, on constate souvent que quelques individus dominants exploitent à leur profit ce dispositif, au point que leurs congénères ont des difficultés pour y accéder.

Dans certains cas, l'agitation de l'eau peut être suffisante pour entraîner le pendule et vider la trémie en peu de temps. La mise en place d'un manchon partiellement immergé autour de la tige (tronçon de tube de PVC) permet de résoudre le problème. Localement, on a vu des canards utiliser efficacement un tel dispositif ; quelques mètres de grillage plongeant de 40–50 cm sous la surface de l'eau tiennent à l'écart ces « pique-assiettes ».

Des dispositifs électroniques assujettis aux pendules permettent de n'accepter de demandes de nourriture qu'à certaines périodes de la journée, ou d'éviter le gaspillage d'aliment quand des poissons « jouent » avec la tige.

Voir dossier dans *Aqua Revue* n° 42, 1992.

En contrepartie, il faut disposer d'une source d'énergie électrique.

– distribution automatisée avec trémie :

À l'exception de ceux qui sont équipés de panneaux solaires, ces appareils nécessitent la proximité d'une source de courant électrique. Leur contenance est souvent très importante. La distribution peut être programmée (nombre de distributions/jour, durée de chaque distribution, secteur et distance de dispersion des granulés). La répartition des granulés sur une grande surface évite l'apparition d'individus dominants, d'où une croissance plus homogène des lots.

CHAPITRE 6

Pathologie : identification et traitement des principales maladies des poissons d'étang

Une « maladie » au sens large se détermine par les faits suivants :

- l'anomalie se voit, se répète (plusieurs individus atteints) et se prolonge, entraînant des pertes significatives,
- un contrôle physico-chimique et biologique permet d'exclure une mauvaise qualité de l'eau ou de l'aliment (sinon, il s'agit d'un accident),
- un agent pathogène (connu ou inconnu) est isolé.

Une maladie est « infectieuse » quand son agent se multiplie sur (ou dans) l'hôte : cas des viroses, de nombreuses bactérioses, de certaines parasitoses.

Une maladie est « contagieuse » quand son agent se transmet directement ou indirectement de sujet porteur à sujet sain (nombreux parasites et microbes).

Au sujet de la pathologie des poissons, il est indispensable de se référer aux ouvrages suivants :

- Lautreide A. et Lebreton A., 2005. *Guide des bonnes pratiques sanitaires en élevage piscicole* (publié par la FFA) ;
- de Kinkelin et coll., 1985. *Précis de pathologie des poissons*.

Le stress

Stress : somme des réponses physiologiques d'un organisme cherchant à maintenir ou à rétablir son équilibre métabolique à la suite d'une modification anormale (souvent brutale) du milieu où il vit.

Pour en savoir plus, voir Pickering, 1981 ; Smith, 1982 ; Adams, 1990 ; Thomas, 1990 ; Girard, 2006.

Origine :

Le stress, qui peut avoir des origines très diverses, abaisse le seuil de résistance de l'organisme et facilite l'attaque d'agents pathogènes :

– stress d'origine physico-chimique : dans un étang recevant une fumure organique importante, il peut y avoir, par temps chaud, de faibles teneurs en oxygène dissous et des concentrations anormales en ammoniac. La conséquence sera une apparition de maladies branchiales ;

– stress dû aux conditions d'élevage : le maintien du poisson à des densités élevées facilite l'apparition de maladies (virales, bactériennes, parasitaires). D'une part, le poisson est perturbé par la présence d'un grand nombre de ses congénères dans un espace confiné et, d'autre part, la transmission d'agents infectieux d'un poisson à l'autre se trouve largement facilitée.

Des manipulations répétées ou un transport, un changement brusque de température, une période de sous-alimentation sont autant de causes qui fragilisent le poisson vis-à-vis des maladies et des parasites. L'apparition de l'ensemble virémie printanière/érythrodermatite de la carpe, qui provoque trop souvent des pertes importantes au printemps dans les piscicultures, peut être totalement évitée en pratiquant un nourrissage hivernal complémentaire (Schlumberger, 1980 ; 1981a ; Demaël, 1989).

Les réactions physiologiques :

(voir fig. 17)

Chez les poissons, un stress va provoquer à la fois des réactions à court terme et d'autres à plus long terme.

– À court terme, dès le début du stress, et pendant toute sa durée, sous le contrôle probable du système nerveux sympathique, il y a sécrétion de catécholamines (épinéphrine et norépinéphrine) par le système nerveux puis par le rein antérieur.

Les effets sont les suivants : accroissement des rythmes cardiaques et respiratoires, avec mobilisation des réserves énergétiques (glycogène hépatique). Ces réactions ont pour but de faciliter la survie du poisson en conditions difficiles. Il y a aussi probablement arrêt du transit intestinal.

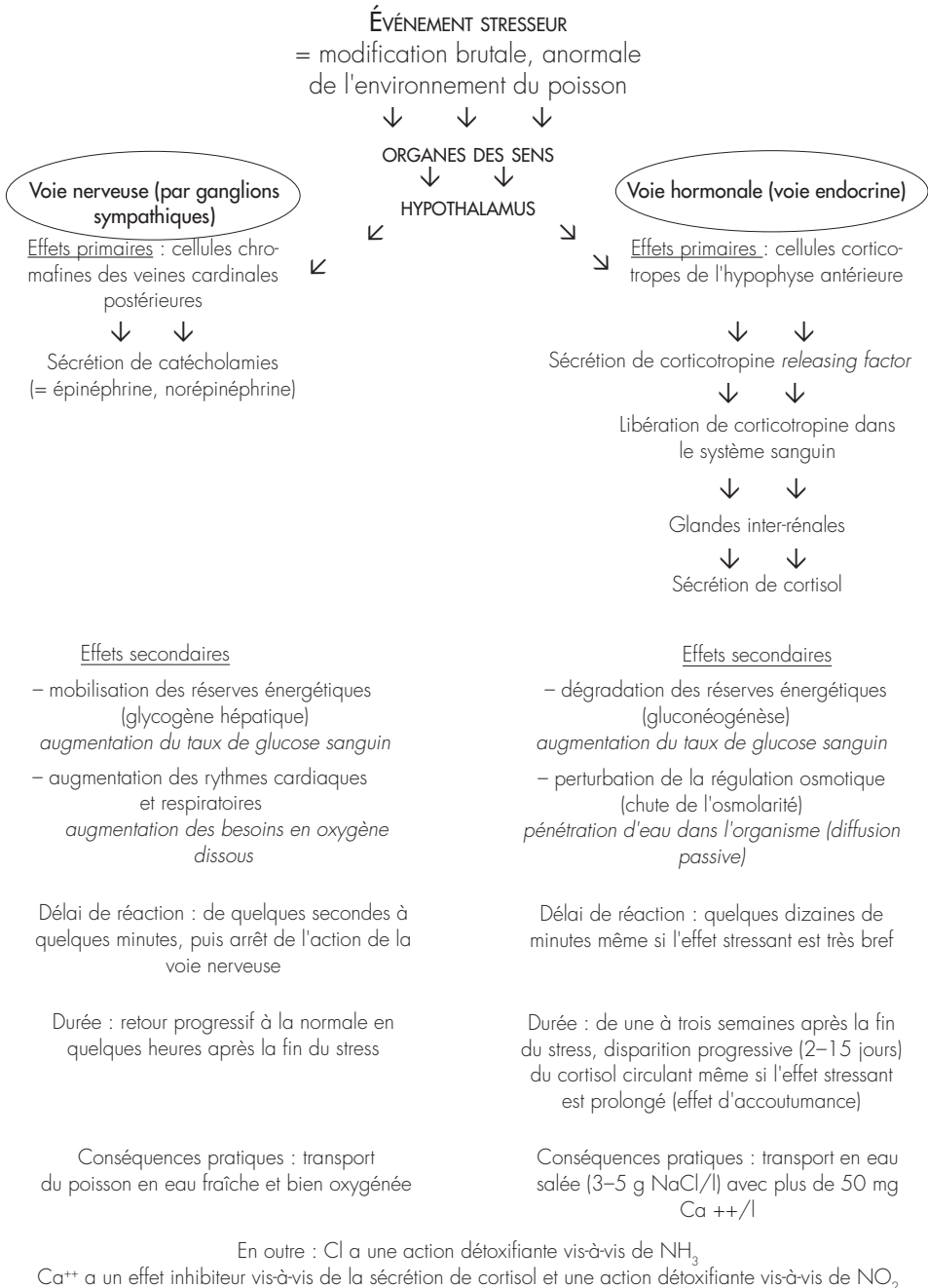


Fig. 17 – Effets d'un stress chez les poissons

Conséquences pratiques :

Les poissons doivent pouvoir couvrir leurs besoins respiratoires et réduire leurs dépenses énergétiques d'osmorégulation. Donc :

- ils sont mis à jeun au préalable,
- transportés puis transférés dans milieu bien oxygéné,
- transportés dans une eau à 3–5 g NaCl/l pour réduire les dépenses énergétiques d'osmorégulation.

L'osmorégulation (au niveau des branchies et des reins) consomme environ 30 % des besoins énergétiques d'un poisson d'eau douce.

Avec un peu de retard par rapport au début du stress, il y a sécrétion de cortisol également par le rein antérieur. Cette sécrétion peut se prolonger pendant de longues périodes, même après la fin du stress, sous l'influence d'ACTH, elle-même produite par l'hypophyse qui a été stimulée par le système nerveux sympathique. Cette chaîne de réactions est plus lente ; la production de cortisol n'atteint son maximum qu'après plusieurs dizaines de minutes, même si la cause du stress a disparu. Les effets-retard sont les suivants :

- mobilisation des protéines musculaires (dégradation) pour maintenir les réserves énergétiques (glycogénogenèse),
- déminéralisation de l'organisme due à l'augmentation de la perméabilité cellulaire, par déficience des mécanismes assurant l'osmorégulation (le maintien de l'intégrité du milieu intérieur des poissons n'est plus assuré),
- sensibilité accrue aux agents pathogènes (bactéries, virus) due à la chute des défenses immunitaires de l'organisme.

Ces effets sont donc globalement négatifs vis-à-vis de l'intégrité physique du poisson, et de sa survie.

Conséquences pratiques : sachant que le calcium a un effet inhibiteur vis-à-vis de la sécrétion de cortisol, après pêche et transport, un poisson se rétablira mieux s'il se trouve dans une eau bien minéralisée, riche en calcium (plus de 50 mg/l). Ca^{++} a également une action détoxifiante vis-à-vis de NH_3 . Les difficultés rencontrées pour stocker après transport une espèce comme le sandre sont essentiellement dues à la qualité de l'eau du milieu d'accueil, pauvre en calcium et en sels minéraux en général (eau « douce »).

Là aussi, un transport (voire un stockage) dans de l'eau contenant 3–5 g de NaCl/l est bénéfique.

Pour plus de précisions sur les questions de transport des poissons et de qualité d'eau, voir Berka, 1986.

Les remèdes :

Le meilleur moyen de ne pas avoir de maladies dans un élevage, qu'elles soient d'origine virale, bactérienne ou parasitaire, est d'appliquer des mesures préventives :

- limitation des stress en maintenant de bonnes conditions de vie dans le milieu :

qualité de l'eau, densité de poissons, alimentation correcte en quantité et en qualité,

- désinfection régulière du matériel et des installations,
- traitement préventif des poissons après chaque manipulation, et chaque fois qu'un lot arrive dans la pisciculture,
- diète préalable à toute manipulation.

Types d'agents pathogènes

- Organisme survivant peu de temps et mal hors du corps du poisson. Exemples : les virus, ainsi que le stade infectieux d'*Ichthyophthirius multifiliis* ou *sp.* (responsable de la « maladie des points blancs »). Action : traitement préventif dans le milieu extérieur sur les tomites libres et non sur les poissons.

- Organisme survivant facilement dans le milieu, soit comme saprophyte (certaines bactéries, champignon *Saprolegnia* sur déchets organiques), soit grâce à des formes de résistance ou de durée (bactéries, œufs de crustacés parasites : Lernée, argule). Intervention : la désinfection du milieu d'élevage lui-même est la seule efficace (chaux vive sur assec, en bassin ; ammoniums quaternaires pour les bacs, Chloramine T, formol en phase d'élevage).

- Agent fixé sur le poisson, et libérant ses œufs dans le milieu (Lernée, *Tracheiastes*). Intervention : élimination de tous les poissons atteints (chaux vive), désinfection du milieu (par assec), puis repoissonnement avec des individus en bon état et traitement systématique avant déversement avec formol ou Chloramine T.

- Agent transmis par un organisme vecteur : un parasite externe (sangsue, argule...) assure la conservation de virus, bactéries... Intervention : élimination du « vecteur biologique ».

- Agent à cycle complexe nécessitant la présence d'un ou plusieurs hôtes intermédiaires (cas des Trématodes digéniens *Bucephalus polymorphus*, des Cestodes : *Bothriocephalus*). Intervention : interruption du cycle biologique de l'agent par élimination de l'hôte intermédiaire (crustacé planctonique, mollusque).

La plus ou moins grande virulence d'un agent pathogène (virus, bactérie, champignon, parasite) est conditionnée à la fois par :

- le pouvoir infectant de l'agent au moment considéré (virulence de l'agent),
- la densité d'organismes infectieux dans le milieu (conditions environnementales),
- le degré de réceptivité de l'organisme du poisson qui dépend de son état physiologique du moment (prédisposition de l'hôte).

Méthodes de contrôle

L'observation directe des poissons permet déjà de repérer les individus malades d'après :

– leur comportement (à l'écart du groupe, nage difficile, apathie, respiration haletante),

– leur aspect (« voile » bleuâtre sur le corps par sécrétion excessive de mucus, touffes d'aspect cotonneux de champignons, nageoires abîmées, zones d'hémorragies, abdomen gonflé, organismes étrangers du type sangsue ou crustacé...).

Avec un minimum d'équipement (pinces, scalpel, lames et lamelles, petit microscope ; voir matériel en annexe 7), le non-spécialiste peut effectuer des contrôles élémentaires sur le poisson, à partir de prélèvements faits sur la peau et les branchies (sur des animaux préalablement anesthésiés ou fraîchement tués).

Des prélèvements de mucus, effectués sur le dos ou les nageoires, puis placés entre lame et lamelle avec une goutte d'eau et observés sous microscope (x 30) permettent déjà de vérifier la présence ou non de la majorité des parasites indiqués.

L'examen des branchies est un peu plus délicat et se fait en plusieurs étapes :

- examen de la branchie en place, après soulèvement de l'opercule – si une branchie doit être prélevée, le poisson doit être sacrifié. Couleur rouge, pas d'hémorragies, pas de corps étrangers présents (petits crustacés ?) ; un peu de vase ou des grains de sable ne sont pas anormaux ; bord de la branchie de forme régulière ;
- prélèvement de quelques lamelles branchiales et examen à grossissement 10 x minimum. Présence d'anomalies : zones d'hémorragies ; éventuellement bulles d'air dans les vaisseaux sanguins (= sursaturation gazeuse), corps allongés mobiles (vers) ou arrondis (Ciliés) ; à plus fort grossissement (x 100), il est possible d'observer des filaments ramifiés (= champignon) ou non (= cytophagales, = flavobactéries, anciennement « myxobactéries »).

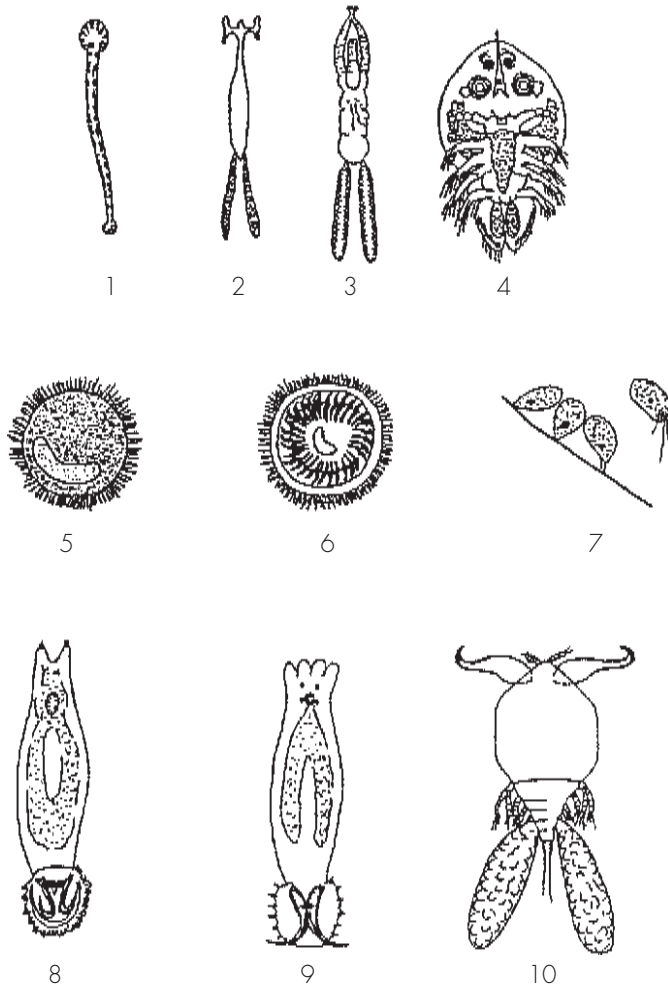
L'aspect général des lamelles branchiales peut donner des indications utiles : présence d'un mucus épais formant un manchon (qualité de l'eau, microparasites) ; disparition des lamelles ne laissant que la lame osseuse de support (forte atteinte parasitaire).

Pincipaux parasites des poissons d'étang

En cas d'attaques par des parasites, les jeunes poissons seuls flottent en surface.

Parasites sur la peau

(voir fig. 18)



Sur la peau :

- | | |
|--|--|
| 1 : <i>Piscicola geometra</i> (sangsue ; 1–3 cm) | 2 : <i>Lerne</i> a sp. (crustacé ; 5–20 mm) |
| 3 : <i>Tracheliastes</i> sp. (crustacé ; 5–20 mm) | 4 : <i>Argulus</i> sp. (crustacé ; 5–20 mm) |
| 5 : <i>Ichthyophthirius</i> sp. (Cilié diam. 0,2–1 mm) | 6 : <i>Trichodina</i> (Cilié ; diam. 0,05 mm) |
| 7 : <i>Costia</i> (Flagellé ; 0,01–0,02 mm) | 8 : <i>Gyrodactylus</i> (Trématode ; 0,5–1 mm) |

Sur les branchies :

- | | |
|---|--|
| 9 : <i>Dactylogyrus</i> (Trématode ; env. 0,5 mm) | 10 : <i>Ergasilus</i> (crustacé ; env. 1 mm) |
|---|--|

Fig. 18 – Principaux parasites des poissons d'étang.
(dessins O. Schlumberger)

Sangsue :

(1–3 cm) genre *Piscicola*, annélide, hiru-
diné.

Adhère à la peau : visible sur tout le corps.
Vit aux dépens de l'hôte en aspirant son
sang. En grand nombre, peut entraîner
la mort du poisson, par anémie. Risque
d'inoculer à l'hôte des parasites sanguins
ou des maladies (Trypanoplasmes, virus
de la NHI). Le poisson peut se blesser en
cherchant à se débarrasser de ce parasite
en se frottant sur des tiges de végétaux
durs, des pierres.... Toutes les blessures
peuvent s'infecter secondairement.



*Brochetons de 1 été (18 cm) fortement
attaqués par des sangsues Sanguinicola. (Photo
O. Schlumberger)*

Intervention

–Formol : 0,25 l/m³ ; bains de 10–15 minutes.

–NaCl : 15 g/l ; bains de 15 minutes ou plus, 25 g/l ; bains brefs (surveiller le
comportement des poissons).

Lernée :

(5–20 mm) *Lernea* sp., crustacé. Espèce voisine : *Tracheliastes*.

L'adulte s'enfonce partiellement sous l'épiderme du poisson, une partie du corps restant
visible à l'extérieur (aspect d'un filament plus ou moins épais, portant éventuellement
des sacs d'œufs). Provoque une irritation localisée et un site propice à des infections
secondaires (champignons, bactéries...).

Intervention

–Formol : 0,25 l/m³ ; bains de 10–15 minutes.

–NaCl à raison de 3 g/l, en bain de longue durée (30 heures). On obtient de bonnes
cicatrisations sur le gardon.

Ces produits n'ont qu'une action ponctuelle sur le parasite qui est profondément ancré
dans le corps du poisson. La seule action efficace consiste à détruire les poissons
infectés qui ne peuvent pas être traités efficacement (chaux vive) et effectuer un assec
sérieux du plan d'eau (traitement à la chaux vive), avant repoissonnement avec des
individus en bon état.

Argule :

(3–5 mm) «Pou de la carpe» : *Argulus* sp., crustacé.

Vit plaqué sur l'épiderme de l'hôte. Son rostre piqueur lui permet de se nourrir du sang
du poisson en lui perçant la peau. Sa présence provoque une irritation. Les points de
piqûre sont des sites pour des infections secondaires.

Intervention

- Formol : 0,25 l/m³ ; bains de 10–15 minutes.
- NaCl : de 15 à 25 g/l ; bains brefs (surveiller le comportement des poissons).

***Gyrodactylus sp.* :**

(0,5–1 mm). Monogène.

Se fixe sur la peau et les branchies du poisson par crochets. Se nourrit de l'épiderme de l'hôte ; provoque une irritation importante s'il est abondant. Par réaction, la sécrétion de mucus est augmentée : les poissons atteints sont couverts d'un mucus épais, translucide. Les nageoires peuvent être plus ou moins détruites, les écailles hérissées.

Contrôle

Ce parasite translucide est visible à la loupe sur un prélèvement de mucus.

Intervention

- Utiliser le formol : 1 l/m³ ; bains de 15 minutes.

***Ichthyophthirius multifidus* :**

Parasite cilié responsable de la « maladie des points blancs ».

Le parasite (jusqu'à 1 mm de diamètre) pénètre et s'enkyste sous l'épiderme, provoquant l'apparition d'un « point blanc ».

Effet irritant ; présent en grand nombre, peut affaiblir le poisson. Atteint également les branchies. Dangereux pour les alevins. Cycle de reproduction très rapide à température élevée.

Les traitements ne sont efficaces que contre les formes libres infectantes du parasite. Les poissons survivant à une attaque d'ichtyophthiriose sont partiellement immunisés et deviennent porteurs sains du parasite dans le milieu. Si un nouveau stock de poissons est introduit, on observe alors une explosion du parasite.

Intervention

- Formol : 0,25 l/m³ ; bains de 10 minutes à 1 heure.
- En bassin : 0,02 l/m³, deux fois par semaine.
- Quinine : 5 mg/kg d'aliment (3 à 9 j.).

***Trichodina sp.* :**

(0,05 mm). Cilié. (Voir Girard, 1998).

Parasite de forme lenticulaire, vivant fixé à la peau. De petite taille, il possède une structure interne rigide en forme de « roue ». Dangereux pour les alevins.

Contrôle

Visible au microscope (x 100) sur mucus cutané prélevé par raclage. En cas de prolifération, le poisson sécrète un mucus abondant (aspect bleuté) ; le parasite s'attaque aussi aux branchies.

Intervention

- Formol : 0,25 l/m³ en bassin ; ou en bain (1 heure), deux fois par semaine.
- NaCl : 50 g/l, bain rapide (2–3 minutes ; pour alevins de silure).

Un cilié voisin, *Chilodonella*, s'observe sur des jeunes silures affaiblis, atteints de flavobactériose. De forme lenticulaire, il est dépourvu de structure rigide interne. Il se développe en abondance sur la peau et les branchies. Dans une eau à 25 °C, un traitement à la Chloramine T est efficace (voir § Chloramine T pour les doses).

Costia necatrix (ou Ichtyobodo necator) :

(0,01–0,02 mm). Flagellé.

Parasite de petite taille. Pendant une partie de son cycle, vit implanté à la surface du corps : apparition d'un voile de mucus translucide sur les poissons atteints.

Contrôle

« Noircissement » localisé du corps. Observation au microscope (mucus cutané prélevé par raclage).

Intervention

- Formol : 0,20–0,50 l/m³, en bain (10–15 minutes).
- Permanganate de potassium, ou mieux, bichromate de potassium : 10 g/m³, en bains de 30 minutes (sur alevins).
- Trypaflavine : 20 g/m³, en bain, pendant 1 heure.
- NaCl : 50 g/l, en bains rapides (2–3 minutes ; pour alevins de silure).

Parasites sur les branchies

(voir fig. 18)

Ergasilus :

(environ 1 mm). Crustacé.

Se fixe sur les branchies et sur les nageoires, en particulier chez les alevins. Provoque des blessures et une gêne respiratoire (respiration haletante).

Contrôle

Visible à l'œil nu : souvent terminé par deux amas blancs (sacs d'œufs des femelles). Branchies gonflées (étranglement des vaisseaux sanguins par les crochets du parasite), bordures pâles.

Intervention

- Permanganate de potassium : 10 g/100 l en bain de 10–15 minutes, ou mieux, bichromate de potassium.
- NaCl : de 15 à 25 g/l, bains brefs (surveiller le comportement du poisson).
- Formol : 0,25 l/m³, bain de 10–15 minutes.

Dactylogyrus sp. et Diplozoon :

(environ 0,5 mm). Vers monogènes.

Diplozoon est constitué par un couple d'organismes semblables à *Dactylogyrus* et accolés entre eux latéralement.

Attaque les cellules de l'épiderme branchial. Provoque des difficultés respiratoires. Peut entraîner des pertes élevées chez les alevins. On peut trouver aussi des *Gyrodactylus*.

Contrôle

Visible avec une forte loupe ou au microscope sur un prélèvement branchial.

Intervention

– Formol : 0,25 l/m³ ; bain de 10–15 minutes.

– NaCl : de 15 à 25 g/l : bains brefs (surveiller le comportement du poisson).

Myxosporidies :

Kystes d'*Henneguya*, *Thelohannellus*

Très petits parasites contaminant le poisson par voie digestive. Évolution dans l'hôte et formation de kystes branchiaux (ou quelquefois intramusculaires) blanchâtres, bien visibles à l'œil nu (> 1 mm) et remplis de spores infectantes. Ils entraînent des difficultés respiratoires.

Intervention

Pas de traitement possible des individus atteints :

– élimination des poissons malades (chaux vive),

– assec prolongé de l'étang et désinfection du fond (chaux vive : 1 t/ha) pour éliminer les formes infectantes présentes dans la vase.

Des oligochètes peuvent être des parasites facultatifs sur les branchies. C'est le cas d'*Aelosomatidés*, vers de petite taille (1–3 mm) présentant une partie antérieure élargie, à bordure ciliée et vivant habituellement dans les sols humides. Nous avons observé de tels vers sur les branchies de jeunes silures (10 g) qui avaient des difficultés respiratoires, et qui provenaient de bassins en terre. Ces parasites facultatifs prolifèrent sur les branchies, où leurs déplacements arpenteurs permettent de les repérer facilement sous loupe binoculaire.

Traitement en bac : 100 ml de formol/m³, 10 minutes chaque jour, pendant 10 jours.

Mycoses

***Saprolegnia sp.* :**

Champignon filamenteux.

Aspect de touffes cotonneuses grisâtres. Apparaît sur les blessures ou les lésions de façon secondaire. Peut proliférer sur des poissons partiellement débarrassés de leur

mucus (manipulations). Les filaments peuvent pénétrer profondément dans le corps de l'hôte provoquant des troubles de l'osmorégulation et éventuellement une paralysie partielle. Prolifère sur les œufs morts (frayères, éclosion).

Contrôle

Filaments ramifiés non cloisonnés nettement visibles sous microscope (x 100). Facilement différencié des Cytophagales (pas de ramifications).

Intervention

Permanganate de potassium, ou mieux, bichromate de potassium : 6–10 g/m³, en bain de 60–90 minutes. 0,2 % pendant quelques minutes.
NaCl : de 15 à 25 g/l. Pycèze (Bronopol). Peroxyde d'hydrogène : 80-100 ppm.

Nécrose des branchies

Provoquée par un champignon *Branchiomyces* ou d'autres champignons pathogènes. Apparaît surtout dans les eaux riches en matières organiques (fumure) et à des températures assez élevées (25 °C). Les filaments mycéliens du champignon envahissent progressivement les branchies.

Symptômes et lésions

Les poissons atteints viennent « piper » l'air à la surface. Branchies gonflées et hémorragiques, prenant une couleur jaunâtre à gris. Champignon présent à l'extérieur des branchies (identification nécessaire par histologie car il y a risque de confusion avec d'autres mycoses, une maladie branchiale à cytophagales ou avec un virus).

Intervention

– Chaux pulvérulente (vive ou éteinte) : de 100 à 200 kg/ha, épandue sur l'étang.
– Permanganate de potassium : 10 g/m³, en bains de 20–30 minutes.
– Dans la mesure du possible, augmenter l'oxygénation de l'eau.
Désinfection soignée de l'étang après vidange (chaux vive : 1–1,5 t/ha).

Remarques

– Une solution de formol peut être utilisée comme traitement préventif de routine dans des bacs d'élevage ou des installations en circuit fermé (1 l de mélange/50 m³). La même solution peut être employée à raison de 1 l de mélange/10 m³ pour traiter des poissons dans les cuves de transport avant leur déversement dans les bassins.

Maladies bactériennes et virales

Flavobactérioses (bactéries responsables : Flavobacterium sp., anciennement appelées Cytophagales ou Flexibacter ; myxobactéries)

Bactéries proliférant en prenant l'aspect d'un feutrage blanchâtre, soit sur la peau, soit sur les nageoires, les branchies, dans la cavité buccale.

En cas d'atteinte branchiale, il y a apparition d'un œdème des branchies, entraînant des difficultés respiratoires.

En étang : agent infectieux surtout abondant dans les milieux riches en cellulose ; est l'un des responsables de la « pourriture des branchies » et de la nécrose des nageoires. Très dangereux pour les alevins.

En bacs : apparaît souvent sur les alevins de silure après 2–3 semaines d'élevage intensif. Leur queue se dépigmente, et la nage devient difficile.

Contrôle

Bactéries visibles sous fort grossissement (x 400) ; disposées bout à bout en formant des « bâtonnets » (= colonies d'aspect linéaire, non ramifiées, ce qui permet de les différencier facilement d'un champignon comme *Saprolegnia*, dont les filaments ramifiés sont en outre beaucoup plus épais).

Intervention

– En étang : chaux pulvérulente (vive ou éteinte) : 100–200 kg/ha épandus sur étangs ou bassins (surveiller le pH qui ne doit pas dépasser 9).

– En bacs : Chloramine T : 20 g/m³ pendant 1 h. (NB : Attention, les doses sont fonction du pH et de la dureté de l'eau – voir tableau *infra*, § Quels traitements pour quelles maladies ?).

– Ammoniums quaternaires : 2 g/m³ ; bains de 40–60 minutes (parfois mal supporté).

– Permanganate de potassium (dangereux) ou, mieux, bichromate de potassium : 20 g/m³ ; bain de 30 minutes.

– En bacs, une action préventive est efficace : nettoyage/désinfection soigneux des bacs avec de l'ammonium quaternaire. Par la suite, tout le matériel employé (siphons, épuisettes...) doit passer dans un bain rapide d'ammonium avant usage.

Érythrodermatite

(voir fig. 19)

Due à une bactérie du genre *Aeromonas salmonicida subsp. nova*, elle atteint essentiellement la carpe, mais aussi les autres cyprinidés. Apparition des premiers signes

dès le réchauffement de l'eau en fin d'hiver (8–10 °C). Possibilités de mortalités très importantes parmi les poissons stockés. Risques d'infections secondaires (champignon et autres bactéries ; *A. hydrophila*, *Pseudomonas*, etc.) sur les plaies.



Carpe commune (variété miroir) atteinte d'érythrodermatite, en fin d'hiver. Des zones rou-geâtres sur l'épiderme évoluent rapidement en nécroses, laissant la chair à nu. (Photo O. Schlumberger)

nâtre ; hypertrophie de la rate, du rein et, parfois, ascite (liquide dans la cavité générale).

Intervention :

En préventif (très efficace) :

– Nourriture riche, contenant des vitamines (B et C), même si la consommation est faible (distribuer de petites rations, consommées dans la journée) :

- céréales trempées : pour 100 kg de céréales, recouvertes d'eau, on ajoute 0,3 l de solution vitaminique. Trempage de 24 heures avant distribution,
- aliment pour porcs, sous forme de pâtée épaisse (attention au cuivre souvent présent dans ces aliments),
- pâtée de céréales broyées, avec 5–10 kg de farine de poisson et 0,3 l de solution vitaminique/100 kg de céréales sèches.

Tous ces aliments peuvent être distribués pendant l'hiver, même si la surface est gelée. Distribuer dans des cuvettes submergées pour ajuster les rations à la consommation quotidienne.

En curatif :

Antibiothérapie selon résultats de l'antibiogramme.

– Surveiller les conditions de stockage : contrôle de la teneur en oxygène dissous à la sortie du bassin (plus de 6 mg/l).

Symptômes :

– Apparition sur les flancs du poisson de plaques rougeâtres plus ou moins étendues.

– Évolution de ces rougeurs en ulcères de 0,5 à quelques centimètres de diamètre. La chair mise à vif est entourée d'un bourrelet blanchâtre.

Les nageoires s'effilochent (« pourriture des nageoires »). Perte d'appétit : le poisson se nourrit difficilement. Animaux peu actifs.

Aspect anémié des branchies (pâles).

Lésions internes :

Le foie est pâle, éventuellement jaunâtre, parfois, ascite (liquide dans la cavité générale).

« Variole des poissons blancs »

Bactéries des genres *Pseudomonas* et *Aeromonas*.

Atteint les « poissons blancs » (gardon, rotengle...). S'apparente à l'érythrodermatite de la carpe.

Symptômes

Rougeurs épidermiques suivies de perte d'écaillés, puis apparition d'ulcères sur les flancs, le dos, le pédoncule caudal. Effilochement des nageoires (« pourriture »). Invasion secondaire par des champignons (*Saprolegnia*).

Lésions internes

Foie et reins atteints (décolorés, hémorragiques). Hémorragies dans la musculature.

Intervention

Pas de traitement totalement efficace. Assurer de bonnes conditions de stockage.

Herpès virose de la carpe koi

Maladie apparue en France en 2001 et due au virus *Cyprinid herpesvirus* type 3 (CyHV3). Peu de cas répertoriés actuellement. Atteint potentiellement toutes les carpes. Transmission directe entre poissons. Maladie à déclaration obligatoire.

Symptômes

Incubation : 1 à 3 semaines. Poissons léthargiques, nage désorganisée, hyperventilation. Enophthalmie (yeux enfoncés dans les orbites). En phase finale : hémorragies cutanées et nécrose des branchies.

Mortalités massives (jusqu'à 100 %) sur un court laps de temps (1 semaine).

Diagnostic

Risques de faux négatifs avec PCR-ELISA et sérologie. ADN viral détectable par PCR à 13 °C.

Traitement

Pas de traitement.

Précautions

Quarantaine (jusqu'à 2 mois) avec poissons sentinelles aux températures optimales de propagation (26-28 °C).

Désinfection des œufs aux iodophores. Désinfection des bassins et du matériel. Élimination des poissons morts.

Septicémie hémorragique virale (SHV)

Affecte essentiellement les jeunes individus (alevins, fingerlings) en élevage. Maladie virale à déclaration obligatoire et listée par la Directive européenne 2006/88/CE, qui précise les espèces sensibles, dont, parmi les poissons d'étang, le brochet. Septicémie hémorragique due à un rhabdovirus enveloppé de 65 nm de diamètre et 180 nm de longueur. Quatre génotypes de ce virus à ARN simple brin – également appelé novirhabdovirus – sont actuellement répertoriés dans le monde.

Symptômes et lésions

Alevins apathiques, flottant sur le flanc, en surface ou au fond. Zones gonflées, plus ou moins hémorragiques sur les flancs, le ventre, le pédoncule caudal. Branchies pâles. Cavité abdominale remplie d'un liquide jaunâtre.

Intervention

Pas de traitement efficace. Mortalité pouvant atteindre 100 % moins de trois semaines après l'apparition de la maladie. Désinfection soigneuse du matériel d'élevage (ammoniums quaternaires) et des bassins (chaux vive : 1–1,5 t/ha). (Note : une intoxication par l'ammoniaque peut également provoquer une nage désordonnée.)

- Nourriture équilibrée,
- Surveillance des conditions de stockage.
- Introduction de poissons provenant d'exploitations indemnes de SHV.

Virémie printanière de la carpe (VPC)

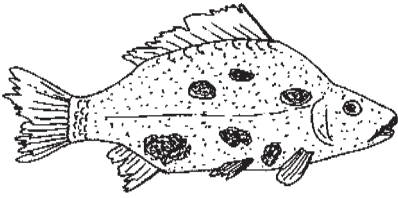
(voir fig. 19)

Due à un vésiculovirus (virus à ARN) appartenant à la famille des *Rhabdoviridae*. Apparaît dans les mêmes conditions que l'érythrodermatite. Risques de mortalité importante et plus rapide.

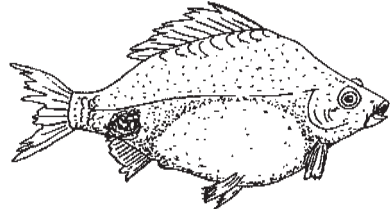
Symptômes

- Abdomen gonflé, le poisson se maintient près de la surface.
- Mélanose et zones hémorragiques sur les flancs et les nageoires, dans les yeux.
- Exophtalmie (yeux exorbités).
- Les nageoires sont atteintes (« pourriture des nageoires »).
- Aspect anémié des branchies et parfois petites hémorragies.
- Perte d'appétit, adynamisme.

Dans la phase terminale, signes nerveux : alternance d'excitation et d'apathie.



1 – Érythrodermatite



2 – Virémie printanière

Fig. 19 – Maladies de la carpe miroir
(dessins Schlumberger).

Lésions internes

- La cavité abdominale est remplie d'un liquide (ascite).
- Foie décoloré (jaunâtre), hémorragies sur la vessie gazeuse, la graisse viscérale, l'intestin.
- Hypertrophie de la rate et des reins.

Intervention

En préventif, dans le but de maintenir les poissons dans une bonne forme physique, leur assurer :

- des conditions de stockage adéquates,
- une distribution de nourriture (comme pour l'érythrodermatite),
- un contrôle de l'oxygène dissous ; maintenir une arrivée d'eau permanente.

(L'emploi d'antibiotiques est inefficace contre les maladies virales).

Variole de la carpe

Taches d'aspect cireux, blanchâtres, apparaissant à la base de la queue, sur les nageoires. Contagieuse, cette maladie est due à un virus, et souvent consécutive à une mauvaise alimentation. Disparaît souvent spontanément avec le retour de bonnes conditions.

Intervention

- Nourriture équilibrée.
- Surveillance des conditions de stockage.

Quels traitements pour quelles pathologies ?

(Voir Girard, 1994).

Rappel sur les antibiotiques

– Un diagnostic précis est nécessaire avant de décider d'un traitement (substance, dose, durée du traitement). En conséquence, un antibiogramme préalable est fortement conseillé, moyen indispensable pour limiter le risque d'antibiorésistances.

– Seules quatre substances ont une AMM « poissons » : l'oxytétracycline, le tribrissen, l'acide oxolonique et la fluméquine. Mais, en cas de besoin, d'autres molécules peuvent être prescrites par un vétérinaire – seul habilité à prescrire des médicaments – selon le principe de la « cascade ».

Sont désormais interdits d'usage : le chloramphénicol, les furanes (furoxone, furazolidone, furanace), le diméridazole.

– Même si leur action est probablement moins efficace par balnéation que par les autres voies d'administration, leur emploi en balnéation peut s'avérer utile (phase d'alevinage par exemple, poissons malades ne s'alimentant plus, etc.). Les poissons ayant subi un traitement avec un antibiotique ne peuvent être commercialisés qu'après un délai réglementaire d'attente. Celui-ci est fixé soit par l'AMM – il s'exprime alors en jours – soit par le prescripteur (*i.e.* le vétérinaire) ; il s'exprime alors en degrés x jours pour toutes les substances qui ne disposent pas d'AMM « poissons » et doit être au minimum de 500 °C x jours.

Formol

Organismes pathogènes : tous les micro-parasites externes sur peau et branchies. Formes libres d'*Ichthyophthirius multifiliis*.

En préventif : bains périodiques.

Dose en bac ; 100–250 ml/m³ pendant 10–15 minutes, puis vidange. 1 jour sur 2 pendant 1 semaine.

Ne pas traiter les silures de moins de 5 cm.

En étang : intervention peu efficace compte tenu du volume à traiter.

25–40 ml/m³. Surveiller l'oxygène dissous pendant 48 heures.

Attention :

- les dépôts blancs dans le fond du récipient sont extrêmement toxiques pour les poissons. Ne pas agiter le récipient avant usage ; jeter systématiquement les fonds de bidons.
- Ne pas utiliser le formol en même temps que la Chloramine T.

Chloramine «T»

Affections : micro-parasitoses. Bactérioses externes.

Dose : suivant la qualité de l'eau : 2,5–20 g/m³ pendant 1 heure.

Ne pas utiliser en même temps que le formol.

Ne pas utiliser dans des récipients métalliques.

Doses suivant pH et dureté de l'eau, voir tableau ci-après :

pH eau	Dureté de l'eau moins de 40 mg CaCO ₃ /l	Dureté de l'eau voisine de 100 mg CaCO ₃ /l
6	2,5	7
6,5	5	10
7	10	15
7,5	18	18
8	20	20

Indications : désinfection générale des poissons avant mise en élevage.

Dose : préparer une solution-mère : 1 l d'eau + 20 g de Chloramine. Cette quantité permet de traiter 1 m³.

Surveiller les poissons pendant le traitement.

Permanganate de potassium, KMnO₄

Affections : bactérioses externes.

Dose : 2–3 g/m³ maintenus pendant 12 heures, en eau propre renouvelée (sans matière organique). Toxique pour le poisson (surveiller les bacs attentivement). La dose efficace est proche de celle qui est toxique pour le poisson.

Ammoniums quaternaires

Affections : bactérioses branchiales et épidermiques.

Traitement par bains.

Dose : 2 g/m³ pendant 15 minutes.

Chaux vive, CaO

Affections : contre nécrose des branchies et prolifération d'algues filamenteuses.

Dose : 50–150 kg/ha. Provoque une forte hausse du pH, à surveiller surtout en milieu alcalin.

Désinfection du matériel et des mains

– Eau de Javel (hypochlorite de sodium NaClO)

Emploi : désinfection générale, mais effet oxydant du chlore sur les métaux et certaines matières plastiques.

Dose : 180 mg de chlore/litre pendant 20 à 30 secondes, pour le matériel, soit environ 6 ml d'eau de Javel/litre.

30 mg/litre pendant quelques heures pour désinfecter de l'eau, soit environ 1 ml d'eau de javel/litre (pour les conversions : 1 degré chlorométrique = 3,17 g de chlore par litre).

– Ammonium quaternaire

Emploi : désinfection des mains et du matériel.

Dose : 1g/litre. Action rapide : environ 1 minute.

Elimination de la végétation en excès

Chaux vive, CaO

Emploi : désinfection ; destruction des herbiers par hausse du pH. Activation de la décomposition de la matière organique.

Dose : 150–500 kg/ha sur l'assec. Jusqu'à 10 t/ha avec disquage du sol, en cas de parasitose. Remettre en eau quelques jours, puis vidanger avant de remettre du poisson (surveiller le pH). Précautions d'emploi.

Cyanamide calcique, CaCN₂

Emploi : comme la chaux vive.

Dose : 3 à 7 t/ha sur l'assec pendant 2–4 semaines. Précautions d'emploi.

CHAPITRE 7

Prédation

Les jeunes stades des poissons sont plus particulièrement exposés à la prédation :

- par des larves d'insectes ou des adultes,
- par des grenouilles,
- par des oiseaux (héron, cormoran).

I nsectes, larves et adultes

- larves : odonates (libellules), dytiscidés (dytique) et hydrophilidés (hydrophiles).
- adultes : népidés (nèpe, ranatre, équipées de pattes ravisseuses), dytique.

Si les bassins d'alevinage dans lesquels sont placés les alevins en fin de résorption vésiculaire sont correctement préparés (voir *Bassins d'alevinage : préparation et gestion*), les insectes (larves ou adultes) ne doivent pas poser de problème.

Il n'y a pas moyen d'éliminer spécifiquement les insectes aquatiques sans détruire le zooplancton. Contre les espèces à respiration aérienne (nèpe, ranâtre, larve de dystiscidés), il est possible de verser du « Kerdane » (pétrole pour lampes) sur la surface du bassin à raison de 20 l par ha (Woynarovich et Horvath, 1981). On forme ainsi un mince film à la surface de l'eau qui empêche les insectes aquatiques de refaire une provision d'air en montant à la surface. Ce produit s'évapore et se dégrade progressivement, mais ne doit pas être employé sur un bassin contenant déjà des poissons.

G renouilles

Les grenouilles de grande taille (grenouilles vertes et grenouille rieuse), si elles sont abondantes, peuvent faire des dégâts dans les bassins d'alevinage. En particulier sur les carpillons ; le comportement des alevins de sandre les met à l'abri de cette prédation. Le meilleur moyen de protection consiste à entourer les plans d'eau à protéger par une barrière en film plastique d'une hauteur de 30–40 cm (un grillage en plastique sera escaladé).

Rappel : les amphibiens bénéficient d'un statut de protection (arrêté du 19/11/2007).

O iseaux

Hérons et cormorans peuvent faire des dégâts importants dans les piscicultures. Ces espèces sont protégées. Seul le tir du cormoran est désormais autorisé sous certaines conditions (sous contrôle du ministère de l'Environnement).

Les hérons (héron cendré) sont assez territoriaux ; ils fréquentent les secteurs où la profondeur de l'eau n'excède pas 50 cm. Dans les bassins où la pente des berges

est faible, et donc la zone fréquentable plus large, il est possible de tendre des fils ou des filets au-dessus du niveau de l'eau le long des parties moins profondes (Im et Hafner, 1984).

Les cormorans capturent les poissons en plongée et ont besoin d'une assez grande distance pour pouvoir prendre leur envol : de 30 à 50 m (Im et Hafner, 1982).

En Camarque, la vidange des étangs se fait avant que la prédation ne devienne trop élevée par les cormorans en hivernage.

Les poissons sont stockés dans des bassins protégés par des fils croisés espacés de 15-20 m et supportés par des piquets de 3 m pour ne pas gêner le travail. Des morceaux de feuille d'aluminium sont accrochés aux fils (Im et Hafner, 1982 ; Im et Hafner, 1984).

Contre le héron, l'espacement des fils doit être réduit à 1 m, mais le réseau de protection est surélevé à 3-4 m par des poteaux (Im et Hafner, 1984 ; Marion, 1996). De nombreux systèmes d'effarouchement ont été essayés vis-à-vis du cormoran. Aucun ne s'est montré réellement efficace : les cormorans s'habituent plus ou moins rapidement aux divers types de dérangement provoqués (Im et Hafner, 1984).

Pour plus d'informations, se reporter aux documents suivants :

- EIFAC session : Effects of cormorants predation on fish population of inland waters, FAO, EIFAC, 1994, 32 p.
- Carss D. N. et Marzano M., 2005 : Reducing the conflict between cormorants and fisheries on a pan-European scale (REDCAFE) – summary and national overviews. Commission européenne, 374 p.
- Méchin C., 2007 : Une espèce jugée invasive dans l'espace français : le Grand Cormoran (*Phalacrocorax carbo* L.). *Anthropozoologica*, 42 (1) : 105-120.
- Kinderman H., 2008 : Projet de rapport d'un plan européen de gestion des cormorans permettant de réduire l'impact croissant des cormorans sur les ressources halieutiques, la pêche et l'aquaculture. Parlement européen-Commission de la pêche, 11 p.

ANNEXE I

Estimation de la productivité biologique d'un plan d'eau : formule de Leger-Huet (d'après Arrignon, 1976)

N'est utilisable que dans le cas de milieux où l'intervention humaine est peu importante (faible anthropisation) :

$$K = (N \text{ ares}/10) \times B \times k$$

avec K = productivité (Kg) sur l'ensemble de la superficie considérée,
B = capacité biogénique, cotée de I à X suivant les milieux,
k = coefficient de productivité, produit des coefficients k1 x k2 x k3 x k4.

Cette formule peut s'écrire sous la forme :

$$P \text{ (Kg/ha)} = 10 \times B \times k$$

Cotation de la capacité biogénique B :

– Eaux pauvres : couverture biologique peu développée ; végétaux supérieurs rares ; eaux acides, pauvres en calcium. Faune invertébrée peu abondante. Environnement de forêt ou tourbière.

Cotes : de I à III.

– Eaux moyennes : végétaux supérieurs (émergés et semi-submergés) bien développés le long des rives. Végétation immergée peu abondante.

Cotes : de IV à VI.

– Eaux riches : végétation submergée abondante (nombreux herbiers), sans excès ; végétation émergée (roseaux) le long des berges. Environnement de prairies.

Cotes : de VII à X.

Valeur du coefficient k :

Température moyenne annuelle		Qualité de l'eau		Espèces de poissons		Age des poissons	
T °C	k1		k2		k3		k4
10 °C	1	Eaux acides		Salmo-nidés		Plus de 6 mois	
16 °C	2		1		1		1
22 °C	3	Eaux alcalines		Autres	2	Moins de 6 mois	
25 °C	3,5		1,5				1,5

De façon générale, pour les étangs extensifs à cyprinidés d'Europe occidentale, la valeur du coefficient de productivité k varie de 2 (cas d'eaux acides) à 3 (cas d'eaux alcalines) (Huet, 1970).

En Camargue, la production naturelle correspond à un coefficient $k = 4,5$ ($1,5 \times 1,5 \times 2 \times 1$) et à une capacité biogénique B égale à VII ou à VIII suivant les sites.

Productions naturelles en étang relevées en France

Limousin	:	environ 50 kg/ha
Lorraine (Moselle)	:	environ 150 kg/ha
Brenne	:	120–150 kg/ha
Camargue	:	300–400 kg/ha
Sologne	:	120 kg/ha
Dombes	:	200 kg/ha
Sud-Ouest	:	environ 200 kg/ha

ANNEXE 2

Norme de qualité des eaux pour les poissons (1976)

Paramètres	Valeurs pour vie piscicole (eau douce)	Qualité eaux cyprinicoles	
Température		de 3 à 28 °C	G : valeur guide I : valeur impérative Tanche : < 10 mg/l
pH	de 6 à 8,5	de 6 à 9	
Conductivité	< 700 µS/cm		
MES	< 30	< 25 (G)	
DBO	< 4	< 6 (G)	
DCO	< 30		
O ₂ dissous	> 6	> 4 (I)	
Calcium Ca	150		
Ammonium NH ₄	< 0,30	< 0,2 (G) ; < 1 (I)	
Nitrites NO ₂	< 0,20	< 0,03 (G) ; < 0,3 (I)	
Nitrates NO ₃	< 0,20		
Phosphates PO ₄	< 0,30	< 4 (G)	
Carbonates CO ₃	< 5		
Sulfates SO ₄	< 100		
Chlorures Cl	< 50		
H ₂ S	< 0,05		
Fer total Fe	< 0,30		
Magnésium Mg	de 5 à 10 (30)		
Sodium Na	< 0,30		
Potassium K	< 10		
Manganèse Mn	< 0,10		
Aluminium Al	< 0,08		
Argent Ag			
Cadmium Cd	< 0,005		

Unités : mg/l

Paramètres	Valeurs pour vie piscicole (eau douce)	Qualité eaux cyprinicoles	
Chrome total Cr	< 0,005		
Cobalt Co	< 0,02		
Cuivre Cu	< 0,002		Carpe : < 0,35 mg/l
Mercurure Hg	< 0,001		
Molybdène Mo			
Chlore Cl	< 0,02		Vie aquatique : < 0,15 mg

Unités : mg/l

Équivalence entre les unités de mesure de la dureté de l'eau

Correspondances	ISBV	1 degré anglais	1 degré allemand	1 degré français (TH)	1 méq./l (milliéquivalent/l)
mg Ca ⁺⁺ /l	20	5,7	2,24	4	20
mg CaO/l	28	8	10	5,6	28
mg CaCO ₃ /l	50	14,3	17,8	10	50
méq./l	1	0,286	0,35	0,2	1
degré français (TH)	5	1,43	1,78	1	5
degré allemand (DH)	2,8	0,8	1	0,56	2,8
degré anglais	3,49	1	1,25	0,7	3,49
SBV	1	0,286	0,35	0,2	1

ANNEXE 3

Dissolution de l'oxygène dans l'eau

Température de l'eau °C	Quantité d'oxygène dissous	
	cm ³ /l	mg/l
0	10,19	14,56
1	9,91	14,16
2	9,64	13,78
3	9,39	13,42
4	9,14	13,66
5	8,91	12,73
6	8,68	12,41
7	8,47	12,11
8	8,26	11,81
9	8,06	11,52
10	7,87	11,25
11	7,67	10,90
12	7,52	10,75
13	7,35	10,50
14	7,19	10,28
15	7,04	10,06
16	6,89	9,85
17	6,75	9,65
18	6,61	9,45
19	6,48	9,26
20	6,36	9,09

Température de l'eau	Quantité d'oxygène dissous	
21	6,24 cm ³ /l	8,90 mg/l
22	6,11	8,73
23	6	8,58
24	5,89	8,42
25	5,78	8,26
26	5,67	8,11
27	5,50	7,95
28	5,46	7,81
29	5,36	7,67
30	5,26	7,52

Conditions : pression atmosphérique : 760 mm Hg

Air saturé en vapeur d'eau

Conversion d'unités : cm³/l x 1,42 = mg/l

mg/l x 0,7 = cm³/l

ANNEXE 4

Taux de dissociation de l'ammoniaque dissous (en % de NH_3 dans la teneur globale) suivant la température et le pH de l'eau (d'après Boyd, 1982)

Les formes ioniques NH_4^+ et non ioniques NH_3 de l'ammoniaque sont présentes dans l'eau dans des proportions relatives variables, suivant le pH et la température du milieu.

Les mesures effectuées indiquent les teneurs globales ($\text{NH}_4^+ + \text{NH}_3$) alors qu'il est utile de connaître les concentrations en NH_3 , molécule toxique car pouvant franchir les membranes branchiales des poissons.

pH	Température en °C						
	8	12	16	20	24	28	32
7,0	0,2	0,2	0,3	0,4	0,5	0,7	1,0
8,0	1,6	2,1	2,9	3,8	5,0	6,6	8,8
8,2	2,5	3,3	4,5	5,9	7,7	10,0	13,2
8,4	3,9	5,2	6,9	9,1	11,6	15,0	19,5
8,6	6,0	7,9	10,6	13,7	17,3	21,8	27,7
8,8	9,2	12,0	15,8	20,1	24,9	30,7	37,8
9,0	13,8	17,8	22,9	28,5	34,4	41,2	49,0
9,2	20,4	25,8	32,0	38,7	45,4	52,6	60,4
9,4	30	35,5	42,7	50,0	56,9	63,8	70,7
9,6	39,2	46,5	54,1	61,3	67,6	73,6	79,3
9,8	50,5	58,1	65,2	71,5	76,8	81,6	85,8
10,0	61,7	68,5	74,8	79,9	84,0	87,5	90,6
10,2	71,9	77,5	82,4	86,3	89,3	91,8	93,8

pH	Température de l'eau (°C)				
	5	10	15	20	25
6,5	50	33,3	22,2	15,4	11,1
7,0	16,7	10,5	7,4	5,0	3,6
7,5	5,1	3,4	2,3	1,6	1,2
8,0	1,6	1,1	0,7	0,5	0,4
8,5	0,5	0,4	0,3	0,2	0,1
9,0	0,2	0,1	0,09	0,07	0,05

Teneurs limites en ammoniac total dissous (mg/l) équivalentes à une concentration de 0,02 mg NH₃/l qui constitue le seuil de toxicité pour les poissons, compte tenu du taux de dissociation NH₄ / NH₃.

ANNEXE 5

Composition de quelques engrais organiques

Espèces	Qté produite	% eau	Azote	P ₂ O ₅	K ₂ O
	kg/an/animal		% du P. frais	% du P. frais	% du P. frais
Volailles	40 kg = 20 kg MS	72	1,2	1,3	0,6
Poules pondeuses	-	-	4,7	4,3	-2,6
Canards	55-750kg = 24-32 kg MS	66,4	0,08	0,12	-0,5
Moutons	800 kg = 290 kg MS	77	1,4	0 5	1,2
Porcs * fumier	3 t = 800 kg MS	82	0,5	0,3	0,4
* lisier			0,4	0,7	8,4
Bovins * fumier * lisier	6 t = 1,2 t MS	85	0,6	-	4,9

ANNEXE 6

Mise en charge d'un étang

Calcul théorique de l'empoissonnement :

Valable pour les étangs de grossissement avec élevage polyspécifique et vidange annuelle. Cette méthode permet à un éleveur de commencer une production sur un étang en l'absence de références préalables. Les empoissonnements seront progressivement adaptés en fonction des résultats obtenus lors des pêches (croissance, survie), des interventions prévues (fertilisation plus importante, par exemple) et de la demande existant localement.

Il faut fixer l'objectif de production, par exemple :

production nette globale = 300 kg/ha

sachant que :

production nette = nombre de poissons pêchés x gain de poids moyen,

production brute = nombre de poissons pêchés x poids moyen.

À titre de comparaison, la production moyenne des étangs de pisciculture en France est d'environ 120 kg/ha par saison. Cela varie de 50 kg/ha sur certains étangs du Limousin non fertilisés, à 400 kg/ha en Camargue.

La mise en charge équivaut à : nombre de poissons pêchés + mortalités,

donc le nombre de poissons à introduire est égal à :

(Production nette/gain de poids moyen) + mortalités ?

Ceci doit être calculé pour chaque espèce, suivant leurs proportions relatives. À défaut de pratique préalable, on peut se fonder sur le gain de poids escompté pour chacune des espèces.

– À partir de la production nette (300 kg/ha), il faut déterminer les proportions relatives des différentes espèces, en poids, lors de la vidange.

Par exemple, compte tenu de la typologie de l'étang (peu profond, 1,50 m en moyenne, avec fond de vase) et du choix d'une production de carpe prédominante :

Part des espèces dans la production finale nette :

Carpes	: 40 %	de 300 kg	soit 120 kg/ha
Tanches	: 30 %	"	90 kg/ha
Gardons	: 20 %	"	60 kg/ha
Carnivore	: 10 %	"	30 kg/ha

– On estime ensuite le gain de poids moyen individuel pour chaque espèce (variable suivant les sites et la fertilisation du plan d'eau).

		Croissance	Gain de poids
Poissons de 2 étés	Carpes	200 g – 1200 g	1 kg
Poissons de 1 été	Tanches	5 g – 30 g	25 g
	Gardons	5 g – 20 g	15 g
Juvéniles de 5 semaines	Carnivores	3 g – 200 g	200 g

– Détermination des quantités à empoissonner en début de saison :

Nombre de têtes à l'hectare en tenant compte des mortalités en cours de saison :

Carpes (mortalité = 20 %)	120 g/ha/1 kg	= 120 p./ha × (100/80)	= 150 p./ha
Tanches (m = 30 %)	90 kg/ha/0,025 kg	= 3600 p./ha × (100/70)	= 5142 p./ha
Gardons (m = 30 %)	60 kg/ha/0,015 kg	= 4000 p./ha × (100/70)	= 5714 p./ha
Carnivores (m = 50 %)	30 kg/ha/0,200 kg	= 150 p./ha × (100/50)	= 300 p./ha

Équivalent en poids :

Carpes	150 p./ha × 0,200 kg/p.	= 30 kg/ha
Tanches	5142 p./ha × 0,005 kg/p.	= 25,7 kg/ha
Gardons	5714 p./ha × 0,005 kg/p.	= 28,5 kg/ha
Carnivores	300 p./ha × 0,003 kg/p.	= 0,9 kg/ha

Remarques

– Il faut prévoir que, pendant leur première année de croissance, les carnivores vont consommer environ 3 fois leur poids en poissons fourrage (ici du gardon) ; on en tient compte dans l'empoissonnement en ajoutant entre 20 et 30 kg de reproducteurs de gardons par hectare. Leur reproduction naturelle dans l'étang fournira des proies

aux carnassiers. Une autre solution consiste à ne déverser que des reproducteurs de gardons (50 kg par hectare) ; les jeunes non consommés par les carnivores assureront la production escomptée à la vidange.

– L'empoissonnement de la seconde saison sera réajusté en fonction des résultats effectifs de la pêche (croissance, survie) et des apports de fertilisants prévus. Si la fertilisation de l'étang est correcte, et en présence d'herbiers pour leur reproduction, 50 kg de géniteurs de gardons assurent une production de 100 kg de jeunes, voire plus, même en présence de carnivores de 1^{re} année.

À titre indicatif, croissance de quelques espèces en étang (sans nourrissage) :

	1 été	2 étés
Carpe	30–80 g	200–500 g
Tanche	3–5 g	10–30 g
Gardon	3–5 g	10–30 g
Brochet et sandre	100–300 g	plus de 600 g

Densité d'alevinage des carnivores (juvéniles de 5 semaines) :

– Brochet : 150–300 p./ha, à déverser impérativement à intervalles réguliers le long de la berge (espèce territoriale).

– Sandre : 300–400 p./ha

Ces déversements sont complétés par 60 kg de gardon et 30 kg de tanche par hectare.

Rappel :

Tout poisson, avant son déversement dans un bassin de stockage ou dans un étang de grossissement, doit être débarrassé des parasites qu'il peut transporter. Un bain de 10–15 minutes dans une solution de formol est efficace (préparation : 1 l de formol pour 1 m³ d'eau).

Exemple d'empoissonnement :

Des référenciels accumulés sur plusieurs saisons permettent de préciser des densités de mises en charge et des proportions entre espèces donnant de bons résultats économiques.

– Cas d'un étang sableux (2,5 m à la vanne), à fond de vase, sans végétation (Allier) :

Pour 1 ha	Mise en charge	Production nette
Carpe de 1 été	(200 p.) 25 kg	100 kg (0,8 à 1 kg p.)
Gardons tout venant	55 kg	220 kg
Goujons tout venant	5 kg	15 kg ou plus
Black-bass	5–6 couples	env. 15 kg de juvéniles

ou

Brochetons de 5 semaines	150 p.	env. 16 kg (0,2 kg/p.)
--------------------------	--------	------------------------

ou

Sandres de 5 semaines	300 p.	env. 30 kg (0,2 kg/p.)
-----------------------	--------	------------------------

– Cas d'un étang profond (4 m à la bonde), sablonneux avec peu de vase et quelques herbiers (Dordogne) :

Pour 1 ha	Mise en charge	Production nette
Tanches de 2–3 étés	100 p. = 35 kg	
Tanches reproducteurs	45 p. = 40 kg	150 kg de tanches au total
Gardons reproducteurs	50 kg	100 kg
Sandres de 5 semaines	300 p.	50 kg (170 p. x 0,3 kg)

• Production de gardon seul (monospécifique) : 60 kg de tout-venant/ha
⇒ 300 kg brut/ha.

• Grossissement de tanche seule (monospécifique) : 30 kg T₀ (6 cm)/ha
⇒ 240 kg T₁ (20 cm).

• Production de gardon + tanche : 60–70 kg G + 30 kg T/ha
(sans carnivore) ⇒ 400–500 kg au total.

Productions spécialisées

- Production de goujon (seul) : quelques données ont été obtenues

Mise en charge : 2 kg/ha \Rightarrow reprise 11 kg/ha.

10 kg/ha \Rightarrow 80–90 kg/ha.

- Production de sandre de 5 semaines (en bassins) :

Déversement de 40 à 60 VR/m² avec plancton abondant \Rightarrow environ 20 juvéniles de 3–5 cm/m².

- Grossissement de sandre (de 5 sem. à 1 été) :

400 sandres de 5 semaines + 60 kg G tout-venant + 30 kg T tout-venant par hectare \Rightarrow 200 So⁺ (200–300 g) + 150 kg G + 80 kg T

Survie : 50 %.

- Production de black-bass de 5 semaines :

Par fertilisation organique, il faut maintenir une densité de zooplancton supérieure à 2 ml pour 100 l d'eau brute. De la végétation submergée permet aux alevins d'avoir une gamme de nourriture plus large (larves d'insectes).

– Avec reproduction sur place : (prévoir une zone de ponte), de 8 à 10 géniteurs/ha (sex ratio M/F : 1/1) + 30 kg G de 1 été. Ou : 1 couple de géniteurs/500 m² et 3 kg de petits gardons comme fourrage.

Rendement possible : de 5 à 10 juvéniles de 5 semaines/m².

– Avec déversement de larves en fin de résorption : une densité initiale de 20–30 VR/m² paraît raisonnable. La difficulté est le dénombrement initial des larves déversées qui doit être réalisé de façon précise.

Rendement possible : de 5 à 10 juvéniles/m².

- Production de black-bass de 1 été avec reproduction sur place : de 8 à 10 géniteurs de black-bass/ha et au moins 120 kg de poisson fourrage (gardon et tanche). Le rendement est de l'ordre de 0,3 à 0,5 juvéniles de black-bass/m² (poids moyen : 3–6 g) et dépend fortement des dates des éclosions respectives entre alevins de black et ceux d'espèces fourrage. On ne récupère que les géniteurs de gardon et de tanche. L'usage de l'able comme espèce fourrage serait intéressant. La fertilisation doit maintenir une densité de zooplancton supérieure à 2 ml/100 l pendant la saison.

- Grossissement de black-bass de 1 à 2 étés :

Quelques résultats ponctuels sont disponibles :

500 black-bass de 1 été (3–5 g) + 70 kg G tout-venant + 70 kg T géniteurs par hectare \Rightarrow 300 à 450 black-bass de 50–110 g + reprise des géniteurs de G et T.

1800 black-bass de 1 été + 70 kg G tout venant + 70 kg T géniteurs par hectare
⇒ 1200 black-bass de 30 g (env. 15 cm) + reprise des géniteurs de G et T.

- Production de brochetons de 3–5 semaines (en bassins bien préparés) : déversement de 50–70 VR/m² avec plancton abondant ⇒ 10 à 40 brochetons de 3–5 cm/m² (survie : de 20 à 60 %).

- Grossissement de brochet de 5 semaines à 1 été :
200 brochetons de 5 semaines + 60 kg G tout-venant + 30 kg T tout-venant par hectare ⇒ 100 Br de 1 été (100–200 g) + 150 kg G + 80 kg T.

ANNEXE 7

Matériel de base pour le suivi de la qualité de l'eau

Les noms de marques commerciales sont donnés à titre indicatif.

Voir les produits de la société Sefar-Fyltis, à Lyon (site : www.sefar.com), ainsi que ce qui est proposé par Aqualor et la COFA.

- Thermomètres mini-maxi.
- Disque de Secchi (diamètre 25 cm, avec 4 secteurs alternativement blancs et noirs) lesté et fixé à une cordelette graduée.
- Filet à plancton, monté ou nappe de tissus : maille de 28 microns pour le phyto-plancton ou de 80 microns pour le zooplancton.
- Loupe de terrain x 30 (de préférence avec éclairage) pour le contrôle rapide du zooplancton.
- Matériel de dosage (oxygène, pH, ammoniacque, nitrites, phosphates, calcium) : voir les kits de dosage pour aquariophilie Tetra, ou les tests Aquamerck, Aquaquant plus précis.
Différents modèles de colorimètres existent sur le marché pour des dosages plus rigoureux éventuellement sur le terrain ; leurs prix sont généralement élevés. Suivant les modèles, les gammes de sensibilité ne correspondent pas toujours avec les eaux de qualité « piscicole ».
Oxygène dissous et pH de l'eau peuvent être mesurés avec des appareils spécifiques couteux et précis, utiles si leur usage est fréquent.

Pour ces différents matériels, voir les catalogues diffusés par :

- Coopérative française de l'aquaculture (COFA), 57 rue Letort, 75018 Paris.
- Aqualor, 57930 Fénétrange.

ANNEXE 8

Écloserie rustique avec recirculation d'eau

L'installation d'une écloserie n'est pleinement justifiée que si elle peut jouer son rôle majeur : régulariser la production de juvéniles grâce à la proximité immédiate de bassins d'alevinage. Relâcher les alevins produits directement dans des étangs où se trouvent d'autres poissons revient, en taux de survie, à perdre d'un côté ce qui avait été gagné de l'autre dans l'écloserie.

Pour une installation analogue à celle qui est présentée ici (5 millions de larves de carpe sur une période de 2-3 semaines), il faudrait disposer à côté d'environ 10 000 m² en bassins d'alevinage. La proximité d'implantation écloserie/bassins d'alevinage est souhaitable : réduction des temps de transport, très stressants pour les alevins, et facilité de coordination entre les opérations de reproduction et la préparation des bassins (densité maximale de plancton au moment où des lots de larves sont prêts à être déversés).

Une qualité d'eau identique (température, minéralisation surtout) entre les bassins de maturation des géniteurs, l'écloserie et les bassins d'alevinage est un atout supplémentaire.

Règles générales pour la conception d'installation en circuit fermé :

L'installation comprend :

- une partie « filtration-épuration » où se fait la minéralisation des matières organiques provenant de l'élément « élevage ». Cette nitrification de l'ammoniaque et d'autres déchets azotés est réalisée par des bactéries *Nitrosomonas* et *Nitrobacter* colonisant un support placé dans les bacs des filtres ;
- une pompe qui assure la circulation de l'eau (voir schéma ci-après). Le taux de recirculation est horaire : la pompe a un débit horaire équivalent au volume total de l'installation. Le volume des filtres représente entre 25 et 30 % du volume total (cas des filtres à lit bactérien submergé). La surface des filtres de ce type est de l'ordre de 1 m³ pour 2 m³ de volume total de l'installation.

Matériel nécessaire :

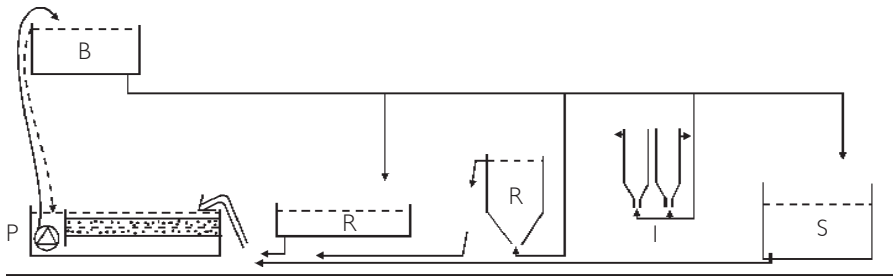
Tous les éléments sont en fibre de verre ou en métal pour rendre l'ensemble modulable en fonction des besoins.

Les récipients en fibre de verre doivent avoir une surface intérieure parfaitement lisse ; leur fabrication doit se réaliser sur un moule mâle.

Les bacs en métal sont protégés par une peinture de qualité « alimentaire », non toxique pour les poissons.

Les données suivantes concernent une écloserie type d'un volume total de 10 m³ d'eau. Conçue pour la carpe miroir, sa production potentielle est supérieure à 5 millions de larves à vésicule résorbée sur une période de 4 à 6 semaines avec quatre cycles de ponte. Elle est utilisable pour toutes les espèces de poisson d'étang. Surface au sol : 100 m² (Schlumberger et Bacoupharis, 1982).

Conçu en 1980, avec du matériel disponible à l'époque, ce « modèle » n'est présenté ici qu'à titre indicatif. Une filtration biologique peut être assurée dans des bacs contenant un support biologique constitué de « bio-balls » présentant une grande surface spécifique par rapport à leur volume. Une filtration par rayons ultraviolets doit être prévue pour l'eau retournant vers les éléments d'élevage.



F = Filtre bactérien submergé

submersed bio-filter (polyester foam)

Vol. filtres = 1/4 vol. total

Surf. filtres = 1 m²/2 m³

P = pompe Q/heure = 1 x Volume total

submersed pump

B = bac de mise en charge hydraulique

tank for hydraulical head

S = bacs de stabulation des géniteurs

tanks to stabulate breeders

I = système pour incubation

Zoug jars

R = systèmes pour résorption

resorption troughs/conical vats

– Bacs de stabulation des géniteurs : 2 bacs, ou mieux 2 x 2 bacs rectangulaires, assez profonds, avec couvercle. Peuvent être de couleur sombre.

– Stockage simultané de 30 kg de femelles de carpe (6–8 individus) et 15 kg de mâles (6–8 individus). Volume nécessaire : environ 4,5 m³. Densité : 10 kg/m³.

Débit nécessaire :

1 l/min/kg de poisson stocké (valable pour toute espèce).

– Bouteilles de Zoug : volume unitaire : 5–7 l (1–1,5 l d'oeufs de carpes).

Total : 10–12 bouteilles.

– Cuves cylindro-coniques pour résorption et démarrage sur aliment : volume unitaire : de 50 à 100 l. Capacité : jusqu'à 500 000 larves de carpe/cuve. Total : de 5 à 10 cuves.

– Auges pour résorption : forme rectangulaire allongée (3 m x 0,70 m). Profondeur : 0,30 m. Nécessaires pour brochet, silure, puis éventuellement pour le démarrage des alevins en milieu protégé. Total 4–5 auges.

– Cuve de mise en charge hydraulique : placée à 2 m du sol. Volume : 0,5 m³. Arrivée d'eau provenant de la pompe. Départ des rampes de distribution gravitaire. Trop-plein en retour vers les filtres. Également, arrivée d'eau chaude provenant du système de chauffage.

– Filtres : 2 bacs de 2,5 x 1 m, raccordés entre eux. Contiennent une couche de mousse de polyéther (épaisseur : 30 cm) reposant sur un ensemble de traverses et de longerons en tube de PVC. Des coquilles d'huître (ou du maërl) sont disposées au fond de ces bacs pour tamponner le pH qui a tendance à s'acidifier. L'eau provenant de la partie « élevage » percole à travers la mousse (support des bactéries) et ressort par le fond du bac d'où elle est reprise par la pompe. Les filtres sont recouverts par un film de polyéthylène noir : l'obscurité évite la prolifération d'algues pouvant colmater le matériau filtrant. *NB* : à remplacer actuellement par des matériaux spécialement conçus pour les filtres biologiques.

– Tuyaux de distribution : à partir de la bêche hydraulique : PVC rigide ou en polyéthylène, facilitant la réutilisation des éléments ; diamètre : 50–60 mm.

– Tuyaux d'évacuation : vers les filtres ; PVC rigide ou plastique souple ; diamètre : 50–60 mm.

– Pompe : type pompe submergée. Son débit horaire, à la hauteur manométrique considérée (environ 2 m), doit être équivalent au volume total de l'installation (point à vérifier sur le graphe débit/hauteur de refoulement fourni par le constructeur). Des pompes non submersibles sont également utilisables, moyennant des passe-cloisons et des raccordements supplémentaires (pompes pour piscines par ex.).

– Chauffage : plus ou moins puissant suivant l'importance du refroidissement de l'eau le long du circuit. Il est beaucoup plus efficace de réchauffer directement l'eau plutôt que d'augmenter la température de l'air. L'arrivée d'eau chaude se situe dans la bêche supérieure.

Exemple : perte de température dans le circuit : T° = 2 °C.

Puissance du chauffage pour un débit Q de 10 m³/h =

$$Q \times T^\circ = 10 \times 2 = 20 \text{ Kcal/h.}$$

$$\text{ou} \quad = 20 \times 1,16 = 23,2 \text{ KW}$$

Remarque : dans de petites installations (< 5 m³) placées dans un local isolé thermiquement, il est possible d'employer des thermoplongeurs ou des résistances pour aquarium.

Note : l'expérience tendant à prouver que les pannes se produisent toujours au plus mauvais moment, il est nécessaire de prévoir dans l'installation une alarme. Celle-ci se déclenche lorsque le niveau de l'eau dans la bêche de mise en charge hydraulique est trop faible (panne de pompe). En outre, une pompe de secours disponible immédiatement augmente la sécurité de fonctionnement de l'écloserie.

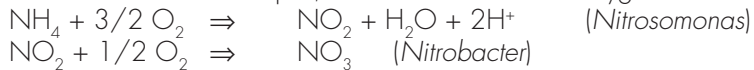
Mise en service de l'installation :

Comme dans toute installation analogue neuve (aquarium avec filtration, ou élevage-pilote en circuit fermé), la mise en service se fait de façon progressive.

En effet, la capacité d'épuration du filtre augmente parallèlement à la colonisation bactérienne du support (bactéries des genres *Nitrosomonas* et *Nitrobacter*, essentiellement). Il faut donc prendre garde à ce que la charge, polluante (matières organiques dissoutes, déchets d'aliments...) produite par l'élément « élevage », ne sature pas la capacité du filtre.

La « montée en puissance » de l'installation se déroule sur une période de 3-4 semaines pendant lesquelles les différents groupes de bactéries se développent progressivement et se répartissent à la fois en nombre et en proportions tels que la dégradation de la matière organique soit optimale. La « maturation » à proprement parler du système nécessite quelques semaines de plus et aboutit à un système « conditionné ».

La nitrification se fait en deux étapes, avec consommation d'oxygène :



Par production corrélative d'ions H⁺, il y a tendance à l'acidification du milieu. D'où l'importance du tampon calcique que constituent les coquilles d'huîtres.

En effectuant quotidiennement un contrôle de la qualité de l'eau (surtout N-NH₄, NO₂ et NO₃), on constate :

- une augmentation progressive de la teneur en ammoniacque dissous,
- puis une augmentation des concentrations en nitrites, tandis que celles de l'ammoniacque diminuent,
- enfin, après une vingtaine de jours, les teneurs en nitrites baissent et se stabilisent, tandis que l'ammoniacque se maintient à de faibles valeurs ; N-NH₃ et N-NO₂ restent inférieures à leurs seuils de toxicité. Simultanément, les concentrations en nitrates, non toxiques, augmentent progressivement.

Remarques

- Il est indispensable de surveiller régulièrement la qualité de l'eau dans le circuit (ammoniaque, nitrites, nitrates et pH).
- Pour faciliter la colonisation des filtres par les bactéries, on peut utiliser des produits spéciaux pour les fosses septiques pour les « ensemercer ».
- La présence de bactéries en pleine activité est indispensable au bon fonctionnement de l'installation en circuit fermé et interdit l'emploi de certaines substances pour un éventuel traitement sanitaire des poissons stockés (antibiotiques, en particulier). Le formol peut être utilisé sans risque. Tout lot de poissons doit passer par un traitement sanitaire préventif avant d'être transféré dans le circuit fermé.
- L'efficacité d'un filtre biologique peut être gravement perturbée si des quantités importantes de matières organiques y pénètrent (absence de filtre mécanique, filtre à sable ou décanteur efficaces). En effet, les micro-organismes assurant la dégradation des matières organiques solides (bactéries hétérotrophes) risquent de remplacer les bactéries nitrifiantes, grâce à leur croissance beaucoup plus rapide.

Ensemencement d'un filtre biologique neuf :

La méthode proposée ci-dessous est utilisée régulièrement dans les installations aquacoles expérimentales à Montpellier.

- Si possible, utiliser comme inoculat de départ de l'eau de lavage d'un autre filtre biologique en activité pour accélérer la mise en place d'une population bactérienne.
- Remplir l'ensemble filtre + bac de reprise avec de l'eau à 25 °C. Rajouter du chlorure d'ammonium (NH_4Cl) pour avoir en solution de 1 à 2 g de N- NH_4 par m^3 (soit 4,3 à 8,6 g de $\text{NH}_4\text{Cl}/\text{m}^3$; 1 g $\text{NH}_4\text{Cl} = 0,264$ g N- NH_4). Mettre la pompe de circulation en service. Ajouter un peu d'aliment dans un bac. La présence de cellulose et de glucides assurera une bonne diversification de la flore bactérienne.
- Vérifier tous les jours les concentrations en N- NH_4 et en N- NO_2 , et rajouter du chlorure d'ammonium pour maintenir la teneur en N- NH_4 à 1–2 g / m^3 . Progressivement les bactéries responsables de la dégradation de l'ammoniaque en nitrites vont se développer.
- À l'apparition du pic de concentration en NO_2 , changer l'eau du circuit par de l'eau neuve.
- Continuer les contrôles (ammoniaque, nitrites et nitrates), et les apports de chlorure d'ammonium.
- Le filtre est considéré comme stabilisé quand les teneurs en N- NH_4 et surtout N- NO_2 restent faibles, preuve que le milieu bactérien autotrophe s'est développé, et que la

nitrification s'effectue correctement. Il faut compter environ 3 semaines pour aboutir à cette stabilisation.

Les concentrations en nitrates (N-NO_3) peuvent augmenter sans danger jusqu'à 100 mg/l.

Le pH de l'eau d'élevage doit être contrôlé 2 fois par semaine, sauf si l'eau est riche en calcium.

ANNEXE 9

Aliments pour les alevins

Ces aliments doivent répondre à un certain nombre de critères, en plus de leur composition et de la qualité des ingrédients utilisés.

Ils doivent être vus par l'alevin, surtout si les particules alimentaires sont prises en pleine eau.

⇒ rôle de l'éclairage général,

⇒ rôle du contraste entre la couleur de l'aliment et celle des parois du bac d'élevage.

Ils doivent être appétents pour déclencher le réflexe de capture-ingestion des larves.

La taille des particules doit être adaptée aux capacités de capture et d'ingestion par les alevins ; la taille de proies vivantes ingérables est toujours supérieure à celle des particules inertes. Si la dimension des particules est un peu trop importante par rapport à la taille moyenne des alevins, les plus gros d'entre eux seront favorisés pour leur croissance.

Ils doivent être digestibles et assimilables :

– le zooplancton et les nauplius d'*Artemia* s'autolysent dans le tube digestif de la larve (le rôle des enzymes exogènes est beaucoup plus important que celui des enzymes endogènes, souvent absentes dans le tube digestif au début de la vie larvaire).

– l'aliment artificiel n'est assimilable que si l'alevin sécrète ses propres enzymes digestives ; chez la carpe, comme chez les salmonidés, cela se produit précocement, dès le début de la phase d'alimentation exotrophe. Pour beaucoup d'autres espèces, cette production d'enzymes ne se met en place qu'au fur et à mesure de l'ontogenèse du tube digestif, avec la formation d'un estomac différencié. Dans ces cas-là, il faut distribuer initialement une nourriture naturelle avant de pouvoir passer à un aliment artificiel. Dans certains cas d'alevins nourris précocement avec de l'aliment artificiel, on a observé une abrasion de la muqueuse intestinale par les microparticules ingérées.

La présentation des particules alimentaires est importante et varie suivant les possibilités de capture par les larves : particules devant rester un certain temps en pleine eau (repérage à vue : sandre, black-bass), ou au contraire, traverser rapidement la colonne d'eau jusqu'au fond (détection par olfaction : silure). Certaines espèces sont rapidement capables de venir gober l'aliment à la surface du bac (black-bass). La disponibilité de l'aliment doit être permanente au moins les premières semaines. Cela nécessite :

– une fréquence élevée des distributions sur un cycle de 24 heures,

– le maintien d'une densité élevée de zooplancton ou de particules alimentaires dans le milieu.

Élevage larvaire

Contraintes imposées par les larves :

Optimisation de l'«environnement» des larves.

– le milieu d'élevage : être attentif à la température optimale pour les alevins (souvent inférieure à l'optimum de croissance pour l'espèce), l'oxygène dissous, N-NH_4 et N-NO_2 dissous, à la lumière, et la photopériode.

– les structures mises en œuvre dépendent à la fois

- des exigences des alevins vis-à-vis du milieu,
- de la physiologie et du comportement des larves.

– phototropisme positif ou négatif, taille des larves en fin de résorption, dimension de la bouche,

– vision-olfaction et nage plus ou moins active : mode de détection des particules alimentaires et leur consommation, en pleine eau ou sur le fond,

– comportement vis-à-vis des congénères : déplacements en bancs, territorialité, cannibalisme.

Intervention : couleurs des bacs, forme des bacs et hydraulique interne, densité d'élevage, intensité de l'éclairage, plus précautions éventuelles permettant l'inflation de la vessie gazeuse (chez le sandre).

– la nutrition des larves :

• varie suivant les groupes systématiques : pour les salmonidés, les cyprinidés, les siluridés, dès le début de la phase d'alimentation exotrophe (= fin de la résorption vésiculaire), il est possible de leur distribuer des aliments artificiels, sinon il est nécessaire de débiter avec une nourriture naturelle (Rotifères, *Artemia*, zooplancton) avant d'effectuer un sevrage sur aliment artificiel.

Dans tous les cas, la nourriture doit être disponible en continu.

Intervention : les distributeurs doivent être adaptés au type d'aliment (sec, humide, vivant) et au comportement du poisson.

Contraintes imposées par l'aquaculteur :

Il est nécessaire de pouvoir voir les larves, de nettoyer et d'entretenir les structures d'élevage avec facilité, de distribuer dans de bonnes conditions l'aliment (éventuellement de le préparer).

Préparation des cystes d'*Artemia*

– Intérêt des cystes décapsulés :

- rapidité et facilité de la préparation,
- stockage facilité,
- valeur énergétique et nutritive supérieure à celle des stades nauplius,

- taille légèrement inférieure à celle des nauplius, ce qui les rend consommables par des larves de petite taille,
- à partir de cystes secs, le rendement est de 100 %, au lieu de 30 à 80 % d'éclosion pour les nauplius (suivant les méthodes mises en œuvre et l'origine des produits).
- leur usage comme nourriture initiale pour des alevins facilite leur sevrage ultérieur sur un aliment artificiel. Nos essais ont montré que des alevins de black-bass pouvaient être sevrés avec succès dès le 10^e jour de nourrissage, au lieu de 25–30 jours pour ceux qui consomment initialement des nauplius. Des résultats similaires ont été obtenus par d'autres équipes sur des espèces d'alevins très variées (Kohlmann et Jähnichen, 1996). En outre, la distribution de cystes décapsulés en complément de la nourriture artificielle améliore la croissance des alevins.

– Inconvénient :

- nous avons remarqué chez certaines larves se nourrissant en pleine eau (sandre) que, du fait de l'inertie des cystes, le réflexe de capture n'était pas stimulé, alors qu'un nauplius avec ses mouvements de nage est attaqué.

Préparation :

Différentes méthodes de préparation sont proposées dans la littérature : par exemple Sorgeloos, 1991 ; Kohlmann et Jähnichen, 1996.

Pour notre part, nous appliquons la méthode indiquée ci-dessous qui donne de bons résultats.

Cette préparation se fait en 3 phases :

- hydratation des cystes secs,
- élimination de leur coque externe (le chorion) par traitement à l'eau de Javel,
- rinçage soigneux à l'eau claire et stockage des cystes décapsulés.

Matériel :

- eau ou cuvette, bouteille en plastique (1,5 l),
- tamis à maille de 100–150 microns,
- eau de Javel à 48 degrés chlorométriques,
- pompe à air (type aquarium) et dispositif de bullage.

Mode opératoire :

– Hydratation

Cette phase permet aux cystes deshydratés de reprendre une forme sphérique qui facilite l'élimination ultérieure de leur coque externe.

- jusqu'à 35 g de cystes secs par litre d'eau douce (ou à 30 g NaCl par litre),
- eau et cystes sont versés dans un récipient si possible à fond conique. Pour de petits volumes, une bouteille en plastique (1,5 l) montée à l'envers sur un support, et dont le fond a été découpé, fait l'affaire. Un fort bullage est nécessaire dans tous les cas.

- durée : 1 heure environ ; vérifier à la loupe la forme des cystes qui doivent être sphériques.

– Décapsulation

La coque externe dure et brune est attaquée et dissoute par l'eau de Javel.

On ajoute à la solution d'hydratation un volume égal d'eau de Javel (hypochlorite de sodium) à 48 degrés chlorimétriques.

Les cystes sont remués, et leur couleur passe du brun à l'orange en 3 à 10 minutes (suivant l'origine des cystes et la température de la solution). Des échantillons sont prélevés à intervalles rapprochés pour vérifier sous une loupe la disparition complète de la coque externe brune. Dès leur coloration en orange, les cystes sont versés sur le tamis à mailles de 100–150 microns et abondamment rincés à l'eau douce.

– Stockage et distribution

Ces cystes décapsulés humides peuvent être stockés au frais à raison de l'équivalent de 1 g de cystes secs dans 10 ml de saumure (à 300 g NaCl par litre). Il paraît préférable de renouveler la saumure après quelques heures. Ces cystes décapsulés humides peuvent être distribués aux alevins sous cette forme, dès le début de la phase d'alimentation. Ils se déposent rapidement sur le fond des bacs d'alevinage et peuvent être utilisés comme supplément à l'aliment artificiel (cas des alevins de silure, se nourrissant sur le fond).

Les cystes peuvent également être séchés à une température de 35–40 °C. Les cystes décapsulés secs gardent leurs qualités nutritives, et la distribution devient possible avec les mêmes distributeurs d'aliments que pour les farines premier âge pour alevins. Dans l'eau, ils flottent puis s'hydratent progressivement et conviennent bien au démarrage des alevins qui se nourrissent en pleine eau d'après nos expérimentations (cas du black-bass, par exemple).

– Incubation pour production de nauplius

Les cystes fraîchement décapsulés peuvent être mis en incubation jusqu'à éclosion du premier stade larvaire « nauplius ». Ils sont transférés dans un récipient contenant de l'eau à 30 g de sel par litre, et fortement éclairé par-dessus, avec un bullage important. Après 20 à 30 heures, l'éclosion se produit ; les nauplius sont recueillis sur un tamis. Ils peuvent être stockés au frais dans de l'eau à 10–15 g de sel/l, toujours avec un bullage. Leur distribution aux alevins doit se faire dans les 24 heures, sinon leurs qualités nutritives se détériorent.

ANNEXE 10

Transport du poisson avec oxygénation

Pour plus de détails, voir Berka, 1986.

Espèces (individus de 1 kg)	Densité pour 1000 l d'eau							
	0-5 °C	5-8 °C	8-10 °C	10-15 °C	15-20 °C	20-25 °C	25-28 °C	30 °C
C. miroir, tanche	700	600	450	400	350	280	220	180
C. Amour	750	650	500	450	400	310	250	200
C. argentée	300	250	200	150	100	80	-	-
C. marbrée	700	650	500	450	400	300	220	180
Silure	800	700	600	500	400	320	250	200
Sandre	250	200	150	120	100	80	-	-
Poissons à jeûn								

Pour transport de 5 à 20 heures.

- Si le poids individuel est compris entre 1 kg et 1,7 kg, la densité peut être augmentée de 10-15 %.

- Si le poids individuel	< 100 g	diminuer la densité de	70-80 %
	100-200 g	"	50-60 %
	200-500 g	"	30-50 %
	500-1 000 g	"	20-30 %

Pour éviter des blessures aux sandres, les transporter avec les tanches.

ANNEXE II

Génétique

La sélection des poissons d'étang pour améliorer leur croissance n'est pas une voie prioritaire : en conditions d'élevage (semi-) extensif, leur croissance dépend en premier lieu des ressources alimentaires disponibles et des conditions thermiques. La sélection devrait cibler la résistance aux maladies (voir les travaux du Syndicat des sélectionneurs avicoles et aquacoles français – SYSAAF – sur les aspects de sélection génétique en aquaculture).

Base de gestion génétique d'un stock de reproducteurs de poissons :

(d'après Gjedrem, 1985 ; Tave, 1986, 1992 ; Wohlfart, 1986 ; Chevassus, 1989 ; Hollebecq et Haffray, 1994 ; Hulata, 1995)

Une gestion génétique n'est envisageable que pour les espèces qui peuvent être maintenues en pisciculture. Deux cas sont possibles :

- on souhaite maintenir les performances d'un lot de poissons, dont la descendance est destinée, par exemple, à être relâchée en milieu naturel (restauration d'une population en déclin). Il faut donc faire en sorte de réduire le moins possible la diversité (variabilité) des caractères de la descendance par rapport à celle de la population initiale. Dans ce cas, on pratiquera une « non-sélection », ce qui est différent de « pas de sélection », qui est souvent une sélection inconsciente (emploi des géniteurs...);
- on souhaite améliorer les performances d'élevage d'une espèce à partir d'un lot de géniteurs. Par exemple : taille ou poids plus élevés à un âge donné, fécondité plus importante, résistance à une maladie... Il faudra donc sélectionner dans chaque génération les « meilleurs » individus vis-à-vis du (ou des) caractère(s) retenu(s).

Méthodes :

- « Non-sélection »

On s'efforce de ne sélectionner aucun caractère, même de manière inconsciente. Les géniteurs stockés sont représentatifs (tailles, poids, âges...) de l'ensemble de la population. Cela implique que l'on dispose de données fiables sur leurs performances initiales et de les contrôler à chaque génération pour vérifier l'absence de « dérive ». Un lot initial de 30 géniteurs (sex ratio = 1/1) permet d'avoir 99 % de la variabilité génétique de l'espèce

En pratique d'écloserie, inconsciemment, on a tendance à utiliser les plus gros géniteurs, ceux qui sont matures à la « bonne période » (du point de vue du pisciculteur),

qui fournissent le plus d'œufs, dont les éventuels caractères sexuels secondaires sont les plus évidents (facilité d'identification dans les bassins de stockage).

En outre, les techniques d'écloserie elles-mêmes tendent à réaliser une sélection non intentionnelle (= domestication) : géniteurs se reproduisant en conditions standardisées, juvéniles ayant de bonnes performances en milieu artificiel (bacs, nourriture). Or, des individus donnant des résultats médiocres en élevage peuvent être ceux qui survivraient bien en milieu naturel.

Il faut donc :

- utiliser des géniteurs de toutes les tailles possibles (des gros géniteurs sont souvent des géniteurs âgés),
- assurer des opérations de ponte pendant toute la durée de la saison de reproduction,
- obtenir le plus de pontes possibles, quitte à ne conserver qu'une fraction des alevins de chacune d'elles.

– Sélection orientée :

On souhaite améliorer les performances zootechniques (= la productivité) d'une espèce en orientant la sélection vers un ou plusieurs caractères jugés intéressants. Principe : à chaque génération, on retient les meilleurs individus par rapport au(x) caractère(s) sélectionné(s).

Il faut définir des buts (= caractères retenus) et des moyens techniques pour y parvenir en évitant de choisir un caractère dépendant fortement de l'environnement.

Il faut savoir quoi mesurer : des longueurs corporelles sont plus précises que des poids (estomac plus ou moins plein, eau...).

Il faut décider quand mesurer le caractère sélectionné ; s'il s'agit d'un taux de croissance, le mesurer à un âge donné (ce taux n'est pas constant au cours de la vie du poisson) et savoir que ce paramètre peut varier suivant le sexe des individus. Entre 2 populations ayant, pour un caractère donné, une valeur moyenne identique (par ex. : même poids moyen à un âge donné), la sélection sur ce caractère sera plus efficace en partant de la population qui présente la plus grande variation autour de la moyenne.

En définissant une valeur limite pour sélectionner un caractère sans tenir compte du sexe, on risque d'aboutir à terme à une population monosexue.

– Sélection massale

C'est la méthode la plus facile. À chaque génération, on retient comme reproducteurs les individus ayant le (ou les) caractère(s) sélectionné(s) le(s) plus marqué(s) par rapport à l'ensemble du stock. Par exemple : taille, poids à un âge donné... C'est donc une sélection en fonction du phénotype : « meilleur » individu/moyenne de la population. Méthode intéressante si le caractère sélectionné a une forte héritabilité (> 0,25). Pour les cyprinidés, cette méthode atteint rapidement ses limites : l'héritabilité des caractères est faible dans ce groupe de poissons, à l'exception peut-être de la tanche.

Cette méthode permet d'obtenir des souches formées d'individus consanguins ayant des caractères stables. En croisant 2 souches (hybridation intraspécifique), on obtient des hybrides dont les performances moyennes sont supérieures à celles de chacun des parents. C'est l'effet d'hétérosis (= «vigueur hybride»). Dans ce cas, seule la génération hybride est commercialisée.

– Sélection interfamiliale

On sélectionne « les meilleures » familles dans un ensemble de familles en comparant des moyennes familiales entre elles et non plus des moyennes individuelles. Dans chaque famille qui présente un caractère « intéressant », on retient un échantillon représentatif, pris au hasard, d'individus que l'on souhaite conserver. Ces moyennes familiales peuvent être quantitatives ou qualitatives, relevées sur des individus de la famille qui ont été sacrifiés.

Par exemple : rendement en filet d'un lot de poissons pris au hasard dans la même famille, ou autre caractère phénotypique non mesurable sur des individus vivants.

– Sélection intrafamiliale

Chaque famille est considérée comme une sous-population de l'ensemble du stock. À l'intérieur de chaque famille, les individus sont retenus ou non après comparaison à la moyenne de leur propre famille.

– Sélection sur la descendance

On juge la qualité des géniteurs (couple par couple) en tant que tels, en fonction de tels ou tels caractères de leurs descendants.

Ces méthodes de sélection familiales permettent d'éliminer l'influence de l'environnement sur le phénotype, qui reflète mieux alors les variations d'origine génétiques. Par exemple : sélection de souches précoces ou tardives par rapport à la date moyenne de ponte du stock.

En contrepartie, elles entraînent de grosses contraintes pour le stockage séparé de chaque famille, du moins tant qu'un marquage individuel ne peut pas être pratiqué. En conditions d'élevage intensif, si le critère de sélection est la croissance à un âge donné, il faut s'assurer que les individus ainsi retenus ont réellement une capacité de croissance ou d'assimilation de l'aliment supérieure à la moyenne. Leur meilleure croissance peut être due simplement à un comportement agressif vis-à-vis de leurs congénères, écartés du point d'alimentation.

– Manipulations génétiques

Ces techniques sont peu pratiquées en pisciculture d'étang en France, où la demande est faible.

Individus triploïdes, obtenus par choc thermique ou de pression après la fécondation des œufs (fréquent en salmoniculture).

Gynogenèse, par fécondation d'ovules avec du sperme irradié. On obtient une population monosexue femelle, ayant une taille plus importante au moment de leur maturation. Inversion sexuelle : les juvéniles reçoivent de l'aliment contenant de la méthyl-testostérone pour obtenir une population monosexue mâle (produits interdits à la consommation en France). En pisciculture tropicale, pratique courante pour l'élevage du tilapia.

Remarques

- Des essais réalisés pour comparer les performances des meilleures souches de carpes miroir allemandes par rapport à des souches sélectionnées en Israël ou en Russie (Geldhauser et coll., 1987 ; Klupp, 1987) ont montré que chacune de celles-ci n'exprimait pleinement son potentiel que lorsqu'elle se trouvait dans son milieu d'origine avec les conditions d'élevage appliquées sur les sites de sélection.
- Pour simplifier un tant soit peu la gestion de ces nombreux stocks, il est nécessaire de marquer de façon fiable les poissons. L'un des meilleurs moyens est l'emploi de marques internes magnétiques (« P.I.T. tags » des Anglo-Saxons).

Génétique de l'écaillage de la carpe *C. Carpio* :

La carpe commune de pisciculture présente différents types d'écaillures :

- corps entièrement couvert d'écaillures,
- corps partiellement couvert : le long du dos + 1 rang sur la ligne latérale (« ligne ») ou : grosses écaillures le long du dos avec les flancs nus (« carpe miroir »),
- corps dépourvu d'écaillures (« carpe cuir »).

Deux gènes sont responsables de l'écaillage :

- le gène S, qui contrôle l'écaillage,
- le gène N, qui modifie l'écaillage induite par S (phénomène d'« épistasie dominante »).

Il y a 2 allèles sur le locus S : S \Rightarrow carpe à écaillures, s \Rightarrow carpe miroir.

Le caractère S est dominant, donc :

- les génotypes SS et Ss produiront des carpes à écaillures,
- le génotype ss produira des carpes miroir.

Il y a également 2 allèles sur le locus N :

- l'allèle N dominant modifie le développement de l'écaillage de la carpe induite par les allèles S et s,
- l'allèle n est récessif et n'a pas d'influence sur l'écaillage.

L'homozygote NN est un caractère létal ; les alevins portant ce caractère ne sont pas viables.

L'état hétérozygote Nn (= carpes « ligne » et « cuir ») a des effets négatifs sur la vitalité de l'individu (sensibilité aux maladies, croissance réduite, métabolisme perturbé...). Dans certains cheptels, les carpes ayant ces phénotypes ont été éliminées.

Les types suivants existent parmi les populations de carpe commune :

- carpe à écaillure complète = SSnn (homozygote) et Ssnn (hétérozygote),
- carpe miroir = ssnn, donc toujours homozygote,
- carpe avec ligne d'écailles sur la ligne latérale = SSNn et SsNn, toujours hétérozygote,
- carpe cuir = ssNn (hétérozygote).

	NN	Nn	nn
SS	SSNN (x)	SSNn (ligne)	SSnn (écailles)
Ss	SsNN (x)	SsNn (ligne)	Ssnn (écailles)
ss	ssNN (x)	ssNn (cuir)	ssnn (miroir)

À partir de ces 4 phénotypes, les croisements permettent d'obtenir 9 génotypes différents, dont 6 seulement sont viables.

SS et Ss : écaillure complète ; ss : écaillure de type « miroir »

NN : légal ; Nn : effet réducteur/écaillure ; nn : sans effet.

- La descendance de 2 parents « écailles » va dépendre de leur caractère homozygote (SSnn) ou non (Ssnn). Si les parents « écailles » sont homozygotes SSnn, la F1 aura le caractère « écailles » à 100 %. Si l'allèle s est présent, la F1 comprendra à la fois des individus « écailles » et des individus « miroir ».
- La descendance de 2 parents « miroir » est toujours pure : la descendance présente le type « miroir » à 100 %.

Exemples de croisements entre phénotypes et résultats sur le génotype : voir page suivante.

Parents	Descendance
« écailles » X « écailles » SSnn X SSnn SSnn X Ss nn Ssnn X Ssnn	100 % SSnn (« écailles ») 75 % SSnn + 25 % Ssnn = 100 % (« écailles ») 75 % SSnn (« écailles » homozygote) + 25 % ssnn (« miroir »)
« écailles » X « miroir » SSnn X ssnn Ssnn X ssnn	100 % SSnn (« écailles » hétérozygote) 50 % Ssnn (« écailles » homozygote) + 50 % ssnn (« miroir »)
« miroir » X « miroir » ssnn X ssnn	100 % ssnn (« miroir »)
« miroir » X « cuir » ssnn X ssNn	50 % ssnn (« miroir ») + 50 % ssNn (« cuir »)
« miroir » X « ligne » ssnn X SSNn ssnn X SsNn	50 % Ssnn (« écailles » hétérozygote) 25 % ssnn (« miroir ») + 25 % SsNn (« ligne »)
« cuir » X « cuir » ssNn X ssNn	50 % ssNn (« cuir ») + 25 % ssNN (non viable)
« ligne » X « ligne » SSNn X SSNn SsNn X SsNn SSNn X SsNn	50 % SSNn (« ligne ») +25 % SSnn (« écailles ») + 25 % SSNN (non viable) 37,5 % SsNn (« lignes ») + 18,7 % SSnn et Ssnn (« écailles ») + 12,5 % ssNn (« cuir ») +6,2 % ssnn (« miroir ») + 25 % SsNN et ssNN (non viable) 50 % SSNn et SsNn (« ligne ») + 25 % SSnn et Ssnn (« écailles ») + 25 % SsNN et SSNN (non viable)

ANNEXE 12

Anesthésie des poissons

En toute rigueur, des poissons destinés à être anesthésiés devraient être mis à jeûner 24 heures auparavant.

Après toute anesthésie : le poisson doit être mis à récupérer dans de l'eau bien oxygénée ; les niveaux physiologiques ne se rétablissent à des taux normaux qu'après 3–4 jours.

Principales substances utilisées :

Les doses efficaces des produits indiqués varient suivant l'espèce et la taille de l'individu, la température de l'eau et éventuellement sa minéralisation.

– Huile essentielle de clou de girofle (eugénol ; «*clove oil*» des anglophones).

Cette substance naturelle est biodégradable et non toxique pour l'environnement.

Il faut préparer une solution-mère : 1 volume d'huile de clou de girofle + 10 volumes d'alcool à 95°.

Cette solution doit être stockée dans un récipient opaque à la lumière.

Les doses anesthésiantes sont de l'ordre de 0,1 à 1 ml de solution-mère pour 1 l d'eau. Les poissons sont calmés, les mouvements operculaires persistent.

Les autres substances sont toxiques et doivent être manipulées avec précaution. Leurs effets anesthésiants sont plus profonds.

– MS 222

- cristaux blancs solubles dans l'eau,
- effet acidifiant sur le milieu,
- effets physiologiques secondaires importants sur le poisson.

Dose : 1–10 g/100 l.

– Phénoxy-2-éthanol

- liquide huileux à odeur d'amandes amères, peu soluble dans l'eau,
- effets bactéricide et fongicide,
- conservation des bains quelques jours.

Dose : 0,1–0,5 ml/100 l pour silure > 1 kg : 5–15 ml/100 l (25 °C).

Récupérer le poisson avant l'arrêt des mouvements operculaires (mort par asphyxie).

– Quinaldine

- liquide huileux à forte odeur, peu soluble dans l'eau ; éventuellement, solubilisation du produit dans 8–15 volumes d'alcool,
- produit à forte activité : anesthésie rapide et limitée si les doses sont respectées.

Dose : (variable selon la dureté de l'eau) 0,5–1 ml/100 l (2 gouttes/10 l) si l'eau est fortement minéralisée ; 20–30 ml/100 l en eau faiblement minéralisée. Anesthésie de niveau III seulement, avec peu d'effets au niveau du cerveau ; l'axe hypothalamo-hypophysaire n'est pas atteint, donc le choc post-anesthésique est réduit et la reprise d'activité rapide, ce qui est intéressant pour des géniteurs matures.
Récupérer le poisson dès la fin de la phase d'excitation (env. 30 secondes).

– Sulfate de quinaldine

- cristaux solubles,
- induction de l'anesthésie et reprise plus rapides.

Dose : 0,2–0,3 g/100 l anesthésie de niveau III.

Stades d'anesthésie :

(d'après McFarland, 1959 in Froidefond-Gass, 1993 ; Dixon et Milton, 1978).

Stade 0 : poisson normal.

Stade I : réponse affaiblie aux stimuli visuels, réponse normale aux stimuli vibratoires. Peu à peu : arrêt des réponses aux stimuli externes (télencéphale puis zones sensorielles du SNC atteintes). Le poisson reste en position d'équilibre.

Stade II : perte progressive de l'équilibre, forte augmentation des besoins respiratoires.

- niveau 1 : perte partielle de l'équilibre, avec mouvements de plongée et de roulis latéraux (atteinte complète du cerveau moyen),
- niveau 2 : perte totale de l'équilibre, poisson sur le dos (atteinte des noyaux sensoriels crâniens). La fréquence des mouvements operculaires diminue, mais leur amplitude est stable. Augmentation des besoins respiratoires à ce stade : prévoir un milieu bien oxygéné.

Stade III : anesthésie profonde, sans réactions aux stimuli externes (atteinte des noyaux moteurs médullaires et des arcs réflexes spinaux).

Diminution de la fréquence des mouvements operculaires, de plus grande amplitude.

Stade IV : arrêt des mouvements operculaires, devenant létal au-delà de 1 minute (dépression puis arrêt des centres cardiaques et respiratoires). Bonne récupération des poissons si sortie immédiate.

Avertissement :

L'eugénol et le phénoxy-2-éthanol ne sont pas listés dans le règlement (UE) n° 37/2010 de la Commission du 22/11/2009 concernant les limites maximales de résidus (LMR) dans les aliments d'origine animale.

En conséquence, leur emploi comme anesthésique chez les poissons est désormais officiellement interdit.

ANNEXE 13

Équivalence entre unités anlo-saxonnes et internationales

1 mètre	= 39,37 in.	= 3,281 ft.	= 1,094 yd.
1 kilomètre	= 1094 yd.	= 0,621 mile	
1 mètre carré	= 10,76 sq. ft.		
1 hectare	= 2,471 acres		
1 litre	= 0,2642 US gal.	= 0,219 imp. gal	= 61,02 cu. in. = 0,035 cu. ft.
1000 litres (1 m ³)	= 1,307 cu. yd.		
1 kilogramme	= 564,3 dr.	= 35,27 oz.	= 2,205 lb.
1 gramme	= 15,43 gr.		
1 atmosphère	= 1kg/ cm ²	= 1,013 bars	= 760 mm Hg = 100 hectopascals
	= 14,696 PSI		

Longueurs

Mile	= 1,609 km	= 1760 yds.	
Yard (yd.)	= 0,914 m	= 3 ft.	= 36 in.
Foot (ft., « pied »)	= 30,48 cm	= 12 in.	= 0,33 yd.
Inch (in., « pouce »)	= 2,54 cm		

Surfaces

Square mile (sq. mile)	= 2,589 km ²	= 258,985 ha
Acre	= 4046,9 m ² (0,404 ha)	= 43560 sq. ft.
Square yard (sq. yd.)	= 8361 cm ² (0,8361 m ²)	
Square foot (sq. ft.)	= 929 cm ²	= 144 sq. inch
Square inch (sq. in.)	= 6,45 cm ²	

Masses

Ton (GB)	= 1016 kg	= 2240lb.	
short Ton (US)	= 907,18 kg	= 2000 lb.	
Stone (GB)	= 6,35kg	= 14 lb.	
Pound (lb., «livre»)	= 0,453 kg	= 16 oz.	= 256 dr.
Ounce (oz., «once»)	= 28,34 g	= 16 dr	= 0,062 lb.
Dram (dr.)	= 1,77 g	= 0,062 oz.	= 27,6 gr.
Grain (gr.)	= 0,064 g		

Épaisseur

(film, membrane) :

Mil	= 0,025 mm	(25 microns)	= 0,001 in.
-----	------------	--------------	-------------

Pression

PSI (pound/sq. In.)	= 0,0680 kg/ cm ²	= 0,068 atmosphères	= 0,0689 bar
	= 6,80 hectopascals		

Transparence de l'eau

Les méthodes de mesure utilisées (disque de Secchi ou normes *Nephelometric Turbidity Units, NTU*) sont trop différentes pour qu'il soit possible d'établir des équivalences entre elles.

Volumes

Acre-foot = 1233,490 m³ = 43560 cu. ft. = 325850 gal.
= (4046,9 m² x 30,48 cm)

Cubic yard (cu. yd.) = 764,550 l

Cubic foot (cu. ft.) = 28,310 l

US Gallon (gal.) = 3,785 l = 0,13 cu. ft. = 4 qt.
= 8 pt. = 128 fl. oz.

imp. Gallon (GB) = 4,546 l
US Quart (qt.) = 0,946 l = 0,25 gal. = 2 pt. = 4 cups
= 32 fl. oz. = 2,09 lb. d'eau

imp. Quart = 1,136 l = 2 pt.
US Pint (pt.) = 0,473 l = 0,13 gal. = 0,5 qt. = 16 fl. oz.
= 1,04 lb. d'eau

imp. Pint = 0,568 l = 20 fl. oz.
Cup (US) = 0,236 l = 0,5 pt. = 8 fl. oz.
US fl. ounce = 29,50 ml = 1,043 oz. d'eau = 1/8 cup = 2 tablespoons
= 6 teaspoons

imp. fl. ounce = 28,40 ml
Cubic inch (cu.in.) = 16,39 ml
Tablespoon (US) = 14,80 ml = 0,5 fl. oz. = 3 teaspoons
Teaspoon (US) = 4,90 ml = 1/6 fl. oz. = 1/3 tablespoon

BIBLIOGRAPHIE

ADAMS S.M. (Éd.), 1990. *Biological Indicators of Stress in Fish*, American Fisheries Society Symposium 8, 191 p.

Anonyme, 1989. *Guide de l'agent préleveur d'eau*, ministère de l'Environnement/CSP/Cemagref, 120 p.

ANTALFI A., 1979. Propagation and Rearing of Pike-perch in Pond Culture. In : Huisman et Hogendoor edit. : EIFAC Workshop on mass rearing of fry and fingerling of freshwater fishes, 120–125. EIFAC Tech. Paper no 35/1.

ANWAND K., 1991 : Erbrütung und Aufzucht von Hechten und Maränen. *Fischer und Teichwirt*, 1/1991, p. 2–5.

ARRIGNON J., 1970. *Aménagement piscicole des eaux intérieures*, Sedetec Éd., 630 p.

ARRIGNON J., 1976. *Aménagement écologique et piscicole des eaux douces*, 3^e édition, Gauthier-Villars, 340 p.

BACHASSON B., 1997. *Mise en valeur des étangs*, 2^e édition, Tec et Doc, Paris, 184 p.

BAKOS J., 1984, Technology for Fish Propagation; In *Inland aquaculture technology*, 299-323. FAO, Rome.

BALVAY G., 1980, « Fonctionnement et contrôle du réseau trophique en étang », In : Billard, R., Éd., *La Pisciculture en étang*, 47–80. INRA Publ., Paris.

BALVAY G., 1983. L'alimentation naturelle des alevins de brochet (*Esox lucius*) durant leur premier mois de vie. In : Billard, R., Éd., *Le brochet*, 179–198. INRA Publ., Paris.

BANAS D., 2001, « Flux de matière en étangs piscicoles extensifs : rétention, sédimentation, exportation ». Thèse de 3^e cycle, université de Metz, 237 p.

BANAS D., MASSON G., LEGLIZE L. et PIHAN J.C., 2002. « Discharge of sediments, nitrogen (N) and phosphorus (P) during the emptying of extensive fishponds : effect of rain-fall and management practices ». *Hydrobiologia*, 472 (1-3), p. 29-38.

BANAS D., MASSON G., LEGLIZE L., USEGLIO-POLATERA P. et BOYD C.E., 2008, Assessment of sediment concentration and nutrients loads in effluents drained from extensively-managed fishponds in France. *Environ. Pollut.*, 152 (3) : 679-685.

BARBE J., SCHLUMBERGER O. et BOURETZ N., 1999, « Utilisation du phytoplancton pour estimer la production potentielle des étangs ». *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, 355 : 387-402.

BARNABÉ G., 1992. *Bases biologiques et écologiques de l'aquaculture*. Tec. et Doc. Paris, 500 p.

BAZIR A., 1992. *Le sandre (Stizostedion lucioperca)*. Bases biologiques et pisciculture. Synthèse bibliographique. Mémoire maîtrise USTL. Cemagref Montpellier, 25 p.

BENNET G.W., 1971. *Management of Lakes and Ponds*, 2^e édition, Van Nostrand Reinhold Comp., 365 p.

BERKA R., 1986. *Le Transport des poissons vivants*. Doc. Tec. FAO/CECPI n° 48, 55 p.

BERTRU G., 1980. *Les échanges sédiment-eau dans les étangs*. In : Billard, R., Éd., *La Pisciculture en étang*, 37-46. INRA Publ., Paris.

BEVERIDGE M., 1987. *Cage aquaculture*, Fishing News Book, 307 p.

BOHL M., et BOHRMANN H., 1987. Erfahrungen mit der neuen Teichanlage. *Fischer und Teichwirt*, 9/87, 278-285.

BOYD C.E., 1982. *Water Quality Management for Pondfish Culture*. Elsevier Scientific Publishing Company, 318 p.

BROCCHI Dr., 1896. *La Pisciculture dans les eaux douces*. Bibliothèque des sciences et de l'industrie. Librairies-imprimeries réunies, Paris. 320 p.

BRUNET R., et HOESTLAND H., 1972. Recherches biologiques et pisciculture expérimentale du goujon (*Gobio gobio*) ; *Bull. Fr. Piscic.* 45(246), 7-32.

BRY C., SOUCHON Y., NEVEU G. et TREBAOL L., 1983. Production de familles de brochetons en petits étangs par reproduction naturelle aménagée. Bilan de trois ans d'expérimentation et comparaison avec la méthode d'alevinage. In : Billard, R. Éd., *Le brochet*, 63-73. INRA Publ., Paris.

CARA/Cemagref, 1991. *Programme expérimental et de démonstration de pisciculture d'étang dans la Double (Dordogne)*. Rapport de synthèse 1988-1991. Compagnie d'aménagement rural d'Aquitaine, Bordeaux ; Cemagref Montpellier, 90 p.

- CARLANDER K.D., 1977 : *Handbook of freshwater fishery biology*. Iowa State Univ. Press, Ames, Iowa (USA), vol. 2 ; 430 p.
- Cemagref, 1989. *Note technique sur le sexage du silure glane*. C.R. d'expérimentations, saison 1988. Cemagref Montpellier/USEERC. 6 p.
- CHANG J.-P. et PETER R.E., 1983. Action of Dopamine on Gonadotropine Release in Goldfish, *Carassius auratus*. In Richter C.J.J. et Goos H.J. Th. Éd., *Reproductive physiology of fish*, 51. Internat. Symposium, Wageningen, 2-6 août 1982, 256 p., PUDOC, Wageningen.
- CHAUVEHEID A., et BILLARD R., 1983. *Incubation et éclosion des œufs de brochet et résorption vitelline des larves*. In : Billard, R., Éd., *Le brochet*, 163-176. INRA Publ., Paris.
- CHEVASSUS B., 1989. Constitution of Aquacultural Stocks : Genetic Aspects. In : Aquacop/IFREMER, Actes de colloque *Advances in tropical aquaculture*, 569-592. Tahiti, fév. 20- mars 4, 1989.
- CHOW K.W., 1980. Microencapsulated Egg Diets for Fish Larvae. In : *Fishfeed Technology*, 335-361. F.A.O. ADCP/REP/80/II.
- COCHE A., et BIANCHI G., 1979. Present Status of Mass Rearing of Fry and Fingerlings in the EIFAC region. In : Huisman et Hogendoor edit. : EIFAC *Workshop on Mass Rearing of Fry and Fingerling of Freshwater fish*, 7-31. EIFAC Techn. Paper n° 35/1.
- COLLINS C.B. et MITCHELL A.J., 1996. Fish Stocking in Recreational ponds. *Aquaculture Magazine*, 22 (6) : 74-76.
- CRAIG J., 1987. *The Biology of Perch and related Species*. Croom Helm/Timber Press. 333 p.
- DABROWSKI K., MURAI T. et BECKER K., 1986. Physiological and Nutritional Aspects of Intensive Feeding of Carp. In : Billard, R. et Marcel, J. (Edit.) : *Aquaculture of Cyprinids*. 55-70. INRA Paris.
- DAUBA F., 1981. *Étude comparative de la faune des poissons dans les écosystèmes de deux réservoirs : Luzech (Lot) et Chastang (Dordogne)*. Thèse Doctorat 3^e cycle. INP Toulouse. 179 p.
- DEMAËL A., 1989. *Expérimentation portant sur l'alimentation de la carpe en Dombes*. Analyses physiologiques. Lab. physiol. générale et comparée. Univ. C. Bernard, Lyon-I. 47 p.
- DIXON R.N. et MILTON P., 1978. The Effects of the Anesthetic Quinaldine on Oxygen Consumption in an Intertidal Teleost *Blennius pholis* L., J. Fish Biol., 12 : 359-369.

F.A.O., 1986. *La Carpe commune ; production massive d'œufs et de post-larves ;* FAO Formation n° 8, 87 p.

F.A.O., 1986. *La Carpe commune ; production massive de carpillons en étang.* FAO Formation n° 9, 87 p.

FROIDEFOND-GASS I., 1993. *Contribution à l'étude de l'anesthésie chez les poissons ; application au transport.* Thèse Doct. vétér. , Univ. P. Sabatier, Toulouse. 90 p.

GELDHAUSER F., von LUCKOVICZ M. et WEISSENBACH H., 1987. Performance Tests with Advanced Carp of Israeli and German Origin under Practical Pond Conditions. In : Rosenthal H. et Sarig S. Éd. : *Research in Modern Aquaculture*, 75-86 ; Europ. Aquacult. Soc., special publication n° 11.

GELDHAUSER F., 1992. The Interplay of Egg Swelling and Sperm Activity in the Fertilization Process of Tench (*Tinca tinca* L.). In : actes conf. internat. Fish Reproduction, 92 , 89, Vodnany, 2-4 mars 1992. 89-90.

GILLET C., 1989 a. *Le Déroulement de la fraie des principaux poissons lacustres.* Hydroécol. Appl. 1, 1-2, 117-143.

GILLET C., 1989 b. *Réalisation de frayères artificielles flottantes pour les poissons lacustres.* Hydroécol. Appl. 1, 1-2, 145-193.

GIRARD P., 1994. La thérapeutique en aquaculture : les modalités des traitements des poissons. *Bulletin des GTV*, n° 4, novembre 1994, 51-55.

GIRARD P., 1998. Le poisson sentinelle des milieux aquatiques : pertinence et optimisation des indicateurs sanitaires. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* (350-351), 429-443.

GIRARD P., 2006. Rapport de synthèse sur les mécanismes d'induction des indicateurs de stress chez les poissons des eaux douces, estuariennes et marines. Programme Seine Aval. Convention Cemagref, 110 p.

GIRARD P., 2009. Influence de la température sur l'état sanitaire des poissons. Rapport de synthèse. Convention EdF R&D, 73 p.

GJEDREM T., 1985. Improvement of Productivity through Breeding Schemes. *Geojournal*, 10.3, 233-241.

GOUBIER V. et MARCHANDISE B., 1990. *Étude de faisabilité d'une pisciculture de perche.* Rapport de convention, Région Rhône-Alpes/IRRA Lyon, 70 p.

- GOUBIER V., 1990. *Le Phytoplancton et les problèmes de désoxygénation en étang de pisciculture*. Publ. Association pour le développement de l'aquaculture, n° 21, 46 p.
- GOUBIER V., 1995. Reproduction of Perch *Perca fluviatilis*. Control of Reproduction Cycle and Sexual Product Quality in : Kestemont et Dabrowski, Éd. : Workshop on Aquaculture of Percid 5, (abstract), Vaasa-Finlande, 21-25 août 1995.
- GRYGIEREK E., 1979. Plankton as an Ecological Indication of the Influence of the Farming Measures on Pond Biocenosis. Polish Ecol. Stud. 5, 4, 77-140.
- HARSANYI A., 1987. Welszucht in Teichen. Fischer und Teichwirt 5/87, 133-138.
- HARVEY B.J. et HOAR W.S., 1980. *La Reproduction provoquée chez les poissons : théorie et pratique*. Internat. Develop. Res. Center, Ottawa, Ontario. 48 p.
- HEIDINGER R. C., 1976, *Synopsis of Biological Data on Large-Mouth Bass (Micropterus salmoides)*, FAO Fisheries Symposium 115, FAO Rome, 86 p.
- HOFMANN J., GELDHAUSER F. et GESTNER P., 1986, *der Teichwirt*. 6^e édition, Paul Parey, 250 p.
- HOLLEBECQ M.-G. et HAFFRAY P., 1994, L'amélioration génétique de la carpe commune *Cyprinus carpio* L. : état des connaissances, *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, 333 : 93-124.
- HORVATH L., 1978 a. Relation between Ovulation and Water Temperature by farmed Cyprinids. *Aquacultura Hungarica (Szarvas)* 1, 58-65.
- HORVATH L., 1978 b. Experiences in the Ovulation of the Common Carp (*Cyprinus carpio*) out of the Spawning Season. *Aquacultura Hungarica (Szarvas)* 1, 67-72.
- HORVATH L., 1979. Indoor and Pond rearing Technology for Fry and Fingerlings of Wels, *Silurus glanis* L. In : Huisman et Hogendoor edit., EIFAC Workshop on Mass Rearing of Fry and Fingerling of freshwater fish, 85-93. EIFAC Techn. Paper n° 35/1.
- HORVATH L., 1983. Élevage et production de brochet en Hongrie. In : Billard R. Éd., *Le Brochet*, 215-223. INRA Publ., Paris.
- HORVATH L. et LUKOVICZ (von) M., 1982, « Tables with Data Hatchery Procedures and Rearing Process of some Bred Warmwater Fishes ». *Aquacultura Hungarica (Szarvas)*, 3 : 212-219.

HORVATH L., TAMAS G. et TÖLG I., 1984. *Special Methods in Pondfish Husbandry*. Akademiai Kiado/Halver Corp. Seattle. J.E. Halver Éd., 146 p.

HORVATH L., 1986. Carp Oogenesis and the Environment In : Billard et Marcel, Éd. : *Aquaculture of Cyprinids*, 109–117, INRA publ., PARIS.

HUET M., 1970. *Traité de pisciculture*. De Wyngaert Éd., 718 p.

HULATA G., 1995. A Review of Genetic Improvement of the Common Carp (*C. carpio* L.) and other Cyprinids by Crossbreeding, Hybridization and Selection, *Aquaculture*, 129 : 143–155.

IRRA, 1992. L'aquaculture du black-bass. C.R. activités Institut régional de recherches appliquées en aquaculture, Lyon. 50–56.

IM B.H. et HAFNER H., 1982. *Nouvelles données sur les oiseaux piscivores dans les exploitations piscicoles de Camargue*. Station biologique de la Tour du Valat (Camargue), 30 p.

IM B.H. et HAFNER H., 1984. *Impact des oiseaux piscivores et plus particulièrement du grand cormoran sur les exploitations piscicoles en Camargue*. Station biologique de la Tour du Valat (Camargue) ; étude pour la Communauté économique européenne, 85 p.

JÄHNICHEN H., 1992. Richtlinien und Erfahrungen zur Laichfischhaltung und kunstlichen Vermehrung von Welsen (*Silurus glanis*). *Fischer und Teichwirt* 4/92, 120–123.

JACQUEMOND F. et COMMERGNET R., 1994. *Expérimentation black-bass. Compte rendu d'activité 1993–1994*, École d'agriculture de Poisy, Annecy, 32 p. + annexes.

DJOGAND H., 1984. *Évaluation de la biomasse zooplanctonique produite par les lagunes d'épuration, et valorisation aquacole. Application au prégrossissement d'alevins de brochet*. Mémoire DEA, INP Toulouse (ENSA), 65 p. + annexes.

KESTEMONT P., 1985. Étude des potentialités d'élevage intensif du goujon (*Gobio gobio*) ; comparaison de plusieurs types d'aliments. *Bull. Fr. Pêche Piscic.* 1985 (297), 48–54.

KESTEMONT P., 1989. Hormonal Induction of the Ovation and Spermiation of the Gudgeon *Gobio gobio* L. In : de Pauw E., Jaspers E., Ackefors H. et Wilkins N. Éd. : *Aquaculture : a biotechnology in progress*, 527–536. Europ. Aquacult. Soc.

KESTEMONT P. et MELART Ch., 1990. About the Culture of a Small European Cyprinid, the Gudjon (*Gobio gobio*). *Eur. Aquacult. Soc. Quarterly Newsletter* 56, 39–41.

KESTEMONT P. et MELARD Ch., 1994 : *L'élevage intensif du goujon et de quelques autres poissons d'eau douce (vairon, poisson rouge et ide mélanote)*. Éd. Duculot, Belgique. 64 p.

KINKELIN P. (de), MICHEL C. et GHITTINO P., 1985. *Précis de pathologie des poissons*, INRA-O.I.E. Éd., 340 p.

KHAN H.A., GUPTA S.D., REDDY P.V.G.K, et SAHOO S.K., 1986. Use of Milk, Urea, Sodium Sulphite and Human Urine for Degumming Fertilized Eggs of Common Carp (*Cyprinus carpio* L.). *Aquacultura Hungarica* (Szarvas) 5, 47–54.

KLEIN-BRETELIER J.G.P., 1979. First Experiments concerning Controlled Reproduction and Rearing of Fry and Fingerlings of Rudd (*Scardinius erythrophthalmus*). In : Huisman et Hogendoor Éd. : EIFAC Workshop on Mass Rearing of Fry and Fingerling of Freshwater Fish, 184–187. EIFAC Techn. Paper 35/1.

KLEIN L.J.K., et VERRETH J., 1986. The Effect of DIPTEREX on the Growth, Feeding and Survival of Pike-Perch Larvae (*Stizostedion lucioperca*) in Nursing Pond. In Billard R., et Marcel J. Éd. : *Aquaculture of Cyprinids*, 238. INRA publ., Paris.

KLUPP R., 1987. Über das Wachstum russischer Karpfen in Oberfranken. *Fischer und Teichwirt*, 8. 259.

KOLHMANN K. et JÄHNICHEN H., 1996. Entkapselte Artemia-Eier als Starterfutter für Fishbrut. *Fischer und Teichwirt*, 9/96, 354–356.

KOURIL J., BARTH T., HAMACKOVA J. et FLEGEL M., 1986. Induced Ovulation in Tench (*Tinca tinca*) by various LHRH Synthetic Analogues : Effect of Site of Administration and Temperature. *Aquaculture* 54 : 37–44.

KOURIL J. et LINHART O., 1992. Kunstliche Vermehrung des Welses (*Silurus glanis*). *Fischer und Teichwirt* 6/92, 212–214.

Laboratoire d'ichtyologie appliquée, 1982. *Pathologie des poissons de plaine et de moyenne altitude*, ENSA Toulouse, 89 p.

LE LOUARN H., 1983. Production de brochet. Amélioration de la production naturelle ou repeuplement. In : Billard, R. Éd., *Le Brochet*, 305–318. INRA Publ., Paris.

LEGENDRE M. et ALBARET J.-J., 1991. Maximum Observed Length (MOL) as an Indicator of Growth Rate in Tropical Fishes. *Aquaculture*, 94, 327–341.

LEJOLIVET C., 1988. *Contribution à l'étude du recrutement des poissons du barrage de Pareloup (Aveyron)*. Thèse Doctorat 3^e cycle, INP Toulouse, 290 p. + annexes.

LEWKOWICZ S. et WROBEL S., 1971. Some Chemical Factors and Primary Production of Phytoplankton in Fingerlings Ponds. *Pol. Arch. Hydrobiol.* 18, fasc. 2, 189–201.

LINHART O., 1984. Evolution of Pike and Wels Sperm. (en tchèque). *Bull. VÜRH Vodnany*. 2 : 22–33.

LUQUET P. et KAUSHIK S.J., 1980. In : Nutrition des poissons. 171–183. CNRS Paris.

LUKOWICZ M. (von), 1983. Production et élevage du brochet en République fédérale d'Allemagne. In : Billard, R. Éd., *Le Brochet*. 225–234. INRA Publ., Paris.

LUKOWICZ M. (von), TAMAS G. et HORVATH L., 1986. Aquaculture of Tench. In Billard, R., et Marcel, J. Éd. : *Aquaculture of Cyprinids*, 357–367, INRA Publ., Paris.

MAN S.H., 1982. *Hong-Kong Goldfish*. Urban concil, Hong-Kong, 137 p.

MARCEL J., 1980. Préparation et utilisation de broyats hypophysaires pour l'induction de la reproduction des poissons. In : Billard, R., Éd., *La Pisciculture en étang*, 163–172. INRA Publ., Paris.

MARCEL J., 1992. L'élevage du black-bass aux États-Unis. *Écho-Système* 21. 5–8.

MARCEL J., MONTALEMBERT G. (de) et BILLARD R., 1983. Données expérimentales sur la gestion et l'insémination artificielle des gamètes de brochet (*Esox lucius*). In : Billard, R. Éd. : *Le Brochet*, 133–151. INRA Publ., Paris.

MARION L., 1990. *Les Oiseaux piscivores et les activités piscicoles : impact et protection*. Secret. de l'Environnement/ministère de l'Agriculture et de la Forêt, 28 p.

MELOTTI P., 1986. Goldfish (*Carassius auratus*) farming in Italy. In : Billard, R. Éd. : *Pisciculture of Cyprinids*, 369–376. INRA Publ., Paris.

MESKE C., 1985. *Fish Aquaculture. Technology and Experiments*. Pergamon Press. 235 p.

Ministère de l'Environnement, DPN, 1989. *Guide pratique de l'agent préleveur*. DPN/CSP/Cemagref, 116 p.

MOLNAR G. et TÖLG I., 1961. Angaben zum verschiedene Temperaturgrade verursachten Wechsel in des Dauer der Magenverdauung des Zanders (*Lucioperca lucioperca* L.). *Ann. Instit. Biol. Hung. Acad. Sci.*, 28. 109–115.

NEVEU G. et BRY C., 1983. Ovulation spontanée de femelles brochets en petits étangs de maturation. In : Billard R., Éd., *Le Brochet*, 77–84. INRA Publ., Paris.

NOSE T., 1979. Summary Report on the Requirements of Essential Aminoacids for Carp. *Proc. World Symp. on Finfish Nutr. Fishfeed Technol.*, Vol. 1, 145–156.

- PECHA O., 1983. Méthodes de production d'œufs embryonnés et alevins à vésicule résorbée de brochet à l'écloserie de Tabor en Tchécoslovaquie. In : Billard R., Éd., *Le Brochet*, 153-161. INRA Publ., Paris.
- PERÈS C., 1983 a. *Reproduction contrôlée de poissons d'étang en écloserie*. Cemagref Montpellier, 112 p.
- PERÈS C., 1983 b. *Le Carassin doré. Introduction à l'élevage*. Cemagref Montpellier, 32 p.
- PETER R.E., LIN H.R. et VAN DEN KRAAK G., 1988. Induced Ovulation and Spawning of Cultured Freshwater Fish in China : Advances in Application of GnRH Analogues and Dopamine Antagonists. *Aquaculture*, 74 : 1-10.
- PETIT J., 1986. L'approvisionnement en eau. Le traitement de l'eau et le recyclage en aquaculture. In : Barnabé, G. (Coed) *Aquaculture* 45-180, 1^e éd. Tech. et Doc. Diffusion.
- PEKAR F. et OLAH J., 1990 : « Organic fertilization ». In : Production enhancement in still-water pond culture ; FAO-EIFAC Symposium, Prague, 15-18 mai 1990. 116-122.
- PICKERING A.D., 1981. *Stress and Fish*. Academic Press, 367 p.
- PIONNIER E. et KIRSCH R., 1986. Respiration. In : C.R. expérimentations du groupe de travail Silure-Labo. Zoologie et Embryologie Expérimentale, Strasbourg.
- POJOGA I., 1977. *Piscicultura moderna in apele interioare*. 3^e édition. Éd.Ceres Bucarest, 365 p.
- POURRIOT R., CAPBLANC J., CHAMP P. et MEYER J.A., 1982. *Écologie du plancton des eaux continentales*. Coll. Écologie n° 16. Masson, 195 p.
- PROTEAU J.-P. et THOLLOT T., 1988. Élevage intensif du silure glane en eau chaude. *Aqua Revue* n° 21/1988. 22-26.
- PROTEAU J.-P. et HENNEQUART V., 1992. Reproduction artificielle du silure glane. C.R. d'expérimentations. Cemagref Montpellier-ADARC.
- PROTEAU J.-P., HENNEQUART V. et MARTIN J.-F., 1991. *Élevage intensif du silure glane en bassins. (Développement d'une filière de production du silure glane en Région Centre). Compte rendu des expérimentations 1991*, Cemagref-ADARC, 14 p.
- PROTEAU J.-P., LINHART O. et HENNEQUART V., 1990. Reproduction du silure glane (Développement d'une filière de production de silure glane en région Centre). Compte rendu des expérimentations 1990, Cemagref-USEERC, 23 p.

PROTEAU J.-P., SCHLUMBERGER O. et ELIE P., 2008. *Le Silure glane – biologie, écologie, élevage*. Éditions Quæ, 221 p.

REICHLÉ et OBERMEIER, 1987. Warum Kalken ? *Fischer und Teichwirt* 5/87 : 130–132.

RODRIGUEZ R., CELADA J.D., SAEZ-ROYUELA M., CARRAL J.M., AGUILERA A., PEREZ J.R., MELENDRE P.M., 2008, Egg production of tench (*Tinca tinca* L.) kept in semi-intensive culture conditions. Département de production animale, faculté vétérinaire, université du Leon, Vegazana (Espagne).

ROQUEPLO C., 1986. *La reproduction des sandres (Lucioperca lucioperca) dans le lac de Cazaux Sanguinet*. Compte rendu, Cemagref Bordeaux, 12 p.

SAAD A., HOLLEBECQ M.-G., BILLARD R., PIONNIER E. et HEYMANN A., 1988. Production spermatogénétique, dilution et conservation du sperme du silure européen (*Silurus glanis*). In : Asociación española de acuicultura, Univ. Complutense edit. : C.R. Simposio sobre cultivo intensivo de peces continentales ; Madrid.

SALMINEN M., et RUUHIJARVI J., 1991. Production of Pike-Perch (*Stizostedion lucioperca*) Fry ; Procedures and Devices. In Lavens P., Sorgeloos P., Jaspers E. et Ollevier F., Éd. : LARVI '91 ; Fish and Crustacean Larviculture Symposium, 287–289. EAS Special publication n° 15, Gent, Belgium.

SCHLUMBERGER O. et BACOUCHARIS G., 1982. *Écloserie artisanale en circuit fermé thermorégulé*. DDA des Bouches-du-Rhône/ANVAR Marseille/SICA des aquaculteurs de Camargue, 14 p.

SCHLUMBERGER O. et PROTEAU J.-P., 1991. Production de juvéniles de sandre (*Stizostedion lucioperca*). *Aqua Revue* 36, 25–28.

SCHLUMBERGER O. et PROTEAU J.-P., 1992. *Étude pour le développement de la pisciculture du sandre ; programme 1992*. Cemagref Montpellier/Min. Agric./ARAC. 10 p.

SCHLUMBERGER O., 1978. *Alimentation de la carpe à partir de déchets industriels*. Thèse 3^e cycle, Laboratoire d'ichtyologie appliquée ; ENSA Toulouse, 85 p.

SCHLUMBERGER O., 1980 a. *Rapport préliminaire sur l'élevage de la carpe en Camargue*. DDA Bouches-du-Rhône/Cemagref Montpellier/ Assoc. des aquaculteurs de Camargue, 32 p.

SCHLUMBERGER O., 1980 b. *L'élevage de la carpe en Camargue*. DDA Bouches-du-Rhône/Cemagref Montpellier/Assoc. des aquaculteurs de Camargue, 80 p.

SCHLUMBERGER O., 1981 a. *La pisciculture d'étang en Camargue. Élevage de la carpe*. DDA des Bouches-du-Rhône/Cemagref Montpellier/SICA des aquaculteurs de Camargue, 40 p.

SCHLUMBERGER O., 1981 b. *Rapport de mission en Hongrie*. DDA Bouches-du-Rhône/Cemagref Montpellier, 25 p. + annexes.

SCHLUMBERGER O., SAGLIOCCO M. et PROTEAU J.P., 2001, « Biogéographie du silure glane (*Silurus glanis*) : causes hydrographiques, climatiques et anthropiques », *Bull. Fr. Pêche Piscic.*, 357-360 : 533-547.

SEDLAR J., 1987. Kenntnis des Alters und Wachstums des Welses. *Fischer und Teichwirt* 9/87, 286–288.

SMITH L., 1982. *Introduction to Fish Physiology*. TFH Publ. 346 p.

SORGELOOS P., 1991. Live Feeds and their Substitution Products for Larval Nutrition of Fish, Shrimp and Prawns. In : Fish larvae nutrition. 85–111, 1st Internat. ERASMUS course, mai 1991, Univ. Wageningen.

STEFFENS W., GELDHAUSER F., GERSTNER P. et HILGE F., 1996, German Experience in Propagation and Fingerling Rearing of Pike-Perch (*Stizostedion lucioperca*). In : Percis II, Second Internat. Percid Fish Symposium, Vaasa, Finland, 21–25 août 1995. *Ann. Zool. Fennici*, 33 : 627-634.

STICKNEY R., 1988. *Culture of non Salmonid Freshwater Fishes*. CRC Press. 188 p. 1993–2^e édition, 320 p.

STREBLE H. et KRAUTER D., 1985. *Das Leben im Wassertropfen*. Frank'sche Verlagshandlung, Stuttgart. 370 p.

STREBLE, H. et KRAUTER, D., 1987, (édition espagnole) *Atlas de los micro-organismos de agua dulce*. Éditiones Omega, Barcelone. 370 p.

TAVE D., 1986. *Genetics for Fish Hatchery Managers*. AVI Publ. 300 p.

TAVE D., 1992. Family Selection. *Aquaculture Magazine*, juillet–août 1992. 79–82.

THOMAS P., 1990. Molecular and Biochemical Responses of Fish to Stressors and their Potential Use in Environmental Monitoring. In : Adams S. : Biological Indicators of Stress in Fish, 1–8. American Fisheries Society, Symposium 8.

TOUCHART L. et GRAFFOUILLÈRE M. (sous la dir.), 2004. *Les étangs limousins en questions*. Éditions de L'A.I.G.L.E., Limoges, 187 p.

TOUCHART L. (sous la dir.), 2007. *Géographie de l'étang – des théories globales aux pratiques locales*. L'Harmattan, Paris, 228 p.

TRÉMOLIERES M. et CARBIENER R., 1985. Quelques aspects des interactions entre litières forestières et écosystèmes aquatiques ou terrestres. *Rev. écol. (Terre et Vie)*, vol. 40, 435–449.

VALDEYRON A., 1988. La fertilisation des eaux d'étangs : les apports de matières organiques. *Étangs* n° 7 (Publication de l'USEERC).

VALLOD D., 1984. *Suivis physico-chimiques et biologiques d'étangs de Dombes. Application à la gestion piscicole*. Thèse 3^e cycle, Univ. Lyon I, 83 p. + annexes.

VALLOD D., 1987. Le silure (*Silurus glanis*). Publication Association pour le développement de l'aquaculture ADA n° 16. 70 p. + annexes.

VOSTRADOVSKY J., 1983. Techniques et méthodes d'aménagement et d'élevages du brochet en Tchécoslovaquie. In : Billard R., Éd., *Le Brochet*, 271–281. INRA Publ., Paris.

WOHLFART G.W., 1986. Selective breeding of the common Carp. In : Billard et Marcel Éd., *Aquaculture of Cyprinids*, 195–208, INRA Publ., Paris.

WORTHINGTON A.-D., MacFARLANE N.A.A., et EASTON K.W., 1982. Controlled reproduction of the Roach (*Rutilus rutilus* L.). In : Richter C.J.J. et Goos H.J., Th. Éd., *Reproductive Physiology of Fish*, 220–223. Internat. Symp., Wageningen, 2–6 août 1982, 252 p., PUDOC, Wageningen.

WOYNAROVICH E. et HORVATH L., 1981. *La reproduction artificielle des poissons d'eau chaude*. Manuel de vulgarisation. F.A.O. Fish. Techn. Paper 201, 183 p.

WOYNAROVICH E., 1968. New systems and new Fishes for Culture in Europe. F.A.O. Fish. Report 44, vol. 5.

WURTZ A., 1962. « Mesures physico-chimiques ou chimiques dans la vase et dans l'eau des étangs », 247–267. *Ann. Stat. Cent. Hydrob. Appl.* 9, 247-267.

INDEX DES ESPÈCES CITÉES

Able de Heckel	73, 74, 122.
Black-bass	15, 23, 62, 73, 74, 84, 87, 93, 95, 120, 152, 184, 195.
Brochet	15, 17, 33, 41, 49, 62, 69, 70, 71, 74, 75, 82, 84, 86, 87, 95, 96, 108, 117, 133, 141, 182.
Carassin doré	67, 102.
Carpe commune (ou carpe miroir)	17, 23, 29, 30, 49, 62, 64, 65, 66, 81, 88, 96, 98, 129, 134, 136, 140, 141, 142, 143, 148, 159, 197, 201.
Carpe Amour	78, 129, 130, 131, 134, 135, 197.
Carpe argentée	78, 79, 129, 130, 131, 134, 135, 141, 142, 197.
Carpes de Chine	46, 78, 84, 91, 129.
Carpe marbrée	78, 79, 130, 134, 135, 142, 197.
Gardon	23, 61, 62, 68, 74, 81, 84, 86, 107, 161, 182.
Goujon	61, 81, 86, 87, 184.
Perche	33, 41, 49, 82, 84, 119.
Perche-soleil	72.
Poisson-chat	62.
Sandre	23, 62, 70, 73, 82, 84, 86, 93, 96, 133, 134, 141, 142, 143, 164, 182, 197.

Silure	23, 24, 76, 82, 86, 93, 96, 123, 133, 134, 140, 142, 143, 164, 182, 197.
---------------	--

Tanche	49, 61, 62, 67, 81, 84, 105, 129, 182, 197.
---------------	---

La pisciculture d'étang représente en France 60 000 hectares exploités régulièrement, soit la moitié de la superficie totale des étangs français. Cette production contribue à la préservation de ce type de milieu humide et de la diversité biologique qui lui est liée.

Cet ouvrage présente un état de l'art pour la pisciculture d'étang, référence en matière de gestion du milieu d'élevage et de production d'espèces à haute valeur marchande. S'appuyant sur leur expérience du terrain, les auteurs abordent particulièrement la gestion de la qualité de l'eau, les méthodes de reproduction contrôlée et d'alevinage pour une dizaine d'espèces de poissons (silure glane, sandre, carpe, brochet, etc.), les soins vétérinaires et l'optimisation de la production.

Cette nouvelle édition prend en compte l'actualité de la réglementation (loi de 2008 sur l'eau et le milieu aquatique et législation sur l'usage des produits vétérinaires).

Ce mémento est destiné aux hydrobiologistes, aux enseignants et étudiants en hydrobiologie, ainsi qu'aux vétérinaires aquacoles et aux propriétaires et gestionnaires d'étang.

Olivier Schlumberger est détaché d'Irstea auprès du ministère chargé de l'Agriculture, à la sous-direction de l'Innovation. De 1988 à 2006, il a été chargé de recherche au groupement Irstea de Montpellier, sur des programmes de pisciculture en étang et d'hydrobiologie.

Patrick Girard est vétérinaire ichtyologue, consultant en aquaculture et environnement aquatique et secrétaire de l'association Santé poissons sauvages.

En couverture, dans le rond central : *étang en Dordogne* ; petits ronds, de haut en bas : *biométrie, étang de Dombes, œufs de silure* (photos O. Schlumberger).



30 €

ISBN : 978-2-7592-1894-3



ISSN : 1952-1251
Réf. : 02358

éditions
Quæ

Éditions Cirad, Ifremer, Inra, Irstea
www.quae.com

