Institutional Repository - Research Portal
Dépôt Institutionnel - Portail de la Recherche
researchportal.unamur.be
University of Namur

THESIS / THÈSE

MASTER EN SCIENCES BIOLOGIQUES

Caractéristiques morphologiques et biochimiques des œufs et larves de poissons à ovogenèse asynchrone au cours de la saison de reproduction

Damoiseau, Fabrice

Award date:
1995

Awarding institution:
Universite de Namur

Link to publication

General rights
Copyright and moral rights for the publications made accessible in the public portal are retained by the authors and/or other copyright owners and it is a condition of accessing publications that users recognise and abide by the legal requirements associated with these rights.

- Users may download and print one copy of any publication from the public portal for the purpose of private study or research.
- You may not further distribute the material or use it for any profit-making activity or commercial gain
- You may freely distribute the URL identifying the publication in the public portal ?

Take down policy
If you believe that this document breaches copyright please contact us providing details, and we will remove access to the work immediately and investigate your claim.

Download date: 02. May. 2026

Facultés Universitaires Notre-Dame de la Paix
FACULTE DES SCIENCES
Rue de Bruxelles 61 - 5000 NAMUR
Tél. 081/72.41.11 - Telex 59222 Facnam-b - Telefax 081/72.44.20

Caractéristiques morphologiques et biochimiques des oeufs et des larves de poissons à ovogenèse asynchrone au cours de la saison de reproduction

DAMOISEAU Fabrice

Résumé

Cette étude décrit l'évolution de la quantité des oeufs et des larves de poissons à ovogenèse asynchrone, l'ablette (*Alburnus alburnus* L.) et la brème bordelière (*Blicca bjoerkna* L.) au cours de la saison de reproduction. L'évolution de la qualité globale de l'effort de reproduction peut donc être évaluée par le contrôle de la qualité des ovaires (en tant que fournisseurs des réserves énergétiques des oeufs), de la qualité des oeufs, de la qualité du sperme et de la qualité des larves. Ces qualités ont été déterminées par des critères de types morphologiques et biochimiques.

L'évolution de la qualité globale chez les deux espèces s'est avérée relativement constante au cours de la saison de reproduction. Le taux de survie des larves en conditions de jeûne permet de suivre particulièrement bien les différences de qualité des gamètes. Nos résultats ont montré que les larves possèdent un temps de survie total moyen de 15 jours chez les ablettes et de 18 jours chez les brèmes bordelières. Dans cette optique, et vu que la survie des larves ne montre pas d'évolution significative, nous en avons conclu que la qualité globale de la reproduction (qualité des ovaires, des gamètes mâles et femelles, de la progéniture) est bonne, et surtout qu'elle reste constante au cours de la saison de reproduction. Cette constance dans la qualité des larves renforce les critères d'évaluation de la qualité restant constant, et montre une moindre importance des critères présentant une évolution significative (qualité du sperme estimée au travers du temps total de motilité des spermatozoïdes au temps zéro et pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps zéro, ainsi que la qualité des oeufs estimée par la teneur en acides gras).

Mémoire de licence en Sciences Biologiques
Décembre 1995
Promoteur : J.-C. Micha

Au terme de ce mémoire, je tiens à remercier toutes les personnes qui m'ont aidé et soutenu.

J'exprime tout d'abord ma plus vive gratitude au Professeur J.C. Micha pour m'avoir accueilli dans son département.

Merci au Docteur P. Kestemont, pour avoir supervisé ce travail et l'avoir éclairé de ses conseils judicieux.

Merci à Jacques Rinchard pour son aide de tous les instants, sa disponibilité constante, ainsi que pour m'avoir soutenu dans les moments les plus difficiles.

Merci aux techniciens du laboratoire : Yves Mines, André Evrard et surtout Pierre Fossion (un tout grand merci...), ainsi qu'au doctorant Jacques Didier pour leur aide au cours des pêches.

Merci au Professeur R. Paquay et au Docteur J.L. Bister de m'avoir accueilli dans leur département de Physiologie Animale.

Merci au Professeur R. Leloup pour m'avoir accueilli dans son département d'Histologie-Embryologie.

Merci au Professeur P. Devos pour avoir mis son matériel à notre disposition.

Merci Professeur Sorgeloos ainsi qu'au docteur Karla Van Ryckeghem de l'Université de Gand pour la réalisation du dosage des acides gras.

Un grand merci à Isabelle, pour sa présence, son intérêt, sa disponibilité et son soutient de tous les instants.

Enfin merci à mes parents et amis qui m'ont encouragé au cours de cette longue année.

INTRODUCTION

1. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE 1

1.1. Données générales sur la reproduction des poissons Téléostéens : La gamétogenèse 1

1.1.1. L'ovaire et l'ovogenèse 1
1.1.1.1. L'ovaire 1
1.1.1.2. L'ovogenèse 1
1.1.1.2.1. Ovogenèse synchrone 2
1.1.1.2.2. Ovogenèse groupe-synchrone 3
1.1.1.2.3. Ovogenèse asynchrone 3
1.1.1.3. Le nombre de pontes 3
1.1.1.3.1. Sémelparité et itéroparité 3
1.1.1.3.2. Les pondeurs uniques, multiples et continus 3
1.1.2. Le testicule et la spermatogenèse 4
1.1.2.1. Le testicule 4
1.1.2.2. La spermatogenèse 5

1.2. Les oeufs de poissons 5

1.2.1. Classification des oeufs 5
1.2.1.1. En fonction des adaptations aux sites de pontes 5
1.2.1.1.1. Oeufs pélagiques 5
1.2.1.1.2. Oeufs démersaux 6
1.2.1.1. En fonction de leurs réserves en vitellus 6
1.2.2. Morphologie des oeufs 7
1.2.2.1. Dimension des oeufs 7
1.2.2.2. Nombre d'oeufs 7
1.2.2.3. Forme des oeufs 8
1.2.2.4. Structure des oeufs 8
1.2.2.4.1. Les membranes folliculaires 8
1.2.2.4.2. Les membranes ovulaires 8
1.2.3. Composition biochimique des oeufs 9
1.2.3.1. Composition organique 9
1.2.3.1.1. Poids vif - poids sec : le contenu en eau 9
1.2.3.1.2. Les protéines et les acides aminés 9
1.2.3.1.3. Les lipides 10
a) Les lipides totaux 10
b) Les acides gras 11
1.2.3.1.4. Les sucres (glucides ou hydrates de carbones) 11
1.2.3.2. Composition inorganique 11
1.2.3.2.1. Les cendres 11
1.2.3.2.2. Le calcium, le fer, le phosphore et autres éléments 12
1.2.4. Critères d'évaluation de la qualité des oeufs 12
1.2.4.1. Introduction 12
1.2.4.2. Le taux de fécondation 13

1.2.4.3. Les propriétés physiques et physiologiques 13
1.2.4.4. La morphologie des oeufs 13
1.2.4.5. La taille des oeufs 14
1.2.4.6. Contenu biochimique des oeufs (contenu organique) 16
1.2.4.6.1. Les protéines et acides aminés libres 16
1.2.4.6.2. Les lipides et les acides gras 17
1.2.5. Facteurs abiotiques du milieu influençant les oeufs 18
1.2.5.1. La température 19
1.2.5.1.1. En conditions contrôlées 19
1.2.5.1.2. En conditions naturelles 19
1.2.5.2. La salinité 19
1.2.5.3. Les parasites et micro-organismes 20

1.3. Les spermatozoïdes de poissons 20

1.3.1. Morphologie des spermatozoïdes 20
1.3.2. Facteurs de qualité des spermatozoïdes 21
1.3.2.1. Motilité des spermatozoïdes 21
1.3.2.1.1. Induction de la motilité 21
a) Les ions 22
b) L'osmolarité 22
c) Le pH 22
d) La température 23
e) Les micropolluants 23
f) Conclusions 23
1.3.2.1.2. Durée et prolongation de la motilité 23
1.3.2.1.3. Evolution au cours de la saison de reproduction : âge des spermatozoïdes 24
1.3.2.1.4. Le système CASA 24
1.3.2.2. Survie des spermatozoïdes à 4°C 24
1.3.2.3. Concentration en spermatozoïdes 25
1.3.3. Conservation à court terme de sperme 25

1.4. Les larves de poissons 25

1.4.1. Morphologie des larves 25
1.4.1.1. Morphologie du développement de l'embryon et de la larve 25
1.4.1.2. Anomalies rencontrées 26
1.4.2. Composition biochimique des larves 26
1.4.2.1. Composition organique 26
1.4.2.1.1. Les protéines et les acides aminés 27
1.4.2.1.2. Les lipides 27
a) Les lipides totaux 27
b) Les acides gras 27
1.4.2.2. Composition inorganique 28
1.4.2.2.1. Les cendres 28
1.4.2.2.2. Le calcium, le fer, le phosphore et autres éléments 28

1.4.3. Critères d'évaluation de la qualité des larves 28
1.4.3.1. Taille des larves 28
1.4.3.2. Poids des larves 29
1.4.3.3. Morphologie des larves 29
1.4.3.4. Contenu biochimique des larves 29
1.4.3.5. Survie des larves 30
1.4.3.5.1. Condition de jeûne 30
1.4.3.5.2. Condition de salinité 30
1.4.4. Les facteurs abiotiques du milieu influençant les larves 30
1.4.4.1. La température 30
1.4.4.2. La salinité 31
1.4.4.3. Les micro-organismes 31

2. MATERIEL ET METHODES 32

INTRODUCTION 32

2.1. Les espèces étudiées 33

2.1.2. L'ablette 33
2.1.2. La brème bordelière 33

2.2. Sites, dates et méthodes de captures 34

2.2.1. Pêche électrique 34
2.2.2. Pêche au filet maillant 34
2.2.3. Echelles à poissons 34
2.2.4. Transports et dates de prélèvements 34

2.3. Mesure de la qualité des spermatozoïdes 36

2.3.1. La motilité des spermatozoïdes 36
2.3.2. Le temps de motilité des spermatozoïdes 36
2.3.3. Le pourcentage de survie des spermatozoïdes 36
2.3.4. La concentration en spermatozoïdes 37

2.4. Contrôle de la maturité des poissons 37

2.5. Ponte par stripping et induction hormonale de l'ovulation 38

2.6. Mesure des paramètres morphologiques 38

2.7. L'indice gonado-somatique 39

2.8. Examen histologique des ovaires 39

2.8.1. Préparation histologique des ovaires 39

2.8.2. Coloration au trichrome à froid : hémalun-phloxine-vert lumière 39
2.8.3. Analyse histologique 40

2.9. Mesure de la fécondité 41

2.10. Mesure de la qualité des oeufs 41

2.10.1. Mesure du diamètre des oeufs 42
2.10.2. Lyophilisation 42
2.10.3. Dosage des protéines brutes 42
2.10.4. Dosage des acides gras 43

2.11. Reproduction artificielle 44

2.11.1. Fécondation artificielle 44
2.11.2. Incubation 44
2.11.3. Eclosionet conservation dses larves 45

2.12. Mesure de la qualité des larves 45

2.12.1. Mesure de la taille et du poids des larves 45
2.12.2. Déshydratation et dosage des protéines 45
2.12.3. Test de jeûne sur les larves 46
2.12.4. Test de salinité 46

2.13. Analyse des résultats 46

3. RESULTATS 48

3.1. Mesure de la qualité du sperme 48

3.1.1. Evolution temporelle de la motilité des spermatozoïdes 48
3.1.2. Evolution temporelledu temps total de motilité des spermatozoïdes 49
3.1.3. Evolution temporelle du pourcentage de survie des spermatozoïdes 49
3.1.4. Evolution temporelle de la concentration en spermatozoïdes 50

3.2. Evolution des paramètres morphologiques des ovaires 50

3.2.1. Evolution temporelle de l'IGS 50
3.2.2. Evolution de l'histologie des ovaires 51
3.2.3. Mesure de la fécondité des poissons 52

3.3 Mesure de la qualité des ovaires 52

3.3.1. Evolution temporelle de la teneur en eau des ovaires 52
3.3.2. Evolution temporelle de la teneur en protéines brutes des ovaires 53

3.4. Mesure de la qualité des oeufs 54
3.4.1. Evolution temporelle de la teneur en eau des oeufs 54
3.4.2. Evolution temporelle de la teneur en protéines brutes des oeufs 55
3.4.3. Evolution temporelle de la teneur en acides gras des oeufs 55
3.4.4. Evolution temporelle du diamètre des oeufs 57

3.5. Mesure de la qualité des larves 57

3.5.1. Evolution temporelle du poids et de la taille des larves 57
3.5.2. Evolution temporelle de la teneur en eau des larves 58
3.5.3. Evolution temporelle de la teneur en protéines des larves 59
3.5.4. Evolution temporelle de la survie des larves en conditions de jeûne 59
3.5.5. Evolution temporelle de la survie des larves en conditions de salinité 60

4. DISCUSSION 62

4.1. Evolution de la qualité du sperme 62

4.2. Evolution des paramètres morphologiques 64

4.3. Evolution de la qualité des ovaires 64

4.4. Evolution de la qualité des oeufs 65

4.5. Evolution de la qualité des larves 67

5. RESUME, CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES 70

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

ANNEXES

INTRODUCTION

En milieu naturel, les poissons ovipares présentent trois stratégies de reproduction de ponte, indépendamment de leur cycle reproducteur annuel : la ponte unique, la ponte multiple et la ponte continue (Mc Evoy & Mc Evoy, 1992). Nos régions ne présentent toutefois pas d'espèce à ponte continue, celles-ci étant associées aux eaux plus chaudes des régions tropicales et équatoriales.

Les poissons à pontes uniques ne pondent qu'une et une seule fois dans leur vie, espèces sémelpares, ou ne pondent qu'une seule fois durant l'année, espèces itéropares. Les poissons à pontes multiples sont donc ainsi itéropares par définition, puisqu'ils peuvent pondre plusieurs fois par an durant plusieurs années (Kamler, 1992).

Chez les poissons Téléostéens, trois modèles de base du développement ovocytaire ont été identifiés en se basant sur une approche dynamique de l'ovogenèse : les ovaires synchrones, groupes-synchrones et asynchrones (Kestemont & Philippart, 1991).

Les ovaires en ovogenèse synchrone ne contiennent que des ovocytes de petites tailles ou protoplasmiques en début de recrudescence gonadale. Une seule cohorte de cellules se détachera pour entamer une phase de croissance trophoplasmique. Les ovaires en ovogenèse groupe-synchrone présentent simultanément au moins trois populations d'ovocytes bien distinctes : des ovocytes protoplasmiques, des ovocytes en prévitellogenèse avancée (qui ne participeront pas à la ponte de l'année), et des ovocytes mûrs en fin de vitellogenèse prêts à être pondus. Les ovaires en ovogenèse asynchrone présentent tous les stades ovocytaires, sans prédominance d'une classe particulière. La plupart des espèces possédant un tel développement ovocytaire ont une période de reproduction prolongée avec des pontes multiples.

Nous allons étudier deux pondeurs multiples à ovogenèse asynchrone, l'ablette (*Alburnus alburnus*) et la brème bordelière (*Blicca bjoerkna*). Ces deux espèces semblent présenter un recrutement ovocytaire différent (Kestemont *et al.*, 1995; Rinchard *et al.*, 1995).

Ces poissons pondent donc plusieurs fois au cours de la saison de reproduction. Notre objectif est ici de montrer s'il existe des différences morphologiques ou biochimiques des oeufs et des larves au cours de cette saison de reproduction. L'évolution de la qualité des oeufs et des larves pourrait en effet révéler des différences du point de vue de la stratégie utilisée.

Dans la première partie, nous avons réalisé un travail de synthèse bibliographique reprenant outre un rappel succinct de la gamétogenèse chez les poissons Téléostéens, une étude plus approfondie des oeufs, du sperme, et des larves de

poissons, ainsi que de l'éventail des techniques d'estimation de leurs qualités respectives.

La qualité des oeufs est une notion relativement abstraite, mais elle peut se définir comme étant la capacité des oeufs à produire une larve viable. Nous avons articulé notre travail autour de cette qualité. Mais nous ne la limitons pas aux seuls oeufs. Comme mentionné dans la définition, l'étude de la qualité des larves est indispensable, pour dans un premier temps déterminer la qualité des larves en tant que tel, et dans un deuxième temps pour permettre de comparer les mesures de la qualité des oeufs à la survie de la progéniture. Dans l'optique d'une étude plus globale de la qualité des larves, il s'est avéré intéressant d'étudier également la qualité des spermatozoïdes. Une étude de la qualité des ovaires des géniteurs sera effectuée en vue d'obtenir des renseignements complémentaires.

La seconde partie de ce travail a consisté en une série d'expérience destinée à étudier l'évolution des qualités des ovaires, du sperme, des oeufs et des larves au cours de la saison de reproduction.

La qualité du sperme est évaluée par différents critères physiques des spermatozoïdes : la valeur de motilité, le temps total de motilité, le pourcentage de survie et la concentration du sperme en spermatozoïdes.

La qualité des ovaires a été suivie par des critères morphologiques et biochimiques : l'indice gonadosomatique, la teneur en eau et en protéines brutes.

Un critère morphologique, le diamètre des oeufs, et trois critères biochimiques, la teneur en eau, en protéines brutes et en acides gras, déterminent la qualité des oeufs.

La qualité des larves est estimée par deux critères morphologiques, le poids et la taille des oeufs, par deux critères biochimiques, la teneur en eau et en protéines brutes, ainsi que par trois critères physiques, le pourcentage de survie et le temps de létalité pour 50 % des larves en conditions de jeûne et en conditions de salinité.

Dans le même temps, un suivi histologique des ovaires nous montre l'évolution du recrutement ovocytaire au cours de la saison de reproduction.

L'étude de la qualité du sperme, des oeufs et des larves a déjà fait l'objet de quelques travaux, mais seulement d'une manière séparée et ponctuelle (détermination de la qualité à un moment donné ou chez des pondeurs uniques). La détermination de l'évolution globale de la qualité de la reproduction (conjonction des différentes qualités) des deux espèces étudiées est donc des plus formateur, dans le cadre d'une étude plus générale des stratégies de recrutement ovocytaire chez les pondeurs multiples.

Nous espérons que cette étude contribuera à améliorer les connaissances sur la dynamique de l'ovogenèse, et plus particulièrement les stratégies de recrutement ovocytaire, ainsi que sur la qualité globale de la reproduction des deux espèces au cours de la saison de reproduction.

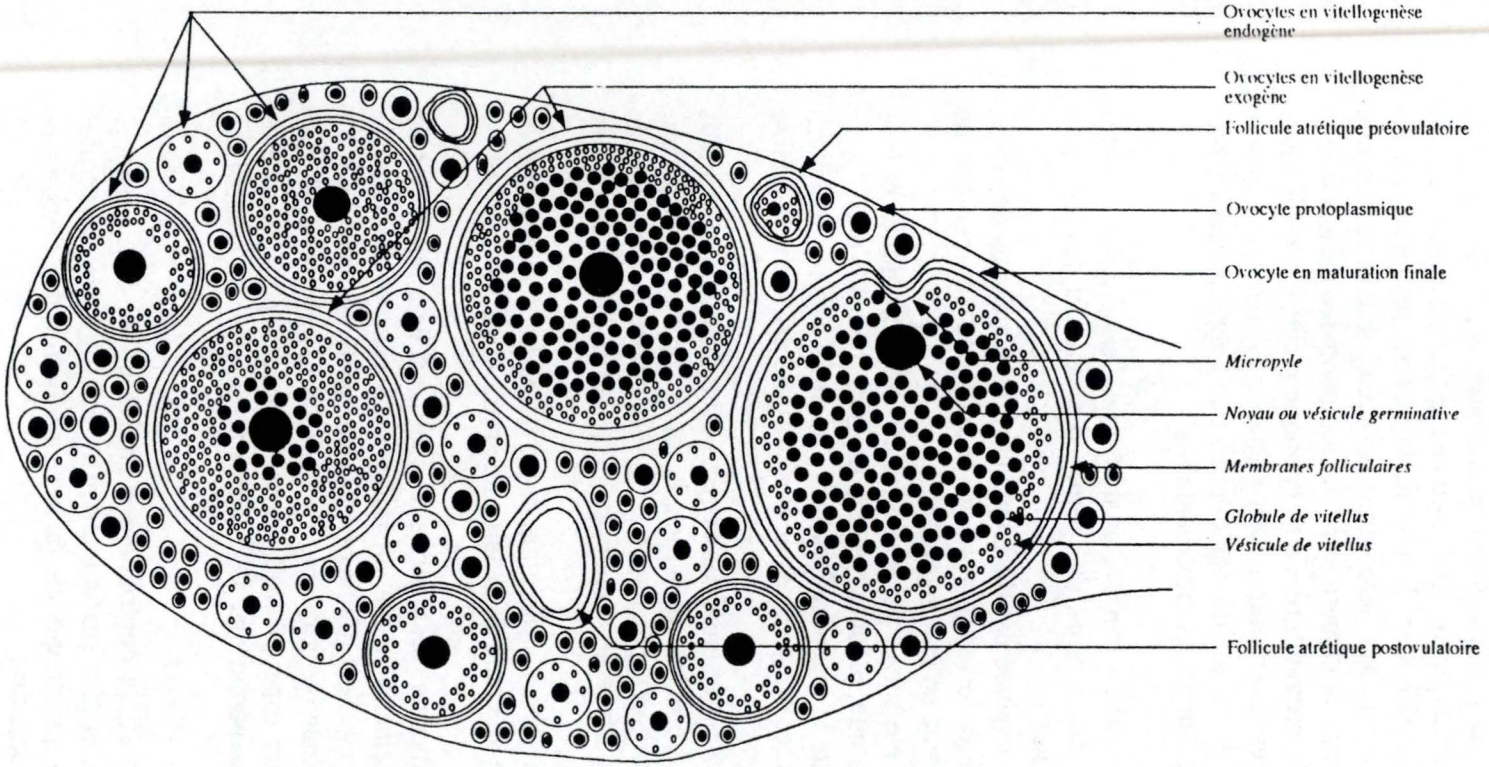


FIGURE 1.- Représentation schématique des différents stades ovocytaires dans un ovaire de poisson Téléostéens.
D'après Rinchard, 1994.

1. SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

1.1. DONNEES GENERALES SUR LA REPRODUCTION DES POISSONS TELEOSTEENS : LA GAMETOGENESE.

1.1.1. L'ovaire et l'ovogenèse

1.1.1.1. L'ovaire

Les ovaires des poissons Téléostéens sont généralement des organes pairs situés dans la partie dorsale de la cavité péritonéale et maintenus par le *mésovarium*. Ils renferment des ovogonies, des oocytes et leurs cellules folliculeuses environnantes, du tissu de soutien ou *stroma*, ainsi que des tissus vasculaires et nerveux (Nagahama, 1983). Leur surface est recouverte par l'épithélium germinatif (tissu conjonctif richement vascularisé). Le stroma ovarien est riche en tissu élastique et en muscle lisse en vue de recevoir les oeufs issus des follicules matures. La cavité de l'ovaire peut être encombrée par une série complexe de replis (replis ovigères) de l'épithélium germinatif (ovaire de type cystovarien) (Nagahama, 1983).

Une particularité des ovaires des Téléostéens est de contenir un stock d'ovogonies indifférenciées qui semble pouvoir être renouvelé par division mitotique tout au long de la vie du poisson.

1.1.1.2. L'ovogenèse

Bien que l'ovogenèse soit un processus continu, elle est généralement divisée en quatre stades de développement (Kestemont & Philippart, 1991) :

1) Le stade protoplasmique (Figure 1). Les ovogonies, qui se multiplient par divisions mitotiques se transforment en ovocytes primaires non vacuolisés lorsque les chromosomes s'arrêtent en début de méiose (stade diplotène en prophase de méiose I).
2) Le stade de vitellogenèse endogène (ou prévitellogenèse). La taille cellulaire augmente suite à l'accumulation centripète dans le cytoplasme de vésicules à résidus glycoprotéiques. La prévitellogenèse débutante se distingue de la prévitellogenèse avancée par divers critères tels que l'abondance de ces vésicules, la basophilie du cytoplasme ou la taille de l'ovocyte. Ces vésicules vitellines sont synthétisées au sein de l'ovocyte (autosynthétique) (Kestemont & Philippart, 1991) (Figure 1). Avec la croissance des ovocytes, les cellules folliculeuses se multiplient et forment une couche con-

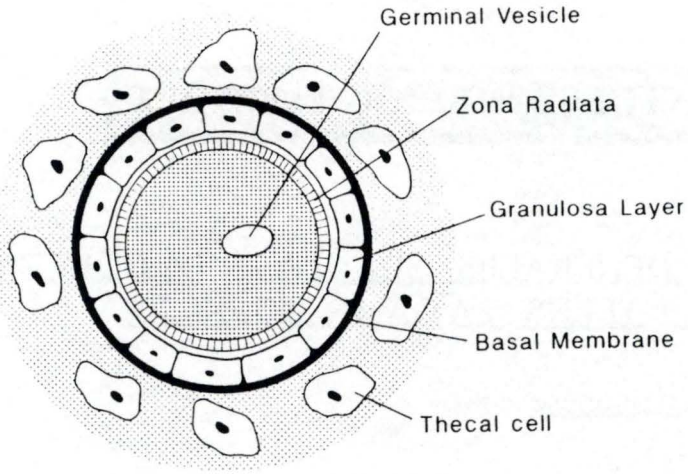


FIGURE 2.- Schéma d'un follicule ovarien montrant la division entre la couche thécale et la *granulosa*.
D'après Jobling, 1995.

tinue appelée *granulosa*. Dans le même temps, les couches externes du tissu conjonctif s'organisent pour former une enveloppe folliculaire, c'est la couche *thécale*. Ces deux couches sont séparées l'une de l'autre par une membrane basale (Jobling, 1995) (Figure 2).
3) Le stade de vitellogenèse exogène (ou vitellogenèse). Il est caractérisé par l'accumulation centrifuge de globules de vitellus de nature lipoprotéique (principalement la vitellogénine, protéine vitelline synthétisée au niveau du foie). Les vésicules sont refoulées vers la périphérie du cytoplasme où elles reconstitueront les alvéoles corticaux destinés à la protection de l'embryon dans l'oeuf (Figure 1).
4) Le stade de maturation finale. L'ovocyte reprend ses divisions réductionnelles. Il peut perdre sa forme sphérique pour devenir légèrement aplati. Le pôle animal est situé à l'une des surfaces aplaties, autour d'une petite dépression dans le follicule et la *zona radiata*, où il y a apparition du micropyle. C'est à travers ce micropyle que le spermatozoïde pourra accéder à l'ovocyte. La vésicule germinative (ou noyau) migre alors en direction de ce micropyle. La membrane de la vésicule germinative se déchire et son contenu se disperse dans le cytoplasme avoisinant (GVBD = germinal vesicle breakdown) (Billard, 1979; Nagahama, 1983) (Figure 1).

L'ovulation a lieu en fin de la première division méiotique, quand les ovocytes sont expulsés dans la cavité ovarienne. Les ovules continuent alors leur méiose jusqu'en métaphase II, stade où la fécondation devient possible (Billard, 1979; Nagahama, 1983).

Chez les poissons, trois modèles de base du développement ovocytaire ont été identifiés en se basant sur une approche dynamique de l'ovogenèse : les ovaires synchrones, groupes-synchrones et asynchrones (Kestemont & Philippart, 1991).

Le développement asynchrone de l'ovaire est souvent, mais pas toujours associé à une multiplication du nombre de pontes chez une même femelle au cours de la saison de reproduction alors que les poissons à ovogenèse synchrone ne se reproduisent généralement qu'une fois durant leur vie ou durant une saison de fraie. Le recrutement annuel en alevin et la dynamique des populations en général sont donc déterminé par ces stratégies, les poissons concentrant leur effort de reproduction sur plusieurs pontes pour les uns, et sur une seule ponte pour les autres (Kestemont & Philippart, 1991).

1.1.1.2.1. Ovogenèse synchrone

En début de recrudescence gonadale, l'ovaire ne contient que des ovocytes de petite taille ou protoplasmiques. Une seule cohorte de cellules se détachera, et elles entameront une phase de croissance trophoplasmique (Kestemont & Philippart, 1991).

1.1.1.2.2. Ovogenèse groupe-synchrone

Il y a une présence simultanée d'au moins trois populations d'ovocytes bien distinctes : une classe d'ovocytes protoplasmiques (réserves), une classe d'ovocytes en prévitellogenèse avancée mais qui ne participent pas à la ponte de l'année, et une classe d'ovocytes mûrs en fin de vitellogenèse qui seront pondus prochainement (Kestemont & Philippart, 1991).

1.1.2.3. Ovogenèse asynchrone

En période de reproduction, tous les stades ovocytaires sont présents, sans prédominance d'une classe particulière (sauf les ovocytes de réserve). Il est à noter ici que la plupart des espèces avec un tel développement ovocytaire ont une période de reproduction prolongée avec des pontes multiples (Kestemont & Philippart, 1991).

1.1.1.3. Le nombre de pontes

1.1.1.3.1. Sémelparité et itéroparité

Les espèces sémelpares ne présentent qu'un seul cycle reproducteur au cours de leur vie. Les adultes ne se reproduisent qu'une seule fois : l'âge de première maturité détermine donc la durée de vie. C'est le cas chez les salmonidés du genre *Oncorhynchus* et des *Anguilla*. Tous les poissons ayant atteint la maturité sexuelle meurent lors de la reproduction ou juste après (Mann & Mills, 1979; Miller, 1984; Kamler, 1992).

Chez les espèces itéropares, le cycle reproducteur a lieu durant toute la vie sexuelle. Les adultes survivent et peuvent de nouveau se reproduire après la première fraie (Mann & Mills, 1979; Miller, 1984; Kamler, 1992).

Il faut toutefois signaler ici l'existence de poissons à pontes irrégulières, comme l'esturgeon (*Acipenser sturio* L. 1758) qui se reproduit une année sur deux.

1.1.1.3.2. Les pondeurs uniques, multiples et continus

Les espèces à ponte unique ne pondent qu'une et une seule fois dans l'année ou dans leur vie.

Les espèces dont la ponte est répétée durant la saison de reproduction sont des pondeurs multiples. Wootton (1992) fait ici la différence entre :

a) Les pontes multiples qui font référence à des vagues d'ovocytes qui ovulent successivement et qui sont pondus au fur et à mesure de la saison de reproduction.
b) Les pontes fractionnées où tous les ovocytes ovulent en même temps et sont émis en petits lots successifs.

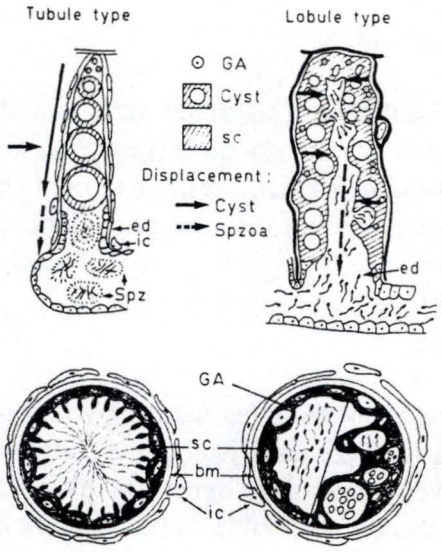


FIGURE 3.- Illustration schématique des deux types de structure testiculaire chez les Téléostéens.

Le type tubulaire (*guppy*) :

Haut gauche : Les spematogonies de type A (GA) se situe uniquement à l'apex du tubule, et les cystes migrent vers le canal efférent (ed).

Bas gauche : section transversale d'un spermatocyste.

Le type lobulaire (*truite*) :

Haut droit : Les spematogonies de type A (GA) et les spermatocystes se trouvent sur toute la longueur du lobule; les spermatozoïdes sont largués dans la lumière.

Bas droit : section transversale d'un lobule :

Gauche : restes sexuels

Droite : activité spermatogénique

ic : cellule interstitielle; bm : membrane basale; sc : cellule de Sertoli

D'après Billard, 1986.

Les pontes multiples peuvent elles-mêmes être divisées en deux catégories décrites par Ruchon *et al.* (1993) :

a) Un recrutement permanent et croissant des ovocytes où toutes les classes de taille sont présentes durant toute la saison de reproduction.
b) Un recrutement en début de saison de reproduction d'un stock ovo cytaire unique, destiné à mûrir. Les plus gros ovocytes, prêts à être pondus, disparaissent progressivement.

Les espèces tropicales et équatoriales qui peuvent présenter une gamétogenèse et une production de jeunes continue au cours de l'année sont des pondeurs continus. Toutefois des changements environnementaux sont nécessaires pour induire l'ovulation et le comportement de reproduction (changement de température, modifications physico-chimiques de l'eau, ...) (Billard et Breton, 1981).

1.1.2. Le testicule et la spermatogenèse

1.1.2.1. Le testicule

Chez la plupart des poissons Téléostéens, les testicules sont des organes pairs allongés, situés dorsalement dans la cavité générale. Le spermiducte (*vas deferens*) parcourt la région méso-dorsale de chaque testicule jusque la papille uro-génitale, située entre le rectum et les conduits urinaires (Nagahama, 1983).

La structure testiculaire chez les Téléostéens est variable suivant les espèces, bien que deux types de base, lobulaire et tubulaire, peuvent être identifiés selon les différentiations du tissu germinatif (Grier, 1981; Nagahama, 1983; Billard, 1986) (Figure 3).

Le testicule de type lobulaire, typique chez la plupart des Téléostéens, est composé de nombreux lobules séparés les uns des autres par une fine couche de tissu fibreux conjonctif. L'arrangement de ces lobules varie considérablement suivant les espèces (Grier, 1981; Nagahama, 1983; Billard, 1986). Pendant la maturation (ou spermiogenèse), toutes les cellules germinales à l'intérieur d'un cyste sont approximativement au même stade de développement. Après la spermatogenèse et la spermiogenèse, le sperme est libéré dans la lumière du lobule qui est en contact avec le spermiducte (Grier, 1981; Nagahama, 1983; Billard, 1986).

L'autre type de structure testiculaire, le type tubulaire, est limité au groupe des Athériniformes (Poecilidae), tel que le guppy, *Poecilia reticulata* L. (Grier, 1981; Billard, 1986). Les spermatogonies primaires sont uniquement situées dans l'extrémité aveugle du tubule. Après la spermatogenèse et la spermiogenèse, les cystes germinaux migrent vers les spermiductes. Il n'y a aucune structure correspondant à la lumière lobulaire dans cette structure testiculaire (Nagahama, 1983; Billard, 1986).

Dans les deux cas, les tubules et les lobules sont séparés les uns des autres par du tissu interstitiel (Nagahama, 1983; Billard, 1986).

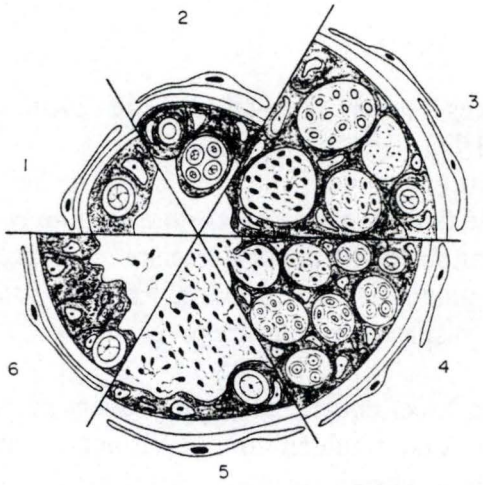


FIGURE 4.- Illustration schématique du cycle spermatogénique dans le lobule de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*).

1. Spematogenèse inactive
2. Première multiplication des spermatogonies
3. Spermatogenèse active; la taille du tubule augmente considérablement
4. Spermatogenèse active; libération des premiers spermatozoïdes
5. Spermiation
6. Les spermatozoïdes sont éliminés par résorption.

D'après Billard, 1986.

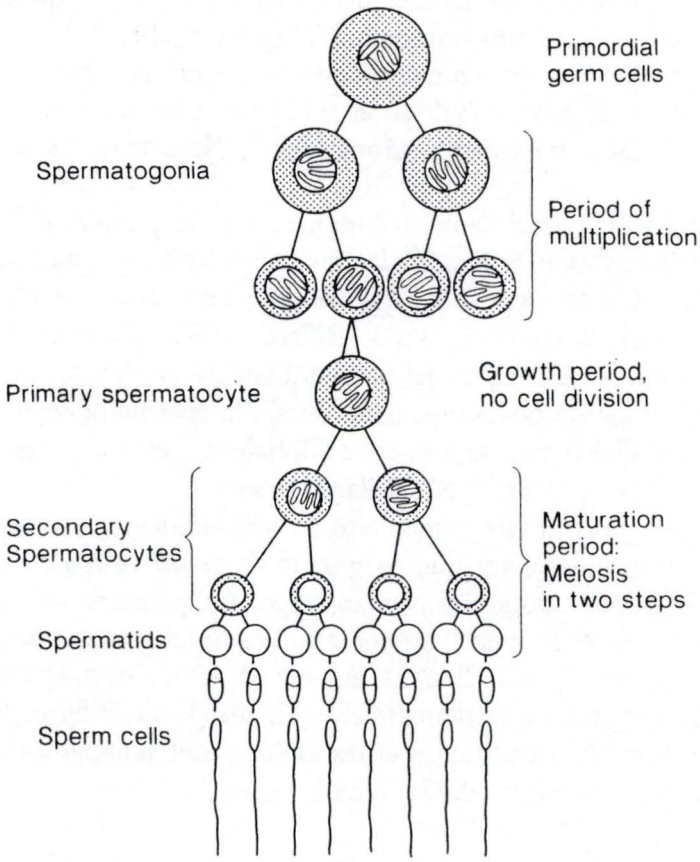


FIGURE 5.- Schéma montrant l'évolution du développement au cours de la spermatogenèse.
D'après Jobling, 1995.

1.1.2.2. La spermatogenèse

Dans les deux structures testiculaires, lobulaire et tubulaire, le développement des cellules germinatives a lieu à l'intérieur des cystes formés par les cellules de Sertoli. Les différents stades de la spermatogenèse et de la spermiogenèse sont identifiables sur base de leurs noyaux caractéristiques et de la morphologie du cytoplasme (Nagahama, 1983; Billard, 1986) (Figure 4).

La spermatogenèse (Figure 5) commence avec la prolifération des spermatogonies par divisions mitotiques. Ces spermatogonies se transforment alors en spermatocytes primaires. La première division méiotique (division réductionnelle) produit deux cellules filles, les spermatocytes secondaires. Ceux-ci seront transformés en spermatides par l'intermédiaire de la deuxième division méiotique. Ces spermatides, bien que possédant un set complet de chromosomes ne sont pas encore fonctionnels. Les spermatides subiront alors une série de transformations cytologiques (spermiogenèse) au cours de laquelle ils se différencieront en spermatozoïdes (Nagahama, 1983; Billard, 1986; Jobling, 1995).

La spermiation est la libération des spermatozoïdes dans le spermiducte. Chez les Téléostéens, où la fécondation est principalement externe, les spermatozoïdes sont libres dans le plasma séminal (Nagahama, 1983; Billard, 1986).

1.2. LES OEUFS DE POISSONS

1.2.1. Classification des oeufs

1.2.1.1. En fonction des adaptations aux sites de pontes

Les oeufs de poissons sont vulnérables à la fois aux conditions abiotiques défavorables et aux prédateurs invertébrés et vertébrés. Le déficit en oxygène de l'eau, le risque d'asphyxie suite au dépôt de sédiments, l'infection par les micro-organismes et la prédation sont autant de danger dont doit s'acclimater l'oeuf. Il existe deux grandes catégories d'oeufs : les oeufs pélagiques et les oeufs démersaux. (Wootton, 1992).

1.2.1.1.1. Les oeufs pélagiques

Ce sont des oeufs transparents, légers et "flottants", en ce sens qu'ils se maintiennent dans la colonne d'eau (près de la surface) en évitant bien de se déposer, pour ainsi être emportés plus loin. Ces oeufs pélagiques sont caractéristiques des espèces marines vivant au large ainsi que des espèces habitant les récifs coralliens. Chez ces espèces, la fraie prend place à un endroit qui assure la dispersion des oeufs loin des récifs lors de la marée descendante. Certaines espèces d'eau douce possèdent également des oeufs pélagiques, c'est le cas des cyprinidés des grandes rivières chinoises

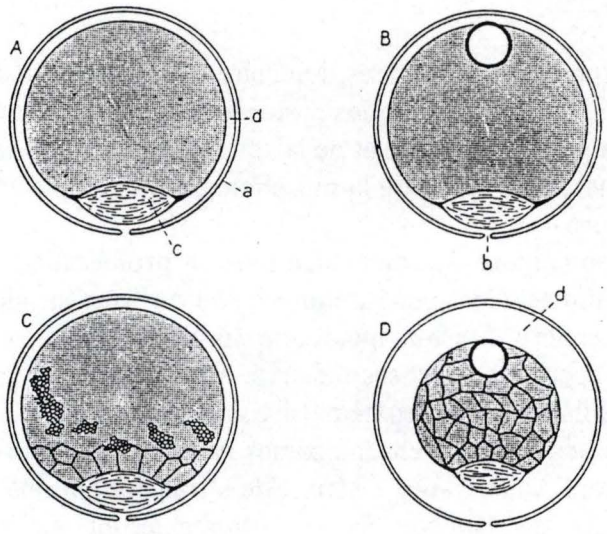


FIGURE 6.- Les différentes sortes de vitellus :

A : Vitellus indivis, sans gouttelette lipidique (Morue *Gadus morhua*)

B : Vitellus indivis, avec gouttelette lipidique (Turbot *Scophthalmus maximus*)

C : Vitellus partiellement divisé et avec de nombreuses gouttelettes lipidiques (Sole *Solea solea*)

D : Vitellus entièrement divisé et avec une seule gouttelette lipidique (Sardine *Sardina pilchardus* Walbaum 1792)

a : membrane vitelline

b : micropyle

c : cicatricule

d : espace périvitellin

D'après Bertin, 1958.

dont les carpes chinoises (carpe amour) (Bertin, 1958; Kestemont, 1992). Les oeufs dérivent dans l'eau turbide de la rivière à mesure qu'ils se développent.

Les oeufs pélagiques sont peu soumis aux risques d'anoxie ou d'envasement mais sont par contre vulnérables à la prédation. Leur diamètre modal est d'environ 1mm (Bertin, 1958; Blaxter, 1988; Kestemont, 1992).

1.2.1.1.2. Les oeufs démersaux

Ce sont des oeufs qui se déposent sur le fond ou sur un substrat quelconque. Ils sont plus denses que l'eau et généralement translucides. Les oeufs démersaux sont caractéristiques de la plupart des poissons d'eau douce et de nombreux poissons marins côtiers.

Ces oeufs pondus sur substrat sont en danger d'envasement si le site de ponte ne se situe pas dans une eau suffisamment courante pour les nettoyer et les aérer. Les oeufs enfuis dans le substrat sont bien protégés de la prédation mais la nature du substrat doit être telle qu'elle permette un courant d'eau au niveau des oeufs. C'est le cas chez les salmonidés qui utilisent le gravier comme substrat de ponte. Le diamètre modal de ces oeufs est un peu plus grand qu'un mm, et peut atteindre 4 à 5 mm (Bertin, 1958; Blaxter, 1988; Kestemont, 1992).

1.2.1.2. En fonction de leurs réserves en vitellus

Considéré dans sa structure, le vitellus peut être indivis et, généralement très transparent ou, au contraire, divisé partiellement ou totalement en masses inégales par un système de cloisons. Il peut être, d'autre part, dépourvu de gouttelettes lipidiques ou pourvu d'une ou plusieurs gouttelettes (Bertin, 1958) (Figure 6).

Sur un total de 515 espèces passées en revue par Ahlstrom et Moser (1980), 60% possèdent une gouttelette lipidique, 25% n'en ont pas, et 15% ont des gouttelettes lipidiques multiples. Plus communément, les oeufs pélagiques ont une seule gouttelette lipidique dans le vitellus. Chez les poissons marins, la gouttelette lipidique, quand elle se trouve seule, se retrouvera ensuite généralement au pôle végétatif des larves. Ces gouttelettes lipidiques sont une forme spécialisée de nourrissage, et possèdent un effet minimal sur la flottabilité (Blaxter, 1988).

L'état du vitellus, ainsi que le nombre et la grosseur des gouttelettes lipidiques, sont suffisamment fixes chez une même espèce pour servir à l'identification des oeufs (Blaxter, 1988).

TABLEAU 1.- Diamètre moyen des oeufs de différentes espèces marines et d'eau douce.

espèce	diamètre des oeufs pondus (mm)	références
Poissons marins		
Anarchinas lupus	115	Fyhn, 1990
Anoplopoma fimbria	5	Fyhn, 1990
Chanos chanos	1,28	Ako *et al.*, 1994
Clupea harengus	0,9-1,7	Jobling, 1995
Clupea harengus harengus	2	Fyhn, 1990
Clupea harengus pallasii	2	Fyhn, 1990
Dicentrarchus labrax	1,14	Kara *et al.*, 1995
Fundulus heteroclitus	1,97	Marteinsdottir & Able, 1988
Fundulus heteroclitus heteroclitus	1,95	Marteinsdottir & Able, 1992
Fundulus heteroclitus macrolepidotus	1,7	Marteinsdottir & Able, 1993
Gadus morhua	1	Fyhn, 1990
Gadus morhua	1,361	Hislop & Bell, 1987
Gadus morhua	1,42	Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994
Gadus morhua	1,35	Sargent, 1995
Gadus morhua	1,2-1,8	Kartas & Quignard, 1984
Gadus morhua	1,1-1,9	Jobling, 1995
Gasterosteus acuelatus	1,49	Elgar, 1990
Gasterosteus acuelatus	1,4-1,6	Wootton, 1992
Hippoglossus hippoglossus	17	Fyhn, 1990
Menidia menidia	1,108	Bengtson *et al.*, 1987
Pleuronectes platessa	1,87	Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994
Pleuronectes platessa	4	Fyhn, 1990
Pleuronectes platessa	1,7-2,2	Jobling, 1995
Scomber scombrus	1	Fyhn, 1990
Scomber scombrus	1,0-1,4	Jobling, 1995
Scophthalmus maximus	0,6	Fyhn, 1990
Scophthalmus maximus	0,9-1,2	Jobling, 1995
Scophthalmus maximus	1,03	McEvoy & McEvoy, 1991
Scophthalmus maximus	0,97	McEvoy & McEvoy, 1991
Sepia officinalis	11,16	Bouchaud & Galois, 1990
Solea solea	1,21	Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994
Sprattus sprattus	1,05	Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994
Poissons d'eau douce		
Aspirus vorax	1,07	Elgar, 1990
Coregonus albula	1,54 à 1,71	Kamler *et al.*, 1982
Cottus gobio	2,0-2,5	Wootton, 1992
Cyprinus carpio	0,9-1,6	Jobling, 1995
Cyprinus carpio	1,0-1,6	Kartas & Quignard, 1984
Esox lucius	2,5-3,0	Wootton, 1992
Esox lucius	2,0-3,0	Kartas & Quignard, 1984
Etheostoma swaini	1,35	Elgar, 1990
Gobio gobio	1,5	Wootton, 1992
Gobio gobio	1,5-2,0	Kartas & Quignard, 1984
Gymnocephalus cernua	1	Wootton, 1992
Leuciscus leuciscus	2	Wootton, 1992
Notoptris sp	1,4	Elgar, 1990
Oncorhynchus keta	7,42	Elgar, 1990
Perca fluviatilis	1,3	Elgar, 1990
Perca fluviatilis	2,0-2,5	Wootton, 1992
Perca fluviatilis	2,0-2,5	Kartas & Quignard, 1984
Phoxinus phoxinus	1,0-1,5	Kartas & Quignard, 1984
Rhodeus amarus	3	Wootton, 1992
Rhodeus amarus	2,5	Kartas & Quignard, 1984
Rutilus rutilus	1	Wootton, 1992
Salmo gairdneri	4,93	Elgar, 1990
Salmo salar	5,72	Elgar, 1990
Salmo salar	5,0-7,0	Wootton, 1992
Salmo salar	5,0-6,0	Jobling, 1995
Salmo salar	5,5-6,0	Kartas & Quignard, 1984
Salvenius alpinus	4,9	Elgar, 1990
Salvenius alpinus	4,0-4,5	Kartas & Quignard, 1984
Tinca tinca	1	Kartas & Quignard, 1984
Tinca tinca	0,8-1,0	Wootton, 1992
Thymallus thymallus	2,0-3,7	Kartas & Quignard, 1984

1.2.2. Morphologie des oeufs

1.2.2.1. Dimension des oeufs

Les oeufs mûrs, c'est-à-dire ceux qui sont prêts à être pondus, sont les plus gros, les plus transparents et ceux dans lesquels le vitellus est à peu près homogène.

Les oeufs qui viennent d'être pondus par un poisson constituent son frai. Ces oeufs sont environ tous de même taille puisqu'ils proviennent du même stock ovarien mais diffèrent, en revanche, par leurs dimensions, quand on passe d'une espèce à une autre comme le montre bien le tableau 1 (Bertin, 1958).

Toutefois, les oeufs pélagiques sont ordinairement de plus petite taille que les oeufs démersaux (Bertin, 1958; Blaxter, 1988).

1.2.2.2. Nombre d'oeufs

En général, les oeufs les plus petits sont les plus nombreux. Il y a toute la gamme, entre les quelques unités émises isolément ou par paires chez les Sélaciens et le grand nombre d'oeufs rejetés, en un temps très court, par des poissons aussi féconds que le turbot, *Scophthalmus maximus* (Bertin, 1958).

La fécondité individuelle ou absolue désigne le nombre d'ovocytes produits par une femelle et par an (Kartas & Quignard, 1984). Plus généralement, cette fécondité se définit comme étant le nombre d'ovocytes mûrs présents dans l'ovaire immédiatement avant la ponte (Bagenal & Braum, 1978). Le comptage numérique de ces ovocytes est relativement facile à faire lorsque le poisson pond une seule fois dans l'année car, chez un tel poisson, les ovocytes mûrissent puis sont émis tous à peu près en même temps. Il suffit alors de dénombrer les ovocytes mûrs contenus dans les gonades d'un individu à la veille de la ponte pour connaître sa fécondité absolue (Kartas & Quignard, 1984) (Tableau 2).

Il est en revanche plus difficile de déterminer celle d'un poisson qui émet ses oeufs en plusieurs lots successifs au cours d'un même cycle de reproduction, car dans ce cas, les ovocytes que renferme l'ovaire se trouvent à différents stades de développement (Bagenal & Braum, 1978; Kartas & Quignard, 1984). Chez ces poissons à pontes multiples, l'évaluation de la fécondité s'exprime de deux manières : une fécondité par acte de ponte et une fécondité totale annuelle. La première correspond au "nombre d'ovocytes dont les diamètres constituent la distribution modale la plus avancée" au moment de chaque acte de ponte (Kartas & Quignard, 1984). La seconde est obtenue en additionnant le nombre d'ovocytes émis au cours des différents actes de pontes, pour autant que le nombre d'ovocytes par acte de ponte soit le même pour les différentes émissions. Toutefois il n'est pas certain que la fécondité par acte de ponte soit identique pour les pontes successives. De plus, le nombre d'émissions des ovocytes est pratiquement impossible à connaître d'une façon certaine, d'où les difficultés

TABLEAU 2.- Fécondité absolue moyenne de différentes espèces marines et d'eau douce

espèce	nombre d'oeufs pondus	références
Poissons marins		
Chanos chanos	194-256 10^3	Ako *et al.*, 1994
Clupea harengus *	5-200 10^6	Jobling, 1995
Gadus morhua *	50 10^3 -5 10^6	Kartas & Quignard, 1984
Gadus morhua *	2-9 10^6	Jobling, 1995
Pleuronectes platessa *	16-350 10^6	Jobling, 1995
Scomber scombrus	350-450 10^6	Jobling, 1995
Poissons d'eau douce		
Cyprinus carpio	180-530 10^3	Jobling, 1995
Cyprinus carpio	200-700 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Esox lucius	450 103	Kartas & Quignard, 1984
Gobio gobio *	1-3 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Perca fluviatilis	4-300 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Phoxinus phoxinus *	0,7-2 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Rhodeus amarus	0,5 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Salmo salar	1-10 10^3	Jobling, 1995
Salmo salar	8-26 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Salvenius alpinus	4-7 10^3	Kartas & Quignard, 1984
Tinca tinca *	1,8-2 10^6	Kartas & Quignard, 1984
Thymallus thymalius	2-10 10^3	Kartas & Quignard, 1984

* = pondeurs multiples

d'estimation de la fécondation individuelle annuelle des poissons à pontes multiples (Kartas & Quignard, 1984).

Le nombre d'oeufs peut être mis en relation avec le poids de la femelle ou le poids de ses ovaires (fécondité relative), sa taille, son âge, ... (Bagenal & Braum, 1978; Kartas & Quignard, 1984).

1.2.2.3. Forme des oeufs

Bien que les Téléostéens possèdent habituellement des oeufs ronds, la plupart des *Engraulidae* ont des oeufs ellipsoïdaux. D'autres familles comme les *Gobidae* ont des oeufs légèrement aplatis (Blaxter, 1988). Toutefois, la forme peut s'écarter beaucoup chez certaines familles de Téléostéens. Ces formes plus excentriques sont réservées cependant aux oeufs denses et démersaux (Bertin, 1958).

1.2.2.4. Structure des oeufs

La structure de l'oeuf comprend non seulement les membranes de l'oeuf, mais également le follicule ovarien dans lequel il est contenu à l'intérieur de l'ovaire et duquel il ne s'échappe qu'à maturité.

1.2.2.4.1. Les membranes folliculaires

Elles entourent l'oeuf proprement dit et constituent le follicule ovarien. Ce follicule se rompt à maturité et assure ainsi, par cette déhiscence, la libération de l'ovule. Ensuite, il se désagrège plus ou moins avec formation ou non d'un corps jaune transitoire.

Les membranes folliculaires sont au nombre de trois :

1) La thèque folliculaire ou membrane thécale;
2) La membrane propre (c'est la membrane basale de l'épithélium folliculaire);
3) L'épithélium folliculaire ou *granulosa*.

1.2.2.4.2. Les membranes ovulaires ou chorion ou membranes propres de l'oeuf

Elles constituent le *cortex*. Ces membranes sont sécrétées par l'oeuf sans intervention directe du follicule. Elles sont également au nombre de trois (Bertin, 1958) :

1) La membrane villeuse (souvent absente);
2) La membrane pellucide ou *zona radiata*;
3) La membrane vitelline ou protoplasmique.

1.2.3. Composition biochimique des oeufs

1.2.3.1. Composition organique

La composition organique des oeufs est la composition en substances alimentaires de l'oeuf. Cette composition alimentaire des oeufs de poissons est spécifique de chaque espèce. Diverses approches ont été développées (proximate analysis, quotients respiratoires) pour déterminer la séquence avec laquelle les substances alimentaires du vitellus sont catabolisées pour la production énergétique (Knox *et al.*, 1988; Kamler, 1992). Généralement, les sucres, les lipides et les protéines sont consommés avant la ponte, alors que le catabolisme des lipides et des protéines prédomine après la ponte (Heming & Buddington, 1988).

Chez les oeufs récemment pondus, il n'y a pas d'eau entre le chorion et la membrane vitelline ou protoplasmique. Quand l'oeuf est libéré dans l'eau et est fécondé, les alvéoles corticales présentes sous le chorion gonflent et sécrètent une substance colloïdale - des mucoprotéines - dans l'espace périvitellin, c'est-à-dire entre la membrane vitelline et le chorion (Kamler, 1992).

1.2.3.1.1. Contenu en eau : Poids vif - poids sec :

La quantité absolue d'eau des oeufs de poisson montre des variations inter et intra-spécifiques. Après la fécondation, le contenu en eau des oeufs passe sous contrôle osmorégulatoire. La gravité spécifique des oeufs de poisson est inversément reliée au contenu en eau. La flottabilité des oeufs pélagiques est donc associée à un contenu en eau relativement important en regard des oeufs démersaux, plus denses et moins hydratés (Heming & Buddington, 1988).

L'hydratation des oeufs juste avant ou juste après la ponte varie de 47 à 83% en eau, et peut même aller jusque 91,5 % chez la sole du Sénégal *Solea senegalensis* Kaup 1848 (Vazquez *et al.*, 1994). L'hydratation des oeufs de poissons marins est habituellement plus élevée que celle des espèces pondant en eaux douces (Wallace & Selman, 1981; Kamler, 1992).

1.2.3.1.2. Les protéines et les acides aminés libres

Les protéines et les acides aminés libres sont les constituants les plus abondants de la matière sèche de beaucoup d'oeufs de poissons. La majorité des protéines des oeufs se trouve dans le vitellus, les autres sont associées principalement au liquide périvitellin. Les protéines et les acides aminés libres du vitellus servent à deux fonctions primaires : ils procurent des acides aminés pour la croissance des tissus et approvisionnent l'oeuf en énergie via les processus cataboliques (Fyhn *et al.*, 1986; Fyhn *et al.*, 1987; Fyhn & Serigstad, 1987; Heming & Buddington, 1988; Ronnestad *et al.*, 1992 a et b). Il y a donc une diminution continue des protéines du vitellus qui sont

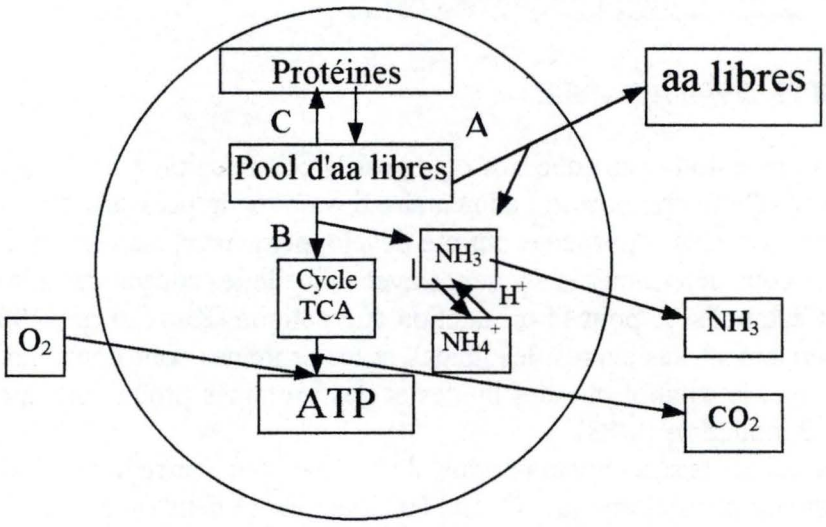


FIGURE 7.- Modèle de turnover métabolique possible du pool des acides aminés libres (FAA = Free Amino Acids) trouvé chez les oeufs pélagiques et les larves de poissons marins.

A : Sortie d'acides aminés libres (FAA) intacts

B : Catabolisme lié à la production d'ATP

C : Polymérisation en protéines

D'après Ronnestad *et al.*, 1992a.

transférées vers le développement des tissus (Figure 7). Le catabolisme des protéines pour la production énergétique résulte en une diminution des quantités de protéines de transport (Ronnestad *et al.*, 1992 a et b). L'importance des protéines vitellines est démontrée par la corrélation significativement positive entre le contenu en protéine des oeufs et la survie des larves (Heming & Buddington, 1988).

1.2.3.1.3. Les lipides

Après les protéines, les lipides sont les constituants de la matière sèche les plus abondants de la plupart des oeufs de poissons. La majeure partie des réserves lipidiques du vitellus est utilisée pour l'énergie et pour les membranes cellulaires biologiques; le reste est accumulé dans l'embryon (Heming & Buddington, 1988; Kamler, 1992; Vazquez *et al.*, 1994).

a) Les lipides totaux

Le pourcentage des lipides totaux dans la matière sèche varie fortement d'une espèce à l'autre, montrant une large gamme, allant de 3 à 54%. Le pourcentage général moyen de lipides dans les oeufs de poissons avoisine 19%. Le contenu lipidique des oeufs de cyprinidés ne devrait pas descendre en dessous de 10%, et serait d'environ 20%.

Il existe deux grands types de lipides totaux :

1) Les lipides libres, en général des triglycérides (= lipides neutres), constituant la gouttelette lipidique.

D'après Kryzhanovskij (1960), les gouttelettes lipidiques assurent la flottabilité des oeufs pélagiques (in Kamler, 1992). Chez quelques salmonidés, les gouttelettes lipidiques accumulées près du pôle animal assurent la position de l'embryon à la face supérieure de l'oeuf pendant l'incubation (Kamler, 1992). Cependant d'autres auteurs pensent que ces gouttelettes lipidiques sont une forme spécialisée de nourrissage et possèdent un effet minimal sur la flottabilité (Blaxter, 1988; Fyhn, 1990).

2) Les lipides liés à la fraction de forte densité (HDF = high density fraction) (=lipides polaires ou phospholipides).

Ce sont les constituants des membranes cellulaires, responsables de la fluidité des membranes. Ces membranes sont composées de sucres, de protéines et de phospholipides (Heming & Buddington, 1988). Les phospholipides contiennent invariablement de grandes proportions d'acides gras essentiels (n-3). Bien que la composition spécifique puisse varier, l'acide gras 22:6(n-3) est toujours dominant, et le 20:5(n-3) généralement présent (Jobling, 1995). L'embryon assimile

les nutriments libérés par les membranes de l'oeuf durant la procédure d'éclosion (Heming & Buddington, 1988), ce qui fait des membranes des réservoirs d'acides gras essentiels.

b) Les acides gras

Il se produit également des changements dans la composition des acides gras après la fécondation. Ceci démontre l'existence d'une rétention préférentielle et d'une utilisation de certains acides gras et même d'une possibilité de synthèse de ces acides gras par l'embryon (Heming & Buddington, 1988).

Les acides aminés hautement insaturés (HUFA's, acides gras avec au moins 20 carbones et trois liens insaturés) sont de très importants composants des membranes cellulaires (Corneillie *et al.*, 1990) (Voir 1.2.3.1.3. a)). Les poissons d'eau douce sont capables de les synthétiser à partir des acides linoléiques (C18:2 n-6) et linoléniques (C18:3 n-3) (Corneillie *et al.*, 1990). Les acides gras de la série linolénique (par exemple 22:6) et d'autres acides gras polyinsaturés (PUFA) de la série (n-3), tels que C20:5 n-3 (EPA ou acide eicosapentaenoïque) ou C22:6 n-3 (DHA ou acide docosahexaenoïque) par exemple, ne peuvent être métaboliquement synthétisés par les poissons marins et sont concentrés à l'intérieur des tissus à des concentrations supérieures de celles du vitellus (Heming & Buddington, 1988; Corneillie *et al.*, 1990). Ces derniers, EPA et DHA, sont requis pour le développement normal du cerveau et du tissu nerveux, de sorte qu'une quelconque déficience de ces acides gras (n-3) peut conduire à la compromission du développement et de la survie de l'embryon.
Les acides gras essentiels non synthétisables, nécessaires à la survie des larves, devront donc être fournis en quantité suffisante par la nourriture.

1.2.3.1.4. Les sucres (glucides ou hydrates de carbone)

Les sucres forment une toute petite fraction d'un oeuf de poisson. Ils constituent entre 0,6 et 8,7% de sa matière sèche (2,6 % en moyenne) (Kamler, 1992). Cependant, une large proportion des sucres des oeufs est associée aux membranes de l'oeuf et est ainsi probablement indisponible pour une utilisation par l'embryon (Heming & Buddington, 1988).

1.2.3.2. Composition inorganique

1.2.3.2.1. Les cendres

Les cendres sont ce qui reste après combustion totale des oeufs dans un four à 550°C (Vazquez *et al.*, 1994).

Le pourcentage total des cendres dans la matière sèche des oeufs de poissons varie de 1 à 17%, avec une gamme préférentielle se situant entre 3 et 10%. Bien que

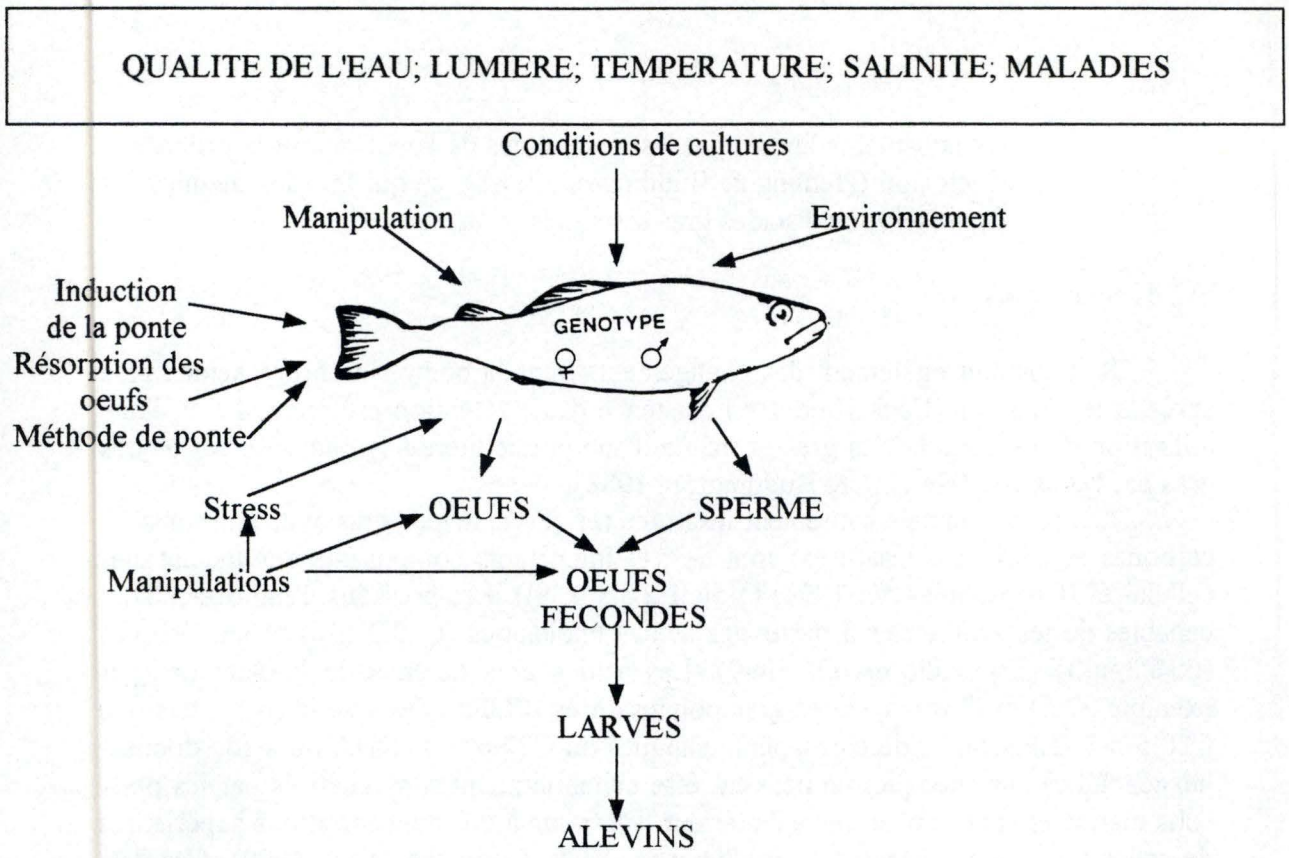


FIGURE 8.- Résumé des déterminants de la qualité des oeufs et des larves obtenus en élevage. Modifié d'après Bromage, 1995.

les tissus somatiques des poissons marins et d'eaux douces ne diffèrent pas vraiment du point de vue du contenu en cendres, le pourcentage de cendre dans les oeufs marins est deux fois plus élevé que dans les oeufs pondus en eau douce. Chez les cyprinidés, la gamme s'étend de 3% à 5% en moyenne (Kamler, 1992).

1.2.3.2.2. Le calcium, le fer, le phosphore et autres éléments

Très peu d'analyses des éléments naturels ont été publiées, il faut cependant noter l'analyse de la matière sèche des oeufs non fécondés de truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) : Ca^{++}: 0,182%; P : 1,03%; Fe^{++} : 13,8%; Mg^{++} : 0,135 %; K^{+} : 58,7%; Na^{+} : 19,2%; Si : 5,8%; Cu^{++} : 0,66% (Ogino & Yasuda, 1962 in Kamler, 1992).

1.2.4. Critères d'évaluation de la qualité des oeufs

1.2.4.1. Introduction

La variation de la qualité des oeufs est un des facteurs limitants pour la réussite de la production massive d'alevins de poissons. Elle peut également être une des causes des variabilités de recrutement observées dans beaucoup de stocks naturels, tout comme une mauvaise qualité des oeufs peut diminuer le potentiel de survie des larves. L'augmentation des connaissances en ce domaine peut contribuer à l'établissement des régimes d'élevages qui résultent en une meilleure survie des larves, et améliorent le choix et les manipulations de ces jeunes poissons (Kjorsvik *et al.*, 1990; Bromage ; 1995).

La seule définition de la qualité des oeufs qui est valable généralement est probablement "les potentialités de l'oeuf à produire un alevin viable" (Bagenal & Braum, 1978; Kjorsvik *et al.*, 1990; Bromage *et al,* 1992; Bromage *et al.*, 1994). Ces potentialités à produire un alevin viable sont déterminées par plusieurs paramètres physiques, génétiques et chimiques, autant que par les processus physiologiques initiaux se produisant dans l'oeuf. Si un de ces facteurs essentiels est manquant, ou est incomplet, le développement de l'oeuf échouera à un niveau quelconque (Kjorsvik *et al.*, 1990) (Figure 8). La qualité des oeufs doit être considérée comme déterminée quand l'oeuf a quitté la femelle et que le processus de fécondation est complet. Les effets dûs aux traitements pendant la période d'incubation sont ainsi exclus. Cette définition ne possède pas une valeur pratique très élevée, puisque la viabilité de l'alevin ne peut clairement être déterminée avant la production de cet alevin. De bons critères pratiques de détermination de la qualité des oeufs doivent être à la fois identifiables très tôt dans le développement, et être aisés à utiliser (Kjorsvik *et al.*, 1990).

Dans la plupart des recherches sur la qualité des oeufs, la fécondité et le taux d'éclosion ont été utilisés comme des critères importants. La survie à des étapes spéci-

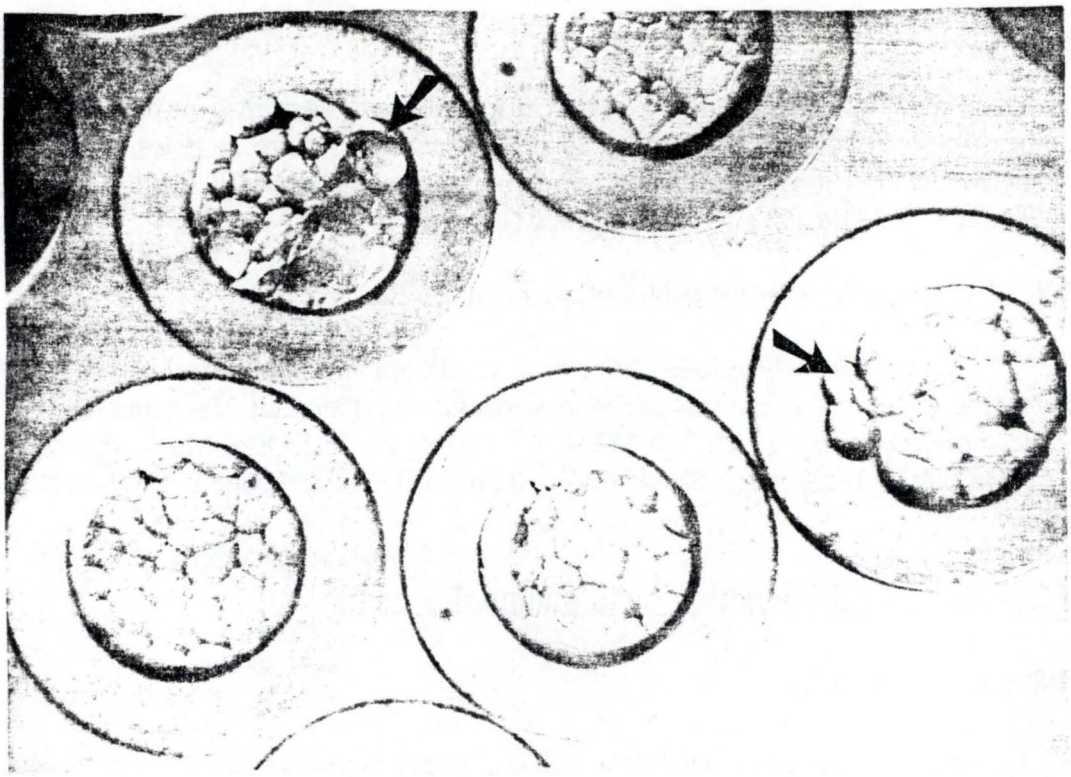


FIGURE 9. - Malformations cellulaires typiques observés chez de jeunes blastula de morue (*Gadus morhua*).
D'après Kjorsvik, 1994.

fiques du développement et la production finale d'alevins ont également été employées comme mesures de la qualité des oeufs. D'autres caractéristiques ont été liées à ces mesures "standards", mais peu d'études sont directement comparables, ou permettent des comparaisons entre espèces (Bagenal & Braum, 1978; Kjorsvik *et al.*, 1990).

1.2.4.2. Le taux de fécondation

Le taux de fécondation est un paramètre très utile pour détecter une pauvre qualité des oeufs. Il est utilisé dans les études portant sur les demandes nutritionnelles des stocks de jeunes (Kjorsvik *et al.*, 1990; Bromage *et al.*, 1994). Cependant, le taux de fécondation ne possède pas de bonne corrélation avec le taux de survie et le développement des stades embryonnaires ultérieurs pour beaucoup d'espèces, comme la carpe, *Cyprinus carpio* L. 1758, par exemple (Statova *et al.*, 1982).

1.2.4.3. Les propriétés physiques et physiologiques

Les processus de fécondation et d'activation semblent être vitaux pour plusieurs aspects du développement embryonnaire. La dureté du chorion de l'oeuf est due à une réaction enzymatique pendant le processus d'activation, et la capacité de l'oeuf à supporter des résistances mécaniques (pression de l'oeuf ou dureté du chorion) est meilleure dans les oeufs de bonnes qualités que dans ceux de qualité moindre chez la morue, *Gadus morhua* (Kjorsvik et Lonning, 1983) et le flétan, *Hippoglossus hippoglossus* (Kjorsvik *et al.*, 1990). L'apparence du chorion (comme les oeufs à membranes ondulées) et la forme de l'oeuf semblent également varier avec la moins bonne qualité de l'oeuf chez la morue (Kjorsvik et Lonning, 1983). Il faut noter encore que la croissance bactérienne peut causer une diminution de la résistance de l'oeuf, et les oeufs de pauvre qualité semblent être plus sujets à la contamination bactériologique (Kjorsvik *et al.*, 1984).

Des changements dans la gravité spécifique peuvent partiellement être dû à des variations osmorégulatoires des pontes, et la flottabilité pour les oeufs pélagiques est souvent meilleure pour les oeufs de bonne qualité que pour les autres (Kjorsvik et Lonning, 1983).

1.2.4.4. La morphologie des oeufs

Les premières cellules (blastomères) d'un embryon sont indifférenciées, et forment la base du futur embryon différencié. Une détérioration de ces cellules influencera le développement ultérieur de l'embryon plus fortement que des détériorations de cellules simples, plus tard dans le développement (Figure 9). La morphologie des cellules a été utilisée pour caractériser la qualité des oeufs. Ces caractères morphologiques sont généralement des paramètres plus sensibles que la survie. Les caractéristiques étudiées incluent la symétrie des premiers clivages, et la proportion d'embryons et de

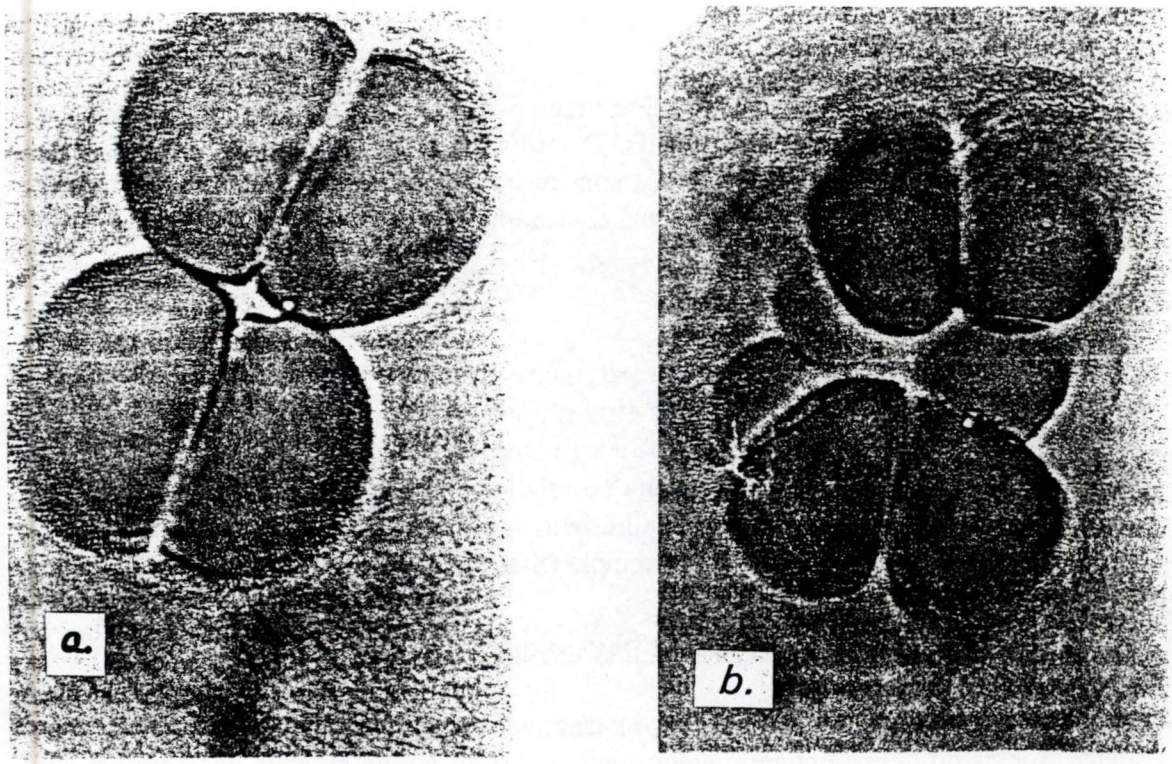


FIGURE 10.- Photographies d'oeufs de flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*) montrant différentes catégories de développement.
a : Oeufs avec un clivage symétrique.
b : Oeufs avec un clivage asymétrique.
D'après Bromage *et al.*, 1994.

TABLEAU 3. - Classification des indices potentiels de qualité des oeufs chez le flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*).
(D'après Bromage *et al.*, 1994).

---

1. Oeuf mort (dans le fond).
2. Oeuf flottant mais non fécondé.
3. Oeuf avec le disque germinatif non clivé.
4. Oeuf fécondé avec un clivage asymétrique.
5. Oeuf fécondé avec un clivage symétrique.

Développement normal quand fécondation = 5.
Développement total (avec malformations) quand fécondation = 3, 4 & 5.

---

larves déformés (Figure 10). La symétrie des premiers blastomères semble être un indicateur précoce assez cohérent de la viabilité de l'oeuf pour plusieurs espèces, telles que le flétan atlantique, *Hippoglossus hippoglossus* L. 1758 (Bromage *et al.*, 1994) ou la morue *Gadus morhua* L. 1758 (Kjorsvik et Lonning, 1983; Kjorsvik *et al.*, 1984; Kjorsvik, 1994) (Figure 10). Bromage et al. (1994) ont classé les différentes malformations, et leurs conséquences chez le flétan atlantique (Tableau 3).

D'autres caractères morphologiques des premiers stades pouvant également être d'utiles indicateurs de la qualité des oeufs sont la transparence de l'oeuf et la distribution des gouttelettes lipidiques, la taille de l'espace périvitellin et les changements dans le diamètre des oeufs après la fécondation (Kjorsvik *et al.*, 1990).

Les oeufs de bonne qualité sont généralement décrits comme transparent (exception faite des gouttelettes lipidiques), parfaitement sphériques avec des premiers clivages clairs et symétriques (Bertin, 1958; Kjorsvik *et al.*, 1990). Les oeufs très pauvres sont décrits comme "plasma-bulged" (= rempli de plasma).

1.2.4.5. La taille des oeufs

La taille des oeufs est un des paramètres les plus importants pour la détermination de la qualité des oeufs chez les poissons. De plus, l'évolution de la taille nous permet de suivre la qualité des oeufs au cours de la saison de reproduction d'une manière assez simple.

La taille des oeufs peut en effet être mesurée de plusieurs façons. Le simple diamètre est généralement utilisé. D'autres mesures incluent le volume des oeufs (Bagenal, 1971; Bromage *et al.*, 1990), le poids sec ou le poids vif. D'un point de vue énergétique, la meilleure mesure de la taille des oeufs est l'équivalent calorique d'un oeuf, ce qui indique la quantité d'énergie disponible pour développer l'embryon (Kamler, 1992).

Interspécifiquement, la taille des oeufs tend à être inversement reliée à la fécondité (Kartas & Quignard, 1984; Blaxter, 1988; Ruchon *et al.*, 1993) (Figure 11).

* Les espèces employant une stratégie K (faible production, gros oeufs) seraient associées aux eaux à température assez basse durant la ponte et les premiers jours. C'est le cas de la truite arc-en-ciel, *Oncorhynchus mykiss* Richardson (Bromage *et al.*, 1990). La même relation se retrouve chez les poissons marins, comme chez *Porichthys notatus* (DeMartini, 1990).

* Les espèces utilisant une stratégie r (forte production, petits oeufs) seraient associées aux eaux plus chaudes (Kamler, 1992). Les espèces qui développent de petits oeufs sont plus économes dans l'utilisation de leurs réserves (Blaxter, 1988; Kamler, 1992).

Les différences d'allocations des efforts de reproduction entre fécondité et taille des oeufs chez les poissons Téléostéens sont indépendantes de leur histoire évolutive, et dépendent des habitats qu'ils occupent. La production de nombreux, et par conséquent

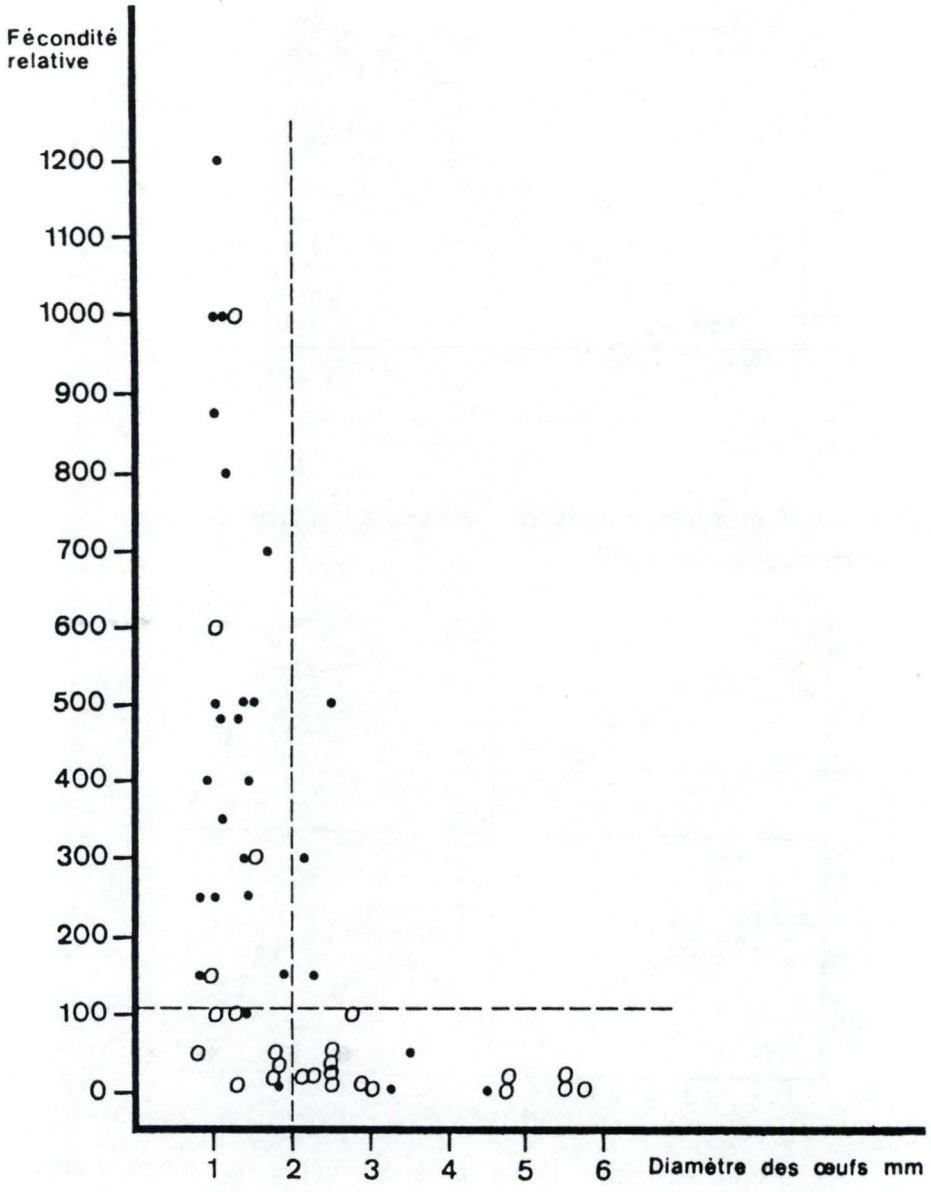


FIGURE 11. - Relation entre la fécondité relative et le diamètre moyen des oeufs .
Les ronds représentent les poissons prenant soins de leur ponte.
Les points représentent les poissons ne prenant pas soins de leur ponte.
D'après Kartas & Quignard, 1984.

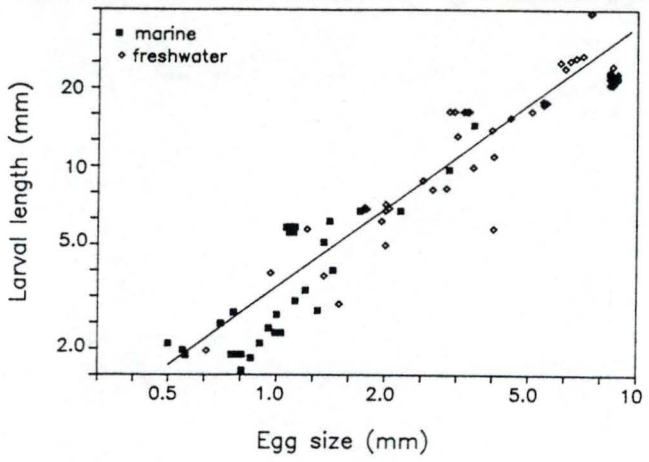


FIGURE 12.- Relation entre la taille des oeufs et la longueur des larves.
D'après Duarte & Alcaraz, 1989.

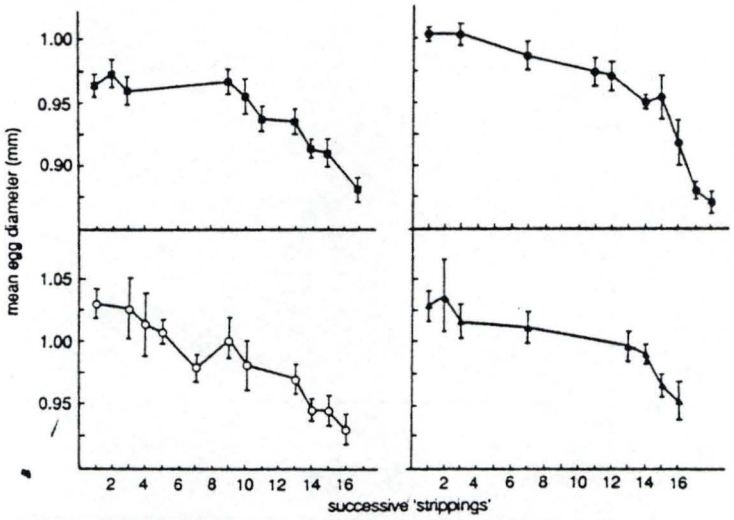


FIGURE 13.- Taux de déclin saisonnier de la taille des oeufs de quatre femelles turbot (*Scophthalmus maximus*). Les barres verticales indiquent les déviations standards de la moyenne de la taille des oeufs pour chaque ponte.
D'après McEvoy & McEvoy, 1991.

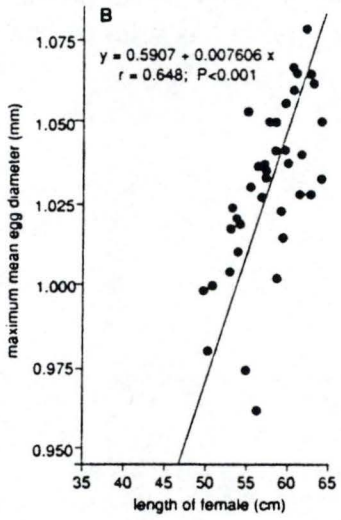


FIGURE 14.- Relation entre la moyenne maximale de la taille des oeufs et la longueur de la femelle tout au long de la saison de reproduction.
D'après McEvoy & McEvoy, 1991.

petits, oeufs par les pondeurs pélagiques apparaissent être une nécessité pour coloniser l'environnement pélagique (Duarte & Alcaraz, 1989).

Il est généralement connu que la taille des oeufs et celles des larves est positivement corrélée (Springate & Bromage, 1985; Duarte & Alcaraz, 1989; Kjorsvik *et al.*, 1990; Marteinsdottir & Able, 1992; Aranjo-Lima, 1994) (Figure 12). Il est à noter également que ce lien entre la taille des oeufs et celle des larves n'affecte pas le temps d'incubation des oeufs (Blaxter, 1988).

Facteurs contrôlant la taille intraspécifique des oeufs :

a) La saison de reproduction

La taille de beaucoup d'oeufs pélagiques et démersaux des poissons marins et de certaines espèces d'eau douce a tendance à diminuer au cours de la saison de reproduction (Bagenal, 1971; Ware, 1975; Bengton *et* al., 1987; Blaxter, 1988; Marteinsdottir & Able, 1988; Mc Evoy & Mc Evoy, 1991; Kamler, 1992; Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994), comme le montre la figure 13. Plusieurs hypothèses ont été avancées pour expliquer ce déclin saisonnier :

Il pourrait être causé par un changement dans la structure d'âge de la population des géniteurs. En effet, les jeunes d'âge n+1 ne pondent qu'en fin de saison de reproduction (Bagenal, 1971; Blaxter, 1988; Mc Evoy & Mc Evoy, 1991; Ruchon *et al.*, 1993). Une corrélation positive entre la taille des oeufs et celle des femelles (géniteurs) a été rapportée par DeMartini (1991) chez le queenfish, *Seriphus politus*, par Mc Evoy & Mc Evoy, 1991 chez le turbot, *Scophthalmus maximus*, et par Hislop (1988) chez l'églefin, *Melanogrammus aeglefinus* L. 1758 (Figure 14).

Ces variations saisonnières ont été également expliquées comme étant une évolution de la taille des oeufs en fonction du cycle de production, de la disponibilité et de la taille de l'alimentation larvaire (Bagenal, 1971; Ware, 1975; Blaxter, 1988; Mc Evoy & Mc Evoy, 1991). En effet, la taille de l'alimentation larvaire disponible n'est pas la même au long de la saison de reproduction. En produisant des oeufs plus gros, le poisson aura des larves plus grosses qui pourront se nourrir de plancton plus grand.

Une autre représentation de ce déclin est décrit par un modèle mathématique (Ware, 1975). Il présente les relations entre la taille des oeufs et la mortalité des larves. Décrivant une relation inverse, ce modèle prédit premièrement un avantage pour les grands oeufs quand la période d'incubation est longue et/ou variable (temps plus froid), et pour de nombreux petits oeufs quand les périodes d'incubation diminuent (temps plus chaud). Deuxièmement il apparaît également qu'il est avantageux pour les espèces à pontes multiples de produire des oeufs progressivement plus petits en cours de saison. Troisièmement, le taux de mortalité d'une cohorte de poissons devrait continuellement décroître à mesure que les survivants grossissent et se rapprochent de la taille critique (Ware, 1975). L'influence de la taille des oeufs sur la survie

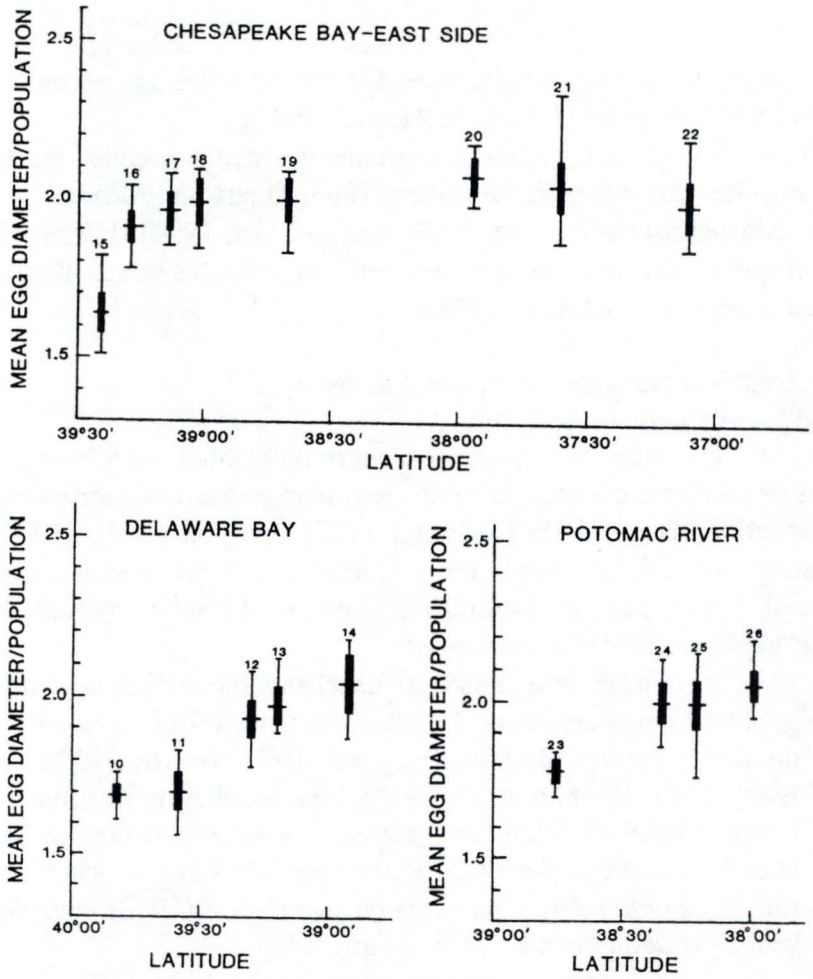


FIGURE 15.- Diamètre moyen (mm) des oeufs de populations de *Fundulus heteroclitus* dans les baies de la Chesapeake et de la Delaware, montrant l'écart total de l'échantillon (lignes verticales) et la déviation standard (en gras). Les nombres au-dessus de chaque échantillon représentent le nombre d'individus par échantillon.
D'après Marteinsdottir & Able, 1988.

des larves peut être importante tant pendant l'incubation, que pendant la ponte, en maximisant la survie de la larve fraîchement pondue quand les niveaux de nourriture sont bas ou que la compétition est élevée (Blaxter, 1988; Marteinsdottir & Able, 1988; Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994).

b) La localisation géographique

Les caractéristiques géographiques observées dans la taille des oeufs et la fécondité sont intimement reliées à la période de ponte, qui apparaît être fortement corrélée avec la latitude ainsi qu'avec la salinité et la température (Marteinsdottir & Able, 1988; Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994) (Figure 15).

Les causes de variation des périodes de ponte, de la taille et du nombre d'oeufs pondus sont nombreuses et encore souvent inconnues. Ces variations sont-elles génétiquement déterminées ou bien sont-elles des réponses phénotypiques aux différentes conditions environnementales? (Rijnsdorp & Vingerhoed, 1994).

1.2.4.6. Contenu biochimique des oeufs (contenu organique)

La composition biochimique d'un oeuf en bonne santé reflète la demande embryonnaire pour la nutrition et la croissance (Heming et Buddington, 1988; Vazquez *et al.*, 1994). Certains composants sont connus pour être "essentiels" pour un organisme (l'organisme est incapable de synthétiser le nutriment), et ces composants doivent être présents en certaines quantités pour satisfaire à la demande biologique. Les paramètres biochimiques de la qualité des oeufs peuvent par conséquent exister, et une évaluation biochimique de la qualité des oeufs peut donc être possible, même avant la fécondation (Kjorsvik *et al.*, 1990; Planas *et al.*, 1991). Malheureusement, les composants essentiels diffèrent d'un organisme à l'autre, bien que quelques composés essentiels, comme les acides aminés, semblent être pratiquement identiques pour tous les phyla. Le fait qu'il existe des besoins spécifiques pour les différentes espèces en termes de nutrition doit être gardé en mémoire lorsqu'un composant est décrit comme étant un critère de bonne qualité des oeufs pour une espèce, alors que dans le même temps, il est décrit dans un autre travail comme étant un critère de mauvaise qualité des oeufs. Les critères biochimiques de la qualité des oeufs ne peuvent être évalués que s'ils sont absolus, pour une espèce ou pour celles à comparer (Kjorsvik *et al.*, 1990).

1.2.4.6.1. Les protéines et les acides aminés libres

Une corrélation positive a été établie entre la qualité des oeufs (fécondité, survie des larves, pourcentage de larves déformées) et la composition en acides aminés des oeufs de carpe (Vladimirov, 1974 in Kjorsvik *et al.*, 1990). De même chez le sandre, *Lucioperca lucioperca* L 1758, une corrélation linéaire positive a été obtenue

TABLEAU 4 - Contenu en acides aminés libres (FAA) de différentes espèces de poissons.

espèce	contenu en FAA (nmol/oeuf)
Anarchinas lupus (poisson chat)	950
Anoplopoma fimbria (sablefish)	1000
Clupea harengus harengus (harreng atlantique)	55
Clupea harengus pallasii (harreng du pacifique)	75
Gadus morhua (morue)	200
Hippoglossus hippoglossus (flétan)	2300
Pleuronectes platessa (plie)	600
Scomber scombrus (maquereau)	30
Scophthalmus maximus (turbot)	55

D'après Fyhn, 1990.

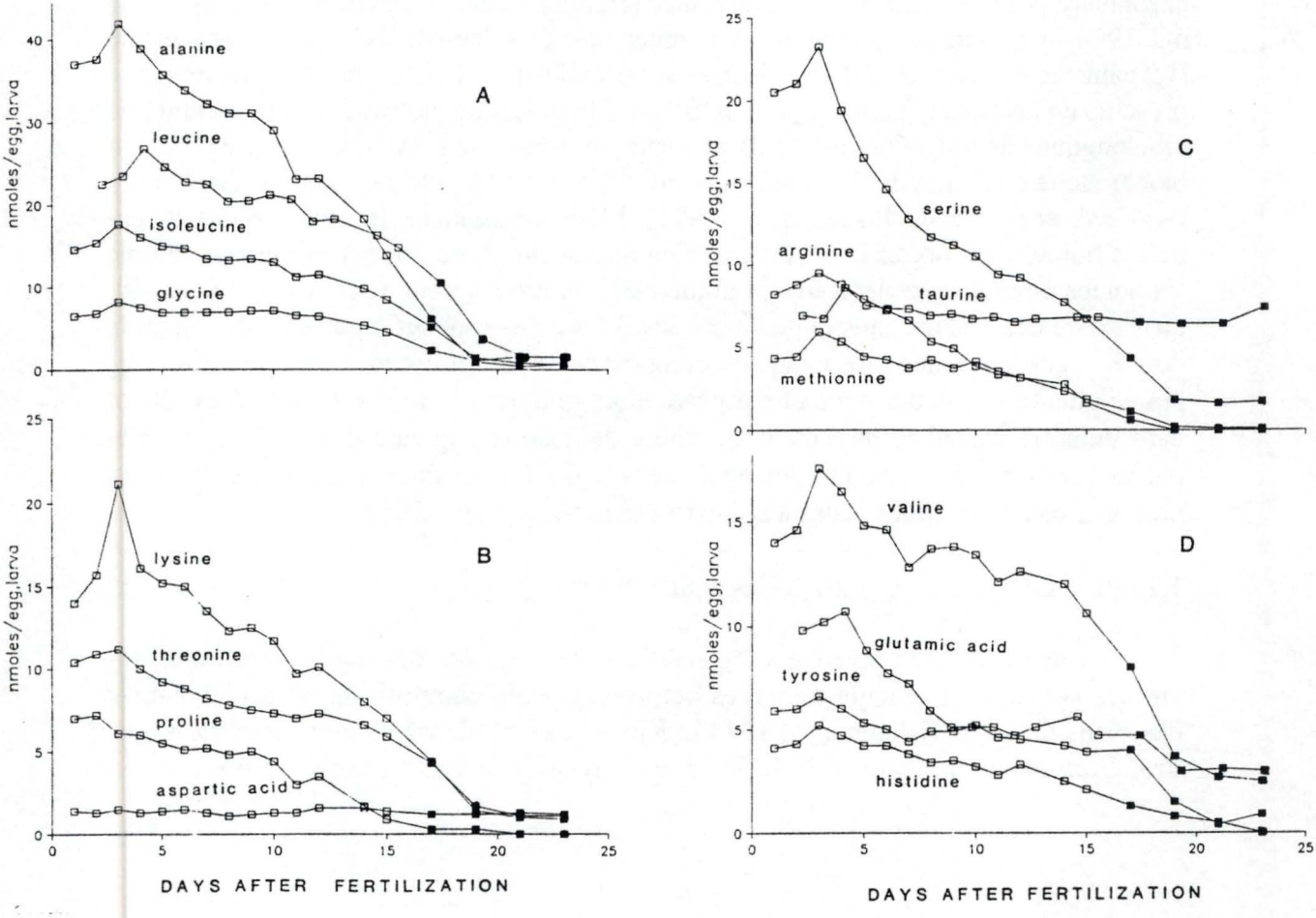


FIGURE 16.- Changement dans le contenu en divers acides aminés libres dans des oeufs et des larves de morue (*Gadus morhua*). Les données concernant les oeufs (par groupes de 50) sont représentées par des carrés transparents, tandis que les données concernant les larves (par groupes de 20) sont représentées par des carrés noirs.
Les graphes A,B,C et D présentent chaque fois quatre acides aminés essentiels.
D'après Fyhn & Serigstad, 1987.

entre le contenu protéique des oeufs et le taux de survie des embryons. (Kjorsvik *et al.*, 1990).

Le contenu en acides aminés libres et en protéines des oeufs est d'une importance capitale pour la survie de l'embryon (Tableau 4). Ils lui assurent en effet l'apport d'une grande partie de l'énergie nécessaire pour son développement optimal (Fyhn *et al.*, 1986; Fyhn *et al.*, 1987; Fyhn & Serigstad, 1987; Heming & Buddington, 1988; Ronnestad *et al.*, 1992 a et b). Ceci est particulièrement clair sur la figure 16, où l'on peut constater un déclin très net des acides aminés libres essentiels dans les oeufs.

Malgré ceci, Grung & Mangor-Jensen (1994) ont déterminé chez le flétan atlatique (*Hippoglossus hippoglossus* L.) qui est un pondeur multiple, que le contenu en acides aminés libres varie à l'intérieur d'une ponte, et entre les différentes pontes, qu'aucune tendance significative n'a été déterminée durant la période de ponte, et donc que le contenu en acides aminés libres ne peut être utilisé comme critère d'évaluation de la qualité des oeufs.

1.2.4.6.2. Les lipides et les acides gras

Le fait que le contenu en lipides ait une influence sur la qualité des oeufs trouve encore matière à discussion. Des études sur le gardon (*Rutilus rutilus* L. 1758) et la brème commune (*Abramis brama* L.1758) ont conclu qu'un fort contenu en graisses dans l'oeuf augmentait la viabilité des larves (Kjorsvik *et al.*, 1990). D'un point de vue énergétique, les lipides sont une des principales sources d'énergie des oeufs et des larves (Sargent, 1995).

a) Les lipides totaux ont été souvent utilisés comme indicateurs de la qualité des oeufs. Mais l'on se doit d'être très vigilant car, chez le corégone *Coregonus albula* L.1758, espèce d'eau douce, une forte teneur en lipides totaux a été interprétée comme un indicateur de bonne qualité des oeufs (Kamler *et al.*, 1982), alors que d'autres prétendent que pour les espèces marines telles que le turbot et la sole (*Solea solea* L.1758), un important contenu en lipides totaux correspond généralement à un taux très bas de viabilité des oeufs (Kjorsvik *et al.*, 1990). Kjorsvik *et al.* (1990) ont également trouvé que les oeufs provenant de poissons sauvages contenaient plus de protéines et de lipides que les oeufs provenant de géniteurs captifs.

b) La teneur en acides gras des oeufs est indissociable du régime alimentaire des géniteurs. Les effets de la composition de l'aliment et du vitellus peuvent être attendues comme étant de première importance pour la qualité des oeufs, mais les informations disponibles sont très limitées (Kjorsvik *et al.*, 1990). On peut néanmoins penser que les groupes principaux entrant dans la composition de l'aliment sont les acides gras essentiels (EFA), les protéines et quelques vitamines, minéraux et autres pigments.
L'importance des différents niveaux d'acides gras essentiels dans la nourriture est ainsi clairement montrée. La composition des oeufs en acides gras influence donc bien la

TABLEAU 5.- Composition en lipides totaux et en acides gras des oeufs de poissons. (Traduit d'après Sargent, 1995).

	morue	églefin	hareng	capelan
Diamètre des oeufs (mm)	1,4	1,3	1,4	1,1
Contenu en eau (%)	74,0	86,0	74,0	70,0
Contenu en lipides (% de poids sec)	13,2	10,7	14,6	26,3
Lipides polaires (% des lipides totaux)	71,7	71,3	69,0	50,7
Lipides neutres (% des lipides totaux)	28,3	28,7	31,0	49,3
Phosphatidyl choline (% des lipides totaux)	45,6	45,8	57,6	37,7
Triacylglycérol (% des lipides totaux)	12,5	8,3	14,8	30,4
Cholestérol (% des lipides totaux)	6,1	9,5	8,3	3,1
Acides gras des lipides polaires (% total)				
saturés	28,1	25,5	32,7	27,4
monoinsaturés	20,3	20,4	14,5	18,1
20:4(n-6)	1,9	3,7	1,0	1,1
20:5(n-3)	15,3	12,6	13,7	19,0
22:6(n-3)	28,6	27,6	31,4	24,6
Acides gras des triglycérides (% total)				
saturés	21,3	20,4	30,6	24,9
monoinsaturés	41,5	32,9	33,5	35,9
20:4(n-6)	1,2	2,8	0,6	0,5
20:5(n-3)	10,9	14,0	9,7	13,1
22:6(n-3)	16,0	14,5	17,1	14,1

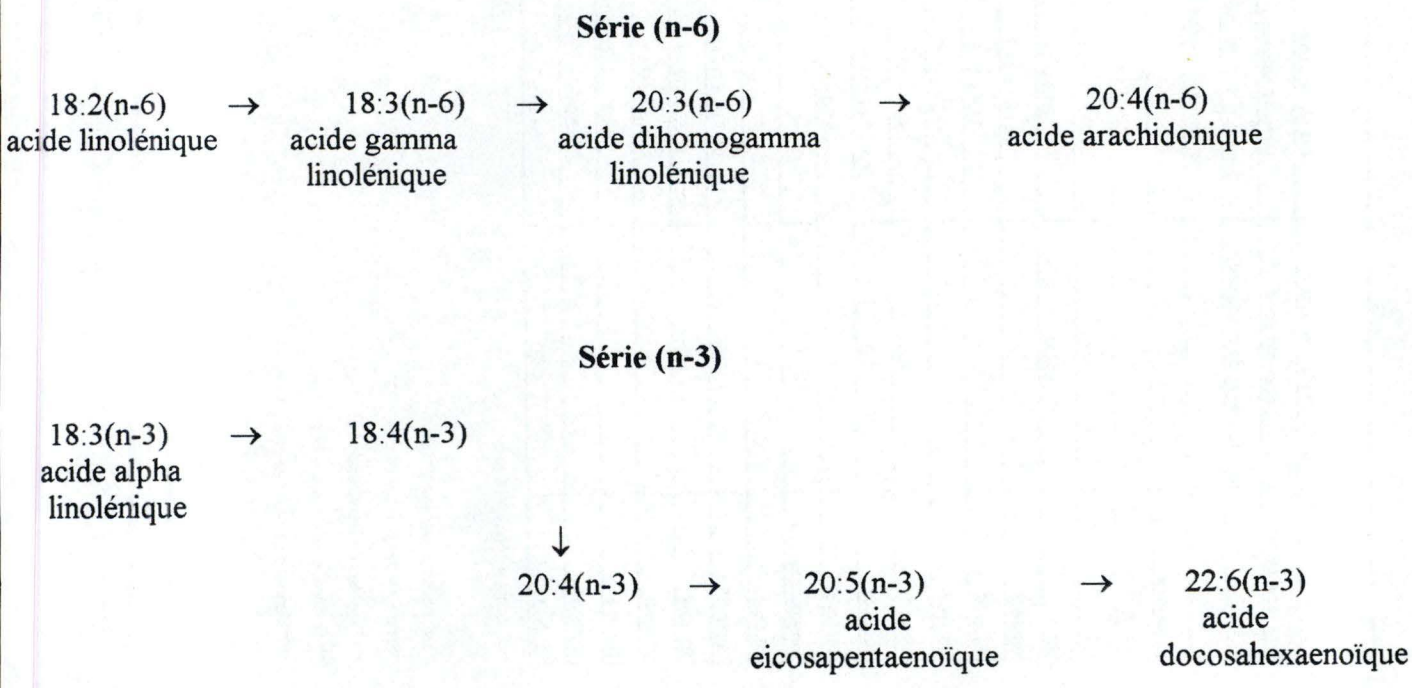


FIGURE 17.- Voies de conversion des acides gras polyinsaturés C18 (n-6) et (n-3) en leurs dérivés homologues supérieurs C20 et C22.
D'après Sargent, 1995.

TABLEAU 6.- Composition en acides gras des oeufs.

Composition en acides gras des oeufs								
	milkfish (*Chanos chanos*)*	wild striped bass **	perche (*Perca fluviatilis*)***				sole (*Solea solea*)****	sole (*Solea solea*)*****
acide gras	ponte naturelle	(*Morone saxatilis*)	PI	PS	PC	PE		
	(en mg/g de poids sec)	(en mg/g de poids sec)	(en % du total des acides gras)				(en % du total des acides gras)	(en µg ac. gras/mg de lip. tot.)
		(moyenne ± erreur-standard)						(moyenne ± erreur-standard)
courtes chaînes								
14	2,0	10,07 ± 0,53	nd	nd	nd	nd	2,8	19,9+-2,2
16	50,0	26,11 ± 1,29	11,3	4,6	18,0	12,6	19,9	194,7+-11,5
18	14,0	5,84 ± 0,46	11,9	2,9	5,6	17,0	2,9	30,8+-1,3
16:1n-7	4,0	61,04 ± 2,79	1,9	0,8	4,2	2,1	8,7	64,9+-3,8
18:1n-9	24,0	82,3 ± 3,84	5,9	2,0	7,2	7,8	13,1	110,2+-4,8
18:1n-7	nd	16,21 ± 0,62	nd	nd	nd	nd	3,7	26,9+-1,3
18:2n-6	6,0	7,24 ± 0,52	2,7	1,6	5,3	2,6	1,7	6,7+-0,2
18:3n-3	1,0	5,87 ± 0,19	2,2	0,7	1,0	7,3	0,9	3,4+-1,0
18:4n-3	1,0	11,0 ± 0,58	nd	nd	nd	nd	nd	4,5+-0,9
longues chaînes								
20:1n-9	2,0	nd	nd	nd	nd	nd	nd	7,2+-0,9
20:1n-11	0,0	3,96 ± 0,27	nd	nd	nd	nd	nd	nd
20:4n-6	9,0	5,35 ± 0,29	10,2	1,1	4,3	1,7	nd	21,3+-0,6
20:4n-3	nd	6,37 ± 0,45	nd	nd	nd	nd	nd	3,8+-0,2
20:5n-3	7,0	37,35 ± 1,65	12,6	1,5	7,3	nd	4,6	26,6+-0,9
22:5n-3	nd	12,06 ± 1,13	nd	nd	1,7	nd	nd	37,4+-1,3
22:6n-3	36,0	59,86 ± 2,66	9,8	1,5	15,9	37,1	21,6	102,8+-3,7

nd : donnée non déterminée

PI = Phosphatidyl-inositol

PS= Phosphatidyl-sérine

PC= Phosphatidyl-choline

PE= Phosphatidyl-éthanolamine

* Données de Ako *et al.*, 1994.

**Données de Harrell & Woods, 1995.

*** Données de Dabrowski *et al.*, 199 .

**** Données de Corneillie *et al.*, 1990.

*****Données de Vazquez *et al.*, 1994.

HUFA = Highly Unsattured Fatty Acids : au moins 20 C et trois liens insaturés

PUFA = Poly Unsattured Fatty Acids

qualité des oeufs chez les Téléostéens (Moodie *et al.*, 1989; Kjorsvik *et al.*, 1990). Il s'agit plus précisément de la série (n-3) des acides gras polyinsaturés ou PUFA (Moodie *et al.*, 1989; Kjorsvik *et al.*, 1990; Bromage & Roberts, 1995).(Tableaux 5 & 6). En effet, des déficiences dans la série (n-3), et plus spécialement 22:6(n-3) et 20:5(n-3) (Sargent, 1995), entraînent un taux de malformation important, et une mortalité plus rapide (Moodie *et al.*, 1989). Ceci peut s'expliquer parce que non seulement les acides gras jouent un rôle de réserves énergétiques, mais aussi parce que ces acides gras entrent dans la composition des phospholipides des membranes des cellules nerveuses (Voir 1.2.3.1.3.a), et il est vital que l'oeuf contienne une quantité suffisante de ces nutriments essentiels pour permettre la croissance et le développement de l'embryon et de la larve, jusqu'au premier nourrissage. Un niveau optimal du rapport (n-3)/(n-6)PUFA se situe entre 5:1 et 10:1. (Sargent, 1995).

La synthèse des acides gras par l'embryon passe par les voies de conversions du C18 en C20 ou C22 PUFA (Sargent, 1995) (Figure 17) :

1) Les poissons ont une demande absolue en (n-3)PUFA et presque certainement aussi en (n-6)PUFA.

2) Les poissons d'eau douce sont généralement capables de convertir le C18 PUFA 18:3(n-3) et le 18:2(n-6) en leurs homologues plus élevés 22:6(n-3) et 20:4(n-6) respectivement.

3) Les poissons marins sont incapables de réaliser ces conversions et requièrent les produits finaux 20:4(n-6) et 22:3(n-3).

Cependant, ces différences entre les poissons d'eau douce et les poissons marins dans la capacité à convertir le C18 PUFA en leurs homologues C20 et C22 sont plus apparentes que réelles, en ce sens que de telles différences sont compensées par le type de nourriture des poissons (Sargent, 1995).

1.2.5. Facteurs abiotiques du milieu influençant les oeufs

Les facteurs naturels qui contrôlent la mortalité des oeufs (et des larves) de poissons sont très peu connus, et très peu d'études ont été publiées sur le niveau naturel de viabilité des oeufs marins (Figure 18). Des études récentes montrent que des malformations morphologiques ou cytogénétiques tôt dans le développement sont des indicateurs pratiques de la viabilité des embryons (Wiegand *et al.*, 1988; Kjorsvik *et al.*, 1990). Ces études montrent également une forte corrélation entre un développement anormal des oeufs et la pollution déversée dans l'environnement. C'est généralement le stade des premiers clivages qui présente un haut pourcentage de malformation. Il n'est pas connu, cependant, jusqu'à quel point sont dépendantes ces variables environnementales telles que la température ou la salinité par exemple (Kjorsvik *et al.*, 1990).

La croissance des gonades, la fécondité et la viabilité des oeufs sont connues pour être très sensibles aux influences environnementales telles que la température, la salinité, la lumière, l'action des parasites et micro-organismes, l'alimentation des pois-

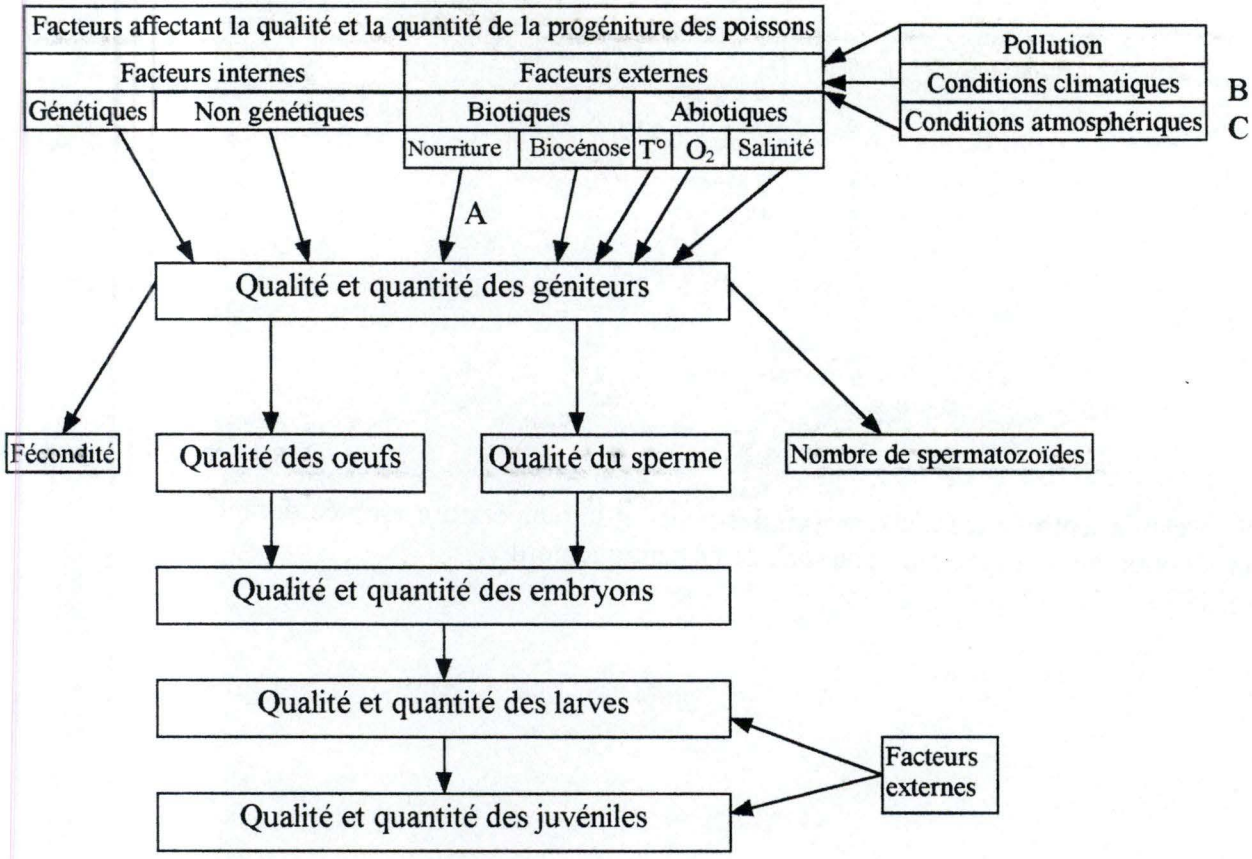


FIGURE 18.- Représentation schématique des facteurs affectant la qualité et la quantité de la progéniture chez les poissons

A : Abondance, qualité et disponibilité de la nourriture

B : Conditions climatiques, résultant de la position géographique

C : Conditions atmosphériques, résultant des changements atmosphériques, année après année

Modifié d'après Kamler, 1992.

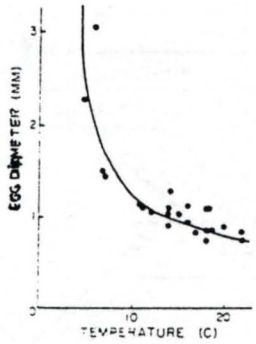


FIGURE 19.- Relation entre le diamètre moyen des oeufs et la température estimée durant la saison de reproduction de 23 espèces de poissons de l'Atlantique nord.
D'après Ware, 1975.

sons et les conditions de stress en général (Kjorsvik *et al.*, 1990; Kamler, 1992; Kjorsvik & Homelfjord, 1995). Ces facteurs environnementaux et en particulier la température, influencent fortement la qualité des oeufs et des produits sexuels (Zuromska et Markowska, 1984; Kjorsvik *et al.*, 1990).

1.2.5.1. La température

1.2.5.1.1. En conditions contrôlées

La température pendant la gamétogenèse est importante à la fois pour le succès de la ponte et pour la viabilité des oeufs. Il est donc important pour obtenir une bonne qualité d'oeufs, que le poisson soit maintenu dans des conditions stables de température. Les oeufs sont très sensibles aux fortes températures surtout en fin de gamétogenèse (Kjorsvik *et al.*, 1990). Il est à noter que la température et la taille des oeufs sont également négativement corrélés chez le turbot (Bromley *et al.*, 1986).

1.2.5.1.2. En conditions naturelles

Comme il a été mentionné au point 1.2.4.5., certaines espèces employant une stratégie K (faible production, grands oeufs) seraient associées aux eaux à température assez basses durant la ponte et les premiers jours, tandis que les espèces utilisant une stratégie r (forte production, petits oeufs) seraient associées aux eaux plus chaudes (Kamler, 1992). Il est communément admis qu'un long développement en eau assez froide peut être un facteur induisant la sélection des oeufs de plus grande taille. Dans le même ordre d'idée, la taille plus importante des oeufs en eau froide pourrait être une conséquence de la faible fécondité (Kamler, 1992). Ware (1975) résume à ce sujet très bien les données concernant l'interdépendance entre la température pendant les pics de pontes, la taille des oeufs, et la durée d'incubation (Figure 19). De plus, Ware (1975) montre que le taux de mortalité est inversement proportionnel à la taille des oeufs ou des larves; les basses températures sélectionnant les plus grands oeufs. Par contre, le fait que les hautes températures sélectionneraient les plus petits oeufs est encore sujet à caution.

La température influence également le taux d'efficacité d'utilisation des réserves de l'oeuf par l'embryon. Ce taux d'efficacité possède un maximum à l'intérieur d'une gamme de tolérance pour une espèce donnée (Heming & Buddington, 1988). La forme exacte de la courbe d'effet de la température sur l'efficacité d'utilisation des réserves varie selon l'espèce (Heming & Buddington, 1988).

1.2.5.2. La salinité

Il existe une tendance à produire de plus petits oeufs en eau de mer, bien que la taille des oeufs marins et des oeufs d'eau douce se recoupe (Kamler, 1992). Le même

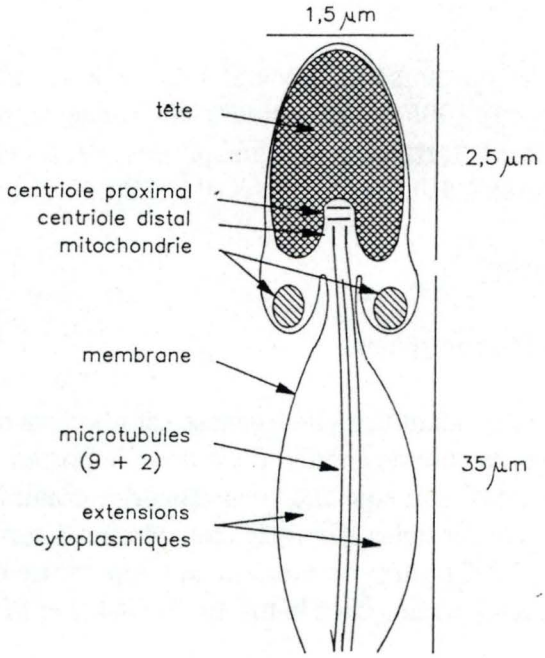


FIGURE 20.- Ultrastructure du spermatozoïde de truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*). D'après Maisse, 1990.

type de relation apparaît dans l'analyse de la matière sèche, où l'hydratation et le contenu en sels minéraux sont plus élevés dans les oeufs marins (Kamler, 1992).

Il faut noter également que chez le flétan, de fortes salinités sont la cause d'un faible taux de survie, alors que des basses salinités donnent un taux de survie plus élevé mais une fréquence moins importante de larves normales (Kjorsvik & Homelfjord, 1995).

1.2.5.3. Les parasites et micro-organismes

Il est reconnu depuis bien longtemps que la surface des oeufs procure un bon substrat pour la colonisation bactérienne (Oppenheimer, 1955 in Kjorsvik & Homelfjord, 1995). La capacité des oeufs à résister à ces bactéries potentiellement nuisibles n'est pas bien connue (Kjorsvik & Homelfjord, 1995).

1.3. LES SPERMATOZOÏDES DE POISSONS

1.3.1. Morphologie des spermatozoïdes

Les spermatozoïdes de poissons Téléostéens sont de type classique (Bertin, 1958) et peuvent être morphologiquement subdivisés en une tête, une pièce de col, une pièce médiane, et une queue (Bertin, 1958; Nagahama, 1983). Les spermatozoïdes des Téléostéens et, probablement, des Holostéens ne possèdent pas d'acrosome (Grier, 1981; Nagahama, 1983; Stoss, 1983; Maisse, 1990), qui existe pourtant chez tous les autres vertébrés. Ceci peut être mis en rapport avec la présence d'un micropyle dans l'oeuf des Téléostéens (Ginsburg & Billard, 1972; Nagahama, 1983; Stoss, 1983; Linhart *et al.*, 1995). Il faut cependant signaler que les Agnathes possèdent un acrosome, et qu'il existe une structure temporaire équivalente chez quelques Téléostéens (ex : *Oncorhynchus mykiss* Richardson, *Lepadogaster lepadogaster* Bonnaterre 1788 et *Gambusia affinis* Baird et Girard 1854).

La tête des spermatozoïdes est généralement de forme sphérique ou ovale (Nagahama, 1983; Stoss, 1983), bien que chez l'anguille, *Anguilla anguilla* L.1758 elle a une forme de croissant ou de faucille (Ginsburg & Billard, 1972). La pièce médiane présente des caractéristiques ultrastructurales communes, consistant en un flagelle central et d'une enveloppe de mitochondries (Nagahama, 1983; Stoss, 1983). Chez la plupart des Téléostéens, les mitochondries sont peu, ou pas, modifiées et situées dans un col étroit, immédiatement derrière le noyau arrondi (Nagahama, 1983). L'arrangement typique 9 + 2 des neuf paires de microtubules périphériques et de la seule paire de tubules centraux caractérise le flagelle (Figure 20) (Nagahama, 1983; Stoss, 1983). Certaines particularités de la queue ont été rapportées pour plusieurs espèces. Ainsi, des spermatozoïdes aflagellés ou biflagellés comme chez *Ictalurus punctatus* Rafinesque 1818, (Jaspers *et al.*, 1976) peuvent exister chez certaines espèces de Téléostéens (Nagahama, 1983; Stoss, 1983).

TABLEAU 7 .- Echelle arbitraire pour apprécier la mortalité des spermarozoïdes. (D'après Sanchez-Rodriguez et Billard, 1977).

Valeur	Observation
5	Tous les spermatozoïdes se déplacent vigoureusement impossibilité de fixer la vue sur aucun d'entre eux.
4	La majorité des spermatozoïdes se déplace encore rapidement, seuls quelques-uns sont visibles du fait de leur déplacement plus lent.
3	Les spermatozoïdes présentent 3 comportements (en nombre sensiblement égaux) : - soit ils se déplacent vigoureusement, - soit ils se déplacent lentement, - soit ils sont immobiles.
2	Peu de spermatozoïdes se déplacent rapidement, quelques-uns se déplacent lentement, la majorité des spermatozoïdes est immobile.
1	Seuls quelques spermatozoïdes ont une légère agitation.
0	Tous les spermatozoïdes sont immobiles.

La morphologie des spermatozoïdes reflète le mode de fécondation (Nagahama, 1983; Stoss, 1983). Un type primitif de spermatozoïde est retenu chez les espèces dans lesquelles la fécondation est externe; la forme du noyau des spermatozoïdes de ces espèces est arrondie (Grier, 1981). Diverses modifications de la morphologie des spermatozoïdes ont lieu chez les espèces à fécondation interne (Grier, 1981) chez lesquelles le noyau est plus allongé et la pièce médiane plus développée (Grier, 1981; Nagahama, 1983; Stoss, 1983).

1.3.2. Facteurs de qualité des spermatozoïdes

1.3.2.1. Motilité des spermatozoïdes

La motilité est un paramètre courant pour déterminer la viabilité des cellules spermatiques, et a été utilisé par de nombreux auteurs (Billard *et al.*, 1977; Sanchez-Rodriguez & Billard, 1977; Stoss, 1983; Billard, 1986; Billard & Cosson, 1986; Gatti *et al.*, 1990; Maisse, 1990; Defraipont & Sorensen, 1992; Miura *et al.*, 1992; Linhart & Billard, 1994; Trippel & Morgan, 1994; Billard *et al.*, 1995). Les observations sont aisées à réaliser, car pouvant être faites sous microscope (grossissement 160x) (Maisse, 1990). Son estimation est simple si l'on part d'une table de notation permettant l'interprétation des observations réalisées au microscope (Sanchez-Rodriguez & Billard, 1977) (Tableau 7). En général, la motilité et la fertilité sont positivement corrélées (Stoss, 1983). Il est bon de rappeler ici que l'appareil qui donne la motilité à la cellule spermatique n'est autre que le système de microtubules du flagelle (Stoss, 1983).

1.3.2.1.1. Induction de la motilité

Les spermatozoïdes de poissons sont immobiles dans le testicule, et, chez beaucoup d'espèces, dans le liquide séminal (Stoss, 1983; Billard, 1986). Pendant la reproduction naturelle, la motilité est induite après la décharge de sperme dans le milieu aquatique ou dans le tractus génital femelle (Stoss, 1983). Les facteurs particuliers qui empêchent la motilité sont, en règle générale, neutralisés par les conditions environnementales lors de l'émission des gamètes mâles. Cependant, des facteurs environnementaux tels que les ions et l'osmolarité, le pH, la température ou les micropolluants peuvent dépolariser la membrane de la cellule, et ainsi déclencher la motilité (Stoss, 1983; Billard, 1986; Gatti *et al.*, 1990; Billard & Cosson, 1992). Le facteur principal inhibant la motilité est l'ion potassium chez les salmonidés, et la pression osmotique chez les cyprinidés (Billard, 1986; Billard & Cosson, 1992).

a) Les ions

Les principaux ions sont Na^+, K^+, Ca^{++}, et Cl^- . Le potassium du liquide séminal empêche la motilité dans le sperme chez les salmonidés (Billard, 1986; Billard & Cosson, 1986 & 1992; Maisse, 1990), mais non chez la carpe, *Cyprinus carpio,* où le K^+ augmente la motilité et la vélocité des spermatozoïdes (Billard & Cosson, 1992; Billard *et al.,* 1995). Chez les salmonidés, la dilution du K^+ est en effet la première condition de l'activation, la présence de Ca^{++} peut lever l'inhibition du K^+ sur la motilité des spermatozoïdes (Gatti *et al.,* 1990; Maisse, 1990; Billard & Cosson, 1992). Chez les poissons marins, la concentration en NaCl influence positivement l'activation des spermatozoïdes (Vizziano *et al.,* 1995). Le rôle exact du Cl^- est difficile à évaluer pour l'instant.

b) L'osmolarité

L'ensemble des mécanismes impliqués dans le déclenchement de la motilité n'est pas encore connu, même s'il fut montré qu'un simple choc hypotonique de faible amplitude pouvait activer les spermatozoïdes chez la carpe (Billard *et al.,* 1995), et chez les cyprinidés en général (Billard, 1986; Billard & Cosson, 1992). Chez les salmonidés, de hautes pressions osmotiques (400 mOsmol/kg) inhibent la motilité des spermatozoïdes (celle du liquide séminal n'étant que de 300 mOsmol/kg) (Billard & Cosson, 1992). L'induction de la motilité par un changement de la pression osmotique du milieu suspenseur a été rapportée à plusieurs reprises (Stoss, 1983, Billard, 1986; Maisse, 1990, Billard *et al.,* 1995). Un milieu de suspension hypotonique induit la motilité des spermatozoïdes des poissons d'eau douce tels que *Cyprinus carpio* (Billard *et al.,* 1995), *Carassius auratus* L. 1758 (Stoss, 1983), mais il existe également des exemples où un milieu isotonique est effectivement actif chez les pondeurs d'eau douce (Stoss, 1983).

c) Le pH

La motilité des spermatozoïdes des salmonidés est fortement influencée par le pH et la température (Voir 1.3.2.1.1.) du milieu de dilution (Stoss, 1983; Billard & Cosson, 1986). L'intensité de la motilité diminue plus rapidement pour des milieux de dilution à pH 8 et 10 qu'à pH 9; l'intensité initiale est également supérieure à pH 9. Le pH optimal pour la motilité et la capacité de fécondation est donc de 9 (Billard & Cosson, 1986 & 1992). L'inhibition du sperme de truite dans un milieu à pH plus bas que 7,5 est totale, et ne peut être levée que par le Ca^{++} et le Mg^{++}.

Chez les poissons marins, le pH optimum se situe entre 8,6 et 9,9 (Vizziano *et al.,* 1995)

d) La température

La température a une forte influence sur la motilité des spermatozoïdes et sur le pouvoir fécondant chez la truite arc-en-ciel (Billard,1986). L'activité des spermatozoïdes est supérieure à 15°C qu'à 5°C (Billard & Cosson, 1986).

e) Les micropolluants

Les spermatozoïdes d'espèces possédant une fécondation externe sont particulièrement vulnérables aux micropolluants comme les Poly-Chloro-Biphényls (PCB), le lindane et les métaux lourds ou d'autres composés comme les alcools gras (le diméthyléther par exemple) (Billard, 1986). Les effets de ces micropolluants sont amplifiés quand la température augmente. La plupart de ces effets se produisent à faibles doses qui ne tuent pas les larves ou les adultes. Les spermatozoïdes et même la spermatogenèse sont donc sensibles aux changements dus à l'homme dans l'environnement (Billard, 1986).

f) Conclusions

Il est clair que les conditions environnementales durant la reproduction peuvent activer la motilité des spermatozoïdes. Il faut cependant noter que tous les facteurs impliqués dans ce processus ne sont pas encore connus (Billard *et al.*, 1995).

1.3.2.1.2. Durée et prolongation de la motilité

La durée de motilité des spermatozoïdes dans l'environnement naturel varie grandement entre les différentes espèces de poissons et coïncide en général avec la période féconde des spermatozoïdes. Les caractéristiques chimiques du milieu induisant la motilité détermine essentiellement la durée de motilité des spermatozoïdes (Stoss, 1983; Billard, 1986).

En eaux douces, les spermatozoïdes montrent une explosion immédiate de motilité après dilution, et ne survivent que quelques minutes, au cours desquelles des modifications structurales considérables peuvent avoir lieu, incluant même des ruptures de la membrane (Billard, 1986).

Les spermatozoïdes de carpe (*Cyprinus carpio*), tout comme ceux de truite, sont chargés en ATP qui est la principale source d'énergie durant la courte période de motilité. Cet ATP est rapidement hydrolysé pendant la phase active de motilité. L'ATP pourrait provenir de la glycolyse et de la respiration mitochondriale (Billard *et al.*, 1995).

1.3.2.1.3. Evolution au cours de la saison de reproduction : âge des spermatozoïdes

L'âge des spermatozoïdes *in vivo* a été identifié comme étant une cause de la diminution de leur qualité. Cette observation s'applique aux espèces dont le processus spermatogénétique précède la saison de ponte et dont les spermatozoïdes ont été approvisionnés pendant la période de spermiation dans le testicule (Billard *et al*; 1977; Billard, 1986). Ainsi une réduction constante dans la durée de motilité des spermatozoïdes fut remarquée chez le bar (ou loup de mer), *Dicentrarchus labrax* L.1758, quand le sperme fut collecté au début, au milieu, et à la fin de la saison de ponte. Les spermatozoïdes récoltés deux mois plus tard perdent leur capacité d'être activée après seulement 9 heures de stockage (Billard *et al.*, 1977).

1.3.2.1.4. Le système CASA

Le système CASA (Computer Assisted Sperm Analysis) est un nouveau moyen d'étude très poussé, se basant sur la mesure du mouvement et de la vélocité des spermatozoïdes, grâce à un analyseur d'image (Ebrahimi *et al.*, 1995). Ce système permet d'étudier l'impact des conditions abiotiques, telles que la présence de pollution par des métaux lourds (Zinc ou Cadmium), sur la qualité du sperme des poissons

1.3.2.2. Survie des spermatozoïdes à 4°C

Au début de la période de spermiation, le sperme peut être conservé au réfrigérateur pendant 70 heures sans perte notable de la motilité (chez le bar, *Dicentrarchus labraxu* Billard *et al.*, 1977). La survie du sperme est moins longue plus tard dans la saison, puisque l'aptitude du sperme à se mettre en mouvement est diminuée après 30 minutes de conservation en milieu et en fin de période de spermiation (Billard *et al.*, 1977).

La survie des spermatozoïdes des poissons d'eau douce *in vitro* est hautement variable en comparaison avec les spermatozoïdes restant dans le tractus génital des mêmes mâles (Billard & Cosson, 1992).

Les spermatozoïdes restent dans le testicule jusqu'au début de la saison de ponte (Billard *et al.*, 1995). Tous les spermatozoïdes ne sont pas libérés, et quelques uns restent dans le testicule qui peut dès lors contenir plusieurs générations de spermatozoïdes (Billard & Cosson, 1992; Billard *et al.*, 1995). Ainsi, une collecte de spermatozoïdes avec une bonne capacité de fécondation peut être réalisée tout au long de la saison de reproduction (Billard *et al.*, 1995). Mais beaucoup de facteurs sont impliqués dans la survie du sperme.

1.3.2.3. Concentration en spermatozoïdes

La concentration en spermatozoïdes dans le sperme des poissons peut être un critère intéressant pour évaluer la qualité du sperme. Le nombre de spermatozoïdes par millilitre de sperme varie de 10^9 à $30x10^9$, la moyenne se situant aux environs de $10x10^9$, chez les salmonidés (Billard *et al.*, 1971; Maisse, 1990). Ce qui est intéressant, c'est que cette concentration n'est pas constante au cours de la saison de reproduction : elle est maximale au début de la saison, et puis a tendance à diminuer, pour ne plus avoir que du liquide séminal incolore en toute fin de saison (Billard *et al.*, 1971).

1.3.3. Conservation à court terme du sperme

Le stockage à court terme du sperme ou des oeufs à 4°C est intéressant dans des situations où les gamètes mâles et femelles sont récoltés à différentes périodes ou à différents endroits, ou quand le site de récolte et d'incubation sont assez éloignés l'un de l'autre ou qu'une fécondation diluée est nécessaire. Les techniques de conservation sont faites pour réduire l'activité métabolique des cellules de manière à augmenter leur durée de vie (Jensen & Alderdice, 1983; Stoss, 1983). La plupart des spermatozoïdes de poissons ont l'avantage d'être au repos dans le liquide séminal; ce faisant, aucune énergie n'est consommée pour la motilité (Stoss, 1983). Pour le stockage à court terme de gamètes non congelés, la température ainsi que les échanges gazeux sont les variables les plus critiques, mais également les plus contrôlables. L'induction de la motilité et l'autoactivation doivent être évitées respectivement dans les cellules spermatiques et dans l'ovaire (Stoss, 1983).

Le mode de fertilisation (externe ou interne) aussi bien que l'environnement de ponte (eau douce ou de mer) procurent quelques indications au sujet de la morphologie, du métabolisme, et de la motilité des spermatozoïdes d'espèces particulières, et pouvant être pris en considération pour l'application de procédures de stockage (Stoss, 1983; Billard, 1986).

1.4. LES LARVES DE POISSONS

1.4.1. Morphologie des larves

1.4.1.1. Morphologie du développement de l'embryon et de la larve

L'oeuf fécondé commence à subir toute une série de transformations qui le conduiront de l'oeuf à la larve, c'est ce que l'on appelle la "période de développement embryonnaire". La larve va continuer son développement pour devenir un juvénile et finalement un adulte.

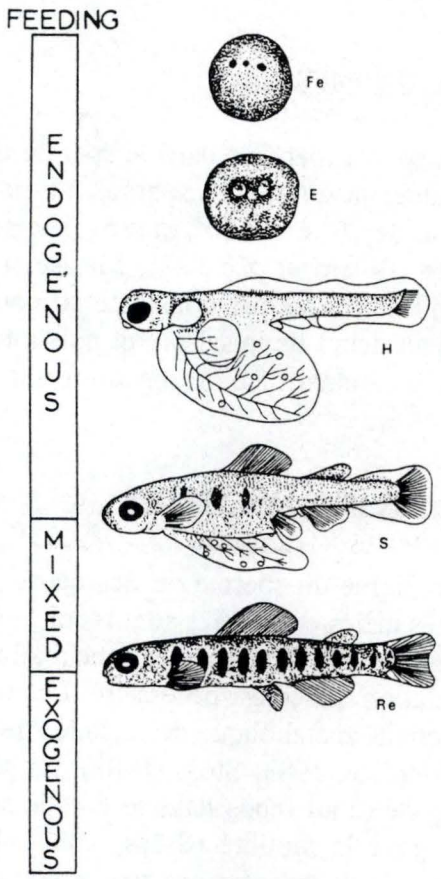


FIGURE 21.- Représentation schématique des premiers développements d'un salmonidé.
Fe : fécondation;
E : apparition des yeux (les yeux sont visibles au travers de l'oeuf);
H : éclosion;
S : nage libre (premiers mouvements destinés à la recherche de la nourriture);
Re : fin de la résorption du sac vitellin.
D'après Kamler, 1992.

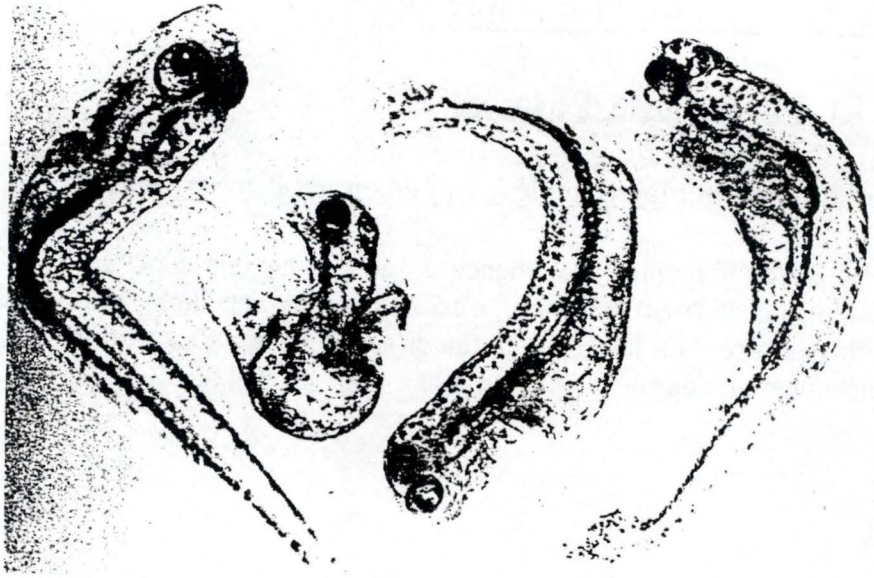


FIGURE 22.- Exemples de larves anormales chez le carassin doré (*Carassius auratus*).
D'après Wiegand *et al.*, 1988.

Ces différentes périodes correspondent à des régimes alimentaires bien spécifiques. Durant la période embryonnaire et le début de la période larvaire, il se nourrit exclusivement de ses réserves. C'est la phase de nourriture endogène. Vient ensuite une phase mixte où la larve se nourrit à la fois de ses réserves mais aussi des premières proies qu'elle commence à pouvoir attraper. Enfin arrive la phase exogène où la larve sevrée a fini la résorption de son sac vitellin et se nourrit exclusivement de manière exogène (Figure 21).

1.4.1.2. Anomalies rencontrées

Les anomalies communément rencontrées lors du développement embryonnaire et larvaire (Figure 22) sont des oedèmes cardiaques, des déformations de la tête et de nombreux types de malformations de la colonne vertébrale (Wiegand *et al.*, 1988). L'étude de la notochorde peut être utilisée comme un moyen efficace de détection des futures malformations des nageoires caudales (Kiriakos *et al.*, 1994).

1.4.2. Composition biochimique des larves

La composition biochimique des larves est en tout point identique à celle des oeufs. L'étude biochimique des larves de poissons ne peut entrer que dans le contexte d'une utilisation des réserves vitellines par ces larves. Le sac vitellin est utilisé par les larves comme source de nourriture et d'énergie jusqu'au sevrage. Cette utilisation est particulièrement efficace en conditions de jeûne.
L'intérêt est ici d'étudier la composition biochimique des larves pour voir si:

1. Il y a une évolution de la qualité des larves au cours de la saison de reproduction;
2. La répartition des principaux constituants est constante pendant toute la saison de ponte;
3. Les deux types de recrutements ovocytaires (Voir 1.1.1.3.2.) utilisent les constituants de la même manière au cours de la saison de reproduction.

Le présent chapitre concerne l'évolution des différents composants du vitellus au cours de la croissance de la larve. Il est évident que l'on ne peut dissocier cette évolution de celle des embryons et des larves.

1.4.2.1. Composition organique

Les protéines et les acides aminés libres, ainsi que les lipides et les acides gras jouent un grand rôle dans le développement de la larve. Dans le cadre de ce chapitre, nous n'étudierons que ces deux composants du vitellus. Les hydrates de carbones ne présentant que peu d'intérêt à ce niveau.

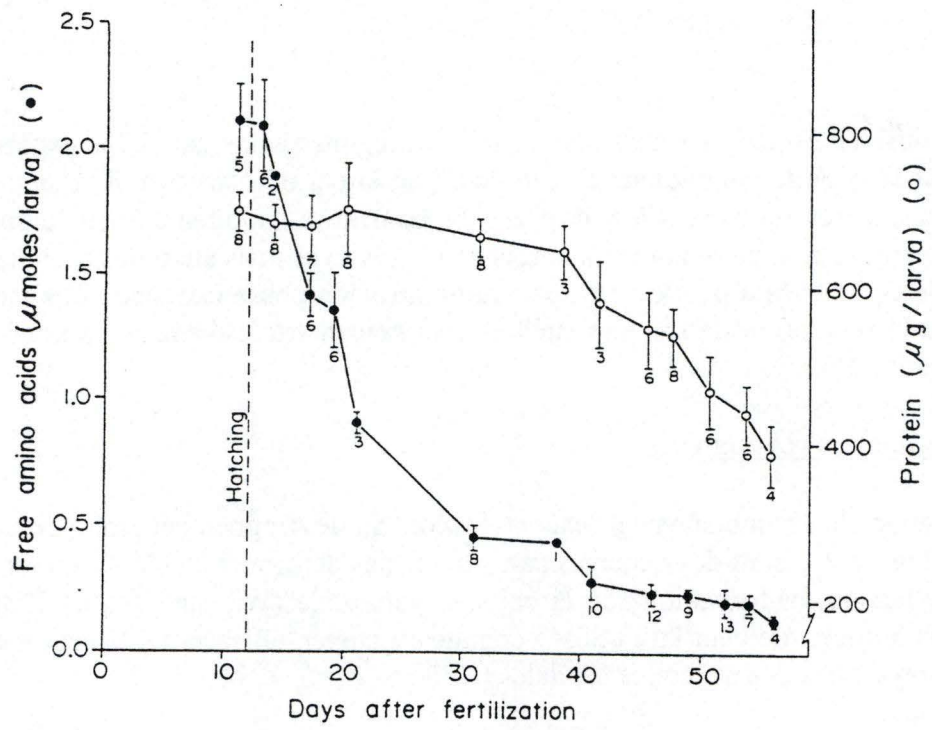


FIGURE 23.- Contenu en acides aminés libres et en protéines corporelles chez des larves de flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*), depuis l'éclosion jusqu'à la fin de la résorption de la vésicule vitelline. Les données (moyenne ± déviation standard) sont accompagnées du nombre de larves par échantillon
D'après Fyhn, 1989.

TABLEAU 8.- Composition en acides gras des larves.

Composition en acides gras des larves				
acide gras	sea bass (*Dicentrarchus labrax*)* (en % du total des acides gras)		harreng (*Clupea harengus*)* (en % du total	sole (*Solea solea*)**
	(1 jour après éclosion)	(3 jours après éclosion)	des acides gras)	(en µg ac. gras/mg de lip. tot.) (moyenne ± erreur-standard)
courtes chaînes				
14	3,4	1,7	5,3	15,4+-0,2
15	nd	nd	nd	25,0+-0,4
16	17,1	14,3	21,8	164,2+-3,3
17	nd	nd	nd	14,6+-0,3
16:1n-7	10,2	10,0	/	53,3+-1,2
18	4,5	2,9	2,5	32,1+-0,6
18:1n-9	15,4	17,6	18,9	97,0+-4,9
18:1n-7	nd	nd	6,1	23,6+-0,3
18:2n-6	3,0	5,8	1,3	6,3+-0,2
18:3n-3	(tr)	(tr)	1,4	2,6+-0,3
longues chaînes				
20:4n-6	nd	nd	nd	21,3+-0,6
20:4n-3	nd	nd	nd	3,8+-0,2
20:5n-3	11,0	10,2	6,8	26,6+-0,9
22:5n-6	nd	nd	nd	17,6+-0,6
22:5n-3	(tr)	1,4	0,9	37,4+-1,3
22:6n-3	24,0	25,7	15,6	102,8+-3,7

nd : données non déterminées

(tr) = traces

* Données de Corneillie *et al.*, 1990.

**Données de Vazquez *et al.*, 1994.

1.4.2.1.1. Les protéines et les acides aminés libres

Plusieurs auteurs sont arrivés à la conclusion que les acides aminés libres sont le principal substrat utilisé par les oeufs des poissons marins pour leur production d'énergie (Fyhn *et al.*, 1986; Fyhn *et al.*, 1987; Fyhn & Serigstad, 1987; Fyhn, 1989; Fyhn, 1990; Korsgaard, 1991; Ronnestad *et al.*, 1992a et b).

Pour supporter la croissance et la survie d'une larve de poisson, les précurseurs anaboliques comme l'énergie pour les synthèses, l'entretien et l'homéostasie doivent lui être procurés (Fyhn, 1989). Les acides aminés libres sont un substrat des plus importants pour la production énergétique durant la phase de nourrissage endogène (Fyhn, 1989).

Pendant la phase mixte, la proportion d'énergie fournie par les acides aminés tombe de 60% à 10%. Ici, ce sont les lipides qui prennent le relais (Ronnestad *et al.*, 1992a), par la consommation de leur gouttelette lipidique par exemple (Fyhn, 1989 & 1990; Ronnestad *et al.*, 1992a). Durant cette période, le contenu en acides aminés des larves diminue d'ailleurs fortement (Figure 23), alors que le contenu en protéines corporelles reste constant, ce qui suggère que le pool d'acides aminés libres soit la source des acides aminés catabolisés (Dabrowski *et al.*, 1990; Fyhn *et al.*, 1987; Fyhn & Serigstad, 1987; Fyhn, 1989; Fyhn, 1990; Ronnestad *et al.*, 1992a et b).

1.4.2.1.2. Les lipides

a) Les lipides totaux

L'augmentation dans le taux de résorption des gouttelettes lipidiques après l'éclosion (Fyhn, 1990; Ronnestad *et al.*, 1992a et b) montre que les lipides dérivant des gouttelettes lipidiques deviennent le combustible principal de la larve au cours du développement chez le turbot (*Scophthalmus maximus*) (Ronnestad *et al.*, 1992a); chez le flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*) (Fyhn, 1989 & 1990); chez le loup (*Dicentrarchus labrax*); le sar (*Diplodus sargus* L.1758) et la daurade (*Sparus auratus* L.1758) (Quessada & Pionetti, 1987); chez la sole-limande (*Microstomus kitt* Walbaum 1792) (Ronnestad *et al.*, 1992b).

b) Les acides gras

Les acides gras, et plus particulièrement les acides gras polyinsaturés, jouent un rôle important dans la nutrition des poissons marins (Watanabe, 1982; van der Meeren *et al.*, 1993; Reitan *et al.*, 1994). La composition et les proportions relatives des acides gras (Tableau 6 et 8) changent entre l'oeuf (stades embryonnaires) et la larve aussi bien chez les poissons d'eau douce tel que la perche, *Perca fluviatilis* L.1758 (Dabrowski *et al.*, 1990), que chez les poissons marins, tel que la morue, *Gadus morhua* L.1758 (van der Meeren *et al.*, 1993). Ces changements dans le profil en aci-

des gras chez la morue suggèrent un développement à la fois dans l'absorption des lipides et dans leur métabolisme durant l'ontogenèse (van der Meeren *et al.*, 1993).

1.4.2.2. Composition inorganique

La composition inorganique ne subit pas à vrai dire de changements essentiels. Des carences en tel ou tel nutriment peuvent survenir en cas de mauvaise nutrition, et entraîner des malformations ou le décès de la larve.

1.4.2.2.1. Les cendres

Le contenu en cendres diminue sensiblement lorsque l'on passe de l'oeuf fécondé au premier stade larvaire, alors qu'aucune différence n'est observée entre les différents stades larvaires (Knox *et al.*, 1988; Vazquez *et al.*, 1994).

1.4.2.2.2. Le calcium, le fer, le phosphore et autres éléments

Knox *et al.* (1988), trouvent que les proportions en Ca^{++}, Na^{+} et K^{+} augmentent légèrement après l'éclosion, tandis que le Fe^{+} lui diminue de façon spectaculaire (de plus des 2/3). Il est à noter également que le Mg^{++}, le P, le Cu^{++}, et le Zn^{++} diminuent faiblement (Knox *et al.*, 1988). Ces changements sont similaires à ceux observés par Ogino & Yasuda chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) (1962, in Kamler, 1992).

1.4.3. Critères d'évaluation de la qualité des larves

Tout comme pour les oeufs, on peut définir la qualité des "bonnes" larves, comme étant celles qui possèdent le meilleur taux de survie, et évaluer cette qualité des larves (Kjorsvik *et al.*, 1990; Chatain, 1994). Les critères doivent respecter les mêmes conditions que pour les oeufs, c'est-à-dire qu'ils doivent être absolus chez une espèce (intraspécifique), ou chez les espèces étudiées (interspécifique) (Kjorsvik *et al.*, 1990). Les critères intraspécifiques servent généralement aux comparaisons entre populations, pour étudier les variations de type géographique, mais également aux comparaisons à l'intérieur d'une population, pour étudier les variations saisonnières, par exemple.

1.4.3.1. Taille des larves

La taille des larves est un critère typiquement intraspécifique. Il est en effet illusoire de vouloir comparer la taille des larves de poissons de tailles différentes. En revanche, à l'intérieur d'une population géographiquement définie, il peut être intéres-

TABLEAU 9.- Taille moyenne des larves juste après l'éclosion de différentes espèces marines et d'eau douce.

espèce	taille des larves (en mm)	références
Poissons marins		
Clupea harengus	5 à 8	Jobling, 1995
Dicentrarchus labrax	3,63	Kara *et al.*, 1995
Fundulus heteroclitus heteroclitus	5,54	Marteinsdottir & Able, 1992
Fundulus heteroclitus macrolepidotus	4,84	Marteinsdottir & Able, 1992
Gadus morhua	3,5 à 4,5	Jobling, 1995
Pleuronectes platessa	6 à 7	Jobling, 1995
Scomber scombrus	3 à 4	Jobling, 1995
Scophthalmus maximus	2 à 3	Jobling, 1995
Poissons d'eau douce		
Cyprinus carpio	5 à 6	Jobling, 1995
Salmo salar	15 à 25	Jobling, 1995

sant d'étudier l'évolution possible de cette taille au cours de la saison de reproduction (Tableau 9).

1.4.3.2. Poids des larves

Le poids des larves est un critère se rapprochant très fort des conditions d'utilisation de la taille des larves. Par ce critère, on peut juger de l'état des réserves des larves au fur et à mesure des pontes chez les pondeurs multiples. La constance ou la diminution de ce critère peut éventuellement nous donner une idée quant au type de recrutement ovocytaire.

1.4.3.3. Morphologie des larves

Ce critère est généralement employé pour faire la comparaison entre deux populations (géographiquement distincte ou sous deux régimes d'élevages différents) (Marteinsdottir & Able, 1988; Chatain, 1994; Koumoundouros *et al.*, 1994).

Koumoundouros *et al.* (1994) présentent quatre critères morphométriques : la longueur de la tête, la hauteur de la tête prise au niveau de l'oeil, la hauteur de la tête au niveau de l'opercule et la hauteur du corps à l'anus. Ces quatre critères sont mis en rapport avec la longueur totale de la larve.

Ces critères morphologiques permettent une bonne détermination instantanée de la qualité, mais sont limités quant aux prévisions à plus long terme.

1.4.3.4. Contenu biochimique des larves

La composition biochimique des larves peut être utilisée comme un critère de qualité de ces larves (Chatain, 1994). Nous avons déjà discuté auparavant (1.2.3.; 1.2.4.6. & 1.4.2.) de l'importance de la composition biochimique des larves. Nous y avons vu que les protéines (acides aminés libres et protéines corporelles) ainsi que les lipides (lipides totaux des gouttelettes lipidiques et des réserves, et les acides gras) jouent un rôle déterminant au cours du développement sur lequel nous ne reviendrons pas.

Le contenu en eau peut également entrer comme critère de qualité des larves. Knox *et al.* (1988) montrent que le contenu en eau augmente rapidement après l'éclosion chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*).

Vazquez et al. (1994) par contre montrent que le poids sec des larves de la sole du Sénégal (*Solea senegalensis* Kaup 1858), en fait le poids vif moins le contenu en eau, augmente entre les oeufs fécondés et le premier stade larvaire, pour se stabiliser par la suite.

1.4.3.5. Survie des larves

La survie est un bon critère de qualité des larves car il décrit aussi précisément que possible les caractéristiques spécifiques des espèces et des situations (Chatain, 1994).

Si le taux de survie des larves est considéré dans les études, c'est en conditions naturelles ou d'élevages, c'est-à-dire en conditions de nourrissage des larves (Fyhn, 1990; Kraul *et al.*, 1992; van der Meeren *et al.*, 1993; Geurden *et al.*, 1995; Rutherford & Houde, 1995). Cependant certaines études utilisent les larves en conditions de jeûne pour avoir des données de références sur les utilisations préférentielles des divers composants des larves durant les premiers développements (van der Meeren *et al.*, 1993; Geurden *et al.*, 1995).

1.4.3.5.1. Conditions de jeûne

La qualité des larves peut être estimée par le TL 50 des larves (temps de létalité pour 50 pourcents des larves) et le temps total de survie des larves au cours de la saison de reproduction (Abi-ayad *et al.*, 1995).

Chez les larves de morue en conditions de jeûne, les fractions des lipides neutres (constituants de la gouttelette lipidique) et des acides gras diminuent au cours du développement (van der Meeren *et al.*, 1993).

Geurden *et al.* (1995) rapportent que la mortalité des larves de carpe (*Cyprinus carpio*) en conditions de jeûne est totale après 10 jours. De plus, ils excluent le cannibalisme comme source possible d'alimentation des larves.

1.4.3.5.2. Conditions de salinité

La concentration en sel peut influencer la survie des larves. Dans cette optique, il est intéressant de réaliser un test de salinité, en mettant un nombre précis de larves en présence d'une concentration élevée en sels, et en observant la vitesse de mortalité des larves. On peut ainsi se faire une idée de la résistance des larves aux chocs osmotiques (Abi-ayad *et al.*, 1995). Cette résistance peut être considérée comme un bon critère de qualité des larves, en comparant l'évolution des TL 50 au cours de la saison de reproduction.

1.4.4. Les facteurs abiotiques et biotiques du milieu influençant les larves

1.4.4.1. La température

L'influence de la température sur les larves, et sur les oeufs, a déjà été discutée au paragraphe 1.2.5.1.

Le rôle de la température dans la physiologie du développement du poisson est d'un intérêt tout particulier, parce que les demandes des tissus du poisson peuvent varier selon la température (Wiegand *et al.*, 1988). Il est toutefois bon de rappeler que la température affecte, en plus, la croissance larvaire, la durée des stades de développement et le taux de survie des larves chez le gardon (*Rutilus rutilus* L.1758), l'ablette commune (*Alburnus alburnus* L.1758) (Wieser *et al.*, 1988); chez le saumon atlantique (*Salmo salar* L.1758), le poisson-loup (*Anarhichas lupus* L.1758) (Pavlov & Moksness, 1994) et chez *Morone saxatilis* (Rutherford & Houde, 1995).

Plus généralement, les oeufs et les larves possèdent une large gamme de résistances aux températures, excepté juste avant et après la ponte, comme chez le saumon atlantique (*Salmo salar*) et le poisson-loup (*Anarhichas lupus*) (Pavlov & Moksness, 1994).

Pour la plupart des espèces, des dépassements des températures critiques entraînent des anomalies dans le développement (Wiegand *et al.*, 1988; Polo *et al.*, 1991; Pavlov & Moksness, 1994).

1.4.4.2. La salinité

Comme pour la température, l'influence de la salinité sur les larves est liée à celle sur les oeufs, et a déjà été discutée au paragraphe 1.2.5.2.

Il faut noter cependant que chez un poisson marin, tel que le flétan atlantique, de fortes salinités sont la cause d'un faible taux de survie, alors que des basses salinités donnent un taux de survie plus élevé mais une fréquence moins importante de larves normales (Kjorsvik & Homelfjord, 1995).

1.4.4.3. Les micro-organismes

Les critères nutritionnels et développementaux ont été proposés pour déterminer la qualité des larves de poissons. L'environnement bactérien doit lui aussi être tenu en considération, spécialement chez le turbot (*Scophthalmus maximus*), qui apparaît être hautement affecté par des associations bactériennes (Gatesoupe, 1994). Ces micro-organismes créent parfois des problèmes en rendant les niveaux de survies, de croissances et de qualité des larves imprévisibles et sujets aux variations, en infectant les oeufs et les larves durant les premiers stades larvaires (Kjorsvik & Homelfjord,1995).

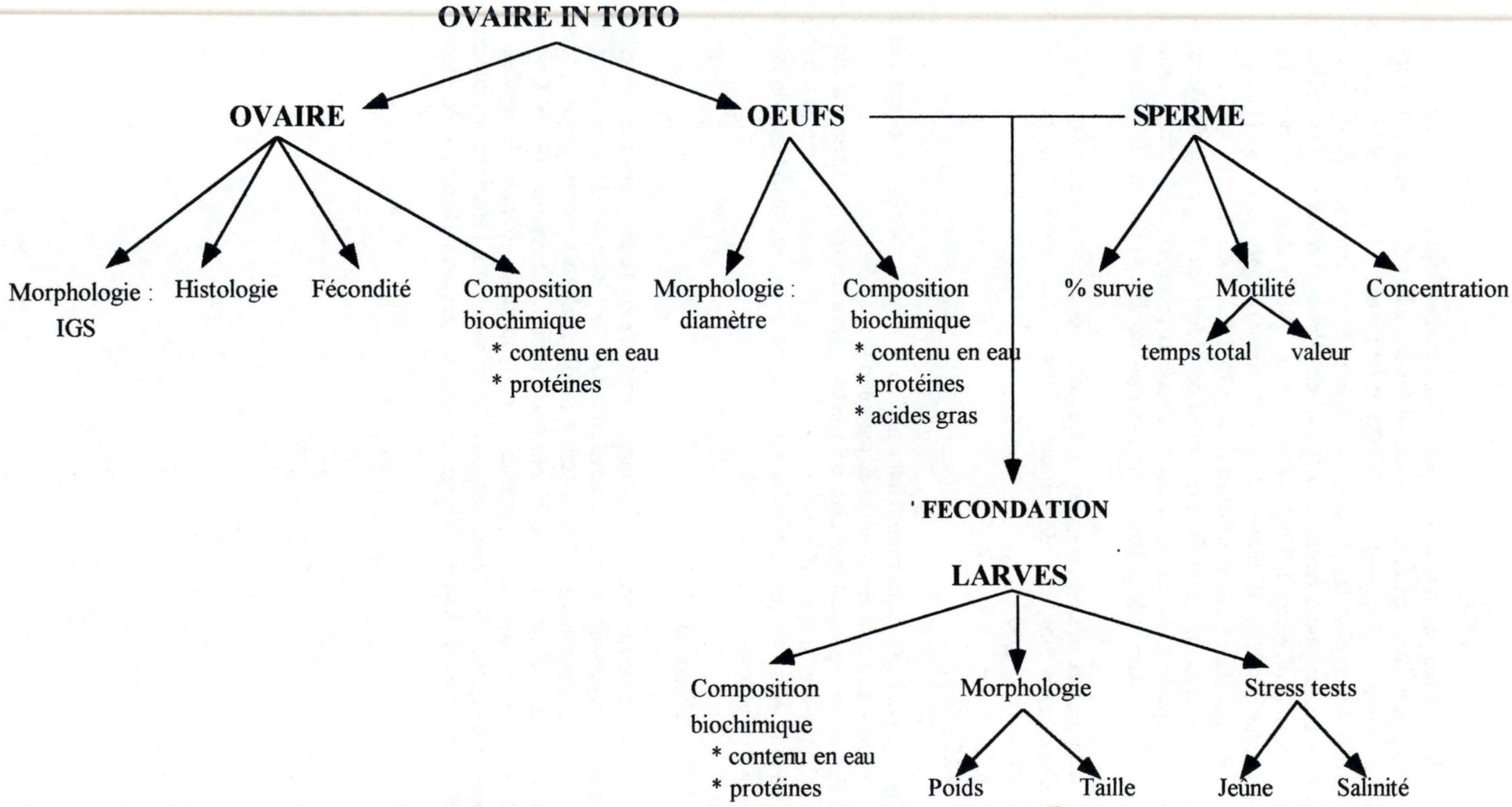


FIGURE 24.- Schéma des expériences réalisées au cours de ce mémoire.

2. MATERIEL ET METHODES

INTRODUCTION

En vue de déterminer si le type de recrutement ovocytaire joue un rôle important dans la qualité de la progéniture, nous avons étudié la qualité du sperme, des oeufs et des larves de poissons à pontes multiples, l'ablette commune (*Alburnus alburnus* L. 1758) et la brème bordelière (*Blicca bjoerkna* L. 1758), tout au long de la saison de reproduction. L'évolution de cette qualité fut évaluée par des critères biochimiques comme la teneur en eau, protéines et acides gras des oeufs et des larves, ainsi que par des critères morphologiques tels que le diamètre des oeufs, la taille des larves ou la motilité, la concentration ou la survie des spermatozoïdes. Nous avons ensuite tenté de relier cette évolution à des stades d'ovogenèse définis à partir de critères histologiques et morphologiques.

Nous sommes ici en présence de deux pondeurs multiples. D'après Kestemont *et al.*, 1995 et Rinchard *et al.*, 1995, il semble que ces poissons montrent deux stratégies de recrutement ovocytaire différentes. L'ablette posséderait un recrutement permanent et croissant des ovocytes au cours de la saison de reproduction, et la brème bordelière posséderait un recrutement ovocytaire unique en début de saison de reproduction.

Les poissons utilisés dans cette étude ont été capturés par pêche électrique et au filet maillant en Meuse (pour les brèmes bordelières) et par prélèvement dans les échelles à poissons des écluses de La Plante et de Tailfer (pour les ablettes et les brèmes bordelières).

Les prélèvements ont été effectués au fur et à mesure de la saison de reproduction, qui s'étend de mai au début du mois d'août pour les deux espèces.

La figure 24 présente ici un schéma général de toute l'expérimentation.

La récolte des oeufs fut réalisée par "stripping", ou massage abdominal des femelles. Les brèmes bordelières ont nécessité le recours à des injections hormonales, provoquant la libération des oeufs par "stripping" dès le lendemain matin, alors que chez les ablettes, les oeufs ont pu être récoltés directement, sans traitement préalable.

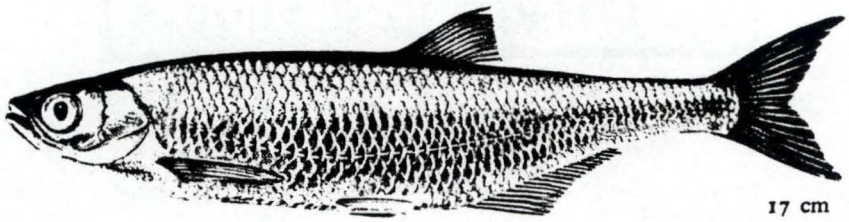


FIGURE 25.- Dessin d'une ablette (*Alburnus alburnus*).
D'après Muus & Dahlström, 1991.



FIGURE 26.- Dessin d'une brème bordelière (*Blicca bjoerkna*).
D'après Muus & Dahlström, 1991.

2.1. Les espèces cibles

2.1.1. L'ablette

L'ablette appartient au super-ordre des Téléostéens, et à la famille des cyprinidés. Ce petit poisson argenté de 10 à 15 cm (parfois 18 à 20 cm) vit dans de nombreuses rivières mais évite les eaux trop boueuses ou trop rapides. Elle présente un corps de forme allongée, une bouche oblique dont la mâchoire inférieure dépasse un peu la mâchoire supérieure. L'ablette a le dos gris vert, les flancs et le ventre argenté (Hubert, 1983) (Figure 25).

L'ablette fraie de mai à août, elle dépose 1500 oeufs environ sur du sable, des végétaux ou des pierres immergées. L'ablette est un pondeur multiple, elle dépose donc ses oeufs en plusieurs pontes durant la saison de reproduction (Hubert, 1983).

2.1.2. La brème bordelière

La brème bordelière fait également partie du super-ordre des Téléostéens et de la famille des cyprinidés. Elle a une longueur d'environ 25 cm pour un poids d'environ 450 g, et vit principalement dans des rivières à courant fort lent. Son profil montre une certaine protubérance, lui donnant une forme générale de losange (Figure 26).

La brème bordelière se reproduit en été et dépose ses oeufs parmi la végétation aquatique. La brème bordelière est également un pondeur multiple (Wheeler, 1978).

2.2. Sites, dates et méthodes de captures

Tous les poissons ont été capturés en milieu naturel, à savoir en Meuse.

2.2.1. Pêche électrique

Les poissons furent en partie capturés par pêche électrique. Le principe de cette technique est basé sur une propriété particulière du courant électrique qui peut pénétrer dans l'organisme à travers la peau et exciter les cellules nerveuses sensitives ou motrices. Son application est simple : il suffit de créer un champ électrique dans le milieu à prospecter. Ce champ électrique est limité d'un côté par une anode (disque grillagé de 40 cm de diamètre muni d'un manche isolé) et de l'autre par une cathode (grille flottante). Ces deux électrodes sont reliées à un groupe électrogène de marque DEKA de 3 kilowatts de puissance. Ce groupe génère un courant alternatif de 300 volts et d'une intensité de 2 à 4 ampères. Pendant qu'une personne manie l'anode, une autre capture les poissons tétanisés avec une épuisette.

Ces pêches ont été réalisées en Meuse au niveau de la noue de Tailfer.

Date	Méthode de capture	Cours d'eau	Lieu de capture	Ablettes		Brèmes bordelières	
				mâles	femelles	mâles	femelles
09/05/1995	Echelle	Meuse	La Plante	5			
27/05/1995	Echelle	Meuse	Tailfer			5	
30/05/1995	Echelle	Meuse	La Plante	5 + [3]	6		
01/06/1995	Echelle	Meuse	Tailfer			[5]	5
14/06/1995	Filet	Meuse	L'île Moncin			[3]	3
15/06/1995	Electricité	Meuse	Tailfer (noue)			[3]	2
19/06/1995	Echelle	Meuse	La Plante	[3]	5		
20/06/1995	Echelle	Meuse	La Plante	5			
22/06/1995	Echelle	Meuse	Tailfer			5	
23/06/1995	Echelle	Meuse	Tailfer			[3]	3
26/06/1995	Echelle	Meuse	La Plante	[3]	3		
27/06/1995	Echelle	Meuse	La Plante	[3]	2		
06/07/1995	Echelle	Meuse	La Plante	[3]	5		
12/07/1995	Echelle	Meuse	La Plante	[4]	6		
13/07/1995	Echelle	Meuse	La Plante	5 + [5]	8		
18/07/1995	Echelle	Meuse	La Plante	[3]	3		
25/07/1995	Echelle	Meuse	La Plante	5			
26/07/1995	Filet	Meuse	Dave				6
01/08/1995	Echelle	Meuse	La Plante	5 + [3]	5		
30/08/1995	Filet	Meuse	Dave				5
18/09/1995	Filet (Vidange noue)	Meuse	Waulsort		5		

Rem : - Les chiffres entre crochets indiquent les poissons dont le sperme a été prélevé pour les fécondations artificielles

TABLEAU 10 - Dates d'échantillonnages, méthodes et sites de captures ainsi que le nombre de poissons capturés par espèce et par sexe.

2.2.2. Pêche au filet maillant

La pêche au filet maillant consiste en la pose d'un filet dont les mailles mesuraient 30 mm entre noeuds. Ce filet de 50 mètres de long et de 1,5 mètre de hauteur est lesté et posé pendant 15 à 20 minutes, perpendiculairement au courant. Le filet est ensuite relevé et les poissons sont récupérés à la main.

Ces pêches ont été réalisées en Meuse à l'île Monsin et à l'île de Dave.

2.2.3. Echelles à poissons

Les échelles de La Plante et de Tailfer se présentent comme un couloir en béton ayant une pente légère et interrompu tous les deux mètres par de petits murets transversaux délimitant ainsi plusieurs petits bassins. Ces bassins communiquent entre eux grâce au fait que les murets transversaux sont moins longs que la largeur du couloir. Les ouvertures sont disposées alternativement à gauche et à droite ce qui rend l'écoulement d'eau sinueux et génère des remous attirant les poissons et les incitant à emprunter l'échelle (Planche 1 photo 1 et 2). En bloquant l'arrivée d'eau en amont de l'échelle au moyen d'une planche et en plaçant un grillage en aval de l'échelle, l'eau est évacuée et les poissons sont regroupés dans l'eau restante. La récolte des poissons devient alors très aisée au moyen d'une épuisette.

2.2.4. Transports et dates de prélèvements

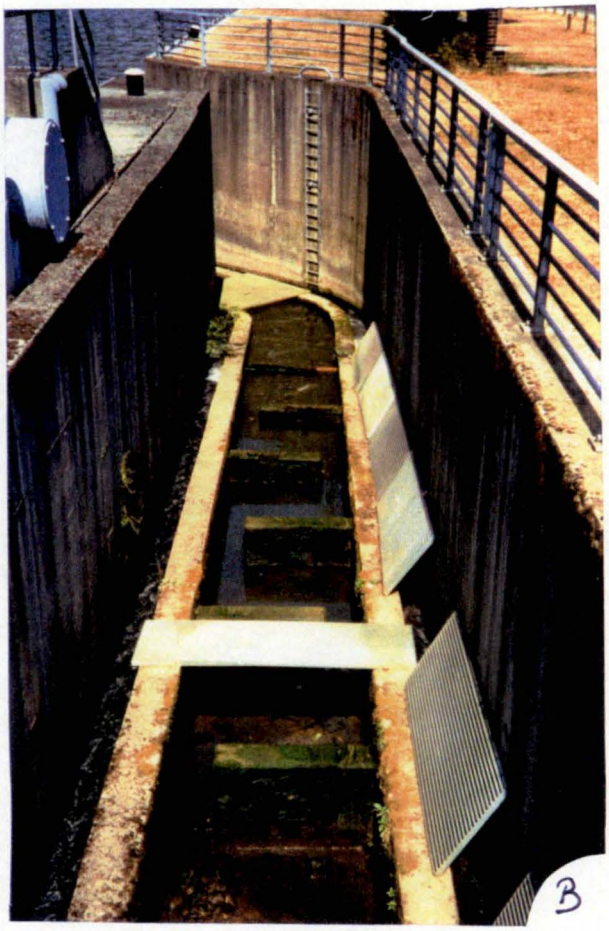
Une fois capturés, tous les individus sont placés directement dans une cuve, alimentée par une bonbonne d'oxygène. Le transport qui s'effectue en camionnette jusqu'au laboratoire ne pose généralement pas de problème.

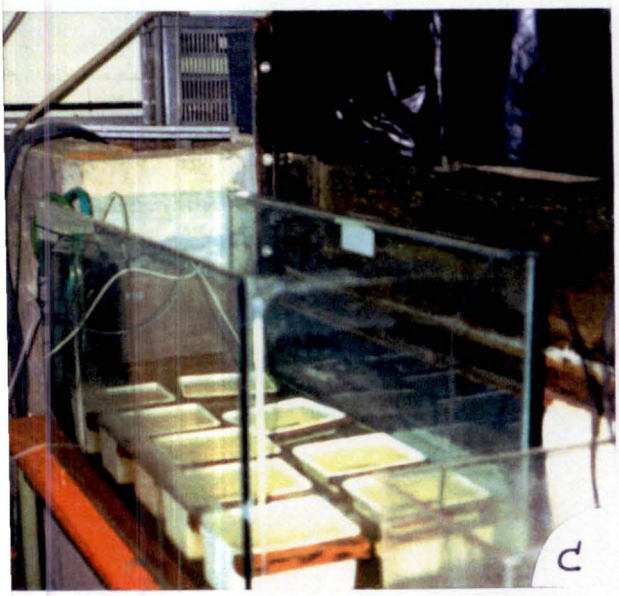
Les campagnes de prélèvements ont débuté le 9 mai 1995 pour prendre fin le 11 septembre 1995 (Tableau 10). Lors de chacune d'elles, nous nous sommes efforcés de capturer 5 individus femelles, de 3 à 5 individus mâles pour les fécondations et, 5 fois durant la saison 5 individus mâles pour l'analyse du sperme. Ce quota ne fut malheureusement pas toujours atteint (sélectivité des dispositifs de captures; différence de sex-ratio).

Nous avons veillé à ce que les prélèvements soient répartis sur la saison de reproduction, de manière à obtenir un éventail des différentes pontes des poissons. Cela ne fut pas toujours le cas à cause des conditions météorologiques empêchant la pêche ou n'incitant pas les poissons à entreprendre des migrations et à emprunter les échelles à poissons.

Le tableau 10 reprend les dates de prélèvements, les espèces capturées, le nombre d'individus capturés par espèces, la méthode de pêche et le lieu de capture.







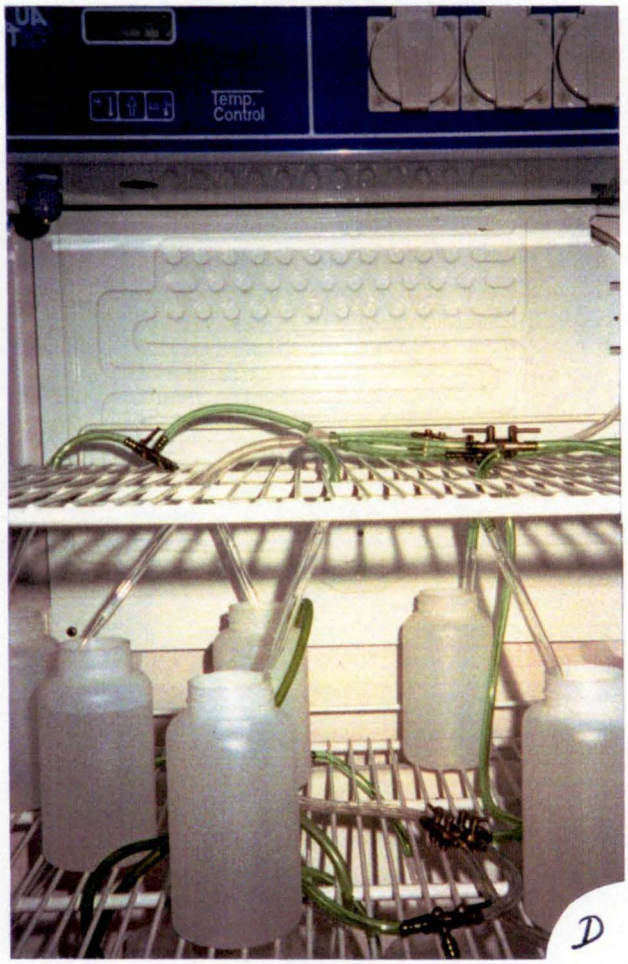


PLANCHE 1.-
A. L'échelle à poissons de La Plante remplie.
B. L'échelle à poissons de La Plante vide.
C. Installation des incubateurs.
D. Dispositif de conservation des larves en étuve.



FIGURE 27.- Récolte du sperme au moyen d'une seringue.
D'après Billard *et al.*, 1995.

2.3. Mesure de la qualité du sperme

De manière à estimer une bonne qualité globale des larves de poissons, il est bon de tenir compte de la qualité des oeufs, mais aussi de celle des spermatozoïdes.

La récolte du sperme s'effectue par "stripping". Une seringue est placée au niveau de l'orifice uro-génital du poisson, et ses flancs sont lentement pressés. Au bout de quelques secondes de pression, la laitance commence à perler à l'orifice. Il suffit dès lors d'aspirer le sperme au moyen de la seringue (Figure 27).

La laitance une fois récoltée est prête à être étudiée. Elle est ensuite stockée à 4°C en vue de suivre l'évolution de ces différents paramètres au cours du temps. Nous avons donc réalisé les expériences (sauf la concentration qui n'a lieu qu'une seule fois) sur le sperme dès sa récolte (temps zéro), puis après 6 heures, 24 heures, 48 heures, 72 heures.

2.3.1. La motilité des spermatozoïdes

Les observations ont eu lieu à l'Unité Physiologie Animale du Professeur Paquay. Nous avons placé une goutte de sperme frais entre lame et lamelle, que nous avons mise sous un microscope LEITZ (objectifs 10 et 40 x) muni d'une caméra (de manière à visualiser la lame sur un écran). La motilité des spermatozoïdes a été induite par addition d'eau, suite à l'hypotonicité de l'eau douce par rapport au plasma séminal. La motilité des spermatozoïdes a été estimée au moyen de l'échelle arbitraire de Sanchez-Rodriguez & Billard, 1977 (Voir 1.3.2.1., Tableau 7).

La motilité est estimée au temps zéro, et toutes les trente secondes jusqu'à l'arrêt total des spermatozoïdes.

2.3.2. Le temps de motilité des spermatozoïdes

L'initiation de la motilité est réalisée comme ci-dessus (2.3.1.). Au moyen d'un chronomètre, il suffit de mesurer le temps total de motilité des spermatozoïdes.

2.3.3. Le pourcentage de survie des spermatozoïdes

Le pourcentage de survie des spermatozoïdes est apprécié par la technique de coloration à l'éosine-nigrosine. Une goutte de sperme est mélangée sur le bord d'une lame, à une grosse goutte d'une solution aqueuse à 5% d'éosine bleu et à 10% de nigrosine. Après trente secondes de contact, une faible quantité de mélange est étalée, par frottis sur la lame et rapidement séchée par agitation à l'air. Sous coloration à l'éosine-nigrosine, les spermatozoïdes morts prennent intensément le colorant et apparaissent orange-rose à rouge (éosine), tandis que les spermatozoïdes vivants restent incolores. La nigrosine est utilisée comme coloration de fond. Les observations se sont

Comptage à la cellule de Bürker

Densité (en spermatozoïde / ml) = A/B x 250.000 x D

A = nombre de spermatozoïdes comptés au total
B = nombre de cases comptées
D = dilution

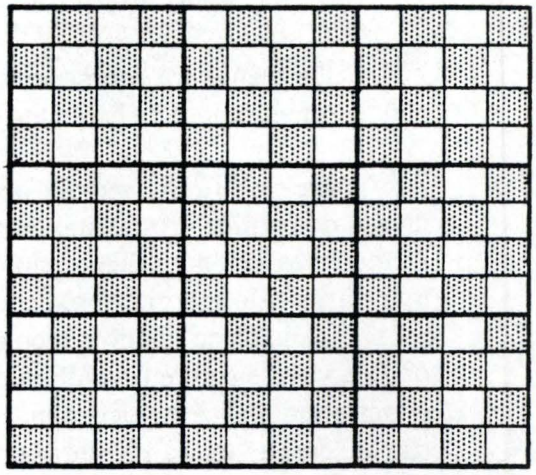


FIGURE 28.- Schéma d'une cellule de Bürker.

déroulées à l'Unité Physiologie Animale du Professeur Paquay sous un microscope LEITZ muni d'une caméra, de manière à visualiser la lame sur un écran. Il est ainsi aisé de déterminer le pourcentage de spermatozoïdes vivants ou morts.

Nous avons compté 100 spermatozoïdes dont nous avons déterminé l'état (vivant ou mort). La proportion de spermatozoïdes vivants nous donne ainsi une estimation de leur pourcentage de survie.

2.3.4. La concentration en spermatozoïdes du sperme

Elle peut être facilement obtenue par comptage des spermatozoïdes au moyen d'une cellule de Bürker (Figure 28). Pour une lecture aisée, il faut préalablement diluer 10000x la laitance dans du liquide physiologique (solution de NaCl 0,7 %).

Une cellule de Bürker est une lame porte-objet comportant une grille de 144 carrés. Le comptage des spermatozoïdes s'effectue sous microscope DIAPLAN LEITZ (objectifs 10 x, 25 x, 40 x, 63 x) de type 20. On compte généralement une case sur deux (les cases blanches sur la figure 28)

La lecture de la concentration à la cellule de Bürker ne devant pas être immédiate, nous avons conservé les échantillons de sperme dilué à 4°C durant quelques jours.

La concentration en spermatozoïdes du sperme est évaluée suivant formule suivante :

$$\text{concentration (en spermatozoïdes par ml)} = A/B \times 250000 \times D$$

A : nombre de spermatozoïdes comptés au total
B : nombre de cases comptées
D : dilution

2.4. Contrôle de la maturité des poissons

Les poissons ramenés au laboratoire présentaient les critères morphologiques typiques des poissons mûrs (mâles spermiants et arborant des boutons nuptiaux; femelles ovulantes avec l'abdomen gonflé chez les ablettes).

Une fois capturées, les femelles sont pesées à l'aide d'une balance SARTORIUS, avec une précision de 0,1 g, et mesurées (longueur totale) au millimètre près à l'aide d'une règle à butée.

Il faut ensuite déterminer si le poisson émet ses produits sexuels spontanément. Pour ce faire, nous avons utilisé la technique du "stripping" ou massage abdominal, qui nous a permis de constater si le poisson émettait ses oeufs sous le stimulus mécanique. Nous avons alors réalisé les différentes expériences. Lorsque les femelles ne pondaient

pas spontanément, cas des brèmes bordelières en général, nous avons procédé préalablement à des inductions hormonales.

2.5. Ponte par stripping et induction hormonale de l'ovulation

Les femelles de la plupart des espèces libèrent leurs oeufs sous l'effet du stripping, mais certaines espèces, dont la brème bordelière, ne pondent pas spontanément. Il a donc fallu recourir à l'induction hormonale de l'ovulation par injection d'extrait pituitaire de carpe (CPE) pour obtenir de ces poissons une ponte en captivité.

Chaque brème bordelière femelle est pesée au moyen d'une balance SARTORIUS et mesurée au moyen d'une règle à butée. Elles sont ensuite anesthésiées dans une solution d'éther monophénylique d'éthylèneglycol ($C_8H_{10}O_2$). Le poisson est injecté dans la cavité abdominale à la base des nageoires pectorales, avec une seringue micrométrique contenant une solution de CPE. La solution hormonale, pouvant être réalisée 2 à 3 heures avant son utilisation pour autant qu'elle soit conservée au frigo, est préparée par dissolution de la poudre hypophysaire dans une solution physiologique (0,7 % de NaCl), par passage durant une dizaine de minutes dans un appareil à ultrasons afin de bien dissoudre l'hormone dans la solution (Kestemont, 1988). La dose injectée à chaque femelle a été de 10 µg d'hormone par gramme de poids corporel du poisson, la concentration de la solution étant de 2 mg par ml de solution de NaCl 0,7 %. Chaque poisson induit est individualisé par ablation partielle d'une nageoire pelvienne.

A partir du moment où l'hormone est injectée, une bonne douzaine d'heures sont nécessaires pour induire l'ovulation. Les femelles sont contrôlées par stripping. Les pontes sont donc induites manuellement.

Après injection, les poissons sont mis en stabulation dans un aquarium muni d'un aérateur et d'une résistance, de manière à conserver l'eau à la température du milieu naturel.

Les oeufs ainsi récoltés pour chaque femelle ovulante, sont prêts à être analysés (Voir § 2.9).

2.6. Mesure des paramètres morphologiques

Au cours de chaque échantillonnage, 5 femelles ont été sacrifiées. Elles ont été pesées, mesurées (Voir 2.4.) et anesthésiées dans une solution d'éther monophénylique d'éthylèneglycol ($C_8H_{10}O_2$; 2-5 ml/10 l d'eau). Les poissons ont alors été décapités, et leurs ovaires pesés avec une balance METTLER AE 260 Deltarange, avec une précision de 0,1 mg. Un morceau des ovaires destiné aux coupes histologiques a été placé dans une solution de Bouin (fixateur histologique dont la composition est la suivante : solution aqueuse saturée en acide picrique 75 %, formol 20 % et acide acétique glacial 5 %). Le reste de l'ovaire a été congelé en vue des analyses biochimiques.

2.7. L'indice gonado-somatique

L'indice gonado-somatique ou I.G.S. des poissons ayant pondu est le rapport entre le poids des gonades (G exprimé en g) et des oeufs (O exprimé en g), et le poids total du poisson (P en g).

$$I.G.S. = (G + O) \times 100/P$$

L'I.G.S. des poissons n'ayant pas pondu est le rapport entre le poids des gonades (G exprimé en g) et le poids total du poisson (P en g).

$$I.G.S. = G \times 100/P$$

2.8. Examen histologique des ovaires

2.8.1. Préparation histologique des ovaires

Les ovaires sont d'abord fixés 24 heures minimum dans du Bouin, puis ils sont rincés durant une nuit au moins dans du méthanol 70 %. Ceci permet de débarrasser le tissu à couper des cristaux d'acide picrique qui se sont accumulés dans l'ovaire pendant la fixation.

La déshydratation commence par trois bains successifs de méthanol absolu (3 x 1h30), puis par trois bains de toluol (3 x 1h30). Les blocs sont ensuite placés dans de la paraffine durant la nuit. Le lendemain matin, les échantillons sont placés dans trois bains de paraffine (3 x 1h30).

Les ovaires sont ensuite enrobés dans de la paraffine à 58°C.

Les blocs ainsi obtenus sont ensuite dégrossis à l'aide d'un microtome (SPENCER 820) de façon à obtenir une coupe maximale de l'ovaire. Les blocs sont ensuite trempés dans un bain de molifex pendant une nuit, ce qui entraîne le gonflement et le ramollissement des tissus.

Les ovaires sont alors coupés à 7 µm d'épaisseur à l'aide du microtome. Les coupes sont ensuite montées sur une lame de verre et laissées à l'étuve durant 1 heure. Ces coupes sont colorées avec un trichrome à froid : hémalun-phloxine-vert lumière.

Pour chaque échantillon, nous avons réalisé une lame comportant deux coupes de l'ovaire récolté.

2.8.2. Coloration au trichrome à froid : hémalun-phloxine-vert lumière

-Déparaffiner:	toluol	2 x 3 min
	méthanol	2 x 3 min
	méthanol 70 %	1 x 3 min
-Blanchir : eau courante		20 min

-Hémalun	10 min
-Rincer dans l'eau courante	passer
-Différencier dans l'éthanol-HCl	1 min 30
-Eau courante pour bleuir	10 min
-Phloxine	2 min
-Rincer dans l'eau courante	passer
-Différencier dans l'acide phosphotungstique	1 min
-Rincer à l'eau courante	5 min
-Vert lumière	30 secondes
-Rincer : eau acétifiée	3 x passer
-Déshydrater dans trois bains d'isopropanol	3 x passer
-Passer dans trois bains de toluol	3 x passer

-Monter la lamelle couvre-objet au DPX et laisser sécher 24 heures sous poids.

2.8.3. Analyse histologique

L'évolution progressive des ovaires peut être divisée en 6 stades. Ces stades représentent les différentes phases de l'ovaire au cours de la saison de reproduction des pondeurs multiples.

-Stade 1: Ovaire mature. La majorité des ovocytes est prête à être pondue pour la première fois.

-Stade 2 : Ovaire régression post-ovulatoire. Il y a présence de follicules atrétiques post-ovulatoires et très peu voire pas d'ovocytes mûrs, indiquant que le poisson vient de pondre. A ce stade, nous ne pouvons pas dire que le poisson va pondre à nouveau.

-Stade 3 : Ovaire n'ayant pas pondu l'entièreté des oeufs.

-Stade 4 : Ovaire en recrutement ultérieur. Présence simultanée d'ovocytes en vitellogenèse exogènes et en maturation finale follicules post-ovulatoires de la ponte précédente. Comme nous avons à faire à des pondeurs multiples, le stade 4 concerne donc tous les recrutements ultérieurs au premier, jusqu'à la fin de la saison de reproduction. Remarquons que les ovocytes de ce stades peuvent encore régresser et ne pas être pondus.

-Stade 5 : Ovaire est de nouveau mature, et la poisson est prêt à pondre. L'ovaire est rempli d'ovocytes en maturation finale.

-Stade 6 : Ovaire en récupération. Les ovocytes sont bloqués au stade de vitellogenèse endogène. La saison de reproduction est terminée.

L'analyse histologique a été réalisée à l'aide d'un microscope LEICA LEITZ LABORLUX S muni d'un oculaire 10x et d'objectifs 4x et 10 x.

2.9. Mesure de la fécondité

Au cours de la saison de reproduction, nous avons prélevé cinq ablettes et cinq brèmes bordelières pour en étudier la fécondité. Nous les avons pesées et mesurées, puis nous les avons sacrifiées afin d'en prélever les ovaires. Nous avons placé ces ovaires dans du formol 10% pour éviter le gonflement des ovocytes.

Les ovaires sont d'abord retirés du formol et lavés à l'eau courante. Les ovocytes sont ensuite extrait délicatement de l'ovaire. Nous ne disposons donc plus maintenant que des ovocytes. Pour l'estimation du nombre des oeufs, nous avons procédé à un sous-échantillonnage, de manière à limiter le nombre d'oeufs à compter. Une partie des ovocytes, prélevée aléatoirement dans l'échantillon, est pesée et comptée (nous ne comptons que les ovocytes de la plus grande classe de taille). Une règle de trois nous donne alors le nombre total d'ovocytes prêts à être pondus.

De ce nombre d'oeufs, nous pouvons calculer la fécondité individuelle de chaque poisson :

$$\text{fécondité individuelle} = [(\text{nb gros}) / \text{Pse}] \times \text{Pe}$$

nb gros = nombre d'ovocytes de la plus grande classe de taille
Pse = poids du sous-échantillon (en g)
Pe = poids total de l'échantillon (en g)

Nous pouvons également faire des comparaisons intra et inter-spécifiques, en ramenant à une fécondité par kilo de poisson :

$$\text{fécondité par kilo} = [\text{fécondité individuelle} / \text{Pf}] \times 1000$$

Pf = poids total de la femelle

2.10. Mesure de la qualité des oeufs

Les femelles ayant pondu, spontanément ou non, nous disposons donc d'un stock d'oeufs à utiliser de manière optimale. Pour ce faire, nous diviserons la ponte en trois :

a) Pour la mesure du diamètre moyen.
b) Pour la reproduction artificielle.
c) Pour les dosages de protéines et d'acides gras.

Notons qu'il faut d'abord peser la ponte totale avec une balance METTLER AE 260 Deltarange, avec une précision de 0,1 mg.

2.10.1. Mesure du diamètre des oeufs

Vingt-cinq oeufs minimum sont conservés dans du Gilson (liquide de conservation de composition pour un litre : 100 cc d'alcool; 880 cc d'eau; 15 ml d'acide nitrique 80%; 18 ml d'acide acétique glacial et 20 g de chlorure mercurique) pour une lecture ultérieure de leur diamètre. Il se mesure sous loupe binoculaire WILD HEERBRUGG de type 376788 (grossissement 40x), à l'aide d'un oculaire calibré.

2.10.2. Lyophilisation

La lyophilisation est le procédé par lequel nous avons obtenu la matière sèche des oeufs de nos différents échantillons.

A partir de la matière sèche, il est possible de doser les teneurs en protéines et en acides gras de ces échantillons.

La lyophilisation a été effectuée à l'Unité de Biochimie et Physiologie Comparée du Professeur P. Devos par un lyophilisateur de marque EHRISS.

Nous avons d'abord pesé les échantillons frais. Ils sont restés une semaine au lyophilisateur, pour être bien sûr que la lyophilisation soit complète. Une fois la matière sèche obtenue, nous la pesons. La différence de poids (poids frais-poids sec) exprimée en % [((poids frais-poids sec)/poids frais) x 100] donne la quantité d'eau contenue dans l'échantillon.

La matière sèche se conserve dans des petits tubes en plastique fermés hermétiquement par un bouchon, en attendant la réalisation des dosages de protéines et d'acides gras.

2.10.3. Dosage des protéines brutes

Ce dosage a été réalisé au moyen d'un analyseur carbone-azote CARLO ERBA de type NA 1500.

Pour chaque échantillon, nous avons pesé de 1 à 3 mg de matière sèche, que nous avons placé dans une cupule en étain.

L'échantillon est introduit automatiquement dans un réacteur constitué par un tube en quartz maintenu à 1020°C et dans lequel passe un courant constant d'hélium. A l'introduction de l'échantillon, le courant d'Hélium est enrichi par une quantité déterminée d'Oxygène pur, provoquant la combustion éclair de la capsule et de l'échantillon. Les gaz de combustion, entraînés par le courant d'hélium, passent sur un catalyseur d'oxydation qui les transforment en CO_2, H_2O, N_xO_y,... Ces gaz passent alors sur un deuxième catalyseur (cuivre réduit) qui va réduire les oxydes d'azote en azote élémentaire, et piéger l'excès d'oxygène. A la sortie du tube se trouvent en plus du gaz vecteur (hélium) les gaz N_2, CO_2 et H_2O. Les produit non dosés sont piégés. Les gaz ainsi obtenus sont alors séparés par une colonne de chromatographie et quantifiés par un détecteur. Le signal obtenu est amplifié, puis envoyé à un enrégistreur-intégrateur.

Pour chaque échantillon, l'analyseur nous donne un chromatogramme avec les pics des différents composants analysés, leur temps de rétention, et leur proportion respective dans l'échantillon (en %). Le pourcentage d'azote contenu dans chaque échantillon est alors multiplié par un facteur de conversion égal à 5,8 pour obtenir la teneur en protéines brutes exprimée en % (Gnaiger & Bitterlich, 1984).

2.10.4. Dosage des acides gras

Ce dosage a été effectué en deux parties : l'extraction des acides gras a été à l'UNECED, la chromatographie gazeuse a été réalisée au Laboratoire d'Aquaculture & Artemia Reference Center du Professeur Sorgeloos à l'Université de Gand.

L'EXTRACTION

- Peser ± 30 mg de matière sèche par échantillon, que l'on place dans un tube en Pyrex muni d'un pas de vis et d'un bouchon en téflon.
- Ajouter 100 µl d'une solution de standard d'acides gras (longues chaînes) et d'isooctane.

  La proportion d'iso-octane par rapport au standard d'acide gras se calcule selon la formule :

  solution = (standard (en mg) x 0,69)/ 4,78255
- Ajouter 2,5 ml d'une solution de chloroforme-méthanol (2:1).
- Agiter pendant quatre heures (agitateur automatique).
- Ajouter 2,5 ml d'une solution de méthanol-acide sulfurique-benzène (100ml-5ml-50ml).
- Placer deux heures à l'étuve à une température de 90°C (les tubes devant être bien fermés).
- Laisser refroidir une nuit au frigo.
- Ajouter 5 ml d'une solution d'éther de pétrole (40-60°) et 5 ml d'une solution de carbonate de sodium anhydre Na_2CO_3 (10%).
- Agiter pendant 5 minutes (agitateur automatique).
- Laisser décanter un quart d'heure puis jeter la phase inférieure à l'aide d'une pompe à eau adaptée à un robinet et munie d'une pipette Pasteur.
- Répéter ces trois dernières opérations.
- Laver à l'eau distillée : en ajouter 5 ml et agiter 3 à 5 minutes (agitateur automatique), jeter la phase inférieure comme décrit précédemment.
- Laver une seconde fois à l'eau distillée : en ajouter 5 ml et agiter 3 à 5 minutes (agitateur automatique).
- Récupérer la phase supérieure dans un autre tube en Pyrex à l'aide d'une pipette Pasteur.
- La sécher sur du sulfate de sodium anhydre (Na_2SO_4).
- Réduire sous azote jusqu'à ± 0,5 ml.

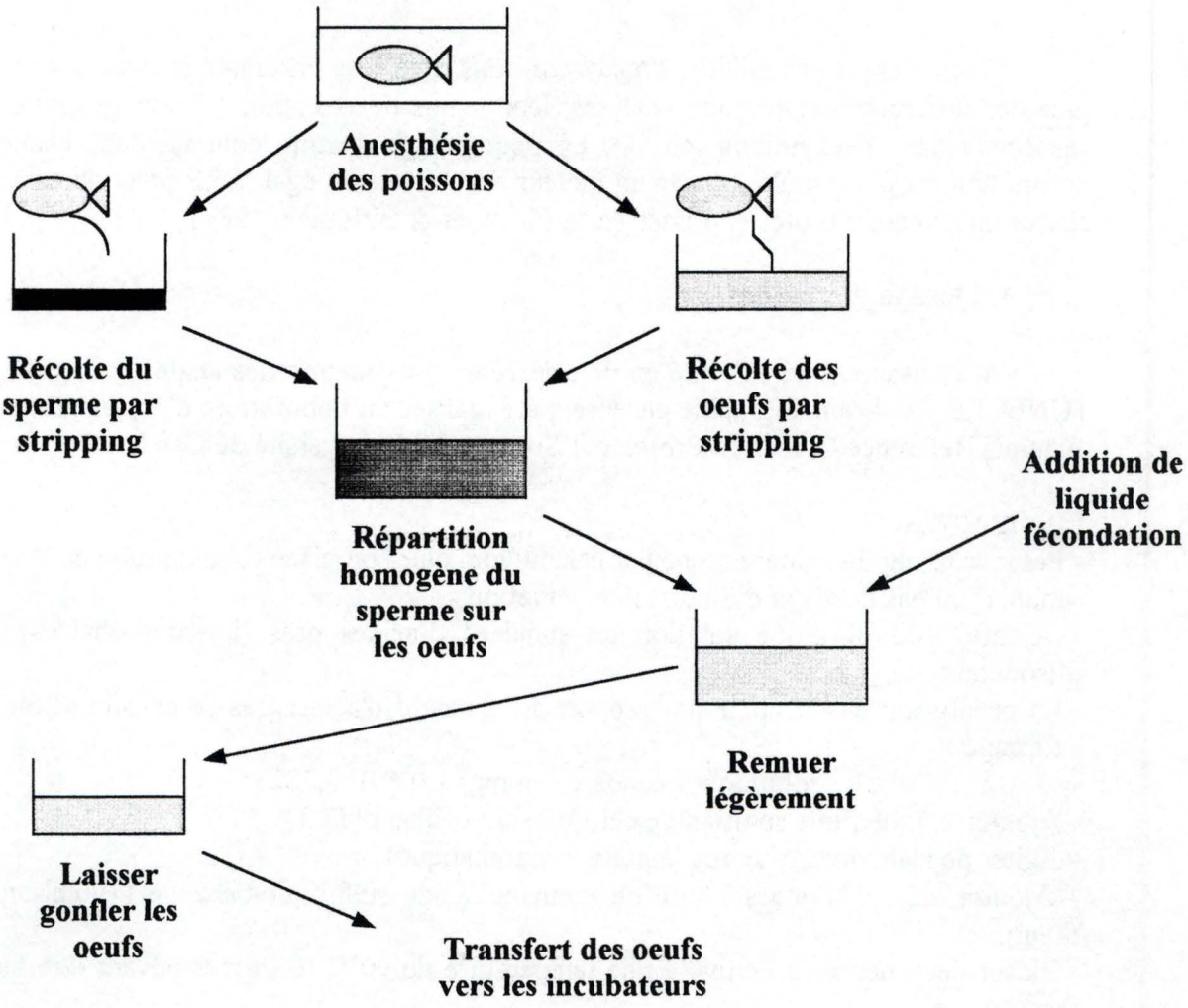


FIGURE 29.- Procédure de l'insémination artificielle des poissons
Modifié d'après Billard *et al.*, 1995.

- Transvaser dans une fiole pour chromatographie gazeuse (GC), de contenance 1 ml, et évaporer à sec sous azote.
- Ajouter 500 µl d'iso-octane et fermer la fiole au moyen d'une capsule en Téflon.
- Placer les échantillons au congélateur.

LE DOSAGE PROPREMENT DIT

Une fois l'extraction réalisée, nous avons envoyé les échantillons congelés à Gand pour y être analysés par chromatographie gazeuse

Nous avons ainsi obtenu un chromatogramme par échantillon sur lequel nous avons pu identifier les différents acides gras, en référence au standard à partir duquel les temps de rétentions relatifs avaient été établis.

2.11. Reproduction artificielle

Dans le but d'obtenir des larves, nous avons réalisé des reproductions artificielles d'ablettes et de brèmes bordelières.

2.11.1. Fécondation artificielle

Avant de faire pondre les femelles par stripping, il faut prélever du sperme (Voir 2.1.4.), et préparer la solution de fécondation (4 g de NaCl par litre d'eau + 3 g d'urée par litre d'eau).

Dès qu'une femelle a pondu, les oeufs destinés à la fécondation artificielle (Figure 29) sont répandu dans un ravier en plastique. Elle se déroule comme suit :

-Répartir de manière homogène le sperme sur les oeufs.
-Mélanger délicatement avec une cuillère en plastique.
-Ajouter un peu de solution de fécondation et mélanger.
-Agiter légèrement le ravier pour que les oeufs ne collent pas ensemble.
-Rajouter plusieurs fois de la solution de fécondation.
-Attendre environ trente minutes de manière à ce que les oeufs gonflent un peu.
-Répartir le plus uniformément possible les oeufs fécondés sur la claie d'incubation.

2.11.2. Incubation

L'incubation des oeufs fécondés s'est effectuée dans les caves de l'UNECED. Dans un aquarium de 200 litres (1 x 0,5 x 0,4m) rempli à moitié d'eau, a été installé un système de recyclage d'eau composé d'une pompe-filtre, d'un système d'aération de l'eau composé d'un bulleur fixé à une arrivée d'oxygène et d'un système de contrôle de la température de l'eau composé d'une résistance de 50W.

Les oeufs sont disposés sur des claies. Ce sont des boîtes en plastique (de type congélation) dont le fond a été découpé et remplacé par du treillis de 0,5 mm de diamètre. Sur les niveaux supérieurs des deux grands côtés, ont été fixés des morceaux de bois, ce qui leur assure une parfaite flottabilité (Planche 1 photo 3).

Nous avons placé une ponte par incubateur à température constante (21°C). Nous avons ensuite vérifié régulièrement l'éclosion des larves.

2.11.3. Eclosion et conservation des larves

Ce système de claie individuelle nous permet de récolter les larves de chaque poisson, dont les caractéristiques morphologiques sont connues. Lorsque les premières larves sont écloses, nous les récoltons et les transférons dans des pots en plastiques de 250 ml que nous plaçons dans une étuve (LIEBEHRR de type AquaLytic Profil Line) maintenue à 21°C (Planche 1 photo 4). Les pots sont aérés par des pipettes Pasteur connectées à l'aérateur (air comprimé). Nous disposons donc à présent des larves prêtes pour les expériences.

2.12. Mesure de la qualité des larves

2.12.1. Mesure de la taille et du poids des larves

Deux jours après l'éclosion, 10 larves sont prélevées au hasard dans le pot et sont pesées avec une balance METTLER AE 260 Deltarange, avec une précision de 0,1 mg, et mesurées sous loupe binoculaire WILD HEERBRUGG de type 376788 (grossissement 40x), à l'aide d'un oculaire calibré.

2.12.2. Déshydratation et dosage des protéines

Nous avons réalisé la déshydratation et le dosage des protéines sur des larves +2 (c'est-à-dire qui ont vécu deux jours) et sur les larves mortes suite aux expériences de jeûne prolongé

Les larves étant beaucoup plus sensibles à la déshydratation que les oeufs ou les ovaires, nous les avons simplement placées dans une étuve maintenue à 80°C durant 6 heures, ce qui a largement suffi à les sécher complètement.

La mesure du poids frais et du poids après déshydratation nous donne la teneur en eau des larves.

Le dosage des protéines a été réalisé au moyen d'un analyseur carbone-azote CARLO ERBA de type NA 1500, suivant le protocole décrit au paragraphe 2.10.3.

2.12.3. Test de jeûne sur les larves

Les larves ont été laissées dans les pots en plastique sans aucune nourriture jusqu'à ce qu'elles meurent. Nous avons vérifié une fois par jour la survie des larves. Les mortes ont été gardées au congélateur en vue des analyses biochimiques.

2.1.2.4. Test de salinité

Quatre jours après leur arrivée à l'étuve, 60 larves (3 x 20) ont été prélevées pour subir un test de salinité. Ce test consiste à placer 20 larves dans de l'eau à 21°C (pour éviter tout choc thermique) contenant 20 g/l de NaCl. Une fois les larves dans l'eau, nous avons mesué le temps de survie des larves. Nous avons réalisé ce test trois fois.

2.13. Analyse des résultats

Les statistiques descriptives ont été utilisées pour décrire l'ensemble de nos résultats. Nous avons ainsi calculé pour chaque date de prélèvement la moyenne arithmétique et l'écart-type (mesure de l'écart quadratique moyen des données autour de la moyenne et possédant les mêmes unités que les observations de la moyenne) des valeurs de l'IGS; du contenu en eau; du contenu en protéines des ovaires, des oeufs et des larves; du contenu en acides gras des oeufs; du poids et de la taille des oeufs et des larves; du pourcentage de survie des larves (en conditions de jeûne et de salinité). Les mêmes statistiques ont été utilisées pour l'étude du sperme et des spermatozoïdes : la concentration, le pourcentage de survie, la valeur de motilité et la motilité totale des spermatozoïdes.

L'homogénéité de nos variances a été testée par les test de Bartlett (nombre d'échantillons variable) et de Hartley (nombre d'échantillon constant). Ceci nous a permi de réaliser des analyses de la variances à u critères de classification (ANOVA 1 modèle fixe) de manière à tester l'effet du temps sur nos différentes variables. Dans le cas où l'homogénéité des variances ne se vérifiait pas, nous avons appliqué une transformation logarithmique à nos variables de manière à les rendre homogènes.

Le modèle mathématique de l'ANOVA 1 est le suivant :

$$Y_{ij} = m_i + E_{ij}$$

avec : Y_{ij} : la variable analysée
m_i : la moyenne arithmétique
E_{ij} : l'erreur résiduelle
i : le nombre d'observation par traitement

Dans le cas d'un effet significatif du temps sur la variable analysée, nous avons effectué des contrates de manière à comparer les moyennes deux à deux par la méthode de Scheffé (Un rappel du test de Scheffé se trouve en annexe 3).

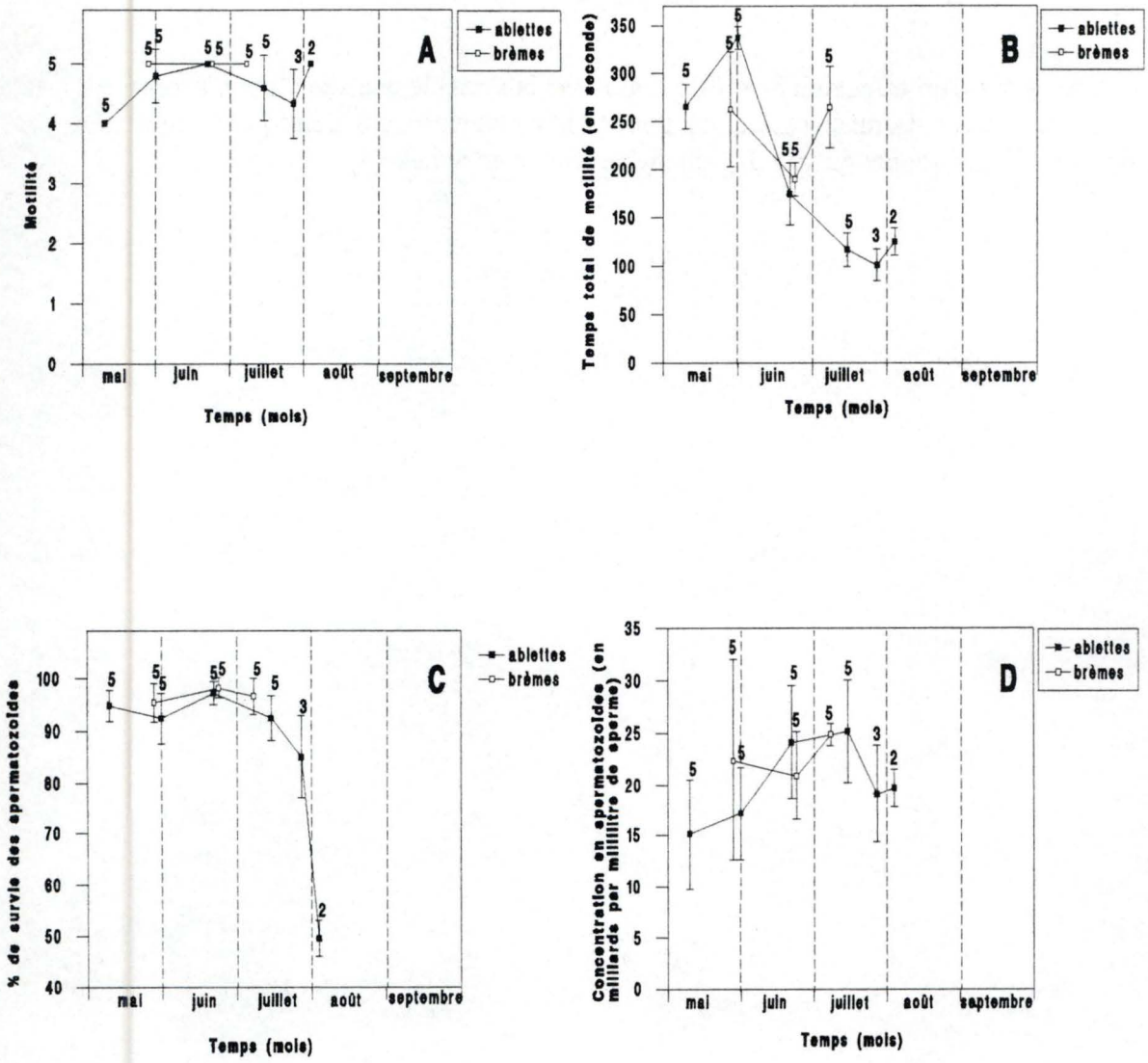


FIGURE 30.- Evolution des facteurs estimant la qualité du sperme.

A. Evolution de la motilité au temps zéro des spermatozoïdes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

B. Evolution du temps total de motilité au temps zéro des spermatozoïdes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

C. Evolution du pourcentage de survie au temps zéro des spermatozoïdes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

D. Evolution de la concentration en spermatozoïdes du sperme d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

Les données sont des moyennes ± écarts-types.

Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

3. RESULTATS

Les campagnes de prélèvements ont débuté le 9 mai 1995 pour se terminer le 18 septembre 1995. L'ensemble des résultats individuels est repris dans l'annexe 1.

L'ensemble des résultats présentés ici montre l'évolution de la qualité des ovaires, des gamètes mâles et femelles, et des larves au cours de la saison de reproduction.

La saison de reproduction se définit comme étant la période où les mâles et les femelles sont matures en même temps. Cette définition est due au fait que les mâles sont spermiants avant et après que les femelles ne soient ovulantes.

En 1995, les ablettes mâles ont présenté des individu mûrs du 9 mai au 1 août, et les femelles ont pondu du 30 mai au 25 juillet. Les brèmes bordelières mâles ont pour leur part présenté des individus mûrs du 27 mai au 6 juillet, et les femelles ont pondu du 1 juin au 23 juin. La saison de reproduction s'étend ainsi du 30 mai au 25 juillet chez les ablettes, et du 1 juin au 23 juin chez les brèmes bordelières. Elle est ainsi nettement plus courte chez les brèmes bordelières que chez les ablettes. Signalons également les mauvaises conditions climatiques de ce printemps (particulièrement frais) ayant entraîné un retard de la période de ponte, mais aussi un arrêt momentané de la saison de reproduction suite à un refroidissement au début du mois de juin.

3.1. Mesure de la qualité du sperme

3.1.1. Evolution temporelle de la motilité des spermatozoïdes

L'étude porte ici sur la motilité massale des spermatozoïdes (c'est-à-dire leur motilité globale), au temps zéro (dès la récolte, sans conservation à 4°C). Cette motilité est évaluée selon l'échelle arbitraire de Sanchez-Rodriguez & Billard (1977) (voir § 1.3.2.1. Tableau 7).

Chez les ablettes, la motilité varie légèrement (Figure 30a). Elle est toujours très élevée (entre 4 et 5), quel que soit le temps total de motilité (Figure 30b). Nous remarquons cependant que la valeur de motilité est plus basse en début de saison de reproduction. Cela correspond au moment où les femelles ne sont pas encore matures. En effet, bien que nous récoltions toujours des mâles, mais ils n'étaient plus tous spermiants, comme en début de saison. Signalons ici que l'homogénéité des variances n'a pu être mise en évidence par le test de Bartlett, même avec des transformations mathématiques des données) et que de ce fait, nous n'avons pu réaliser l'analyse de la variance à un critère de classification.

Chez les brèmes bordelières, la valeur de motilité au temps zéro demeure constamment au maximum (5) au cours de la saison de reproduction. Cette saison de reproduction est d'ailleurs bien plus courte que celle des ablettes, car avant et après les trois prélèvements de sperme, les mâles n'étaient pas ou plus spermiants.

3.1.2. Evolution temporelle du temps total de motilité des spermatozoïdes au temps zéro

Chez les ablettes, nous remarquons une diminution progressive de la durée de motilité au temps zéro à partir du 29 mai (Figure 30b). Le temps total de motilité des spermatozoïdes présente une valeur assez élevée (270 secondes) avant la période de ponte, bien que les femelles ne soient pas encore matures. Il atteint son maximum (330 secondes) dès les premières pontes (29 mai 1995). La fin de la période de reproduction est caractérisée par des valeurs encore plus basses (90 secondes).

L'ANOVA 1 a montré un effet hautement significatif ($P<0,01$) du temps sur le temps total de motilité des spermatozoïdes (Annexe 2a).

L'analyse des contrastes (Test de Scheffé) vient confirmer nos observations, en montrant bien les différences entre le début (29 mai 1995), le milieu (20 juin 1995) et la fin (25 juillet 1995) de la saison de reproduction des ablettes (Annexe 3a).

Chez les brèmes bordelières, le temps total de motilité est identique en début et en fin de la saison de reproduction (260 secondes). Par contre, il montre une valeur bien plus basse (190 secondes) le 22 juin.

L'ANOVA 1 a montré un effet significatif ($P<0,05$) du temps sur le temps total de motilité des spermatozoïdes (Annexe 4a).

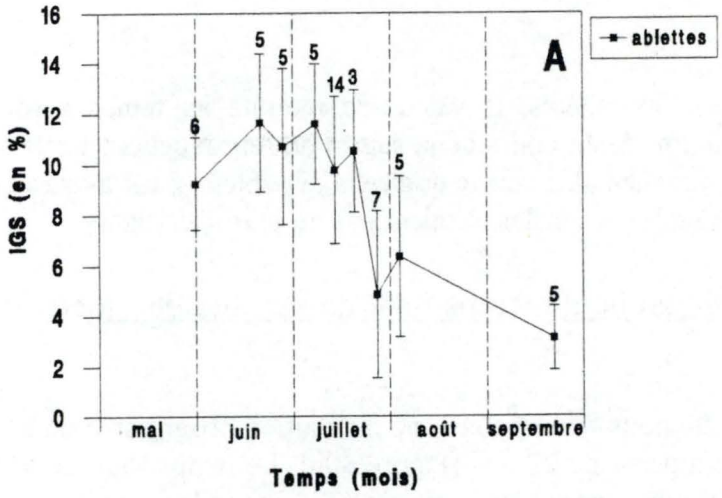
Tout comme pour les ablettes, l'analyse des contrastes (Test de Scheffé) apporte la confirmation de nos observations, la deuxième valeur est significativement différente des deux autres (Annexe 5).

3.1.3. Evolution temporelle du pourcentage de survie des spermatozoïdes

Chez les ablettes, le pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps zéro se situe entre 90 et 100 % durant la saison de reproduction (Figure 30c). Nous remarquons cependant un déclin après le troisième prélèvement (20 juin). La fin de la saison de reproduction (1 août 1995) est marquée par une chute spectaculaire du pourcentage de survie des spermatozoïdes (49,5 %).

L'ANOVA 1 a montré un effet hautement significatif ($P<0,01$) du temps sur le pourcentage de survie des spermatozoïdes (Annexe 2b).

L'analyse des contrastes (Test de Scheffé) nous présente les différences significatives existant entre le 1 août (49,5 %) et les cinq autres dates d'échantillonnage (entre 85 et 97,2 %), Ceci nous confirme bien la chute observée sur la figure 30c (Annexe 3b).



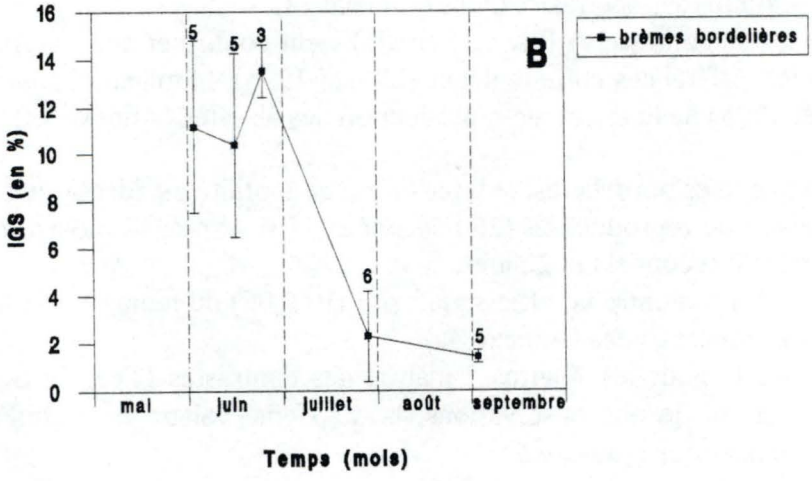


FIGURE 31.- Evolution des paramètres morphologiques chez les femelles.
A. Evolution de l'IGS (en %) des ablettes femelles au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de l'IGS (en %) des brèmes bordelières femelles au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

Chez les brèmes bordelières, le pourcentage de survie des spermatozoïdes est quasi-constant au cours de la saison de reproduction. Ceci est démontré par l'effet non significatif (P>0.05) du temps sur le pourcentage de survie des spermatozoïdes de brèmes bordelières donné par l'ANOVA 1 (Annexe 4b).

3.1.4. Evolution temporelle de la concentration en spermatozoïdes

Chez les ablettes, la concentration varie entre 15 et 25 milliards de spermatozoïdes par millilitre de sperme (Figure 30d). Nous constatons une progression de cette concentration depuis le 9 mai 1995 jusqu'au 13 juillet (maximum : 25,14 milliards de spermatozoïdes par millilitre de sperme), ensuite la concentration diminue légèrement pour se stabiliser autour de 19,5 milliards par millilitre de sperme en fin de saison de reproduction.

L'ANOVA 1 a montré un effet significatif (P<0,05) du temps sur la concentration en spermatozoïdes du sperme (Annexe 2c). Aucun de contrastes réalisés (test de Scheffé) n'a révélé de différences significatives (Annexe 3c) entre les concentrations moyennes en spermatozoïdes.

Chez les brèmes bordelières, la concentration varie entre 20,9 et 24,9 milliards de spermatozoïdes par millilitre de sperme (Figure 30d). L'ANOVA 1 a montré un effet non significatif (P>0,05) du temps sur la concentration en spermatozoïdes des brèmes bordelières (Annexe 4c). Il n'y a donc pas d'évolution de la concentration en spermatozoïdes du sperme au cours de la saison de reproduction chez les brèmes bordelières.

3.2. Evolution des paramètres morphologiques des ovaires

3.2.1. Evolution temporelle de l'IGS

Chez les ablettes (Figure 31a), nous observons un graphe en dent de scie pendant la saison de reproduction, suivi d'une chute à partir du 25 juillet. Les valeurs de l'IGS varient de 9,2 à 11,7 %. L'importance des écarts-types tout au long de la saison de reproduction est due au fait que les poissons se trouvent à des stades de maturité différents, suivant qu'ils ont pondu en milieu naturel, au laboratoire, qu'ils n'ont pas pondu, qu'ils préparent une nouvelle ponte ou non. Vient ensuite une chute brutale de l'IGS (4,8 %) alors que la saison est pratiquement terminée (25 juillet). L'IGS des poissons après la saison de reproduction reste bas (entre 6,3 et 3,1 %).

L'analyse histologique des ovaires (voir § 3.2.2. et annexe 8), a montré en effet que les ovaires du 25 juillet et du 1 août sont constitués d'ovocytes au stade protoplasmique ou au stade de vitellogenèse endogène. Les ovaires ne semblent plus montrer de recrutement ovocytaire en cours.

L'ANOVA 1 a montré un effet hautement significatif (P<0,01) du temps sur l'IGS des ablettes au cours de la saison de reproduction (Annexe 6a).

L'analyse des contrastes (test de Scheffé) ne nous confirme qu'en partie ces observations (Annexe 7a). Ce test nous montre en effet que l'IGS du 18 septembre est significativement différent des IGS des cinq premiers prélèvements.

Chez les brèmes bordelières (Figure 31b), nous observons que l'IGS est élevé (entre 10,4 et 13,7 %) avec des écarts-type très importants pendant la saison de reproduction diminue fortement lorsque la saison est finie.

L'ANOVA 1 a montré un effet hautement significatif (P<0,01) du temps sur l'IGS des ablettes au cours de la saison de reproduction (Annexe 6b).

L'analyse des contrastes (test de Scheffé) confirme totalement nos observations. Les trois premières observations sont en effet significativement différentes des deux dernières (Annexe 7b).

3.2.2. Evolution de l'histologie des ovaires

Pour chaque poisson récolté, nous avons réalisé une coupe histologique des ovaires, ce qui nous permet d'identifier le stade histologique du poisson (voir § 2.6.3.3.). Cette étude histologique a pour objet de suivre l'état d'avancement de l'ovaire. Ceci nous a permis d'identifier les poissons ayant déjà pondu ou non; les poissons allant encore pondre ou non.

Les résultats présentés dans cette partie sont uniquement le fruit de l'observation des différentes coupes et de comparaisons entre elles. Dans l'annexe 8 se trouvent tous les résultats individuels relatifs à l'histologie des ovaires.

Les premières ablettes venant de pondre présentent directement des follicules atrétiques post-ovulatoires, mais il est intéressant de constater que le 19 juin, dans le même prélèvement de poissons n'ayant pas pondu spontanément au laboratoire, se trouve à la fois des poissons au stade 1 (qui n'ont pas encore pondu) et au stade 4 (qui ont pondu, et qui pondront de nouveau). Nous pouvons ainsi identifier 3 ou 4 vagues successives de pontes des ablettes. Régulièrement au cours de la saison, nous avons rencontré des poissons ayant pondu, mais dont nous ne pouvons pas dire qu'ils vont encore débuter un recrutement (stade 2). Ces poissons pourront entamer un nouveau recrutement ou non, suivant le nombre de ponte déjà effectuée par le poisson ou suivant les conditions climatiques. Notons ici que le "stripping" ne nous permet pas de recueillir forcément tous les oeufs de la future ponte, certains restant dans l'ovaire (comme le montre le stade 3). Par ailleurs, nous avons observé des poissons de nouveau prêts à pondre en pleine saison (stade 5 le 13 juillet). Remarquons ici que les ovaires des poissons prélevés le premier août, montrent qu'une vague d'ovocytes matures va encore être pondue. Ceci montre que la saison de reproduction des ablettes est sans doute un peu plus longue que celle que nous avons estimé. Après ce prélèvement,

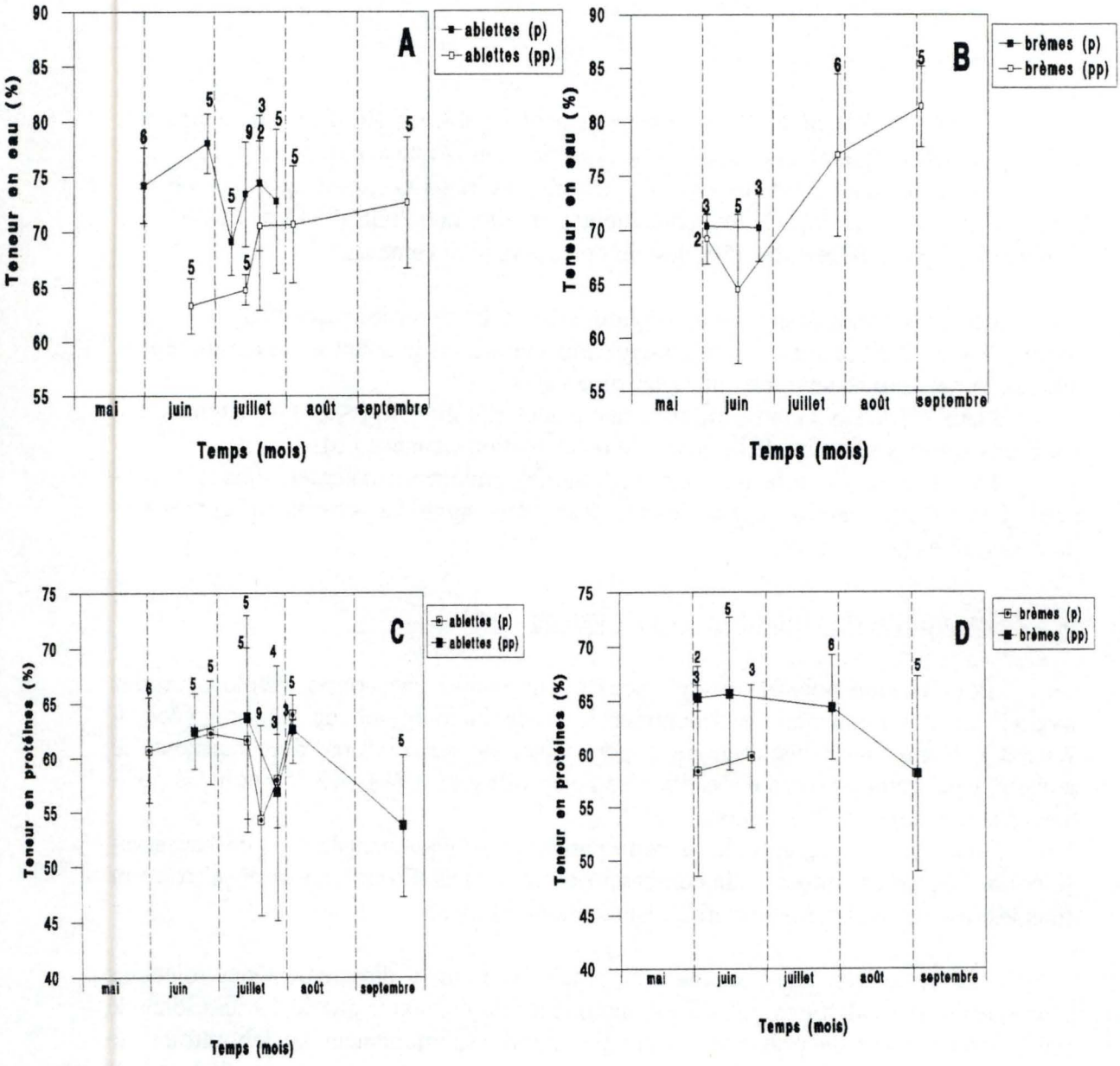


FIGURE 32.- Evolution du contenu biochimiques des ovaires.

A. Evolution de la teneur en eau des ovaires d'ablettes ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.

B. Evolution de la teneur en eau des ovaires de brèmes bordelières ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.

C. Evolution de la teneur en protéines des ovaires d'ablettes ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.

D. Evolution de la teneur en protéines des ovaires de brèmes bordelières ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.

Les données sont des moyennes ± écarts-types.

Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

TABLEAU 11.- Fécondité potentielle de l'ablette et la brème bordelière avant la première ponte.
Sont considérés les ovocytes susceptibles d'être pondus, les ovocytes > 0,8 mm.

poisson	date	L (en cm)	P (en g)	G (en g)	P s/éch (en g)	o d'ovocytes compt	fécondité	fécondité par kilo
ablette	10/05/1995	15,5	31,7	5,427	0,585	447	4143,6	130714,4
ablette	10/05/1995	16,5	33,4	4,518	0,397	371	4226,1	126529,6
ablette	10/05/1995	14,0	20,9	2,034	0,491	458	1896,6	90747,8
ablette	10/05/1995	11,9	14,9	1,838	0,357	305	1568,1	105241,3
ablette	10/05/1995	14,3	24,7	2,545	0,446	319	1820,4	73699,4
						moyenne	2731,0	**105386,5**
brème bordelière	29/06/1995	21,5	131,4	12,866	0,284	328	14859,3	113084,7
brème bordelière	29/06/1995	25,4	219,7	36,048	0,435	415	34382,7	156498,5
brème bordelière	29/06/1995	21,2	128,9	17,378	0,541	474	15217,4	118055,8
brème bordelière	29/06/1995	25,1	230,1	28,994	0,276	232	24371,8	105918,2
brème bordelière	29/06/1995	19,2	92,1	11,632	0,486	455	10887,8	118217,2
						moyenne	19943,8	**122354,8**

nous n'avons plus capturé d'ablettes matures. Au mois de septembre, la saison est définitivement terminée, les ovaires ne montrent plus de recrutement (stade 6 = arrêt en vitellogenèse endogène).

Le premier prélèvement de brèmes bordelières (1 juin) contient des poissons avec des ovaires aux stades 1 et 4. Des ovaires au stade 4, indiquent clairement que ces poissons vont pondre de nouveau dans l'année, et des ovaires au stade 1 indiquent que ces ovaires n'ont pas encore émis leurs ovocytes mûrs. Le prélèvement suivant (14 juin) présentent des ovaires au stade 1, montrant que soit la saison de reproduction s'est interrompue pendant 15 jours, soit qu'il existe une grande différence entre les périodes où les brèmes bordelières arrivent à maturité. Le 23 juin, le prélèvement présente des poissons ayant pondu, mais étant de nouveau prêt à pondre (stade 4). Ceci nous permet de penser qu'une autre vague de pontes aura bien lieu. Il faut signaler ici que le fait de devoir injecter hormonalement les brèmes bordelières pour la récolte de leurs oeufs a créé une certaine perte, certains poissons ne survivant pas 12 heures dans l'aquarium de mise en stabulation, c'est le cas des poissons numéro 9, 10 et 11 du 1 juin.

3.2.3. Mesure de la fécondité des poissons

Cette mesure s'est effectué une seule fois au cours de la saison de reproduction et a pour objet de se rendre compte de la fécondité potentielle des géniteurs. Pour faciliter la comparaison entre les deux espèces, nous avons ramené cette fécondité à une fécondité par kilo de poisson.

La fécondité potentielle moyenne (Tableau 11) des ablettes est de ± 105387 par kilo de poisson, tandis que celle des brèmes bordelières est de ± 122355 par kilo de poisson. Le nombre d'oeufs susceptibles d'être pondus est donc supérieur chez les brèmes bordelières.

3.3. Mesure de la qualité des ovaires

3.3.1. Evolution temporelle de la teneur en eau des ovaires

Chez les ablettes ayant pondu (Figure 32a), les moyennes des teneurs en eau (exprimées en %) varient de 69,1 à 78,0 %. Ces moyennes ne présentent pas d'évolution particulière.

L'ANOVA 1 a montré un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en eau des ovaires d'ablettes ayant pondu (Annexe 9a).

Chez les ablettes n'ayant pas pondu (Figure 32a), il apparaît que la teneur en eau est plus élevée en dehors de la période de reproduction que pendant celle-ci.

L'ANOVA 1 a montré un effet significatif ($P<0,05$) du temps sur la teneur en eau des ovaires d'ablettes n'ayant pas pondu (Annexe 9b). L'analyse des contrastes

(test de Scheffé) ne détermine aucune différence significative entre deux prélèvements (Annexe 10). L'influence du temps est donc très faible, comme le montrait déjà l'effet simplement significatif de l'ANOVA. Les différences enregistrées lors de la saison de reproduction ne nous permettent donc pas à ce niveau de détecter une augmentation significative de la teneur en eau des ovaires.

Chez les brèmes bordelières ayant pondu (Figure 32b), les moyennes des teneurs en eau ne varient pratiquement pas. Les deux valeurs obtenues se situent autour de 70,3 % et ne permettent pas de découvrir une quelconque évolution.

Chez les brèmes bordelières n'ayant pas pondu, les moyennes des teneurs en eau varient de 64,5 à 81,4 %. Il apparaît également ici que la teneur en eau est plus élevée en dehors de la saison de reproduction que durant celle-ci.

L'ANOVA 1 a montré un effet hautement significatif ($P>0,01$) du temps sur la teneur en eau des brèmes bordelières n'ayant pas pondu (Annexe 11b). La teneur en eau des ovaires augmente donc au cours de la saison de reproduction.

L'analyse des contrastes (test de Scheffé) nous présente des différences significatives entre la seconde moyenne et les deux dernières (Annexe 12).

3.3.2. Evolution temporelle de la teneur en protéines brutes des ovaires

Chez les ablettes ayant pondu (Figure 32c), la teneur en protéines des ovaires (exprimée en %) varie de 54,3 à 64,0 % au cours de la saison de reproduction. La teneur minimale est atteinte le 12 juillet. L'analyse histologique des coupes du 26 juin et du 12 juillet montre des ovaires au stade 2. Chez les poissons venant de pondre au laboratoire, il ne nous est pas possible de savoir s'ils vont repréparer une nouvelle ponte ou non.

L'ANOVA 1 nous montre un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en protéines au cours de la saison de reproduction (Annexe 13a). Signalons que les moyennes présentent des écarts-types très élevés, suggérant des variations plus individuelles que globales.

Chez les ablettes n'ayant pas pondu (Figure 32c), la teneur en protéines des ovaires reste élevée durant toute la période de reproduction, mais montre une valeur bien plus basse après la saison. Le profil général du graphe reste le même (toutes proportions gardées) avec une variabilité allant de 53,8 à 63,7 %. Parmi ces variations, aucune ne s'est révélée significative puisque ici encore l'ANOVA 1 nous a montré un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en protéines des ovaires (Annexe 13b). Ici encore l'importance des écarts-types suggère des différences individuelles importantes.

L'analyse histologique (Annexe 8) nous montre que les ovaires des poissons des deux premiers prélèvements n'ayant pas pondu au laboratoire (1 juin et 14 juin) se

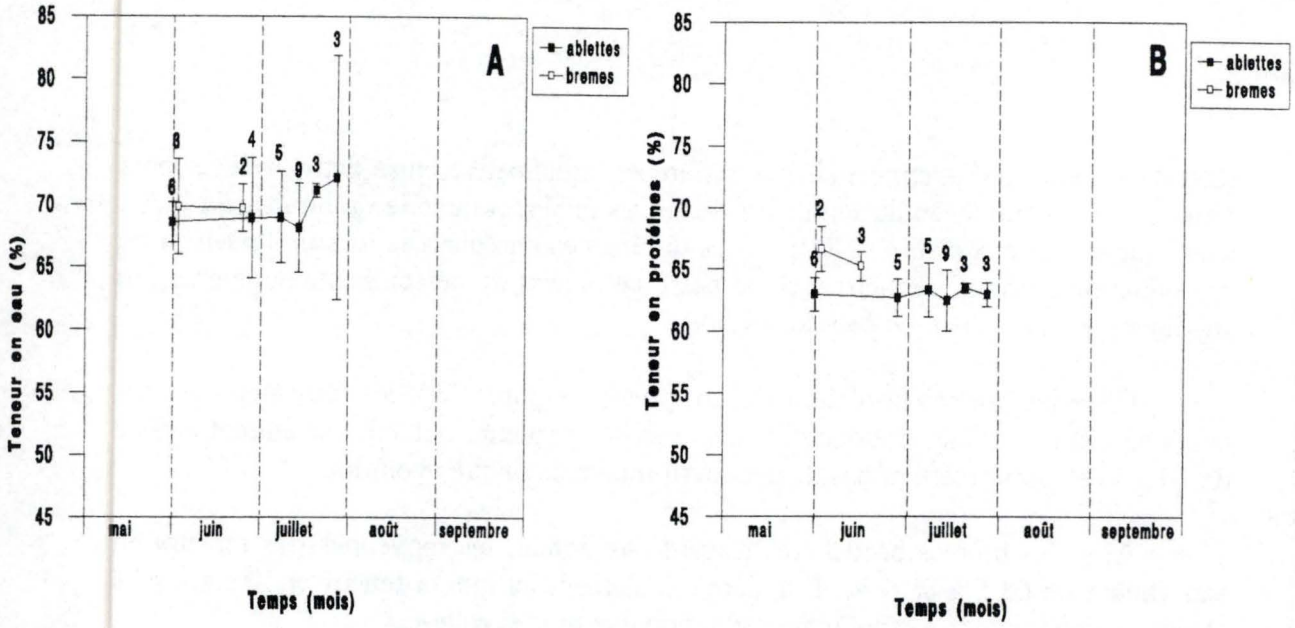


FIGURE 33.- Evolution du contenu biochimique des oeufs : l'eau et les protéines.
A. Evolution de la teneur en eau des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de la teneur en protéines des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

trouvent au stade 1 (le 18 septembre, après la saison de reproduction) et que les poissons des deux autres prélèvements (26 juillet et 30 août) les ovaires se trouvent au stade 6 (absence des ovocytes en vitellogenèse exogène et en maturation finale, tandis que les ovocytes protoplasmiques et en vitellogenèse endogène abondent).

Chez les brèmes bordelières ayant pondu (Figure 32d), nous ne possédons que deux valeurs au cours de la saison de reproduction. Ces deux valeurs sont toutes deux plus basses que les valeurs des brèmes bordelières n'ayant pas pondu, pour la même période de temps, et présentent un écart-type important.

Chez les brèmes bordelières n'ayant pas pondu (Figure 32d), en dehors du fait que les pourcentages moyens sont plus élevés (d'environ 8 %) de ceux des brèmes bordelières ayant pondu (Voir ci-dessus), nous remarquons un léger déclin de la teneur en protéines vers la fin de la saison de reproduction, c'est-à-dire lorsque les ovaires sont en régression.

Cette teneur en protéines plus basse après la saison de reproduction s'explique de la même façon que chez les ablettes.

L'ANOVA 1 a montré un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en protéines des ovaires (Annexe 14b).

Plus généralement, nous remarquons, en raison des ANOVA non significatives, que la teneur en protéines des ovaires ne présente pas de variation importante au cours de la saison de reproduction. En revanche, les écarts-types sont élevés dans la majorité des prélèvements. Ils nous montrent que la variation est importante au niveau individuel, et que c'est à ce niveau que les différences de qualités jouent. La teneur en protéines est globalement plus basse après la saison de reproduction.

3.4. Mesure de la qualité des oeufs

3.4.1. Evolution temporelle de la teneur en eau des oeufs

L'impression qui ressort de la figure 33a, est que la teneur en eau (exprimée en %) des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières ne subit aucune évolution au cours du temps.

Chez les ablettes, la teneur en eau varie de 68,6 % en début de saison à 72,1 % en fin de saison. Cette variation est non significative ($P>0,05$) comme le montre très bien l'ANOVA 1 (Annexe 15). La moyenne du dernier prélèvement (72,1 % le 25 juillet) présente un écart-type particulièrement important en comparaison avec les autres. Ceci indique une variation importante dans la qualité des oeufs à cette époque de la période de ponte.

TABLEAU 12.- Teneur en acides gras essentiels des oeufs d'ablettes et de brèmes borelières au cours de la saison de reproduction.
Moyenne ± écarts-types.

acide gras exprimé en mg/g de poids sec	30/05/1995	30/05/1995	26/06/1995	26/06/1995	06/07/1995	06/07/1995	12/07/1995	12/07/1995	18/07/1995	18/07/1995	25/07/1995	25/07/1995	01/06/1995	01/06/1995	23/06/1995	23/06/1995
	Ablettes												Brèmes			
	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET	MOYENNE	ET
18:1n-9	39,7	12,4	40,7	6,9	44,0	11,5	36,4	5,3	57,7	17,5	68,8	24,3	41,3	1,6	45,6	9,2
18:1n-7	8,8	0,7	11,6	1,0	14,6	3,5	17,0	4,5	19,1	2,2	25,5	5,9	11,2	4,7	8,6	3,3
18:2n-6 (c)	10,2	3,4	9,8	2,7	10,2	3,8	9,3	2,4	16,8	5,6	23,9	11,0	10,1	1,1	14,3	1,5
18:3n-3	0,7	0,1	0,7	0,3	0,7	0,0	0,9	0,2	1,0	0,2	0,6	0,1	0,8	0,2	1,5	1,2
20:4n-6	12,1	0,9	11,4	2,8	10,7	2,6	8,3	1,1	9,6	6,1	13,3	1,2	13,2	1,0	10,6	3,8
20:5n-3	4,6	1,1	6,1	0,8	4,7	2,8	6,9	1,9	5,3	2,4	5,7	2,3	6,3	2,7	5,6	2,4
22:6n-3	18,6	2,9	18,8	4,3	18,3	3,2	17,6	2,1	27,0	3,5	33,9	12,4	22,0	5,9	20,3	7,6
Somme (n-3) > ou = 20:3n-3	29,7	3,4	30,4	5,9	28,8	5,6	29,4	4,3	37,5	4,0	43,9	16,8	32,4	10,3	29,2	10,9
Somme (n-6) > ou = 18:2n-6 t	29,8	4,5	27,4	5,4	26,8	7,9	21,6	3,8	32,3	12,7	44,8	17,0	30,7	4,3	32,6	7,1
mg total de FAME/g poids sec	214,0	26,8	222,7	25,1	226,2	30,9	210,3	19,9	278,7	31,2	351,3	107,0	238,1	26,2	226,6	65,0
rapport (n-3)/(n-6)	1,00		1,11		1,07		1,36		1,16		0,98		1,06		0,90	
rapport DHA/EPA	5,8	2,0	7,0	3,1	6,0	1,4	5,4	1,7	12,4	10,1	11,1	2,0	8,1	1,1	9,7	2,9

TABLEAU 13.- Teneur en acides gras essentiels des oeufs d'ablettes et de brèmes borelières au cours de la saison de reproduction.
Pourcentage des acides gras par rapport au total de la FAME.

acide gras exprimé en % d'acides gras	30/05/1995	26/06/1995	06/07/1995	12/07/1995	18/07/1995	25/07/1995	01/06/1995	23/06/1995
	Ablettes						Brèmes	
	MOYENNE						MOYENNE	
18:1n-9	18,6	18,3	19,5	17,3	20,7	19,6	17,3	20,1
18:1n-7	4,1	5,2	6,5	8,1	6,9	7,3	4,7	3,8
18:2n-6 (c)	4,8	4,4	4,5	4,4	6,0	6,8	4,2	6,3
18:3n-3	0,3	0,3	0,3	0,4	0,4	0,2	0,3	0,7
20:4n-6	5,6	5,1	4,7	3,9	3,5	3,8	5,5	4,7
20:5n-3	2,1	2,7	2,1	3,3	1,9	1,6	2,6	2,5
22:6n-3	8,7	8,4	8,1	8,3	9,7	9,6	9,2	9,0
Somme (n-3) > ou = 20:3n-3	13,9	13,7	12,7	14,0	13,5	12,5	13,6	12,9
Somme (n-6) > ou = 18:2n-6 t	13,9	12,3	11,8	10,3	11,6	12,7	12,9	14,4

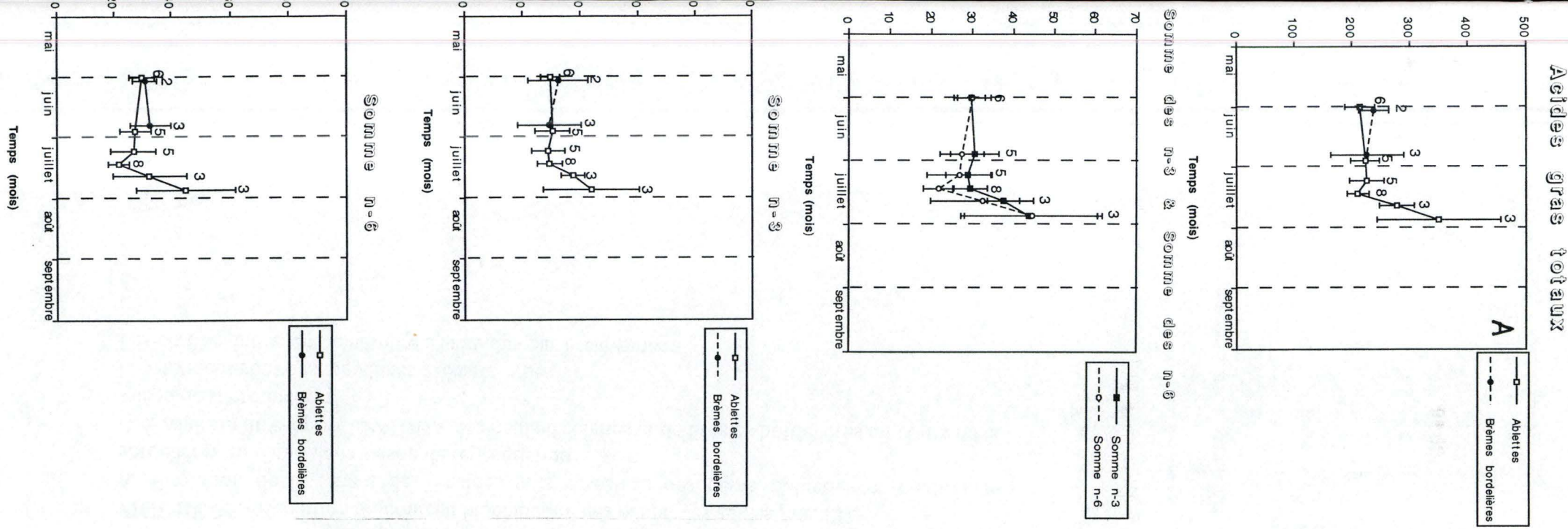


FIGURE 34.- Evolution du contenu biochimique des oeufs : les acides gras (1).
A. Evolution de la teneur en acides gras totaux des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de la teneur en acides gras (n-3) et (n-6) des oeufs d'ablettes au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution de la teneur en acides gras (n-3) des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
D. Evolution de la teneur en acides gras (n-6) des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

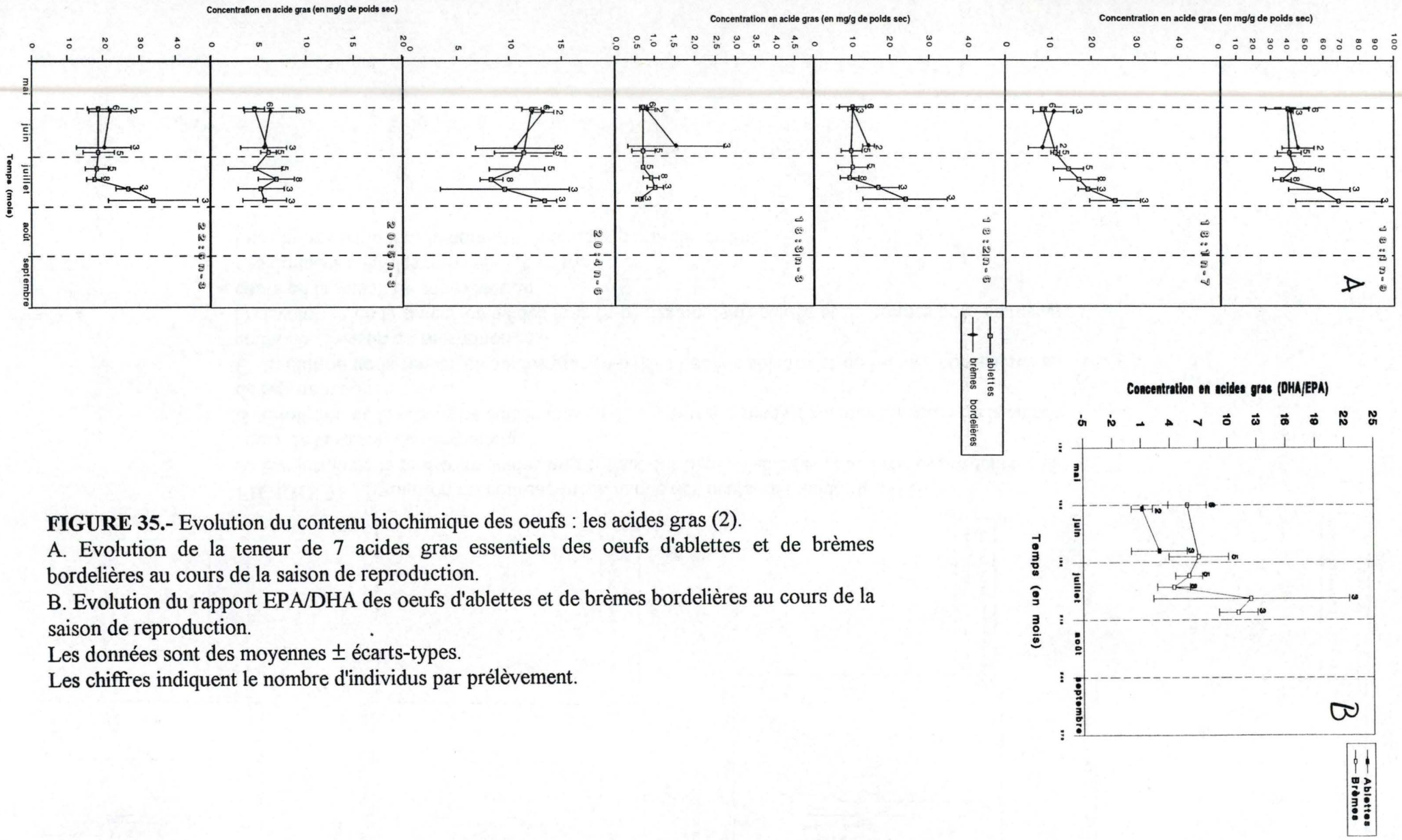


FIGURE 35.- Evolution du contenu biochimique des oeufs : les acides gras (2).

A. Evolution de la teneur de 7 acides gras essentiels des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

B. Evolution du rapport EPA/DHA des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

Les données sont des moyennes ± écarts-types.

Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

Chez les brèmes bordelières, les deux teneurs en eau sont stationnaires (69,8 % et 69,7 % respectivement le 1 juin et le 23 juin).

3.4.2. Evolution temporelle de la teneur en protéines brutes des oeufs

Ici encore, nous n'observons aucune évolution de la teneur en protéines (en %) au cours du temps (Figure 33b). Les teneurs en protéines sont même assez constantes chez les ablettes (entre 62,5 % et 63,5 %), et chez les brèmes bordelières (65,3 % et 66, 1 %). Il faut cependant signaler que la teneur en protéines des oeufs de brèmes bordelières est toujours supérieure à celle des ablettes.

Les ANOVA 1 réalisées chez les ablettes nous montre l'effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en protéines des oeufs (Annexe 16).

3.4.3. Evolution temporelle de la teneur en acides gras des oeufs

Chez les ablettes, nous constatons dans l'ensemble une augmentation de la teneur en acides gras au cours de la saison de reproduction (Figure 34 et 35). Ceci est particulièrement visible sur la figure 34a où nous pouvons remarquer l'augmentation très nette des acides gras totaux dans les oeufs. Les acides gras polyinsaturés de la série n-3 et de la série n-6 (Figure 34b, c et d) nous montrent que l'augmentation est identique, le profil est seulement légèrement différent, la série n-6 montrant une baisse bien plus prononcée que la série n-6 le 12 juillet.

Parmi les quelques acides gras essentiels représentés sur la figure 35a, seuls le 18:3n-3 et le 20:5n-3 restent stables. Les autres, pour leur part, montrent une augmentation assez prononcée au cours des deux derniers prélèvements (18 et 25 juillet), précédée d'une légère baisse le 12 juillet Les concentrations en acides gras progressent pratiquement du simple au double comme le montre les tableaux 12 et 13. Il est intéressant de remarquer que le 18:3n-3 et le 20:5n-3 montrent par ailleurs des concentrations plus élevées que la moyenne pour le 12 juillet, et qu'ils ne présentent aucune progression durant la saison de reproduction.

Le rapport entre les acides gras DHA (22:6n-3 ou acide docosahexaenoïque) et le EPA (20:5n-3 ou acide eicosapentaenoïque) est particulièrement important pour le bon développement des larves (Voir § 1.2.3.1.3. et 1.2.4.6.2.). Ce rapport est exprimé sur la figure 35b où nous constatons que malgré l'augmentation de la concentration en DHA, le rapport diminue légèrement.

Chez les brèmes bordelières, les résultats sont plus difficilement interprétables vu le nombre peu élevé de points (2). Nous remarquons cependant que les concentrations en acides gras sont du même ordre que chez les ablettes (si l'on excepte celles du

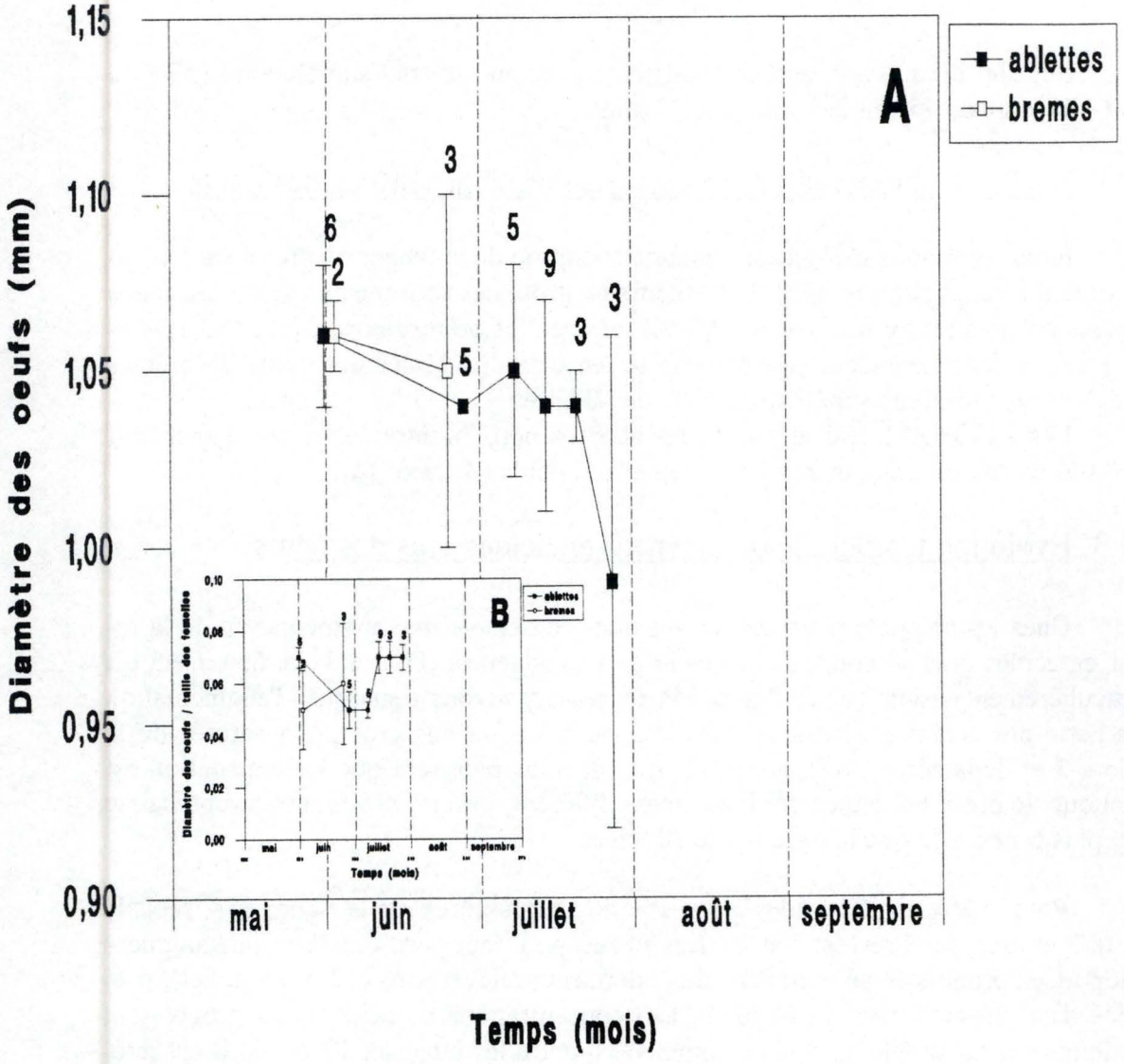


FIGURE 36.- Evolution des critères morphologiques des oeufs.
A. Evolution du diamètre des oeufs d'ablettes et des brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution du rapport diamètre des oeufs/taille des femelles chez les d'ablettes et des brèmes borelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

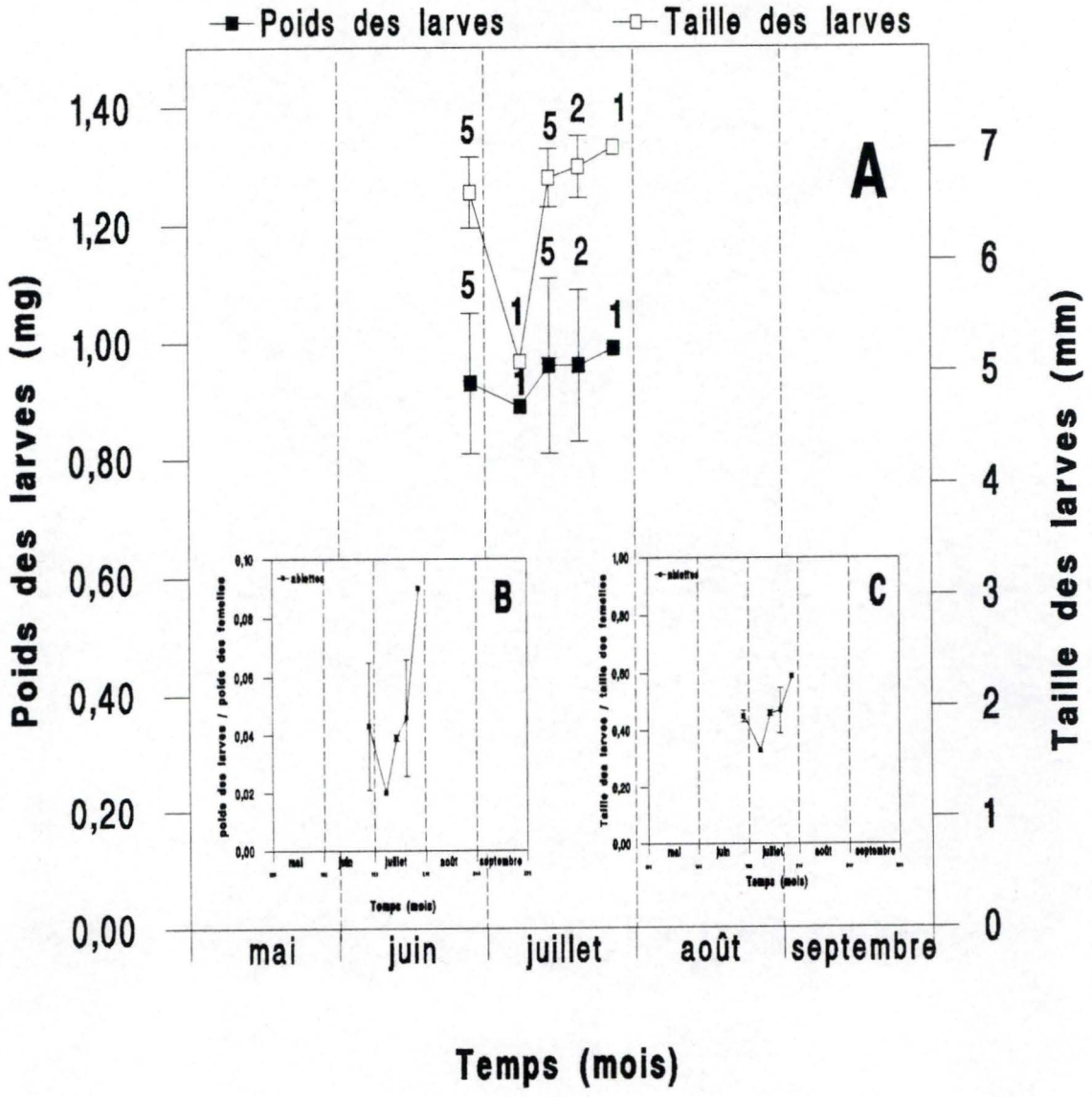


FIGURE 37.- Evolution des critères morphologiques des larves.
A. Evolution du poids et de la taille des larves d'ablettes au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution du rapport du poids des larves /poids des femelles chez les ablettes au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution du rapport de la taille des larves /taille des femelles chez les ablettes au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

18:3n-3 du 23 juin), et qu'elles tendent à suivre les mêmes évolutions. Remarquons également que le rapport DHA/EPA reste constant lors de nos deux prélèvements.

3.4.4. Evolution temporelle du diamètre des oeufs

La figure 36a exprime l'évolution du diamètre des oeufs au cours de la saison de reproduction. La figure 36b représente l'évolution du rapport entre le diamètre des oeufs et la taille des femelles au cours du temps.

Le diamètre des oeufs d'ablettes du 30 mai possède un diamètre moyen de 1,06 mm (Figure 36a). Nous pouvons également remarquer que le diamètre moyen de la dernière ponte est sensiblement plus petit (0,99 mm), mais il possède un écart-type très important. Ceci se trouve confirmé par l'ANOVA 1 qui nous montre un effet juste non significatif ($P=0,066>0,05$) du temps sur le diamètre moyen des oeufs (Annexe 18). Il existe donc une certaine diminution du diamètre moyen des oeufs d'ablettes au cours de la saison de reproduction, mais qui est caché ici par la grande variabilité des observations de la dernière ponte. Cette variabilité vient du fait qu'il existe des différences de qualités assez importantes entre les oeufs émis lors de la dernière ponte.

La figure 36b nous montre que le rapport entre le diamètre des oeufs et la taille des femelles est élevé le 30 mai puis chute les 26 juin et 6 juillet pour enfin remonter les 12, 18 et 25 juillet. Il ressort de ce graphe que nous avons un effet direct des populations d'ablettes sur la taille des oeufs. Les premiers prélèvements sont le reflet de poissons de plus grande taille, donc plus âgés, qui arrivent à maturité en début de saison de reproduction, tandis que les trois derniers prélèvements reflètent plutôt des pontes de femelles plus petites, dont c'est la première année de ponte, du moins pour certaines.

Chez les brèmes bordelières, les diamètres moyens des deux pontes sont quasiment identiques (respectivement 1,055 et 1,053 mm) (Figure 36a).

3.5. Mesure de la qualité des larves

3.5.1. Evolution temporelle du poids et de la taille des larves

La figure 37 nous présente l'évolution du poids des larves ainsi que de la taille des larves au cours de la saison de reproduction (figure 37a), l'évolution du rapport entre le poids des larves et le poids des femelles (figure 37b), et l'évolution du rapport entre la taille des larves et la taille des femelles (figure 37c),. Le poids et la taille des larves ont été mesurés sur 10 larves prises au hasard deux jours après l'éclosion.

Nous n'avons pas pris en compte le résultat des brèmes bordelières, car nous n'avons eu l'opportunité d'effectuer les mesures qu'une seule fois, ainsi que les résultats des 6 juillet (une seule des cinq fécondations artificielles ayant donné des larves) et 25

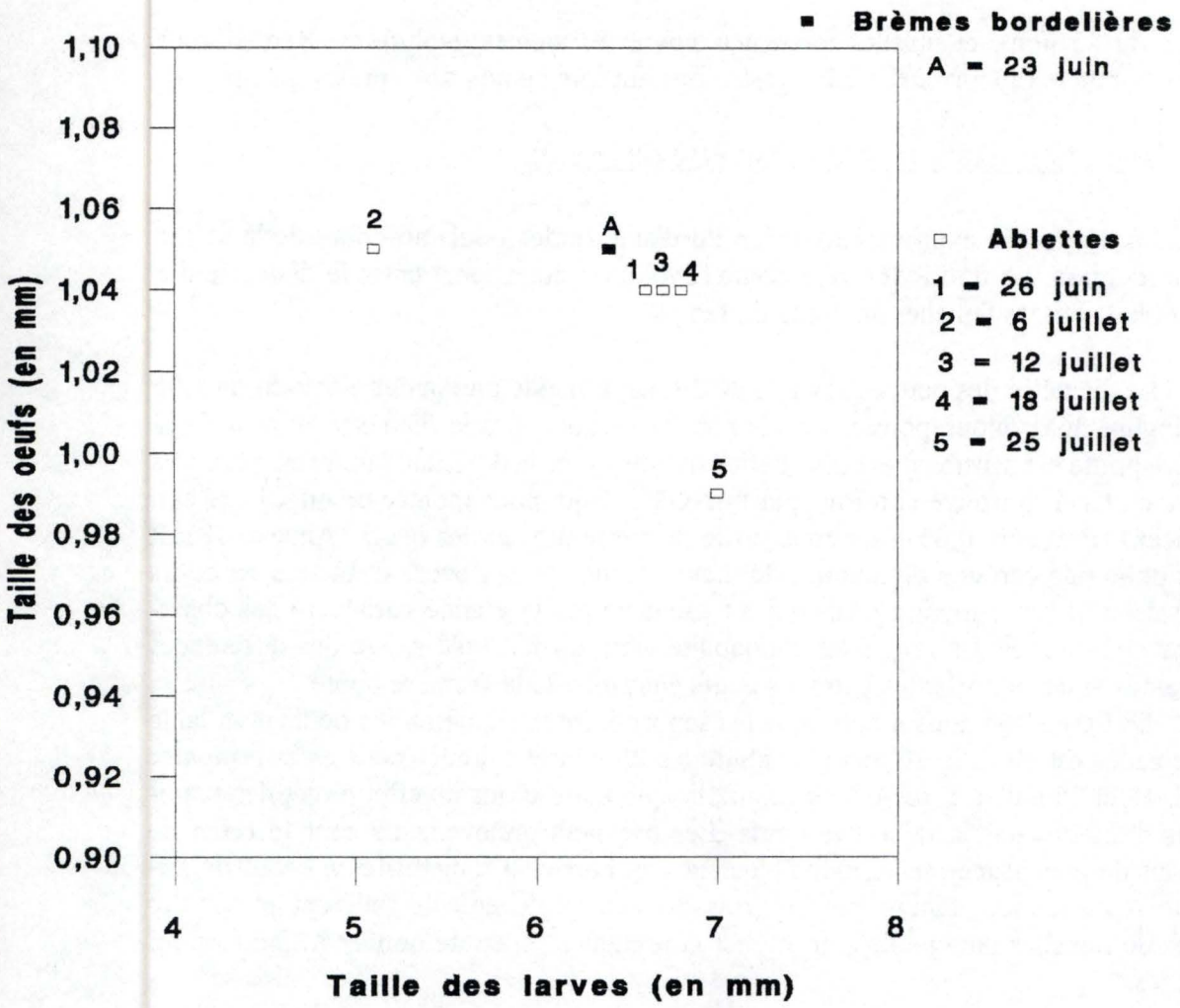


FIGURE 38.- Relation entre le poids des oeufs et la taille des larves.

juillet chez les ablettes (une seule des trois fécondations artificielles ayant donné des larves).

Le poids moyen des larves d'ablettes (Figure 37a) reste constant au cours du temps (entre 0,93 mg et 0,96 mg). Le rapport entre le poids des larves et le poids des femelles nous montre la même constance (Figure 37b), ce qui nous permet de dire que le poids des femelles n'influence pas directement le poids des larves. L'ANOVA 1 nous montre un effet non significatif (P>0,05) du temps sur le poids des larves d'ablettes (Annexe 18). Nous n'avons pas pris en considération les dates où nous n'avions qu'une seule série d'éclosion de larves (6 juillet et 25 juillet), et donc qu'une seule moyenne.

La taille moyenne des larves d'ablettes présente un profil qui (toutes proportions gardées) ressemble très fort à celui du poids des larves, avec des valeurs oscillant entre 6,6 et 6,8 mm). Ce profil, en légère augmentation, ne présente pas d'effet significatif (P>0,05) du temps sur la taille des larves (ANOVA 1 en annexe 19). Le rapport entre la taille des larves et la taille des femelles nous indique que la taille des femelles diminue au cours de la saison de reproduction.

La figure 38 nous montre bien la relation entre la taille des oeufs et celle des larves. Les plus gros oeufs donnent en moyenne naissance à des larves plus grosses. Remarquons cependant que les prélèvements des 6 et 25 juillet ne suivent pas cette ne suivent pas cette règle, mais ces prélèvements ne concernent qu'un seul échantillon, ce qui a sans doute biaisé les mesures.

3.5.2. Evolution temporelle de la teneur en eau des larves

La figure 39a nous présente l'évolution de la teneur en eau des larves d'ablettes et de brèmes bordelières. Nous avons réalisé ce dosage (et celui des protéines voir § 3.4.3.) sur des larves vivantes prélevées deux jours après l'éclosion (pour mesurer les caractéristiques biochimiques des larves), et sur les larves mortes en condition de jeûne (pour déterminer quels composants sont utilisés préférentiellement par les larves). Il faut noter que le nombre de larves provenant de poissons prélevés le 6 juillet était très faible et ne permettait pas de réaliser un échantillonnage comprenant suffisamment de larves.

A première vue, les larves d'ablettes vivantes (Figure 39a) présentent une teneur en eau supérieure de celle des larves d'ablettes mortes. La teneur en eau des larves vivantes reste constante (entre 89 et 90 %) au cours de la saison de reproduction. L'ANOVA 1 nous confirme cette observation en nous montrant un effet non significatif (P>0,05) du temps sur la teneur en eau des larves (Annexe 20a). Notons ici les valeurs plus élevées de la teneur en eau des larves de brèmes bordelières vivantes et mortes par rapport aux ablettes.

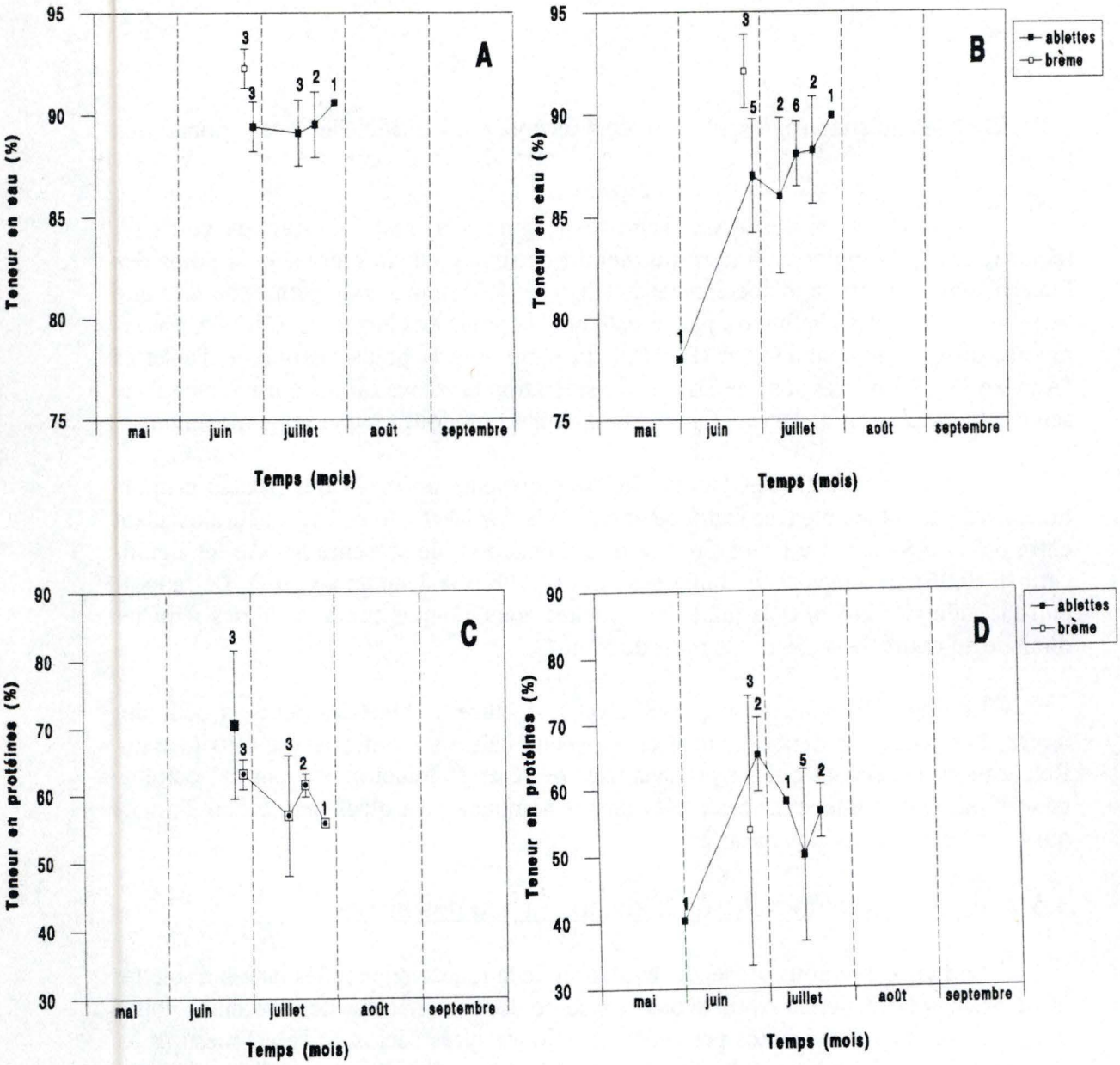


FIGURE 39.- Evolution du contenu biochimique des larves.

A. Evolution de la teneur en eau de larves vivantes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

B. Evolution de la teneur en eau de larves mortes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

C. Evolution de la teneur en protéines brutes de larves vivantes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

D. Evolution de la teneur en protéines brutes de larves mortes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.

Les données sont des moyennes ± écarts-types.

Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

Les larves d'ablettes mortes (Figure 39b) nous montrent une augmentation de la teneur en eau. Elle est faible le 30 mai (78,0 %) par rapport aux teneurs du milieu de saison, du 26 juin au 18 juillet (entre 86,0 et 88,2 %) et à la valeur de la fin de saison, le 25 juillet (89,9 %). Toutefois nous n'avons pas tenu compte de la moyenne du 30 mai et du 25 juillet pour le calcul de l'ANOVA 1, puisque ces valeurs sont ne présentent pas de réplicat. C'est ainsi que l'ANOVA 1 nous montre un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en eau des larves d'ablettes mortes (Annexe 20b). Il faut signaler également que la valeur obtenue pour les larves de brèmes bordelières mortes est supérieure à toutes les valeurs des larves d'ablettes mortes.

3.5.3. Evolution temporelle de la teneur en protéines brutes des larves

La figure 39c nous montre l'évolution de la teneur en protéines (en %) dans les larves d'ablettes vivantes. Contrairement au contenu en eau des larves, la teneur en protéines montre une faible tendance à la diminution. Elles oscillent entre 55,8 et 63,1 %. L'ANOVA 1 montre un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la teneur en protéines des larves (Annexe 21a). Nous n'avons pas tenu compte de la dernière valeur vu que les larves écloses ne proviennent que d'un seul poisson. Notons encore que la teneur en protéines des larves vivantes de brèmes bordelières est supérieure aux teneurs des ablettes, mais qu'elle possède un écart-type relativement grand.

Les larves d'ablettes mortes (Figure 39d), nous montre un graphe en dent de scie. Une valeur très basse ouvre la saison de reproduction (40,3 % le 30 mai), puis s'ensuit une transition spectaculaire, puisque nous atteignons alors le maximum (63,1 % le 26 juin). La teneur en protéine redescend ensuite jusque 56,9 % le 12 juillet. La fin de la saison est caractérisée par une hausse légère (61,4 % le 18 juillet). Malgré ces changements, l'ANOVA montre un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur les teneurs en protéines des larves (Annexe 21b). Nous n'avons pas tenu compte de la moyenne du 30 mai et du 6 juillet pour le calcul de l'ANOVA 1, puisque ces valeurs sont ne présentent pas de réplicat.

La teneur en protéines brutes des larves de brèmes bordelières est par contre assez faible (55,8 %) mais présente toujours un écart-type important.

L'importance de ces écarts-types peut être expliquée par le fait qu'en condition de jeûne, certaines des larves survivent beaucoup plus longtemps que d'autres, et que certaines larves, affaiblies par le jeûne prolongé, meurent plus rapidement suite à des parasites ou à des maladies.

3.5.4. Evolution temporelle de la survie des larves en condition de jeûne

Nous avons suivi l'évolution du TL 50 (temps létal pour 50 % des individus) au cours de la saison de reproduction. Le TL 50 est le temps de survie de la moitié des

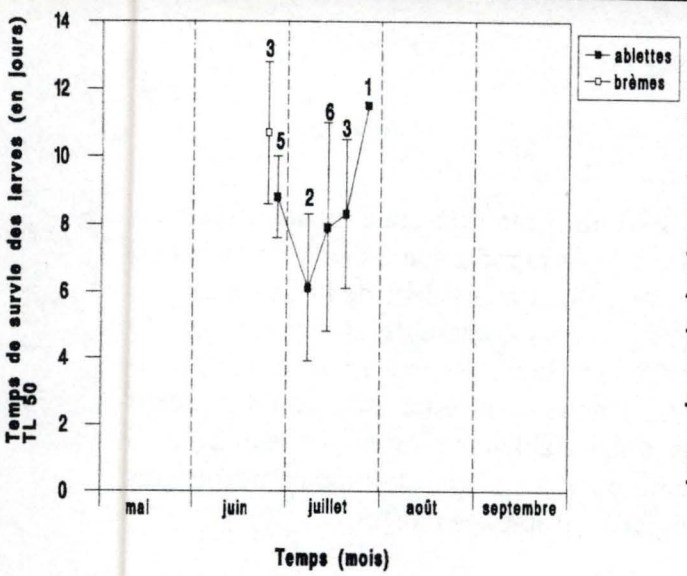


FIGURE 40.- Evolution du TL 50 des larves d'ablettes et de brèmes bordelières en conditions de jeûne au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

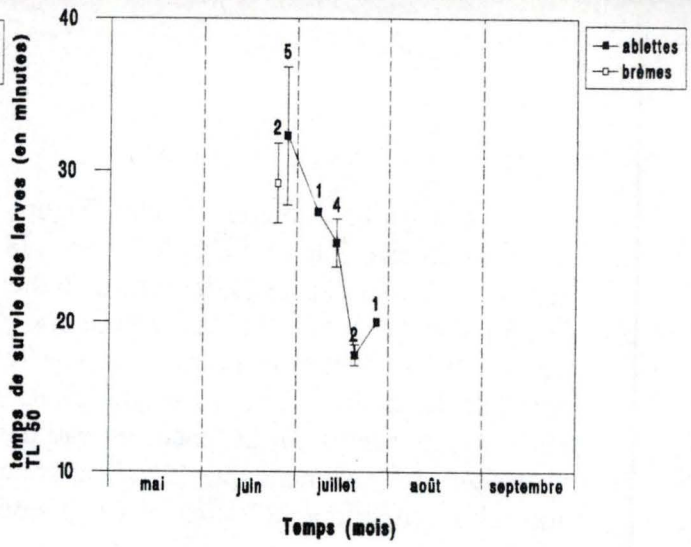


FIGURE 42.- Evolution du TL 50 des larves d'ablettes et de brèmes bordelières en conditions de salinité au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

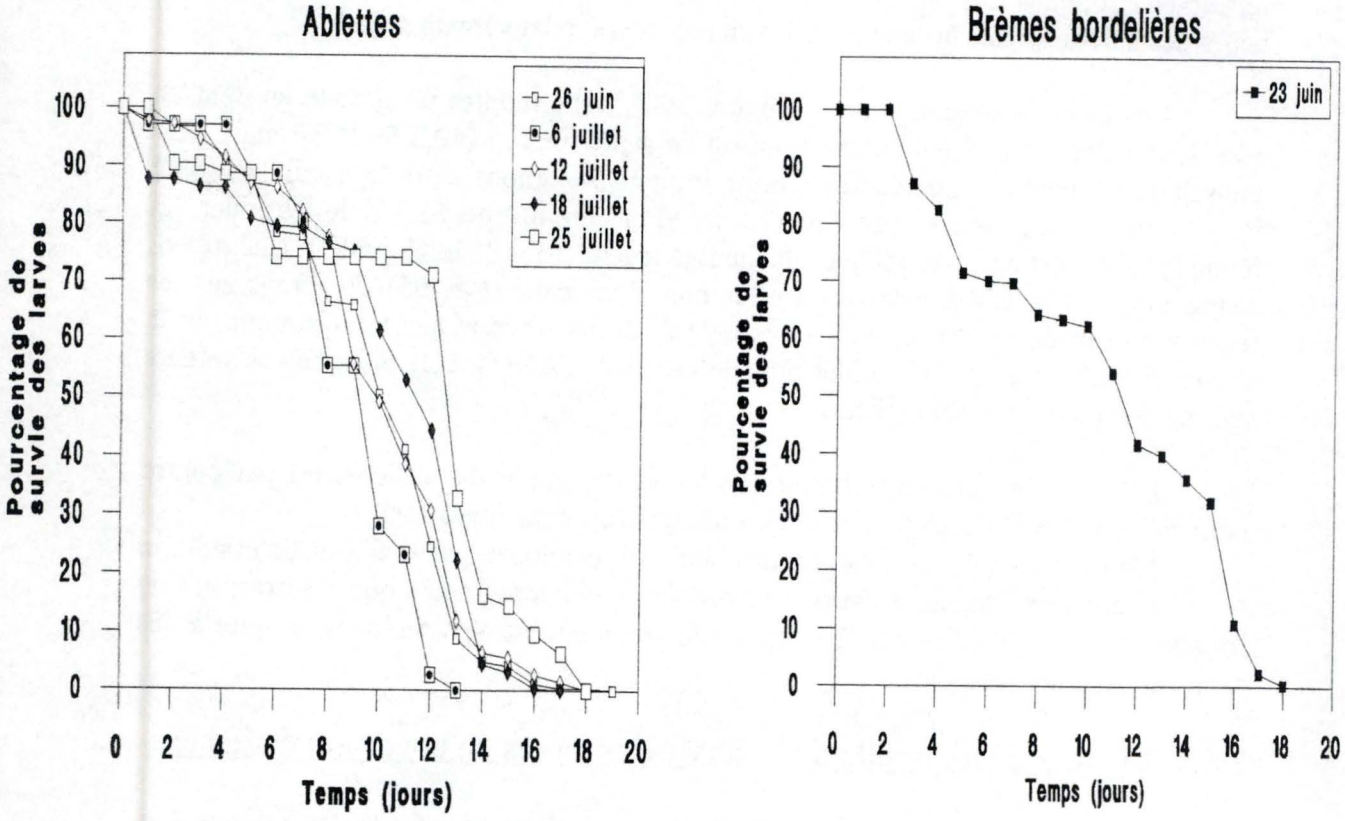


FIGURE 41.- Evolution du pourcentage de survie des ablettes et de brèmes bordelières en conditions de jeûne au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

larves soumises à un stress particulier, dans notre cas le jeûne et la salinité (les stress tests).

Le TL 50 (en jours) des larves d'ablettes commence par une transition brusque de 8,8 jours à 6,1 jours (Figure 40). Le TL 50 remonte ensuite pour revenir à des valeurs d'à peu près 8 jours. La valeur du 25 juillet est bien plus élevée (11,5 jours), mais elle ne tient compte que d'un seul échantillon. L'ANOVA 1 montre un effet non significatif ($P>0,05$) du temps sur la survie des larves en conditions de jeûnes (Annexe 22a). Nous n'avons donc pas trouvé d'augmentation significative du TL 50 des larves en condition de jeûne au cours de la saison de reproduction.

Nous avons également étudié l'évolution du pourcentage de survie des larves jusqu'à la mort de tous les individus (Annexe 24). Le temps de survie maximale des larves d'ablettes est de 19 jours et la moyenne est de 15 jours. La figure 41 présente les évolutions des différentes pontes écloses. Ce qui est frappant d'entrée, c'est que les larves des dernières pontes (18 juillet et 25 juillet) résistent tout aussi longtemps que les autres. Nous pourrions même dire plus résistantes, car le nombre de larves survivantes dans les derniers jours pour la ponte du 25 juillet est de 8 à 12 fois supérieures à celles des autres pontes, alors que le nombre de larves écloses est nettement inférieur. La seconde observation que nous pouvons retirer de la figure 41 est que le pourcentage de survie diminue de la même façon tout au long de la saison de reproduction. La diminution est généralement lente au début, car il reste encore entre 65 et 75 % de survie au jour 9 (sauf le 6 juillet ou l'on est déjà tombé à 55 %), mais s'accélère puisque 10 jours plus tard, toutes les larves sont mortes. Remarquons que les larves provenant du dernier prélèvement dont nous avons récolté des oeufs (25 juillet) présentent un plateau pendant 6 jours à ± 72 % de survie, suivi d'une chute brutale (de 40 %) au treizième jour.

Nous ne sommes en possession par contre que d'un seul échantillonnage de larves de brèmes bordelières (les larves écloses des premières fécondations artificielles ayant été perdues suite à un problème intervenu au grillage des incubateurs). Le pourcentage de survie des larves de brèmes bordelière montre un profil légèrement différent de celui des ablettes, puisque ici le pourcentage de survie diminue "en escalier", montrant des périodes stables en alternances avec des périodes de mortalités plus importantes. Le temps total de survie des larves de brèmes bordelières en conditions de jeûne est de 18 jours.

3.5.5. Evolution temporelle de la survie des larves en condition de salinité

Nous observons une diminution évidente du TL 50 (en minutes) des larves d'ablettes en conditions de salinité au cours de la saison de reproduction (Figure 42). Cette diminution est régulière lors des quatre premières pontes (de 32 à 18 minutes), puis se stabilisé en fin de saison autour de 20 minutes. Cette diminution est confirmée

par l'ANOVA 1 qui nous montre un effet hautement significatif ($P=0,002<0,01$) du temps sur la survie des larves en conditions de salinité (Annexe 22b). L'analyse des contrastes (test de Scheffé) nous permet de trouver des différences significatives entre la valeur initiale du début de saison et la seconde valeur du 12 juillet (milieu de saison de reproduction) ainsi qu'avec la troisième valeur du 18 juillet (Annexe 23). La résistance accrue au fil du temps suggérée ci-dessus ne concerne en tout cas pas la résistance aux chocs osmotiques, car les larves y sont de plus en plus sensibles en cours de saison.

4. DISCUSSION

Les caractéristiques morphologiques et biochimiques des oeufs et des larves des poissons pondeurs multiples sont la conjonction de plusieurs facteurs tant biotiques qu'abiotiques. La future qualité de la progéniture des poissons dépend bien évidemment de la qualité des géniteurs, de la qualité des oeufs pondus et de la qualité du sperme. Une approche globale de la qualité des oeufs et des larves ne peut donc se limiter à l'étude de ces oeufs et de ces larves, mais doit s'étendre à celle du sperme et des ovaires. Cette discussion s'articulera donc autour de la problématique de la qualité globale des produits sexuels et de la progéniture, intégrant les différents paramètres étudiés, en rapport avec la stratégie de recrutement ovocytaire (Voir § 1.1.1.3.2.)

4.1. Evolution de la qualité du sperme

La qualité du sperme est un atout non négligeable pour la survie des larves. D'après nos résultats, la qualité des spermatozoïdes diminue sérieusement au cours de la saison de reproduction. Cette diminution s'exprime par la chute de certaines caractéristiques "physiques" des spermatozoïdes (temps total de motilité et pourcentage de survie des spermatozoïdes).

Signalons tout d'abord que nos observations nous montrent que les brèmes bordelières possèdent une période de spermiation plus courte que celle des ablettes.

La concentration en spermatozoïdes dans le sperme des ablettes montre une hausse en début de saison, en passant de 15,1 à 25,1 milliards de spermatozoïdes par millilitre de sperme (quand les femelles deviennent matures), et une baisse en fin de saison, autour de 19 milliards (alors que la proportion de femelles matures a diminué). La concentration en spermatozoïdes du sperme de brèmes bordelières elle reste constante (entre 20,9 et 24,9 milliards de spermatozoïdes par millilitre de sperme). La concentration du sperme en spermatozoïdes a été estimée entre 10,7 et 21,3 milliards par millilitre chez le silure glane *(Silurus glanis* L.1758) par Linhart & Billard (1994). Billard (1971) mentionne que chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*) la concentration en spermatozoïdes par millilitre de sperme est d'environ 10 à 25 milliards au début de la fraie, et qu'elle diminue ensuite, pour arriver à moins d'un million. Ces observations confirme l'ordre de grandeur de nos observations.
Le fait que la concentration en spermatozoïdes chez l'ablette et la brème bordelière reste très élevée en cours de saison s'explique par le fait que ces espèces sont des pondeurs multiples, et qu'elles doivent ainsi faire face ainsi à plusieurs vagues de pontes, correspondant à plusieurs émissions de laitance.

La motilité, permettant le mouvement des spermatozoïdes est des plus importante. Son étude comporte deux aspects. La valeur de la motilité au temps zéro nous montre que la qualité du sperme est supérieure durant la période de ponte des femelles, et que le temps total de motilité nous apporte des informations complémentaires en montrant une décroissance très nette au cours de la période de reproduction. Remarquons également que le temps total de motilité montre une augmentation en début de saison, permettant à la qualité du sperme d'être optimale lors de la première ponte chez les ablettes (30 mai). Le déclin du temps total de motilité pourrait trouver une explication dans le vieillissement des spermatozoïdes (Billard, 1979 et 1986).

Il faut toutefois nuancer ces résultats, car l'évaluation de la valeur de motilité dépend d'une échelle arbitraire (voir § 1.3.2.1. Tableau 7), et donc d'observations forcément subjectives. Il n'est pas toujours évident en effet d'estimer de la même façon des valeurs de motilité à un ou deux mois d'intervalle. Ce biais peut être levé par l'utilisation du système CASA (Computer Assisted Sperm Analysis), qui permet d'évaluer la vélocité des spermatozoïdes d'une manière plus objective. Cette technique d'estimation de la motilité est plus sûre, plus précise et surtout non biaisé par l'expérimentateur (Ebrahimi *et al.*, 1995).

Le pourcentage de survie des spermatozoïdes renforce encore l'idée d'une diminution de la qualité du sperme, puisqu'il chute brutalement une fois la saison de reproduction terminée, alors qu'il reste constant durant la période de maturation des femelles.

Les paramètres d'évaluation de la qualité du sperme ont également fait l'objet d'une étude à court terme. Le sperme prélevé étant conservé à 4°C, nous avons pu estimer la qualité du sperme par l'évolution des paramètres des spermatozoïdes *in vitro* après 6, 24, 48, 72 et 96 heures de conservation. Comme le signale Billard & Cosson (1992) chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*), la survie des spermatozoïdes *in vitro* est fortement variable comparée à celle des spermatozoïdes restant dans le tractus génital des mêmes mâles. En effet, la survie totale des spermatozoïdes ne dépasse pas 120 heures, alors qu'elle dure toute la saison dans le tractus génital. Cette diminution de la durée de conservation du sperme nous prouve une fois de plus l'existence d'un vieillissement des spermatozoïdes et donc que le sperme ne présente pas de caractéristiques constantes au cours de la période de reproduction. Toutefois, la durée de conservation du sperme reste relativement brève, même au début de la spermiation, soit environ 96 heures (le maximum atteint étant de 120 heures), ce qui est comparable aux données disponibles dans la littérature tant pour les poissons marins (3 jours chez le bar *Dicentrarchus labrax*; Billard et al., 1977) que pour les poissons d'eaux douces (48 à 96 heures; Sanchez-Rodriguez & Billard, 1977).

En résumé, les spermatozoïdes sont, au cours de la saison de reproduction, tout aussi nombreux qu'au début, mais moins nombreux à être vivants, légèrement moins mobiles mais surtout mobiles beaucoup moins longtemps.

Nos résultats montrent clairement que les mâles présentent une meilleure qualité du sperme quand les femelles commencent à pondre (fin mai) qu'avant la saison de reproduction.

4.2 Evolution des paramètres morphologiques

L'IGS normalement élevé lors de la saison de reproduction diminue progressivement en fin de saison de reproduction chez les deux espèces. Ceci s'explique par le fait que les poissons capturés en fin de saison ne sont plus en recrutement ovocytaire, et ne présentent donc plus d'accumulation de vitellus dans les ovocytes (Delahunty & de Vlaming, 1980). Ces résultats sont confirmés par les études réalisées sur le bar par Billard & Breton (1981), et sur le goujon par Kestemont & Philippart (1991).

Nos résultats pour l'ablette sont par ailleurs inférieurs de 3 à 4 % des valeurs rapportées par Kestemont *et al.* (1995). Ceci pourrait être dû aux mauvaises conditions climatiques du printemps (temps alternativement chaud et froid). Les IGS des brèmes bordelières sont par contre en accord avec les résultats de Kestemont et al. (1995) chez la même espèce.

L'importance des écarts-types observés en période de reproduction indique que l'IGS nous permet d'estimer globalement l'état de maturité des poissons, mais de manière imprécise. Seule l'analyse histologique permet de savoir quelle sera l'évolution de l'ovaire (Delahunty & de Vlaming, 1980).

Nos résultats de la fécondité sont en accord avec ceux obtenus par Rinchard *et al.* (1995) chez les mêmes espèces. La fécondité plus élevée des brèmes bordelières par rapport aux ablettes montre une stratégie différente. D'après l'analyse histologique, les brèmes semblent pondre une à deux fois par saison, mobilisant ainsi les ovocytes au début de la saison de reproduction. Les ablettes pour leur part pondent au moins deux fois par saison, elles recrutent les ovocytes au fur et à mesure des pontes, ce qui explique une fécondité potentielle plus faible au début de la saison de reproduction.

4.3. Evolution de la qualité des ovaires

La qualité des ovaires est intéressante car elle influence la qualité des oeufs, mais elle reflète essentiellement l'utilisation des constituants énergétiques nécessaire à la croissance des ovocytes.

La teneur en protéines brutes des ovaires est révélatrice de l'état de maturité des poissons. En effet, le recrutement ovocytaire augmente la teneur en protéines des ovaires par l'accumulation du vitellus dans les ovocytes. Une fois les oeufs expulsés, la concentration en protéines chute.

Nos observations montrent que la qualité des ovaires estimée par la teneur en eau et en protéines est à peu près la même durant la saison de reproduction. Ces observations confirment celles réalisées par Eliassen & Vahl (1982) chez un poisson marin pondeur multiple, la morue (*Gadus morhua*). Chez les ablettes, les teneurs plus basses en eau et en protéines enregistrées le 6 juillet, et surtout la hausse qui s'ensuit, pourrait montrer le début du second recrutement ovocytaire. La qualité varie légèrement après la saison où l'on note une augmentation de la teneur en eau et une diminution de la teneur en protéines. Ceci correspond à la phase de récupération des ovaires, lorsque les ovocytes sont arrêtés en vitellogenèse endogène. Cette phase de récupération apparaît clairement sur les coupes histologiques, où les derniers prélèvements présentent tous des ovaires au stade 6. Chez les brèmes bordelières par contre, nous observons une légère chute des teneurs en eau, montrant la fin des pontes du recrutement ovocytaire initial (les oeufs les plus hydratés ont été émis). La hausse de la teneur en eau, et la baisse de la teneur en protéines qui suit est la conséquence de la phase de récupération des ovaires.

Il existe par contre des espèces où la teneur en eau et en protéines montre des chutes impressionnantes. Chez la plie (poisson marin pondeur multiple) *Pleuronectes platessa* L.1758 (Dawson & Grimm, 1980), le contenu en eau des ovaires passe de 42,2 g en saison de reproduction à 1,4 g après la saison. Une diminution est également observée chez le corégone (poisson d'eau douce pondeur unique) *Coregonus albula* L.1758 (Lahti & Muje, 1994), mais ici la teneur en eau des ovaires passe de 80 % pendant la saison de reproduction à 62 % après la saison.

4.4. Evolution de la qualité des oeufs

Le diamètre moyen des oeufs d'ablettes est de 1,04 mm et celui des oeufs de brèmes bordelière est de 1,05 mm. La forte production d'oeufs, comme nous l'indique la mesure de la fécondité (voir 3.2.3. et 4.2.2.) et le faible diamètre nous montre que les deux espèces étudiées possèdent sans doute une stratégie r (voir § 1.2.4.5.; Ware, 1975).

Le diamètre moyen des ablettes montre une tendance à la diminution au cours de la saison de reproduction, ce qui confirme les observations de Mc Evoy & Mc Evoy (1991) chez le turbot (*Scophthalmus maximus*), Kjorsvik (1994) et Mangor-Jensen *et al.* (1994), chez la morue (*Gadus morhua*). Nous avons observé que les premiers prélèvements sont le reflet de poissons de plus grande taille, et donc plus âgés, qui arrivent à maturité en début de saison de reproduction, tandis que les trois derniers prélèvements reflètent plutôt des pontes de femelles plus petites. Ceci est en accord avec le

fait que chez de nombreuses espèces les jeunes d'âge n+1 ne pondent qu'en fin de saison de reproduction (Bagenal, 1971; Blaxter, 1988; Mc Evoy & Mc Evoy, 1991; Ruchon *et al*, 1993). Nous avons également remarqué que le dernier prélèvement présente des écarts-types très important. Ceci est à mettre en relation avec le fait que les pontes des poissons plus jeunes semblent plus variables que les pontes d'individus plus âgés (Kjorsvik, 1994).

La qualité des oeufs évaluée par la teneur en eau et en protéines semble constante au cours de la saison de reproduction. Ces observations confirment celles effectuées par Kamler & Stachowiak (1992) chez la tanche *Tinca tinca* L.1758 (poisson d'eau douce pondeur multiple). Remarquons cependant que la teneur en eau du 25 juillet (dernier prélèvement) est plus élevée mais avec un écart-type important, ce qui indique que les teneurs sont assez différentes à l'intérieur même de l'échantillon. La qualité de cette dernière ponte n'est certainement plus aussi bonne que les précédentes.

Notons que Kjorsvik (1994) observe une diminution de 20 à 30 % du poids sec des oeufs de morue *Gadus morhua* (pondeur multiple) au cours de la période de ponte. Dans ce cas-ci, les oeufs de morue présentent bien une variation de leur qualité, puisqu'une plus grande partie de ces oeufs est composée d'eau et non de réserves énergétiques.

Il faut toutefois remarquer que la teneur en protéines des brèmes bordelières est supérieure (environ 4 %) à celle des ablettes.

D'une manière générale, la teneur en acides gras à tendance à augmenter au cours de la saison de reproduction. Signalons que le poids total des FAME (= fatty acid methyl esters), donc de tous les acides gras, augmente dans une proportion impressionnante (de 214,0 à 351,3 mg total de FAME/g de poids sec) comme le prévoient Planas *et al.*, 1991, chez le turbot (*Scophthalmus maximus*).

La proportion en 18:1(n-9) est de 19 % en moyenne chez l'ablette et de 18,7 % chez la brème bordelière, comme l'a d'ailleurs observé Sargent (1995), chez la morue *Gadus morhua*, et chez le saumon atlantique *Salmo salar* L.1758. Les proportions moyennes en EPA (ou 20:5(n-3)) et DHA (ou 22:6(n-3)) montrent en revanche des différences avec les valeurs rencontrées dans la littérature. En effet, nous observons respectivement des valeurs de 2,3 et 8,8 % pour l'EPA et le DHA, alors qu'elles sont de 11 % et 16 % chez la morue, et de 6,0 % et 11,4 % chez le saumon atlantique (Sargent, 1995). Nous remarquons ici très bien les différences entre les poissons marins, les poissons d'eau douce et les poissons migrateurs fréquentant alternativement la mer et les eaux douces. Bell *et al.* (1986) expliquent ces différences par le fait que les poissons marins et les poissons d'eau douce n'ont pas les mêmes exigences du point de vue des acides gras. En effet, les poissons d'eau douce, requièrent préférentiellement des acides gras des séries (n-3) et (n-6) pour leur développement. Cet apport en acide gras est principalement dû au 18:2(n-6) et au 18:3(n-3), ces deux acides gras étant les

précurseurs des principaux acides gras essentiels (EFA) : le 20:4(n-6), l'EPA et la DHA. Chez les poissons marins en revanche, la demande en acides gras n'est pas la même, car ils ne possèdent pas les voies de conversions nécessaires à la transformation du 18:2(n-6) et 20:4(n-6) en EPA, et du 18:3(n-3) en DHA. Les demandes en acides gras des oeufs sont donc focalisées sur ces trois acides gras essentiels.

Cette différence dans la demande en acide gras est reflétée par les différences du rapport (n-3)/(n-6). Ce rapport est généralement élevé chez les poissons marins, mais est nettement plus bas chez les poissons d'eau douce (Bell *et al.*, 1986). Il est de 3,3 chez la sole du Sénégal *Solea senegalensis* (Vazquez *et al.*, 1994), et se situe entre 5 et 10 chez la morue (Sargent, 1995). Nous observons un rapport moyen de 1,1 qui concorde avec les observations de Bell *et al.*(1986) et de Abi-ayad *et al.* (1995) pour qui le rapport (n-3)/(n-6) est de 0,88 chez les oeufs de perche (*Perca fluviatilis* L.1758). Nos résultats montrent que la quantité d'acides gras de la série (n-3) a tendance à augmenter en fin de saison, comme le confirme Planas *et al.*, (1991) chez le turbot (*Scophthalmus maximus*). De même, Schwalme *et al.* (1993) ont montré que la proportion de 18:3(n-3) et de 18:(2n-6) augmente dans les ovaires de brochet (*Esox lucius* L. 1758) au cours de la période de recrudescence ovocytaire, accumulant ainsi des réserves d'acides gras pour les oeufs.

Le rapport entre le DHA et l'EPA est important car il rend compte de la proportion des constituants des membranes cellulaires responsables de la fluidité de celles-ci, de la proportion des constituants des tissus nerveux, ainsi que de la proportion des précurseurs des prostaglandines (Bell *et al.*, 1986). Les valeurs de ce rapport varient entre 1,3 chez la perche (Dabrowski *et al.*, 1990), 1,5 chez la morue, 1,9 chez le saumon atlantique (Sargent, 1995), 2,2 chez *Morone saxatilis* (Harrell & Woods, 1995), et 2,8 chez la sole du Sénégal (Vazquez *et al*, 1994). Nous avons observé une valeur moyenne de 7,9. Notons que ces valeurs montrent des résultats homogènes au cours de la saison de reproduction.

L'évolution de la qualité des oeufs estimée par les acides gras au cours de la saison de reproduction a plutôt tendance à augmenter. Les larves deviendront ainsi plus résistantes aux conditions extérieures (apport de nourriture).

Notons enfin que Parrish *et al.* (1995) ont montré que chez le flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*), les concentrations importantes en EPA avaient une influence sur la survie des larves, et donc que de hautes concentrations en EPA sont synonyme d'une bonne qualité des oeufs. Nos résultats montrent une teneur en EPA relativenent faible, mais il faut tenir compte du fait que les poissons d'eau douce sont capable de synthétiser l'EPA. Ce critère est donc plus opportun chez les poissons marins.

4.5. Mesure de la qualité des larves

La taille des larves d'ablettes est relativement importante (entre 5,1 et 7,0 mm deux jours après l'éclosion), si on la compare aux tailles des larves de poissons marins se situant généralement entre 2 et 8 mm (Jobling, 1995). Mais cette taille se révèle être presque constante au cours de la saison de reproduction.

Une corrélation positive entre le diamètre des oeufs et la taille des larves a été rapportée par plusieurs auteurs (Springate & Bromage, 1985; Blaxter, 1988; Duarte & Alcaraz, 1989; Marteinsdottir & Able, 1993). Les petits oeufs donnent donc des larves de plus petites taille et vice-versa. Nos prélèvements n'échappent pas à cette règle. Remarquons seulement que deux points se trouvent hors de la corrélation, mais ces deux points ne représentent qu'une seule moyenne, ce qui a pu sans doute biaiser les mesures.

L'étude des larves vivantes nous montre que la teneur en eau reste constante, alors que celle des protéines diminue faiblement. Les larves écloses en fin de saison possèdent donc moins de protéines que celles écloses au début. La concentration en protéines des oeufs restant elle constante, nous pouvons donc dire que les oeufs des derniers prélèvements ont consommé plus de protéines durant la période de développement embryonnaire (les protéines étant utilisées comme réserves énergétiques).

L'étude des larves mortes en conditions de jeûne nous apporte ici d'autres informations. La première est que les premières larves écloses ont consommé une grande fraction de leurs réserves énergétiques et ont perdu la majeure partie de leur teneur en eau. La survie maximale des larves du premier prélèvement est de 19 jours alors que la moyenne au cours de la saison est de 15 jours. Les deuxièmes larves ont survécu 13 jours (maximum) alors que leurs réserves énergétiques et en eau sont de loin supérieures à la moyenne. Cette constatation relève du fait d'une mort plus rapide des larves dans les premiers jours ayant suivi l'éclosion, laissant ainsi une bonne partie des réserves non utilisées.

La présence de réserves énergétiques importantes est donc critique pour la survie des larves, comme l'ont remarqué Heming & Buddington (1988). Notons simplement qu'elle n'est pas exclusive, et qu'elle est bien évidemment à mettre en relation avec les autres facteurs influençant la qualité des larves.

L'étude de la survie des larves en conditions de jeûne est en raison de la définition de la qualité (qui est rappelons-le : la capacité du critère en question à produire des larves viables) mis en relation avec toutes les autres expériences de ce mémoire

Contrairement à nos expériences réalisées jusqu'à présent, la qualité des larves, exprimée par le TL 50 en conditions de jeûne, nous montre plutôt une augmentation lors de la dernière ponte d'ablettes écloses. Les larves apparaissent particulièrement résistante puisque au douzième jour de jeûne, il y avait encore presque 70 % de survie.

Les larves montrent en outre une survie totale de 18 jours (alors que le maximum atteint dès la première ponte est de 19 jours). Notons cependant que cet échantillon est unique.

La survie totale moyenne des larves d'ablettes et de brèmes bordelières (15 et 18 jours respectivement) est assez élevée, lorsque l'on sait qu'elle est de 10 jours chez la carpe, sous conditions stables (Geurden *et al.*, 1995). Il ne faut pas oublier cependant que nous avons travaillé en conditions contrôlées (21°C; obscurité; aération constante), alors que les conditions environnementales changent en cours de saison de reproduction.

La résistance aux chocs osmotiques ne montre pas le même phénomène. Les larves y sont de plus en plus sensibles en cours de saison. La chute est importante (plus de 50 %) au cours de la saison de reproduction, diminuant la qualité des larves, car la moindre résistance aux chocs osmotiques rend les larves beaucoup plus sensibles aux infections bactériennes, ou aux manipulations dont elles peuvent faire l'objet.

5. RESUME, CONCLUSIONS ET PERSPECTIVES

Ce travail avait pour objectif d'étudier l'évolution de la qualité des gamètes mâles et femelles par différents critères morphologiques et biochimiques, chez deux espèces à ovogenèse asynchrone, l'ablette (*Alburnus alburnus*) et la brème bordelière (*Blicca bjoerkna*), au cours de la saison de reproduction.

Dans un premier temps, ce travail a consisté à rechercher et à synthétiser dans la littérature les différents éléments nous permettant de mieux cerner le sujet, et nous permettant par la même occasion, d'établir un programme d'expérimentation judicieux. Il ressort de cette recherche que :

- Les espèces considérées présentent deux stratégies de recrutement ovocytaire différentes. Les ablettes semblent posséder une recrudescence des ovaires permanente durant toute la saison de reproduction, alors que les brèmes bordelières semblent posséder une recrudescence unique des ovaires en début de saison de reproduction (d'après Kestemont et al., 1995; Rinchard et al., 1995).

- La qualité des oeufs et des larves n'est pas nécessairement un phénomène constant au cours de la saison de reproduction. Ceci est du principalement à la multitude des facteurs influençant le bon déroulement de la reproduction. La qualité des larves ne peut être ainsi considérée que comme la conjonction des influences respectives de la qualité des oeufs et de la qualité du sperme.

- L'évaluation de la qualité du sperme, des oeufs, et des larves s'effectue à des niveaux différents. La qualité du sperme est estimée par quatre critères physiques des spermatozoïdes. L'estimation de la qualité des oeufs et des larves permet des critères plus diversifiés et plus nombreux. La morphologie des oeufs et des larves nous renseigne quant aux problèmes de malformations ou de changements de taille. Les critères biochimiques nous permettent alors une étude plus en profondeur de l'état des réserves énergétiques des oeufs et des larves au cours de la saison de reproduction. Mais ces estimations ne sont valables que pour le critère étudié.

- La qualité globale de la progéniture des poissons ne peut être envisagée que comme étant la synthèse de ces diverses estimations. Notons ici la difficulté d'évaluer un état à partir d'estimations différentes pour chaque critère (grande variabilité des résultats entre les différents aspects de la problématique lors de

l'évaluation générale de la progéniture) remarquées par plusieurs auteurs, ne s'avançant la plupart du temps à aucune conclusion.

Dans un deuxième temps, nous avons déterminé l'évolution de la qualité du sperme, des oeufs et des larves d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction. Nous avons ainsi prélevé en milieu naturel (Meuse) des individus mâles et femelles sur une période allant du 9 mai au 18 septembre. Les prélèvements destinés à l'étude du sperme se sont réalisés indépendamment des prélèvements destinés à l'étude de la qualité des oeufs et des larves. Remarquons qu'a chaque récolte de femelles, des mâles étaient nécessairement capturés pour les fécondations artificielles. L'étude de la qualité du sperme a porté sur 6 prélèvements chez les ablettes et 3 chez les brèmes bordelières. L'étude de la qualité des oeufs et des larves a porté sur 8 prélèvements chez les ablettes et 5 chez les brèmes bordelières (Chaque prélèvement de poissons n'a pas toujours fourni des oeufs).

- La qualité du sperme a été estimée selon quatre critères physiques des spermatozoïdes que sont la valeur de motilité, le temps total de motilité, le pourcentage de survie et la concentration en spermatozoïdes dans le sperme.

- La qualité des ovaires a été estimée par un critère morphologique, l'indice gonadosomatique (IGS) en tant que témoin global des modifications encourues par les individus au cours de la saison de reproduction, et deux critères biochimiques, la teneur en eau et en protéines en tant que témoins de l'état des réserves énergétiques des ovaires au cours de la saison de reproduction.

- La qualité des oeufs a été estimée par un critère morphologique, le diamètre, et trois critères biochimiques, la teneur en eau, en protéines et en acides gras.

La qualité des larves a été estimée par deux critères morphologiques, que sont le poids et la taille, par deux critères biochimiques, que sont la teneur en eau et en protéines, ainsi que trois critères physiques, le pourcentage de survie et le temps de létalité pour 50 % des larves en conditions de jeûne et en conditions de salinité.

- Enfin, nous avons réalisé un suivi histologique des ovaires, de manière à observer l'état de maturité des ovaires, ainsi que l'évolution des recrutements ovocytaires au cours de la saison de reproduction.

Nos résultats apportent des éléments nouveaux car peu d'études sur la qualité globale de la reproduction (qualité des ovaires, des gamètes mâles et femelles, de la progéniture), ainsi que son évolution au cours de la saison de reproduction ont été consacrées à des espèces à ovogenèse asynchrone.

Nous avons ainsi pu montrer que la qualité du sperme tend à être de moins en moins bonne en fin de saison de reproduction. Nous n'avons pas pu mettre en évidence l'influence de la diminution de la qualité du sperme sur la survie de la progéniture.

La qualité des ovaires ne présente pas à proprement parler de différences au cours de la saison de reproduction. Les changements enregistrés dans la composition biochimique reflètent l'état des ovaires entre deux saisons de reproduction, c'est-à-dire contenant moins de protéines et plus d'eau que pendant la saison.

La qualité des oeufs des deux espèces tend également à rester constante durant la période de ponte. Le diamètre des oeufs, la teneur en eau et en protéines sont quasi constantes au cours de la saison de reproduction. La teneur en acides gras quant à elle montre une évolution intéressante de la part des acides gras essentiels, dont la teneur augmente du simple au double pour certains (comme le 22:6n-3), alors que d'autres restent constants (comme le 20:5n-3). Nous n'avons pas remarqué d'évolution de la survie de la progéniture, malgré l'augmentation spectaculaire de la concentration en acides gras. Ceci montre bien que la qualité des oeufs a tendance à rester stable.

L'évaluation de la qualité des larves revêt deux aspects différents : d'une part l'évolution de la qualité des larves indépendamment des autres critères d'évaluations de la qualité (sperme, ovaires et oeufs), et d'autre part une estimation de la qualité des larves en tant qu'évaluation de la qualité du sperme, des ovaires et des oeufs. Rappelons ici qu'un critère de bonne qualité doit permettre le développement d'une progéniture viable. Nos résultats nous ont montré que les larves possèdent un temps de survie total moyen de 15 jours chez les ablettes et de 18 jours chez les brèmes bordelières. Dans cette optique, et vu que la survie des larves ne montre pas d'évolution significative, nous pouvons en conclure que la qualité globale de la reproduction (qualité des ovaires, des gamètes mâles et femelles, de la progéniture) est bonne, et surtout qu'elle reste constante au cours de la saison de reproduction. Cette constance dans la qualité des larves renforce les critères restant constant, et montre une moindre importance des critères présentant une évolution significative, et ceci chez les deux espèces considérées.

Le fait que la qualité globale de la reproduction ne montre pas d'évolution, ne nous a pas permis de déceler une quelconque influence du type de recrutement ovocytaire sur la qualité des oeufs et des larves.

Il est évident qu'il reste encore beaucoup de choses à découvrir dans le domaine de la qualité de la reproduction. Il serait ainsi des plus intéressant de compléter cette étude en développant :

- Une généralisation de la méthode et des techniques de mesure de la qualité de globale de la reproduction en vue d'une application directe à l'aquaculture des poissons pondeurs multiples.

- Une comparaison entre les qualités globales de la reproduction des pondeurs synchrones, groupes-synchrones et asynchrones.
- L'évolution de la qualité de la reproduction en conditions naturelles, introduisant les facteurs biotiques et abiotiques. Les facteurs biotiques, tels que la prédation ou la disponibilité de la nourriture des géniteurs et de la progéniture au cours de la saison de reproduction. Les études sur la disponibilité alimentaire des larves en milieu naturel, pouvant nous donner des renseignements quant à l'évolution des réserves des oeufs et des larves. Les facteurs abiotiques, tels que les conditions physico-chimiques du milieu ou les pollutions passagères ou à long terme du cours d'eau.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

Abi-ayad, S-M., E-A., Mélard, C. & Kestemont, P., Effect of n-3 fatty acid in european perch (Perca fluviatilis) broodstock diet on survival of larvae after stress test. In "*Larvi '95 - Fish and Shellfis Larviculture Symposium*", (Lavens, P., Jaspers, E. Et Roelants, I., eds).pp:.12-15 European Aquaculture Society, Special Publication No.24, Gent, Belgium.

Ahlstrom, E.H. & Moser, H.G., 1980. Characters useful in identification of pelagic marine fish eggs. *Rep. Calif. Coop. Oceanogr. Fish. Invest.*, **21**: 121-131.

Ako, H., Tamaru, C.S. & Lee, C.-S., 1994. Chemical and physical differences in milkfish (*Chanos chanos*) eggs from natural and hormonally induced spawns. *Aquaculture*, **127**: 157-167.

Aranjo-Lima, C.A.R.M., 1994. Egg size and larval development in Central Amazonian fish. *Journal of Fish Biology*, **44**: 371-389.

Bagenal, T.B., 1971. The interrelation of the size of fish eggs, the date of spawning and the production cycle. *Journal of Fish Biology*, **3**: 207-219.

Bagenal T.B. et Braum E., 1978. Eggs and early life history. In "*Methods for assessment of Fish Production in Fresh Waters*", (Bagenal, T.B., ed), pp165-201, Blackwell Scientific Publications, Oxford and Edinburgh, 324pp.

Bell, M.V., Henderson, R.J. & Sargent, J.R., 1986. The role of polyunsatuerd fatty acids in fish. *Comp. Biochem. Physiol.*, **83b**: 711-719.

Bengtson, D.A., Barckman, R.C. & Berry, W.J., 1987. Relationships between maternal size, egg diameter, time of spawning season, temperature, and length at hatch of Atlantic siverside, *Menidia menidia*. *Journal of Fish Biology*, **31**: 397-704.

Bertin, L., 1958. Sexualité et fécondation. In "*Traité de Zoologie*", Tome 13, fascicule 2. (Grassé, P.P., ed). Masson et Cie, Paris. pp 1584-1652.

Billard, R., 1979. La gamétogenèse, le cycle sexuel et le contrôle de la reproduction chez les poissons téléostéens. *Bulletin français de Pisciculture*, **273**: 117-134.

Billard, R., 1986. Spermatogenesis and spermatology of some teleost fish species. *Reprod. Nutr. Dévelop.*, **26**(4): 877-920.

Billard, R. & Breton, B., 1981. Le cycle reproducteur chez les poissons téléostéens. *Cahiers du Laboratoire de Montereau*, **12**: 43-56.

Billard, R. & Cosson, M.-P., 1986. Sperm motility in rainbow trout, *Parasalmo mykiss* ; effect of pH and temperature. In "*Reproduction in fish - Basic and applied aspects in endocrinology and genetics*", Tel-Aviv, Israel, 10-12 November 1986. Ed. INRA, Paris, 1988 (Les Colloques de l'INRA, n°44).

Billard, R. & Cosson, M.-P., 1992. Some problems related to the assessment of sperm motility in freshwater fish. *J. Exp. Zool.*, **261**: 122-131.

Billard, R., Breton, B. & Jalabert, B., 1971. La production spermatogénétique chez la truite. *Ann. Biol.anim. Bioch. Biophys.*, **11(2)**: 190-202

Billard, R., Dupont, J. & Barnabé, G., 1977. Diminution de la motilité et de la durée de conservation du sperme de *Dicentrarchus labrax* L. (Poisson, Téléostéen) pendant la période de spermiation. *Aquaculture,* **11**: 363-367.

Billard, R., Cosson, J., Perchec, G. & Linhart, O., 1995. Biology of sperm and artificial reproduction in carp (*Cyprinus carpio*). *Aquaculture,* **129**: 95-112.

Blaxter, J.H.S., 1969. Development: eggs and larvae. In "*Fish Physiology*", Vol 3, (Hoar W.S. & Randall D.J., eds). Academic Press, London.. pp 178-252.

Blaxter, J.H.S., 1988. Pattern and variety in development. In "*Fish physiology*", Vol 11, Part A., (Hoar W.S. & Randall D.J., eds). Academic Press, London. pp 1-58.

Bouchaud, O. & Galois, R., 1990. Utilization of egg-yolk lipids during the embryonnic development of *Sepia officinalis* L. In relation to temperature of the water. *Comp. Biochem. Physiol.*, **97B**: 611-615.

Braum, E., 1978. Ecological aspects of the survival of fish eggs and larvae. In "*Ecology of Freshwater Fish Production*", (Gerking, S.D., eds). pp 102-136.

Bromage, N.R., 1995. Broodstock management and seed quality - General considerations. In "*Broodstock management and egg and larval quality in fish*", (Bromage, N.R. et Roberts, R.J., eds). Blackwell Science, Oxford. pp 1-25.

Bromage, N.R., Hardiman, P., Jones, J., Springate, J. & Bye, V., 1990. Fecundity, egg size and egg volume differences in 12 stocks of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* Richardson. *Aquaculture and Fisheries Management,* **21**: 269-284.

Bromage, N.R., Jones, J., Randall, C., Thrush, M., Davies, B., Springate, J., Duston, J. & Barker, G., 1992. Broodstock management, fecundity, egg quality and the timing of egg production in the rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, **100**: 141-166.

Bromage, N.R., Bruce, M., Basavaraja, N., Rana, K., Shields, R., Young, C., Dye, J., Smith, P., Gillespie, M. et Gamble, J., 1994. Egg quality determinants in finfish : The role of overripening with special reference to the timing of stripping in the Atlantic halibut *Hippoglossus hippoglossus. Journal of the world aquaculture society,* **25**: 13-21

Bromley, P.J., Sykes, P.A. & Howell, B.R., 1986. Egg production of turbot (*Scophthalmus maximus* L.) spawning in tank conditions. *Aquaculture*, **53**: 287-293.

Chatain, B., 1994. Quality assessment of marine fish larvae and juveniles. In "*Measures for Success*", (Kestemont, P., Muir, J., Sevilla, F. et Williot, P., eds). Cemagref - Edition 1994. pp181-183.

Corneillie, S., Agius, C. & Ollevier, F., 1990. Comparison of the fatty acid profile of wild caught fingerlings and yolk sac sea bass (*Dicentrarchus labrax*) larvae with cultured healthy larvae and larvae suffering from whirling disease. *Belg. J. Zool.*, **120**: 157-164.

Dabrowski, K., Culver, D.A., Brooks, C.L. & Voss, A.C., 1990. Biochemical aspects of the early life history of yellow perch (*Perca flavescens*). pp 1-16.

Dawson, A.S. & Grimm, A.S., 1980. Quantitative seasonal changes in the protein, lipid and energy of the carcass, ovaries and liver of adult female plaice, *Pleuronectes platessa* L. *J. Fish Biol.*, **16**: 493-504.

Defraipont, M. & Sorensen, P.W., 1992. Exposure to the pheromone 17α,20β-dihydroxy-4-pregnen-3-one enhances the behavioural spawning success, sperm production and sperm motility of male goldfish, *Carassius auratus. Anim. Behav.*, **46**: 245-256.

Delahunty, G. & de Vlaming, V.L., 1980. Seasonal relationship of ovary weight, liver weight and fat stores with body weight in the goldfish, *Carassius auratus* (L.). *J. Fish Biol.*, **16**: 5-13.

DeMartini, E.E., 1990. Annual variations in fecundity, egg size and composition of the plainfin midshipman (*Porichthys notatus). Copeia,* 1990 **3**: 850-855.

DeMartini, E.E., 1991. Annual variations in fecundity, egg size and the gonadal and somatic conditions of Queenfish *Seriphus politus* (Scianidae). *Fishery Bulletin* **89**: 9-18.

Duarte, C.M. & Alcaraz, M.,1989. To produce many small or few large eggs : a size-independent reproductive tactic of fish. *Oecologia* **80**: 401-404.

Ebrahimi, M., Nysten, K., Roelants, I., Ollevier, F. & Kime, D.E., 1995. Monitoring sperm quality by computer assisted sperm analysis (CASA) to determinate effects of heavy metals. In "*Larvi '95 - Fish and Shellfish Larviculture Symposium*", (Lavens, P., Jaspers, E. Et Roelants, I., eds). pp:.47-49. European Aquaculture Society, Special Publication No.24, Gent, Belgium.

Elgar, M.A., 1990. Evolutionary compromise between a few large and many small eggs : comparative evidence in teleost fish. *Oïkos,* **59(2)**: 283-287.

Eliassen, J-E. & Vahl, O., 1982. Seasonal variations in biochemical composition an denergy content of liver, gonad and muscel of mature and immature cod, *Gadus morhua* (L.) from Balsfjorden, northern Norway. *J. Fish. Biol.*, **20**: 707-716.

Finn, N.R., Fyhn, H.J. & Evjen M.S., 1991. Respiration and nitrogen metabolism of Atlantic halibut eggs (*Hippoglossus hippoglossus*). *Marine Biology*, **108**: 11-19.

Fyhn, H.J., 1989. First feeding of marine fish larvae: Are free amino acids the source of energy? *Aquaculture*, **80**: 111-120.

Fyhn, H.J., 1990. Energy production in marine fish larvae with emphasis on free amino acids as a potential fuel. In *"Animal Nutrition and Transport Processes. 1. Nutrition in Wild and Domestic Animals. Comp Physiol."*, (Mellinger, J., ed). Basel, Karger, Vol 5, pp 176-192.

Fyhn, H.J. & Serigstad, B., 1987. Free amino acids as energy substrate in developing eggs and larvae of the cod *Gadus morhua*. *Marine Biology*, **96**: 335-341.

Fyhn, H.J., Mangor-Jensen, A., Hahnenkamp, L., Holleland, T. & Li, X., 1986. Free amino acids in fish and larvae. *In "Proceedings of the 7th Conference of European Society for Comparative Physiology and Biochemistry*". Taormina. Italy. p B5.8

Fyhn, H.J. , Serigstad, B. & Mangor-Jensen, A., 1987. Free amino acids in developing eggs and yolk-sac larvae of the cod, *Gadus morhua* L. *Sarsia*, **72**: 363-365.

Gatesoupe, F.J., 1994. Early assessment of the turbot larvae, *Scophthalmus maximus* L. : bacterial aspects. In "*Measures for Success*", (Kestemont, P., Muir, J., Sevilla, F. et Williot, P., eds). Cemagref - Edition 1994. pp 207-211.

Gatti, J.-L., Billard, R. & Christen, R.,1990. Ionic regulation of the plasma membrane potential of rainbow trout (*Salmo gairdnri*) spermatozoa: role in the initiation of sperm motility. *Journal of Cellular Physiology*, **143**: 546-554.

Geurden, I., Radünz-Neto, J. & Bergot, P., 1995. Essentiality of dietary phospholipids for carp (*Cyprinus carpio* L.) larvae. *Aquaculture*, **131**: 303-314.

Ginsburg, A.S. & Billard, R., 1972. Ultrastructure du spermatozoïde d'Anguille. *Journal de microscopie*, **14**: 50-51a.

Grier, H.J., 1981. Cellular organization of the testis and spermatogenesis in fishes. *Amer. Zool.*,**21**: 345-357.

Grung, G.L. & Mangor-Jensen, A., 19 . Content of free amino acids (FAA), a quality criterion in halibut (Hippoglossus hippoglossus L.) eggs? In "*Proceeding of the 4th International Symposium on the Reproductive Physiology of Fish*". July 1991. Norwich, Great-Britain, p 276.

Gunasekera, R.M., Shim, K.F. & Lam, T.J., 1995. Effects of dietary protein level on puberty, oocyte growth and chemical composition in the tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture*, **134**: 169-183.

Harrell, R.M. & Woods, L.C.III , 1995. Comparative fatty acid composition of eggs from domesticated and wild striped bass (*Morone saxatilis*). *Aquaculture*, **133**: 225-233.

Heming, T.A. & Buddington, R.K., 1988. Yolk absorption in embryonnic and larval fishes. In "*Fish physiology*", Vol 11, Part A., (Hoar W.S. & Randall D.J., eds). Academic Press, London. pp 407-446.

Hislop, J.R.G., 1988. The influence of maternal length and age on the size and weight of the eggs and the relative fecundity of the haddock, *Melanogrammus aeglefinus*, in British waters. *Journal of Fish Biology* **32**: 923-930.

Hubert, F., 1983. Le pêche en rivière de l'ablette à la truite. De Vecchi. pp 7-13.

Jaspers, E.J., Avault, J.W. Jr. & Roussel, J.D., 1976. Spermatozoal morphology and ultrastructure of channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *Trans. Am. Fish. Soc.*, **3**: 475-482.

Jensen, J.O.T. & Alderdice, D.F, 1983. Effects of temperature on short-term storage of eggs and of chum salmon (*Oncorhynchus keta*). *Aquaculture*, **37**: 251-265.

Jobling, M., 1995. Environmental biology of fishes. Chapman & Hall. London. 455p.

Kamler, E., 1992. Early life history of fish : An energetic approach. Chapman & Hall. London. 267p.

Kamler, E. & Stachowiak, J., 1992. Egg size and reproductive effort in tench (*Tinca tinca* (L.)) females from heated waters. *Pol. Arch. Hydrobiol.*, **39(1)**: 101-107

Kamler, E, Zuromska, H. & Nissinen, T., 1982. Bioenergetical evaluation of environmental and physiological factors of determinig egg quality and growth in *Coregonus albula* (L.). *Pol. Arch. Hydrobiol.*, **29(1)**: 71-121

Kara, M.H., Barnabé, G. & Giannakourou, A., 1995. Influance de la taille des oeufs de *Dicentrarchus labrax* (Moronidae) sur les performances des larves à jeun. *Cybium* **19(2)**: 179-186.

Kartas, F. & Quignard, J.-P., 1984. La fécondité des poissons Téléostéens. Collection de Biologie des milieux marins, 5. Masson, Paris.

Kestemont, P. , 1992. Cours de "Reproduction des poissons". FUNDP, Namur, Belgique. (inédit).

Kestemont, P. & Philippart, J.-C., 1991. Considérations sur la croissance ovocytaire chez les poissons à ovogenèse synchrone et asynchrone. *Belg. J. Zool.*, **121**(1): 87-98.

Kestemont, P., Rinchard, J. & Heine, R. 1995. Comparative study of the vitellogenesis dynamic and reproductive ecology in single and multispawner cyprinids. In "*Proceeding of the 5th International Symposium on the Reproductive Physiology of Fish*". July 2-8, 1995. Austin, Texas, USA, p 78 (PI-80).

Kiriakos, Z., Koumoundouros, G., Divanach, P. & Kentouri, M., 1994. Prelarval and larval description of notochord development as a criterion for early detection of tail abnormalities in gilthead seabream. In "*Measures for Success*", (Kestemont, P., Muir, J., Sevilla, F. et Williot, P., eds). Cemagref - Edition 1994. pp 185-190.

Kjorsvik, E., 1994. Egg quality in wild and broodstock cod *Gadus morhua* L. *Journal of the world aquaculture society* **25**: 22-29.

Kjorsvik, E. & Lonning, S., 1983. Effects of egg quality on normal fertilization and early development of cod, *Gadus morhua* L. *Journal of fish biology,* **23**: 1-12.

Kjorsvik, E. & Homelfjord, I., 1995. Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) and cod (Gadus morhua). In "*Broodstock management and egg and larval quality in fish*", (Bromage, N.R. et Roberts, R.J., eds). Pp169-196. Blackwell Science. Oxford. 424p

Kjorsvik, E., Stene, A. & Lonning, S., 1984. Morphological, physiological and genetical studies of egg quality in cod (*Gadus morhua* L.). *In* "The propagation of cod *Gadus morhua* L." (Dahl, D.S.; Danielssen, E. Moksness et P. Solemdal, eds) *Flodevigen rapportserie,* **1**: 67-86.

Kjorsvik, E., Mangor-Jensen, A. & Homelfjord, I., 1990. Egg quality in fishes. *Advances in marine biology,* **26**: 71-113.

Knox, D., Bromage, N.R., Cowey, C.B. & Springate, J.R.C., 1988. The effect of broodstock ration size on the composition of rainbow trout eggs (*Salmo gairdneri*). *Aquaculture*, **69**: 93-104.

Korsgaard, B., 1991. Metabolism of larval turbot *Scophthalmus maximus* (L.) and uptake of amino acids from seawater studied by autoradiographic and radiochemical methods. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.*, **148**: 1-10.

Koumoundouros, G., Kiriakos, Z., Divanach, P. & Kentouri, M., 1994. Morphometric relationships as criteria for the evaluation of culture conditions of gilthead sea bream (*Sparus aurata*) at the larval stage. In "*Measures for Success*", (Kestemont, P., Muir, J., Sevilla, F. et Williot, P., eds). Cemagref - Edition 1994. pp 199-205.

Kraul, S., Nelson, A., Brittain, K., Ako, H. & Ogasawara, A., 1992. Evaluaton of live feeds for larval and postlarval Mahimahi (*Coryphaena hippurus*). *Journal of the World Aquaculture Society*, **23(4)**: 299-306.

Lahti, E. & Muje, P., 1991. Egg quality and female condition in vendace (*Coregonus albula* L.) before and during spawning. *Hydrobiologia*, **209**: 175-182.

Lavens, P. & Sorgeloos, P., 1991. Variation in egg and larval quality in various fish and crustacean species. In "*Larvi '91 - Fish and Crustacean Larviculture Symposium*", (Lavens, P., Sorgeloos, P., Jaspers, E. et Ollevier F., eds). pp:221-222. European Aquaculture Society, Special Publication No.15, Gent, Belgium.

Linhart, O. & Billard, R., 1994. Spermiation and sperm quality of European catfih (*Silurus glanis* L.) after implantation of GnRH analogues and injection of carp pituitary extract. *J. Appl. Ichtyol.*, (1994) **10**: 182-188.

Linhart, O., Kudo, S., Billard, R., Slechta, V. & Mikodina, E.V., 1995. Morphology, composition and fertiliozation of carp eggs: a review. *Aquaculture*, **129**: 75-93.

Mc Evoy, L.-A. & Mc Evoy, J., 1991. Size fluctuation in the eggs and newly hatched larvae of captive Turbot (*Scophthalmus maximus*). *J. Mar. Biol. Ass. U.K.*,. **71**: 679-690.

Maisse, G., 1990. Le sperme des salmonidés : le point sur les connaissances. Applications à la salmoniculture. *INRA Prod. Anim.*, **3**(3): 223-228.

Mangor-Jensen, A., Holm, J.C., Rosenlund, G., Lie, O. & Sandnes, K., 1994. Effects of dietary vitamin C on maturation and egg quality of cod *Gadus morhua* L. *Journal of the World Aquaculture Society,* **25(1)**: 30-40.

Mann, R.H.K. & Mills, C.A., 1979. Demographic Aspects of Fish Fecundity. In "*Fish phenology: anabolic adaptyiveness in teleosts*". (Miller, P.J., ed), Published for the zoological society of London by Academic Press, London.. **44**: 161-177.

Marteinsdottir, G. & Able, K.W., 1988. Geographic variation in egg size among populations of the Mummichog, *Fundulus heteroclitus* (Pisces : Fundulidae). *Copeia,* 1988 **2**: 471-478.

Marteinsdottir, G. & Able, K.W., 1992. Influence of egg size on embryos and larvae of *Fundulus heteroclitus* (L.). *Journal of Fish Biology*, **41**: 883-896.

Miller, P.J. (1984). Tokology of gobies. In "*Fish Reproduction : Strategies and Tactics*". (Potts, G.W. et Wootton, R.J., eds). Academic Press, London. pp 119-153.

Miura, T., Yamauchi, K., Takahashi, H. & Nagahama, Y., 1992. The role of hormones in the acquisition motility in samonid fish. *The Journal of experimental zoology,* **261**: 359-363.

Moodie, G.E.E., Loadman, N.L. & Wiegand, M.D., 1989. Influence of eggs characteristics on survival, growth and feeding in larval walleye (*Stizostedion vitreum*). *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **46**: 516-521.

Muus, B.J. & Dahlstrom., 1991. Guide des poissons d'eau douce et pêche. Delachaux et Niestlé. Neuchâtel. 224p.

Nagahama, Y., 1983. The functionnal morphology of Teleost gonads. In "*Fish Physiology*", Vol. 9, part A, (Hoar, W.S., Randall, D.J. et Donaldson, E.M., eds). Academic Press, London. pp 223-275.

Padros, F., Sala, R. & Crespo, S., 1991. Organogenesis in turbot *Scophthalmus maximus*, larvae related to the main developmental stages. In "*Larvi '91 - Fish and Crustacean Larviculture Symposium*", (Lavens, P., Sorgeloos, P., Jaspers, E. et Ollevier F., eds). European Aquaculture Society, Special Publication No.15, Gent, Belgium. pp:213-215.

Parrish, C.C., Yang, Z., Wells, J.S., Castell, J.D. & Brown, J.A., 1995. Egg fatty acid composition of caotive atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*) in relation to larval survival. In "*Larvi '95 - Fish and Shellfish Larviculture Symposium*", (Lavens, P., Jaspers, E. Et Roelants, I., eds). pp:.30-33. European Aquaculture Society, Special Publication No.24, Gent, Belgium.

Pavlov, D.A. & Moksness, E., 1994. Reproductive biology, early development in wolffish: comparison with salmon. *Aquaculture International*, **2**: 133-153.

Planas, M., Garrido, J.L., Labarta, U., Fernandez-Reiriz, M.J., Rodriguez, J.L. & Otero, J.J., 1991. Biochemical characteristics of the eggs of farmed turbot (*Scophthalmus maximus*). In "*Larvi '91 - Fish and Crustacean Larviculture Symposium*", (Lavens, P., Sorgeloos, P., Jaspers, E. et Ollevier F., eds). European Aquaculture Society, Special Publication No.15, Gent, Belgium. pp:207-209.

Polo, A., Yufera, M. & Pascual, E, 1991. Effects of temperature on egg and larval development of *Sparus aurata* L. *Aquaculture*, **92**: 367-375

Powell, A.B. & Henley, T, 1995. Egg and larval development of laboratory-reared gulf flounder, *Paralichthys albugutta*, and soouthern flounder, *Paralichthys lethostigma* (Pisces, Paralichthyidae). *Fishery Bulletin*, **93**: 504-515.

Quessada, J. & Pionetti, J.-M., 1987. Etat et utilisation des réserves endogènes au cours des périodes embryonnaires et larvaires de trois poissons marins: le loup, le sar et la daurade. *Océans*, **Octobre 87**: 1-13.

Reitan, K. I., Rainuzzo, J.R. & Olsen, Y., 1994. Influence of lipid composition of live feed on growth, survival and pigmentation of turbot larvae. *Aquaculture International*, **2**: 33-48.

Rijnsdorp, A.D. & Vingerhoed, B., 1994. The ecological significance of geographical and seasonal differences in egg size in sole *Solea solea* (L.). *Netherlands Journal of Sea Research*, **32(3/4)**: 255-270.

Rinchard, J., 1994. Etude comparative de la stratégie de reproduction chez les poissons à pontes uniques et multiples. Rapport d'avancement de doctorat, 55p. (inédit).

Rinchard, J., Kestemont, P., Heine R. & Micha, J.C., 1995. A multidisciplinary approach of the reproductive ecology of single and multiple spawner cyprinid fish in river. In "*Proceeding of the 5th International Symposium on the Reproductive Physiology of Fish*". July 2-8, 1995. Austin, Texas, USA, p 78 (PI-80).

Ronnestad, I., Finn, R.N., Groot, E.P. & Fyhn, H.J., 1992 a. Utilization of free amino acids related to energy metabolism of developing eggs and larvae of lemon sole *Microstomus kitt* reared in the laboratory. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, **88**: 195-205.

Ronnestad, I., Fyhn, H.J. & Gravingen, K., 1992 b. The importance of free amino acids to the energy metabolism of eggs and larvae of turbot (*Scophthalmus maximus*). *Marine Biology*, **114**: 517-525.

Ruchon, F., Laugier, T. & Quignard, J.-P., 1993. Variation saisonnière de la taille des oeufs et de la fécondité par acte de ponte de *Lipophrys pavo* (Téléostéens, Blennidés) dans une lagune nord-Méditérranéenne (France, Mauguio). *Cybium*, **17**(3), 197-214.

Rutherford, E.S. & Houde, E.D., 1995. The influence on cohort-specific growth, survival, and recruitment of stripped bass, *Morone saxatilis*, larvae in Chesapeake Bay. *Fishery Bulletin*, **93**: 315-332.

Sanchez-Rodriguez, M. & Billard, R., 1977. Conservation de la motilité et du pouvoir fécondant du sperme de truite arc-en-ciel maintenu à des températures voisines de 0°C. *Bull. Fr. Pisc.*, **265**: 143-152.

Sargent, J.R., 1995. Origins and functions of eggs lipids: nutrional implications. In "*Broodstock management and egg and larval quality in fish*", (Bromage, N.R. et Roberts, R.J., eds). Blackwell Science, Oxford. pp 353-372.

Springate, J.C.R. & Bromage, N.R., 1985. Effects of egg size on early growth and survival in rainbow trout (*Salmo gairdneri* Richardson). *Aquaculture*, **47**: 163-172.

Statova, M.P., Talikina, M.G. & Kalinich, R.A., 1982. Physiological-chemical characteristics of the eggs of common carp, *Cyprinus carpio* (Cyprinidae), under conditions of fish farming. *Journal of Ichtyology*, **22**: 117-128.

Stoss, J., 1983. Fish Gamete Preservation and Spermatozoan Physiology. *In* "*Fish physiology*", Vol 11, Part B., (Hoar W.S. & Randall D.J., eds). Academic Press. London. pp305-350.

Schwalme, K., Mackay, W.C. & Clandinin, M.T., Seasonal dynamics of fatty acid composition in female northern pike (*Esox lucius* L.). *J. Comp. Physiol. B*, **163**: 177-287.

Trippel, E.A. & Morgan, J., 1994. Sperm longevity in Atlantic cod (*Gadus morhua*). *Copeia*, 1994 **4**: 1025-1029.

Vallin, L.& Nissling, A., 1994. Estimation of egg quality at early blastula stages in eggs from skagerrak cod and baltic cod (*Gadus morhua*). In *"ICES C.M. 1994/J:23. Symposium on Cod and Climate change"*. 10pp.

van der Meeren, T., Klungsoyr, J., Wilhelmsen, S. & Kvenseth, P.G., 1993. Fatty acids composition of unfed cod larvae *Gadus morhua* L. And cod larvae feeding on natural plankton in large enclosures. *Journal of the World Aquaculture Society,* **24(2)**: 167-185.

Vazquez, R., Gonzalez, S., Rodrguez, A. & Mourente, G., 1994. Biochemical composition and fatty acid content of fertilized eggs, yolk sac stage larvae and first- feeding larvae of the Senegal sole (*Solea senegalensis* Kaup). *Aquaculture*, **119**: 273-286.

Vizziano, D., Garcia-Alonso, J.-R. & Carnevia, D., 1995. Effect of cations, pH and osmolarity on sperm motility of male white croaker, *Micropogonias furnieri.* In *"Proceeding of the 5th International Symposium on the Reproductive Physiology of Fish"*. July 2-8, 1995. Austion, Texas, USA, p 78 (PI-80).

Wallace, R.A. & Selman, K., 1981. Cellular and dynamic aspects of oocyte growth in teleosts. *Am.Zool.*, **21**: 325-343.

Ware, D.M., 1975. Relation between egg size, growth, and natural mortality of larval fish. *J. Fish. Res.Board Can.*, **32**: 2503-2512.

Watanabe, T., 1982. Lipid nutrition in fish. *Comp. Biochem. Physiol.*, **73B**: 3-15.

Wheeler, A., 1978. Key to the fishes of Northern Europe. Frederick Warne. London. 380 p.

Wiegand, M.D., Buchanan, L.G., Loewen, J.M. & Hewitt, C.M., 1988. Effects of rearing temperature on development and survival of embryonnic and larval Goldfish. *Aquaculture,* **71**: 209-222.

Wieser, W., Forstner, H., Shiemer, F. & Mark, W., 1988. Growth rates and growth efficiences in larvae and juveniles of *Rutilus rutilus* and other cyprinid species: effects of temperature and food in the laboratory and in the field. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.*, **45(6)**: 943-950.

Wootton, R.J., 1979. Energy costs of production and environmental determinants of fecundity in Teleost fishes. In *"Fish phenology: anabolic adaptyiveness in teleosts"*. (Miller, P.J., ed), Published for the zoological society of London by Academic Press, London. **44**:133-159.

Wootton, R.J., 1990. Ecology of teleost fishes. Chapman & Hall. London. 404p.

Wootton, R.J., 1992. Fish ecology. Blackie. USA-Chapman & Hall, New-York. 212p.

Zuromska, H. & Markowska, J., 1984. The effects of sexual products quality on offspring survival and quality in tench (*Tinca tinca* L.). *Pol. Arch. Hydrobiol.*, **31(3)**: 287-313.

Liste des Figures

FIGURE 1.- Représentation schématique des différents stades ovocytaires dans un ovaire de poisson Téléostéens.
D'après Rinchard, 1994.

FIGURE 2.- Schéma d'un follicule ovarien montrant la division entre la couche thécale et la *granulosa*.
D'après Jobling, 1995.

FIGURE 3.- Illustration schématique des deux types de structure testiculaire chez les Téléostéens.

Le type tubulaire (*guppy*) :

Haut gauche : Les spematogonies de type A (GA) se situe uniquement à l'apex du tubule, et les cystes migrent vers le canal efférent (ed).

Bas gauche : section transversale d'un spermatocyste.

Le type lobulaire (*truite*) :

Haut droit : Les spematogonies de type A (GA) et les spermatocystes se trouvent sur toute la longueur du lobule; les spermatozoïdes sont largués dans la lumière.

Bas droit : section transversale d'un lobule :

Gauche : restes sexuels

Droite : activité spermatogénique

ic : cellule interstitielle; bm : membrane basale; sc : cellule de Sertoli
D'après Billard, 1986.

FIGURE 4.- Illustration schématique du cycle spermatogénique dans le lobule de la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*).

1. Spematogenèse inactive
2. Première multiplication des spermatogonies
3. Spermatogenèse active; la taille du tubule augmente considérablement
4. Spermatogenèse active; libération des premiers spermatozoïdes
5. Spermiation
6. Les spermatozoïdes sont éliminés par résorption.

D'après Billard, 1986.

FIGURE 5.- Schéma montrant l'évolution du développement au cours de la spermatogenèse.
D'après Jobling, 1995.

FIGURE 6.- Les différentes sortes de vitellus :

A : Vitellus indivis, sans gouttelette lipidique (Morue *Gadus morhua*)

B : Vitellus indivis, avec gouttelette lipidique (Turbot *Scophthalmus maximus*)

C : Vitellus partiellement divisé et avec de nombreuses gouttelettes lipidiques (Sole *Solea solea*)

D : Vitellus entièrement divisé et avec une seule gouttelette lipidique (Sardine *Sardina pilchardus* Walbaum 1792)

a : membrane vitelline
b : micropyle
c : cicatricule
d : espace périvitellin

D'après Bertin, 1958.

FIGURE 7.- Modèle de turnover métabolique possible du pool des acides aminés libres (FAA = Free Amino Acids) trouvé chez les oeufs pélagiques et les larves de poissons marins.

A : Sortie d'acides aminés libres (FAA) intacts

B : Catabolisme lié à la production d'ATP

C : Polymérisation en protéines

D'après Ronnestad *et al.*, 1992a.

FIGURE 8.- Résumé des déterminants de la qualité des oeufs et des larves obtenus en élevage. Modifié d'après Bromage, 1995.

FIGURE 9. - Malformations cellulaires typiques observés chez de jeunes blastula de morue (*Gadus morhua*).
D'après Kjorsvik, 1994.

FIGURE 10.- Photographies d'oeufs de flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*) montrant différentes catégories de développement.
a : Oeufs avec un clivage symétrique.
b : Oeufs avec un clivage asymétrique.
D'après Bromage *et al.*, 1994.

FIGURE 11. - Relation entre la fécondité relative et le diamètre moyen des oeufs .
Les ronds représentent les poissons prenant soins de leur ponte.
Les points représentent les poissons ne prenant pas soins de leur ponte.
D'après Kartas & Quignard, 1984.

FIGURE 12.- Relation entre la taille des oeufs et la longueur des larves.
D'après Duarte & Alcaraz, 1989.

FIGURE 13.- Taux de déclin saisonnier de la taille des oeufs de quatre femelles turbot (*Scophthalmus maximus*). Les barres verticales indiquent les déviations standards de la moyenne de la taille des oeufs pour chaque ponte.
D'après McEvoy & McEvoy, 1991.

FIGURE 14.- Relation entre la taille maximale moyenne des oeufs et la longueur de la femelle tout au long de la saison de reproduction.
D'après McEvoy & McEvoy, 1991.

FIGURE 15.- Diamètre moyen (mm) des oeufs de populations de *Fundulus heteroclitus* dans les baies de la Chesapeake et de la Delaware, montrant l'écart total de l'échantillon (lignes verticales) et la déviation standard (en gras). Les nombres au-dessus de chaque échantillon représentent le nombre d'individus par échantillon.
D'après Marteinsdottir & Able, 1988.

FIGURE 16.- Changement dans le contenu en divers acides aminés libres dans des oeufs et des larves de morue (*Gadus morhua*). Les données concernant les oeufs (par groupes de 50) sont représentées par des carrés transparents, tandis que les données concernant les larves (par groupes de 20) sont représentées par des carrés noirs.
Les graphes A,B,C et D présentent chaque fois quatre acides aminés essentiels.
D'après Fyhn & Serigstad, 1987.

FIGURE 17.- Voies de conversion des acides gras polyinsaturés C18 (n-6) et (n-3) en leurs dérivés
homologues supérieurs C20 et C22.
D'après Sargent, 1995.

FIGURE 18.- Représentation schématique des facteurs affectant la qualité et la quantité de la progéniture chez les poissons

A : Abondance, qualité et disponibilité de la nourriture
B : Conditions climatiques, résultant de la position géographique
C : Conditions atmosphériques, résultant des changements atmosphériques, année après année

Modifié d'après Kamler, 1992.

FIGURE 19.- Relation entre le diamètre moyen des oeufs et la température estimée durant la saison de reproduction de 23 espèces de poissons de l'Atlantique nord.
D'après Ware, 1975.

FIGURE 20.- Ultrastructure du spermatozoïde de truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*).
D'après Maisse, 1990.

FIGURE 21.- Représentation schématique des premiers développements d'un salmonidé.
Fe : fécondation;
E : apparition des yeux (les yeux sont visibles au travers de l'oeuf);
H : éclosion;
S : nage libre (premiers mouvements destinés à la recherche de la nourriture);
Re : fin de la résorption du sac vitellin.
D'après Kamler, 1992.

FIGURE 22.- Exemples de larves anormales chez le carassin doré (*Carassius auratus*).
D'après Wiegand *et al.*, 1988.

FIGURE 23.- Contenu en acides aminés libres et en protéines corporelles chez des larves de flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*), depuis l'éclosion jusqu'à la fin de la résorption de la vésicule vitelline. Les données (moyenne ± déviation standard) sont accompagnées du nombre de larves par échantillon
D'après Fyhn, 1989.

FIGURE 24.- Schéma des expériences réalisées au cours de ce mémoire.

FIGURE 25.- Dessin d'une ablette (*Alburnus alburnus*).
D'après Muus & Dahlström, 1991.

FIGURE 26.- Dessin d'une brème bordelière (*Blicca bjoerkna*).
D'après Muus & Dahlström, 1991.

FIGURE 27.- Récolte du sperme au moyen d'une seringue.
D'après Billard *et al.*, 1995.

FIGURE 28.- Schéma d'une cellule de Bürker.

FIGURE 29.- Procédure de l'insémination artificielle des poissons
Modifié d'après Billard *et al.*, 1995.

FIGURE 30.- Evolution des facteurs estimant la qualité du sperme.
A. Evolution de la motilité au temps zéro des spermatozoïdes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution du temps total de motilité au temps zéro des spermatozoïdes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution du pourcentage de survie au temps zéro des spermatozoïdes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
D. Evolution de la concentration en spermatozoïdes du sperme d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 31.- Evolution des paramètres morphologiques.
A. Evolution de l'IGS des ablettes femelles au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de l'IGS des brèmes bordelières femelles au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 32.- Evolution du contenu biochimiques des ovaires.
A. Evolution de la teneur en eau des ovaires d'ablettes ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de la teneur en eau des ovaires de brèmes bordelières ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution de la teneur en protéines des ovaires d'ablettes ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.
D. Evolution de la teneur en protéines des ovaires de brèmes bordelières ayant et n'ayant pas pondu au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 33.- Evolution du contenu biochimique des oeufs : l'eau et les protéines.
A. Evolution de la teneur en eau des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de la teneur en protéines des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 34.- Evolution du contenu biochimique des oeufs : les acides gras (1).
A. Evolution de la teneur en acides gras totaux des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de la teneur en acides gras (n-3) et (n-6) des oeufs d'ablettes au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution de la teneur en acides gras (n-3) des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
D. Evolution de la teneur en acides gras (n-6) des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 35.- Evolution du contenu biochimique des oeufs : les acides gras (2).
A. Evolution de la teneur de 7 acides gras essentiels des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution du rapport EPA/DHA des oeufs d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 36.- Evolution des critères morphologiques des oeufs.
A. Evolution du diamètre des oeufs d'ablettes et des brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution du rapport diamètre des oeufs/taille des femelles chez les d'ablettes et des brèmes borelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 37.- Evolution des critères morphologiques des larves.
A. Evolution du poids et de la taille des larves d'ablettes au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution du rapport du poids des larves /poids des femelles chez les ablettes au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution du rapport de la taille des larves /taille des femelles chez les ablettes au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 38.- Relation entre le poids des oeufs et la taille des larves.

FIGURE 39.- Evolution du contenu biochimique des larves.
A. Evolution de la teneur en eau de larves vivantes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
B. Evolution de la teneur en eau de larves mortes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
C. Evolution de la teneur en protéines brutes de larves vivantes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
D. Evolution de la teneur en protéines brutes de larves mortes d'ablettes et de brèmes bordelières au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 40.- Evolution du TL 50 des larves d'ablettes et de brèmes bordelières en conditions de jeûne au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 41.- Evolution du pourcentage de survie des ablettes et de brèmes bordelières en conditions de jeûne au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

FIGURE 42.- Evolution du TL 50 des larves d'ablettes et de brèmes bordelières en conditions de salinité au cours de la saison de reproduction.
Les données sont des moyennes ± écarts-types.
Les chiffres indiquent le nombre d'individus par prélèvement.

Liste des Tableaux

TABLEAU 1.- Diamètre moyen des oeufs de différentes espèces marines et d'eau douce.

TABLEAU 2.- Fécondité absolue moyenne de différentes espèces marines et d'eau douce

TABLEAU 3. - Classification des indices potentiels de qualité des oeufs chez le flétan atlantique (*Hippoglossus hippoglossus*).
(D'après Bromage *et al.*, 1994).

TABLEAU 4 - Contenu en acides aminés libres (FAA) de différentes espèces de poissons.

TABLEAU 5.- Composition en lipides totaux et en acides gras des oeufs de poissons.
(Traduit d'après Sargent, 1995).

TABLEAU 6 - Composition en acides gras d'oeufs pondus avec ou sans induction hormonale.

TABLEAU 7 .- Echelle arbitraire pour apprécier la mortalité des spermarozoïdes.
(D'après Sanchez-Rodriguez et Billard, 1977).

TABLEAU 8.- Composition en acides gras des larves.

TABLEAU 9.- Taille moyenne des larves juste après l'éclosion de différentes espèces marines et d'eau douce.

TABLEAU 10 - Dates d'échantillonnages, méthodes et sites de captures ainsi que le nombre de poissons capturés par espèce et par sexe.

TABLEAU 11.- Fécondité potentielle de l'ablette et la brème bordelière avant la première ponte.
Sont considérés les ovocytes susceptibles d'^tre pondus, les ovocytes > 0,8 mm.

TABLEAU 12.- Teneur en acides gras essentiels des oeufs d'ablettes et de brèmes borelières au cours de la saison de reproduction.
Moyenne ± écarts-types.

TABLEAU 13.- Teneur en acides gras essentiels des oeufs d'ablettes et de brèmes borelières au cours de la saison de reproduction.
Pourcentage des acides gras par rapport au total de la FAME.

ANNEXE 1.- Résultats individuels obtenus chez les deux espèces étudiées.

De 1 à 85 : résultats individuels des femelles

Taille des femelles (en cm);
Poids des femelles (en g);
Poids des oeufs (en g);
Poids des ovaires (en g);
Injection hormonale : O = oui (+ jour d'injection);
N = non;
IGS = Indice gonadosomatique (en %)
Teneur en eau des ovaires (en %)
Teneur en protéines brutes des ovaires (en %)
Taille des oeufs (en mm)
Teneur en eau des oeufs (en %)
Teneur en protéines des oeufs (en %)
Taille des larves (en mm)
Poids des larves (en mg)
Teneur en eau des larves vivantes (en %)
Teneur en eau des larves mortes (en %)
Teneur en protéines brutes des larves vivantes (en %)
Teneur en protéines brutes des larves mortes (en %)
TL 50 jeûne = Temps où 50 % des larves sont mortes en conditions de jeûne (en jours)
TL 50 jeûne = Temps où 50 % des larves sont mortes en conditions de salinité (en secondes)
Résultats des acides gras pour les oeufs

Les / indiquent que nous n'avions pas de données.

De A11 à B355 : résultats individuels des mâles

Concentration du sperme en spermatozoïdes (en milliard par millilitre de sperme)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps zéro (en %)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps +6 heures (en %)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps +24 heures (en %)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps +48 heures (en %)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps +72 heures (en %)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps +96 heures (en %)
Pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps +120 heures (en %)
Temps total de motilité au temps zéro (en secondes)
Temps total de motilité au temps +6 heures (en secondes)
Temps total de motilité au temps +24 heures (en secondes)
Temps total de motilité au temps +48 heures (en secondes)
Temps total de motilité au temps +72 heures (en secondes)
Temps total de motilité au temps +96 heures (en secondes)
Temps total de motilité au temps +120 heures (en secondes)

De A11 à B355 : résultats individuels des mâles

Valeur de motilité au temps zéro : toutes les 30 secondes jusque 360 secondes
Valeur de motilité au temps +6 heures : toutes les 30 secondes jusque 270 secondes
Valeur de motilité au temps +24 heures : toutes les 30 secondes jusque 180 secondes
Valeur de motilité au temps +48 heures : toutes les 30 secondes jusque 180 secondes
Valeur de motilité au temps +72 heures: toutes les 30 secondes jusque 120 secondes
Valeur de motilité au temps +96 heures: toutes les 30 secondes jusque 60 secondes

n°	date	espèce	taille (en cm)	poids (en g)	poids des oeufs (en g)	poids des ovaires (en g)	injection (O/N)	IGS	% en eau ovaires	% en prot ovaires	taille des oeufs (en mm)	% en eau oeufs	% en prot oeufs	taille des larves (en mm)	poids des larves (en mg)	% en eau larves vivante	% en eau larves mortes	% en prot larves vivantes	% en prot larves mortes	TL 50 jeûne (jours)	TL 50 salinité (minutes)
1	30/05/1995	ablette	14,7	21,9	0,565	1,374	N	8,85	78,80	68,57	1,10	70,73	62,33	/	/	/	/	/	/	/	/
2	30/05/1995	ablette	15,1	32,6	2,526	1,543	N	12,48	71,85	59,59	1,05	67,13	64,18	/	/	/	/	/	/	/	/
3	30/05/1995	ablette	15,0	34,7	0,865	1,880	N	7,91	71,96	60,16	1,08	68,58	64,96	/	/	/	/	/	/	/	/
4	30/05/1995	ablette	16,5	33,8	0,943	1,801	N	8,12	77,26	63,55	1,04	69,28	61,63	/	/	/	/	/	/	/	/
5	30/05/1995	ablette	15,2	29,1	1,127	1,145	N	7,81	75,17	57,82	1,04	69,45	62,94	/	/	/	/	/	/	/	/
6	30/05/1995	ablette	15,7	33,6	1,540	1,909	N	10,26	70,22	54,50	1,05	66,30	61,76	/	/	/	/	/	/	/	/
7	01/06/1995	brème bordelière	22,6	162,6	1,097	25,012	O(29&30/5)	16,06	71,14	65,34	1,06	73,73	67,36	/	/	/	/	/	/	/	/
8	01/06/1995	brème bordelière	18,5	87,1	1,337	4,230	O(29&30/5)	6,39	69,64	51,43	1,05	69,54	64,74	/	/	/	/	/	/	/	/
9	01/06/1995	brème bordelière	21,4	144,2	/	14,450	O(29&30/5)	10,02	71,62	66,56	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
10	01/06/1995	brème bordelière	24,5	183,3	/	24,034	O(29&30/5)	13,11	68,96	65,15	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
11	01/06/1995	brème bordelière	23,4	168,8	/	17,365	O(29&30/5)	10,29	67,07	64,18	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
18	14/06/1995	brème bordelière	30,3	451,7	/	24,217	N	5,36	60,83	56,71	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
19	14/06/1995	brème bordelière	32,1	547,5	/	88,906	N	16,24	73,53	64,65	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
20	14/06/1995	brème bordelière	32,4	516,0	/	51,728	N	10,02	64,73	76,28	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
21	15/06/1995	brème bordelière	30,4	502,6	/	53,800	N	10,70	55,38	67,19	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
22	15/06/1995	brème bordelière	31,2	547,6	/	52,500	N	9,59	68,14	63,28	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
23	19/06/1995	ablette	16,2	34,5	/	3,989	N	11,56	67,08	57,08	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
24	19/06/1995	ablette	17,4	47,7	/	4,860	N	10,19	62,81	64,16	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
25	19/06/1995	ablette	15,8	36,7	/	5,988	N	16,32	63,01	66,48	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
26	19/06/1995	ablette	17,1	40,4	/	4,454	N	11,02	60,04	61,69	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
27	19/06/1995	ablette	16,6	36,5	/	3,365	N	9,22	63,63	62,75	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
28	23/06/1995	brème bordelière	19,1	95,1	2,076	12,145	O(22/6)	14,95	66,85	67,54	1,00	66,13	64,68	/	/	/	0,0002	/	/	10	/
29	23/06/1995	brème bordelière	22,4	161,3	13,236	8,271	O(22/6)	13,33	70,80	55,92	1,06	68,35	66,62	6,20	0,65	89,5	0,0071	62,66	68,35	9	27,3
30	23/06/1995	brème bordelière	22,7	166,6	14,405	7,019	O(22/6)	12,86	72,95	55,96	1,10	71,07	64,44	6,42	0,83	87,1	0,0090	78,29	39,39	13	31,0
31	26/06/1995	ablette	13,5	15,1	0,705	0,408	N	7,37	79,30	67,74	1,05	62,33	61,25	6,45	1,02	/	0,0018	/	/	7,5	32,7
32	26/06/1995	ablette	16,7	37,4	2,433	0,801	N	8,64	80,71	60,98	1,04	72,94	61,35	6,36	0,89	84,2	0,0170	61,29	/	8,0	31,3
33	26/06/1995	ablette	14,3	20,2	1,230	0,904	N	10,55	78,88	64,66	1,04	72,00	62,82	6,78	0,94	/	0,0026	/	/	8,7	31,3
34	27/06/1995	ablette	14,5	21,2	2,411	0,863	N	15,44	73,64	54,99	1,04	68,31	63,16	6,71	0,89	86,0	0,0082	62,29	61,25	10,8	27,0
35	27/06/1995	ablette	15,0	24,5	1,999	0,834	N	11,56	77,55	63,05	1,04	70,14	64,88	6,76	0,91	86,1	0,0105	65,64	69,32	9,0	39,3
36	06/07/1995	ablette	15,8	27,8	2,506	1,331	N	13,80	70,75	46,63	1,04	74,65	60,64	/	/	/	0,0003	/	/	4,5	/
37	06/07/1995	ablette	15,4	36,6	2,054	0,782	N	7,76	72,80	66,52	1,05	68,28	63,01	5,09	0,89		0,0044	/	58,12	7,67	27,3
38	06/07/1995	ablette	13,9	18,5	0,412	1,988	N	12,96	65,40	64,84	1,10	65,92	66,24	/	/	/	/	/	/	/	/
39	06/07/1995	ablette	15,0	24,6	0,717	1,995	N	11,02	69,96	64,17	1,05	65,79	62,07	/	/	/	/	/	/	/	/
40	06/07/1995	ablette	13,4	18,4	0,461	1,837	N	12,52	66,77	66,10	1,02	64,40	64,58	/	/	/	/	/	/	/	/
41	12/07/1995	ablette	14,8	28,0	2,879	1,351	N	15,12	72,91	53,50	1,01	65,81	60,35	6,62	0,97	87,4	0,0067	61,98	58,67	7,5	23,3
42	12/07/1995	ablette	15,5	24,0	0,376	1,255	N	6,80	72,53	47,95	1,01	63,96	62,25	/	/	/	/	/	/	/	/
43	12/07/1995	ablette	15,2	26,9	1,997	0,744	N	10,19	68,80	43,99	1,00	68,31	58,67	6,63	0,93	89,2	0,0049	46,61	/	11,2	26,0
44	12/07/1995	ablette	14,1	19,8	0,674	0,712	N	7,01	79,87	66,68	1,06	71,84	64,16	/	/	/	/	/	/	/	/
45	12/07/1995	ablette	15,9	24,5	0,754	0,796	N	6,34	78,21	61,76	1,07	72,71	61,96	6,85	0,98	/	0,0029	/	58,90	9,3	/
46	12/07/1995	ablette	15,4	23,6	0,407	0,844	N	5,30	74,91	53,17	1,05	70,05	60,42	/	/	/	/	/	/	/	/
47	13/07/1995	ablette	14,7	20,4	1,077	1,167	N	11,01	66,19	62,70	1,10	64,31	66,92	/	/	/	0,0001	/	/	5	/
48	13/07/1995	ablette	13,5	19,2	2,043	0,614	N	13,81	78,48	57,66	1,05	71,77	63,57	6,89	0,94	/	0,0042	/	31,82	3,6	27,0
49	13/07/1995	ablette	14,5	27,5	2,505	0,781	N	11,95	70,23	41,41	1,03	70,51	63,75	6,73	0,99	90,6	0,0044	62,20	49,44	11	24,7
50	13/07/1995	ablette	14,9	23,3	/	2,054	N	8,82	63,86	63,10	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
51	13/07/1995	ablette	15,0	21,6	/	2,598	N	12,03	66,78	65,41	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
52	13/07/1995	ablette	13,8	17,0	/	1,343	N	7,90	64,89	65,80	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
53	13/07/1995	ablette	14,2	21,5	/	2,383	N	11,08	65,18	60,49	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
54	13/07/1995	ablette	14,8	23,9	/	2,259	N	9,45	63,15	63,72	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

n°	date	espèce	taille (en cm)	poids (en g)	poids des oeufs (en g)	poids des ovaires (en g)	injection (O/N)	IGS	% en eau ovaires	% en prot ovaires	taille des oeufs (en mm)	% en eau oeufs	% en prot oeufs	taille des larves (en mm)	poids des larves (en mg)	% en eau larves vivante	% en eau larves mortes	% en prot larves vivantes	% en prot larves mortes	TL 50 jeûne (jours)	TL 50 salinité (minutes)
55	18/07/1995	ablette	12,9	16,3	1,463	0,557	N	12,42	77,99	59,36	1,03	71,35	63,43	6,87	0,97	88,4	0,0051	62,58	53,78	9	18,3
56	18/07/1995	ablette	16,4	29,6	1,367	0,939	N	7,80	72,24	53,05	1,04	71,53	63,10	6,8	0,94	90,6	0,0026	60,22	59,42	5,8	17,3
57	18/07/1995	ablette	15,1	27,1	1,092	1,984	N	11,35	70,49	61,27	1,04	73,87	63,85	/	/	/	/	/	/	10	/
58	25/07/1995	ablette	14,7	20,9	0,056	1,745	N	8,64	66,87	63,57	1,04	61,64	63,80	/	/	/	/	/	/	/	/
59	25/07/1995	ablette	15,9	25,3	/	0,563	N	2,23	71,62	39,40	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
60	25/07/1995	ablette	15,9	25,0	/	1,060	N	4,24	79,57	61,43	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
61	25/07/1995	ablette	14,7	18,3	/	0,418	N	2,28	79,39	63,02	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
62	25/07/1995	ablette	14,4	22,7	/	2,354	N	10,37	67,15	63,37	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
63	25/07/1995	ablette	15,7	28,0	0,182	0,498	N	2,43	79,37	64,44	1,01	80,88	61,91	/	/	/	/	/	/	/	/
64	25/07/1995	ablette	11,8	11,2	0,204	0,212	N	3,71	65,43	63,86	0,91	59,81	63,03	7,01	0,99	90,6	0,0013	51,45	/	11,5	20,0
65	26/07/1995	brème bordelière	25,3	202,2	/	12,277	N	6,07	62,40	64,98	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
66	26/07/1995	brème bordelière	24,2	175,6	/	2,036	N	1,16	77,40	61,09	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
67	26/07/1995	brème bordelière	25,2	204,2	/	3,478	N	1,70	81,07	62,34	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
68	26/07/1995	brème bordelière	24,0	177,8	/	3,529	N	1,98	76,48	58,37	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
69	26/07/1995	brème bordelière	31,2	351,2	/	5,279	N	1,50	82,09	67,58	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
70	26/07/1995	brème bordelière	30,9	353,9	/	4,204	N	1,19	82,03	71,93	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
71	01/08/1995	ablette	15,5	23,1	0,047	1,344	N	6,01	68,29	66,07	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
72	01/08/1995	ablette	14,6	20,6	/	1,251	N	6,07	67,19	59,92	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
73	01/08/1995	ablette	15,8	26,1	/	1,334	N	5,11	72,13	59,15	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
74	01/08/1995	ablette	15,9	25,3	/	0,749	N	2,96	79,26	64,24	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
75	01/08/1995	ablette	18,0	38,4	/	4,446	N	11,58	66,54	65,20	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
76	30/08/1995	brème bordelière	25,8	222,7	/	3,681	N	1,65	86,87	49,90	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
77	30/08/1995	brème bordelière	23,5	179,4	/	2,672	N	1,49	81,23	68,10	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
78	30/08/1995	brème bordelière	24,2	179,2	/	2,767	N	1,54	81,99	63,64	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
79	30/08/1995	brème bordelière	21,8	130,6	/	1,253	N	0,96	76,35	47,07	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
80	30/08/1995	brème bordelière	27,7	294,5	/	3,962	N	1,35	80,47	61,90	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
81	18/09/1995	ablette	20,5	14,5	/	0,651	N	4,49	70,54	53,74	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
82	18/09/1995	ablette	16,6	13,6	/	0,585	N	4,30	66,02	48,28	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
83	18/09/1995	ablette	18,7	14,5	/	0,337	N	2,33	69,00	46,90	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
84	18/09/1995	ablette	23,0	15,0	/	0,435	N	2,90	77,59	62,70	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/
85	18/09/1995	ablette	19,7	14,2	/	0,220	N	1,55	80,05	57,25	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/	/

acide gras	30/05/1995	30/05/1995	30/05/1995	30/05/1995	30/05/1995	30/05/1995	01/06/1995	01/06/1995	23/06/1995	23/06/1995	23/06/1995	26/06/1995	26/06/1995	26/06/1995	26/06/1995	26/06/1995	06/07/1995	06/07/1995
	ablette	ablette	ablette	ablette	ablette	ablette	brème	brème	brème	brème	brème	ablette	ablette	ablette	ablette	ablette	ablette	ablette
	1	2	3	4	5	6	7	8	28	29	30	31	32	33	34	35	36	37
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18
12	1,1	0,8	0,7	0,8	0,6	0,6	0,6	0,5	0,4	0,5	0,4	0,6	0,8	1,0	0,8	0,7	1,5	0,8
14	4,5	3,3	3,0	2,6	3,3	2,3	4,3	3,7	2,9	5,1	2,7	3,1	2,5	3,9	2,6	3,5	4,2	2,5
14:1n-5	0,6	0,4	0,6	0,4	0,7	0,6	1,2	0,5	0,5	0,9	0,3	0,4	0,5	0,5	0,3	0,4	0,4	0,3
15	1,1	0,9	1,0	0,7	1,3	0,9	1,9	0,8	0,7	1,7	0,8	0,8	1,0	1,1	0,8	0,9	1,3	0,8
15:1n-5	0,7	0,6	1,1	0,4	1,0	1,3	1,7	0,8	0,5	1,3	0,6	0,5	1,1	0,6	0,4	0,5	0,6	0,3
16	63,6	54,0	46,2	54,1	55,4	40,5	64,8	57,2	37,8	75,0	57,1	49,5	61,9	67,3	55,6	63,5	72,9	53,7
16:1n-7	11,2	9,0	10,7	10,1	10,7	7,7	15,2	11,4	8,9	14,1	9,9	13,5	12,4	10,5	9,9	13,7	12,0	8,4
17	0,6	0,3	0,8	0,5	0,3	0,4	0,0	0,4	0,1	0,4	1,7	0,2	0,4	0,1		0,3	0,2	0,1
17:1n-7	0,4	0,4	0,2	0,4	0,4	0,4	0,5	0,4	0,6	0,1	0,5	0,2	0,5	0,4	0,1	0,4	0,4	0,3
18	19,4	17,7	14,6	17,8	17,6	13,6	17,3	16,0	11,8	20,1	14,5	13,8	17,9	22,4	19,6	19,8	23,7	18,5
18:1n-9	53,7	46,8	28,5	47,1	40,8	21,4	40,2	42,4	35,9	54,3	46,6	31,6	35,7	48,6	44,5	42,9	61,7	47,7
18:1n-7	9,3	8,0	9,4	8,6	9,6	8,0	14,5	7,9	6,2	12,4	7,3	12,3	12,6	10,3	10,7	11,9	12,9	11,0
18:2n-6 (t)	0,7	0,3	0,3	0,3	0,5	0,3	0,5	0,4	0,2	0,6	0,1	0,2	0,4	0,4	0,2	0,1	0,1	0,0
18:2n-6 (c)	14,7	11,8	7,0	12,9	7,8	6,8	9,3	10,8	12,7	15,6	14,5	7,7	6,4	12,0	12,5	10,5	15,9	11,1
19	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,1	0,2	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,1	0,0	0,0		0,1
18:3n-6	2,0	0,9	1,0	1,7	0,7	0,6	0,8	1,2	1,0	1,5	1,6	0,7	0,4	1,3	1,7	1,4	2,2	1,7
19:1n-9	0,0	0,0	0,0	0,0			0,0	0,0		0,0			0,0	0,0				
18:3n-3	0,9	0,7	0,5	0,6	0,7	0,6	0,9	0,6	0,7	0,9	2,9	1,1	0,7	0,9	0,4	0,6	0,8	0,7
18:4n-3	0,2	0,1	0,1	0,2	0,1	0,0	0,1	0,1	0,1	0,2	0,4	0,2	0,1	0,2	0,2	0,2	0,1	0,1
20	0,1	0,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		0,0						
20:1n-9	1,6	2,0	1,2	1,5	1,4	0,6	1,1	1,3	0,9	1,2	1,0	0,8	1,3	0,9	0,9	0,8	1,4	0,8
20:1n-7		0,1	0,4	0,1		0,2	0,3		0,0	0,6	0,0				0,0			
21	0,1	0,2	0,6	0,1	0,2	0,6	0,4	0,5	0,2	0,0	0,3	0,1	0,5	0,0			0,0	
20:3n-6	4,9	4,1	3,3	5,3	3,4	2,8	2,8	4,6	3,5	4,9	4,5	2,6	3,0	4,5	3,5	3,5	4,8	3,7
20:4n-6	11,2	11,4	13,0	13,3	11,2	12,4	12,5	13,9	7,7	14,9	9,2	6,8	14,1	12,5	12,3	11,3	14,4	10,6
20:3n-3	0,2	0,3	0,2	0,1	0,5	0,3	0,3	0,1	0,2	0,3	0,4	0,2	0,4	0,0	0,0	0,1	0,0	0,1
20:4n-3	0,2	0,1	0,1	0,2	0,2	0,1	0,2	0,1	0,2	0,3	0,4	0,2	0,0	0,2	0,0	0,1		0,1
22	0,0	0,0																
20:5n-3	6,7	3,9	4,0	4,5	3,8	4,5	8,2	4,4	4,5	8,4	4,0	6,4	5,9	5,3	5,5	7,3	4,6	5,1
22:1n-9	0,6	0,4	0,6	0,7	0,5	0,3	0,4	0,3	0,4	0,3	0,4	0,3	0,4	0,6	0,2	0,5	1,8	0,4
22:1n-7	0,0								0,0						0,0			
23																		
21:6n-3	0,0						0,0			0,1								
23:1n-9																		
22:4n-6	0,0												0,0					
22:3n-3	1,6	2,2	3,5	2,8	3,3	2,8	1,0	0,7	0,4	0,7	0,2	0,8	3,2	2,1	2,0	1,6	2,9	1,8
22:5n-6	1,0	2,6	3,4	1,5	1,5	2,0	1,7	2,8	1,1	2,7	1,3	0,8	2,0	1,4	1,6	0,8	2,2	0,6
22:4n-3		0,0	0,1		0,1								0,1					
24		0,0																
22:5n-3	4,1	2,1	3,4	3,3	4,2	3,1	3,6	2,0	1,8	3,2	1,5	2,7	4,6	3,4	2,2	3,8	2,5	2,8
24:1n-9	0,2	0,1	0,0				0,0		0,0	0,2			0,0					0,0
22:6n-3	19,3	20,3	15,0	15,4	22,7	18,8	26,2	17,8	13,2	28,3	19,5	13,5	24,2	21,2	15,7	19,3	21,6	16,3
Somme (n-3) > ou = 20:3n-3	32,2	28,9	26,3	26,2	34,9	29,7	39,7	25,1	20,3	41,4	25,9	23,8	38,4	32,3	25,4	32,2	31,8	26,2
Somme (n-6) > ou = 18:2n-6 t	34,6	31,1	28,0	35,0	25,1	24,8	27,6	33,7	26,2	40,3	31,3	18,8	26,3	32,2	31,8	27,8	39,6	27,7
mg total de FAME/g poids sec	252,7	218,4	194,4	221,7	222,4	174,6	256,6	219,5	166,3	295,5	217,9	182,5	235,0	247,6	216,1	232,1	279,4	209,7
moyenne somme (n-3)						29,7		32,4			29,2					30,4		
et						3,4		10,3			10,9					5,9		
moyenne somme (n-6)						29,8		30,7			32,6					27,4		
et						4,5		4,3			7,1					5,4		
moyenne FAME						214,0		238,1			226,6					222,7		
et						26,8		26,2			65,0					25,1		
rapport (n-3)/(n-6)						1,00		1,06			0,90					1,11		
rapport DHA/EPA	4,7	9,7	4,4	4,7	5,4	6,1	7,3	8,9	7,3	8,8	13,0	5,0	5,3	6,2	7,1	5,1	8,6	5,8
moyenne						5,8		8,1			9,7					7,0		
et						2,0		1,1			2,9					3,1		

acide gras	06/07/1995 ablette 38 19	06/07/1995 ablette 39 20	06/07/1995 ablette 40 21	12/07/1995 ablette 41 22	12/07/1995 ablette 42 23	12/07/1995 ablette 43 24	12/07/1995 ablette 44 25	12/07/1995 ablette 45 26	12/07/1995 ablette 46 27	12/07/1995 ablette 47 28	12/07/1995 ablette 48 29	12/07/1995 ablette 49 30	18/07/1995 ablette 55 31	18/07/1995 ablette 56 32	18/07/1995 ablette 57 33	18/07/1995 ablette 58 34	25/07/1995 ablette 63 35	25/07/1995 ablette 64 36
12	0,9	0,6	0,7	0,8	0,9	0,6	0,9	0,9	0,6	0,7		0,6	0,6	1,1	0,9	1,7	2,0	1,4
14	6,1	3,1	3,6	3,1	3,7	2,6	4,6	3,7	2,9	3,4		3,3	3,2	3,7	3,5	4,6	5,8	4,0
14:1n-5	0,5	0,4	0,5	0,4	0,4	0,3	0,5	0,3	0,4	0,4		0,5	0,4	0,5	0,3	0,6	0,7	0,4
15	0,9	1,0	1,1	0,9	0,9	0,6	1,0	0,8	0,8	1,0		1,1	1,1	1,1	1,2	1,3	1,7	1,2
15:1n-5	0,3	0,6	0,5	0,4	0,3	0,4	0,3	0,3	0,3	0,4		0,7	0,5	0,5	0,6	0,6	0,6	0,5
16	51,4	59,7	62,6	55,0	68,8	56,8	67,7	64,4	58,3	49,8		67,1	73,6	71,0	86,6	83,9	120,3	76,9
16:1n-7	13,7	12,7	16,3	10,2	10,0	11,7	17,1	15,5	11,1	9,2		15,1	14,4	11,6	13,0	13,7	16,6	14,2
17	0,2	0,7	0,6	0,4	0,3	0,4	0,8	0,4	0,5	0,5		0,0			0,1	0,6	0,9	0,9
17:1n-7	0,3	0,3	0,1	0,1	0,2	0,1	0,0	0,0	0,1	0,3		0,1	0,1	0,1	0,1	0,3	0,1	0,1
18	16,1	18,1	15,8	15,4	17,3	14,9	19,9	18,4	16,5	15,1		17,3	19,8	24,1	20,3	25,2	33,9	23,2
18:1n-9	34,3	43,0	33,5	34,8	46,1	28,4	41,4	35,7	35,0	36,5		33,6	38,0	80,4	53,8	58,6	86,0	51,6
18:1n-7	13,5	15,4	20,3	13,0	11,6	17,8	23,9	22,8	16,2	13,2		17,1	18,9	16,6	19,0	21,9	29,7	21,3
18:2n-6 (t)	0,1	0,3	0,0	0,0		0,2												
18:2n-6 (c)	7,6	10,2	6,0	9,5	14,8	7,6	8,6	8,6	9,3	9,2		6,7	8,8	20,9	16,7	20,6	31,7	16,1
19	0,0		0,0	0,0		0,0	0,0					0,0				0,0		0,1
18:3n-6	1,0	1,2	0,6	0,6	1,4	0,5	0,9	1,1	1,1	1,0		0,7	0,9	2,6	3,7	2,0	8,0	1,4
19:1n-9	0,0																	
18:3n-3	0,7	0,7	0,7	0,8	0,8	0,7	1,4	0,8	0,6	0,8		0,9	0,8	0,9	1,3	1,0	0,7	0,5
18:4n-3	0,2		0,2	0,1	0,1	0,1	0,2	0,2	0,1	0,1		0,2	0,1	0,2	0,3		0,2	
20		0,1																
20:1n-9	0,6	0,8	0,7	0,6	1,2	0,6	0,6	0,6	0,7	0,6		0,5	0,5	0,5	0,6	0,8	0,3	0,7
20:1n-7														0,0			0,2	
21																		
20:3n-6	2,5	3,4	1,7	2,5	4,1	2,2	2,6	2,7	3,2	2,7		2,3	2,8	4,6	3,6	0,6	2,2	2,4
20:4n-6	8,5	12,0	7,9	7,2	9,8	7,4	8,6	9,1	7,7	7,0		9,2	0,5	11,6	13,5	12,9	14,1	12,4
20:3n-3	0,1	0,1	0,1	0,2		0,1	0,1		0,1	0,1		0,0	0,1	0,0	0,1			
20:4n-3	0,1	0,1		0,0	0,1	0,1	0,1		0,1	0,0		0,0			0,1			0,0
22																		
20:5n-3	0,3	5,9	7,8	5,8	4,3	9,3	8,6	8,3	6,5	4,8		7,9	7,3	6,4	5,7	1,8	7,3	4,0
22:1n-9	0,5	0,6	0,4	0,3	0,5	0,5	0,5	0,4	0,3	0,3		1,1	0,5	0,5	0,4	1,3	1,7	1,5
22:1n-7																		
23																	0,1	
21:6n-3																	0,1	
23:1n-9																	0,1	
22:4n-6																0,1		
22:3n-3	1,3	2,1	1,2	0,8	1,5	0,7	0,8	1,0	1,1	1,3		1,5	1,1	1,6	2,2	0,6	2,2	0,2
22:5n-6	0,5	1,3	0,6	0,5	0,7	0,2	0,3	0,1	0,0	0,6		0,7	0,4	0,7	1,3	0,1	0,8	0,4
22:4n-3																	0,1	
24																0,0		
22:5n-3	3,0	3,1	3,5	3,7	2,0	3,1	3,0	3,2	4,3	2,6		7,6	4,0	3,6	3,4	1,0	3,4	2,6
24:1n-9																0,1		
22:6n-3	13,8	19,6	20,4	19,1	15,7	15,3	19,5	16,7	15,5	17,6		21,0	23,0	26,0	31,4	27,5	42,6	25,1
Somme (n-3) > ou = 20:3n-3	18,5	30,8	33,1	29,6	23,6	28,6	32,1	29,2	27,5	26,4		38,0	35,5	37,7	43,0	33,9	55,7	32,0
Somme (n-6) > ou = 18:2n-6 t	20,3	28,5	16,8	20,4	30,7	18,1	21,0	21,5	21,3	20,5		19,6	13,4	40,5	38,8	36,3	56,8	32,7
mg total de FAME/g poids sec	187,0	231,0	217,7	195,7	213,9	190,2	243,6	223,5	201,9	187,5		226,4	233,2	283,4	297,1	301,0	426,9	275,6
moyenne somme (n-3)			28,8									29,4				37,5		43,9
et			5,6									4,3				4,0		16,8
moyenne somme (n-6)			26,8									21,6				32,3		44,8
et			7,9									3,8				12,7		17,0
moyenne FAME			226,2									210,3				278,7		351,3
et			30,9									19,9				31,2		107,0
rapport (n-3)/(n-6)			1,07									1,36				1,16		0,98
rapport DHA/EPA	4,6	6,3	5,8	5,2	7,9	4,9	6,5	5,2	3,6	6,8		2,8	5,8	7,2	9,2	27,5	12,5	9,7
moyenne			6,0									5,4				12,4		11,1
et			1,4									1,7				10,1		2,0

n°	date	espèce	concentration (en 10^3/ml de sperme)	Poucentage de survie (en %)							temps total motilité (sec)						
				tps 0	tps +6	tps +24	tps +48	tps +72	tps +96	tps +120	tps 0	tps +6	tps +24	tps +48	tps +72	tps +96	tps +120
A11	09/05/1995	ablette	15,58	96	86	76	52	14	0	0	294	190	161	145	0	0	0
A12	09/05/1995	ablette	17,88	97	84	72	54	30	0	0	262	148	192	96	50	0	0
A13	09/05/1995	ablette	13,54	94	81	69	45	40	0	0	230	178	173	161	101	0	0
A14	09/05/1995	ablette	21,56	97	83	71	43	38	0	0	267	155	159	58	35	0	0
A15	09/05/1995	ablette	7,12	90	82	53	47	14	0	0	275	139	174	99	20	0	0
A21	30/05/1995	ablette	20,90	92	82	68	31	11	0	0	325	231	145	100	28	0	0
A22	30/05/1995	ablette	9,41	92	80	74	52	19	0	0	350	230	167	103	40	0	0
A23	30/05/1995	ablette	19,90	95	85	49	0	0	0	0	341	190	146	0	0	0	0
A24	30/05/1995	ablette	18,16	98	86	59	43	0	0	0	346	247	135	85	0	0	0
A25	30/05/1995	ablette	17,60	85	71	61	39	0	0	0	325	163	110	79	0	0	0
A31	20/06/1995	ablette	19,62	100	90	68	54	41	28	12	207	158	145	140	65	27	0
A32	20/06/1995	ablette	22,87	99	88	80	71	52	24	7	170	151	130	107	75	40	0
A33	20/06/1995	ablette	28,16	95	80	76	48	30	12	0	133	120	107	79	57	19	0
A34	20/06/1995	ablette	31,20	96	88	71	62	34	8	0	157	137	122	100	85	39	0
A35	20/06/1995	ablette	18,74	96	89	75	41	17	0	0	207	184	140	78	0	0	0
A41	13/07/1995	ablette	24,65	94	78	53	39	3	0	0	114	67	50	30	0	0	0
A42	13/07/1995	ablette	21,30	90	84	60	28	0	0	0	108	92	88	42	0	0	0
A43	13/07/1995	ablette	29,81	99	71	53	21	0	0	0	95	91	75	65	0	0	0
A44	13/07/1995	ablette	19,47	91	77	57	38	0	0	0	127	80	43	18	0	0	0
A45	13/07/1995	ablette	30,49	88	68	48	31	0	0	0	140	107	91	52	0	0	0
A51	25/07/1995	ablette	17,65	76	54	31	0	0	0	0	112	102	24	0	0	0	0
A52	25/07/1995	ablette	15,21	88	67	40	12	0	0	0	109	135	51	0	0	0	0
A53	25/07/1995	ablette	24,40	91	61	22	0	0	0	0	82	70	19	0	0	0	0
A61	01/08/1995	ablette	20,96	52	49	40	11	0	0	0	135	121	70	0	0	0	0
A62	01/08/1995	ablette	18,37	47	39	24	15	0	0	0	115	89	67	20	0	0	0
B11	27/05/1995	brême bordelière	34,38	97	92	68	24	0	0	0	230	200	174	52	0	0	0
B12	27/05/1995	brême bordelière	31,08	96	88	54	12	6	0	0	200	155	130	66	18	0	0
B13	27/05/1995	brême bordelière	17,60	98	87	61	8	0	0	0	233	148	122	34	0	0	0
B14	27/05/1995	brême bordelière	12,78	89	83	59	12	2	0	0	341	140	130	29	0	0	0
B15	27/05/1995	brême bordelière	15,80	97	82	45	7	0	0	0	310	118	91	21	0	0	0
B21	22/06/1995	brême bordelière	18,47	99	84	70	57	24	16	0	177	132	103	82	33	0	0
B22	22/06/1995	brême bordelière	23,54	99	92	79	62	38	9	0	185	185	151	119	54	0	0
B23	22/06/1995	brême bordelière	26,31	95	89	86	70	4	0	0	219	148	137	84	20	0	0
B24	22/06/1995	brême bordelière	15,35	100	91	83	68	39	18	0	177	143	111	59	41	0	0
B25	22/06/1995	brême bordelière	20,70	98	83	69	39	20	0	0	192	138	115	0		0	0
B31	06/07/1995	brême bordelière	28,94	94	82	64	30	8	0	0	267	199	142	58	0	0	0
B32	06/07/1995	brême bordelière	26,55	98	81	56	24	0	0	0	235	162	134	92	0	0	0
B33	06/07/1995	brême bordelière	27,64	100	90	59	33	10	0	0	229	206	121	66	0	0	0
B34	06/07/1995	brême bordelière	19,30	92	71	50	21	3	0	0	259	218	160	86	0	0	0
B35	06/07/1995	brême bordelière	21,88	99	89	61	40	21	9	0	335	261	176	107	49	0	0

n°	date	espèce	VALEUR DE MOTILITE																					
			tps 2							tps 3							tps 4						tps 5		
			0	30	60	90	120	150	180	0	30	60	90	120	150	180	0	30	60	90	120	0	30	60
A11	09/05/1995	ablette	3	3	2	1	1	1	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A12	09/05/1995	ablette	3	3	2	2	2	1	0	2	1	1	1	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0
A13	09/05/1995	ablette	3	3	2	1	1	1	0	2	2	1	1	1	1	0	3	2	1	1	0	0	0	0
A14	09/05/1995	ablette	4	3	3	2	1	1	0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0
A15	09/05/1995	ablette	2	2	1	1	1	1	0	2	2	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
A21	30/05/1995	ablette	4	3	2	2	1	0	0	2	1	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
A22	30/05/1995	ablette	4	2	2	1	1	1	0	2	1	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0
A23	30/05/1995	ablette	4	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A24	30/05/1995	ablette	4	3	2	1	1	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A25	30/05/1995	ablette	2	2	1	1	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A31	20/06/1995	ablette	4	3	2	1	1	0	0	3	2	1	0	0	0	0	2	1	1	0	0	1	0	0
A32	20/06/1995	ablette	5	3	2	1	1	0	0	4	3	2	1	0	0	0	2	1	1	0	0	1	1	0
A33	20/06/1995	ablette	4	3	1	1	0	0	0	3	1	1	0	0	0	0	3	1	0	0	0	1	0	0
A34	20/06/1995	ablette	5	3	2	1	1	0	0	4	3	1	1	0	0	0	3	2	1	0	0	1	1	0
A35	20/06/1995	ablette	4	3	2	1	1	0	0	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A41	13/07/1995	ablette	3	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A42	13/07/1995	ablette	3	2	1	0	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A43	13/07/1995	ablette	3	2	1	0	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A44	13/07/1995	ablette	2	1	0	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A45	13/07/1995	ablette	3	2	1	1	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A51	25/07/1995	ablette	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A52	25/07/1995	ablette	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A53	25/07/1995	ablette	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A61	01/08/1995	ablette	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
A62	01/08/1995	ablette	3	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B11	27/05/1995	brème bordelière	4	3	2	2	1	1	0	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B12	27/05/1995	brème bordelière	3	2	1	1	1	0	0	2	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
B13	27/05/1995	brème bordelière	4	3	2	1	1	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B14	27/05/1995	brème bordelière	3	2	2	1	1	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B15	27/05/1995	brème bordelière	3	2	1	1	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B21	22/06/1995	brème bordelière	4	3	2	1	0	0	0	2	1	1	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0
B22	22/06/1995	brème bordelière	5	3	2	1	1	1	0	4	2	1	1	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	0
B23	22/06/1995	brème bordelière	4	3	3	2	1	0	0	3	1	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0
B24	22/06/1995	brème bordelière	4	3	1	1	0	0	0	2	1	0	0	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0
B25	22/06/1995	brème bordelière	4	3	2	1	0	0	0	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B31	06/07/1995	brème bordelière	4	3	2	1	1	0	0	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B32	06/07/1995	brème bordelière	4	4	2	2	1	0	0	2	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B33	06/07/1995	brème bordelière	3	2	1	1	1	0	0	0	1	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B34	06/07/1995	brème bordelière	4	2	2	2	2	1	0	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
B35	06/07/1995	brème bordelière	4	3	2	1	1	1	0	3	2	1	1	0	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0

n°	date	espèce	VALEUR DE MOTILITE																					
			tps 0												tps 1									
			0	30	60	90	120	150	180	210	240	270	300	330	360	0	30	60	90	120	150	180	210	240	270
A11	09/05/1995	ablette	4	4	3	3	2	2	1	1	1	1	0	0	0	4	3	3	2	1	1	1	0	0	0
A12	09/05/1995	ablette	4	4	4	3	2	1	1	1	1	0	0	0	0	5	4	3	2	1	0	0	0	0	0
A13	09/05/1995	ablette	4	4	3	2	2	1	1	1	0	0	0	0	0	4	3	3	2	2	1	0	0	0	0
A14	09/05/1995	ablette	4	4	4	3	2	1	1	1	1	0	0	0	0	4	3	3	2	1	1	0	0	0	0
A15	09/05/1995	ablette	4	4	3	3	3	2	2	1	1	1	0	0	0	3	2	2	1	1	0	0	0	0	0
A21	30/05/1995	ablette	5	4	3	3	2	2	2	1	1	1	1	0	0	5	4	3	3	2	1	1	1	0	0
A22	30/05/1995	ablette	5	4	3	2	2	1	1	1	1	1	1	1	0	4	3	3	2	1	1	1	1	0	0
A23	30/05/1995	ablette	5	4	3	2	2	2	1	1	1	1	1	1	0	5	4	3	2	1	1	1	0	0	0
A24	30/05/1995	ablette	5	4	3	3	3	2	2	2	1	1	1	1	0	5	4	3	3	2	2	2	1	1	0
A25	30/05/1995	ablette	4	3	2	1	1	1	1	1	1	1	1	0	0	3	2	1	1	1	1	0	0	0	0
A31	20/06/1995	ablette	5	5	4	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0	5	3	2	2	1	1	0	0	0	0
A32	20/06/1995	ablette	5	5	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	5	3	3	2	2	1	0	0	0	0
A33	20/06/1995	ablette	5	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	3	3	2	2	0	0	0	0	0
A34	20/06/1995	ablette	5	4	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	5	3	3	2	1	0	0	0	0	0
A35	20/06/1995	ablette	5	4	3	2	2	1	1	0	0	0	0	0	0	5	3	2	2	2	1	1	0	0	0
A41	13/07/1995	ablette	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0
A42	13/07/1995	ablette	5	4	3	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	3	1	1	0	0	0	0	0	0
A43	13/07/1995	ablette	4	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0
A44	13/07/1995	ablette	5	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	2	1	0	0	0	0	0	0	0
A45	13/07/1995	ablette	5	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	4	2	1	1	0	0	0	0	0	0
A51	25/07/1995	ablette	4	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0
A52	25/07/1995	ablette	5	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	2	1	1	1	0	0	0	0	0
A53	25/07/1995	ablette	4	2	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	3	1	1	0	0	0	0	0	0	0
A61	01/08/1995	ablette	5	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	3	3	2	2	1	0	0	0	0	0
A62	01/08/1995	ablette	5	4	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	4	2	1	0	0	0	0	0	0	0
B11	27/05/1995	ème bordelié	5	4	4	3	2	2	1	1	0	0	0	0	0	5	4	3	2	2	1	1	0	0	0
B12	27/05/1995	ème bordelié	5	5	4	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	5	4	4	3	2	1	0	0	0	0
B13	27/05/1995	ème bordelié	5	4	3	3	2	2	2	1	0	0	0	0	0	5	4	3	2	1	0	0	0	0	0
B14	27/05/1995	ème bordelié	5	4	4	3	2	2	2	1	1	1	1	1	0	5	4	2	1	1	0	0	0	0	0
B15	27/05/1995	ème bordelié	5	4	4	3	3	3	3	2	2	1	1	0	0	4	3	2	1	0	0	0	0	0	0
B21	22/06/1995	ème bordelié	5	4	3	2	2	1	0	0	0	0	0	0	0	4	3	3	1	1	0	0	0	0	0
B22	22/06/1995	ème bordelié	5	4	3	2	1	1	1	0	0	0	0	0	0	5	3	3	2	2	1	1	0	0	0
B23	22/06/1995	ème bordelié	5	4	3	3	2	1	1	1	0	0	0	0	0	4	4	3	3	1	0	0	0	0	0
B24	22/06/1995	ème bordelié	5	4	3	2	1	1	0	0	0	0	0	0	0	5	4	3	2	1	0	0	0	0	0
B25	22/06/1995	ème bordelié	5	5	3	2	1	1	1	0	0	0	0	0	0	5	4	2	1	1	0	0	0	0	0
B31	06/07/1995	ème bordelié	5	4	4	3	3	3	2	2	1	0	0	0	0	5	4	3	2	2	1	1	0	0	0
B32	06/07/1995	ème bordelié	5	4	4	3	3	2	1	0	0	0	0	0	0	5	4	3	3	2	1	0	0	0	0
B33	06/07/1995	ème bordelié	5	4	4	3	1	1	1	1	0	0	0	0	0	4	4	3	3	2	2	1	0	0	0
B34	06/07/1995	ème bordelié	5	4	4	3	3	2	1	1	1	0	0	0	0	5	4	4	3	2	2	1	1	0	0
B35	06/07/1995	ème bordelié	5	4	4	3	3	3	2	2	1	1	1	0	0	5	4	4	4	3	2	1	1	1	0

ANNEXE 2.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée chez les ablettes sur A) le temps total de motilité des spermatozoïdes au temps zéro

B) le pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps zéro

C) la concentration en spermatozoïdes du sperme

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: temps total de motilité au temps zéro

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
09/05/1995	5	1328,00	265,60	544,30	2177,20	25,20	S^2_r = 465,26
29/05/1995	5	1687,00	337,40	138,30	553,20	19,72	
20/06/1995	5	874,00	174,80	1040,20	4160,80	27,79	ln S^2_r = 6,14
13/07/1995	5	584,00	116,80	300,70	1202,80	22,82	
25/07/1995	3	303,00	101,00	273,00	546,00	11,22	X^2obs = 4,61
01/08/1995	2	250,00	125,00	200,00	200,00	5,30	11,1
totaux	25				8840,00	112,05	AHo
	19						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	Prob.	F crit	
Factorielle*	194322,96	5	38864,59	83,53	0,00	2,74	SS
Résiduelle**	8840,00	19	465,26				
Totale	203162,96	24					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: % de survie au temps zéro

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
09/05/1995	5	474,00	94,80	8,70	34,80	8,65	S^2_r = 18,87
29/05/1995	5	462,00	92,40	23,30	93,20	12,59	
20/06/1995	5	486,00	97,20	4,70	18,80	6,19	ln S^2_r = 2,94
13/07/1995	5	462,00	92,40	18,30	73,20	11,63	
25/07/1995	3	255,00	85,00	63,00	126,00	8,29	X^2obs = 5,98
01/08/1995	2	99,00	49,50	12,50	12,50	2,53	11,1
totaux	25				358,50	49,88	AHo
	19						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	Prob.	F crit	
Factorielle*	3781,74	5	756,35	40,09	0,00	2,74	SS
Résiduelle**	358,50	19	18,87				
Totale	4140,24	24					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

C Anova: Concentration en spermatozoïdes

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
09/05/1995	5	75,68	15,14	28,95	115,80	13,46	S^2_r = 24,32
29/05/1995	5	85,97	17,19	20,69	82,75	12,12	
20/06/1995	5	120,59	24,12	29,30	117,20	13,51	ln S^2_r = 3,19
13/07/1995	5	125,72	25,14	24,39	97,57	12,78	
25/07/1995	3	57,26	19,09	22,66	45,32	6,24	X^2obs = 1,29
01/08/1995	2	39,33	19,67	3,35	3,35	1,21	11,1
totaux	25				461,99	59,32	AHo
	19						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	Prob.	F crit	
Factorielle*	376,65	5	75,33	3,10	0,03	2,74	S
Résiduelle**	461,99	19	24,32				
Totale	838,65	24					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 3.- Résultats de l'analyse du test des contrastes par la méthode de Scheffé (comparaison de moyenne 2 à 2) effectuée chez les ablettes sur :

A) le temps total de motilité des spermatozoïdes au temps zéro

B) le pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps zéro

C) la concentration en spermatozoïdes du sperme

Quand on rejette l'hypothèse nulle (RHo), la différence entre les deux moyennes considérées est considérée comme significative.

A

Test de Scheffé				
Comparaison	$\lvert m_i - m_j \rvert$	Test de Scheffé	Décision	
m1-m2	71,80	50,494	RHo	S
m1-m3	90,80	50,494	RHo	S
m1-m4	148,80	50,494	RHo	S
m1-m5	164,60	58,305	RHo	S
m1-m6	140,60	61,842	RHo	S
m2-m3	162,60	50,494	RHo	S
m2-m4	220,60	50,494	RHo	S
m2-m5	236,40	58,305	RHo	S
m2-m6	212,40	61,842	RHo	S
m3-m4	58,00	50,494	RHo	S
m3-m5	73,80	58,305	RHo	S
m3-m6	49,80	61,842	AHo	
m4-m5	15,80	58,305	AHo	
m4-m6	8,20	61,842	AHo	
m5-m6	24,00	72,882	AHo	

B

Test de Scheffé				
Comparaison	$\lvert m_i - m_j \rvert$	Test de Scheffé	Décision	
m1-m2	2,40	10,169	AHo	
m1-m3	2,40	10,169	AHo	
m1-m4	2,40	10,169	AHo	
m1-m5	9,80	11,742	AHo	
m1-m6	45,30	12,454	RHo	S
m2-m3	4,80	10,169	AHo	
m2-m4	0,00	10,169	AHo	
m2-m5	7,40	11,742	AHo	
m2-m6	42,90	12,454	RHo	S
m3-m4	4,80	10,169	AHo	
m3-m5	12,20	11,742	RHo	S
m3-m6	47,70	12,454	RHo	S
m4-m5	7,40	11,742	AHo	
m4-m6	42,90	12,454	RHo	S
m5-m6	35,50	14,678	RHo	S

C

Test de Scheffé				
Comparaison	$\lvert m_i - m_j \rvert$	Test de Scheffé	Décision	
m1-m2	2,06	11,544	AHo	
m1-m3	8,98	11,544	AHo	
m1-m4	10,01	11,544	AHo	
m1-m5	3,95	13,330	AHo	
m1-m6	4,53	14,139	AHo	
m2-m3	6,92	11,544	AHo	
m2-m4	7,95	11,544	AHo	
m2-m5	1,89	13,330	AHo	
m2-m6	2,47	14,139	AHo	
m3-m4	1,03	11,544	AHo	
m3-m5	5,03	13,330	AHo	
m3-m6	4,45	14,139	AHo	
m4-m5	6,06	13,330	AHo	
m4-m6	5,48	14,139	AHo	
m5-m6	0,58	16,663	AHo	

ANNEXE 4.- Résultats du test de Hartley d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée chez les brèmes bordelières sur :

A) le temps total de motilité des spermatozoïdes au temps zéro

B) le pourcentage de survie des spermatozoïdes au temps zéro

C) la concentration en spermatozoïdes du sperme

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: temps de motilité total au temps zéro

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance
27/05/1995	5	1314,00	262,80	3562,70
22/06/1995	5	950,00	190,00	302,00
06/07/1995	5	1325,00	265,00	1784,00

Test de HARTLEY :

2,00

H=15.5

AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	Prob.	F crit	
Factorielle*	18216,13	2	9108,07	4,84	0,03	3,89	S
Résiduelle**	22594,80	12	1882,90				
Totale	40810,93	14					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: % de survie au temps zéro

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance
27/05/1995	5	477,00	95,40	13,30
22/06/1995	5	491,00	98,20	3,70
06/07/1995	5	483,00	96,60	11,80

Test de HARTLEY :

1,13

H=15.5

AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	Prob.	F crit	
Factorielle*	19,73	2	9,87	1,03	0,39	3,89	NS
Résiduelle**	115,20	12	9,60				
Totale	134,93	14					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

C Anova: Concentration en spermatozoïdes

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance
27/05/1995	5	111,64	22,33	94,50
22/06/1995	5	104,37	20,87	18,25
06/07/1995	5	124,31	24,86	16,76

Test de HARTLEY :

5,64

H=15.5

AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	Prob.	F crit	
Factorielle*	40,73	2	20,37	0,47	0,63	3,89	NS
Résiduelle**	517,99	12	43,17				
Totale	558,72	14					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 5.- Résultats de l'analyse du test des contrastes par la méthode de Scheffé (comparaison de moyenne 2 à 2) effectuée chez les brèmes bordelières sur le temps total de motilité des spermatozoïdes au temps zéro.

Quand on rejette l'hypothèse nulle (RHo), la différence entre les deux moyennes considérées est considérée comme significative.

Test de Scheffé			
Comparaison	$\lvert m_i - m_j \rvert$	Test de Scheffé	Décision
m1-m2	72.8	76.548	AHo
m1-m3	2.2	76.548	AHo
m2-m3	75.0	76.548	AHo

ANNEXE 6.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur A) l'IGS des ablettes

B) l'IGS des brèmes bordelières

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

Anova: IGS des ablettes

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
30/05/1995	6	55.44	9,24	3,36	16.78	6,06	S^2_i = 7,47
19/06/1995	5	58.31	11,66	7,55	30.21	8,09	
26/06/1995	5	53,56	10,71	9,63	38.54	9,06	$\ln S^2_i$ = 2.01
06/07/1995	5	58.05	11,61	5,66	22.63	6,93	
12/07/1995	14	136.805	9,772	8,530	110.89	27,87	X^2obs = 5,39
18/07/1995	3	31,574	10,525	5,856	11.71	3,53	15,5
25/07/1995	7	33,898	4,843	10,966	65.79	14,37	AHo
01/08/1995	5	31,733	6,347	10,137	40.55	9,26	
18/09/1995	5	15,565	3,113	1,607	6.43	1,90	
totaux	55				343,54	87,07	
	46						

Test de Bartlett :

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	421,976	8	52,747	7,063	0,000	2,147	SS
Résiduelle**	343,542	46	7,468				
Totale	765,518	54					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

Anova: IGS des brèmes bordelières

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
01/06/1995	5	55,869	11,174	13,147	52,59	10,30	S^2_i = 7,03
14/06/1995	5	51,916	10,383	15,092	60.37	10,86	
23/06/1995	3	41,147	13,716	1,206	2.41	0,37	$\ln S^2_i$ = 1,95
26/07/1995	6	13,610	2,268	3,570	17,85	6,36	
30/08/1995	5	6,991	1,398	0,072	0.29	1,34	X^2obs = 7,81
totaux	24				133,51	29,24	9,49
	19						AHo

Test de Bartlett :

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	570,768	4	142,692	20,307	0,000	2,895	SS
Résiduelle**	133,508	19	7,027				
Totale	704,276	23					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 7.- Résultats de l'analyse du test des contrastes par la méthode de Scheffé (comparaison de moyenne 2 à 2) effectuée chez les ablettes sur :

A) l'IGS des ablettes

B) l'IGS des brèmes bordelières

Quand on rejette l'hypothèse nulle (RHo), la différence entre les deux moyennes considérées est considérée comme significative.

A IGS des ablettes

Test de Scheffé				
Comparaison	Imi-mjl	test de Scheffé	Décision	
m1-m2	2,423	6,879	AHo	
m1-m3	1,472	6,879	AHo	
m1-m4	2,371	6,879	AHo	
m1-m5	0,532	5,543	AHo	
m1-m6	1,285	8,033	AHo	
m1-m7	4,397	6,320	AHo	
m1-m8	2,893	6,879	AHo	
m1-m9	6,127	6,879	AHo	
m2-m3	0,951	7,185	AHo	
m2-m4	0,051	7,185	AHo	
m2-m5	1,890	5,918	AHo	
m2-m6	1,138	8,296	AHo	
m2-m7	6,820	6,652	RHo	S
m2-m8	5,316	7,185	AHo	
m2-m9	8,549	7,185	RHo	S
m3-m4	0,900	7,185	AHo	
m3-m5	0,939	5,918	AHo	
m3-m6	0,186	8,296	AHo	
m3-m7	5,869	6,652	AHo	
m3-m8	4,365	7,185	AHo	
m3-m9	7,598	7,185	RHo	S
m4-m5	1,839	5,918	AHo	
m4-m6	1,086	8,296	AHo	
m4-m7	6,768	6,652	RHo	S
m4-m8	5,264	7,185	AHo	
m4-m9	8,498	7,185	RHo	S
m5-m6	0,753	7,227	AHo	
m5-m7	4,929	5,259	AHo	
m5-m8	3,425	5,918	AHo	
m5-m9	6,659	5,918	RHo	S
m6-m7	5,682	7,839	AHo	
m6-m8	4,178	8,296	AHo	
m6-m9	7,412	8,296	AHo	
m7-m8	1,504	6,652	AHo	
m7-m9	1,730	6,652	AHo	
m8-m9	3,234	7,185	AHo	

B IGS des brèmes bordelières

Test de Scheffé				
Comparaison	Imi-mjl	test de Scheffé	Décision	
m1-m2	0,790	5,710	AHo	
m1-m3	2,542	6,593	AHo	
m1-m4	8,905	5,467	RHo	S
m1-m5	9,776	5,710	RHo	S
m2-m3	3,332	6,593	AHo	
m2-m4	8,115	5,467	RHo	S
m2-m5	8,985	5,710	RHo	S
m3-m4	11,447	6,384	RHo	S
m3-m5	12,317	6,593	RHo	S
m4-m5	0,870	5,467	AHo	

ANNEXE 8.- Analyse histologique des ovaires.

Colonne 3 : Le poisson a pondu au laboratoire O = oui
N = non

Colonne 4 : Le poisson a pondu du point de vue histologique O = oui
N = non

Colonne 5 : Stade estimé de l'ovaire, de 1 à 6 (Voir 2.8.3.).

ANALYSE HISTOLOGIQUE DES OVAIRES						
n° poisson	date	espèce	pondu (O/N)	pondu histo	Stade (1 à 6)	Remarques
1	30/05/1995	ablette	O	O	3	
2	30/05/1995	ablette	O	O	2	Prêt à pondre
3	30/05/1995	ablette	O	O	3	
4	30/05/1995	ablette	O	O	3	bcp protopl.
5	30/05/1995	ablette	O	O	3	bcp protopl.
6	30/05/1995	ablette	O	O	3	peu de post-ov.
7	01/06/1995	brème bordelière	O	O	4	3 classes: protopl.,mat-fin & post-ov.
8	01/06/1995	brème bordelière	O	O	4	4 classes: protopl.,mat-fin & post-ov.
9	01/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
10	01/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
11	01/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
18	14/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
19	14/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
20	14/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
21	15/06/1995	brème bordelière	N	O	1	1 ou 2 post-ov.
22	15/06/1995	brème bordelière	N	N	1	bcp mat. fin.
23	19/06/1995	ablette	N	N	1	
24	19/06/1995	ablette	N	N	1	
25	19/06/1995	ablette	N	O	4	prêt à pondre; traces de la ponte préc.
26	19/06/1995	ablette	N	N	1	prêt à pondre
27	19/06/1995	ablette	N	N	1	prêt à pondre
28	23/06/1995	brème bordelière	O	O	4	prêt à pondre
29	23/06/1995	brème bordelière	O	O	4	prêt à pondre
30	23/06/1995	brème bordelière	O	O	4	bcp de post-ov.
31	26/06/1995	ablette	O	O	4	
32	26/06/1995	ablette	O	O	2	
33	26/06/1995	ablette	O	O	2	
34	27/06/1995	ablette	O	O	2	
35	27/06/1995	ablette	O	O	2	
36	06/07/1995	ablette	O	O	3	qq mat. fin.
37	06/07/1995	ablette	O	O	3	prêt à pondre
38	06/07/1995	ablette	O	O	3	prêt à pondre
39	06/07/1995	ablette	O	O	3	prêt à pondre
40	06/07/1995	ablette	O	O	3	bcp mat. fin.+ pas bcp de post-ov.
41	12/07/1995	ablette	O	O	4	peu de mat. fin.
42	12/07/1995	ablette	O	O	4	
43	12/07/1995	ablette	O	O	4	
44	12/07/1995	ablette	O	O	2	
45	12/07/1995	ablette	O	O	3(4)	3 ou 4 ?
46	12/07/1995	ablette	O	O	2	
47	13/07/1995	ablette	O	O	3(4)	3 ou 4 ?
48	13/07/1995	ablette	O	O	2	
49	13/07/1995	ablette	O	O	2	
50	13/07/1995	ablette	N	O	5	prêt à pondre, pas de post-ov.
51	13/07/1995	ablette	N	O	5	prêt à pondre, pas de post-ov.
52	13/07/1995	ablette	N	O	5	prêt à pondre, pas de post-ov.
53	13/07/1995	ablette	N	O	5	prêt à pondre, pas de post-ov.
54	13/07/1995	ablette	N	O	5	prêt à pondre, pas de post-ov.

55	18/07/1995	ablette	O	O	4	
56	18/07/1995	ablette	O	O	2	
57	18/07/1995	ablette	O	O	4	
58	25/07/1995	ablette	O	O	4	
59	25/07/1995	ablette	N	O	2	
60	25/07/1995	ablette	N	O	2	
61	25/07/1995	ablette	N	O	4	prêt à pondre
62	25/07/1995	ablette	N	O	4	
63	25/07/1995	ablette	O	O	4	
64	25/07/1995	ablette	O	O	4	
65	26/07/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
66	26/07/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
67	26/07/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
68	26/07/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
69	26/07/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
70	26/07/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
71	01/08/1995	ablette	O	O	3	ponte pas complète
72	01/08/1995	ablette	N	N	5	dernière ponte
73	01/08/1995	ablette	N	O	5	dernière ponte
74	01/08/1995	ablette	N	O	5	dernière ponte
75	01/08/1995	ablette	N	O	6	dernière ponte
76	30/08/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
77	30/08/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
78	30/08/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
79	30/08/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
80	30/08/1995	brème bordelière	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
81	18/09/1995	ablette	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
82	18/09/1995	ablette	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
83	18/09/1995	ablette	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
84	18/09/1995	ablette	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène
85	18/09/1995	ablette	N	N	6	Arrêté en vitellogenèse endogène

Protopl, = Ovocytes protoplasmiques.

Post-ov, = Follicules post-ovulatoires.

Mat-fin, = Ovocytes en maturation finale.

3 ou 4 = la détermination du stade de l'ovaire est difficile, il se trouve entre le stade 3 et le stade 4.

ANNEXE 9.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur :

A) la teneur en eau des ovaires des ablettes ayant pondu au laboratoire

B) la teneur en eau des ovaires des ablettes n'ayant pas pondu au laboratoire

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: Ovaire d'ablettes ayant pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
30/05/95	6	445.26	74.21	11.58	57.89	12.25	S^2_i = 18.10
27/06/95	5	390.07	78.01	7.25	29.00	7.62	
6/07/95	5	345.68	69.14	9.07	36.29	8.82	ln S^2_i = 2.90
13/07/95	9	662.14	73.57	22.13	177.08	24.78	
18/07/95	3	220.72	73.57	15.36	30.71	5.46	X^2obs = 4.37
25/07/95	5	364.60	72.92	39.41	157.62	14.70	11.1
totaux	33				488.59	73.93	AHo
	27						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	201.53	5	40.31	2.23	0.08	2.57	NS
Résiduelle**	488.59	27	18.10				
Totale	690.13	32					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova : Ovaire d'ablettes n'ayant pas pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
18/06/95	5	316.57	63.31	6.33	25.33	7.38	S^2_i = 22.45
13/07/95	5	323.86	64.77	1.92	7.69	2.61	
25/07/95	2	144.80	72.40	97.07	97.07	4.58	ln S^2_i = 3.11
1/08/95	5	353.41	70.68	27.68	110.72	13.28	
18/08/95	5	363.21	72.64	35.23	140.92	19.79	X^2obs = 5.22
totaux	22				381.72	47.65	9.49
	17						AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	342.79	4	85.70	3.82	0.02	2.96	S
Résiduelle**	381.72	17	22.45				
Totale	724.51	21					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 10.- Résultats de l'analyse du test des contrastes par la méthode de Scheffé (comparaison de moyenne 2 à 2) effectuée chez les ablettes sur :

A) les ovaires des ablettes ayant pondu au laboratoire

B) les ovaires des ablettes n'ayant pas pondu au laboratoire

Quand on rejette l'hypothèse nulle (RHo), la différence entre les deux moyennes considérées est considérée comme significative.

Test de Scheffé				
Comparaison	$\lvert m_i - m_j \rvert$	Test de Scheffé	Décision	
m1-m2	1.46	10.311	AHo	
m1-m3	9.09	12.629	AHo	
m1-m4	7.37	10.311	AHo	
m1-m5	9.33	10.311	AHo	
m2-m3	7.63	12.629	AHo	
m2-m4	5.91	10.311	AHo	
m2-m5	7.87	10.311	AHo	
m3-m4	1.72	12.629	AHo	
m3-m5	0.24	12.629	AHo	
m4-m5	1.96	10.311	AHo	

ANNEXE 11.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur :

A) la teneur en eau des ovaires des brèmes bordelières ayant pondu au laboratoire

B) la teneur en eau des ovaires des brèmes bordelières n'ayant pas pondu au laboratoire

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: Ovaire de brèmes bordelières ayant pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
							S^2_r = 6.73
1/06/95	2	140.78	70.39	1.11	1.11	0.11	ln S^2_r = 1.91
23/06/95	3	210.60	70.20	9.54	19.09	4.51	X^2obs = 1.11
totaux	5				20.20	4.62	3.84
	3						AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	0.04	1	0.04	0.01	0.94	10.13	NS
Résiduelle**	20.20	3	6.73				
Totale	20.24	4					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: Ovaire de brème bordelière n'ayant pas pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
1/06/95	3	207.66	69.22	5.22	10.44	3.31	S^2_r = 35.99
15/06/95	5	322.61	64.52	47.85	191.40	15.47	
26/07/95	6	461.47	76.91	56.27	281.36	20.15	ln S^2_r = 3.58
30/08/95	5	406.91	81.38	14.16	56.62	10.60	
totaux	19				539.82	49.53	X^2obs = 4.17
	15						7.81

ANOVA AHo

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	838.24	3	279.41	7.76	0.00	3.29	SS
Résiduelle**	539.82	15	35.99				
Totale	1378.06	18					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 12.- Résultats de l'analyse du test des contrastes par la méthode de Scheffé (comparaison de moyenne 2 à 2) effectuée chez les ablettes sur :

A) la teneur en eau des ovaires des brèmes bordelières ayant pondu au laboratoire

B) la teneur en eau des ovaires des brèmes bordelières n'ayant pas pondu au laboratoire

Quand on rejette l'hypothèse nulle (RHo), la différence entre les deux moyennes considérées est considérée comme significative.

Test de Scheffé				
Comparaison	$\lvert m_i - m_j \rvert$	Test de Scheffé	Décision	
m1-m2	4.70	13.764	AHo	
m1-m3	7.69	13.327	AHo	
m1-m4	12.16	13.764	AHo	
m2-m3	12.39	11.413	RHo	S
m2-m4	16.86	11.920	RHo	S
m3-m4	4.47	11.413	AHo	

ANNEXE 13.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur :

A) les teneurs en protéines brutes des ovaires des brèmes bordelières ayant pondu au laboratoire

B) les teneurs en protéines brutes des ovaires des brèmes bordelières n'ayant pas pondu au laboratoire

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: teneur en protéines des ovaires d'ablettes ayant pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
30/05/1995	6	364,188	60,698	23,651	118,25	15,82	S^2_r = 45,50
26/06/1995	5	311,419	62,284	22,724	90,90	12,49	
06/07/1995	5	308,253	61,651	71,381	285,53	17,07	ln S^2_r = 3,82
12/07/1995	9	488,801	54,311	75,685	605,48	34,61	
18/07/1995	3	173,681	57,894	18,529	37,06	5,84	X^2obs = 12,95
25/07/1995	3	191,876	63,959	0,193	0,39	-3,29	14,1
totaux	31				1137,60	82,55	AHo
	25						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	378,900	5	75,780	1,665	0,180	2,603	NS
Résiduelle**	1137,600	25	45,504				
Totale	1516,501	30					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: teneur en protéines des ovaires d'ablettes n'ayant pas pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
19/06/1995	5	312,168	62,434	12,155	48,62	9,99	S^2_r = 35,89
12/07/1995	5	318,524	63,705	4,500	18,00	6,02	ln S^2_r = 3,58
25/07/1995	4	227,215	56,804	135,340	406,02	14,72	X^2obs = 7,40
01/08/1995	5	314,586	62,917	10,013	40,05	9,22	9,49
18/09/1995	5	268,871	53,774	42,299	169,20	14,96	AHo
totaux	24				681,88	54,92	
	19						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	375,387	4	93,847	2,615	0,068	2,895	NS
Résiduelle**	681,881	19	35,888				
Totale	1057,268	23					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 14.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur :

A) les teneurs en protéines brutes des ovaires des brèmes bordelières ayant pondu au laboratoire

B) les teneurs en protéines brutes des ovaires des brèmes bordelières n'ayant pas pondu au laboratoire

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: teneur en protéines des ovaires des brèmes bordelières ayant pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
1/06/1995	2	116,766	58,383	96,722	96,72	4,57	S^2_r = 62,11
23/06/1995	3	179,417	59,806	44,809	89,62	7,60	ln S^2_r = 4,13
totaux	5				186,34	12,18	X^2obs = 0,21
	3						3,84
							AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	2,430	1	2,430	0,039	0,856	10,128	**NS**
Résiduelle**	186,339	3	62,113				
Totale	188,769	4					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: teneur en protéines des ovaires des brèmes bordelières n'ayant pas pondu

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
1/06/1995	3	195,883	65,294	1,429	2,86	0,71	S^2_r = 43,81
14/06/1995	5	328,112	65,622	50,443	201,77	15,68	ln S^2_r = 3,78
26/07/1995	6	386,292	64,382	23,728	118,64	15,83	X^2obs = 6,77
30/08/1995	5	290,609	58,122	83,457	333,83	17,70	7,81
totaux	19				657,10	49,93	AHo
	15						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	179,821	3	59,940	1,368	0,291	3,287	**NS**
Résiduelle**	657,098	15	43,807				
Totale	836,919	18					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 15.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.
AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances
Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur la teneur en eau des oeufs d'ablettes

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)
S = Résultat significatif ($p<0,05$)
SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

Anova: Teneur en eau des oeufs d'ablettes

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
30/05/1995	6	411,47	68,58	2,63	13,16	4,84	S^2_r = 17,89
27/06/1995	4	275,58	68,90	23,16	69,48	9,43	
06/07/1995	5	344,79	68,96	13,39	53,541	10,38	ln S^2_r = 2,88
13/07/1995	9	613,17	68,13	12,87	102,944	20,44	
18/07/1995	3	213,39	71,13	0,29	0,586	-2,45	X^2obs = 8,75
25/07/1995	3	216,40	72,13	94,81	189,618	9,10	11,1
totaux	30				429,321	51,73	AHo
	24						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	50,235	5	10,047	0,562	0,728	2,621	NS
Résiduelle**	429,321	24	17,888				
Totale	479,556	29					

* Entre populations
** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 16.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.
AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances
Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur la teneur en protéines brutes des oeufs d' ablettes

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)
S = Résultat significatif ($p<0,05$)
SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

Anova: teneur en protéines des oeufs d'ablettes

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
30/05/1995	6	377,806	62,968	1,819	9,09	2,99	S^2_r = 3,52
26/06/1995	5	313,461	62,692	2,225	8,90	3,20	
6/07/1995	5	316,541	63,308	4,723	18,89	6,21	ln S^2_r = 1,26
12/07/1995	9	562,055	62,451	6,113	48,90	14,48	
18/07/1995	3	190,385	63,462	0,141	0,28	-3,92	X^2obs = 8,74
25/07/1995	3	188,744	62,915	0,905	1,81	-0,20	11,1
totaux	31				87,88	22,76	AHo
	25						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	3,815	5	0,763	0,217	0,952	2,603	NS
Résiduelle**	87,877	25	3,515				
Totale	91,692	30					

* Entre populations
** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 17.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.
AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances
Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur le diamètre des oeufs d'ablettes

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)
S = Résultat significatif ($p<0,05$)
SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

Anova: Diamètre des oeufs des ablettes

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
30/05/1995	6	6,358	1,060	0,001	0,00	-37,42	S^2_r = 0,0010
26/06/1995	5	5,210	1,042	0,000	0,00	-43,28	
06/07/1995	5	5,260	1,052	0,001	0,00	-28,19	ln S^2_r = -6,94
12/07/1995	9	9,380	1,042	0,001	0,01	-54,72	
18/07/1995	3	3,110	1,037	0,000	0,00	-20,62	X^2obs = 7,59
25/07/1995	3	2,960	0,987	0,005	0,01	-10,75	11,1
totaux	31				0,024	-194,974	AHo
	25						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	0,012	5	0,002	2,393	0,066	2,603	NS
Résiduelle**	0,024	25	0,001				
Totale	0,036	30					

* Entre populations
** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 18.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.
AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances
Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur le poids des larves d'ablettes.

NS = Résultat non significatif (p>0,05)
S = Résultat significatif (p<0,05)
SS = Résultat hautement significatif (p<0,01)

Anova : poids des larves

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	5	4,650	0,930	0,003	0,01	-23,30	S^2_r = 0,0017
12/07/1995	5	4,810	0,962	0,001	0,00	-29,23	ln S^2_r = -6,40
18/07/1995	2	1,910	0,955	0,000	0,00	-7,71	X^2obs = 2,64
totaux	12				0,01	-60,24	9,49
	9						AHo

Test de Bartlett :

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	0,008	4	0,002	1,174	0,384	3,633	NS
Résiduelle**	0,015	9	0,002				
Totale	0,023	13					

* Entre populations
** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 19.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.
AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances
Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur la taille des larves d'ablettes.

NS = Résultat non significatif (p>0,05)
S = Résultat significatif (p<0,05)
SS = Résultat hautement significatif (p<0,01)

Anova : taille des larves

RESUME

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	5	33,060	6,612	0,037	0,15	-13,15	S^2_r = 0,02
12/07/1995	5	33,720	6,744	0,015	0,06	-16,72	ln S^2_r = -3,74
18/07/1995	2	13,670	6,835	0,002	0,00	-6,01	X^2obs = 2,22
totaux	12				0,21	-35,88	9,49
	9						AHo

Test de Bartlett :

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	0,210	2	0,105	0,421	0,667	4,103	NS
Résiduelle**	2,493	10	0,249				
Totale	2,703	12					

* Entre populations
** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 20.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur

A) la teneur en eau des larves d'ablettes vivantes.

B) la teneur en eau des larves d'ablettes mortes.

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: % en eau des larves d'ablettes vivantes

RESUME

Test de Bartlett

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	3	268,231	89,410	1,466	2,93	0,77	S^2_r = 2,13
12/07/1995	3	267,302	89,101	2,576	5,15	1,89	ln S^2_r = 0,75
18/07/1995	2	179,027	89,514	2,547	2,55	0,93	X^2obs = 0,16
totaux	8				10,63	3,59	7,81
	5						AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	0,244	2	0,122	0,057	0,945	5,786	**NS**
Résiduelle**	10,630	5	2,126				
Totale	10,874	7					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: % en eau des larves d'ablettes mortes

RESUME

Test de Bartlett

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	5	435,022	87,004	7,679	30,72	8,15	S^2_r = 7,10
6/07/1995	2	172,022	86,011	14,341	14,34	2,66	ln S^2_r = 1,96
12/07/1995	6	528,389	88,065	2,404	12,02	4,39	X^2obs = 0,52
18/07/1995	2	176,465	88,233	6,809	6,81	1,92	9,49
totaux	15				63,89	17,12	AHo
	11						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	8,626	3	2,875	0,495	0,693	3,587	**NS**
Résiduelle**	63,888	11	5,808				
Totale	72,514	14					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 21.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur

A) la teneur en protéines brutes des larves d'ablettes vivantes.

B) la teneur en protéines brutes des larves d'ablettes mortes.

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: teneur en protéines de larves d'ablettes mortes

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	2	130,575	65,288	32,545	32,54	3,48	S^2_r = 100,97
12/07/1995	5	257,949	51,590	139,339	557,36	19,75	ln S^2_r = 4,61
18/07/1995	2	113,204	56,602	15,891	15,89	2,77	X^2obs = 1,66
totaux	9				605,79	26,00	5,99
	6						AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	269,923	2	134,961	1,337	0,331	5,143	**NS**
Résiduelle**	605,792	6	100,965				
Totale	875,715	8					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: teneur en protéines de larves d'ablettes vivantes

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	3	189,213	63,071	5,193	10,39	3,29	S^2_r = 34,60
12/07/1995	3	170,793	56,931	79,920	159,84	8,76	ln S^2_r = 3,54
18/07/1995	2	122,803	61,402	2,786	2,79	1,02	X^2obs = 4,62
totaux	8				173,01	13,08	5,99
	5						AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	59,497	2	29,749	0,860	0,478	5,786	**NS**
Résiduelle**	173,012	5	34,602				
Totale	232,510	7					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 22.- Résultats du test de Bartlett d'homogénéité des variances.

AHo = On accepte l'hypothèse d'homogénéité des variances

Résultats de l'analyse de la variance à un critère de classification (ANOVA 1) effectuée sur

A) le TL 50 des larves d'ablettes en conditions de jeûne.

B) le TL 50 des larves d'ablettes en conditions de salinité.

NS = Résultat non significatif ($p>0,05$)

S = Résultat significatif ($p<0,05$)

SS = Résultat hautement significatif ($p<0,01$)

A Anova: TL50 des larves d'ablettes en conditions de jeûne

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	5	43,920	8,784	1,547	6,19	1,75	S^2_r = 5,88
06/07/1995	2	12,170	6,085	5,024	5,02	1,61	ln S^2_r = 1,77
12/07/1995	6	47,600	7,933	9,903	49,51	11,46	X^2obs = 3,22
18/07/1995	3	24,750	8,250	4,938	9,88	3,19	7,81
totaux	16				70,60	18,02	AHo
	12						

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	10,610	3	3,537	0,601	0,627	3,490	NS
Résiduelle**	70,601	12	5,883				
Totale	81,211	15					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

B Anova: TL50 des larves d'ablettes en conditions de salinité

RESUME

Test de Bartlett :

Dates de récoltes	Nombre	Somme	Moyenne	Variance			
26/06/1995	5	161,667	32,333	19,889	79,56	11,96	S^2_r = 11,0
12/07/1995	4	101,000	25,250	2,546	7,64	2,80	ln S^2_r = 2,39
18/07/1995	2	35,667	17,833	0,500	0,50	-0,69	X^2obs = 5,05
totaux	11				87,69	14,07	5,99
	8						AHo

ANOVA

Source de Variation	SCE	dl	CM	F	P-value	F crit	
Factorielle*	322,366	2	161,183	14,704	0,002	4,459	SS
Résiduelle**	87,694	8	10,962				
Totale	410,061	10					

* Entre populations

** Entre observations à l'intérieur d'une population

ANNEXE 23.- Résultats de l'analyse du test des contrastes par la méthode de Scheffé (comparaison de moyenne 2 à 2) effectuée chez les ablettes sur : le TL 50 des larves d'ablettes en conditions de salinité.

Quand on rejette l'hypothèse nulle (RHo), la différence entre les deux moyennes considérées est considérée comme significative.

Test de Scheffé				
Comparaison	Imi-Imj	Test de Scheffé	Décision	
m1-m2	7,08	6,633	RHo	
m1-m3	14,50	7,660	RHo	
m2-m3	7,42	8,564	AHo	

ANNEXE 24.- Résultats des tests de survie des larves. Les lignes en gras donnent les moyennes des pourcentages de survie pour les différentes femelles ovulantes.
La colonne trois donne le nombre de larves total utilisé pour ces tests de survie.

date d'éclosion	poisson	total	TL 50	0	1	2	3	4	5	6	7	8
26/06/1995	**28**	6	10	100	100	100	100	83,3	83,3	83,3	66,6	66,6
26/06/1995	**28**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**83,3**	**83,3**	**83,3**	**66,6**	**66,6**
26/06/1995	**29**	221	9	100	100	75,1	67,4	55,2	53,8	53,3	53,3	51,5
26/06/1995	**29**			**100,0**	**100,0**	**75,1**	**67,4**	**55,2**	**53,8**	**53,3**	**53,3**	**51,5**
26/06/1995	**30**	275	13	100	100	86,2	80,0	76,0	72,7	72,3	72,3	71,6
26/06/1995	**30**			**100,0**	**100,0**	**86,2**	**80,0**	**76,0**	**72,7**	**72,3**	**72,3**	**71,6**
30/06/1995	**31**	31	12	100	100	100	100	87,1	87,1	87,1	87,1	80,6
03/07/1995	**31**	3	7	100	100	66,7	66,7	33,3	33,3	33,3	33,3	33,3
26/06/1995	**31**			**100,0**	**100,0**	**83,3**	**83,3**	**60,2**	**60,2**	**60,2**	**60,2**	**57,0**
30/06/1995	**32**	169	6	100	100	100	100	96,6	79,5	40,1	40,1	40,1
03/07/1995	**32**	13	14	100	100	100	100	100	100	100	100	84,6
26/06/1995	**32**			**100**	**100**	**100**	**100**	**98,3**	**89,7**	**70,0**	**70,0**	**62,3**
30/06/1995	**33**	25	13	100	100	100	100	84	76	68	68	68
01/07/1995	**33**	28	14	100	100	100	100	100	96,4	96,4	96,4	96,4
03/07/1995	**33**	3	15	100	100	100	100	100	100	100	100	100
26/06/1995	**33**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**94,7**	**90,8**	**88,1**	**88,1**	**88,1**
26/06/1995	**34**	111	16	100	100	100	100	100	100	100	94,9	94,9
30/06/1995	**34**	9+bcp	6	100	100	100	100	100	100	11,1	11,1	11,1
01/07/1995	**34**	9	14	100	100	100	100	100	100	100	100	100
03/07/1995	**34**	6	14	100	100	100	100	100	100	100	100	100
26/06/1995	**34**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**77,8**	**76,5**	**76,5**
30/06/1995	**35**	204	10	100	100	100	100	96,1	96,1	90,2	85,3	85,3
01/07/1995	**35**	130	9	100	100	100	100	100	97,9	97,9	97,9	8,5
03/07/1995	**35**	2	11	100	100	100	100	100	100	100	100	50,0
26/06/1995	**35**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**98,7**	**98,0**	**96,0**	**94,4**	**47,9**
10/07/1995	**36**	5	10	100	100	100	100	100	100	100	100	100
11/07/1995	**36**	1	8	100	100	100	100	100	100	100	100	0
06/07/1995	**36**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**50,0**
09/07/1995	**37**	56	14	100	100	100	100	100	100	100	100	100
10/07/1995	**37**	28	11	100	82,1	82,1	82,1	82,1	82,1	82,1	82,1	82,1
13/07/1995	**37**	2	4	100	100	100	100	100	50	50	0,0	0,0
06/07/1995	**37**			**100,0**	**94,0**	**94,0**	**94,0**	**94,0**	**77,4**	**77,4**	**60,7**	**60,7**
15/07/1995	**41**	87	13	100	100	100	100	100	94,3	89,7	89,7	89,7
16/0719/95	**41**	63	2	100	54,0	49,2	49,2	49,2	49,2	46,0	46,0	46,0
18/07/1995	**41**	5	12	100	100	100	100	100	100	100	100	100
20/07/1995	**41**	2	7	100	100	100	100	100	100	100	0,0	0,0
12/07/1995	**41**			**100,0**	**88,5**	**87,3**	**87,3**	**87,3**	**85,9**	**83,9**	**58,9**	**58,9**

date d'éclosion	poisson	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
26/06/1995	**28**	66,6	49,9	49,9	49,9	49,9	49,9	0,0				
26/06/1995	**28**	**66,6**	**49,9**	**49,9**	**49,9**	**49,9**	**49,9**	**0,0**				
26/06/1995	**29**	48,8	46,5	18,4	15,7	6,7	4,4	3,0	0			
26/06/1995	**29**	**48,8**	**46,5**	**18,4**	**15,7**	**6,7**	**4,4**	**3,0**	**0,1**			
26/06/1995	**30**	70,9	65,1	56,4	53,5	50,6	40,4	29,1	6,6	0,8	0,0	
26/06/1995	**30**	**70,9**	**65,1**	**56,4**	**53,5**	**50,6**	**40,4**	**29,1**	**6,6**	**0,8**	**0,0**	
30/06/1995	**31**	80,6	74,1	70,9	25,7	3,1	0,0					
03/07/1995	**31**	33,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0					
26/06/1995	**31**	**57,0**	**37,1**	**35,4**	**12,9**	**1,5**	**0,0**					
30/06/1995	**32**	40,1	23,5	17,2	11,5	10,4	8,7	1,3	0,0			
03/07/1995	**32**	84,6	61,5	15,3	15,3	0,0	0,0	0,0	0,0			
26/06/1995	**32**	**62,3**	**42,5**	**16,3**	**13,4**	**5,2**	**4,4**	**0,6**	**0,0**			
30/06/1995	**33**	68	68	68	68	0						
01/07/1995	**33**	96,4	96,4	96,4	78,5	3,5	0,0					
03/07/1995	**33**	100	100	100	0,0	0,0	0,0					
26/06/1995	**33**	**88,1**	**88,1**	**88,1**	**48,8**	**1,2**	**0,0**					
26/06/1995	**34**	83,9	80,5	73,7	71,2	71,2	70,4	70,4	22,1	7,7	6,0	0,0
30/06/1995	**34**	11,1	11,1	11,1	11,1	11,1	11,1	11,1	0,0	0,0	0,0	0,0
01/07/1995	**34**	100	100	100	100	55,6	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
03/07/1995	**34**	100	66,7	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
26/06/1995	**34**	**73,7**	**64,6**	**46,2**	**45,6**	**34,5**	**20,4**	**20,4**	**5,5**	**1,9**	**1,5**	**0,0**
30/06/1995	**35**	85,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0					
01/07/1995	**35**	7,8	7,8	7,8	7,1	5,7	0,0					
03/07/1995	**35**	50,0	50,0	50,0	0,0	0,0	0,0					
26/06/1995	**35**	**47,7**	**19,3**	**19,3**	**2,4**	**1,9**	**0,0**					
10/07/1995	**36**	100	0									
11/07/1995	**36**	0	0									
06/07/1995	**36**	**50,0**	**0,0**									
09/07/1995	**37**	100	100	100	16,1	0,0						
10/07/1995	**37**	82,1	67,8	39,2	0,0	0,0						
13/07/1995	**37**	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0						
06/07/1995	**37**	**60,7**	**55,9**	**46,4**	**5,4**	**0,0**						
15/07/1995	**41**	86,3	85,2	81,8	72,6	7,1	1,4	0,0	0,0			
16/0719/95	**41**	46,0	41,2	41,2	36,4	36,4	28,5	19,0	0,0			
18/07/1995	**41**	100	80	20	0	0	0	0	0			
20/07/1995	**41**	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
12/07/1995	**41**	**58,1**	**51,6**	**35,7**	**27,3**	**10,9**	**7,5**	**4,7**	**0,0**			

date d'éclosion	poisson	total	TL 50	0	1	2	3	4	5	6	7	8
15/07/1995	**43**	75	13	100	100	100	100	100	84	78,7	78,7	70,7
16/07/1995	**43**	54	13	100	100	100	100	94,4	94,4	94,4	94,4	88,8
18/07/1995	**43**	19	11	100	100	100	100	100	100	100	100	94,7
19/07/1995	**43**	24	9	100	100	100	95,8	95,8	95,8	95,8	95,8	83,3
20/07/1995	**43**	4	10	100	100	100	75	75	75	75	75	75
12/07/1995	**43**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**94,2**	**93,1**	**89,9**	**88,8**	**88,8**	**82,5**
15/07/1995	**45**	11	14	100	100	100	100	100	100	100	100	100
16/0719/95	**45**	24	11	100	100	100	100	70,8	66,6	66,6	66,6	66,6
20/07/1995	**45**	5	5	100	100	100	100	100	40	40	40	40
12/07/1995	**45**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**90,3**	**68,9**	**68,9**	**68,9**	**68,9**
16/07/1995	**47**	1	9	100	100	100	100	100	100	100	100	100
12/07/1995	**47**			**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**	**100**
15/07/1995	**48**	14	13	100	100	100	100	92,9	92,9	92,9	92,9	92,9
16/07/1995	**48**	54	10	100	90,7	79,6	79,6	55,5	51,8	49,9	48,0	48,0
18/07/1995	**48**	6	3	100	100	100	50	50	50	50	50	50
19/07/1995	**48**	1	8	100	100	100	100	100	100	100	100	100
21/07/1995	**48**	3	8	100	100	100	100	100	100	100	100	0,0
12/07/1995	**48**			**100,0**	**98,1**	**95,9**	**85,9**	**79,7**	**78,9**	**78,6**	**78,2**	**58,2**
16/07/1995	**49**	38	11	100	100	100	100	95,1	95,1	92,7	92,7	92,7
18/07/1995	**49**	48	13	100	100	100	100	100	100	100	100	100
20/07/1995	**49**	6	12	100	100	100	100	100	100	100	100	100
12/07/1995	**49**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**98,4**	**98,4**	**97,6**	**97,6**	**97,6**
21/07/1995	**55**	27	16	100	100	100	100	100	100	100	100	100
22/07/1995	**55**	83	8	100	100	100	88,0	88,0	69,9	63,9	61,5	42,2
23/07/1995	**55**	15	12	100	100	100	100	100	100	93,3	93,3	93,3
25/07/1995	**55**	2	1	100	50	50	50	50	50	50	50	50
18/07/1995	**55**			**100,0**	**87,5**	**87,5**	**84,5**	**84,5**	**80,0**	**76,8**	**76,2**	**71,4**
22/07/1995	**56**	43	11	100	100	100	97,9	97,9	89,4	87,3	87,3	74,5
23/07/1995	**56**	5	11	100	100	100	100	100	60	60	60	60
24/07/1995	**56**	2	10	100	100	100	100	100	100	100	100	100
25/07/1995	**56**	2	1	100	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
18/07/1995	**56**			**100,0**	**75,0**	**75,0**	**74,5**	**74,5**	**62,3**	**61,8**	**61,8**	**58,6**
22/07/1995	**57**	5	14	100	100	100	100	100	100	100	100	100
18/07/1995	**57**			**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**
28/07/1995	**64**	31	7	100	100	80,6	80,6	77,4	77,4	48,4	48,4	48,4
29/07/1995	**64**	3	14	100	100	100	100	100	100	100	100	100
25/07/1995	**64**			**100,0**	**100,0**	**90,3**	**90,3**	**88,7**	**88,7**	**74,2**	**74,2**	**74,2**

Les lignes en gras indiquent les moyennes pour chaque poissons

date d'éclosion	poisson	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19
15/07/1995	**43**	70,7	70,7	66,7	56,0	36	25,3	21,3	0,0			
16/07/1995	**43**	85,1	85,1	77,7	74,0	62,9	3,6	0,0	0,0			
18/07/1995	**43**	78,9	73,6	47,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
19/07/1995	**43**	66,6	4,1	4,1	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
20/07/1995	**43**	50	50	25	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0			
12/07/1995	**43**	**70,3**	**56,7**	**44,2**	**26,0**	**19,8**	**5,8**	**4,3**	**0,0**			
15/07/1995	**45**	100	100	90,9	90,9	90,9	54,5	54,5	36,3	18,1	0,0	
16/0719/95	**45**	66,6	66,6	45,8	37,5	0	0	0	0	0	0	
20/07/1995	**45**	40	40	40	40	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
12/07/1995	**45**	**68,9**	**68,9**	**58,9**	**56,1**	**30,3**	**18,2**	**18,2**	**12,1**	**6,0**	**0,0**	
16/07/1995	**47**	0										
12/07/1995	**47**	**0**										
15/07/1995	**48**	92,9	92,9	92,9	92,9	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
16/07/1995	**48**	48,0	42,4	31,3	23,9	18,3	12,7	9,0	9,0	0,0		
18/07/1995	**48**	50	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
19/07/1995	**48**	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
21/07/1995	**48**	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
12/07/1995	**48**	**38,2**	**27,1**	**24,8**	**23,3**	**3,7**	**2,6**	**1,8**	**1,8**	**0,0**		
16/07/1995	**49**	92,7	92,7	22,0	19,6	19,6	14,7	14,7	7,4	7,4	0,0	
18/07/1995	**49**	100	100	97,9	83,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
20/07/1995	**49**	100	100	83,3	50,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
12/07/1995	**49**	**97,6**	**97,6**	**67,7**	**50,9**	**6,5**	**4,9**	**4,9**	**2,5**	**2,5**	**0,0**	
21/07/1995	**55**	100	100	100	66,7	66,7	55,6	37,1	3,8	0,0		
22/07/1995	**55**	39,8	27,8	20,6	1,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
23/07/1995	**55**	93,3	93,3	60,0	20	0	0	0	0	0		
25/07/1995	**55**	50	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0		
18/07/1995	**55**	**70,8**	**55,3**	**45,1**	**22,0**	**16,7**	**13,9**	**9,3**	**0,9**	**0,0**		
22/07/1995	**56**	57,5	53,2	12,8	2,2	0,0	0,0					
23/07/1995	**56**	60	60	40	40	40	0					
24/07/1995	**56**	100	0	0	0	0	0					
25/07/1995	**56**	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0					
18/07/1995	**56**	**54,4**	**28,3**	**13,2**	**10,5**	**10,0**	**0,0**					
22/07/1995	**57**	100	100	100	100	40	0,0					
18/07/1995	**57**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**100,0**	**40,0**	**0,0**					
28/07/1995	**64**	48,4	48,4	48,4	41,9	32,2	32,2	29,0	19,3	12,8	0,0	
29/07/1995	**64**	100	100	100	100	33,3	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	
25/07/1995	**64**	**74,2**	**74,2**	**74,2**	**71,0**	**32,8**	**16,1**	**14,5**	**9,7**	**6,4**	**0,0**	