



HAL
open science

Déterminisme ante mortem et variabilité de la qualité nutritionnelle, technologique et organoleptique (couleur et morphologie) de la perche commune perca fluviatilis (L.) :

Guillaume Mairesse

► **To cite this version:**

Guillaume Mairesse. Déterminisme ante mortem et variabilité de la qualité nutritionnelle, technologique et organoleptique (couleur et morphologie) de la perche commune perca fluviatilis (L.): Autre. Institut National Polytechnique de Lorraine, 2005. Français. NNT : 2005INPL115N . tel-01752500

HAL Id: tel-01752500

<https://hal.univ-lorraine.fr/tel-01752500>

Submitted on 29 Mar 2018

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-theses-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>



INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE DE LORRAINE
Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie et des Industries Agro-Alimentaires
Ecole Doctorale Sciences et Ingénierie des Ressources, Procédés, Produits,
Environnement

N° attribué par la bibliothèque

THESE

présentée pour l'obtention du grade de
Docteur de l'Institut National Polytechnique de Lorraine
Discipline: Sciences Agronomiques

présentée et soutenue publiquement par

Guillaume MAIRESSE

12 Décembre 2005

**Déterminisme *ante mortem* et variabilité de la qualité
nutritionnelle, technologique et organoleptique (couleur et
morphologie) de la perche commune *Perca fluviatilis* (L.)**

Membres du jury

M. Jean Brun-Bellut – Université Henri Poincaré Nancy 1 (Directeur de thèse)
M. Benoît Fauconneau – INRA Bordeaux Aquitaine (Rapporteur)
M. Jean-Noël Gardeur – Université Henri Poincaré Nancy 1 (Co-directeur de thèse)
M. Patrick Kestemont – Université de Namur (Rapporteur)
M. François Laurent – Institut National Polytechnique de Lorraine (Examineur)



INSTITUT NATIONAL POLYTECHNIQUE DE LORRAINE
Ecole Nationale Supérieure d'Agronomie et des Industries Agro-Alimentaires
Ecole Doctorale Sciences et Ingénierie des Ressources, Procédés, Produits,
Environnement

N° attribué par la bibliothèque

THESE

présentée pour l'obtention du grade de
Docteur de l'Institut National Polytechnique de Lorraine
Discipline: Sciences Agronomiques

présentée et soutenue publiquement par

Guillaume MAIRESSE

12 Décembre 2005

**Déterminisme *ante mortem* et variabilité de la qualité
nutritionnelle, technologique et organoleptique (couleur et
morphologie) de la perche commune *Perca fluviatilis* (L.)**

Membres du jury

M. Jean Brun-Bellut – Université Henri Poincaré Nancy 1 (Directeur de thèse)
M. Benoît Fauconneau – INRA Bordeaux Aquitaine (Rapporteur)
M. Jean-Noël Gardeur – Université Henri Poincaré Nancy 1 (Co-directeur de thèse)
M. Patrick Kestemont – Université de Namur (Rapporteur)
M. François Laurent – Institut National Polytechnique de Lorraine (Examineur)

REMERCIEMENTS

Je tiens à remercier Monsieur François Laurent, Professeur et Directeur de l'équipe URAPA (Unité de recherche Animal Produits Animaux) et de l'ENSAIA pour m'avoir accueilli au sein de l'unité de recherche. Mes remerciements s'adressent également à Monsieur Jean Brun-Bellut, Professeur à l'Université Henri Poincaré Nancy 1, pour m'avoir donné l'opportunité de réaliser ce doctorat au sein de l'équipe Diversification en Aquaculture Continentale et pour toute la confiance dont il a fait preuve à mon égard. Je le remercie pour les précieux conseils apportés tout au long de ces 3 années et lors de l'élaboration de ce document. Je lui témoigne également ma reconnaissance pour toute l'énergie qu'il a dépensé pour me redonner la confiance et le moral qui me manquaient parfois.

Toute ma reconnaissance va également à Monsieur Jean-Noël Gardeur, Maître de Conférence à l'Université Henri Poincaré Nancy 1, pour sa rigueur et ses compétences statistiques.

J'exprime par ailleurs ma gratitude à Madame Marielle Thomas, Maître de Conférence à l'Université Henri Poincaré Nancy 1, pour son implication forte dans ce travail, sur le terrain mais également dans toutes les phases de rédaction et de réflexion.

J'adresse mes sincères remerciements à Monsieur Benoît Fauconneau, Président du Centre INRA Bordeaux-Aquitaine, et Monsieur Patrick Kestemont, Professeur à l'Université Notre-Dame de la Paix de Namur pour les critiques constructives formulées lors de nos différentes rencontres et pour l'honneur qu'ils me font d'assurer la lecture et l'évaluation de ce travail.

Enfin, je tiens également à remercier Monsieur Pascal Fontaine pour tous les moyens qu'il a mis en place au cours de ces 3 années et pour son optimisme débordant.

Je remercie également mes collègues de laboratoire, techniciens, stagiaires (et ceux que j'ai oublié) et tout particulièrement Magali Peter, Laurent Fordoxcel, Neil Wang, Arnaud Campeas pour l'aide apportée lors de l'acquisition des données, souvent réalisée très tardivement... Merci à vous tous pour l'ambiance créée et votre amitié. Je n'oublie pas également toutes les techniciennes du laboratoire pour leurs aides et leurs conseils lors de la mise en place des méthodes d'analyses CPG.

J'associe à ces remerciements l'ensemble du personnel du Muséum Aquarium de Nancy pour leur amitié et particulièrement à Monsieur Rémi Bienfait pour sa disponibilité et pour celle de ses outils...

Je remercie également, Monsieur Ribière pour le filetage des poissons, les pêcheurs du Lac Léman, du Rhin, les pisciculteurs lorrains et la société PerciTech, sans qui, ce travail n'aurait pu être réalisé dans de bonnes conditions. Mes remerciements s'adressent aussi au Centre National de Recherche Forestière (CNRF) de l'INRA Nancy-Champenoux, et tout particulièrement à Monsieur

Claude Bréchet, pour les analyses isotopiques ^{13}C et ^{15}N , ainsi qu'à Monsieur Jean-Paul Dubois de l'INRA Thonon-les-Bains pour la collecte des rubans d'œufs de perches du Lac Léman.

Enfin, j'exprime toute ma gratitude à mes familles pour m'avoir soutenu tout au long de ce travail. Un grand merci à Virginie pour sa patience, son soutien et ses encouragements. Ça n'a pas toujours été facile mais j'y suis arrivé !

Merci à vous tous !

SOMMAIRE

INTRODUCTION	1
1^{ERE} PARTIE: SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE	5
1. QUALITE NUTRITIONNELLE DU POISSON ET DETERMINISME ANTE MORTEM	5
1.1. Protéines et acides aminés libres	5
1.2. Lipides et acides gras	7
1.3. Facteurs de variation de la teneur en lipides et de la composition en acides gras	8
1.3.1. Facteurs intrinsèques	9
1.3.1.1. Taille/âge du poisson	9
1.3.1.2. Etat physiologique/saison	9
1.3.2. Facteurs trophiques	10
1.3.2.1. Teneur en lipides alimentaires	10
1.3.2.2. Profil en acides gras de l'aliment	10
1.3.3. Facteurs environnementaux	11
1.3.3.1. Température	11
1.3.3.2. Salinité	11
2. PLASTICITE MORPHOLOGIQUE DES POISSONS ET DETERMINISME ANTE MORTEM	12
3. COULEUR DES POISSONS ET DETERMINISME ANTE MORTEM	13
3.1. Définition	13
3.2. Facteurs de variation de la couleur de la robe et des filets d'un poisson	13
3.2.1. Facteurs intrinsèques	13
3.2.1.1. Pigments	13
3.2.1.2. Structure cellulaire du muscle	14
3.2.1.3. Teneur en collagène du muscle	15
3.2.1.4. Teneur en lipides et composition en acides gras du muscle	15
3.2.1.5. Etat physiologique/saison	16
3.2.2. Facteurs trophiques: nature et quantité de pigments ingérés	16
3.2.3. Facteurs environnementaux: lumière et température	17
4. QUALITE TECHNOLOGIQUE DES POISSONS ET DETERMINISME ANTE MORTEM	18
4.1. Rendement de filetage, d'éviscération	18
4.2. Facteurs de variations de la qualité technologique des poissons	19
4.2.1. Facteurs intrinsèques	19
4.2.1.1. Composition du muscle	19
4.2.1.2. Stade physiologique/saison	19
4.2.1.3. Souche	19
4.2.1.4. Age/taille/poids	20
4.2.1.5. Sexe	20
4.2.1.6. Morphologie	20
4.2.2. Facteurs trophiques	21
5. QUALITE DU POISSON D'ELEVAGE ET DU POISSON SAUVAGE	22
5.1. Qualité nutritionnelle	22
5.2. Morphologie	24
5.3. Couleur	25
6. CONCLUSION	26
2^{EME} PARTIE: ETUDE EXPERIMENTALE	27
PROBLEMATIQUE SCIENTIFIQUE	27
CHAPITRE 1: ETUDE DE LA VARIABILITE DE LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE SAUVAGE ET D'ELEVAGE	29
1. MATERIEL BIOLOGIQUE ET STRATEGIE D'ECHANTILLONNAGE	29
2. CARACTERISATION ENVIRONNEMENTALE DES MILIEUX NATURELS ET DES SYSTEMES D'ELEVAGE	30
2.1. Matériel et méthodes	30
2.2. Résultats et discussion	32
3. VARIABILITE MORPHOLOGIQUE DES PERCHES	35
3.1. Matériel et méthodes	35
3.1.1. Mesures morphologiques	35
3.1.2. Analyses statistiques	36
3.2. Résultats	37
3.2.1. Effet du site naturel de capture	37

3.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel.....	38
3.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages	40
3.3. <i>Discussion</i>	41
4. VARIABILITE DE LA COULEUR DES PERCHES	43
4.1. <i>Matériel et méthodes</i>	43
4.1.1. Mesures de couleur	43
4.1.2. Analyses statistiques	45
4.2. <i>Résultats</i>	46
4.2.1. Effet du site naturel de capture	46
4.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel.....	48
4.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages	50
4.3. <i>Discussion</i>	51
5. VARIABILITE DE LA QUALITE TECHNOLOGIQUE DES PERCHES	52
5.1. <i>Matériel et méthodes</i>	52
5.1.1. Mesures technologiques.....	52
5.1.2. Analyses statistiques.....	53
5.2. <i>Résultats</i>	53
5.2.1. Effet du site naturel de capture	53
5.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel.....	56
5.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages	56
5.3. <i>Discussion</i>	59
6. VARIABILITE DE LA QUALITE NUTRITIONNELLE DES PERCHES.....	60
6.1. <i>Matériel et méthodes</i>	60
6.1.1. Détermination de la teneur en lipides et du profil en acides gras du filet.....	60
6.1.2. Analyses statistiques	61
6.2. <i>Résultats</i>	61
6.2.1. Effet du site naturel de capture	61
6.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel.....	64
6.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages	66
6.3. <i>Discussion</i>	68
6.3.1. Effet de l'origine géographique et de la saison de capture	68
6.3.2. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages	69
7. HIERARCHISATION DE LA VARIABILITE DES COMPOSANTES DE QUALITE CHEZ LA PERCHE.....	70
7.1. <i>Méthode et analyses statistiques des données</i>	70
7.2. <i>Résultats</i>	71
7.2.1. Effet du site naturel de capture et de la saison	71
7.2.2. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages	74
8. CONCLUSIONS CHAPITRE 1	76

CHAPITRE 2: EFFETS DES FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX ET DE L'ORIGINE SUR LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE..... 78

1. PROBLEMATIQUE	78
2. EXPERIMENTATION 1: EFFET DE L'ORIGINE GEOGRAPHIQUE SUR LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE	79
2.1. <i>Matériel et méthode</i>	79
2.1.1. Matériel biologique.....	79
2.1.2. Conditions expérimentales.....	80
2.1.3. Variables étudiées.....	82
2.1.4. Analyses statistiques	83
2.2. <i>Résultats</i>	84
2.2.1. Qualité de l'eau	84
2.2.2. Poids final	85
2.2.3. Morphologie des poissons.....	85
2.2.4. Couleur des poissons	87
2.2.5. Qualité technologique des poissons	88
2.2.6. Qualité nutritionnelle des poissons	90
3. EXPERIMENTATION 2: ETUDE DES EFFETS DE L'ENVIRONNEMENT ET DE LA DOMESTICATION SUR LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE PAR LA METHODE DES PLANS D'EXPERIENCE.....	93
3.1. <i>Rappel des facteurs potentiels d'influence sur la qualité de la perche commune</i>	93
3.2. <i>Matériel et méthode</i>	93
3.2.1. Méthode expérimentale.....	93
3.2.2. Facteurs testés et modalités.....	94
3.2.2.1. Facteur domestication – origine des poissons.....	94
3.2.2.2. Facteur qualité de l'alimentation (origine des lipides)	94
3.2.2.3. Facteur quantité d'aliment (taux de rationnement).....	95
3.2.2.4. Facteur densité finale.....	96
3.2.2.5. Matrice expérimentale	96
3.2.3. Conditions expérimentales.....	97

3.2.3.1. Structures expérimentales	97
3.2.3.2. Déroulement de l'expérience.....	97
3.2.4. Variables étudiées	98
3.2.5. Analyses statistiques	99
3.3. <i>Résultats</i>	100
3.3.1. Qualité d'eau, poids final et densité finale	100
3.3.2. Morphologie des poissons.....	101
3.3.3. Couleur des poissons	104
3.3.4. Qualité technologique des poissons	109
3.3.5. Qualité nutritionnelle des poissons	111
3.3.6. Teneur en cortisol plasmatique	117
DISCUSSION GENERALE	119
1. QUEL REFERENTIEL QUALITE CHEZ LA PERCHE ?	119
2. FACTEURS DU DETERMINISME DE LA QUALITE CHEZ LA PERCHE	120
2.1. <i>Effet des facteurs environnementaux</i>	121
2.1.1. Facteurs trophiques	121
2.1.2. Facteurs physiques, chimiques et biologiques du milieu	125
2.2. <i>Effet des facteurs génotypiques et de la domestication</i>	125
CONCLUSIONS GENERALES	129
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	131
ANNEXES	153
Liste des articles et communications	169

INTRODUCTION

Comme pour tous les produits alimentaires, ceux de la filière aquacole doivent répondre aux exigences de qualité des consommateurs, des producteurs et des distributeurs. Cependant, le concept de qualité d'un produit reste difficile à définir, puisque chaque auteur en donne sa propre définition (Shewfelt, 1999; Costell, 2002; Bernues *et al.*, 2003). Le terme qualité est défini par la norme ISO 8402 comme étant "*l'ensemble des caractéristiques d'une entité qui lui confère l'aptitude à satisfaire des besoins exprimés et implicites*". De plus, ce concept a évolué sans cesse au cours de ces dernières décennies. A l'ère de la Pasteurisation, la qualité était liée à l'état bactériologique du produit alimentaire. Dans les années 1960, elle faisait davantage référence à la composition du produit (teneur en eau, en protéines, en graisse). Durant les années 1970, c'était l'absence de résidu chimique (notion de Résidu Zéro) qui était importante, tandis que dans les années 1980, un produit était jugé de qualité si les teneurs en certains composants (additifs, contaminants) ne dépassaient pas une certaine limite (notion de Niveau Maximum de Résidus) (Nardone et Valfré, 1999). L'arrivée massive de techniques de production à grande échelle utilisant des additifs alimentaires, des conservateurs, de nouvelles matières premières, a conduit les consommateurs à être de plus en plus attentifs. Ils vont ainsi rechercher des produits qui répondent à plusieurs critères: sécurité (absence de risque pour la santé); valeur nutritionnelle et "santé" (richesse en acides aminés essentiels, faible taux de lipides, bonne source de vitamines, de minéraux, d'acides gras essentiels), etc.....

De ce fait, dans les années 1990, le concept de qualité a été redéfini en terme de qualité globale (Valfré et Moretti, 1991), regroupant ainsi 5 sous-composantes:

- ☞ la qualité de la composition proximale de l'aliment (eau, protéine, graisse, cendre)
- ☞ la qualité nutritionnelle (composition en protéines totales, en acides aminés indispensables, en eau, en acides gras, en minéraux et en vitamines),
- ☞ la qualité organoleptique ou sensorielle (couleur, flaveur, texture, aspect),
- ☞ la qualité technologique (capacité à la transformation, à la conservation, ...),
- ☞ la composante hygiénique (état de fraîcheur).

D'autres composantes de qualité peuvent être décrites telles que la composante sanitaire (aptitude à la consommation, absence de polluants, de contamination pathogène, de métaux lourds,.....), la composante "*Confort*" (facilité de préparation du produit, absence d'arêtes, d'odeurs indésirables,...) ou la composante "*Qualité psycho-sociale*" (perception au sein de la population du produit et de son mode de production) (Mariojouis, 2000).

Par ailleurs, les différents acteurs de la filière ne font pas le même usage du terme "qualité" (Shewfelt, 1999) et n'utilisent pas les mêmes critères ou descripteurs de qualité (Hansen, 2001).

INTRODUCTION

Pour la filière aquacole, les transformateurs comme les distributeurs souhaitent des produits homogènes d'aspect et de taille, présentant une bonne aptitude à la transformation. Au niveau du consommateur, l'acceptabilité d'un produit et la décision d'achat sont dépendantes de nombreux facteurs (Tableau 1).

Tableau 1: Facteurs d'acceptabilité et d'achat du produit par les consommateurs.

Facteurs d'acceptabilité et d'achat	Références
Propriétés intrinsèques du produit	
Apparence/couleur	(Grunert, 1997; Barbut, 2001; Hurling et Shepherd, 2003; Barbut, 2004)
Texture	(Resurreccion, 2004)
Flaveur	(Prescott <i>et al.</i> , 2002)
Facteurs "marketing"	
Environnement lors de l'achat (étiquetage, publicité, éclairage)	(Barbut, 2004; Grunert <i>et al.</i> , 2004; Radder et le Roux, 2005)
Packaging	(Carpenter <i>et al.</i> , 2001)
Facteurs psycho-sociologiques	
Culture, éducation, mœurs et habitudes alimentaires	(Gracia et Albisu, 1998; Grunert <i>et al.</i> , 2004; Trondsen <i>et al.</i> , 2004b; Radder et le Roux, 2005)
Age et sexe	(Barker <i>et al.</i> , 1995; Olsen, 2003; Resurreccion, 2004)
Ethique (bien-être animal, OGM, production respectueuse de l'environnement)	(Grunert <i>et al.</i> , 2003; Radder et le Roux, 2005)
Diététique et santé	(Prescott <i>et al.</i> , 2002; Trondsen <i>et al.</i> , 2004a)
Produit "naturel" (sans conservateur,...)	(Wilcock <i>et al.</i> , 2004)
Facteurs économiques	
Prix de vente	(Babicz-Zielinska, 1999; Prescott <i>et al.</i> , 2002)

Par ailleurs, ces critères de qualité peuvent évoluer selon les pays, les régions, les coutumes,... (Robb, 2001; Pettinger *et al.*, 2004). La notion de qualité est donc multidimensionnelle (Lawless, 1995). Elle ne répond pas à une liste unique de critères mais se décline en différentes composantes selon l'opérateur de la filière concernée.

A l'heure actuelle, le développement de la filière aquacole passe par une diversification de la production (Quéméner *et al.*, 2002), ainsi que par la gestion et la maîtrise de la qualité de ses produits. La perche commune *Perca fluviatilis* s'avère être une voie de diversification pour l'aquaculture continentale. En effet, cette espèce possède de nombreux atouts: adaptabilité à un grand nombre de modes de production (Fontaine *et al.*, 1993; Kestemont et Mélard, 2000), poisson à chair blanche contenant très peu d'arêtes et possédant une bonne aptitude à la transformation (Mathis, 2003), une bonne qualité nutritionnelle (Xu et Kestemont, 2002), une offre inférieure à la

INTRODUCTION

demande (Fontaine *et al.*, 1993). Dans le cadre du développement de cette filière perche, de nombreuses études ont porté sur la maîtrise du cycle de reproduction, sur la qualité des juvéniles obtenus (Migaud *et al.*, 2002; Migaud *et al.*, 2004; Migaud *et al.*), sur l'amélioration des conditions d'élevage et de nourrissage, en vue de meilleures performances de croissance (Fontaine *et al.*, 1997; Tamazouzt *et al.*, 1998; Tamazouzt *et al.*, 2000; Kestemont *et al.*, 2001; Kestemont *et al.*, 2003; Mathis *et al.*, 2003). Les résultats de ces études ont permis un développement des pericultures à travers l'Europe: Hongrie, République Tchèque, Pologne, Irlande, Belgique, Hollande et France. Or, jusqu'à présent, la démarche de gestion de la qualité du produit venait en complément. Selon Fauconneau (2004), l'enjeu de cette démarche est de "*connaître et de valoriser des caractéristiques spécifiques du nouveau produit et de définir les conditions optimales pour l'expression de ces caractéristiques de manière simultanée au développement de la production*". Ceci passe ainsi par différentes phases: (1) connaître et gérer la qualité du produit et (2) positionner le produit. La connaissance de ce dernier passe par la description de ses caractéristiques et son positionnement se fait par rapport au produit issu de la pêche traditionnelle, dans le cas de la domestication de nouvelles espèces (Fauconneau, 2004). Cette phase nécessite une bonne connaissance des caractéristiques du produit sauvage, ce qui n'est pas toujours le cas pour les nouvelles espèces domestiquées, comme la perche commune.

Si la qualité initiale d'un poisson dépend en premier lieu des conditions d'élevage *ante-mortem* ou de son habitat naturel, la qualité du produit généralement proposée aux consommateurs est fonction également des conditions *peri-mortem* et *post-mortem* (conditions et durées de stockage, type de transformation, etc...). Cependant, compte tenu de la multitude de descripteurs de qualité existant, des nombreuses interactions entre les composantes et des nombreux facteurs agissant sur la qualité finale du produit, une restriction du domaine de recherche de ces facteurs s'impose. De ce fait, dans le travail qui suit, l'accent a été mis sur l'identification des principaux facteurs d'influence *ante mortem* de l'expression phénotypique de la qualité. Une maîtrise de ces facteurs est nécessaire en amont de la filière, dès la production, pour obtenir un produit final de bonne qualité. En effet, c'est la qualité initiale du produit qui déterminera en grande partie celle du produit final disponible pour le consommateur. Ainsi, cette maîtrise en amont de la qualité passe par l'identification, la compréhension et la maîtrise des principaux facteurs *ante mortem* responsables des variations de la qualité du poisson, pour obtenir *in fine* un produit d'élevage au moins aussi proche du produit sauvage, ce dernier jouissant d'une meilleure connaissance et acceptabilité auprès du consommateur (Olsson *et al.*, 2003).

L'objectif de ce travail est double. Il s'agit d'étudier la pertinence de la mise en place d'un référentiel qualité pour la perche, en s'appuyant sur les caractéristiques du produit sauvage et de

INTRODUCTION

comparer le produit d'élevage à ce référentiel. Dans un second temps, il s'agira d'étudier les effets des facteurs qui agissent sur le déterminisme *ante mortem* de la qualité.

Là encore, le nombre élevé de descripteurs qualité recensés dans la littérature, impose une sélection de certains critères. Ainsi, dans ce travail, la qualité a été appréhendée sous 3 composantes:

- (i) *composante nutritionnelle*. Le filet étant la partie consommée du poisson, l'étude s'est focalisée sur sa teneur en lipides intra-musculaire et sur sa composition en acides gras.
- (ii) *composante organoleptique*: couleur de la robe du poisson et du filet et morphologie du corps. Ces deux paramètres ont été choisis car ce sont ceux qui peuvent être perçus directement et immédiatement par le consommateur et donnent la première information sur la qualité du produit (Rasmussen, 2001). Par ailleurs, ces facteurs sont déterminants dans la décision d'achat (Haard, 1992; Brosnan et Sun, 2004).
- (iii) *composante technologique*. L'optimisation du rendement de transformation est un objectif premier pour les producteurs. Ainsi, il est impossible de ne pas prendre en compte cet aspect dans l'étude de la qualité de la perche. En outre, des mesures morpho-anatomiques ont été incluses dans cette composante de manière à identifier leurs relations éventuelles avec les rendements et les autres descripteurs de qualité.

Dans une première partie bibliographique, chaque composante de qualité utilisée dans cette étude sera décrite. Il y sera présenté pour chacune d'elle, les principaux facteurs *ante-mortem* impliqués dans le déterminisme de la qualité du poisson. Dans une seconde partie, il sera réalisé un comparatif de qualité entre les poissons d'élevage et les poissons sauvages ainsi qu'une description des facteurs responsables de ces différences. La partie expérimentale est composée de 2 chapitres. Le premier vise à (i) caractériser la qualité du produit sauvage ainsi que sa variabilité, (ii) positionner la perche d'élevage par rapport à ce référentiel "poisson sauvage" et (iii) formuler des hypothèses quant aux facteurs responsables de l'éventuelle variabilité de qualité observée. Dans un second chapitre, 2 expérimentations ont été menées, l'objectif étant de tester et de hiérarchiser, parmi les facteurs identifiés dans le premier chapitre, les facteurs influents du déterminisme de la qualité.

1^{ÈRE} PARTIE: SYNTHÈSE BIBLIOGRAPHIQUE

La qualité et son déterminisme ante mortem chez les poissons

1. Qualité nutritionnelle du poisson et déterminisme *ante mortem*

D'une espèce à l'autre mais également d'un individu à l'autre, les teneurs des principaux composants de la chair de poisson peuvent varier dans de larges proportions: 53 à 81% d'eau, 13 à 24% de protéines et 0.1 à 31% de lipides (Dunajski, 1979). Généralement, l'eau et les lipides représentent environ 80% du poids frais du muscle de poisson (Ackman, 1995). Ces variations sont dépendantes à la fois de facteurs endogènes (facteurs génétiques, taille, sexe, stade de vie) et exogènes (facteurs environnementaux, alimentaires,...) (Shearer, 1994). Par ailleurs, les teneurs en lipides, en protéines et en eau sont inter-dépendantes (Yeannes et Almandos, 2003).

1.1. Protéines et acides aminés libres

Les protéines sont les constituants organiques majeurs des tissus de poissons, puisqu'elles constituent environ 60 à 75% du poids sec de ces tissus (Puwastien *et al.*, 1999; Sterner et George, 2000; Tanner *et al.*, 2000), soit 18 à 22% du poids frais (Haard, 1992).

Les protéines du tissu musculaire de poisson peuvent être regroupées en 3 groupes (Tableau 2):

- ☞ les protéines de structure (protéines myofibrillaires) telles que l'actine, la myosine, les tropomyosines, les troponines, la desmine, la titine, la nébuline, l' α -actinine (Ladrat *et al.*, 2003) qui constituent 70 à 90% des protéines totales (Borresen, 1995),
- ☞ les protéines sarcoplasmiques, incluant la myoglobine, la globuline et les enzymes (Hernandez-Herrero *et al.*, 2003), qui représentent 10 à 30% des protéines totales (Haard, 1992; Borresen, 1995),
- ☞ les protéines du tissu conjonctif (élastine et collagène essentiellement) (Purslow, 2005), qui constituent 3 à 10% des protéines chez les Téléostéens (Haard, 1992; Borresen, 1995).

La teneur en protéines des poissons est globalement stable (Karakoltsidis *et al.*, 1995) et indépendante du sexe et de la taille des individus (Robards *et al.*, 1999). Cependant, une réduction de la teneur en protéines a tout de même été observée chez le saumon en période de migration et de reproduction (Aksnes *et al.*, 1986), chez la morue (*Gadus morhua*) lors d'un jeûne prolongé (de

1^{ère} PARTIE: SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

15.1% à 14.7% de protéines (poids frais)) (Beaulieu et Guderley, 1998) et chez le sar (*Diplodus puntazzo*) où la variation saisonnière de la teneur en protéines est de 4.4% (Hernandez *et al.*, 2003). En outre, chez le saumon la teneur en protéines augmente avec la taille (Shearer, 1994; Shearer *et al.*, 1994) et notamment au cours des périodes de forte croissance. En parallèle, la rétention protéique augmente, indiquant qu'une large part des protéines ingérées sert directement à la croissance somatique (Nordgarden *et al.*, 2003).

Tableau 2: Teneur des différentes fractions protéiques dans le muscle de poisson et de bœuf (d'après Haard (1992)).

	Protéines sarcoplasmiques (%)	Protéines myofibrillaires (%)	Protéines du tissu conjonctif (%)
Poisson en général	10-25	70-90	3-10
Morue	21	76	3
Carpe	24	71	5
Flet	21	76	3
Boeuf	16-28	39-68	16-28

Par ailleurs, certains auteurs montrent qu'une augmentation de la teneur en protéines de l'aliment induit un accroissement de la teneur en protéines du poisson (Britz et Hecht, 1997; Gunasekera *et al.*, 1997), tandis qu'aucun effet n'est mis en évidence dans d'autres études comme chez la perche commune (Mathis *et al.*, 2003), le saumon (Sveier *et al.*, 1999) ou le red drum (*Sciaenops ocellatus*) (Thoman *et al.*, 1999). Ces différences sont probablement à mettre en relation avec les teneurs en protéines des aliments. En effet, un apport trop faible en protéines ou une carence en acides aminés essentiels de l'aliment induisent une diminution de la croissance ou une perte de poids du fait de l'utilisation des protéines des tissus non-vitaux pour assurer le fonctionnement des tissus vitaux. Au contraire, si trop de protéines sont distribuées, une partie sera utilisée pour la synthèse protéique, le restant sera stocké sous forme d'énergie (réserve lipidique) et une augmentation des teneurs en protéines musculaires pourra être observée (Wilson, 2002).

Les acides aminés libres proviennent de la digestion des protéines alimentaires qui sont absorbées au niveau du tractus intestinal et de la protéolyse des tissus. Ils sont transportés par le sang vers les organes et les tissus (Wilson, 2002). La teneur en acides aminés libres du muscle du poisson varie de 0.5 à 2.0% de la matière fraîche selon les espèces (Haard, 1992). Leur teneur dépend de l'apport alimentaire (Gomez-Requeni *et al.*, 2004) mais également de la vitesse de protéosynthèse et de protéolyse. Des variations saisonnières de la teneur en acides aminés libres ont déjà été décrites (Shirai *et al.*, 2002b). Ces variations ont été attribuées à des différences

saisonniers dans l'activité de nourrissage des poissons mais également dans la qualité nutritionnelle des proies ingérées. De plus, une influence de la taille et de l'état physiologique est rapportée chez les Salmonidés (Shearer, 1994).

1.2. Lipides et acides gras

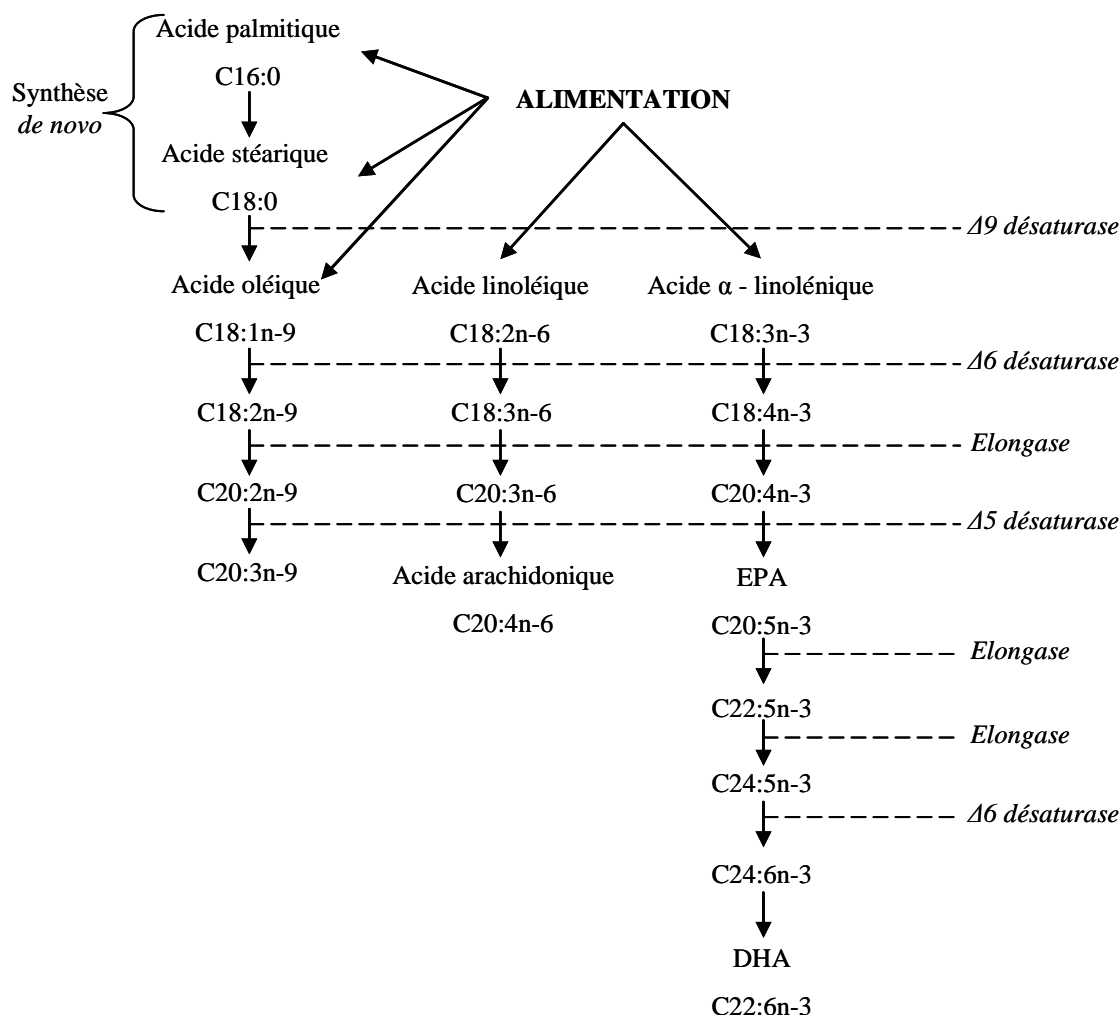
Les poissons possèdent deux types de lipides: les lipides neutres (triglycérides) et les lipides polaires (phospholipides). Les réserves énergétiques du poisson se font principalement sous la forme de triglycérides. Les phospholipides eux, sont plus des lipides de structure puisque ce sont les constituants majeurs des membranes cellulaires. Le stockage des lipides peut se faire dans plusieurs tissus: foie, muscle, tissu adipeux périviscéral et parfois, tissu adipeux sous-cutané (Sheridan, 1988, 1994). L'importance de ces sites de stockage varie selon les espèces. D'une manière globale, les viscères et le foie sont les lieux de stockage principaux pour les espèces d'eau douce: tissu périviscéral chez la perche commune (Kestemont *et al.*, 2001; Xu et Kestemont, 2002) et chez les Salmonidés (Zhou *et al.*, 1996; Morgan *et al.*, 2002), alors que c'est principalement le foie pour les espèces marines (Corraze, 1997; Corraze et Kaushik, 1999). De plus, des différences de teneurs en lipides existent au sein d'un même filet (Toussaint *et al.*, 2005).

Les poissons possèdent toutes les classes de lipides connues dans le monde animal. Toutefois, ce sont les animaux ayant les tissus les plus riches en acides gras poly-insaturés (PUFA) de la série n-3 (15 à 36% de l'ensemble des acides gras présents contre 1% chez le porc, 2% chez le bœuf et 4% chez le poulet) (Corraze, 1997). Cette richesse en n-3 PUFA est liée au régime alimentaire, puisque les acides gras du phytoplancton sont composés en moyenne de plus de 40% de n-3 PUFA, lesquels sont conservés aux niveaux trophiques supérieurs: 15 à 20% dans le zooplancton et environ 20% chez les poissons (Sargent *et al.*, 1989).

Il existe par ailleurs des différences importantes de composition en acides gras entre les poissons marins et dulçaquicoles. Ces différences peuvent trouver leur origine dans la composition des proies ingérées. Dans le milieu marin, les proies présentent des teneurs faibles en n-6 PUFA mais de fortes teneurs en acide eicosapentaénoïque (EPA) et en acide docosahexaénoïque (DHA). Par conséquent, les poissons marins sont caractérisés par de fortes teneurs en n-3 PUFA, notamment en EPA et en DHA (Steffens, 1997). Dans les écosystèmes d'eau douce, les proies sont essentiellement constituées d'acide linoléique (C18:2n-6), mais également d'acide linoléique (C18:3n-3) et de DHA (Henderson et Tocher, 1987). Ainsi, les teneurs en n-6 PUFA des poissons d'eau douce et principalement en acide linoléique et en acide arachidonique (C20:4n-6) sont importantes (Bell *et al.*, 1994; Ghioni *et al.*, 1996). En outre, le métabolisme lipidique entre les poissons d'eau douce et les poissons marins diffère (Figure 1). En effet, la capacité à la

bioconversion du C18:3n-3 en EPA et en DHA est très faible pour les poissons marins, du fait des faibles activités enzymatiques de la $\Delta 5$ désaturase et des C18-C20 élongases (Sargent *et al.*, 2002). Ainsi, l'alimentation des poissons marins doit inclure des matières suffisamment riches en EPA et en DHA, de manière à couvrir les besoins nutritionnels de ces poissons.

Figure 1: Schéma des voies du métabolisme lipidique (adapté de Sargent *et al.* (2002) et Opsahl-Ferstad *et al.* (2003)).



1.3. Facteurs de variation de la teneur en lipides et de la composition en acides gras

La teneur en protéines totales étant quasiment stable, les variations de la composante nutritionnelle de la qualité des poissons concernent essentiellement la teneur en lipides et la composition en acides gras. Les teneurs en lipides ainsi que la composition en acides gras sont soumises à de nombreux facteurs de variations.

1.3.1. Facteurs intrinsèques

1.3.1.1. Taille/âge du poisson

Pour la grande majorité des poissons, une augmentation graduelle de la teneur en lipides corporels intervient avec l'âge et la taille (Fauconneau *et al.*, 1995; Weatherup et McCracken, 1999; Sogard et Spencer, 2004), bien que cela ne soit pas le cas chez le hareng (Nielsen *et al.*, 2005). Cependant, cette augmentation n'est pas toujours linéaire puisque, chez le tilapia (*Oreochromis mossambicus*), la teneur en lipides corporels est maximale pour des poissons âgés de 6 mois, puis diminue progressivement par la suite (Ramachandran Nair et Gopakumar, 1982). De plus, il est rapporté que le profil en acides gras de la chair varie avec l'âge du poisson (Kiessling *et al.*, 2001; Kiessling *et al.*, 2005). Ceci semble lié non pas à l'accroissement des lipides musculaires avec l'âge mais à une incorporation sélective de certains acides gras, notamment des acides gras mono-insaturés et poly-insaturés n-3, dont les teneurs augmentent et diminuent respectivement avec l'âge (Kiessling *et al.*, 2005).

1.3.1.2. Etat physiologique/saison

Les poissons ont un cycle de reproduction saisonnier, impliquant des phases de développement et de maturation. Au cours de ce cycle, se succèdent des périodes de stockage d'énergie sous forme de lipides, de mobilisation et de transfert de ces lipides des sites de dépôt vers le foie pour y être métabolisés, puis transportés vers les gonades (Craig *et al.*, 2000; Grigorakis *et al.*, 2002). Chez la perche commune, plus de 86% de l'énergie stockée essentiellement dans les tissus périscéraux est utilisée pour la maturation des gonades (Craig, 1977). Chez la sole (*Solea solea*), le contenu lipidique du filet passe de 0.8 à 0.2% (poids frais) entre le début et la fin de la maturation des gonades (Gökçe *et al.*, 2004). Globalement, chez les Salmonidés, les lipides musculaires diminuent durant cette même période de 40 à 60% et ceux des viscères de plus de 70% (Nassour et Leger, 1989).

Une saisonnalité dans la composition en acides gras peut aussi être observée, comme chez la sole (Gökçe *et al.*, 2004), la sardine *Sardinops melanostictus* (Shirai *et al.*, 2002b), le poisson chat japonais *Silurus asotus* (Shirai *et al.*, 2002a) et le *Pomoxis* spp. (Grün *et al.*, 1999). Cette saisonnalité est décrite comme dépendante de l'espèce et affecte différemment les acides gras. En effet, le dépôt des lipides est un processus non sélectif pour les acides gras (Thomassen et Rosjo, 1989), contrairement au processus de mobilisation des réserves lipidiques (Borresen, 1995; Chatzifotis *et al.*, 2004). C'est le cas par exemple chez la morue où l'acide docosahexaénoïque (DHA, C22:6n-3) est mobilisé préférentiellement (Takama *et al.*, 1985). Chez la sole, les acides gras de la série n-6 sont utilisés préférentiellement à ceux de la série n-3 (Gökçe *et al.*, 2004). Classiquement, les acides gras C14:0, C16:1, C18:1 et C20:1 sont mobilisés les premiers. Cette

sélection préférentielle serait motivée par des besoins énergétiques mais également par la nécessité de maintenir l'intégrité des cellules et la fluidité membranaire (Durazo-Beltran *et al.*, 2004). Cependant, les différences saisonnières de teneur en lipides et de composition en acides gras sont le plus souvent à mettre en relation avec l'activité alimentaire des poissons (intense à la saison favorable) et avec les variations saisonnières de la qualité nutritionnelle des proies ingérées (profil en acides gras et teneur en lipides).

1.3.2. Facteurs trophiques

1.3.2.1. Teneur en lipides alimentaires

Il est clairement établi que l'alimentation est le facteur qui joue un rôle prépondérant sur la composition en acides gras et la teneur en lipides des filets. Dans de nombreuses études, les poissons nourris avec des aliments riches en lipides augmentent significativement leur teneur en lipides corporels (dans le filet des poissons chats (Fauconneau et Laroche, 1996), dans le tissu périviscéral et hépatique de la perche (Xu *et al.*, 2001), de la truite fario (Regost *et al.*, 2001a), du turbot (Regost *et al.*, 2001b)). Cependant, cette relation est dépendante du tissu, l'influence la plus marquée touchant les sites préférentiels de stockage. Chez *P. fluviatilis* l'augmentation de la teneur en lipides de l'aliment n'a aucun effet sur celle du muscle (Xu *et al.*, 2001; Mathis *et al.*, 2003). Chez la truite arc-en-ciel (*Oncorhynchus mykiss*), la teneur en lipides musculaires augmente modérément lorsque le taux de lipides alimentaires passe de 8 à 18% tandis que celui des lipides hépatiques ne varie pas. En revanche, la teneur en lipides des viscères augmente nettement (Corraze et Kaushik, 1999).

L'augmentation des lipides tissulaires ne se répercute pas de la même manière sur toutes les classes lipidiques. La teneur en phospholipides reste presque constante et ce sont les lipides neutres qui sont responsables de la quasi-totalité de l'accroissement observé (Haard, 1992; Johansson *et al.*, 1995; Kiessling *et al.*, 2001). En effet, les lipides alimentaires sont stockés dans les tissus préférentiellement sous la forme de triglycérides.

1.3.2.2. Profil en acides gras de l'aliment

Comme la teneur en lipides, la composition en acides gras de la chair reflète largement celle de l'aliment (Sargent *et al.*, 2002). Ainsi, en milieu naturel, les fluctuations saisonnières de la composition en acides gras chez la sardine correspondent à un changement qualitatif du plancton consommé (Shirai *et al.*, 2002b). Par ailleurs, la composition en acides gras des lipides neutres est plus proche de celle de l'aliment que celle des phospholipides (Sargent *et al.*, 1989; Jobling et Bendiksen, 2003). Cependant, bien que la teneur en lipides et la composition en acides gras du

muscle reflètent largement celle de l'aliment, certains auteurs soulignent que les variations dans les teneurs en lipides du poisson peuvent être liées à des facteurs non-alimentaires comme le génotype ou l'état physiologique (Dunajski, 1979; Shearer *et al.*, 1994; Gjedrem, 1997).

1.3.3. Facteurs environnementaux

1.3.3.1. Température

Pour des organismes poïkilothermes comme le poisson, la température est un des facteurs environnementaux les plus importants pour la régulation de l'activité métabolique, y compris le métabolisme lipidique. L'effet de la température sur la constitution des dépôts lipidiques est controversé (Corraze *et al.*, 1999). En fait, la température agirait indirectement sur le contenu lipidique qui est lié, dans le milieu naturel, à la disponibilité en nourriture et, en élevage, à la prise alimentaire plus importante lorsque la température augmente (Henderson et Tocher, 1987).

En outre, la température influence également la composition en acides gras du filet (Ramachandran Nair et Gopakumar, 1981). Chez la truite arc-en-ciel, les proportions en DHA et EPA dans le muscle augmentent avec la diminution de la température d'élevage (Ingemansson *et al.*, 1993). D'une manière générale, la diminution de la température induit une réduction de la proportion en acides gras saturés et une augmentation des acides gras insaturés (Hwang et Lin, 2002; Hsieh *et al.*, 2003; Jobling et Bendiksen, 2003), de façon à assurer le maintien de la fluidité membranaire (Stillwell et Wassall, 2003; Los et Murata). Par conséquent, ce phénomène est principalement visible pour les acides gras des phospholipides (Corraze et Kaushik, 1999; Farkas *et al.*, 2001).

1.3.3.2. Salinité

Ce facteur ne concerne pas les poissons dulçaquicoles mais il s'avère important pour les poissons marins. La salinité n'a pas d'effet sur la teneur en lipides totaux, mais a une influence sur la composition en acides gras, notamment pour les phospholipides (Corraze et Kaushik, 1999). Cependant, il est rapporté que les bars (*Dicentrarchus labrax*) élevés en eau douce contiennent significativement plus de lipides que ceux élevés en eau de mer (respectivement 4.2% et 3.8% de lipides totaux dans le filet) (Eroldogan *et al.*, 2004). En outre, chez cette même espèce, Cordier *et al.* (2002) trouvent une corrélation négative entre la salinité de l'eau et le pourcentage de DHA dans les phospholipides du muscle. De plus, la salinité est à l'origine d'une différence du rapport DHA/EPA chez la truite arc-en-ciel (Haliloglu *et al.*, 2004). La salinité, en modulant l'activité des enzymes qui interviennent dans le métabolisme lipidique, pourrait induire des changements dans la

composition en acides gras permettant le maintien des propriétés de perméabilité et de fluidité des membranes cellulaires.

2. Plasticité morphologique des poissons et déterminisme *ante mortem*

Les variations phénotypiques entre populations d'une même espèce sont particulièrement répandues chez les poissons d'eau douce. Cette variabilité s'exprime à travers la couleur, le comportement et la morphologie du poisson (Adams *et al.*, 1998). La forme d'un organisme résulte d'interactions entre facteurs génétiques et conditions environnementales (Swain *et al.*, 1991; Mamuris *et al.*, 1998; Armstrong *et al.*, 2003; Blake, 2004; Turan, 2004).

Les différences morphologiques au sein d'une même espèce sont dépendantes du type de ressources consommées et de l'habitat dans lequel vit l'espèce (Mérigoux et Ponton, 1998; Pouilly *et al.*, 2003). Globalement, les espèces vivant dans la colonne d'eau (espèces pélagiques) et qui cherchent des proies très dispersées possèdent un corps fusiforme, améliorant ainsi l'efficacité de nage. A l'inverse, un corps compact et de grandes nageoires sont développés dans un milieu très complexe et hétérogène (présence de refuges, de végétaux,...) comme pour les espèces benthiques où une bonne manoeuvrabilité est essentielle (Bourke *et al.*, 1997; Dynes *et al.*, 1999). Chez la perche, il a été montré que les poissons vivant dans la zone littorale possèdent un corps plus trapu, une bouche plus large et des nageoires plus longues que celles vivant dans la zone pélagique (Svanbäck et Eklöv, 2002). En fait, c'est le type de nourriture présent et exploité dans ces deux zones qui pourrait expliquer ces observations. Ces modifications morphologiques peuvent être induites expérimentalement sur une génération. Ainsi, chez des juvéniles de *Salvelinus alpinus*, 24 semaines suffisent à obtenir des différences dans la taille de la tête entre des poissons nourris avec du phytoplancton ou du zooplancton (Adams *et al.*, 2003). La taille des individus ainsi que celle de la bouche sont également dépendantes de la taille des proies ingérées (Pouilly *et al.*, 2003).

Les conditions environnementales et notamment l'hydrodynamisme sont responsables de divergences morphologiques (Imre *et al.*, 2002). En effet, les individus vivant dans les cours d'eau à fort courant, ont généralement un corps fin et élancé ce qui améliore leur efficacité de nage (Brinsmead et Fox, 2002). D'autres paramètres morphologiques dépendent également de ce facteur tels que la taille de la nageoire caudale, l'épaisseur du pédoncule caudal, mais globalement, il est établi que dans un milieu à fort courant, la forme du corps et des nageoires est telle qu'elle optimise les performances de nage (Ojanguren et Braña, 2003).

3. Couleur des poissons et déterminisme *ante mortem*

3.1. Définition

La couleur est l'un des facteurs les plus importants qui motive l'achat et l'acceptabilité d'un produit par le consommateur (Buttle *et al.*, 2001; Baker et Gunther, 2004; Liu *et al.*, 2004). En effet, l'attrait visuel pour un poisson est déterminé par sa forme, sa couleur de robe et des filets (Hume *et al.*, 1974). Ce paramètre couleur a surtout été étudié chez les Salmonidés, moins chez les poissons à chair blanche comme la perche.

3.2. Facteurs de variation de la couleur de la robe et des filets d'un poisson

3.2.1. Facteurs intrinsèques

3.2.1.1. Pigments

Chez les Salmonidés, la couleur rouge est liée aux pigments caroténoïdes (Choubert, 1992). Le nombre de caroténoïdes naturels est d'environ 600 (Fraser et Bramley, 2004). Les principaux pigments caroténoïdes sont le β -carotène que l'on trouve communément dans le milieu naturel, l'astaxanthine et la canthaxanthine présents notamment chez les crustacés et les mollusques. D'une manière générale, les poissons d'eau douce ou amphihalins ont une composition en caroténoïdes plus complexe que celle des poissons marins (Hirao, 1967).

D'autres pigments, comme la mélanine, peuvent déterminer la couleur de la peau ou du filet (Haard, 1992). C'est le cas chez la plie (*Pleuronectes platessa*) où des différences de couleur de chair s'expliquent par une augmentation de la teneur en mélanine, un composé dérivé de la tyrosine, notamment sur les parois des vaisseaux sanguins (Hume *et al.*, 1974). Ce composé jouerait essentiellement sur la luminosité (degré de noirceur) du poisson (Love, 1988).

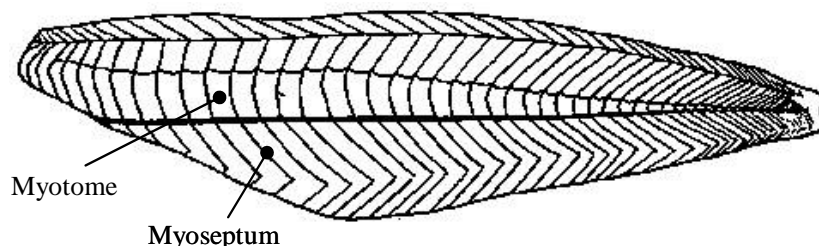
Après ingestion, les pigments caroténoïdes peuvent être éliminés en l'état dans les fèces, absorbés, stockés ou transformés. Les poissons accumulent les caroténoïdes essentiellement dans la peau au niveau des chromatophores, dans le muscle et les gonades (Bertin, 1958). Dans le muscle, les caroténoïdes peuvent être soit dissous dans des gouttelettes lipidiques entre les fibres musculaires, soit liés à d'autres molécules comme des sucres (caroténoïdes glycosylés) ou des protéines (caroténo-protéines) dans la membrane sarcoplasmique des fibres musculaires.

Bien que les pigments jouent un rôle déterminant sur la couleur du poisson ou du filet, celle-ci peut être influencée par d'autres facteurs que la quantité de pigments contenue dans le muscle (Norris et Cunningham, 2004). Ces facteurs peuvent être de nature intrinsèque (caractéristique génétique de l'espèce, contenu en graisse, type de fibres musculaires), extrinsèque (conditions environnementales) ou alimentaires (Klemetsen *et al.*, 2003).

3.2.1.2. Structure cellulaire du muscle

Chez les Salmonidés, 60% du poids du corps est constitué par les muscles et 70% chez les Scombridés (Jobling, 1995). Les muscles ont une structure caractéristique en métamères. La chair de poisson est organisée en feuilletts musculaires, appelés myotomes séparés par des cloisons de tissu conjonctif, les myoseptums (Figure 2).

Figure 2: Structure du muscle de poisson (d'après (Borresen, 1995)).



Deux types de fibres musculaires sont recensés chez le poisson (Luther *et al.*, 1995). Les fibres rouges, qui composent les muscles rouges, sont caractérisées par une forte teneur en mitochondries et en myoglobine. Ce type de muscle est très fortement vascularisé et sert à des mouvements lents et répétés. Il se situe généralement sous la peau sur les flancs du poisson. Les fibres blanches, qui constituent l'essentiel du muscle du poisson, permettent une contraction rapide et courte. La part de ces différents muscles varie entre les espèces d'où des différences de couleur de filet. En effet, chez les espèces pélagiques, comme le hareng ou le maquereau, qui nagent plus ou moins continuellement, plus de 48% du poids du corps est constitué de muscles rouges (Love, 1970). Les espèces démersales, c'est-à-dire les espèces qui se nourrissent sur ou à proximité du fond, ne possèdent que très peu de muscles rouges.

Le filet n'a pas une structure homogène. Le diamètre des fibres musculaires et leur densité (nombre de fibres par unité de surface) varient selon leur localisation dans le filet (Dunajski, 1979; Jonsson *et al.*, 2001). Pour une morue de 95cm, le diamètre des fibres varie de 150 à 300µm selon leur localisation dans le filet (Love, 1958). L'astaxanthine a la capacité de se lier à des sites hydrophobes non-spécifiques de l'actomyosine (Henmi *et al.*, 1990). Par conséquent, la structure du muscle peut expliquer des différences de couleur du filet. Il n'existe pas de relation entre la

concentration en pigments et la densité de fibres musculaires (Johnston *et al.*, 2004). Mais à concentration égale en pigments, une forte densité de fibres renforce l'expression de la couleur, probablement en modifiant les propriétés de réflexion de la chair (Johnston *et al.*, 2000). Des différences de couleur au sein d'un même filet peuvent également être enregistrées (Choubert *et al.*, 1997; De Francesco *et al.*, 2004), du fait de variations d'épaisseur entre les différentes parties et/ou de l'existence d'une relation entre la taille des fibres musculaires et la teneur en astaxanthine (Nickell et Bromage, 1998a, b). Ces auteurs proposent que des variations de taille et de nombre de fibres musculaires influent sur la quantité de sites de liaisons de l'astaxanthine, d'où des variations de quantité de pigments entre les différentes régions d'un même filet.

3.2.1.3. Teneur en collagène du muscle

La chair des poissons osseux contient environ 3% de tissus conjonctifs dont le composant principal est le collagène, alors que pour les poissons cartilagineux, cette teneur peut atteindre 10% (Dunajski, 1979). Il existe 19 types de collagène (Bailey *et al.*, 1998), mais chez le poisson, 4 principaux types (I à IV) sont recensés. Le collagène de type I est le plus abondant, alors que le collagène de type IV est minoritaire mais est à l'origine du ramollissement *post-mortem* de la chair (Sato *et al.*, 1997). La teneur en collagène du muscle de poisson varie selon les espèces mais reste inférieur à 3% du poids frais (Rasmussen, 2001) et représente entre 1.6 et 12% des protéines totales (Sato *et al.*, 1986). La teneur en collagène et sa distribution dans le muscle peuvent être liées au mode de nage des poissons. Ainsi, la proportion de collagène dans le muscle est plus forte dans les poissons à nage anguilliforme, c'est-à-dire à musculature flexible (Yoshinaka *et al.*, 1988). Le collagène a une influence significative sur les propriétés fonctionnelles et rhéologiques de la chair (Sikorski *et al.*, 1984; Thakur *et al.*, 2003), mais également sur la couleur du filet (Espe *et al.*, 2004).

3.2.1.4. Teneur en lipides et composition en acides gras du muscle

Les caroténoïdes étant des composés liposolubles, leur absorption et leur digestibilité sont liées à la teneur en lipides de l'aliment (Bronstad *et al.*, 2002). Ainsi, les interactions entre la couleur du muscle et sa teneur en lipides sont plus visibles pour les poissons gras que chez les poissons maigres, du fait des teneurs plus faibles en lipides chez ces derniers. Par ailleurs, il existe des effets de la teneur en lipides intra-musculaires sur la teneur en pigments et la couleur du muscle de poisson. En effet, un accroissement de la teneur en lipides alimentaires provoque une augmentation de la teneur en lipides musculaires et une intensification de la couleur des filets de truite fario (*Salmo trutta*) (Regost *et al.*, 2001a). Des résultats similaires ont été observés chez la truite arc-en-ciel (Nickell et Bromage, 1998a; Choubert et Baccaunaud) et chez le saumon Atlantique (Bjerkeng

et al., 1997; Bencze Rora *et al.*, 1998; Einen et Thomassen, 1998). En outre, une forte teneur en graisse dans les tissus conjonctifs, notamment entre les myomères où s'accumulent les adipocytes, peut interférer avec la couleur perçue du fait de la lipophilie des pigments (Christiansen *et al.*, 1995). Néanmoins, il existe des exceptions comme décrites chez le saumon *O. coho* (Skrede et Storebakken, 1986).

3.2.1.5. Etat physiologique/saison

L'existence de variations saisonnières de la couleur n'est plus à démontrer, que ce soit au niveau du poisson entier ou du filet. En effet, chez le saumon, le filet est plus pâle et plus rouge à l'automne et en hiver (Espe *et al.*, 2004). Les causes de ces variations sont difficiles à établir clairement et sont le plus souvent la résultante d'interactions entre plusieurs facteurs. En effet, il est difficile de traiter séparément l'effet de la saison de celui de la maturation sexuelle, puisque ces paramètres évoluent le plus souvent en synergie. De plus, des variations de teneurs en lipides interviennent aussi entre les différentes saisons, ce qui permet le plus souvent de relier les variations saisonnières de la couleur aux variations de la teneur en lipides, comme cela a été observé chez le hareng (*Clupea harengus*) où les filets ont tendance à avoir une couleur plus sombre, plus jaune/rouge après la phase de reproduction (Hamre *et al.*, 2003). Durant les périodes de maturation sexuelle, des modifications de couleur importantes peuvent intervenir comme chez le saumon où un transfert de caroténoïdes de la chair vers les gonades intervient simultanément à la mobilisation des réserves lipidiques. Par ailleurs, il existe des modifications saisonnières de la composition en collagène du muscle (Espe *et al.*, 2004) pouvant engendrer des modifications des propriétés réfractrices de la lumière. En outre, il a été montré chez le tilapia, que les modifications de couleur sont dues à une répartition différente des pigments des chromatophores sous l'effet combiné d'hormones (prolactine, mélatonine) et de la lumière du soleil (Sato *et al.*, 2004).

3.2.2. Facteurs trophiques: nature et quantité de pigments ingérés

Les poissons, incapables de synthétiser les caroténoïdes *de novo* contrairement aux crustacés, doivent les trouver dans leur alimentation. De ce fait, dans la nature, la couleur rouge des truites et des saumons provient d'une alimentation riche en invertébrés dont le pigment caroténoïde dominant est l'astaxanthine (Choubert, 1992). Ainsi, chez le saumon sauvage, l'astaxanthine représente 85 à 90% des caroténoïdes, 85% chez le saumon de rivière et 90% chez le saumon de mer (Skrede et Storebakken, 1986). Les caroténoïdes dérivés des crustacés ingérés induisent une couleur jaune/rouge des perches sauvages (Craig, 2000). De plus, du fait des différences de régimes

alimentaires, la couleur des saumons peut varier du blanc pour le saumon de la Baltique au rouge pour le saumon du Pacifique (Borresen, 1992).

Par ailleurs, la teneur en pigments du muscle est dépendante de la nature des pigments ingérés, de facteurs génétiques et environnementaux (Baker, 2001). Chez le saumon atlantique (*S. salar*), le dépôt de canthaxanthine dans la chair est plus efficace que celui de l'astaxanthine alors que c'est l'inverse chez la truite arc-en-ciel (Torrissen, 1986, 1989). Selon No et Storebakken (1992), la quantité de caroténoïdes déposée chez la truite arc-en-ciel est similaire, quel que soit le type de pigments distribué. Choubert et Storebakken (1989) rapportent que la fixation des caroténoïdes dans le muscle est d'autant plus élevée que la quantité de pigments ingérée est grande. Cependant, à partir d'un certain niveau, toute augmentation de l'ingestion de pigments ne produit plus d'effet. Chez le saumon, les teneurs en caroténoïdes de la chair sont similaires après 3 semaines de nourrissage avec un aliment contenant 100 et 200mg de canthaxanthine/kg d'aliment. Après ce délai, un aliment contenant plus de 50mg de canthaxanthine/kg d'aliment, n'induit aucune augmentation de la teneur en pigments (Choubert et Storebakken, 1989).

3.2.3. Facteurs environnementaux: lumière et température

Comme chez de nombreux organismes poïkilothermes, les poissons ont la possibilité d'adapter leur couleur à leur environnement (en élevage ou en milieu naturel). Ces modifications sont dues à des changements dans le nombre, dans la taille, dans le contenu en pigments, dans la répartition de ces derniers au sein des chromatophores mais également à la migration de ces cellules au sein des tissus (Van der Salm *et al.*, 2005). Chez *Perca* spp., il existe une grande variabilité de la couleur selon l'habitat dans lequel les poissons vivent. Dans les milieux de faibles profondeurs, où la pénétration de la lumière est bonne, *Perca* spp. possèdent des couleurs sombres, alors que dans les milieux peu éclairés, sans végétation, les poissons ont des couleurs plus lumineuses (Craig, 2000). L'importance du facteur lumineux dans le déterminisme de la couleur a déjà été démontrée chez les poissons plats où une lumière inappropriée (en intensité et en qualité) entraîne un défaut de coloration de la robe (Venizelos et Benetti, 1999). Il semble que les longueurs d'ondes proches des ultraviolets ainsi que l'intensité de la lumière aient une influence sur la luminosité des daurades *Pagrus auratus* (Booth *et al.*, 2004). Ces variations de couleur seraient liées à des répartitions différentes des pigments au sein des chromatophores (Rotllant *et al.*, 2003) mais également aux teneurs en pigments et notamment en mélanine, qui peuvent diminuer lorsque les poissons sont soumis à une faible intensité lumineuse (Booth *et al.*, 2004).

La température peut aussi avoir un rôle sur la couleur, comme chez le tilapia (Atwood *et al.*, 2003). Mais ces différences sont probablement à mettre en relation avec la prise alimentaire qui augmente avec la température.

4. Qualité technologique des poissons et déterminisme *ante mortem*

Pour le consommateur, la composante technologique n'est pas un facteur de qualité, mais il n'en est pas de même pour les producteurs, transformateurs et distributeurs qui souhaitent des produits homogènes d'aspect et de taille, présentant une bonne aptitude à la transformation et relativement stables dans le temps.

4.1. Rendement de filetage, d'éviscération

Le rendement de filetage (rapport entre le poids des filets et le poids éviscéré ou le poids frais du poisson) dépend de l'espèce de poisson et de sa taille. Il fluctue respectivement entre 40 et 70% pour les espèces couramment concernées par l'aquaculture (Bencze Rora, 2001) (Tableau 3).

Tableau 3: Rendement de filetage moyen (écart-type) (% du poids frais) de quelques espèces d'intérêt aquacole. * = écart-type non disponible.

Espèce	Poids des poissons	Rendement de filetage	Références
<i>Dicentrarchus labrax</i>	316 ± 19g	45 ± 1%	(Lanari <i>et al.</i> , 1999)
	225g*	46%*	(Testi <i>et al.</i>)
	11 ± 4g	52 ± 2%	(Eroldogan <i>et al.</i> , 2004)
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	518g*	50%*	(Testi <i>et al.</i>)
	662 ± 14g	55%*	(De Francesco <i>et al.</i> , 2004)
	763 ± 16g	51 ± 1%	(Caballero <i>et al.</i> , 2002)
<i>Oreochromis niloticus</i>	845g ± 30g	57%*	(De Francesco <i>et al.</i> , 2004)
	741 ± 78g	36 ± 1%	(Rutten <i>et al.</i> , 2004)
<i>Psetta maxima</i>	882g ± 17g	26%*	(Regost <i>et al.</i> , 2003a)
<i>Salmo salar</i>	2923 ± 511g	56 ± 1%	(Mørkøre et Austreng, 2004)
	4875 g± 104g	58%*	(Einen <i>et al.</i> , 1998)
<i>Salvelinus fontinalis</i>	243 ± 51g	51 ± 2%	(Rasmussen et Ostfeld, 2000)
<i>Silurus glanis</i>	800 à 3300g*	40-42%*	(Martin <i>et al.</i> , 1995; Linhart <i>et al.</i> , 2002)
<i>Sparus aurata</i>	273g*	48%*	(Testi <i>et al.</i>)
<i>Perca fluviatilis</i>	131 ± 9g	42 ± 1%	(Mathis <i>et al.</i> , 2003)

4.2. Facteurs de variations de la qualité technologique des poissons

4.2.1. Facteurs intrinsèques

4.2.1.1. Composition du muscle

Le collagène est une protéine importante pour le maintien des myotomes et pour la qualité du filetage. Le gaping ou la séparation du filet en feuillet est lié à la désintégration *post-mortem* du collagène et à l'affaiblissement des tissus conjonctifs. Le filet a alors tendance à s'émietter, ce qui entraîne des pertes de rendements importantes. Ce phénomène est surtout lié aux conditions *peri-mortem*. Cependant, la densité des fibres musculaires est un facteur intrinsèque important. En effet, pour des filets de saumon contenant plus de 95 fibres/mm², peu de gaping est observé, tandis que des quantités variables de gaping (entre 0 et 100 cm de filet abîmé par poisson) apparaissent pour des densités de fibres plus faibles (Johnston *et al.*, 2002). Le phénomène de gaping a été particulièrement étudié chez les Salmonidés et chez la morue mais à notre connaissance, encore jamais décrit chez la perche.

4.2.1.2. Stade physiologique/saison

La variabilité saisonnière des critères technologiques et notamment des rendements est un paramètre à prendre en compte pour les pêcheries. En effet, la saison peut avoir un effet important sur les rendements de transformation, mais également sur les indices de conditions (Mello et Rose, 2005). En période de reproduction, le poids des gonades est le facteur déterminant du rendement de filetage, spécialement pour les femelles. Par conséquent, pendant cette période, des différences de rendement de filetage existent entre les mâles et les femelles. Chez la femelle de perche, la masse ovarienne peut représenter jusqu'au quart du poids du corps (Sulistyo *et al.*, 1998; Rougeot *et al.*, 2003). Le rendement d'éviscération chez la perche commune montre ainsi des fluctuations annuelles: 93% entre mai et septembre et 72% entre mars et avril (Mathis, données non publiées), en relation avec le développement des réserves de graisse périspécérique et le développement des gonades.

4.2.1.3. Souche

Il n'existe pas de consensus quant à la définition de la "souche" (Knibb, 2000). Née du principe que tous les animaux d'une même espèce ne possèdent pas les mêmes potentialités pour l'élevage, la souche regroupe ceux qui possèdent des caractéristiques (performance de croissance, par exemple) semblables. Ces souches peuvent résulter de processus d'amélioration génétique incluant les hybridations, les croisements, les manipulations génétiques (triploïdisation, féminisation) et les élevages sélectifs. Ces démarches de domestication visent à améliorer et à optimiser les capacités de

production grâce à la sélection de souche à fortes performances de croissance. Or, il existe des différences de dépôts lipidiques entre les souches (Peruzzi *et al.*, 2004), bien que cela ne soit pas toujours le cas (Overturf *et al.*, 2003). En outre, des variations dans les rendements de transformation entre différentes souches ont été rapportées chez le saumon *O. kisutch* (Neira *et al.*, 2004), chez le tilapia (*O. niloticus*) (Rutten *et al.*, 2004), chez le bar (Peruzzi *et al.*, 2004), chez le poisson chat (Argue *et al.*, 2003). Chez la carpe, c'est la sélection des morphotypes à meilleurs rendements qui est effectuée (Vandeputte, 2003). L'influence du background génétique prend ici toute son importance.

4.2.1.4. Age/taille/poids

Un des facteurs de variation du rendement de filetage est la taille de l'individu (Fauconneau et Laroche, 1995; Martin *et al.*, 1995; Bosworth et Libey, 1998; Rosas *et al.*, 1999) (Tableau 3). Lindsay (1980) mesure des rendements de filetage de 40 à 42% pour des perches d'élevage (*Perca flavescens*) de 150 g et de 18 cm contre 42.5-43.5% pour des perches sauvages de 175-200 g et de 20-23 cm. Cependant, il n'y a pas de relation entre le poids de la perche commune *P. fluviatilis* et le rendement de filetage (Mathis *et al.*, 2003). Ainsi, il semble qu'à âge égal, la part du squelette, des nageoires, de la tête est plus importante chez les poissons les moins gros d'où une diminution des rendements de filetage (Einen *et al.*, 1999; Mørkøre et Austreng, 2004).

4.2.1.5. Sexe

L'existence d'un effet du sexe sur les rendements de filetage est discutée. Hoffman *et al.* (1993) mettent en évidence une différence dans les rendements de filetage et d'éviscération entre les mâles et les femelles de poisson chat nord-africain (*Clarias gariepinus*). Ils expliquent cette observation par la différence de poids des gonades entre les deux sexes, puisque les rendements d'éviscération sont directement liés au poids du foie et des gonades ainsi qu'à la quantité de gras périviscéral (Dunham *et al.*, 1983; Fauconneau et Laroche, 1995). Cet effet sexe est également rapporté chez la truite arc-en-ciel (Gjerde et Gjedrem, 1984), chez le bar (Peruzzi *et al.*, 2004) ou le saumon (*O. kisutch*) (Neira *et al.*, 2004). Cependant, chez la perche, le sexe ne semble pas induire de variation du rendement de filetage pour des animaux non-maturant de poids inférieur à 130g (Mathis *et al.*, 2003).

4.2.1.6. Morphologie

Un autre facteur affectant les rendements est l'existence de variations de conformation corporelle intraspécifique. En effet, pour une même espèce et pour une même gamme de taille/poids, il peut exister différents morphotypes (Dunham *et al.*, 1985; Fauconneau et Laroche,

1995; Bosworth et Libey, 1998). Ainsi, Cibert *et al.* (1999) ont défini un morphotype de carpes économiquement rentables, à partir de la connaissance de quatre angles et de deux distances qui définissent la forme de la tête et la position du pédoncule caudal. Les caractéristiques principales de ce morphotype sont un faible développement dorsal et une position ventrale du pédoncule caudale. De plus, chez le tilapia, Rutten *et al.* (2004) concluent à la possibilité de prédire le rendement de filetage à partir de mesures morphologiques. La forme du poisson et son poids sont donc à prendre en compte pour la détermination des rendements technologiques (Einen *et al.*, 1999).

4.2.2. Facteurs trophiques

L'amélioration des performances de croissance par les pratiques alimentaires (aliments à forte valeur énergétique, riches en lipides) entraîne un développement important des réserves de graisse dans les tissus périviscéraux des poissons d'élevage. Or, la présence de ces graisses est préjudiciable pour l'aptitude à la transformation (baisse des rendements, efficacité de fumage) (Borresen, 1992; Fauconneau *et al.*, 1996; Rasmussen, 2001). Mathis *et al.* (2003) rapportent que des perches nourries avec un aliment de valeur énergétique égale à 19.6 kJ.g^{-1} possède un rendement de filetage supérieur à ceux obtenus avec une alimentation plus riche en énergie (22.1 kJ.g^{-1}), respectivement 43.1 et 41.1%. Une relation similaire entre la valeur énergétique de l'aliment et le rendement de filetage est également observable chez le flétan (*Hippoglossus hippoglossus*) (Aksnes *et al.*, 1996). Il existerait ainsi un effet seuil de l'alimentation: tant qu'elle augmente la croissance sans modifier significativement le contenu en graisse périviscérale, une amélioration du rendement de filetage serait observée. En revanche, dès que le supplément énergétique alimentaire est stocké sous forme de lipides périviscéraux, une diminution du rendement interviendrait.

En outre, l'augmentation de la teneur en lipides de la chair ne modifie pas les rendements. Dans une étude réalisée par Hillestad et Johnsen (1994), aucune différence de rendement de filetage n'a été constatée entre des saumons Atlantiques (*S. salar*) contenant 8.5 et 11.7% de lipides musculaires. Des résultats similaires ont été obtenus chez des saumons contenant 14 à 23% de lipides musculaires (Bencze Rora *et al.*, 1998).

De plus, il semble que la nature et la composition lipidique des aliments distribués n'aient pas d'influence sur la qualité technologique du produit. En effet, des turbots nourris avec des aliments à base d'huile végétale donnent le même rendement de filetage et d'éviscération que ceux nourris avec des aliments à base d'huile de poisson (Regost *et al.*, 2003a).

5. Qualité du poisson d'élevage et du poisson sauvage

Auprès du consommateur, le poisson sauvage jouit d'une meilleure acceptabilité que le poisson d'élevage (Grigorakis *et al.*, 2003). Il existe ainsi de nombreuses différences entre les poissons d'élevage et sauvages, notamment en terme de qualité nutritionnelle et organoleptique. Il s'avère important de connaître l'amplitude de ces différences ainsi que les facteurs responsables, avant d'envisager une modification des conditions d'élevage pour réduire *in fine* ces divergences.

5.1. Qualité nutritionnelle

La teneur en lipides musculaires des poissons d'élevage est généralement supérieure à celle des poissons sauvages (Tableau 4).

Tableau 4: Teneurs en lipides musculaires (% poids frais) de quelques poissons d'élevage et sauvages.

<i>Espèce</i>	<i>Lipides</i>		<i>Références</i>
	<i>musculaires (%)</i>		
	<i>Sauvage</i>	<i>Elevage</i>	
Bar (<i>Dicentrarchus labrax</i>)	1.4	5.2	(Alasalvar <i>et al.</i> , 2002)
Bar du Japon (<i>Lateolabrax japonicus</i>)	1.8	5.7	(Aoki <i>et al.</i> , 1991)
Carangue (<i>Caranx delicatissimus</i>)	4.5	10.8	(Aoki <i>et al.</i> , 1991)
Carpe (<i>Cyprinus carpio</i>)	1.4	5.6	(Cahu <i>et al.</i> , 2004)
Daurade japonaise (<i>Pagrus major</i>)	1.4	4.6	(Aoki <i>et al.</i> , 1991)
Daurade royale (<i>Sparus aurata</i>)	1.0	9.4	(Grigorakis <i>et al.</i> , 2002; Grigorakis <i>et al.</i> , 2003)
Flétan (<i>Hippoglossus hippoglossus</i>)	0.1	5.10	(Olsson <i>et al.</i> , 2003)
Griset (<i>Spondyliosoma cantharus</i>)	3.5	9.2	(Rodriguez <i>et al.</i> , 2004)
Pagre (<i>Pagrus pagrus</i>)	0.6	3.0	(Rueda <i>et al.</i> , 1997)
Saumon Atlantique (<i>Salmo salar</i>)	4-6	8-16	(McDonald <i>et al.</i> , 1998; Jobling, 2003; Morris <i>et al.</i> , 2003)
Sériole (<i>Seriola dumerili</i>)	2.6	5.8	(Aoki <i>et al.</i> , 1991)
Turbot (<i>Scophthalmus maximus</i>)	0.6	1.1	(Sérot <i>et al.</i> , 1998)
Perche (<i>Perca fluviatilis</i>)	1.2	2.5	(Hunter et Roberts, 2000; Mathis <i>et al.</i> , 2003)

Cependant, l'amplitude de ces différences est fortement dépendante du niveau énergétique de l'aliment distribué (Corraze, 1997), du système d'élevage (Orban *et al.*, 2000) mais également de l'espèce (Testi *et al.*), de la taille des poissons (Shearer, 1994) et de la provenance des poissons sauvages utilisés comme référentiel. En effet, chez le bar à taille commerciale (250 g), élevé en

cage avec un aliment incluant 46% de protéines et 20% de lipides, la teneur en lipides est de 5.2% contre 1.4% pour le poisson sauvage issu de la mer Egée (Alasalvar *et al.*, 2002). Or, chez cette même espèce, mais à taille supérieure (350 g) et avec un aliment contenant 45% de protéines et 22% de lipides, les teneurs en lipides pour les poissons d'élevage sont de 6.7% contre 9.1% pour les poissons sauvages de la côte espagnole (Periago *et al.*, 2005).

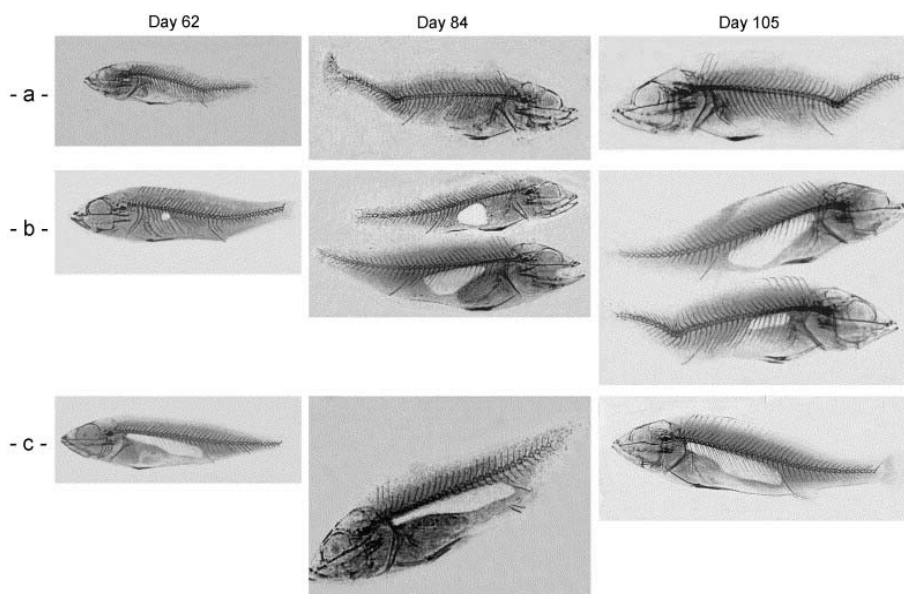
En plus des disparités dans la teneur en lipides entre poissons d'élevage et poissons sauvages, il existe une différence dans les profils en acides gras. Ainsi, la composition en acides gras des poissons d'élevage, comme celle des poissons sauvages reflète dans une large mesure celle des lipides alimentaires ingérés. De nombreuses études rapportent cette observation et ce, chez la plupart des espèces de poissons: c'est le cas pour la daurade royale (*Sparus aurata*) (Grigorakis *et al.*, 2002), pour les Salmonidés (Hardy *et al.*, 1987; Steffens, 1997; Turchini *et al.*, 2003), pour le poisson chat africain (*Clarias gariepinus*) (Ng *et al.*, 2003), pour le mulot (*Mugil cephalus*) (Argyropoulou *et al.*, 1992), pour l'esturgeon blanc (*Acipenser transmontanus*) (Xu *et al.*, 1993), pour le turbot (*P. maxima*) (Regost *et al.*, 2003b), pour la perche commune (*P. fluviatilis*) (Kestemont *et al.*, 2001; Xu *et al.*, 2001; Xu et Kestemont, 2002). Hardy *et al.* (1987) ont montré que, chez des saumons Atlantiques nourris avec des aliments riches en acide linoléique (C18:2n-6), comme ceux incluant de l'huile de soja, une accumulation de cet acide gras est observée dans le filet. Il en est de même pour l'esturgeon blanc (Xu *et al.*, 1993). Chez ce dernier, il apparaît également que si le poisson est nourri avec des aliments riches en acide oléique (C18:1n-9), sa teneur dans le filet sera également forte. D'une manière générale, le remplacement des huiles de poissons par des huiles végétales dans l'alimentation entraîne une baisse de la teneur en acides gras poly-insaturés n-3 du muscle, tels que le DHA, l'EPA et une augmentation de la part des acides gras C18, tels que l'acide oléique, linoléique et linoléique (Caballero *et al.*, 2002). L'alimentation semble ainsi être un moyen de contrôler la quantité et la qualité des lipides dans la chair de poissons et, à terme, sa qualité nutritionnelle.

Par ailleurs, selon le type d'élevage pratiqué, la teneur en lipides du muscle peut varier, comme chez *Diplodus puntazzo* élevé en bassin ou en cage (15% contre 12%, respectivement) (Orban *et al.*, 2000). Il en est de même pour la composition en acides gras. Ces variations peuvent être imputées aux différences dans l'activité de nage des poissons mais également aux différences d'accessibilité à l'aliment et de sa qualité. Dans le cas d'un élevage en cage flottante, les individus peuvent se nourrir à la fois avec de l'aliment artificiel et des proies naturelles (Orban *et al.*, 2000), d'où des différences de profil en acides gras entre les poissons des différents modes d'élevage.

5.2. Morphologie

Il est établi que des différences de morphologie existent entre poissons d'élevage et sauvages (Roncarati *et al.*, 2001). Par ailleurs, il semble qu'une typologie de forme du poisson en fonction de son mode d'élevage soit possible (Loy *et al.*, 2000). Les poissons élevés en milieu naturel possèdent des corps plus élancés que ceux élevés dans les autres systèmes de production (Sarà *et al.*, 1999). Les conditions d'élevage provoquent en effet une modification importante des rapports allométriques de croissance et donc de la morphologie du poisson, comparativement aux poissons sauvages, du fait des densités d'élevage, de l'activité de nage réduite, de l'absence d'hydrodynamisme, de la qualité et de la quantité de la nourriture distribuée (Sarà *et al.*, 1999; Favalaro et Mazzola, 2003). Ces variations dans la forme du poisson sont souvent associées à des malformations du squelette et affectent indirectement les performances de croissance, la mortalité et l'acceptabilité du produit (Favalaro et Mazzola, 2000). En outre, à cause de la diminution de la prédation au sein de l'élevage, les individus malformés qui n'auraient pas échappé à la prédation en milieu naturel, survivent (Andrades *et al.*, 1996). Les malformations peuvent toucher différentes parties du corps (mâchoires, dos, opercules,...) et sont décrites chez de nombreuses espèces d'élevage dont la perche commune (Jacquemond, 2004) (Figure 3).

Figure 3: Exemple de malformations squelettiques décrites chez la perche commune d'élevage. Individus présentant une vessie natatoire non fonctionnelle (a), partiellement fonctionnelle (b) et fonctionnelle (c) (Jacquemond, 2004).



La détection de ces malformations peut être réalisée dès les premiers stades de développement (Favalaro et Mazzola, 2003). Par ailleurs, le processus de domestication est également à l'origine d'une modification de morphologie (corps plus trapu et nageoires plus réduites pour les poissons

domestiqués par rapport aux sauvages) (Enders *et al.*, 2004b), probablement liée à une différence dans les pressions de sélection et à une dérive génétique (Fleming et Einum, 1997).

5.3. Couleur

Les poissons d'élevage et les poissons sauvages peuvent présenter des couleurs du corps ou du filet différentes (Kalinowski *et al.*, 2005), dans la mesure où les aliments ne sont pas supplémentés en pigments (Aoki *et al.*, 1991). Lindsay (1980) met en évidence des différences de coloration entre la robe de la perche jaune (*Perca flavescens*) sauvage (couleur bleu-verte) et produite en élevage (couleur jaune-verte). De plus, les filets des perches d'élevage sont plus blancs et moins verts que les filets des perches sauvages (Mathis, données non publiées). Chez la plie, Hume *et al.* (1972) montrent que les filets sont plus sombres pour le poisson d'élevage. L'effet de l'alimentation peut être envisagé, de même que la réduction de l'activité de nage des poissons, qui peut engendrer des modifications de structure du muscle ou même de la teneur en lipides. En effet, l'augmentation de l'activité musculaire pourrait densifier le système vasculaire et entraîner des modifications de la composition en fibres musculaires et donc influencer l'expression de la couleur du filet (Lindsay, 1980). Par ailleurs, la densité d'élevage ne semble pas avoir d'effet sur la couleur des filets de l'omble chevalier (*Salvelinus alpinus*) (Metusalach *et al.*, 1997).

Pour corriger ces différences, l'inclusion de pigments dans l'alimentation sous forme naturelle ou artificielle est une pratique efficace. Par exemple, l'inclusion d'astaxanthine induit une coloration rougeâtre des nageoires de *P. fluviatilis* (Mathis, 2003). Dans l'élevage du pagre (*Pagrus pagrus*), l'utilisation d'un régime alimentaire à base de 88% d'aliment déshydraté et 12% de crevettes permet l'obtention d'une couleur similaire à celle des poissons sauvages (Cejas *et al.*, 2003).

L'inclusion de farine d'origine végétale dans l'alimentation peut également engendrer des modifications de la couleur du filet comme chez la truite arc-en-ciel (Skonberg *et al.*, 1998; De Francesco *et al.*, 2004), de même que le remplacement des huiles de poissons par des huiles végétales (Regost *et al.*, 2004). Ceci est lié à une diminution de la teneur en pigments pour les poissons nourris à base d'aliments incluant des huiles végétales. Cette baisse est également liée à une modification de la composition en acides gras induite par l'inclusion d'huiles végétales. En effet, une variation du type et de la quantité d'acides gras poly-insaturés peut influencer l'accumulation de caroténoïdes dans la chair de saumon (Christiansen *et al.*, 1993).

Le stress engendré par les conditions d'élevage et notamment l'élevage à forte densité, peut induire des changements de couleur. Chez les poissons, chez qui la pigmentation de la peau peut changer par des stimulations hormonales, la couleur des bassins et l'illumination sont des facteurs

influençant l'intensité et/ou la couleur du patron de coloration (Healey, 1999; Papoutsoglou *et al.*, 2000; Rotllant *et al.*, 2003). Les principales hormones contrôlant la pigmentation d'un poisson sont l' α -MSH (melanocyte-stimulating hormone) et la MCH (melanin-concentrating hormone). Cependant, ces hormones régulent également la réponse au stress et notamment la libération du cortisol, principal indicateur de stress chez les poissons (Sumpter, 1997). Par conséquent, il existe une relation entre l'état de stress du poisson et sa couleur (Van der Salm *et al.*, 2004). Classiquement, l' α -MSH est considérée comme la principale hormone contrôlant la dispersion de la mélanine dans les chromatophores responsables de l'assombrissement de la peau. La MCH a des effets antagonistes et induit un éclaircissement de la peau (Burton et Vokey, 2000; Kawauchi et Baker, 2004).

6. Conclusion

La qualité d'un poisson prend en compte différentes composantes qui sont en interaction les unes avec les autres. Ainsi, la caractérisation la plus pertinente de la qualité d'un produit doit intégrer l'ensemble de ces composantes. Les diminutions des divergences de qualité entre les poissons d'élevage et sauvages constituent un enjeu primordial pour les acteurs de la filière aquacole. Cette phase nécessite au préalable une bonne connaissance des facteurs du déterminisme de la qualité. Or, nous venons de voir que le déterminisme de la qualité d'un produit est complexe. En effet, de nombreux facteurs vont interagir de manière directe et/ou indirecte sur l'expression des différentes composantes de qualité. Ces facteurs sont d'ordre trophique, environnemental, génétique et peuvent être selon les cas facilement orientés par l'éleveur (alimentation par exemple). Cependant, maîtriser l'ensemble de ces facteurs est impossible au sein des exploitations aquacoles. Quels sont alors les facteurs les plus influents du déterminisme ? Sur quelles composantes de qualité ces facteurs vont-ils agir et avec quelle amplitude ? Ces questions constituent l'objet de la seconde partie de ce travail.

2^{EME} PARTIE: ETUDE EXPERIMENTALE

PROBLEMATIQUE SCIENTIFIQUE

La perche est une espèce à large distribution géographique. Elle est ainsi soumise à des conditions environnementales et trophiques très différentes d'un milieu naturel à un autre. Ainsi, celles-ci pourraient engendrer de grandes disparités dans la qualité de la perche sauvage. De plus, la variabilité de la qualité des poissons du milieu naturel, qui sert généralement de référence pour les poissons d'élevage est inconnue. Par ailleurs, de par sa grande plasticité, la perche peut être élevée dans de nombreux systèmes d'élevage: système de production extensif (étang de polyculture), système semi-extensif (bassin), système intensif en circuit fermé. Ces multiples modes de production sont susceptibles d'agir également sur la qualité du produit. Or, il n'existe pas d'étude sur la variabilité de la qualité de la perche entre ces différents systèmes d'élevage. Il apparaît donc nécessaire de définir la qualité de la perche sauvage et d'élevage.

Chez *P. fluviatilis*, il n'existe que peu de travaux sur la caractérisation des facteurs *ante mortem* influençant le déterminisme de la qualité. Les seules études ont porté sur l'amélioration des performances de croissance des individus et des taux de survie, par la maîtrise des conditions d'élevage (photopériode, température, alimentation, densité, hétérogénéité initiale) (Fiogbe *et al.*, 1996; Fontaine *et al.*, 1997; Jourdan, 1999; Jourdan *et al.*, 2000; Kestemont *et al.*, 2001; Fiogbe et Kestemont, 2003; Kestemont *et al.*, 2003; Mathis *et al.*, 2003). Ces travaux ne prennent en compte que des critères de qualité pour l'éleveur. Or, la filière aquacole ne se limite pas uniquement aux producteurs. Il apparaît ainsi nécessaire d'élargir le champ d'investigation à d'autres critères de qualité qui concernent l'ensemble des acteurs de la filière aquacole, c'est-à-dire le consommateur, le transformateur et le producteur. Comme cela a été démontré précédemment, de nombreux facteurs trophiques, environnementaux et intrinsèques sont susceptibles de modifier les différentes composantes de qualité des poissons. Parmi ces facteurs, quels sont ceux qui influencent le déterminisme de la qualité chez la perche ?

Ce travail vise, à l'aide de différents descripteurs de qualité (morphologie, couleur, indices morpho-anatomiques, rendement de filetage, teneur en lipides et profil en acides gras du muscle), à identifier ceux qui présentent une variabilité chez la perche sauvage et d'élevage. Par ailleurs, il s'agira d'identifier les facteurs qui sont responsables de telles variations. Dans un premier temps (Chapitre 1), nous avons comparé des perches d'élevage et des perches issues du milieu naturel, de manière à rendre compte des éventuelles variations de qualité. Nous avons en outre tenté d'établir un référentiel non exhaustif de la qualité de la perche et d'en évaluer sa pertinence. Il a été élaboré à partir de perches sauvages, puisque ces poissons jouissent d'une meilleure acceptabilité que le

2^{ème} PARTIE: ETUDE EXPERIMENTALE – PROBLEMATIQUE SCIENTIFIQUE

produit d'élevage (Olsson *et al.*, 2003). Dans un second temps (Chapitre 2), 2 expérimentations ont été menées de manière à déterminer, parmi quelques facteurs identifiés au préalable dans le chapitre 1, ceux qui interviennent dans le déterminisme de l'expression phénotypique de la qualité chez la perche.

CHAPITRE 1: ETUDE DE LA VARIABILITE DE LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE SAUVAGE ET D'ELEVAGE

Ce premier chapitre a pour but de caractériser la variabilité des composantes de qualité chez les poissons en fonction de différences portant sur l'origine géographique, la période de capture et le mode de production. Par ailleurs, cette étude vise à définir un référentiel qualité pour la perche sauvage, de façon à positionner la qualité des perches d'élevage par rapport à celle du produit sauvage. Enfin, à partir de l'exploitation des données et d'une recherche bibliographique, des hypothèses seront émises quant aux facteurs qui interviennent sur le déterminisme de la qualité.

1. Matériel biologique et stratégie d'échantillonnage

Pour mettre en évidence d'éventuelles variations de qualité entre des perches sauvages d'origines distinctes, nous avons formulé l'hypothèse que s'il existe des divergences dans l'expression phénotypique de la qualité, ces différences seraient principalement visibles entre des perches issues de milieux de typologie et de conditions environnementales distinctes. Deux sites d'échantillonnage ont ainsi été sélectionnés: le lac Léman (Lugrin, Haute Savoie), milieu mésotrophe et la partie estuarienne du Rhin (Boven-Hardinxveld, Hollande), milieu eutrophe.

De manière à couvrir l'intégralité d'un cycle biologique, les poissons sauvages ont été collectés à 4 périodes de l'année: en juillet 2002, octobre 2002, janvier 2003 et avril 2003. Les captures ont été réalisées par des pêcheurs professionnels selon les méthodes de pêche classiquement utilisées sur les 2 sites, à savoir à la nasse sur le Rhin et au filet sur le Lac Léman. Les filets et nasses sont remontés 3 à 5 jours après leur mise à l'eau. Seuls les poissons vivants au retour de la pêche ont été conservés pour l'analyse. Sur ces 2 sites naturels, les lieux de pêche varient entre chaque saison selon l'activité des poissons et selon la méthode de pêche employée. Il n'a pas été possible de déterminer avec précision l'emplacement de ces différents lieux.

Pour la caractérisation de la qualité des perches d'élevage, 3 types de systèmes d'élevage ont été choisis: (i) un système extensif (étang de M. L'Huillier, Gélucourt, Moselle), (ii) un système semi-extensif (bassins bétonnés extérieurs alimentés par l'eau d'un étang, au domaine de Lindre, en Moselle) et (iii) un système intensif hors-sol (ferme pilote *Lucas Perches*, Hampont, Moselle). Pour ce dernier système, 2 populations d'origine différente ont été échantillonnées: (i) des juvéniles de perches domestiquées de 5^{ème} génération (*souche "PerciTech"*, géniteurs F0 issus du Lac de Neuchâtel, Suisse) et (ii) des juvéniles de perches provenant du milieu extensif précédemment décrit (*souche "L'Huillier"*).

L'échantillonnage des poissons du système extensif et semi-extensif a été effectué en octobre 2003, période à laquelle les poissons sont habituellement disponibles sur le marché de consommation. En ce qui concerne le mode de production intensif, les individus de souche "PerciTech" ont été échantillonnés en octobre 2003 et ceux de souche "L'Huillier" en décembre 2004. Cependant, la date d'échantillonnage a peu d'importance compte tenu de la standardisation des méthodes d'élevage (pas d'influence saisonnière) dans ce type d'exploitation. Le Tableau 5 résume les caractéristiques des populations de perches échantillonnées pour cette étude.

Les poissons ont été abattus sur les lieux de pêche par choc thermique dans un bac de glace fondante et transportés sur un lit de glace dans une boîte polystyrène isotherme jusqu'au laboratoire.

Tableau 5: Description des différentes populations de *P. fluviatilis* échantillonnées. Moyenne \pm écart-type. L_S : longueur standard.

	L_S (cm)		Poids (g)		Nombre	
	Léman	Rhin	Léman	Rhin	Léman	Rhin
Juillet 02	13.9 \pm 3.2	14.0 \pm 3.3	61.1 \pm 66.0	73.2 \pm 75.3	33	38
Octobre 02	14.8 \pm 0.9	16.6 \pm 4.4	74.2 \pm 16.1	133.3 \pm 144.0	29	28
Janvier 03	15.2 \pm 1.0	25.3 \pm 4.2	69.3 \pm 17.8	494.5 \pm 257.5	47	38
Avril 03	15.6 \pm 1.7	20.5 \pm 3.5	78.9 \pm 37.4	230.3 \pm 135.8	30	23
Système extensif	17.7 \pm 3.0		171.2 \pm 90.1		35	
Système semi-extensif	16.7 \pm 1.7		117.3 \pm 38.3		35	
Système intensif						
Souche PerciTech	15.7 \pm 1.0		97.0 \pm 18.6		35	
Souche L'Huillier	13.9 \pm 1.0		68.9 \pm 16.2		35	

2. Caractérisation environnementale des milieux naturels et des systèmes d'élevage

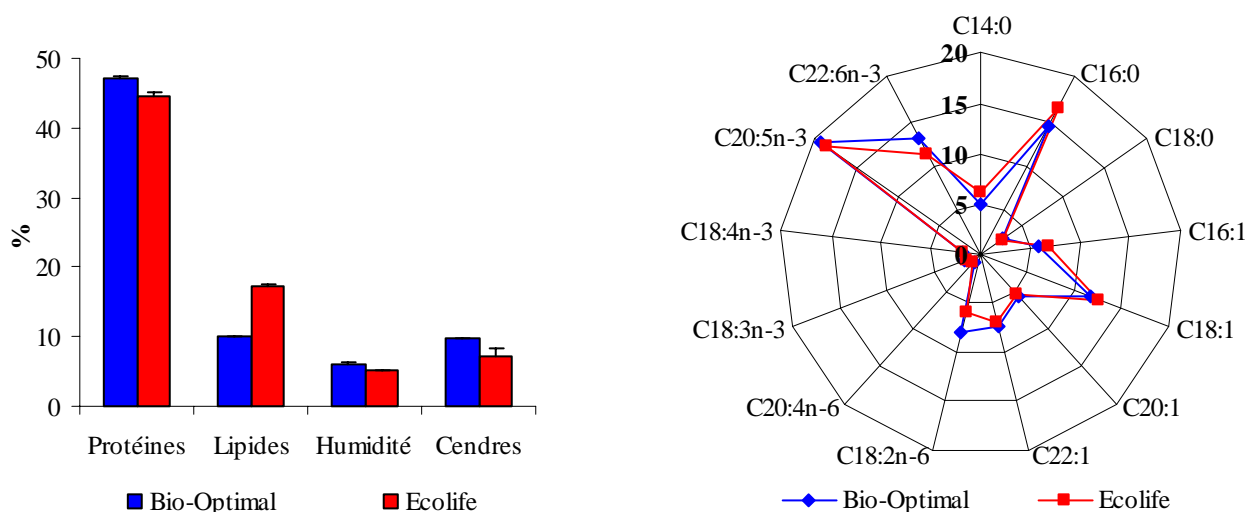
2.1. Matériel et méthodes

Les différents systèmes naturels ont été décrits selon des critères environnementaux (trophiques et qualité d'eau). Les données de qualité d'eau ont été collectées auprès du CIPEL: Commission Internationale Pour la Protection des Eaux du Léman (CIPEL, 1995-2001) et du RIZA-CIPR: Institute for Inland Water Management and Waste Water Treatment et Commission Internationale

pour la Protection du Rhin (RIZA-CIPR, 2002). Les valeurs sont les moyennes saisonnières calculées à partir de 3 à 6 mesures par saison pendant 4 ans pour le Rhin (1998-2001) et 7 ans pour le Léman (1995-2001).

Comme pour les poissons du Rhin et du Léman, les perches élevées extensivement se nourrissent exclusivement de proies naturelles. A l'inverse, en production intensive, les poissons sont nourris exclusivement avec un aliment commercial BioMar (gamme Ecolife). En élevage semi-extensif, les poissons peuvent se nourrir de proies naturelles, même si un aliment commercial BioMar (gamme Bio-Optimal) est distribué. Les aliments diffèrent essentiellement par leur teneur en lipides totaux: 10% et 17% pour l'aliment Bio-Optimal et Ecolife, respectivement (Figure 4).

Figure 4: Composition des aliments distribués aux poissons issus de l'élevage semi-extensif (BioMar, gamme Bio-Optimal) et intensif (BioMar, gamme Ecolife). Seuls les acides gras dont la teneur est supérieure à 1% des acides gras totaux sont présentés.



Afin d'obtenir des informations sur l'environnement trophique des poissons échantillonnés et particulièrement ceux issus du Rhin, du Léman et du mode de production extensif, une analyse des isotopes stables de l'azote et du carbone a été menée sur les filets de perches (CNRF – INRA Champenoux Nancy). En effet, les teneurs en isotopes stables ^{13}C et ^{15}N sont déterminées par celles de l'alimentation (Lorrain *et al.*, 2002; Dempson et Power, 2004). La détermination du rapport isotopique du carbone et de l'azote a été réalisée sur 5 poissons par site et par saison, tirés aléatoirement, soit au total 20 poissons pour chaque système naturel et 5 pour chaque système d'élevage. Les 2 filets de chaque poisson ont été broyés et les lipides extraits selon la méthode développée par Folch *et al.* (1957) et modifiée par Chen *et al.* (1981). Les échantillons ont ensuite

été séchés à l'étuve 48h à 60°C. Les rapports isotopiques ont été déterminés par un analyseur élémentaire (Carlo Erba NA 1500NC, Rodano, Italie) couplé à un spectromètre de masse isotopique (IRMS: Finnigan delta S, Bremen, Allemagne). Les abondances isotopiques ^{13}C et ^{15}N ont été exprimées selon la notation δ , d'après la formule suivante: $\delta X = [(R_{\text{échantillon}}/R_{\text{standard}}) - 1] \times 1000$, où $X = ^{13}\text{C}$ ou ^{15}N et R le rapport $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ou $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$, selon les cas. Les valeurs R_{standard} sont déterminées à partir du PeeDee Belemnite (PDB) pour le ^{13}C et de l'azote atmosphérique pour le ^{15}N .

2.2. Résultats et discussion

La Figure 5 présente les variables de qualité d'eau enregistrées au sein des différents hydrosystèmes naturels. Il apparaît que les variables environnementales des 2 hydrosystèmes et particulièrement les variables de chimie de l'eau sont très différentes. En effet, les teneurs en P-PO_4^{3-} enregistrées sur le Rhin sont en moyenne de 82.1 mg P.l^{-1} contre 12.3 mg P.l^{-1} pour le Léman. Pour le N-NH_4^+ , les teneurs sur le Rhin sont 12 fois supérieures à celles du Léman. Concernant N-NO_2^- , N-NO_3^- , le rapport entre les valeurs mesurées sur le Rhin et sur le Léman est égal à 6. Par ailleurs, la température moyenne relevée sur le Rhin (13.7°C) est supérieure à celle du Lac Léman (10.4°C). Ainsi, les 2 hydrosystèmes sélectionnés possèdent bien des caractéristiques environnementales très différentes, ce qui permet d'optimiser les chances de mettre en évidence des variations de qualité entre les poissons du Rhin et du Lac Léman. Le Rhin apparaît donc un milieu eutrophe, tandis que le Lac Léman est moins riche en substances N, P, C.

L'analyse des isotopes stables des filets de perches permet de discriminer les poissons issus des différents environnements naturels ou d'élevage. Ainsi, 4 groupes peuvent être observés (Figure 6). Le groupe 1 est formé des poissons du Rhin ($\delta^{13}\text{C} = -26.7 \pm 1.5\text{‰}$; $\delta^{15}\text{N} = 17.7 \pm 0.9\text{‰}$). Le second et le troisième groupe sont formés respectivement par les individus du Léman ($\delta^{13}\text{C} = -22.9 \pm 0.7\text{‰}$; $\delta^{15}\text{N} = 15.7 \pm 0.7\text{‰}$) et du milieu extensif ($\delta^{13}\text{C} = -22.2 \pm 0.8\text{‰}$; $\delta^{15}\text{N} = 12.8 \pm 0.3\text{‰}$). Le dernier groupe englobe les individus des systèmes d'élevage intensif de souche l'Huillier ($\delta^{13}\text{C} = -19.6 \pm 0.4\text{‰}$; $\delta^{15}\text{N} = 12.0 \pm 0.6\text{‰}$), de souche PerciTech ($\delta^{13}\text{C} = -18.9 \pm 0.3\text{‰}$; $\delta^{15}\text{N} = 12.8 \pm 0.3\text{‰}$) et semi-extensif ($\delta^{13}\text{C} = -18.8 \pm 0.2\text{‰}$; $\delta^{15}\text{N} = 13.8 \pm 0.1\text{‰}$), c'est-à-dire ceux nourris avec de l'aliment artificiel. En outre, il n'existe pas de relation linéaire entre la taille des perches et leur teneur en $\delta^{13}\text{C}$ ($r^2 = 0.07$; $n = 60$) et en $\delta^{15}\text{N}$ ($r^2 = 0.10$; $n = 60$).

Figure 5: Paramètres physico-chimiques de l'eau (moyenne et écart-type) mesurés sur le Lac Léman entre 1998 et 2001 et sur le Rhin entre 1995 et 2001.

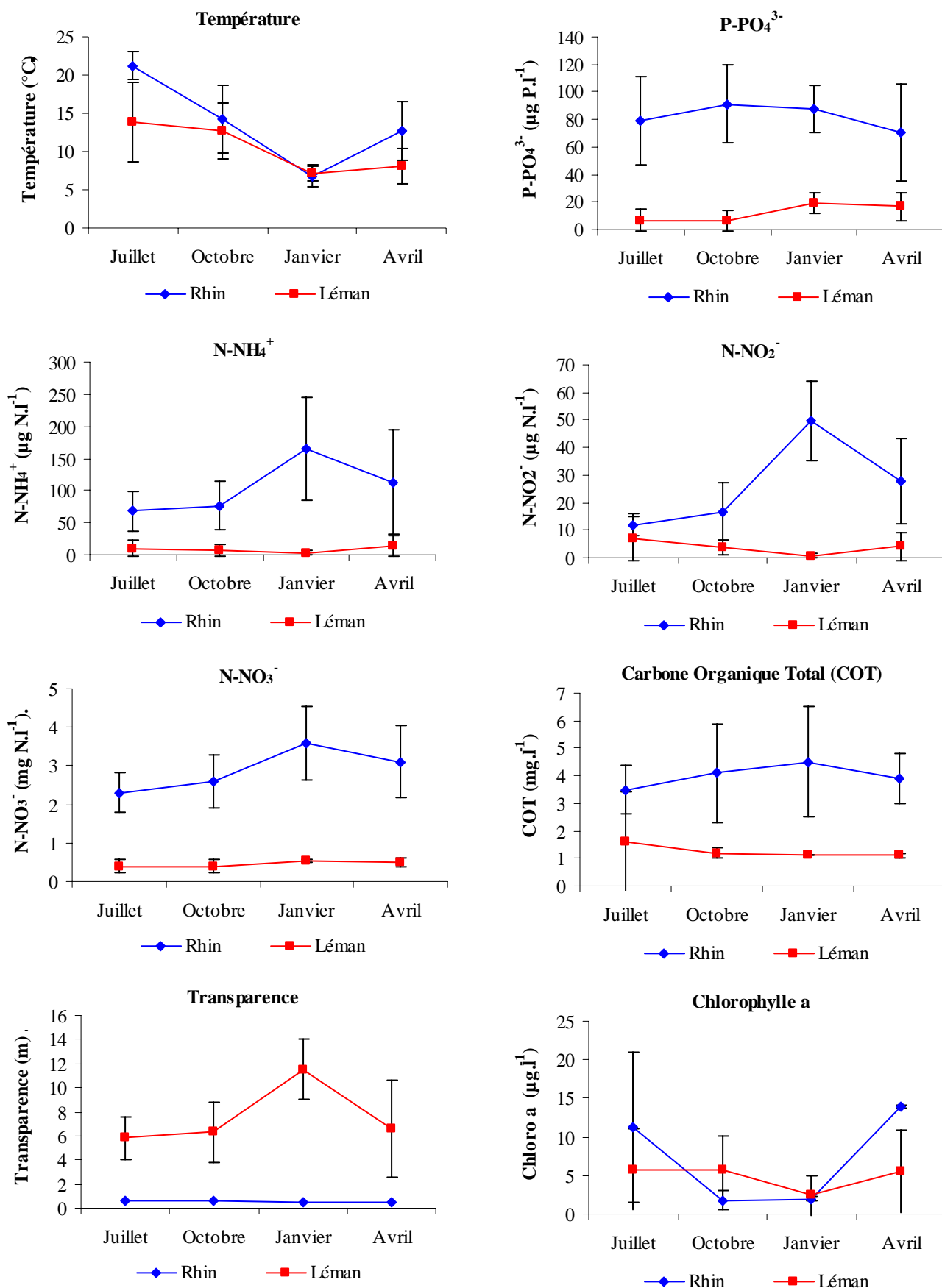
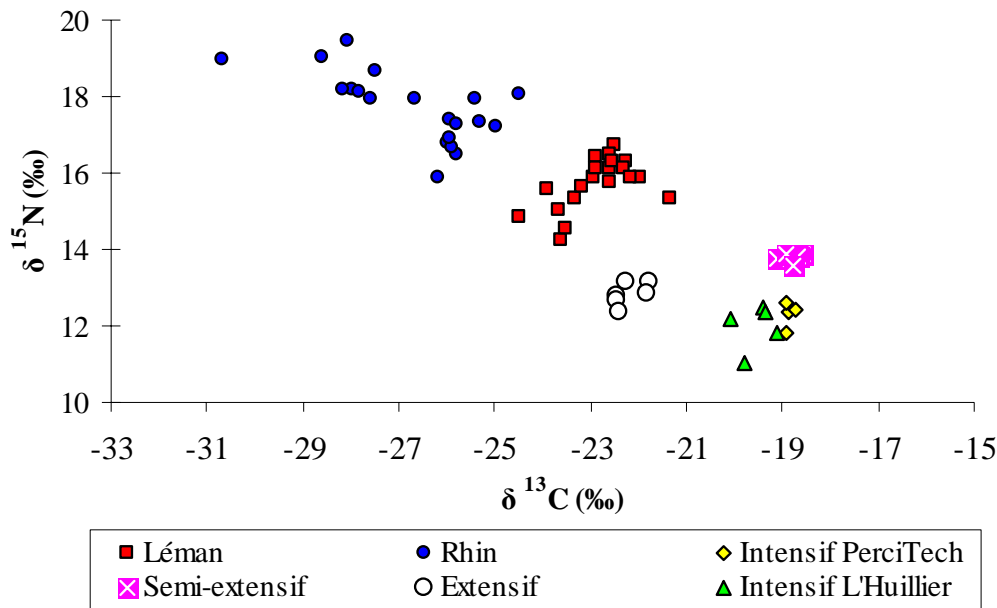


Figure 6: $\delta^{13}\text{C}$ et $\delta^{15}\text{N}$ des filets de perches échantillonnées sur les différents systèmes étudiés.

Les différences de teneurs en isotopes stables de l'azote et du carbone entre les poissons du Rhin et du Léman peuvent indiquer des divergences dans l'utilisation des ressources au sein des 2 environnements. En outre, les différences entre les rapports isotopiques peuvent également refléter une utilisation différente des niches écologiques. En effet, plus la valeur du $\delta^{15}\text{N}$ est grande, plus l'espèce étudiée occupe un niveau trophique élevé (Dempson et Power, 2004; Sherwood et Rose, 2005). Selon notre étude, les poissons du Rhin occuperaient donc un niveau trophique supérieur à celui des poissons lémaniques. En outre, un enrichissement en $\delta^{13}\text{C}$, comme c'est le cas pour les poissons du Léman, est caractéristique d'une espèce se nourrissant de proies benthiques, tandis que des valeurs très négatives sont représentatives d'une espèce se nourrissant de proies pélagiques (Sherwood et Rose, 2005). Ceci suggère donc que les poissons du Léman et ceux de l'élevage extensif se nourriraient essentiellement de proies benthiques (mollusques, crustacés benthiques) alors que les poissons du Rhin exploiteraient plus des proies pélagiques (poissons). Cependant, la comparaison des niveaux trophiques pour une même espèce évoluant au sein de milieux différents est malaisée, dans la mesure où ce sont les niveaux trophiques les plus bas qui déterminent les teneurs en $\delta^{15}\text{N}$ des niveaux trophiques supérieurs. Par conséquent, les comparaisons des niveaux trophiques d'une espèce de plusieurs origines géographiques ne sont informatifs que si les teneurs en $\delta^{15}\text{N}$ des niveaux trophiques de base des différents milieux sont comparables (Vander Zanden *et al.*, 1997), ce qui n'a pas été vérifié dans notre étude.

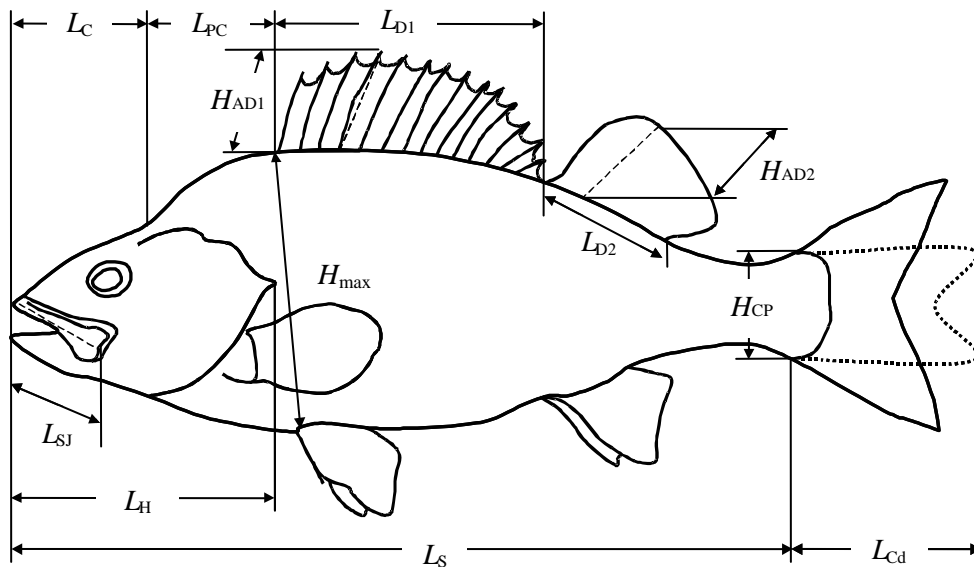
3. Variabilité morphologique des perches

3.1. Matériel et méthodes

3.1.1. Mesures morphologiques

Douze mesures morphologiques utilisées précédemment chez le sandre par Krpo-Cetkovic et Stamenkovic (1996) ont été effectuées pour chaque individu, à l'aide d'un mètre ruban (Figure 7).

Figure 7: Mesures morphologiques effectuées sur *P. fluviatilis*. L_S : longueur standard; L_{Cd} : longueur de la nageoire caudale; L_H : taille de la tête; L_{SJ} : longueur de la mâchoire supérieure; L_{D1} : longueur de la première nageoire dorsale; L_{D2} : longueur de la seconde nageoire dorsale; H_{max} : hauteur maximale; H_{AD1} : hauteur de la première nageoire dorsale; H_{AD2} : hauteur de la seconde nageoire dorsale; H_{CP} : hauteur du pédoncule caudal; L_C : longueur de la courbure antérieure de la tête; L_{PC} : longueur de la courbure postérieure de la tête.



Pour s'affranchir de l'effet taille, toutes les variables morphologiques ont été standardisées par rapport à une longueur standard moyenne selon l'équation:

$$Y_i = \log(X_i) - b [\log(L_{Si}) - (\log(L_S))_{\text{moyen}}] \text{ (Ruzzante et al., 2003)}$$

où Y_i = mesure corrigée de l'individu i ; X_i = mesure non corrigée de l'individu i ; L_{Si} = longueur standard de l'individu; b = coefficient de régression linéaire de la courbe $\log(X) = f(\log(L_S))$.

A partir de ces mesures corrigées, sept variables morphologiques ont été calculées:

$$\text{Indice de conformation de la tête: } CIH = L_C/L_{PC}$$

$$\text{Taille relative de la bouche: } RLM = L_{SJ}/L_H$$

$$\text{Taille relative de la tête: } RLH = L_H/L_S$$

Degré de compacité du poisson: $CD_f = L_S/H_{\max}$

Degré de compacité de la première nageoire dorsale: $CD_{d1} = L_{D1}/H_{AD1}$

Degré de compacité de la seconde nageoire dorsale: $CD_{d2} = L_{D2}/H_{AD2}$

Degré de compacité de la nageoire caudale: $CD_C = L_{Cd}/H_{CP}$

3.1.2. Analyses statistiques

Les 7 variables morphologiques ont été traitées par Analyse en Composantes Principales (ACP), à l'aide du logiciel SPAD 5.5. L'objectif est d'identifier les principales variables qui structurent et caractérisent les individus. Une ACP a ainsi été réalisée sur les individus issus du milieu naturel, de manière à rendre compte de la variabilité morphologique des poissons sauvages. Afin de positionner la morphologie du poisson d'élevage par rapport à celle du poisson sauvage, 2 approches ont été utilisées: (i) une Analyse en Composantes Principales où les individus sauvages ont été introduits en tant qu'individus actifs et les individus d'élevage comme individus illustratifs, et (ii) une Analyse Factorielle Discriminante (AFD) réalisée à l'aide du logiciel StatBoxPro. Cette dernière approche permet la discrimination de groupes définis *a priori*, dans notre cas, les poissons échantillonnés sur chacun des 2 sites naturels. Ces groupes sont utilisés comme des références de manière à pouvoir classer les individus issus de l'élevage par rapport aux poissons sauvages. Les poissons d'élevage ont été introduits dans l'AFD comme individus illustratifs. Seuls les tableaux de reclassement des individus illustratifs (individus d'élevage) dans les classes définies par les individus sauvages seront présentés.

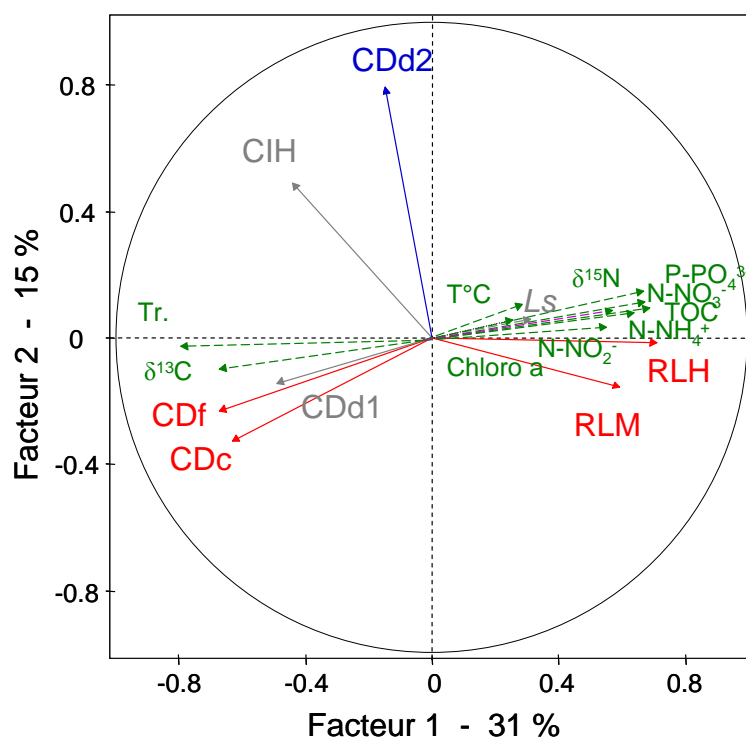
Dans les différentes ACP et AFD, les variables morphologiques constituent les variables continues actives et les variables correspondant à l'origine géographique, au type de système d'élevage et à la période de capture sont les variables illustratives. Par ailleurs, la longueur standard des poissons ainsi que les variables environnementales (qualité d'eau) et trophiques (rapports isotopiques $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$) sont introduites comme variables illustratives. Chaque modalité est représentée par son centre de gravité auquel sont rattachés les individus de la modalité. Le seuil de signification des composantes principales obtenues par ACP et AFD a été fixé pour des valeurs propres supérieures à 2.0.

3.2. Résultats

3.2.1. Effet du site naturel de capture

Le plan 1-2 de l'analyse en composantes principales explique 46% de l'inertie totale. L'axe 1 (31% de l'inertie totale; valeur propre = 2.2) porte les variables RLH (taille de la tête), RLM (taille de la bouche), CD_f (degré de compacité du poisson) et CD_c (degré de compacité de la nageoire caudale) (Figure 8). Cet axe sera appelé "axe aspect du poisson".

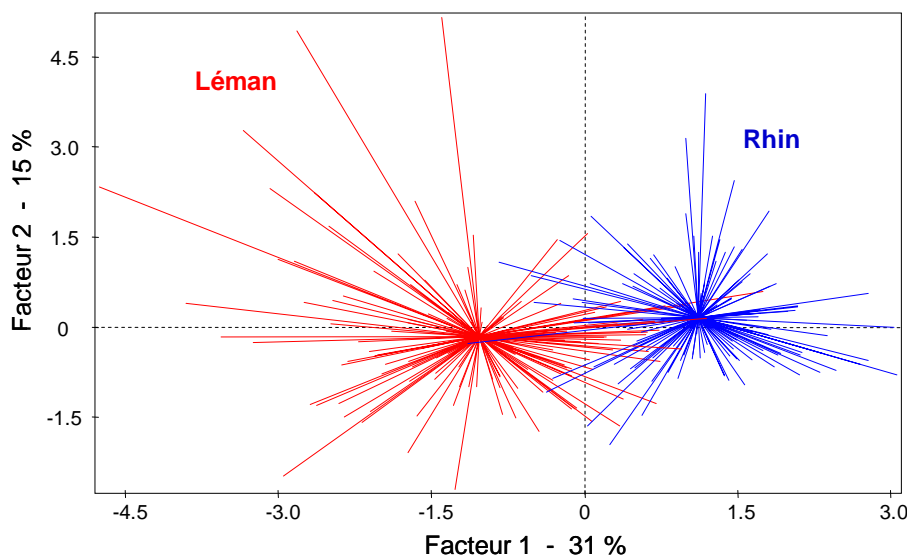
Figure 8: Projection des variables morphologiques mesurées chez les individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. Variables actives: CIH = Indice de conformation de la tête; RLM = Taille relative de la bouche; RLH = Taille relative de la tête; CD_f = Degré de compacité du poisson; CD_{d1} = Degré de compacité de la première nageoire dorsale; CD_{d2} = Degré de compacité de la seconde nageoire dorsale; CD_c = Degré de compacité de la nageoire caudale. Variable illustrative: L_s = longueur standard. Variables environnementales illustratives: $\delta^{13}\text{C}$; $\delta^{15}\text{N}$; P-PO₄³⁻; N-NO₃⁻; N-NH₄⁺; N-NO₂⁻; TOC = Teneur en carbone organique total; Tr. = transparence; T°C = température; Chloro a = teneur en chlorophylle a.



Les centres de gravité des populations du Rhin et du Léman sont portés par l'axe 1. Ainsi, les individus échantillonnés sur le lac Léman et sur le Rhin, indépendamment de la saison, sont discriminés par leur morphologie (Figure 9). Les poissons du Rhin sont caractérisés par une tête (RLH = 0.62) et une bouche (RLM = 0.49) plus grandes et sont plus compacts ($CD_f = 1.65$) que ceux issus du Lac Léman (RLH = 0.59; RLM = 0.44; $CD_f = 1.71$). Par ailleurs, les variables environnementales (qualité d'eau et trophiques), exceptées la température et la teneur en chlorophylle a sont corrélées à cet axe. Il semble donc que dans un environnement chargé en sels nutritifs, les poissons tendent à avoir un morphotype élancé.

Les moyennes de toutes les variables morphologiques mesurées chez les perches sauvages sont présentées en Annexe 1.

Figure 9: Projection des individus du milieu naturel sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données morphologiques. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité.

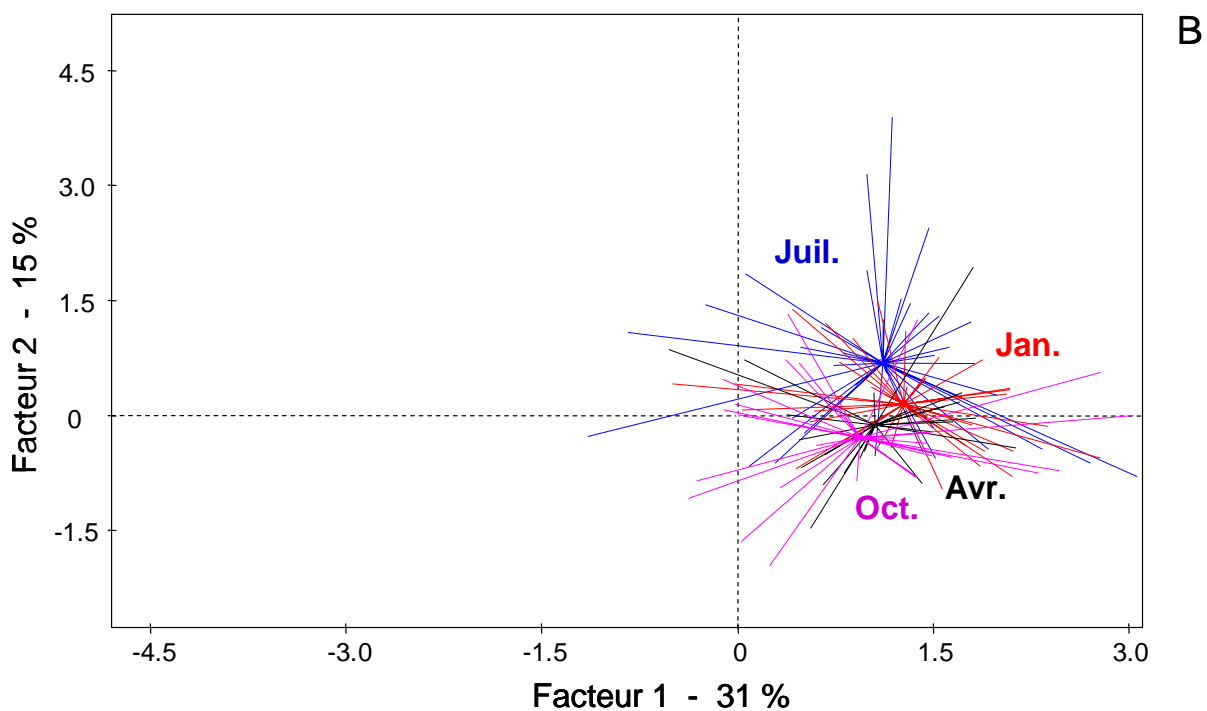
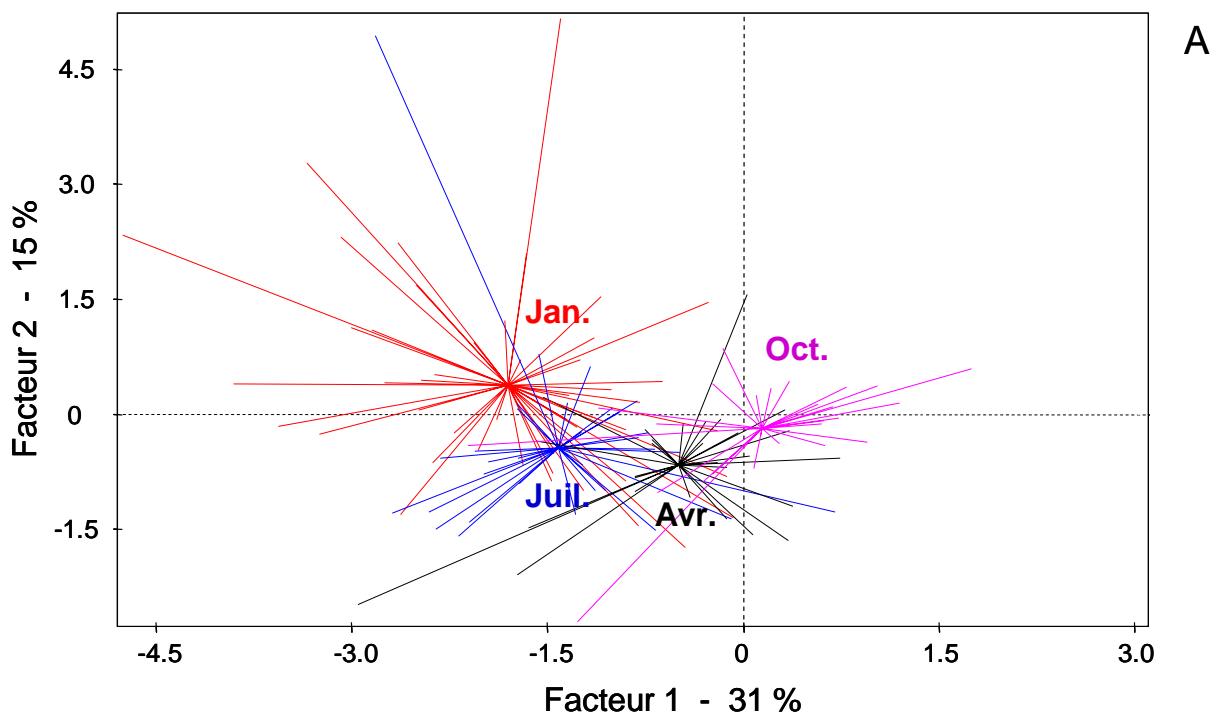


3.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel

La Figure 10 met en évidence l'existence d'une grande hétérogénéité intra saison sur les 2 sites de capture et d'une variabilité inter saison surtout pour les poissons du Lac Léman. Les barycentres des poissons du Léman échantillonnés en janvier et en juillet sont portés par l'axe 1 (taille de la tête, de la bouche, compacité de la nageoire caudale et du corps). Les poissons échantillonnés en janvier, juillet et avril sur le Léman sont moins compacts ($CD_f = 1.72-1.74$) que ceux d'octobre ($CD_f = 1.65$). Par ailleurs, en janvier, ils présentent une bouche plus petite (RLM = 0.41), comparativement aux autres périodes d'échantillonnage (RLM = 0.46-0.50). La morphologie caractéristique des poissons du Léman (élancés, tête et bouche plus petites) est essentiellement due aux poissons échantillonnés en janvier et juillet.

Les moyennes des variables morphologiques mesurées chez les perches sauvages aux différentes saisons sont présentées en Annexe 2.

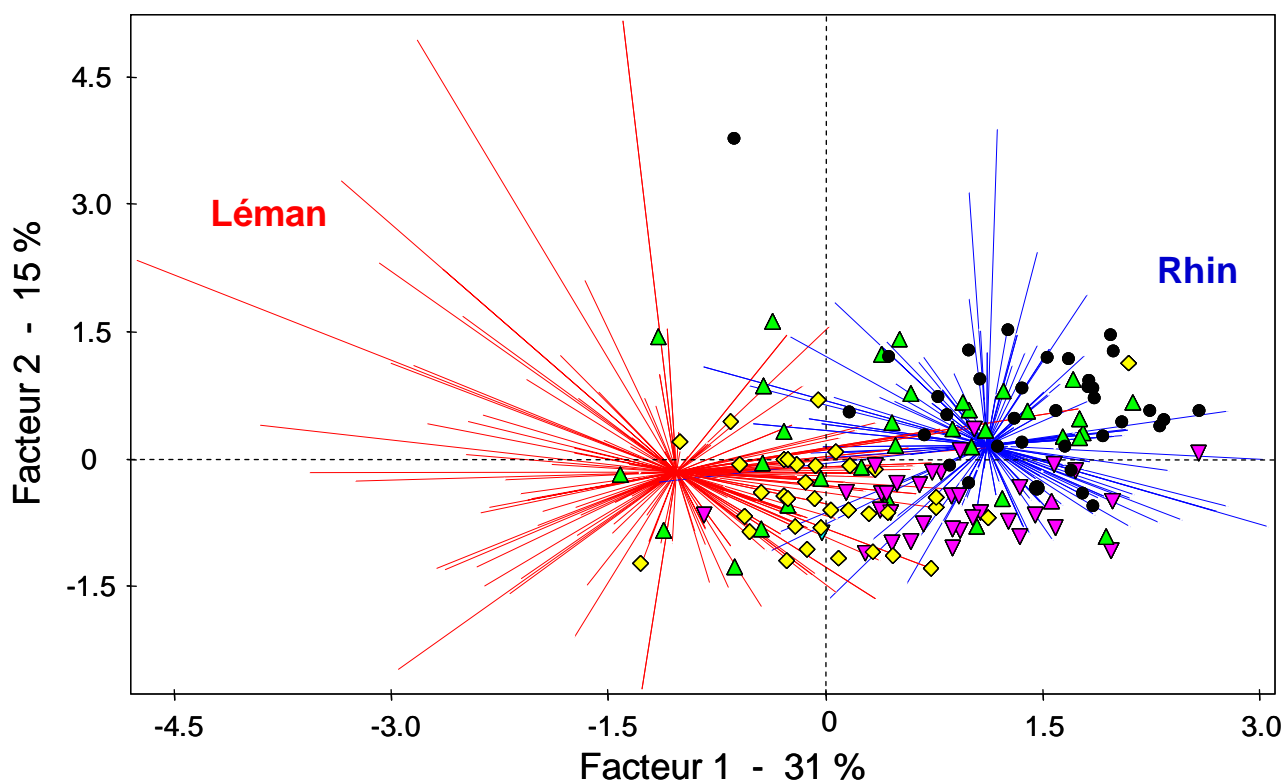
Figure 10: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données morphologiques mesurées chez les individus sauvages à chaque saison. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité. Pour plus de lisibilité, les individus du Léman (A) et du Rhin (B) ont été représentés sur des graphiques différents.



3.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages

Les centres de gravité des populations des élevages extensif, semi-extensif et intensif de souche L'Huillier sont portés par l'axe 1, à proximité des poissons du Rhin (Figure 11). Cet axe permet de distinguer les individus issus du système intensif de ceux d'élevage extensif. Ces derniers sont caractérisés par une tête (RLH = 0.62) et une bouche (RLM = 0.51) plus grandes et sont plus compactes ($CD_f = 1.59$) que les poissons d'élevage intensif (RLH = 0.60-0.61; RLM = 0.46-0.47; $CD_f = 1.63-1.67$).

Figure 11: Projection des individus sauvages (individus actifs) et d'élevage (individus illustratifs) sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données de morphologie. Extensif (●); Semi-extensif (▼); Intensif souche PerciTech (◆); Intensif souche L'Huillier (▲).



En AFD, le classement des individus d'élevage dans les classes des individus sauvages (taux d'erreur de reclassement = 14.0%) confirme que les poissons produits extensivement et semi-extensivement possèdent une morphologie proche de celle des poissons du Rhin alors que les perches d'élevage intensif de souche PerciTech se rapprochent des poissons du Léman (Tableau 6). La souche L'Huillier se rapprocherait plus des poissons du Rhin (2/3 du classement).

Tableau 6: Classement des individus (% d'individus) d'élevage dans les classes définies par les individus sauvages.

Vers De	Léman	Rhin
Extensif	3	97
Semi-extensif	20	80
Intensif Souche PerciTech	86	14
Intensif Souche L'Huillier	34	66

3.3. Discussion

Dans cette étude, la morphologie générale (compacité, tailles relatives de la tête et de la bouche) sont les facteurs qui séparent les perches du Lac Léman de celles du Rhin. En effet, ces dernières sont plus compactes et ont une tête et une bouche plus grandes que celles du Lac Léman. Chez la sole (*Solea lascaris*), Pinheiro *et al.* (2005) mettent en évidence des différences inter origine de morphologie liées à la fois à des divergences génétiques entre les populations échantillonnées mais également aux conditions environnementales. Toutefois, avec nos données, il nous est impossible d'affirmer si les différences morphologiques observées dans notre travail sont la résultante d'une variabilité génétique entre les 2 populations de perches sauvages ou d'une plasticité phénotypique. Des études complémentaires de génomique (microsatellites par exemple) devront être menées afin de déterminer si les poissons du Rhin et du Léman appartiennent effectivement à 2 populations distinctes. Néanmoins, chez la perche commune, Nesbo *et al.* (1999) ont montré qu'il existait une très faible variabilité génétique parmi les populations de perches d'Europe de l'Ouest. Or, Tudela (1999) a montré que les différences de morphologie entre des anchois d'origines géographiques différentes mais présentant une faible variabilité génétique sont liées aux conditions environnementales régnant au sein de leur milieu. Des résultats similaires ont également été trouvés chez *Atherinops affinis* (O'Reilly et Horn, 2004). Sous cette hypothèse, on pourrait admettre que les différences observées entre les poissons du Rhin et du Léman sont liées aux caractéristiques du milieu (caractères physico-chimiques, niveau trophique). L'effet des facteurs environnementaux sur la morphologie a déjà été décrit chez d'autres espèces, notamment chez les Salmonidés, lesquels présentent un corps élancé et une nageoire caudale large en milieux turbulents (Imre *et al.*, 2002). Ces écotypes sont la résultante de réponses adaptatives à des conditions hydrodynamiques différentes (Keeley *et al.*, 2005). Cependant, dans notre étude, les perches lacustres sont plus fusiformes que les perches de rivière, mais aucune information de courantologie n'a pu être obtenue pour le Léman.

Il est possible que l'environnement trophique (utilisation de l'habitat, type de ressources) agisse comme un facteur du déterminisme morphologique de la perche. Ceci a déjà été montré chez *Perca fluviatilis* (Svanbäck et Eklöv, 2002), mais aussi chez *Salvenilus fontinalis* (Proulx et Magnan, 2002), *Salvenilus alpinus alpinus* (Adams *et al.*, 1998), *Percichthys sp.* (Ruzzante *et al.*, 2003) et chez *Poecilia vivipara* (Neves et Monteiro, 2003). L'influence de ce facteur trophique semble également se confirmer dans notre étude, compte tenu des relations entre les variables trophiques et les variables CD_f , CD_c , RLH et RLM. L'augmentation de la taille de la bouche et de la tête comme cela est observé chez les poissons du Rhin, est décrite comme une adaptation à un régime alimentaire piscivore (Pouilly *et al.*, 2003), mais également à l'ingestion de grandes proies (Magnhagen et Heibo, 2001). Or, l'analyse des isotopes stables tend à montrer que les poissons du Rhin auraient un régime piscivore pélagique. Toutefois, nos résultats sont en contradiction avec d'autres études qui suggèrent que les poissons se nourrissant dans le milieu pélagique ou peu complexe sont plus élancés que les poissons se nourrissant de proies benthiques ou peuplant un milieu très hétérogène (présence de caches, de nombreux végétaux) (Bourke *et al.*, 1997; Dynes *et al.*, 1999; Hjelm *et al.*, 2001). Ainsi, il semble que la complexité du milieu soit également un facteur à prendre en compte dans le déterminisme de la morphologie des poissons. Sur le lac Léman, les poissons proviennent de sites où la bande littorale est étroite et n'offre pas une surface d'accueil importante pour les macrophytes submergées. Par ailleurs, les sédiments fréquemment constitués de rochers et de galets, sont peu colonisables par la végétation aquatique (Demierre et Durand, 1999). Ainsi, le lac Léman apparaît comme un milieu peu complexe, comparativement au Rhin qui est un milieu plus hétérogène, notamment par la complexité physique et biologique de ses berges (Wolters *et al.*, 2001).

Compte tenu de la large étendue des sites étudiés (superficie du Lac Léman = 580 km²) (CIPEL, 1995-2001) et de leur complexité, les variations saisonnières observées dans la morphologie des poissons pourraient également suggérer l'existence de différents morphotypes au sein d'un même site, comme cela a été décrit chez l'éperlan d'Amérique *Osmerus mordax* (Lecomte et Dodson, 2005), chez l'omble chevalier (Jonsson et Jonsson, 2001) ou chez les Cichlidés (Klingenberg *et al.*, 2003). En effet, dans notre étude, les lieux de pêche varient avec les saisons en fonction des pratiques de pêche et de l'activité des poissons. Or, aucune information suffisamment précise n'a pu être obtenue auprès des pêcheurs quant à la position des différents sites de pêche.

Des dissemblances morphologiques ont également été rapportées entre les perches issues des différents modes d'élevage. Cette variabilité morphologique pourrait être liée à de nombreux facteurs comme la densité d'élevage, l'activité de nage, la quantité et la qualité de la nourriture, l'agressivité des poissons, le niveau de stress ou la qualité de l'eau (Sarà *et al.*, 1999; Roncarati *et al.*, 2001). En outre, les processus de sélection et de domestication peuvent aboutir à des

divergences de morphologie (Fleming *et al.*, 1994; Fleming et Einum, 1997; Gross, 1998; Mignon-Grasteau *et al.*, 2005). Toutefois, malgré des conditions biotiques et abiotiques variables, la morphologie des perches d'élevage reste globalement plus proche de celle des perches du Rhin, c'est-à-dire un corps plus trapu que celles du lac Léman. Ceci est le cas chez le turbot, puisque les juvéniles d'élevage possèdent un corps plus trapu comparativement aux poissons sauvages (Ellis *et al.*, 1997).

4. Variabilité de la couleur des perches

4.1. Matériel et méthodes

4.1.1. Mesures de couleur

La perception de la couleur est décrite à l'aide de 3 attributs: (i) la teinte ("*hue*") qui donne la couleur prédominante; (ii) la luminosité ("*lightness*") associée à l'intensité lumineuse du stimulus et (iii) la saturation ("*chroma*") en relation avec le pourcentage de couleur pure (Choubert *et al.*, 1997). Ces 3 composantes réunies définissent un espace colorimétrique à 3 dimensions dans lequel il est possible de situer une couleur. C'est le système CIE L*a*b* où L* représente la luminosité tandis que a* et b* représentent une combinaison des paramètres "teinte" et "saturation". Des variations du paramètre a* se traduisent par un passage du rouge (positif) au vert (négatif) tandis que pour le paramètre b*, les variations vont du jaune (positif) au bleu (négatif). Dans le système CIE L*C*H°, la couleur est représentée par un jeu de coordonnées: L*= luminosité: varie selon un axe vertical du noir (0% de lumière réfléchi) au blanc (100% de la lumière réfléchi); C* = saturation = $(a^{*2} + b^{*2})^{1/2}$: varie de 0 au centre de l'espace colorimétrique et augmente à proximité de la circonférence; H° = angle de teinte ("*hue angle*") = $\tan^{-1}b^*/a^*$: H° = 0° pour la couleur rouge (+a*), 90° pour la couleur jaune (+b*), 180° pour le vert (-a*) et 270° pour le bleu (-b*) (Figure 12).

Les mesures de couleur ont été effectuées immédiatement après la mort du poisson à l'aide d'un Chromamètre Minolta CR-300, dans le système CIE-L*a*b* puis transformées dans le système CIE-L*C*H°, selon les équations décrites précédemment. Les mesures ont été réalisées sur un support plastique blanc, sur le flanc gauche du poisson en 4 endroits: nageoire caudale, bande, inter-bandes et ventre (Figure 13).

Figure 12: Représentation de l'espace colorimétrique L*C*H° (CIE, 1976).

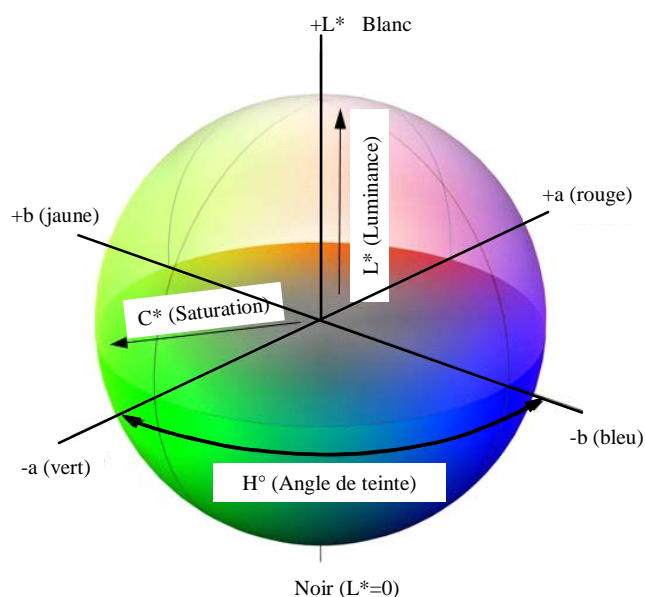


Figure 13: Localisation des points de mesure de couleur. 1: nageoire caudale; 2: bande; 3: inter-bandes; 4: ventre.



Chaque mesure a été réalisée en duplicat, la moyenne des deux a été retenue. Neuf variables ont ainsi été calculées:

Luminosité de la nageoire caudale: L_c

Saturation de la nageoire caudale: C_c

Angle de teinte (en degré) de la nageoire caudale: H_c

Luminosité de la partie ventrale: L_v

Saturation de la partie ventrale: C_v

Angle de teinte de la partie ventrale: H_v

Différence de luminosité entre bande et inter-bandes: $L_{sis} = L_{bande} - L_{inter-bandes}$

Différence de saturation entre bande et inter-bandes: $C_{sis} = C_{bande} - C_{inter-bandes}$

Différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes: $H_{sis} = H_{bande} - H_{inter-bandes}$

La couleur du filet a également été mesurée en duplicat, successivement sur un support plastique blanc puis noir. Les mesures ont été effectuées sur la face interne des filets en position antéro-dorsale, les 2 filets étant superposés (Figure 14) comme préconisé par Mathis (2003). Trois variables ont ainsi été obtenues:

Luminosité du filet: L_f

Saturation du filet: C_f

Angle de teinte du filet: H_f

Figure 14: Localisation des points de mesure de couleur du filet.



4.1.2. Analyses statistiques

Dans un premier temps, l'effet de la taille des poissons sur les variables de couleur a été testé sur l'ensemble des poissons échantillonnés, à l'aide des coefficients de corrélation des régressions linéaires. De telles relations linéaires existent avec L_c ($n = 405$, $r^2 = 0.51$), H_c ($n = 405$, $r^2 = 0.47$), C_c ($n = 405$, $r^2 = 0.35$) et L_v ($n = 405$, $r^2 = 0.33$). Les résidus de la régression linéaire de ces variables sur la longueur standard ont été calculés. La transformation des données a été effectuée d'après la formule:

$$YT_i = Y_i - (a * Ls_i + b)$$

où YT_i = la mesure Y de l'individu i corrigée de l'effet taille; Ls_i = longueur standard de l'individu i ; a et b = respectivement pente et ordonnée à l'origine de la droite de régression $Y = f(Ls)$. Cette transformation permet ainsi de s'affranchir de l'effet taille et d'étudier le seul effet de l'origine sur la couleur des poissons.

Les 12 variables de couleur ont été traitées par Analyse en Composantes Principales, selon la même procédure que celle décrite au paragraphe 3.1.2. Une ACP a été réalisée sur les individus issus du milieu naturel (individus actifs), puis les poissons d'élevage ont été introduits en individus illustratifs de manière à comparer sa couleur à celle du poisson sauvage.

Une Analyse Factorielle Discriminante dans laquelle les poissons d'élevage ont été introduits comme individus illustratifs a ensuite été menée, de manière à classer les poissons d'élevage dans les classes définies par les poissons sauvages.

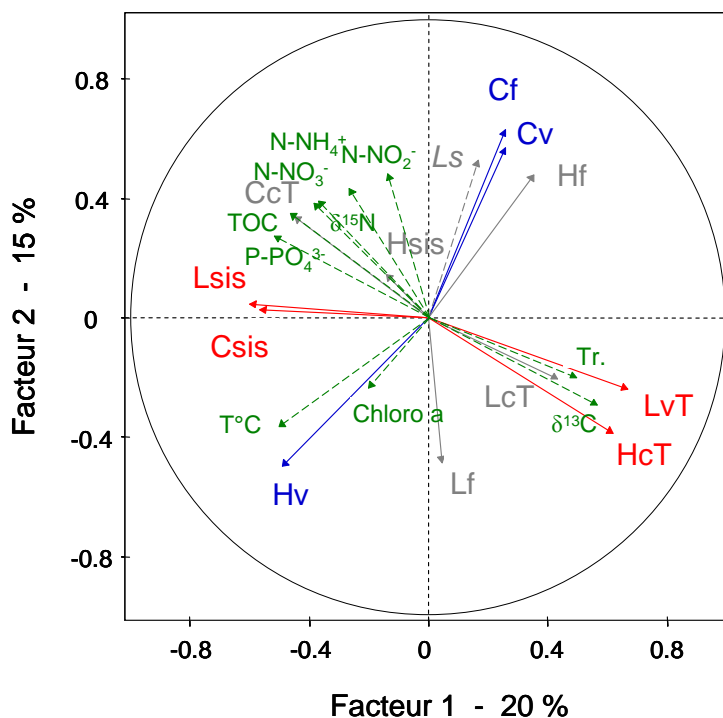
Dans les différentes ACP, les variables de couleur non corrigées (L_{sis} , C_{sis} , H_{sis} , C_v , H_v , L_f , C_f , H_f) et les variables transformées (L_cT , C_cT , H_cT , L_vT), constituent les variables continues actives. L'origine géographique, le type de système d'élevage, la période de capture et les variables environnementales (qualité d'eau et rapports isotopiques) sont les variables illustratives. La longueur standard (L_s) des poissons a été également introduite comme variable illustrative de manière à vérifier l'indépendance entre la taille des poissons et les variables de couleur. Le seuil de signification des composantes principales obtenues par ACP a été fixé pour des valeurs propres > 2.0 .

4.2. Résultats

4.2.1. Effet du site naturel de capture

Le plan 1-2 de l'ACP explique 35% de l'inertie totale. L'axe 1 (valeur propre = 2.4) est défini par les variables L_vT , H_cT , L_{sis} et C_{sis} (couleur du ventre, de la nageoire caudale et contraste entre bande et inter-bandes) et est corrélé aux variables physiques de l'eau (transparence, température) et aux variables trophiques ($\delta^{13}\text{C}$ et $\delta^{15}\text{N}$) (Figure 15). L'axe 1 sera appelé "*axe couleur de la nageoire caudale, du ventre et des flancs*". L'axe 2 (valeur propre = 1.7) est composé par les variables C_v , H_v et C_f .

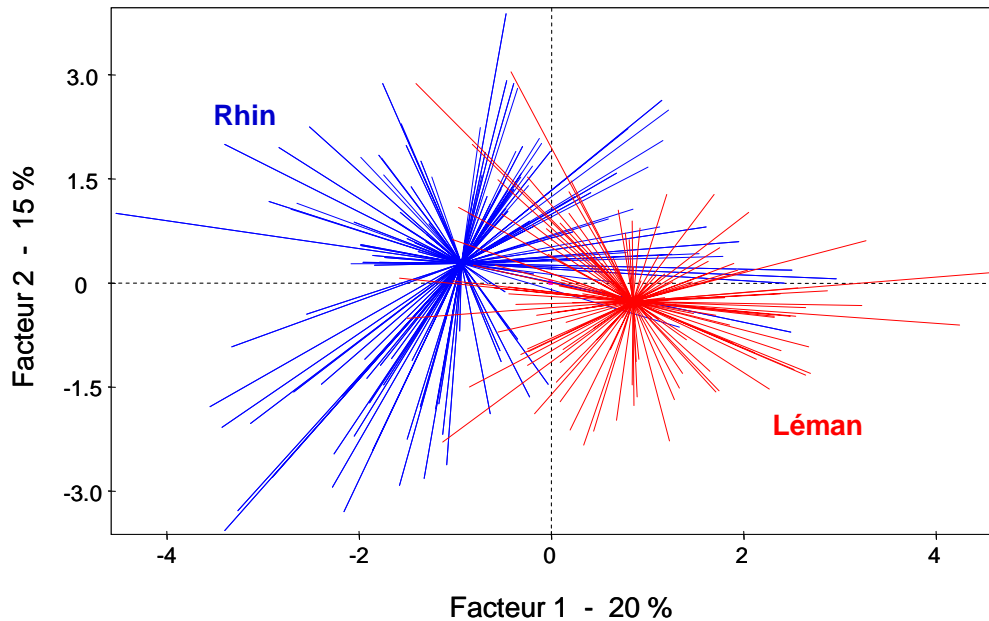
Figure 15: Projection des variables de couleur mesurées chez les individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. Variables actives: LcT = luminosité transformée de la nageoire caudale; CcT = saturation transformée de la nageoire caudale; HcT = angle de teinte transformé de la nageoire caudale; LvT = luminosité transformée de la partie ventrale; Cv = saturation de la partie ventrale; Hv = angle de teinte de la partie ventrale; Lsis = différence de luminosité entre bande et inter-bandes; Csis = différence de saturation entre bande et inter-bandes; Hsis = différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes; Lf = luminosité du filet; Cf = saturation du filet; Hf = angle de teinte du filet. Variable illustrative: Ls = longueur standard. Variables environnementales illustratives: $\delta^{13}\text{C}$; $\delta^{15}\text{N}$; P-PO_4^{3-} ; N-NO_3^- ; N-NH_4^+ ; N-NO_2^- ; TOC = Teneur en carbone organique total; Tr. = transparence; T°C = température; Chloro a = teneur en chlorophylle a.



L'axe 1, qui est le seul à porter les centres de gravité des 2 populations, sépare les poissons du Léman de ceux du Rhin (Figure 16). Ainsi, indépendamment de l'effet taille, les poissons du Rhin possèdent un ventre plus sombre ($L_v = 63.5$; $L_{vT} = -2.8$) et une nageoire caudale plus rouge ($H_c = 64.3$; $H_{cT} = -7.1$) que les poissons du Léman ($L_v = 75.0$; $L_{vT} = 4.2$; $H_c = 80.5$; $H_{cT} = -1.1$). Ces derniers présentent ainsi une nageoire caudale plutôt jaunâtre et un ventre lumineux. De plus, les poissons lémaniques présentent un contraste plus marqué entre bande et inter-bandes ($L_{sis} = -4.8$; $C_{sis} = -2.5$) comparativement aux individus capturés sur le Rhin ($L_{sis} = -3.2$; $C_{sis} = -1.5$).

Les moyennes des variables de couleur mesurées chez les perches sauvages sont présentées en Annexe 3.

Figure 16: Projection des individus du milieu naturel sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données de couleur corrigées de l'effet taille. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité.

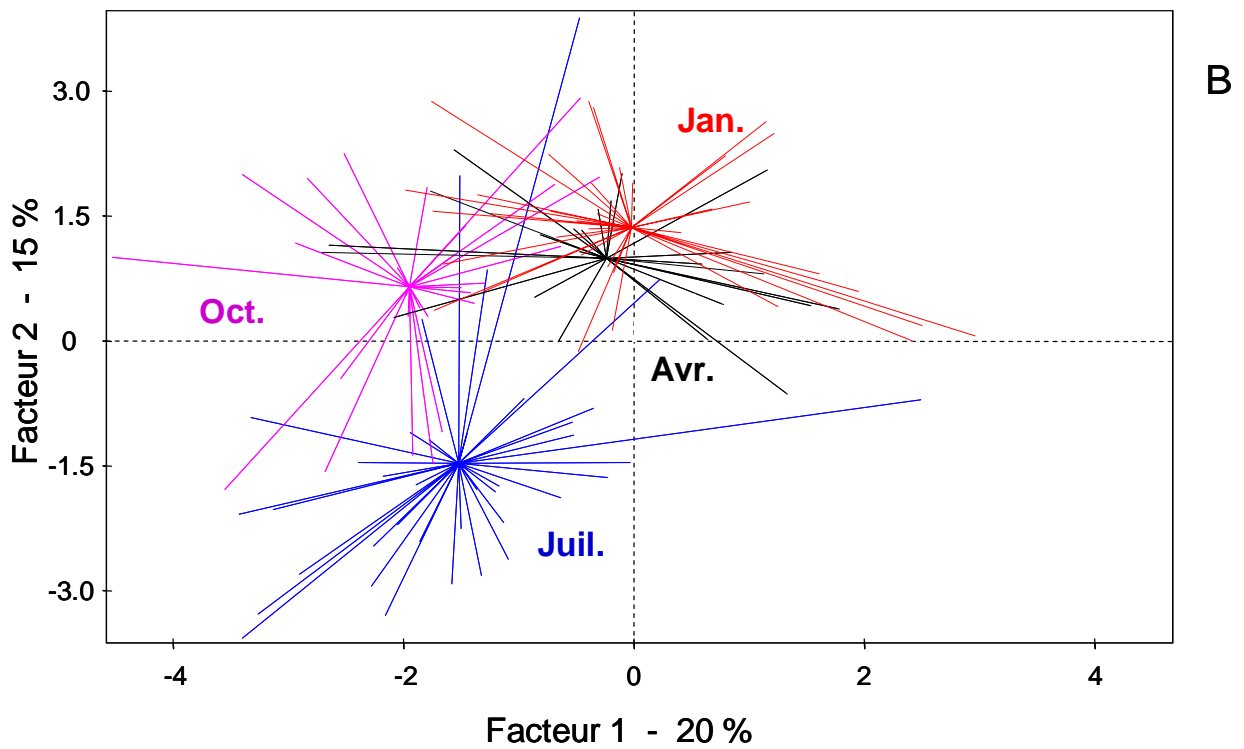
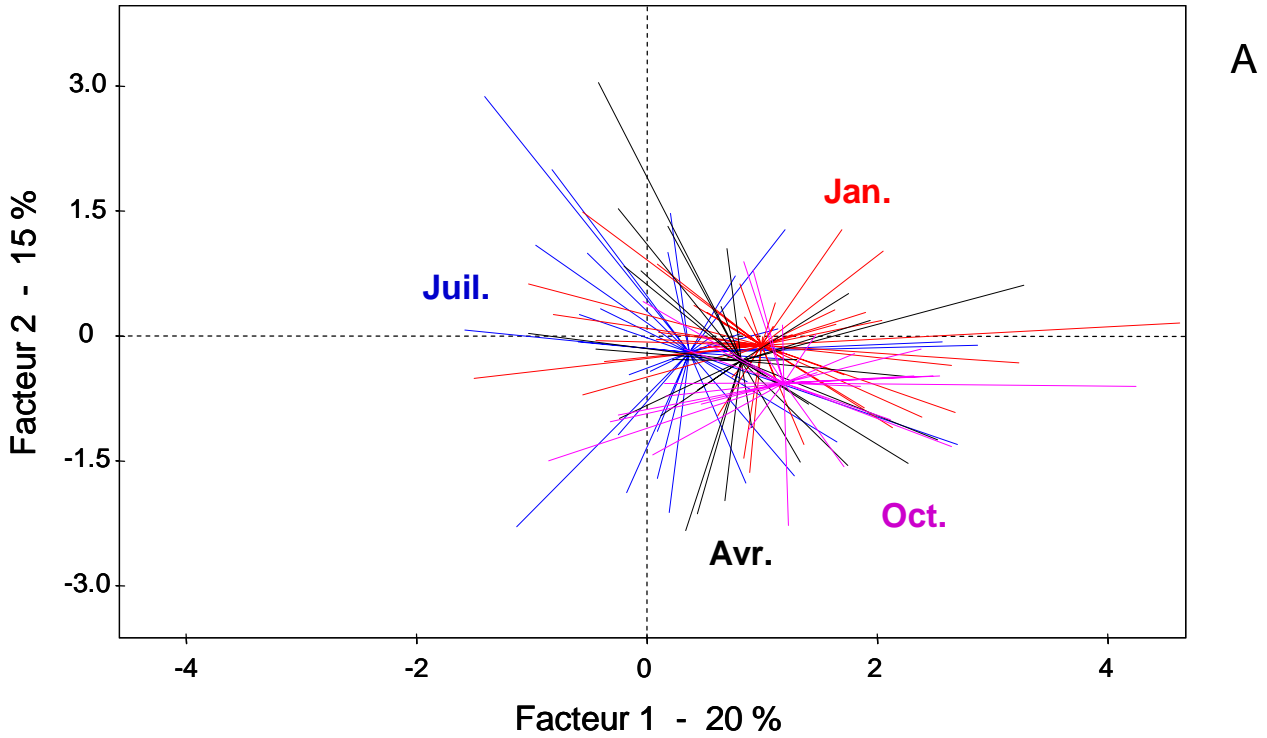


4.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel

Comme pour la morphologie, indépendamment de l'effet taille, la variabilité intra saison est élevée (Figure 17). Toutefois, une forte variabilité inter saison dans la couleur de la nageoire caudale, du ventre et du contraste entre les bandes et l'inter bande (axe 1 et axe 2) est mise en évidence essentiellement pour les poissons du Rhin. Les poissons échantillonnés en octobre sur le Rhin se distinguent des autres poissons sur l'axe 1, tandis que ceux de juillet se distinguent selon l'axe 2.

Les poissons échantillonnés en octobre sur le Rhin sont ainsi caractérisés par une nageoire caudale plus rouge ($H_c = 66.0$; $H_{cT} = -11.4$), un ventre moins lumineux ($L_v = 62.4$; $L_{vT} = -6.6$) que ceux pêchés en janvier ($H_c = 52.3$; $H_{cT} = -4.4$; $L_v = 57.7$; $L_{vT} = -2.1$). En outre, les valeurs de H_v sont plus élevées en juillet (ventre plus verdâtre) et sont plus faibles pour les autres périodes (ventre jaunâtre) (axe 2). A l'inverse, les saturations du ventre (C_v) et du filet ont tendance à être plus faibles en juillet. Les moyennes des variables de couleur mesurées chez les perches sauvages aux différentes saisons sont présentées en Annexe 4.

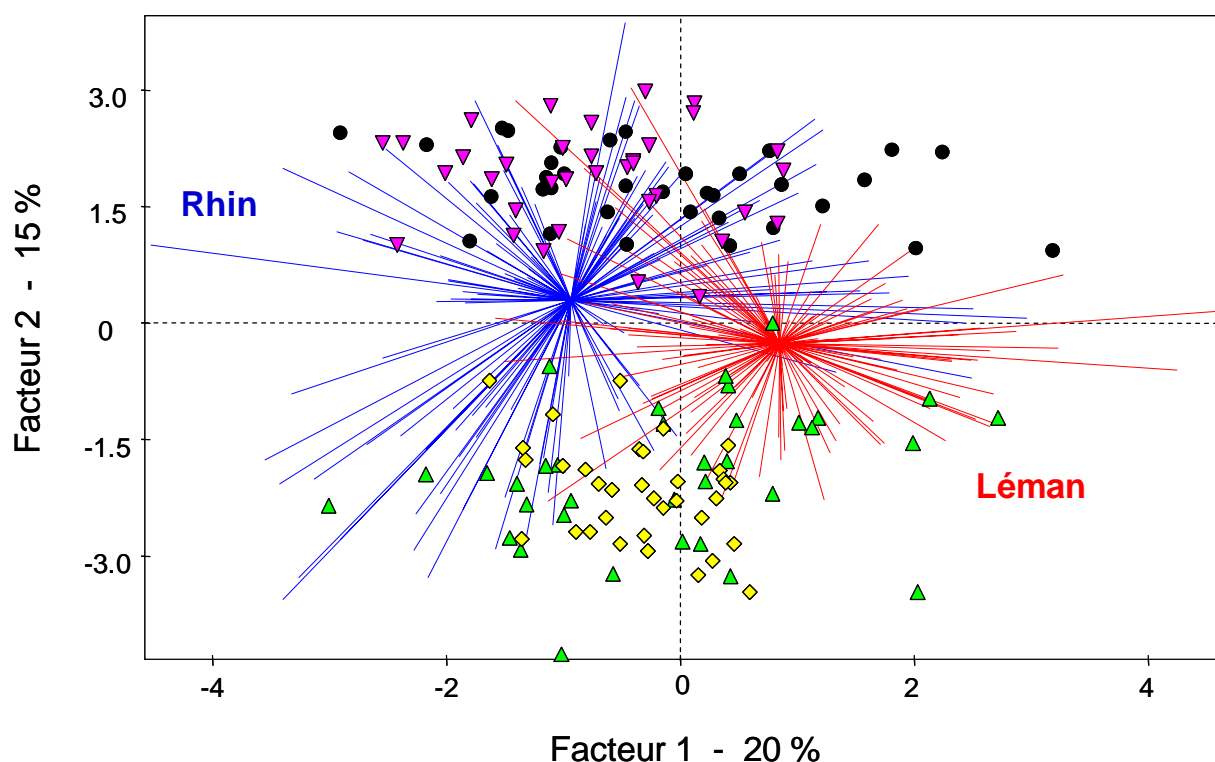
Figure 17: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données de couleur ajustées de l'effet taille mesurées chez les individus sauvages à chaque saison. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité. Pour plus de lisibilité, les individus du Léman (A) et du Rhin (B) ont été représentés sur des graphiques différents.



4.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages

L'axe 1 ne permet pas de séparer les poissons d'élevage des perches sauvages (Figure 18). Sur cet axe, les barycentres des populations d'élevage sont proches de celui des poissons du Rhin. Les centres de gravité des 4 populations d'élevage sont portés par l'axe 2 (saturation du filet, du ventre et teinte du ventre). Il permet de réaliser la distinction des poissons en fonction de leur mode de production. Ainsi, les perches produites en milieux extensif et semi-extensif tendent à avoir une nageoire rougeâtre et un ventre plus jaunâtre comparativement à celles produites en milieu intensif, indépendamment de la souche. Par ailleurs, la teinte du ventre des perches produites intensivement est supérieure à celle des poissons sauvages. Les premiers ont un ventre plus verdâtre ($H_v = 168-131^\circ$) tandis que les derniers ont un ventre plutôt jaunâtre ($H_v = 103-112^\circ$).

Figure 18: Projection des individus sauvages (individus actifs) et d'élevage (individus illustratifs) sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données de couleur. Extensif (●); Semi-extensif (▼); Intensif souche PerciTech (◆); Intensif souche L'Huillier (▲).



Selon les critères de couleur considérés dans cette étude, les perches d'élevage, quel que soit le système de production, sont reclassées (taux d'erreur de reclassement 20.2%) parmi les poissons du Rhin (Tableau 7).

Tableau 7: Reclassement des individus (% d'individus) d'élevage dans les classes définies par les individus sauvages.

Vers De	Léman	Rhin
Extensif	3	97
Semi-extensif	0	100
Intensif Souche PerciTech	0	100
Intensif Souche L'Huillier	6	94

4.3. Discussion

La variabilité de la couleur des perches entre le Rhin et le Lac Léman est visible principalement au niveau de la nageoire caudale, du ventre et des flancs. Les perches du Léman qui vivent dans des eaux plus transparentes que celles du Rhin (respectivement transparence = 7.5m et 0.6m en moyenne annuelle) ont un ventre plus lumineux. Cependant, selon Craig *et al.* (2000), les perches ont tendance à être sombres dans les eaux claires et peu profondes, tandis qu'elles sont lumineuses dans des eaux turbides (mesures subjectives de la livrée globale du corps). De même, chez le poisson chat *Leiocassis longirostris*, une faible intensité lumineuse induit une couleur plus claire des poissons (Han *et al.*, 2005). Toutefois, de nombreux autres facteurs environnementaux sont décrits comme influençant la couleur d'un poisson par le biais de leur chromatophore. Ces stimuli environnementaux peuvent être de nature physique (température du milieu, longueur d'onde de la lumière incidente, pH, osmolarité, pression, transparence) ou chimique et sont perçus par les organes des sens des poissons avant d'être transmis par le système nerveux central et traités (Fujii, 2000). Par ailleurs, les variations de couleur d'un poisson sont également à mettre en relation avec une stratégie anti-prédateur (Kahilainen et Lehtonen, 2002; Ruxton *et al.*, 2004). Cependant, la perche étant un consommateur supérieur, l'effet de ce type de comportement sur la couleur ne pourrait être que mineur.

En outre, l'effet du facteur trophique sur la couleur des poissons a été précédemment décrit (Farmer *et al.*, 2000; Lu *et al.*, 2003). En effet, on sait que la quantité de pigments présente dans les proies consommées influence la couleur des poissons. Ainsi, Mathis *et al.* (2003) ont mis en évidence un effet des caroténoïdes alimentaires (4%) en synergie avec celui de la température sur la

couleur des nageoires (intensification de la couleur rouge). Or, les analyses des isotopes stables du carbone et de l'azote suggèrent une alimentation différente entre les perches du Lac Léman et du Rhin. Une caractérisation plus fine du régime alimentaire, par l'intermédiaire d'analyses des contenus stomacaux, devra être effectuée de manière à déterminer si le contenu en pigments des proies ingérées est responsable de la variabilité inter origine de la couleur des poissons. Aucune indication de modifications de couleur des perches durant leur période de reproduction n'existe dans la littérature. Ainsi, les variations saisonnières de couleur observées dans cette étude restent difficiles à expliquer. Toutefois, 2 hypothèses peuvent être formulées: (i) des populations différentes de perches vivant dans le Rhin ou dans le Lac Léman et présentant des couleurs distinctes auraient pu être échantillonnées, comme cela a été précédemment évoqué pour les morphotypes et décrit chez l'omble chevalier (Jonsson et Jonsson, 2001); (ii) des différences dans l'alimentation et notamment dans les teneurs en pigments des proies ingérées pourraient exister, bien qu'aucune information ne puisse confirmer cette hypothèse. Par ailleurs, ce facteur trophique explique probablement les différences de couleur observées entre les systèmes de production. En effet, les perches élevées extensivement et semi-extensivement qui se nourrissent de proies naturelles, contenant des pigments caroténoïdes, possèdent une couleur différente (nageoire caudale plus rouge et ventre jaunâtre) de celles élevées en système intensif où l'aliment ne possède aucun pigment.

5. Variabilité de la qualité technologique des perches

5.1. Matériel et méthodes

5.1.1. Mesures technologiques

Six variables ont été déterminées:

Indice gonadosomatique: $GSI (\%) = (\text{Poids des gonades} / \text{Poids total}) * 100$

Indice viscérosomatique: $VSI (\%) = (\text{Poids des viscères} / \text{Poids total}) * 100$

Indice hépatosomatique: $HSI (\%) = (\text{Poids du foie} / \text{Poids total}) * 100$

Indice de gras périviscéral: $PFI (\%) = (\text{Poids de la graisse périviscérale} / \text{Poids total}) * 100$

Facteur de condition: $K_2 = (\text{Poids total} - \text{Poids des gonades}) / (\text{Longueur standard})^3$

Rendement de filetage: $FY (\%) = (\text{Poids des filets sans peau} / \text{Poids total}) * 100$

Pour cette dernière variable, les filets ont été levés par un fileteur professionnel 48h *post-mortem*, c'est-à-dire en *post-rigor* (Mathis, 2003). Toutes les opérations de filetage ont été effectuées par la même personne, à l'exception des poissons échantillonnés en juillet 2002. De plus, le rendement de filetage n'a pas pu être déterminé pour les poissons de souche L'Huillier élevés en système intensif (absence de disponibilité du fileteur).

5.1.2. Analyses statistiques

Une ACP a été réalisée sur ces variables technologiques mesurées chez les perches sauvages. L'origine des poissons, la période de capture, les variables de qualité d'eau et les teneurs en isotopes stables ont été introduites en variables illustratives. Afin de comparer la qualité des poissons d'élevage par rapport à celle des poissons sauvages, les individus d'élevage ont été introduits dans l'ACP comme individus illustratifs. De plus, une AFD a été réalisée de manière à reclasser les individus de l'élevage (individus illustratifs) dans les classes définies par les individus sauvages (individus actifs).

5.2. Résultats

5.2.1. Effet du site naturel de capture

Le plan factoriel 1-2 explique 69% de l'inertie totale. L'axe 1 (valeur propre = 2.8) porte les variables FY (rendement de filetage), GSI (indice gonadosomatique) et VSI (indice viscérosomatique (Figure 19)). Il sera appelé "*axe rendement*". L'axe 2 (valeur propre = 1.8) est composé de la variable PFI (indice de gras périviscéral). Aucune des variables environnementales et trophiques prises en compte n'est corrélée avec les axes 1 et 2.

Le plan 1-2 ne permet pas de séparer selon les critères de qualité technologique les perches sauvages des 2 origines (Figure 20). En effet, les barycentres des 2 populations échantillonnées sont quasiment confondus et sont au centre du plan 1-2. Ainsi, les perches issues des 2 milieux naturels ne diffèrent pas selon leurs caractéristiques technologiques. Cependant, une discrimination est possible entre les poissons du Rhin et du Léman selon l'axe 3 qui porte la variable K_2 . Ainsi, le facteur de condition est plus important pour les poissons du Rhin ($K_2 = 2.3$), comparativement aux poissons du Léman ($K_2 = 1.9$).

Les moyennes des variables technologiques mesurées chez les perches sauvages sont présentées en Annexe 5.

Figure 19: Projection des variables technologiques des individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 et 1-3 de l'ACP. Variables actives: GSI = indice gonadosomatique; VSI = indice viscérosomatique; HSI = indice hépatosomatique; PFI = indice de gras périsvical; FY = rendement de filetage; K₂ = facteur de condition. Variable illustrative: Ls = longueur standard. Variables environnementales illustratives: $\delta^{13}\text{C}$; $\delta^{15}\text{N}$; P- PO_4^{3-} ; N- NO_3^- ; N- NH_4^+ ; N- NO_2^- ; TOC = Teneur en carbone organique total; Tr. = transparence; T°C = température; Chloro a = teneur en chlorophylle a.

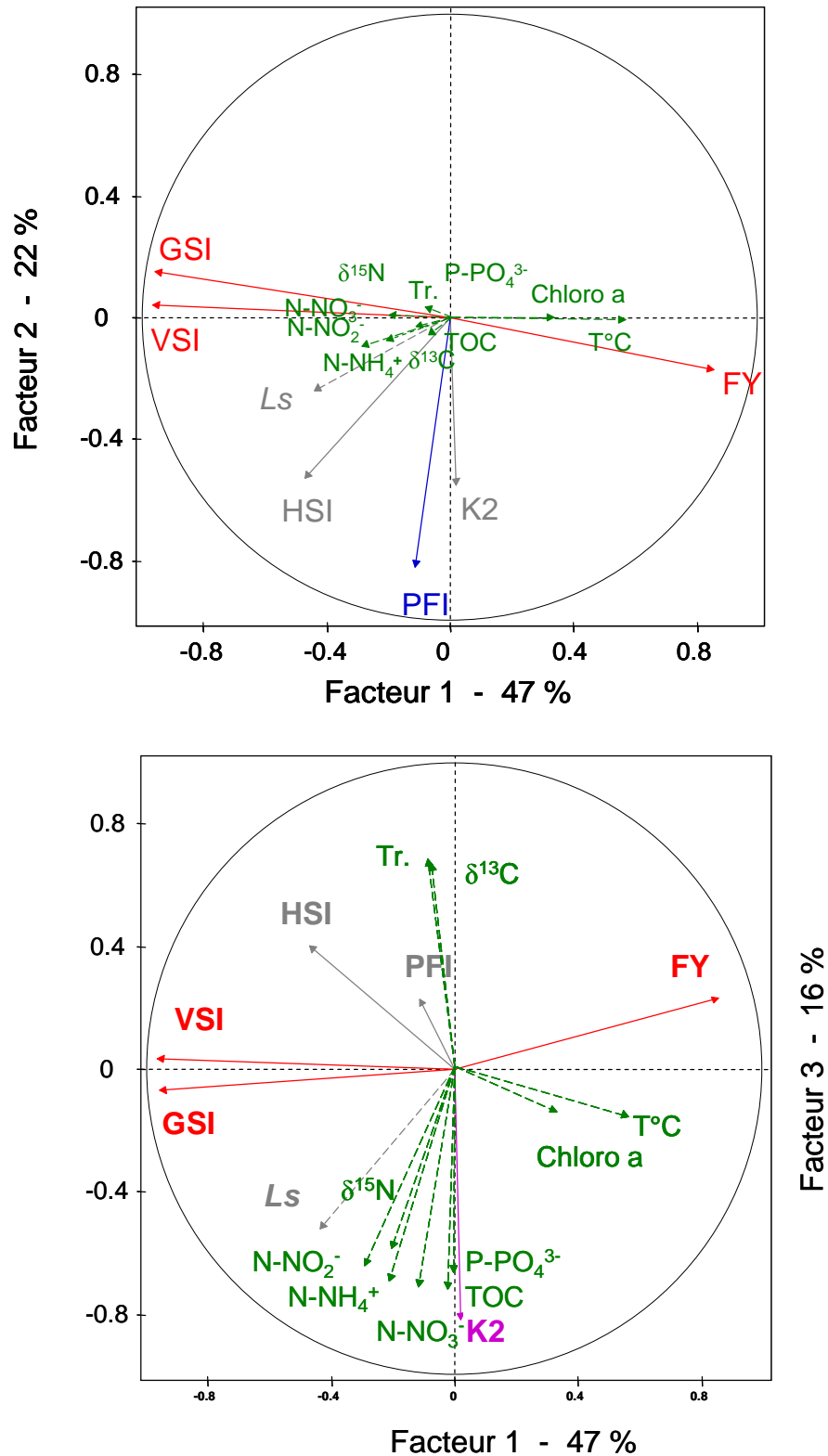
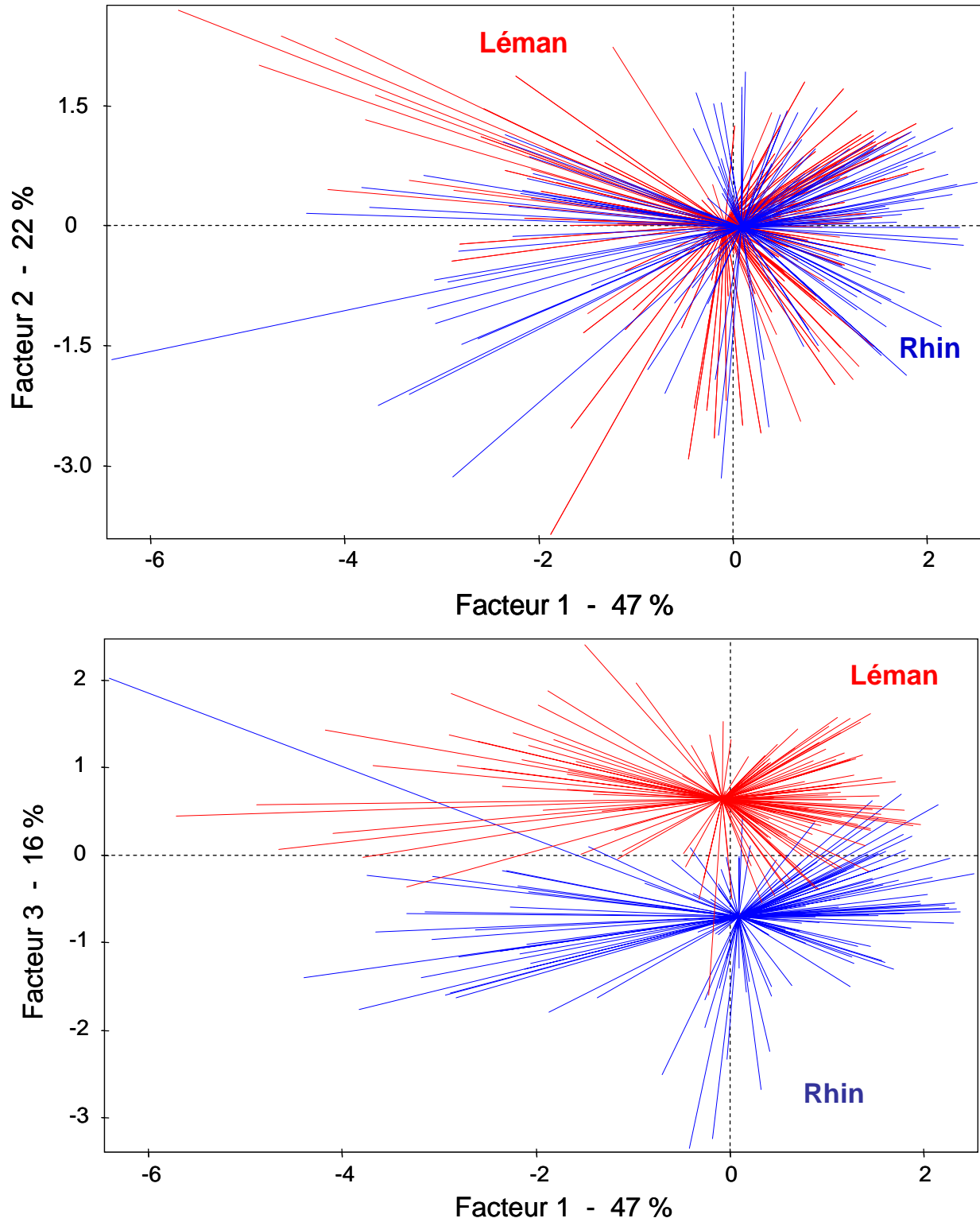


Figure 20: Projection des individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 et 1-3 réalisé sur les données technologiques. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité.



5.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel

Il existe une forte variabilité intra-saison de la qualité technologique (Figure 21). L'axe 1 porte les centres de gravité des poissons du Léman échantillonnés en juillet et avril et ceux des poissons du Rhin de juillet et janvier. L'axe 2 porte les barycentres des poissons du Léman et du Rhin échantillonnés en octobre.

GSI et VSI (axe 1) sont minimum en juillet (Rhin: GSI = 0.4%, VSI = 6.4%; Léman: GSI = 0.6%, VSI = 8.3%) et maximum en janvier pour les poissons du Rhin (GSI = 11.8%, VSI = 16.6%) ou avril pour ceux du Léman (GSI = 8.7%, VSI = 13.7%). En outre, le rendement de filetage est maximum en juillet (42.7% pour les poissons du Rhin et 40.9 pour ceux du Léman), alors que le reste de l'année, FY est plus faible (Rhin: 36.4-34.4% et Léman: 36.0-37.9%). Par ailleurs, pour les poissons du Léman, la différenciation d'octobre sur l'axe 2 est certainement due au pic de gras périviscéral constaté à cette époque. En effet, la quantité de graisse périviscérale minimale en juillet (0.1%), atteint son maximum en octobre (1.2%) avant de diminuer en janvier (0.7%) et en avril (0.6%) (PFI = 1.2%).

Les moyennes des variables technologiques mesurées chez les perches sauvages aux différentes saisons sont présentées en Annexe 6.

5.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages

L'axe 1 (VSI, GSI, FY) porte les barycentres des poissons des élevages extensif et semi-extensif. L'axe 2 (PFI) et l'axe 3 (K_2) portent les barycentres des 4 populations d'élevage (Figure 22 et Figure 23).

Les plans 1-2 et 1-3 permettent ainsi de séparer les poissons des différents systèmes d'élevage. Ainsi, les poissons d'élevage semi-extensif sont caractérisés par les rendements de filetage les plus faibles (33.2% contre 39.8-42.3% pour les autres systèmes d'élevage), du fait de leur fort VSI (14.7%), tandis que les poissons d'élevage extensif donnent les meilleurs rendements (42.3%) et présentent des facteurs de condition plus importants ($K_2 = 2.7$). Les poissons élevés intensivement se discriminent des autres poissons par leur indice de gras périviscéral (PFI) (axe 2). En effet, les poissons d'élevage ont des contenus en graisse périviscérale supérieurs à ceux mesurés chez les perches sauvages et qui augmentent avec le niveau d'intensification (PFI = 0.4-0.6% pour les poissons du Rhin et du Léman; PFI = 1.9%, 2.9%, 5.0% et 5.2% respectivement pour les poissons des systèmes extensif, semi-extensif, intensif de la souche PerciTech et intensif de la souche L'Huillier).

Figure 21: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données technologiques mesurées chez les individus sauvages à chaque saison. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité. Pour plus de lisibilité, les individus du Léman (A) et du Rhin (B) ont été représentés sur des graphiques différents.

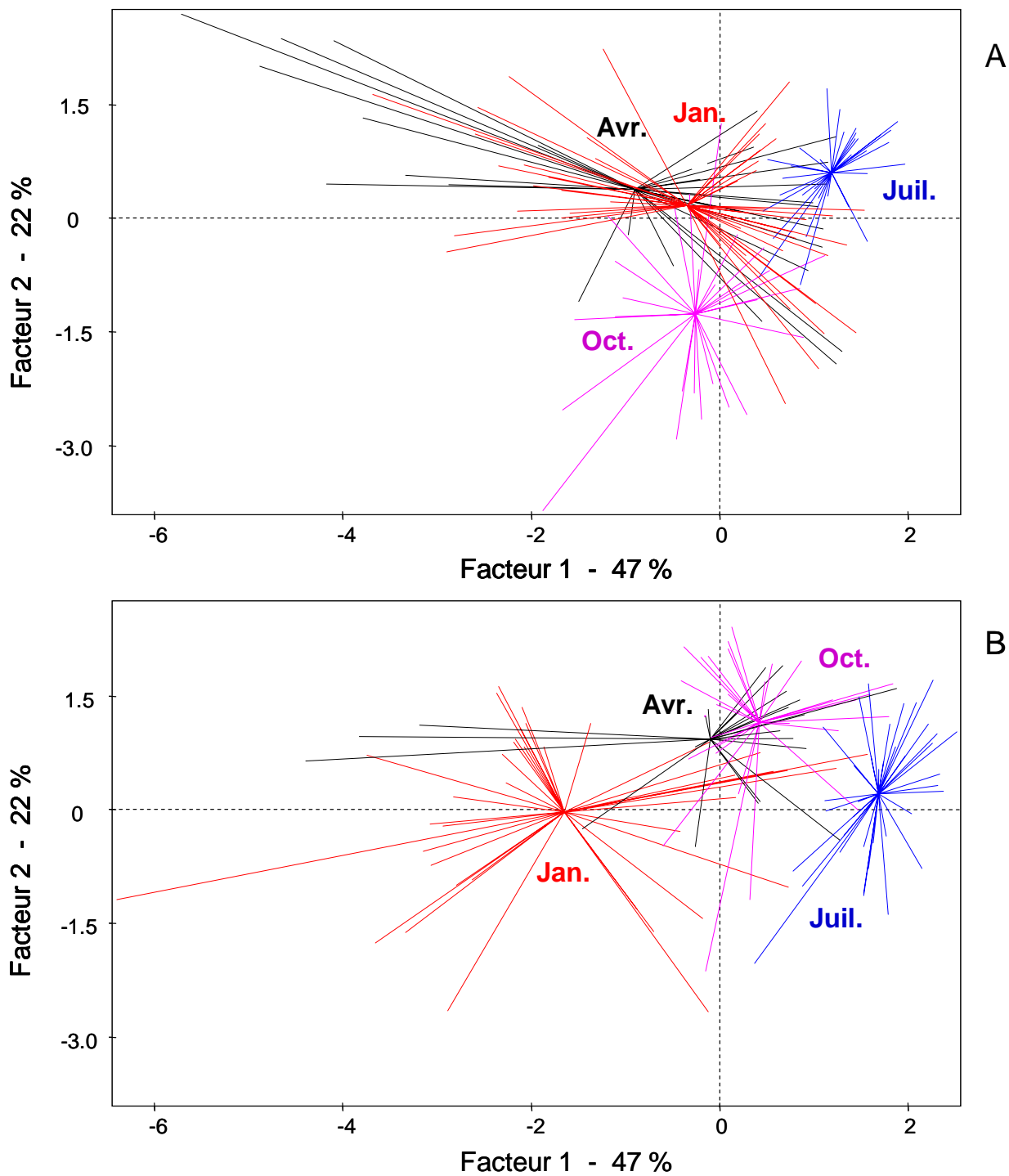


Figure 22: Projection des individus sauvages (individus actifs) et d'élevage (individus illustratifs) sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données technologiques. Extensif (●); Semi-extensif (▼); Intensif souche PerciTech (◆); Intensif souche L'Huillier (▲).

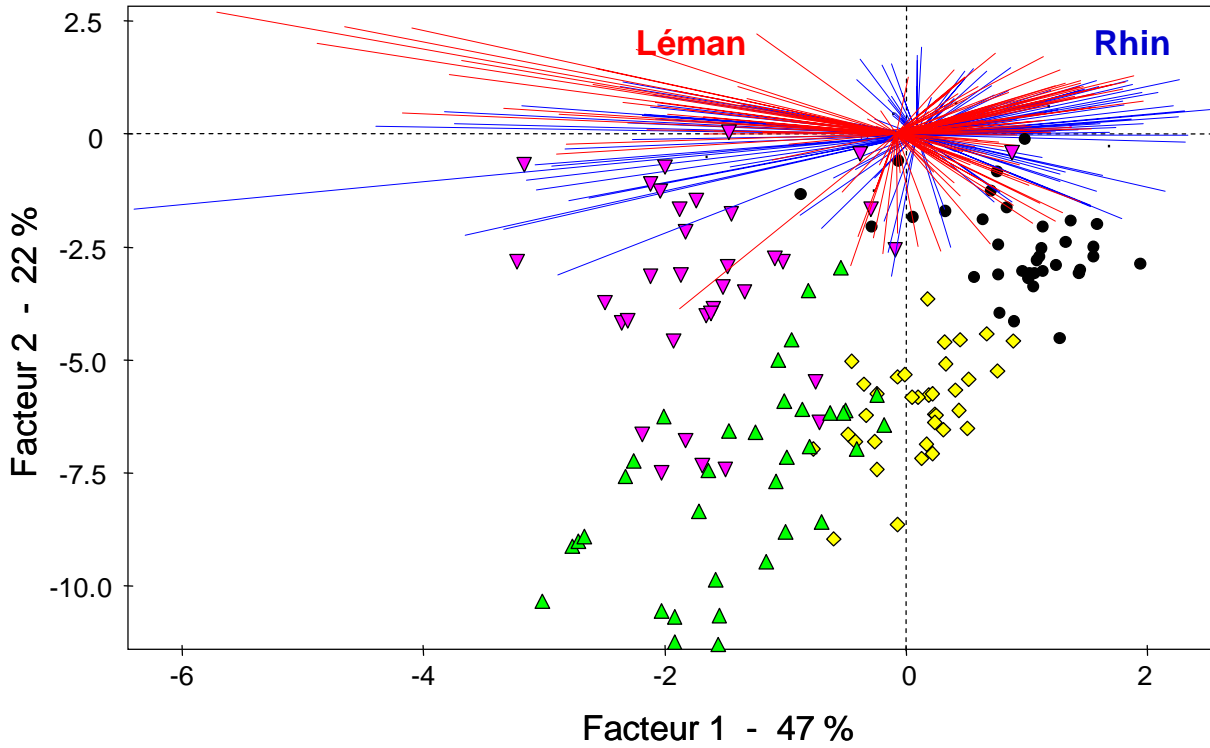
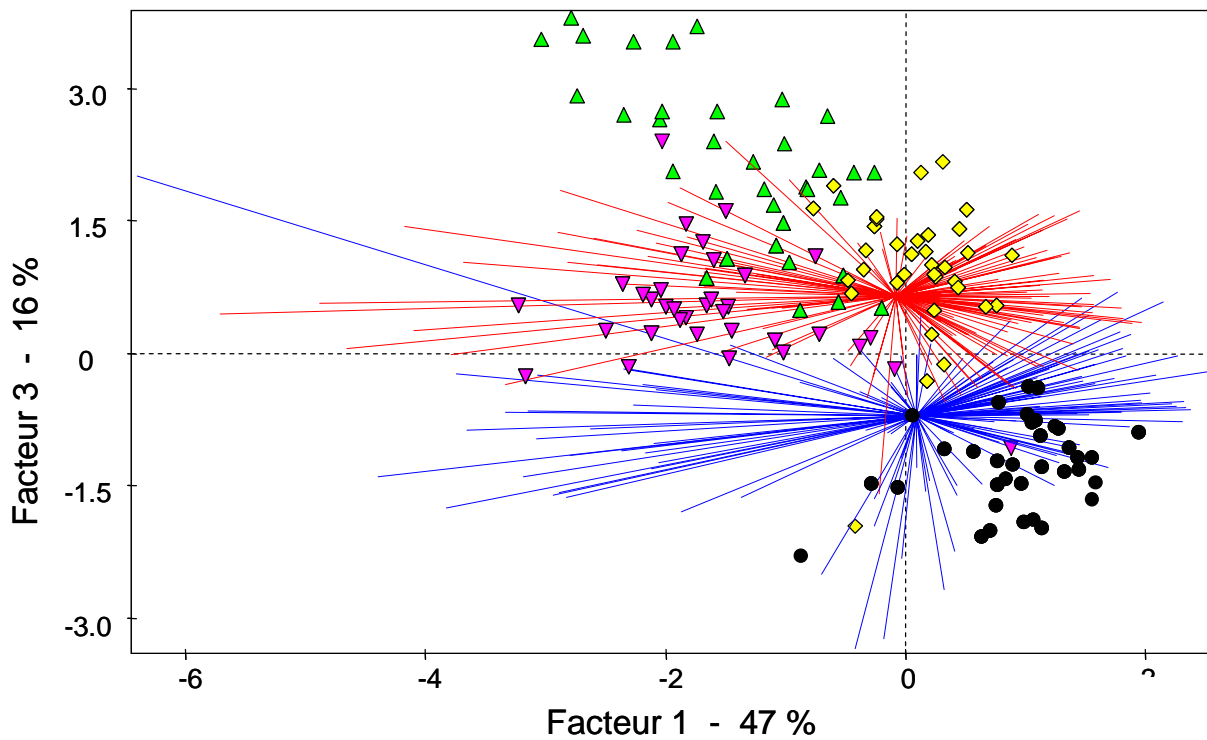


Figure 23: Projection des individus sauvages (individus actifs) et d'élevage (individus illustratifs) sur le plan factoriel 1-3 de l'ACP réalisée sur les données technologiques. Extensif (●); Semi-extensif (▼); Intensif souche PerciTech (◆); Intensif souche L'Huillier (▲).



L'axe 1 de l'AFD est défini par le facteur de condition K_2 (porté par l'axe 3 dans l'ACP). En effet, cette variable est la seule qui permette une séparation des poissons du Rhin et du Léman sur l'ACP, c'est pourquoi elle structure les populations dans l'AFD. Selon les critères de qualité technologique considérés dans cette étude, les individus d'élevage extensif sont reclassés (taux d'erreur de reclassement = 12.1%) parmi les poissons échantillonnés sur le Rhin (Tableau 8). Pour les autres systèmes d'élevage, les poissons ont des caractéristiques technologiques se rapprochant des poissons du Léman. C'est donc le facteur de condition qui permet d'établir ce reclassement.

Tableau 8: Reclassement des individus (% d'individus) d'élevage dans les classes définies par les individus sauvages.

Vers De	Léman	Rhin
Extensif	0	100
Semi-extensif	97	3
Intensif Souche PerciTech	97	3
Intensif Souche L'Huillier	100	0

5.3. Discussion

Aucun des critères de qualité technologique utilisés dans cette étude, excepté le facteur de condition, ne permet une discrimination entre les perches originaires du Rhin et celles du Lac Léman. Les rendements de filetage mesurés chez les perches sauvages sont inférieurs à ceux obtenus chez la perche d'élevage par Mathis *et al.* (2003). En effet, alors que dans notre étude les rendements moyens des perches sauvages avoisinent 38% (37.6% et 38.2% pour les poissons du Rhin et du Léman, respectivement), ils atteignent 42% pour des perches d'élevage de 100 à 160 g (Mathis *et al.*, 2003). Cette dernière valeur est semblable à celle obtenue pour les perches élevées extensivement (42.3%). Ainsi, ces rendements différents peuvent être imputables à l'habileté différente des fileteurs, comme montré par Rutten *et al.* (2004) ou à l'origine même des poissons.

L'effet de la saison, visible principalement en juillet sur les variables de rendement de filetage et les indices gonadosomatique (GSI) et viscérosomatique (VSI), est à mettre en relation avec l'état physiologique du poisson. La perche eurasienne est un capital breeder, c'est-à-dire que le niveau des réserves énergétiques accumulées durant les périodes estivale et hivernale (pré reproduction) joue un rôle prépondérant dans le déroulement du cycle de reproduction (Sulistyo, 1998). Chez cette espèce, les réserves sont accumulées essentiellement sous forme de graisse périviscérale (Xu *et al.*, 2001). Notre étude est conforme à ces observations, puisque l'indice de gras périviscéral (PFI) est

maximal en octobre pour les perches lémaniques et diminue progressivement parallèlement à la maturation des gonades et donc à l'augmentation du GSI. Par ailleurs, la forte synergie entre l'évolution du GSI et du VSI est liée au mode de calcul de ces indices. En effet, le calcul du VSI intègre le poids des gonades. Par conséquent, l'augmentation du poids des gonades au cours du cycle de reproduction entraîne l'accroissement du VSI. Or, le rendement de filetage est corrélé négativement avec le VSI (Mathis *et al.*, 2003). Ainsi, à la fin de la période de reproduction, la part des gonades et des viscères est minimum, d'où un rendement de filetage maximum, comme cela a été observé dans notre étude (en juillet: 42.7% pour les poisson du Rhin et 40.9% pour ceux du Léman). Toutefois, toutes les opérations de filetage des poissons sauvages ont été effectuées par le même opérateur sauf au mois de juillet. Or, l'habileté du fileteur est déterminante pour le calcul des rendements de filetage (Rutten *et al.*, 2004). Il est impossible d'affirmer que les forts rendements de filetage obtenus en juillet sont exclusivement liés à l'état physiologique des poissons. Toutefois, cette hypothèse est toutefois probable car les variables rendement de filetage (FY) et VSI, GSI sont parfaitement opposées (Figure 19) et cette relation devrait être moins accentuée si l'effet fileteur venait biaiser la moyenne des rendements de filetage.

Les critères technologiques pris en compte dans cette étude permettent de discriminer les poissons des différents modes de production. Ces discriminations se font essentiellement sur l'indice viscérosomatique, les rendements de filetage, le facteur de condition et l'indice de gras périviscéral (PFI). De plus, PFI est la seule variable qui distingue clairement les perches d'élevage (quel que soit le système utilisé) des perches sauvages, ces dernières stockant peu de graisse périviscérale, comme cela a été décrit chez la daurade (Grigorakis *et al.*, 2002).

6. Variabilité de la qualité nutritionnelle des perches

6.1. Matériel et méthodes

6.1.1. Détermination de la teneur en lipides et du profil en acides gras du filet

Les 2 filets de chaque poisson ont été conservés à -20°C dans l'objectif de mesurer les teneurs en lipides du muscle et de déterminer leur profil en acides gras. Pour chaque poisson, les 2 filets ont été décongelés puis broyés de manière à homogénéiser l'échantillon. L'extraction des lipides du muscle s'effectue à l'aide d'un mélange dichlorométhane/méthanol (2:1 vol.) selon la méthode développée par Folch *et al.* (1957) et modifiée par Chen *et al.* (1981). Les lipides obtenus sont

conservés à -20°C sous atmosphère d'azote dans l'attente du dosage des acides gras. Les teneurs en lipides intramusculaires sont exprimées en pourcentage de poids frais de filet.

Les lipides extraits précédemment subissent une saponification et les acides gras ainsi libérés sont ensuite méthylés selon la méthode développée par Santha et Ackman (1990). Le profil en acides gras du filet est déterminé pour chaque poisson par chromatographie en phase gazeuse sur capillaire SupelcowaxTM 10 (30 x 0.25mm, ID: 20 µm) dans les conditions suivantes: température initiale: 140°C; vitesse de chauffage: 4°C/min; température finale: 240°C; volume injecté = 1 µl; gaz vecteur: hélium; durée de l'analyse: 26 min.. L'identification des différents acides gras est réalisée à l'aide des standards suivants: mélanges d'acides gras méthylesters 189-19, PUFA 2 et PUFA 3 (Sigma Chemical Company).

6.1.2. Analyses statistiques

Comme précédemment, une ACP a été réalisée de manière à identifier les variables séparant les individus sauvages selon leur origine et leur période de capture. Cette ACP a également servi à positionner les individus d'élevage (individus illustratifs) par rapport aux individus sauvages (individus actifs). La détermination des ressemblances entre poissons d'élevage et sauvages a été complétée grâce à une AFD, par laquelle les poissons d'élevage sont classés selon l'origine des poissons sauvages. Seuls les acides gras dont la teneur est supérieure à 1% des acides gras totaux ont été pris en compte dans ces analyses, c'est-à-dire: *C14:0*, *C16:0*, *C18:0*, *C16:1*, *C18:1* (acide oléique), *C18:2n-6* (acide linoléique), *C20:4n-6* (acide arachidonique), *C18:3n-3* (acide linoléique), *C20:5n-3* (EPA) et *C22:6n-3* (DHA). Par ailleurs, les variables correspondant à la somme des acides gras saturés (*SFA*), mono-insaturés (*MUFA*), poly-insaturés de la famille n-3 (*n-3 PUFA*) et de la famille n-6 (*n-6 PUFA*) ainsi que les variables environnementales et trophiques ont été introduites comme variables illustratives.

6.2. Résultats

6.2.1. Effet du site naturel de capture

Le plan 1-2 de l'ACP explique 58% de l'inertie totale. L'axe 1 (valeur propre = 3.6) est défini par la teneur en lipides du muscle et par les teneurs en *C14:0*, *C18:1*, *C18:2n-6* (valeur positive de l'axe), *C22:6n-3* (valeur négative). Il est également corrélé à la variable illustrative *n-3 PUFA* (Figure 24). Les variables correspondant aux teneurs en *C18:0*, *C20:4n-6*, *C20:5n-3*, *n-6 PUFA*

(valeur positive) et C16:1, MUFA (valeur négative) sont portées par l'axe 2 (valeur propre = 2.7). Les axes 1 et 2 seront appelés respectivement "*axe taux de lipides-DHA*" et "*axe arachidonique-EPA*". En outre, l'axe 2 porte les variables de chimie de l'eau et les teneurs en $\delta^{15}\text{N}$. Ainsi, un environnement riche en substances azotées et phosphatées ainsi qu'un niveau trophique élevé sont associés aux teneurs en n-6 PUFA, indépendamment aux teneurs en n-3 PUFA.

Ce plan permet une discrimination claire des individus des 2 populations lémaniques et rhénanes. En effet, les 2 barycentres sont portés par les axes 1 et 2 (Figure 25). En conséquence, il apparaît que les poissons du Lac Léman sont plus riches en acides gras poly-insaturés n-6 (12.8% des acides gras totaux) et notamment en acide arachidonique (C20:4n-6) (9.5%) et linoléique (C18:2n-6) (2.9%) que les poissons provenant du Rhin (n-6 PUFA = 9.1%; C20:4n-6 = 6.5% et C18:2n-6 = 2.0%). Les poissons du Lac Léman sont aussi plus riches en EPA (13.1%) et possèdent des teneurs en lipides intramusculaires (1.4%) plus grandes que les poissons du Rhin (EPA = 12.5% et teneur en lipides = 1.2%). En outre, il n'existe aucune relation entre la teneur en lipides du muscle et la taille des individus tous sites confondus ($r = -0.01$, $n = 405$, $p > 0.05$). Les perches du Rhin sont caractérisées par une teneur plus importante en acides gras poly-insaturés n-3 (51.4% des acides gras totaux contre 49.1% pour les poissons du Léman) et notamment en DHA (37.3% contre 32.2%) et également en acides gras mono-insaturés (13.9% contre 12.7%). En outre, il n'existe aucune différence dans la teneur en acides gras saturés (25.4-25.6%). Les moyennes des variables nutritionnelles mesurées chez les perches sauvages sont présentées en Annexe 7.

Figure 24: Projection des variables nutritionnelles mesurées chez les individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. Variable illustrative: Ls = longueur standard. Variables environnementales illustratives: $\delta^{13}\text{C}$; $\delta^{15}\text{N}$; P-PO_4^{3-} ; N-NO_3^- ; N-NH_4^+ ; N-NO_2^- ; TOC = Teneur en carbone organique total; Tr. = transparence; T°C = température; Chloro a = teneur en chlorophylle a.

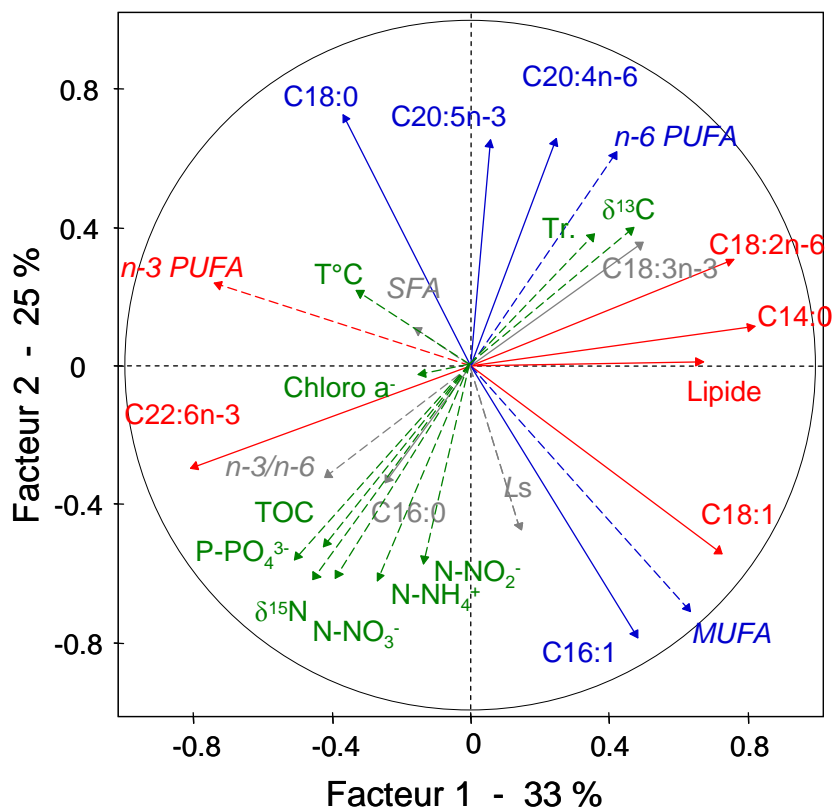
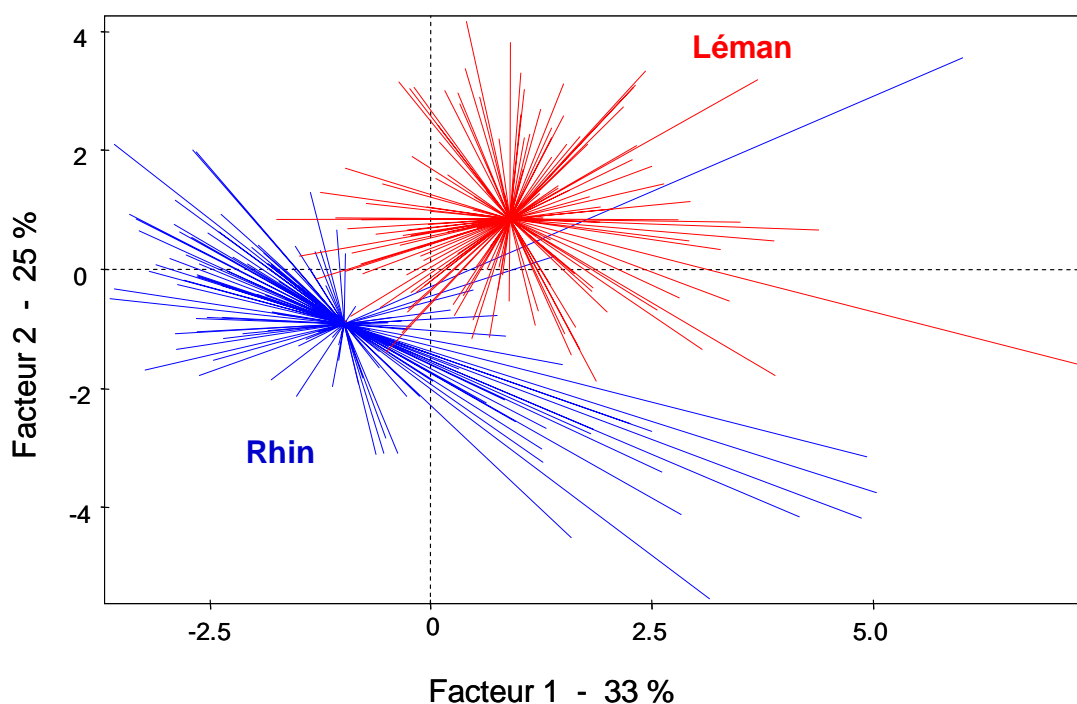


Figure 25: Projection des individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les variables nutritionnelles. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité.



6.2.2. Effet de la période de capture en milieu naturel

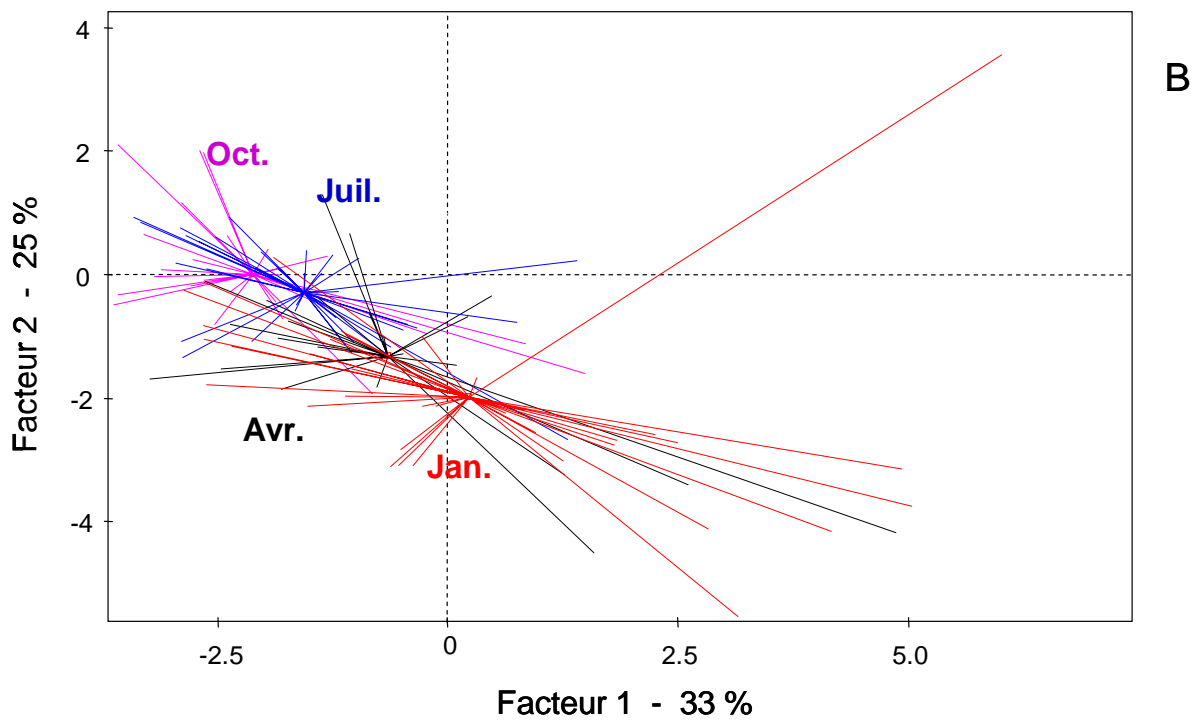
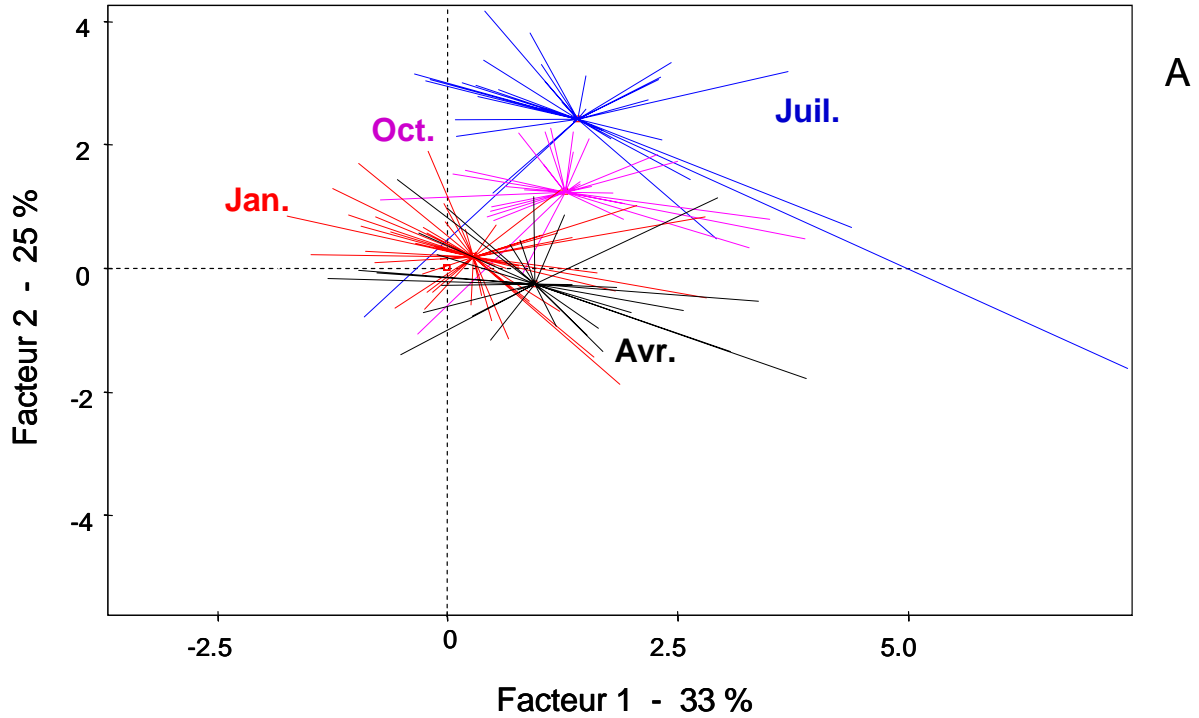
Le profil en acides gras des poissons des 2 sites naturels présente des modifications saisonnières, mais les variations intra-saison sont très importantes (Figure 26). Les barycentres des populations échantillonnées sur le Rhin en juillet et en octobre et sur le Léman en juillet, octobre et avril sont portés par l'axe 1. L'axe 2 porte les centres de gravité des individus échantillonnés sur le Rhin en janvier et avril et sur le Léman en juillet et octobre. Ainsi, l'effet saison est porté par le plan 1-2.

Chez les poissons du Léman, la variabilité saisonnière est essentiellement portée par l'axe 2. Les proportions d'EPA et de n-6 PUFA sont maximales en juillet (EPA = 16.3%, n-6 PUFA = 13.2% des acides gras totaux) et octobre (EPA = 14.0%, n-6 PUFA = 13.4%) et sont minimales en janvier (EPA = 11.8%, n-6 PUFA = 12.4%) et en avril (EPA = 10.8%, n-6 PUFA = 12.3%). En outre, en juillet et en octobre, ils présentent des teneurs plus faibles en MUFA (11.8% des acides gras totaux) comparativement aux autres périodes (12.5-13.7%).

Les poissons du Rhin présentent également une saisonnalité de leur qualité nutritionnelle. La teneur en MUFA décroît de janvier (MUFA = 17.1%) à octobre (MUFA = 10.3%). Au contraire, les teneurs en DHA et en n-3 PUFA sont maximales en octobre (DHA = 39.1%, n-3 PUFA = 53.3%) et minimales en janvier (DHA = 35.9%, n-3 PUFA = 49.7%).

Les moyennes des variables nutritionnelles mesurées chez les perches sauvages aux différentes saisons sont présentées en Annexe 8.

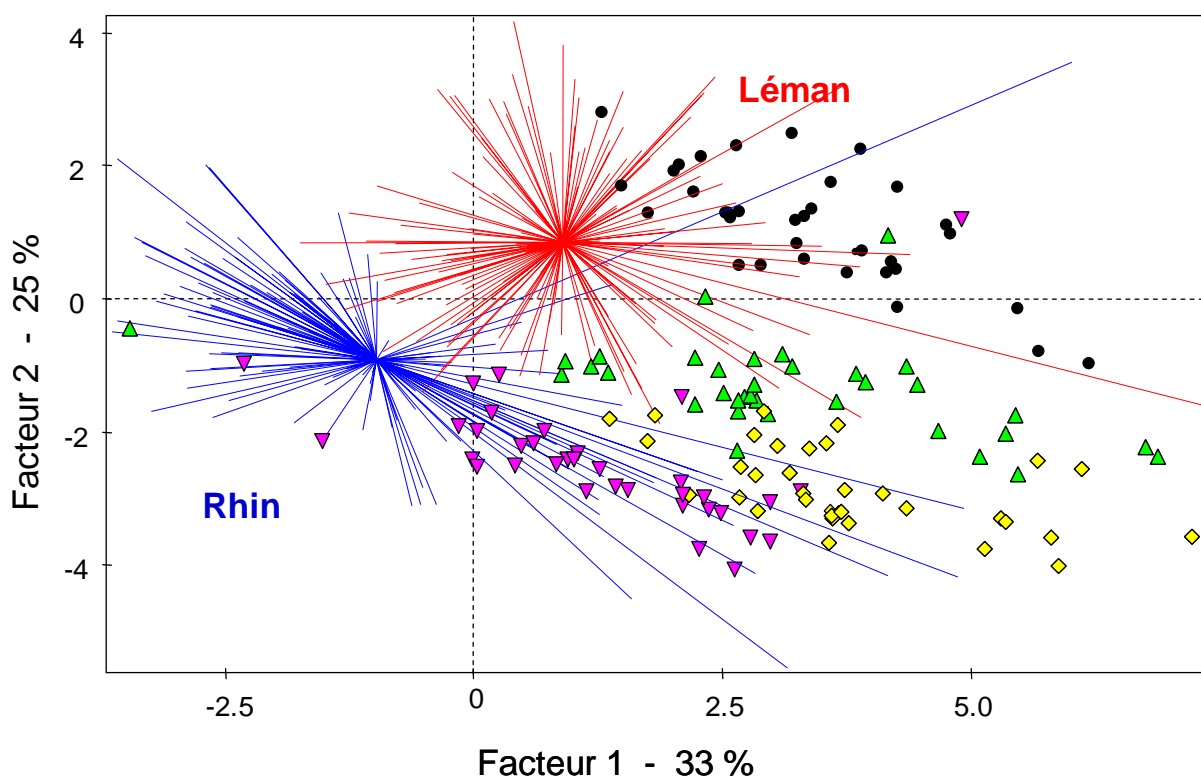
Figure 26: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données nutritionnelles mesurées chez les individus sauvages à chaque saison. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité. Pour plus de lisibilité, les individus du Léman (A) et du Rhin (B) ont été représentés sur des graphiques différents.



6.2.3. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages

Les barycentres des poissons d'élevage sont portés par l'axe 1 (C14:0, C18:1, C18:2n-6, C22:6n-3, n-3 PUFA, teneur en lipides) et par l'axe 2 (C18:0, C16:1, C20:4n-6 et C20:5n-3; n-6 PUFA et MUFA) (Figure 24 et Figure 27). Par ailleurs, il existe une grande variabilité notamment pour les poissons d'élevage selon l'axe 1.

Figure 27: Projection des individus sauvages (individus actifs) et d'élevage (individus illustratifs) sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données nutritionnelles. Extensif (●); Semi-extensif (▼); Intensif souche PerciTech (◆); Intensif souche L'Huillier (▲).



Les teneurs en MUFA et en acide arachidonique (axe 2) permettent la séparation des perches d'élevage en fonction de leur mode de production. Comparativement aux autres systèmes de production, les poissons d'élevage extensif sont caractérisés par de fortes teneurs en acide arachidonique (10.8% vs. 18-19%) et globalement en n-6 PUFA (17.6% vs. 6.0-8.5%) au détriment des MUFA, DHA et n-3 PUFA. Les perches élevées semi-extensivement tendent à posséder les teneurs les plus fortes en DHA (36.9% vs. 21.4-33.0%) et en n-3 PUFA (48.8% vs. 36.7-47.2%).

Les filets des poissons d'élevage sont globalement moins riches en n-3 PUFA (axe 1) que les poissons sauvages, surtout ceux du Rhin, mais contiennent plus de MUFA (axe 2) (Figure 27). En effet, les teneurs en MUFA pour les poissons d'élevage varient entre 16.6 et 24.1% des acides gras totaux contre 12.7-13.9% pour les poissons sauvages. Les teneurs en n-3 PUFA sont comprises entre 36.7% et 48.8% pour les poissons d'élevage contre 49.1 à 51.4% pour les individus sauvages. En outre, les perches d'élevage tendent à posséder moins de n-6 PUFA et d'acide arachidonique que les perches du milieu naturel, excepté dans l'élevage extensif. En effet, pour ce dernier, les poissons sont caractérisés par des teneurs en acide arachidonique (10.8%) et en n-6 PUFA (17.6%) supérieures à celles des poissons sauvages (acide arachidonique = 6.5-9.5%, n-6 PUFA = 9.1-12.8%).

En terme d'appartenance des perches d'élevage aux groupes définis par les poissons du milieu naturel (taux d'erreur de reclassement = 1.5%), il apparaît que tous les individus d'élevage extensif sont reclassés parmi les poissons échantillonnés sur le Lac Léman (Tableau 9). Pour les autres systèmes d'élevage, les perches ont des caractéristiques nutritionnelles plus proches de celles des poissons du Rhin, mais de composition tout de même assez différente.

Tableau 9: Reclassement des individus (% d'individus) d'élevage dans les classes définies par les individus sauvages.

Vers De	Léman	Rhin
Extensif	100	0
Semi-extensif	0	100
Intensif Souche PerciTech	3	97
Intensif Souche L'Huillier	6	94

6.3. Discussion

6.3.1. Effet de l'origine géographique et de la saison de capture

Notre étude montre qu'il existe une forte variabilité de la qualité nutritionnelle des perches. En effet, cette variabilité apparaît aussi bien chez les poissons produits dans les différents systèmes d'élevage considérés que chez les individus sauvages, mais également entre les différentes périodes de capture.

Quelle que soit l'espèce, la teneur en lipides du muscle ainsi que son profil en acides gras sont sous l'influence de l'alimentation (Sargent *et al.*, 1989). Or, les analyses isotopiques effectuées laissent supposer des divergences dans les régimes alimentaires des poissons selon leur provenance, avec des perches se nourrissant de proies benthiques sur le Léman et un régime piscivore pour les perches du Rhin. Les poissons sont riches en DHA et les insectes et proies benthiques en acides gras n-6 et en MUFA (Ghioni *et al.*, 1996). Ainsi, les plus fortes teneurs en DHA enregistrées dans les filets des perches du Rhin supposées piscivores et les teneurs plus fortes en acide arachidonique et en acide linoléique pour les poissons du Léman, se nourrissant probablement de proies benthiques, confortent l'hypothèse d'un effet de l'alimentation sur le profil en acides gras.

Les différences de qualité nutritionnelle peuvent être également mises en relation avec la température annuelle moyenne de l'eau plus basse sur le Léman (10.5°C et 13.7°C sur le Lac Léman et le Rhin, respectivement). En effet, Corraze *et al.* (1999) ont noté une augmentation de la teneur en lipides à basse température du fait d'un stockage plus efficace des lipides alimentaires. Toutefois, une basse température entraîne généralement une augmentation de la part des n-3 PUFA et particulièrement du DHA et de l'EPA ainsi que des MUFA (Henderson et Tocher, 1987; Sargent *et al.*, 1989; Sargent *et al.*, 2002; Jobling et Bendiksen, 2003), ce qui n'est pas observé dans notre étude. Ainsi, des facteurs génétiques, qui affectent le métabolisme des lipides sont décrits comme pouvant jouer un rôle dans le déterminisme de la teneur en lipides et de la composition en acides gras du filet (Henderson et Tocher, 1987).

L'amplitude des variations saisonnières de la qualité nutritionnelle dépend de l'espèce, du tissu et des acides gras (Cahu *et al.*, 2004). En fait, ces changements affectent essentiellement les principaux tissus de stockage des graisses (Craig *et al.*, 2000; Gökçe *et al.*, 2004), en l'occurrence les tissus périviscéraux chez la perche (Xu *et al.*, 2001). Ceci explique donc l'absence de variation saisonnière de la teneur en lipides du muscle chez la perche. L'effet de la saison sur le profil en acides gras du filet de perches pourrait être lié à des changements quantitatifs et/ou qualitatifs des proies consommées entre l'hiver et l'été, comme cela a été mis en évidence par Shirai *et al.* (2002b). Cependant, l'analyse des isotopes stables du carbone et de l'azote ne permet pas à elle seule d'attribuer les modifications saisonnières du profil en acides gras du muscle aux variations

saisonniers de l'alimentation. En effet, le turn-over isotopique, c'est-à-dire le temps au bout duquel les rapports isotopiques des poissons atteignent un nouvel équilibre à la suite d'un changement de proies consommées dépend du stade de développement et de la vitesse de croissance. Chez les poissons adultes, ce turn-over peut atteindre quelques mois voire une année au niveau du filet, ce qui ne permet pas de détecter des fluctuations saisonnières des rapports isotopiques induites par une modification de l'alimentation (Herzka, 2005).

6.3.2. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages

Dans notre étude, les perches issues de l'élevage intensif ont des teneurs en lipides plus élevées (1.5-1.7%) que les poissons produits extensivement (1.2%) et semi-extensivement (1.3%). De même, Orban *et al.* (2000) notent des teneurs en lipides intramusculaires plus fortes chez les sars (*Diplodus puntazzo*) élevés en bassin comparativement à ceux élevés en cage flottante (respectivement 15% et 12%). Cette différence est la conséquence de l'alimentation des poissons en milieu intensif. En effet, les aliments disponibles en élevage possèdent des teneurs importantes en lipides (10 et 17% respectivement pour les systèmes semi-extensif et intensif). De plus, en milieu extensif, les poissons se nourrissent exclusivement de proies naturelles moins riches en lipides et en énergie que les aliments formulés. Toutefois, l'augmentation de la teneur en lipides des aliments: 11.7%, 15.0% et 19.3%, c'est-à-dire des valeurs proches de celles utilisées au sein des élevages intensif et semi-extensif étudiés, n'a aucun effet significatif sur les teneurs en lipides du muscle de la perche (Xu *et al.*, 2001; Mathis *et al.*, 2003). Ceci suggère donc un effet des conditions d'élevage ou de la souche des poissons sur le contenu lipidique du muscle de perche. Cette hypothèse est confortée par Gardeur (2003) qui a montré que, parmi 12 facteurs d'élevage testés, seule l'interaction entre la température et la source de lipides alimentaires (huile de poissons vs. huile de poisson + huile de colza) influence significativement la teneur en lipides du filet de perches. Par ailleurs, la diminution de l'activité de nage des poissons en élevage intensif pourrait entraîner une diminution des dépenses énergétiques dans le muscle, l'énergie étant fournie par les lipides. Ceci favoriserait encore l'augmentation des teneurs en lipides intramusculaires des poissons élevés intensivement (Kiessling *et al.*, 2005).

Notre étude montre qu'il existe quelques différences au niveau du profil en acides gras entre les perches d'élevage et sauvages. En effet, par rapport aux poissons sauvages, les teneurs en MUFA et notamment en acide arachidonique sont plus fortes pour les poissons d'élevage, tandis que les teneurs en n-6 PUFA et en n-3 PUFA sont plus faibles, sauf pour les poissons d'élevage extensif. Des résultats similaires ont été trouvés chez le bar (Periago *et al.*, 2005) et chez la morue (De Silva *et al.*, 2004). Ces différences sont liées à la formulation des aliments (Sérot *et al.*, 1998; Alasalvar *et*

al., 2002; Olsson *et al.*, 2003). En outre, les acides gras mono-insaturés s'incorporant préférentiellement dans les réserves de triacylglycérol (Weber *et al.*, 2003), une augmentation des teneurs en lipides du filet induira un accroissement des teneurs en MUFA, ce qui est le cas dans notre étude pour les poissons de la souche L'Huillier élevés intensivement.

Dans cette étude, les poissons sauvages et élevés extensivement se nourrissent exclusivement de proies naturelles. Toutefois, ces poissons présentent des dissemblances importantes de profil en acides gras, ce qui pourrait s'expliquer par des différences trophiques, comme suggéré par l'analyse des isotopes stables. Cependant, d'autres facteurs comme les facteurs environnementaux (température) pourraient être influents (Njinkoue *et al.*, 2002).

7. Hiérarchisation de la variabilité des composantes de qualité chez la perche

7.1. Méthode et analyses statistiques des données

Afin d'étudier simultanément les différents groupes de variables de qualité chez la perche et de hiérarchiser, parmi toutes les composantes de qualité étudiées, celles qui discriminent au mieux les poissons des 2 origines, une nouvelle base de données a été créée. Celle-ci est constituée par les coordonnées des individus sauvages sur les axes principaux (variables synthétiques) extraits (valeur propre > 2.0) des ACP indépendantes menées sur les variables morphologiques, les variables de couleur, les variables technologiques et les variables nutritionnelles.

Les variables synthétiques ainsi que les variables initiales participant à leur construction sont présentées dans le Tableau 10.

Une ACP a été effectuée avec comme variables actives, ces variables synthétiques et comme individus actifs, les poissons sauvages. L'origine des poissons ainsi que la période de capture ont été introduites comme variables nominales illustratives. Par ailleurs, les variables environnementales (qualité d'eau) et trophiques ($\delta^{13}\text{C}$ et $\delta^{15}\text{N}$) ont été introduites comme variables continues illustratives. Pour rendre compte de la qualité des perches d'élevage par rapport à celle des perches sauvages, les individus d'élevage ont été introduits dans l'ACP, comme individus illustratifs. Enfin, une AFD a été effectuée de manière à reclasser les perches d'élevage par rapport aux perches sauvages. Ces dernières constituent les individus actifs et les poissons d'élevage, les individus

illustratifs. Les classes sont définies *a priori* selon le site naturel de capture (Rhin ou Léman). Les variables synthétiques constituent les variables actives.

Tableau 10: Correspondance des variables synthétiques avec les variables initiales mesurées chez les poissons sauvages. Seules les variables synthétiques de valeur propre > 2.0 ont été sélectionnées.

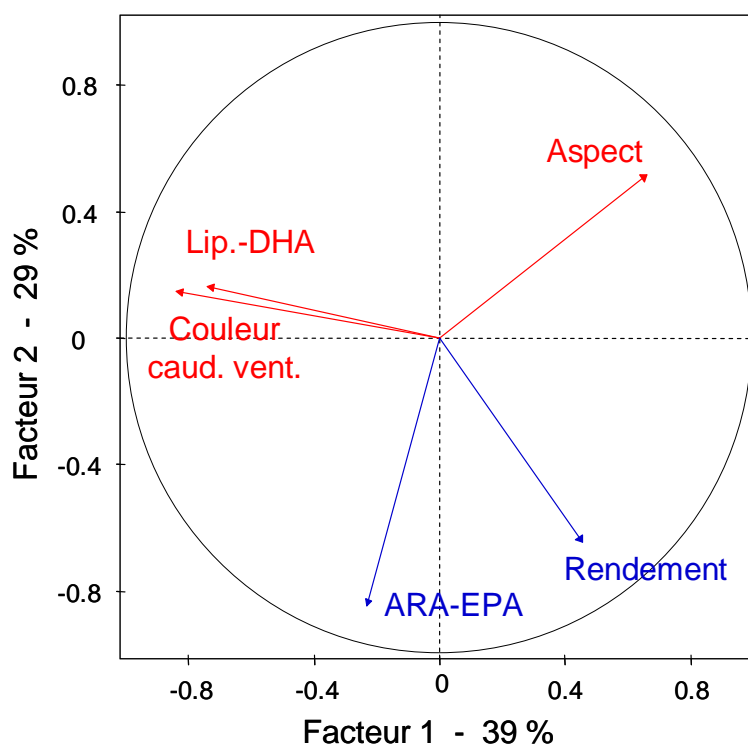
Intitulé de l'axe	Valeur négative de l'axe	Valeur positive de l'axe
Aspect du poisson	CD _f , CD _c	RLH, RLM
Couleur de la nageoire caudale, du ventre et des flancs	L _{sis} , C _{sis}	H _c T, L _v T
Rendement	GSI, VSI	FY
Taux de lipides-DHA	C22:6n-3, n-3 PUFA	Teneur en lipides C14:0, C18:1, C18:2n-6
Acide arachidonique-EPA	C16:1, MUFA	C18:0, C20:4n-6, C20:5n-3, n-6 PUFA

7.2. Résultats

7.2.1. Effet du site naturel de capture et de la saison

L'axe 1 (39% de l'inertie totale) est composé des 2 variables synthétiques "couleur de la nageoire caudale, du ventre et des flancs", "taux de lipides-DHA" qui semblent globalement jouer le même rôle et "aspect du poisson" (Figure 28). L'axe 2 (29% de l'inertie totale) est défini par les variables synthétiques "acide arachidonique-EPA" et "rendement".

Figure 28: Projection des variables actives sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP de synthèse réalisée sur les poissons sauvages. Les variables actives correspondent aux variables de synthèse: Aspect = Aspect du poisson; Couleur caud. vent. = couleur de la nageoire caudale, du ventre et des flancs; Lip.-DHA = taux de lipides - DHA; ARA-EPA = acide arachidonique – EPA.



En outre, les variables environnementales et notamment les variables de qualité chimique de l'eau et le rapport isotopique $\delta^{15}\text{N}$ semblent aussi avoir un rôle similaire, opposé à celui de la transparence de l'eau ou du rapport isotopiques $\delta^{13}\text{C}$ qui lui est très proche (Figure 29). Des eaux chargées en sels nutritifs et un niveau trophique élevé seraient associés aux caractères morphologiques plus trapus des poissons du Rhin, indépendamment du rendement de filetage. Des teneurs en lipides et moins élevées et en DHA plus élevées ainsi qu'une nageoire caudale jaune, un ventre lumineux et un contraste de bande marqué seraient plus associés à la transparence de l'eau et à l'alimentation basée sur des proies benthiques ($\delta^{13}\text{C}$) des poissons du Léman, et ce, de façon indépendante des teneurs en EPA et en acide arachidonique du filet (Figure 30). Parmi toutes les variables mesurées, les variables de morphologie caractérisent le plus les poissons du Rhin, tandis que les poissons du Léman sont caractérisés essentiellement par la composante nutritionnelle (teneur en lipides et DHA) et par la composante couleur (nageoire caudale, partie ventrale et flancs des poissons).

Figure 29: Projection des variables environnementales (variables continues illustratives) sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP de synthèse réalisée sur les poissons sauvages. COT = Carbone organique total.

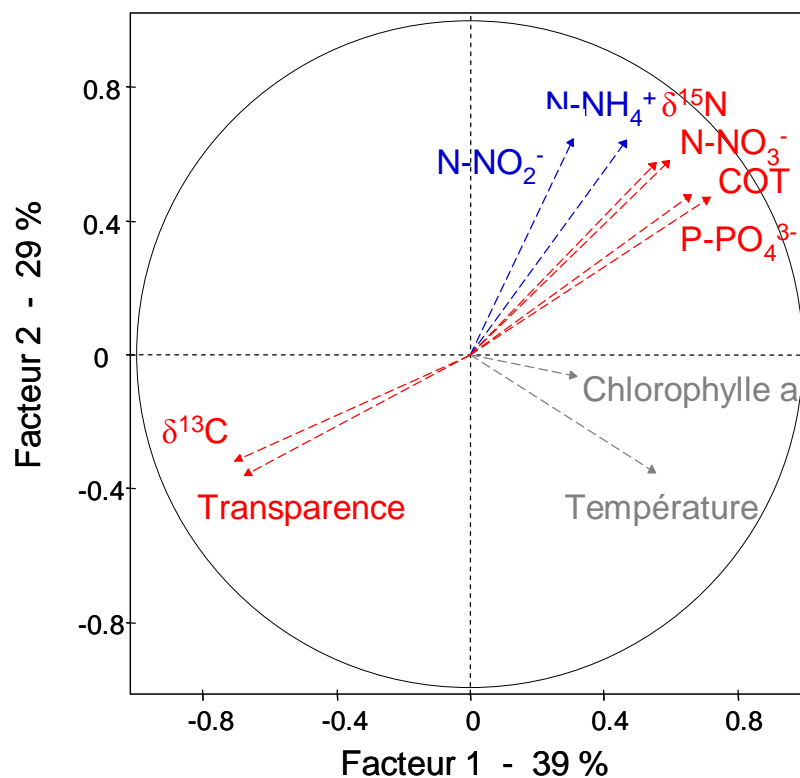
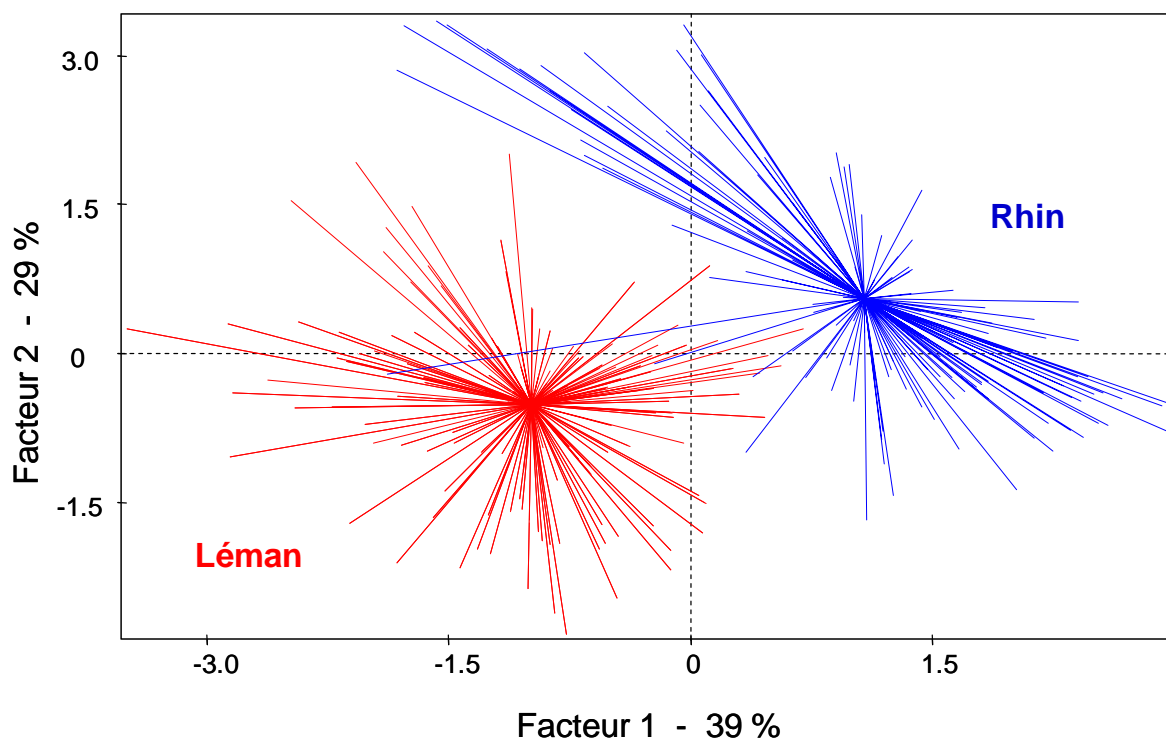
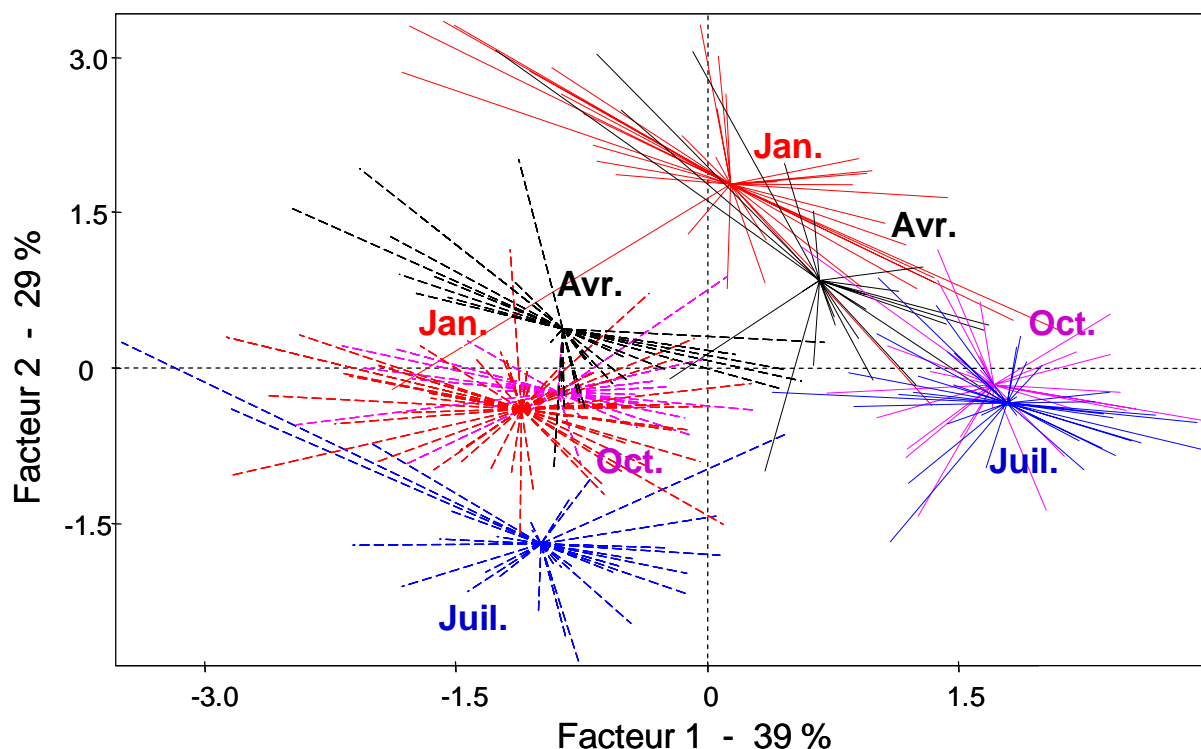


Figure 30: Projection des individus sauvages sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP de synthèse. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité.



Concernant la variabilité saisonnière, l'axe 1 porte les centres de gravité des poissons échantillonnés sur le Rhin en juillet, octobre et avril et sur le Léman en juillet, octobre et janvier (Figure 31). L'axe 2 porte les barycentres des populations du Léman collectées en juillet et sur le Rhin en janvier et avril. Les variations saisonnières sont liées essentiellement aux variations des variables synthétiques "*Rendement*" et "*EPA-acide arachidonique*" sur le Léman et "*Aspect*", "*Rendement*" pour les poissons du Rhin.

Figure 31: Projection des individus sauvages échantillonnés aux différentes saisons sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP de synthèse. En trait plein: poisson du Rhin; en trait discontinu: poisson du Léman. Centre du nuage = centre de gravité; rayon = distance de chaque individu au centre de gravité.



7.2.2. Comparaison entre perches d'élevage et perches sauvages

Les barycentres des populations d'élevage intensif de souche L'Huillier et semi-extensif sont portés par l'axe 2 et se différencient de ceux du Léman par les variables "Rendement", "arachidonique-EPA" alors que les poissons d'élevage extensif ne s'en dissocient pas (Figure 32).

L'AFD de synthèse réalisée sur les variables synthétiques permet de confirmer les relations de ressemblances entre les poissons d'élevage et sauvages. Ainsi, le taux d'erreur de reclassement est de 6% et l'axe 1 est défini par les variables synthétiques "aspect du poisson", "couleur de la nageoire caudale, du ventre et de flancs", "taux de lipide-DHA". D'après le Tableau 11, les poissons élevés de manière intensive et extensive ont des caractéristiques de qualité globale plus proches des poissons du Léman tandis que les poissons issus de l'élevage semi-extensif se rapprochent plus des poissons du Rhin.

Figure 32: Projection des individus sauvages (individus actifs) et d'élevage (individus illustratifs) sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP de synthèse. Extensif (●); Semi-extensif (▼); Intensif souche PerciTech (◆); Intensif souche L'Huillier (▲).

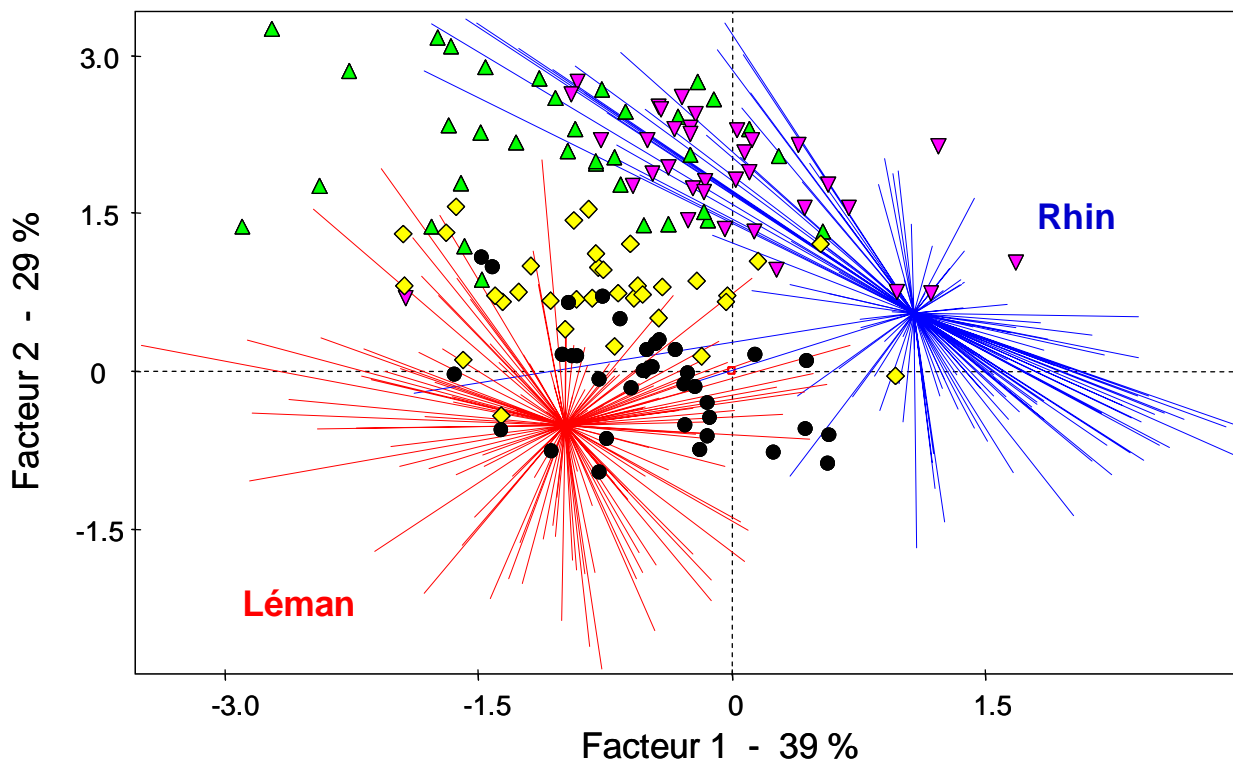




Tableau 11: Reclassement des individus (% d'individus) d'élevage dans les classes définies par les individus sauvages.

	Vers	Léman	Rhin
De			
Extensif		89	11
Semi-extensif		3	97
Intensif Souche PerciTech		80	20
Intensif Souche L'Huillier		80	20

8. Conclusions Chapitre 1

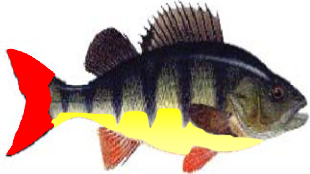




Cette première phase exploratoire de notre travail a mis en lumière l'existence de différences de qualité entre les perches issues de différents milieux naturels ou de systèmes d'élevage mais également entre les différentes saisons de capture. Cette variabilité intéresse pour l'essentiel l'aspect du poisson (morphologie, couleur de la nageoire caudale, du ventre et des flancs) ainsi que le profil en acides gras du muscle (Figure 33).

Figure 33: Schéma de synthèse de la variabilité de la qualité des perches sauvages selon leur origine.

	Morphologie et couleur	Qualité technologique	Qualité nutritionnelle
Léman		Plus faible K_2	<i>Plus forte teneur en:</i> n-6 PUFA, C20:4n-6; C18:2n-6 EPA, Lipides du muscle
Rhin		Plus fort K_2	<i>Plus forte teneur en:</i> n-3 PUFA, DHA, MUFA

Ainsi, il est capital de prendre en considération cette variabilité, dans la comparaison du poisson d'élevage par rapport aux poissons sauvages. Cependant, cette variabilité n'affecte pas toutes les composantes qualité. C'est le cas pour les critères de qualité technologique, bien que l'effet de la saison sur ces variables soit important. Le mode de système d'élevage induit également des différences de qualité. Cette variabilité affecte les mêmes variables que celles des poissons sauvages (couleur, allure du corps, profil en acides gras du muscle) (Figure 34). Cependant, entre les systèmes d'élevage, la composante technologique et notamment la teneur en graisse périviscérale devient un facteur important de discrimination, contrairement aux poissons naturels. Toutefois, chez la perche la qualité des poissons d'élevage reste globalement comparable à celle des poissons sauvages, même si des différences notables existent notamment au niveau du profil en acides gras et des teneurs en graisse périviscérale. Face à de telles interrogations, il apparaît essentiel de comprendre le déterminisme de la construction de la qualité des poissons. C'est sur cette voie que s'engage la deuxième phase de notre travail.

Figure 34: Schéma de synthèse de la variabilité de la qualité des perches selon leur mode d'élevage.

	Morphologie et couleur	Qualité technologique		Qualité nutritionnelle
Extensif		Plus fort rendement de filetage		<i>Plus forte teneur en:</i> C20:4n-6, n-6 PUFA <i>Plus faible teneur en:</i> lipides du muscle, MUFA, DHA, n-3 PUFA
Semi-extensif		Plus faible rendement de filetage		<i>Plus forte teneur en:</i> DHA, n-3 PUFA
Intensif Souche L'Huillier				
Intensif Souche PerciTech				

CHAPITRE 2: EFFETS DES FACTEURS ENVIRONNEMENTAUX ET DE L'ORIGINE SUR LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE

1. Problématique

La partie précédente avait pour objectifs de caractériser la variabilité de la qualité chez la perche et d'identifier les caractères de qualité présentant les variabilités les plus fortes. Il s'agit maintenant de vérifier l'action des facteurs identifiés dans la première partie et de comprendre leur action. Sur la base d'une analyse bibliographique et des résultats obtenus, notamment les relations qui lient les variables environnementales (qualité de l'eau et rapports isotopiques $\delta^{13}\text{C}$, $\delta^{15}\text{N}$) à la qualité, nous avons formulé des hypothèses, quant aux facteurs qui influent sur le déterminisme de l'expression phénotypique de la qualité. Ce sont les facteurs environnementaux (trophiques et qualité d'eau et/ou facteurs biotiques) ainsi que la souche et/ou le facteur domestication (influence du background génétique). Il s'agit donc dans la suite de ce travail d'identifier quelles sont les variables de qualité qui sont sous l'influence de chacune de ces caractéristiques environnementales et génétiques. Pour cela, 2 expérimentations ont été menées. La première a pour objectif d'étudier la part des effets environnementaux et des effets génotypiques sur le déterminisme phénotypique de la qualité, tandis que la seconde se focalisera plus précisément sur le déterminisme environnemental (qualité d'eau et facteurs trophiques). Cette dernière étude intègre également un facteur domestication, puisque, dans le chapitre précédent, nous avons soulevé l'hypothèse que ce facteur puisse expliquer une partie de la variabilité de qualité des perches observée entre les systèmes d'élevage.

2. Expérimentation 1: Effet de l'origine géographique sur la qualité de la perche commune

2.1. Matériel et méthode

2.1.1. Matériel biologique

Les poissons utilisés au cours de cette expérimentation sont issus de pontes naturelles récoltées à l'état de ruban d'œufs (i) sur le lac Léman (18 mai 2004) et (ii) dans un étang lorrain (Longwy) (6 mai 2004). Pour des raisons d'absence de collecte réalisée par les pêcheurs du Rhin (mauvaises conditions climatiques), il n'a pas été possible de récolter des pontes du Rhin. Les individus ont été élevés dans les mêmes conditions au laboratoire. Pour cela, les rubans d'œufs ont été incubés dans des bassines (température de l'eau = 13-14°C). A l'éclosion, les larves ont été réparties par origine et par classe de taille dans 8 cages en plastique (L = 32 cm; l = 22 cm; H = 20 cm), équipées de fenêtres latérales recouvertes de toiles, dont la taille des mailles est adaptée aux larves de perches. Ces cages ont été disposées aléatoirement dans un bassin de 1700L. (Figure 35 et Figure 36). Chaque cage possède son propre bulleur et sa propre arrivée d'eau connectée au compartiment de filtration.

Figure 35: Répartition des larves de perches dans les cages en plastique au sein d'un bassin de 1700L. (vue de dessus). Lé = poissons d'origine Léman; Lo = poissons d'origine Lorraine.

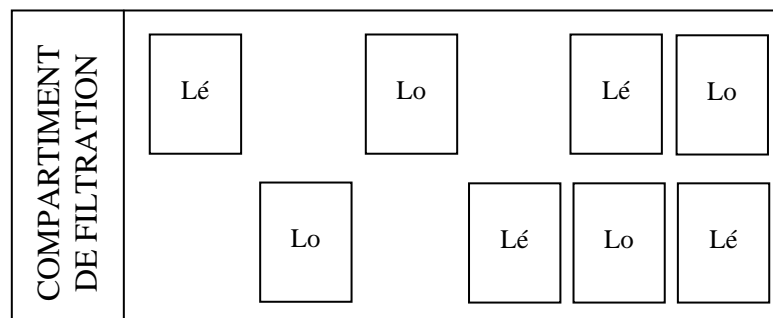
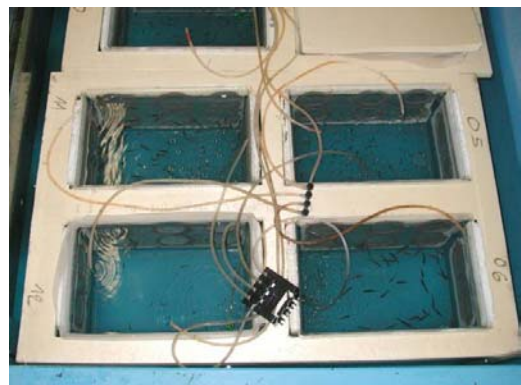


Figure 36: Dispositif d'élevage des larves et des juvéniles de perches.

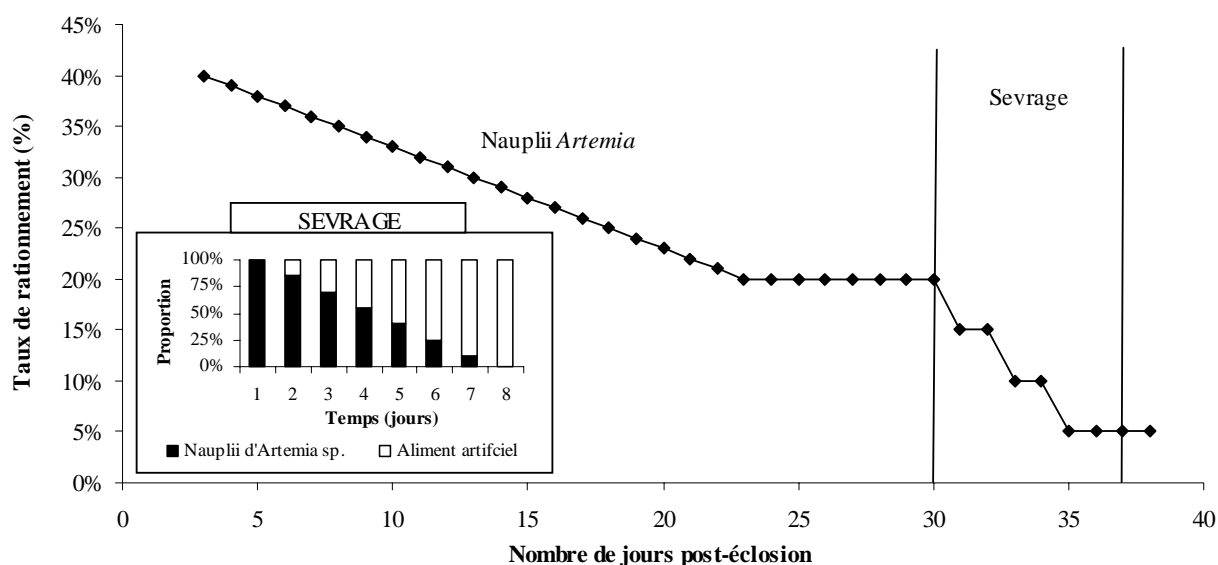


Les larves ont été nourries avec des nauplii d'*Artemia* sp. (Souche "EG", San Francisco Bay, Artemia System, INVE) à partir du 3^{ème} jour post-éclosion, grâce à des pompes péristaltiques. Le taux de rationnement, exprimé en pourcentage de la matière sèche de la biomasse totale, est fixé à 40% et décroît progressivement de 1%.j⁻¹ pour atteindre un palier de 20% de J23 à J30 (Jourdan, 1999) (Figure 37), puis le sevrage est ensuite réalisé. Pour cela, la proportion d'*Artemia* dans la ration décroît de 15% par jour tandis que celle de l'aliment artificiel (Aliment BioMar Gamme EcoStart 15 n°01, 02, 03, 52% protéines et 15% lipides) augmente de 15% pendant 7 jours. En parallèle, le taux de rationnement diminue de 5% tous les 2 jours pendant les 7 jours de sevrage. A la fin du sevrage (37 jours après l'éclosion), le taux de rationnement appliqué est fixé à l'optimum:

$$R_{opt} (\%) = 4.88 Poids^{-0.27} \text{ (Fiogbe et Kestemont, 2003).}$$

Afin de limiter le risque de cannibalisme, les individus ont été triés visuellement et regroupés par classe de taille tous les 15 jours.

Figure 37: Taux de rationnement appliqué pour l'élevage des larves et des post-larves.



2.1.2. Conditions expérimentales

Au terme de 2 mois environ d'élevage larvaire dans les conditions préalablement décrites, les juvéniles ont été répartis en fonction de leur taille dans 8 cages numérotées (unités expérimentales), le 19 juillet 2004 (J0) pour les poissons originaires du Lac Léman et le 2 août 2004 pour les poissons lorrains. Ces cages ont été disposées aléatoirement dans 2 bassins de 1700L., appelés 1701

2^{ème} PARTIE: PARTIE EXPERIMENTALE - CHAPITRE 2 – EXPERIMENTATION 1

et 1702 (Figure 38, Figure 39, Tableau 12). Le tri effectué selon la taille permet ainsi de réaliser 4 lots homogènes par origine: tête et queue de lot et 2 lots moyens. Chaque bassin possède son propre système de traitement de l'eau et fonctionne en circuit fermé. Les cages sont constituées d'une armature en PVC (L = 45 cm; l = 45 cm; H = 1 m) recouverte d'une toile (maillage = 1.5 mm), de manière à permettre une circulation de l'eau. Chaque cage possède sa propre alimentation en air ainsi qu'une arrivée d'eau reliée au système de traitement de l'eau du bac.

Figure 38: Répartition des juvéniles de perches dans les 2 bassins de 1700L. (vue de dessus). Les cages ont été numérotées de 01 à 08.

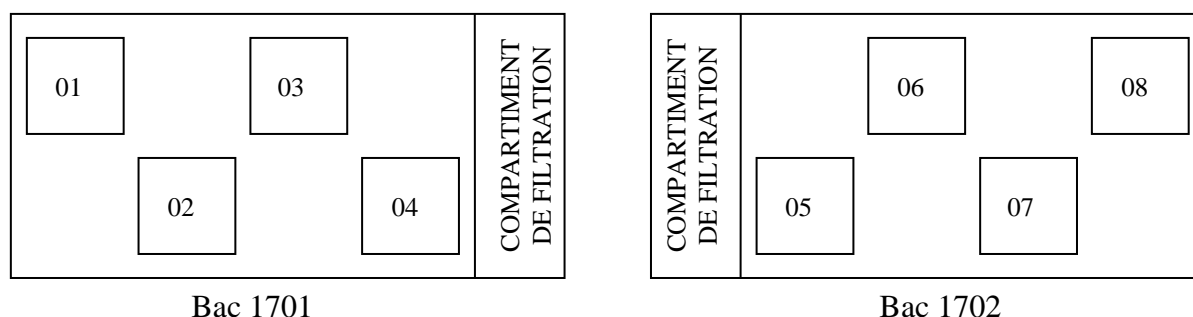


Figure 39: Cages disposées dans le bac 1701 utilisé dans le dispositif expérimental (vue frontale).



Tableau 12: Conditions initiales.

Unité expérimentale	Origine	Lot	Age (j)	Effectif initial	Poids moyen (g)
Cage 01	Léman	Lot moyen	56	59	2.27
Cage 02	Lorraine	Tête de lot	68	42	3.29
Cage 03	Lorraine	Lot moyen	68	46	2.22
Cage 04	Léman	Queue de lot	56	39	1.47
Cage 05	Lorraine	Queue de lot	68	46	1.13
Cage 06	Lorraine	Lot moyen	68	45	1.49
Cage 07	Léman	Tête de lot	56	46	3.06
Cage 08	Léman	Lot moyen	56	33	2.12

Tout au long de l'expérimentation, la photopériode a été fixée à 16L:8O. L'aliment utilisé a été un aliment commercial BioMar de la gamme EcoStart pour des poissons de poids moyen par cage inférieur à 20g (données fabricant: protéines = 47%; lipides = 20%) et de la gamme Ecolife pour des poissons de poids moyen par cage supérieur à 20g (données fabricant: protéines = 45%; lipides = 16%.) Le nourrissage a été effectué manuellement tous les jours, 4 fois par jour.

Le taux de rationnement a été fixé à l'optimum (R_{opt}) selon la formule ci-dessous et réajusté tous les 15 jours, à la suite d'un contrôle de croissance:

$$\text{☞ Si Poids} < 20\text{g: } R_{opt} (\%) = 4.88\text{Poids}^{-0.27} \text{ (Fiogbe et Kestemont, 2003)}$$

$$\text{☞ Si Poids} > 20\text{g: } R_{opt.} (\%) = 3.30\text{Poids}^{-0.24} \text{ (Mélard et al., 1996)}$$

Des mesures de qualité d'eau (pH, oxygène, nitrites, ammonium, température) ont été effectuées 2 à 3 fois par semaine.

L'abattage final a été effectué par choc thermique (bain de glace fondante) le 28 février 2005 pour les poissons originaires du Lac Léman et le 14 mars 2005 pour ceux de Lorraine, c'est-à-dire à J224. Les poissons sont alors tous âgés de 292 jours.

2.1.3. Variables étudiées

Des mesures de morphométrie, de couleur, d'indices morpho-anatomiques et de rendement de filetage, ainsi que la détermination de la teneur en lipides intra-musculaires et du profil en acides gras des filets ont été effectuées selon les protocoles décrits précédemment dans le Chapitre 1.

Les mesures relatives à la morphologie, à la couleur, à la morpho-anatomie et à la qualité technologique ont été réalisées sur 10 poissons pour les cages contenant les têtes et les queues de lot et sur 5 poissons pour celles contenant les lots moyens. Ces poissons ont été choisis aléatoirement. Les filets ont été conservés à -20°C de manière à déterminer les teneurs en lipides et le profil en acides gras. Ces dernières mesures ont été effectuées en triplicat en regroupant les filets de chaque lot par origine. Cependant, du fait d'une mortalité importante dans la cage 01, il n'a pas été possible d'échantillonner le nombre désiré de poissons (Tableau 13).

Tableau 13: Nombre de poissons échantillonnés.

Unité expérimentale	Origine	Lot	Nombre de poissons échantillonnés
Cage 01	Léman	Lot moyen	4
Cage 02	Lorraine	Tête de lot	10
Cage 03	Lorraine	Lot moyen	5
Cage 04	Léman	Queue de lot	10
Cage 05	Lorraine	Queue de lot	10
Cage 06	Lorraine	Lot moyen	5
Cage 07	Léman	Tête de lot	10
Cage 08	Léman	Lot moyen	5

2.1.4. Analyses statistiques

L'indépendance des variables morphologiques, de couleur, technologiques et nutritionnelles avec le poids final de poissons a été testée à l'aide de droites de régression linéaire. Seules les variables C_c (saturation de la nageoire caudale, $r^2 = 0.56$, $n = 59$), H_c (teinte de la nageoire caudale, $r^2 = 0.34$, $n = 59$), L_f (luminosité du filet, $r^2 = 0.34$, $n = 59$) et C_f (saturation du filet, $r^2 = 0.44$, $n = 59$) sont corrélées au poids des perches. Elles ont été transformées selon la formule $YT_i = Y_i - (a * P_{fi} + b)$, avec YT_i = la mesure Y de l'individu i corrigée de l'effet poids; P_{fi} = poids final de l'individu i ; a et b = respectivement pente et ordonnées à l'origine de la droite de régression $Y = f(P_f)$.

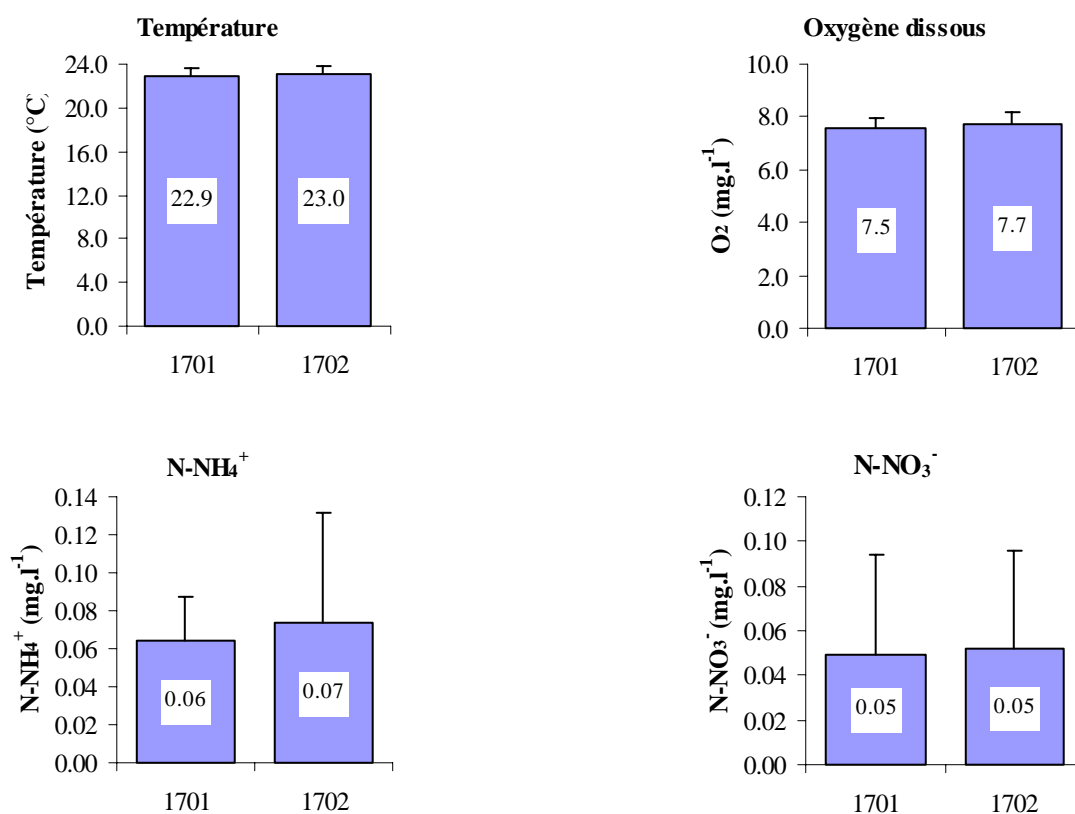
Les faibles effectifs initiaux dans les têtes et les queues de lot n'ont pas permis de créer de réplicats sur ces gammes de taille. Par ailleurs, le manque de puissance du dispositif expérimental (lot moyen en duplicat uniquement) permet de traiter les résultats par analyse de variance avec une très faible puissance. Ainsi, le traitement des données est effectué par des analyses en composantes principales (ACP, logiciel SPAD 5.5). Celles-ci ont été réalisées pour chaque groupe de variables: morphologie, couleur, critères technologiques et nutritionnels (variables actives). Cette approche permet d'étudier la variabilité intra et inter cage et intègre les données relatives aux poissons des têtes et des queues de lot. Les variables nominales correspondant à l'origine des poissons ainsi qu'à leur appartenance aux différents lots constitueront les variables illustratives, de manière à faciliter l'interprétation. Par ailleurs, le poids final des individus sera introduit comme variable illustrative. Le seuil de signification des composantes principales obtenues par ACP est fixé à des valeurs $\text{test} \geq 2.0$.

2.2. Résultats

2.2.1. Qualité de l'eau

Au cours de l'expérimentation, les paramètres de qualité d'eau ne présentent pas de différence significative entre les 2 bacs (ANOVA, $p < 0.05$) (Figure 40). La température moyenne est de $22.9 \pm 0.8^\circ\text{C}$ et $23.0 \pm 0.8^\circ\text{C}$, respectivement pour le bac 1701 et 1702. Les teneurs moyennes en oxygène dissous sont égales à $7.5 \pm 0.4 \text{ mg.l}^{-1}$ et $7.7 \pm 0.2 \text{ mg.l}^{-1}$. Les teneurs moyennes en N-NH_4^+ et N-NO_2^- sont restées inférieures à 0.1 mg.l^{-1} . L'environnement physico-chimique de tous les poissons a été identique. Cette expérimentation permet donc de s'affranchir de l'effet de l'environnement et permet d'étudier l'effet du facteur origine sur le déterminisme de la qualité des perches.

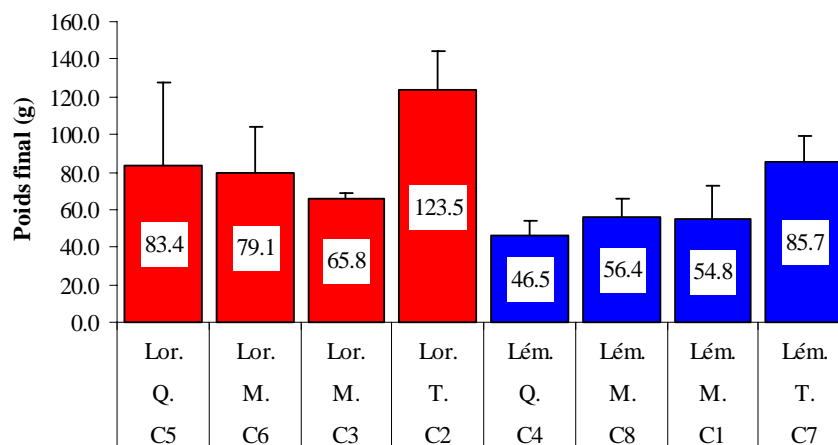
Figure 40: Evolution des paramètres de qualité d'eau au cours de l'expérimentation dans les 2 bacs expérimentaux (moyenne \pm écartype, $n=75$).



2.2.2. Poids final

Au terme de l'expérimentation, le poids moyen final des poissons dans les différentes cages varie de 47.5 g à 112.4 g (Figure 41). Cependant, il existe une forte variabilité intra-cage. La cage regroupant les têtes de lot de chaque origine possède le poids moyen le plus fort.

Figure 41: Poids moyen final (g) des perches (moyenne et écart-type). Lor. = Lorraine; Lém. = Léman; M. = lot moyen; Q. = queue de lot; T. = tête de lot. C1 à C8 = cage 1 à 8.



2.2.3. Morphologie des poissons

Le plan 1-2 de l'ACP réalisée sur ces variables regroupe 53% de l'inertie totale. Seul l'axe 1 possède une valeur test > 2.0 (valeur test = 2.2). Il porte les variables RLM (taille relative de la bouche), RLH (taille relative de la tête) et CD_f (degré de compacité du poisson) (Figure 42). Il existe une forte variabilité intra-cage qui est supérieure à la variabilité inter-cage (Figure 43). Par ailleurs, la position centrale sur le plan 1-2 des barycentres des populations de perches d'origine Lorraine et Léman, indique l'absence de distinction morphologique des individus en fonction de leur origine. En outre, une différenciation des poissons en fonction de leur appartenance à la tête de lot, à la queue de lot ou au lot moyen est également difficile. En effet, aucun des centres de gravités des poissons des différents lots n'est porté par les axes.

Les valeurs moyennes par cage des variables morphologiques sont présentées en Annexe 9.

Figure 42: Projection des variables morphologiques sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. CIH = indice de conformation de la tête; RLM = taille relative de la bouche; RLH = taille relative de la tête; CDf = degré de compacité du poisson; CDd1 = degré de compacité de la première nageoire dorsale; CDd2 = degré de compacité de la seconde nageoire dorsale; CDc = degré de compacité de la nageoire caudale.

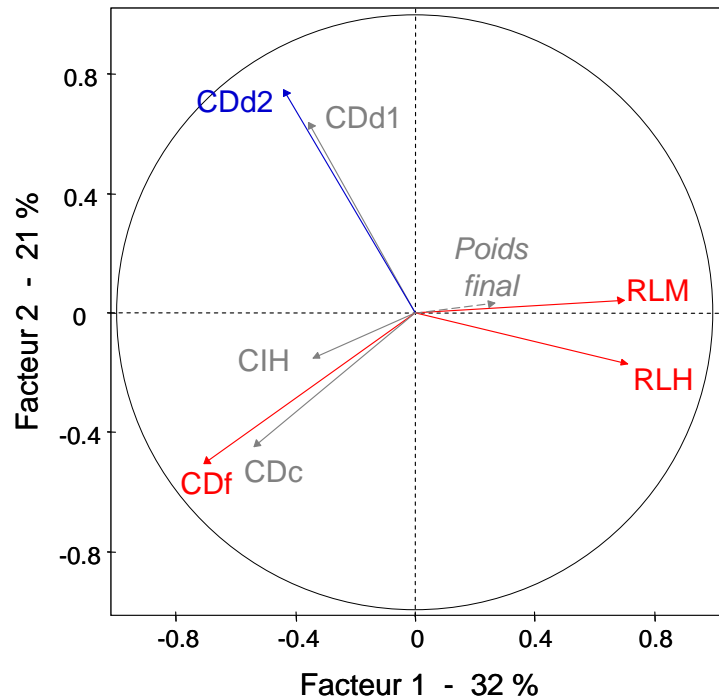
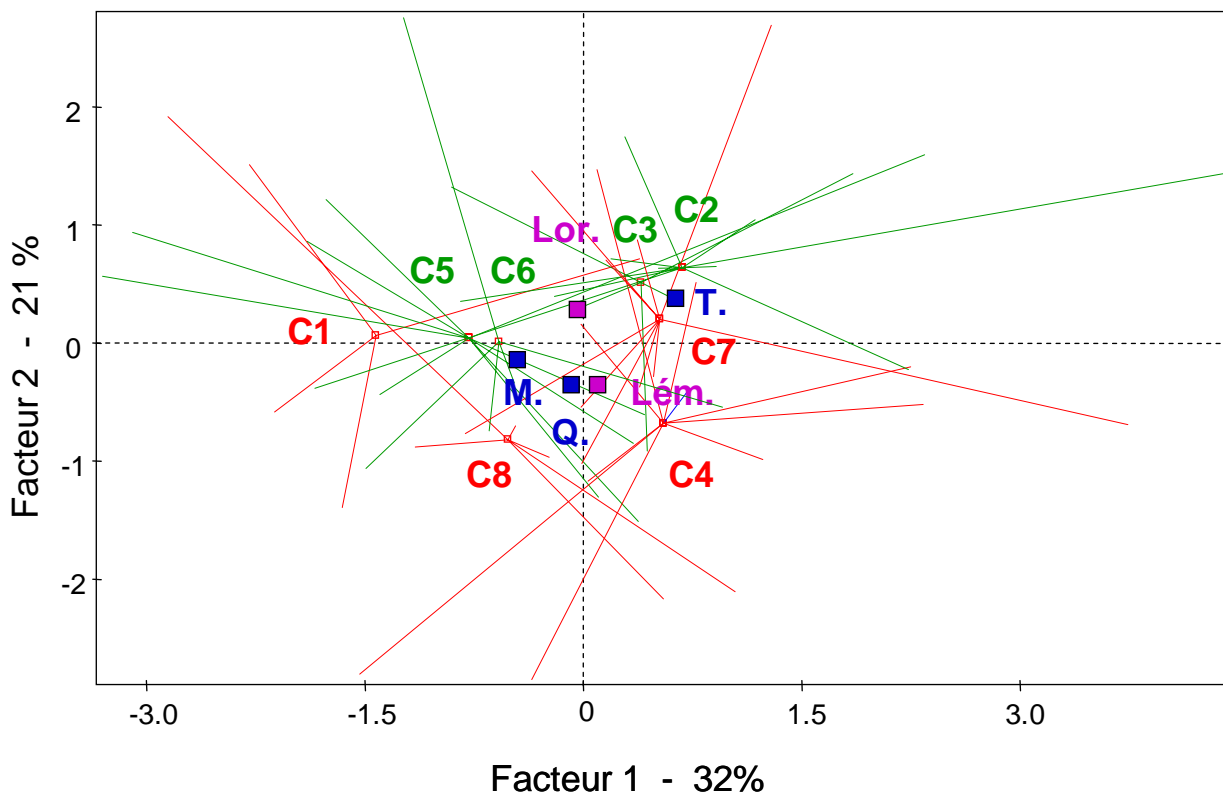


Figure 43: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données morphologiques. Lém. = Lémán; Lor. = Lorraine; M. = lot moyen; Q. = queue de lot; T. = tête de lot. C1 = cage 1 (Lém. M.); C2 = cage 2 (Lor. T.); C3 = cage 3 (Lor. M.); C4 = cage 4 (Lém. Q.); C5 = cage 5 (Lor. Q.); C6 = cage 6 (Lor. M.); C7 = cage 7 (Lém. T.); C8 = cage 8 (Lém. M.).



2.2.4. Couleur des poissons

Le plan factoriel 1-2 regroupe 43% de l'inertie totale. L'axe 1 (valeur propre = 3.1) est défini par les variables L_v , H_v , C_cT et H_cT . La variable L_fT construit l'axe 2 (valeur propre = 2.0) (Figure 44). La couleur des poissons originaires du Lac Léman et de Lorraine présente une forte variabilité (Figure 45). Les barycentres des individus de Lorraine et du Lac Léman sont portés par cet axe. Ainsi, les poissons du Léman possèdent un filet moins lumineux ($L_f = 42.7$, $L_{ft} = 0.1$) que les perches de Lorraine ($L_f = 43.5$, $L_{ft} = -0.2$). Par ailleurs, l'axe 1 porte le centre de gravité des poissons de queues de lot. Ainsi ces dernières sont caractérisées par une nageoire caudale plus jaune ($H_c = 98.8$, $H_{cT} = 14.0$), un ventre plus vert ($H_v = 201.7$) et plus sombre ($L_v = 64.7$) que les poissons du lot moyen ($H_c = 96.8$, $H_{cT} = 7.1$, $H_v = 184.0$, $L_v = 70.1$) et de tête de lot ($H_c = 94.1$, $H_{cT} = 4.0$, $H_v = 155.8$, $L_v = 69.3$), indépendamment de leur origine géographique.

Les mesures de couleur effectuées sur les poissons sont présentées en Annexe 10.

Figure 44: Projection des variables de couleur sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. L_c = luminosité de la nageoire caudale; C_cT = saturation transformée de la nageoire caudale; H_cT = angle de teinte transformé de la nageoire caudale; L_v = luminosité de la partie ventrale; C_v = saturation de la partie ventrale; H_v = angle de teinte de la partie ventrale; L_{sis} = différence de luminosité entre bande et inter-bandes; C_{sis} = différence de saturation entre bande et inter-bandes; H_{sis} = différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes; L_{fT} = luminosité transformée du filet; C_{fT} = saturation transformée du filet; H_f = angle de teinte du filet.

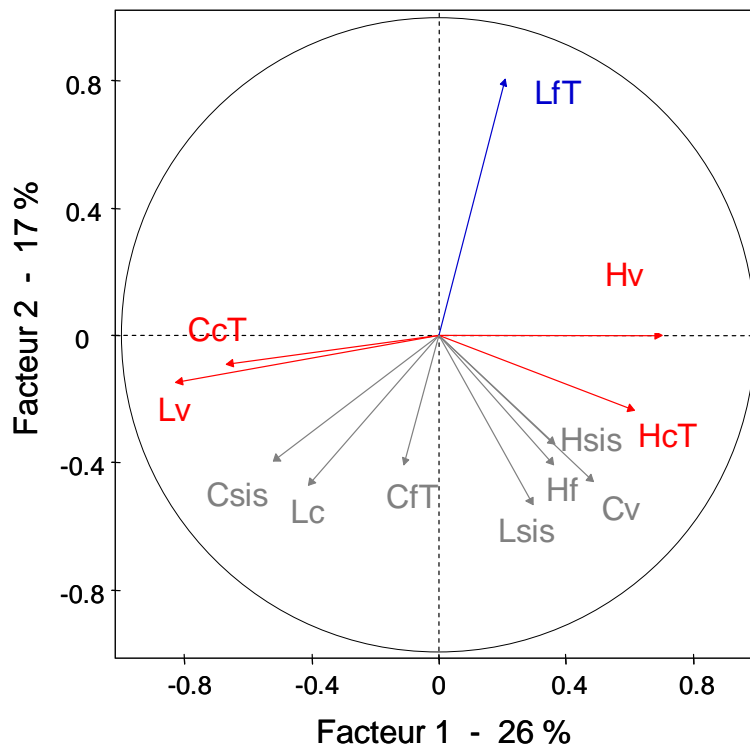
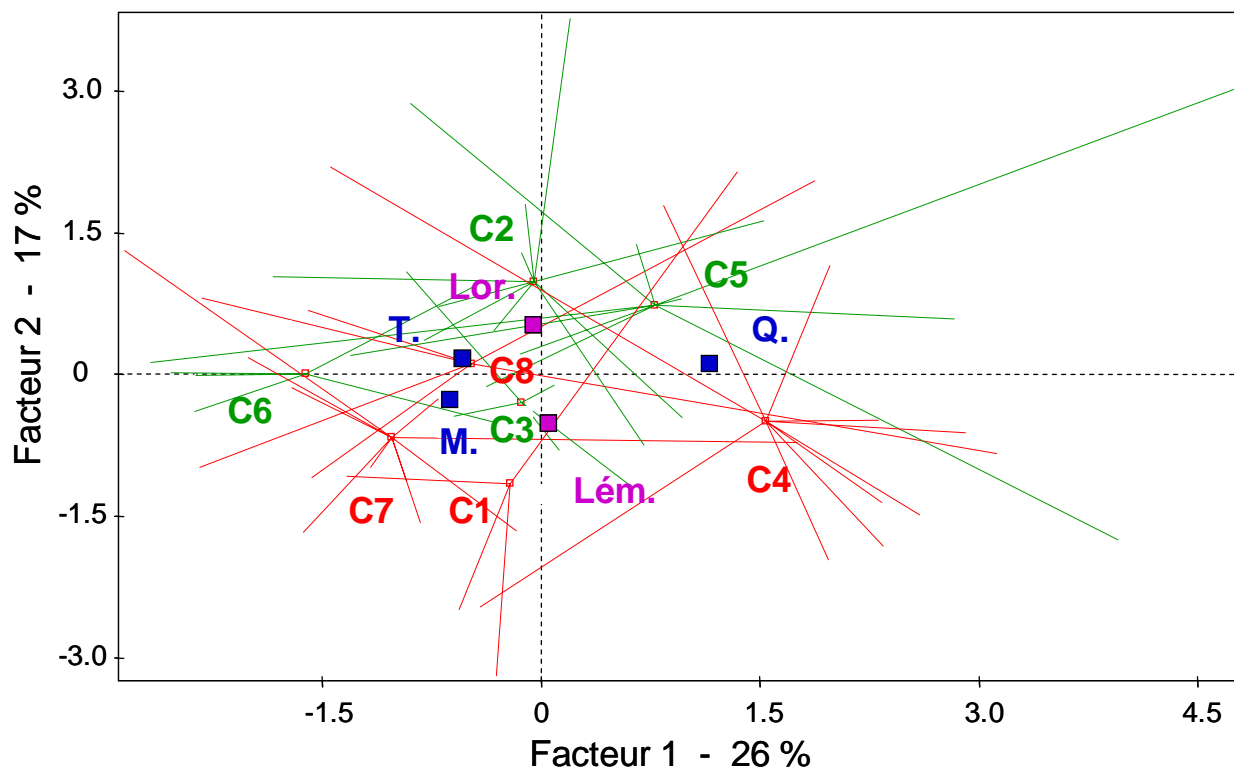


Figure 45: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données couleur. Lém. = Léman; Lor. = Lorraine; M. = lot moyen; Q. = queue de lot; T. = tête de lot. C1 = cage 1 (Lém. M.); C2 = cage 2 (Lor. T.); C3 = cage 3 (Lor. M.); C4 = cage 4 (Lém. Q.); C5 = cage 5 (Lor. Q.); C6 = cage 6 (Lor. M.); C7 = cage 7 (Lém. T.); C8 = cage 8 (Lém. M.).



2.2.5. Qualité technologique des poissons

Le plan 1-2 de l'ACP réalisée sur les variables technologiques explique 65% de l'inertie totale (Figure 46). L'axe 1 (valeur test = 2.7) est défini par les variables VSI, PFI et HSI. L'axe 2 dont la valeur propre est inférieure à 2 (valeur propre = 1.3) est composé de la variable K_2 et FY.

Il n'existe pas de séparation claire sur le plan 1-2 entre les poissons originaires du Lac Léman et de Lorraine (Figure 47). En effet, les barycentres des 2 populations ne sont portés par aucun des 2 axes. La seule distinction selon les critères technologiques s'effectue selon l'axe 1 entre les poissons appartenant à la queue et à la tête de lot. Ces derniers sont caractérisés par un VSI, HSI et PFI plus importants (respectivement 11.0%, 2.1% et 5.7%) que ceux appartenant aux queues de lot (respectivement 8.1%, 1.4% et 3.2%).

Les valeurs des indices morpho-anatomiques, du rendement de filetage et du facteur de condition sont présentées dans l'Annexe 11.

Figure 46: Projection des variables technologiques sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. FY = rendement de filetage; GSI = indice gonadosomatique; VSI = indice viscérosomatique; HSI = indice hépatosomatique; PFI = indice de gras périviscéral; K2 = facteur de condition.

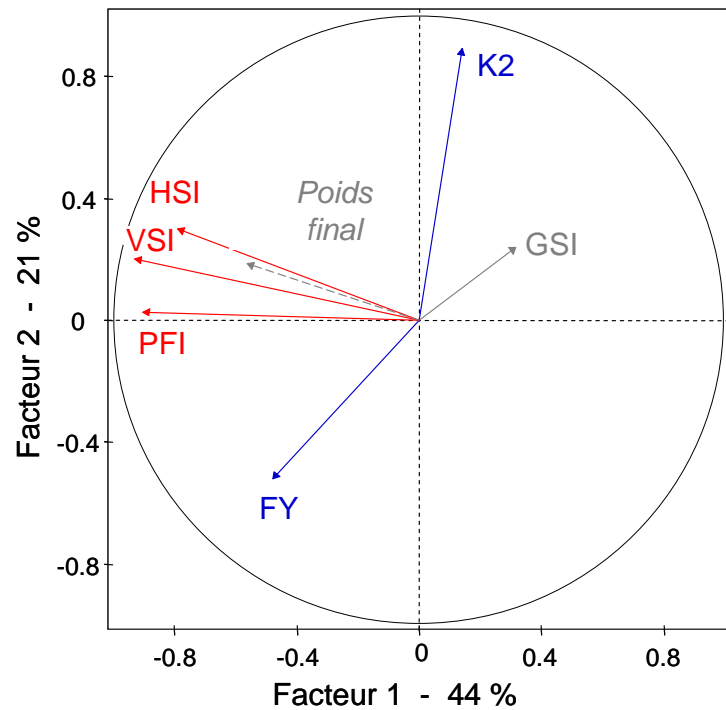
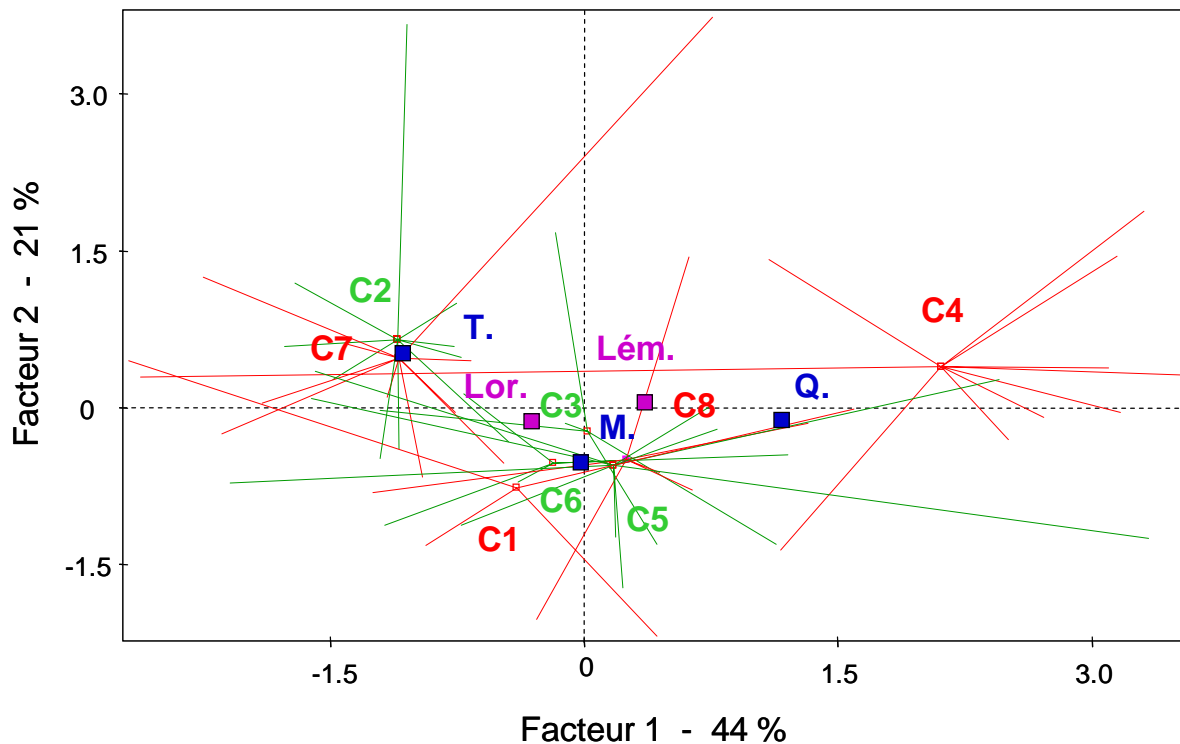


Figure 47: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données technologiques. Lém. = Lémán; Lor. = Lorraine; M. = lot moyen; Q. = queue de lot; T. = tête de lot. C1 = cage 1 (Lém. M.); C2 = cage 2 (Lor. T.); C3 = cage 3 (Lor. M.); C4 = cage 4 (Lém. Q.); C5 = cage 5 (Lor. Q.); C6 = cage 6 (Lor. M.); C7 = cage 7 (Lém. T.); C8 = cage 8 (Lém. M.).



2.2.6. Qualité nutritionnelle des poissons

Pour cette ACP, les individus des lots moyens ont été regroupés par origine pour les besoins de l'analyse des teneurs en lipides. Le plan 1-2 de l'ACP regroupe 75% de la variabilité totale. L'axe 1 (valeur propre = 8.2) est un axe MUFA/lipides et à l'opposé n-3 PUFA/DHA/acide arachidonique. L'axe 2 (valeur propre = 1.8) est un axe SFA (Figure 48). Les barycentres des 2 populations de perches échantillonnées sont portés et sont séparés selon les axes 1 et 2 (Figure 49).

Les poissons originaires du Lac Léman sont plus riches en n-3 PUFA (52.4% des acides gras totaux) notamment en DHA (C22:6n-3 = 34.2) et en EPA (C20:5n-3 = 16.5%), ainsi qu'en acide arachidonique (C20:4n-6 = 2.0) et possèdent des teneurs en MUFA (19.3%), en SFA (22.1%) et en lipides (1.3%) plus faibles que les poissons lorrains (n-3 PUFA = 27.8, DHA = 31.0%, EPA = 14.8%, C20:4n-6 = 1.8%, MUFA = 22.8%, SFA = 23.2%, lipides = 1.4%). Aucun des barycentres des poissons appartenant à la tête, à la queue de lot et au lot moyen n'est porté par les axes 1 et 2.

Les teneurs en lipides ainsi que le profil en acides gras des filets des perches étudiées sont présentés dans l'Annexe 12.

Figure 48: Projection des variables nutritionnelles sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP. Seuls les acides gras dont la teneur est supérieure à 1% des acides gras totaux ont été présentés. SFA = acides gras saturés totaux; MUFA = acides gras mono-insaturés totaux; PUFA = acides gras poly-insaturés totaux.

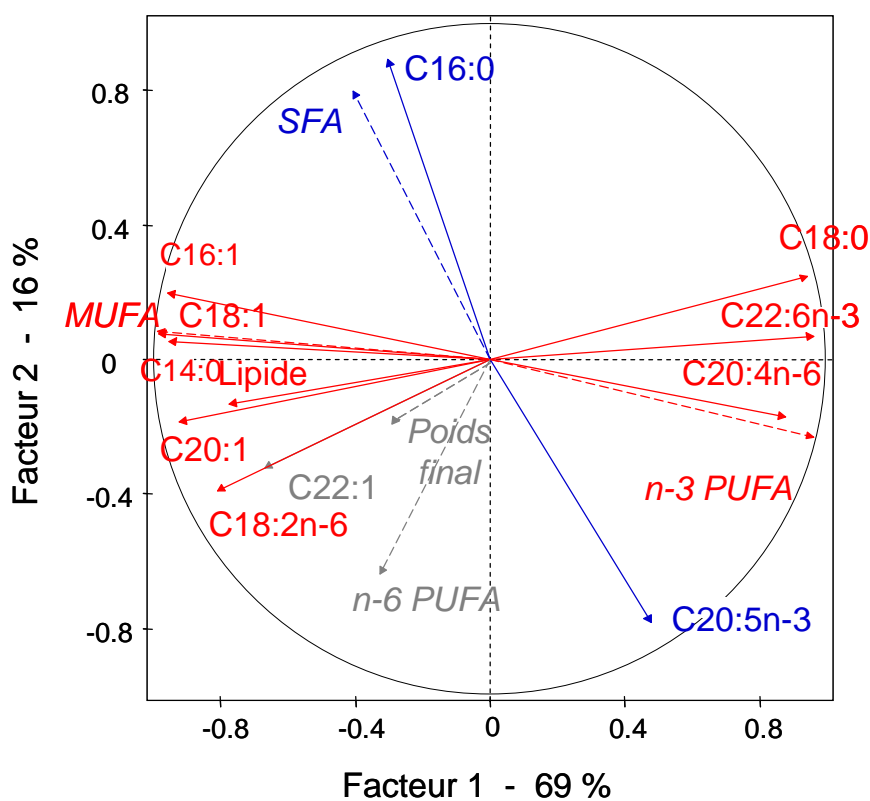
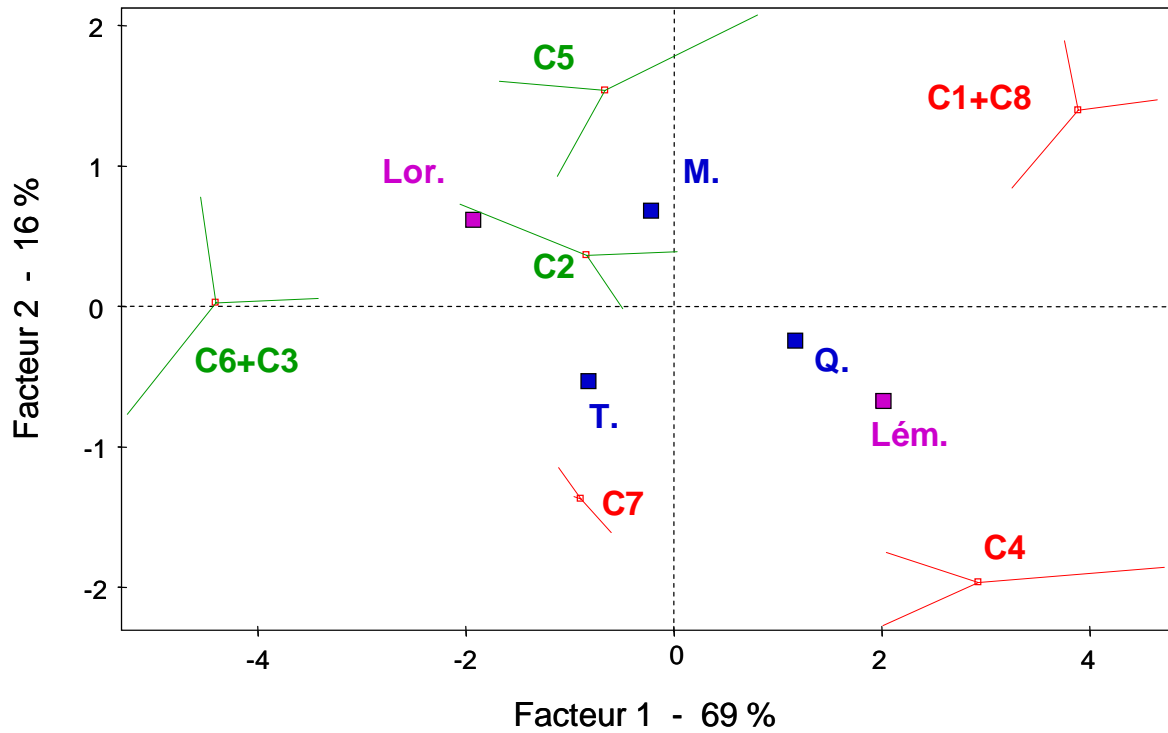


Figure 49: Projection des individus sur le plan factoriel 1-2 de l'ACP réalisée sur les données nutritionnelles. Lém. = Léman; Lor. = Lorraine; M. = lot moyen; Q. = queue de lot; T. = tête de lot. C1+C8= cage 1 + cage 8 (Lém. M.); C2 = cage 2 (Lor. T.); C3+C6 = cage 3 + cage 6 (Lor. M.); C4 = cage 4 (Lém. Q.); C5 = cage 5 (Lor. Q.); C7 = cage 7 (Lém. T.).



3. Expérimentation 2: Etude des effets de l'environnement et de la domestication sur la qualité de la perche commune par la méthode des plans d'expérience

3.1. Rappel des facteurs potentiels d'influence sur la qualité de la perche commune

L'étude de la variabilité de la qualité de la perche (chapitre 1) a permis de formuler des hypothèses quant aux principaux facteurs responsables de la variabilité de la qualité observée. La part du déterminisme environnemental et génotypique dans l'expression de la qualité a été abordée dans l'expérimentation précédente. Le déterminisme environnemental doit maintenant être étudié plus précisément. Les résultats obtenus dans le chapitre 1 révèlent un effet direct ou indirect de la qualité de l'eau (paramètres physiques et chimiques). D'autres facteurs ont été identifiés comme pouvant intervenir dans le déterminisme de l'expression de la qualité tels que la complexité physique du milieu. En outre, l'effet de l'alimentation (type et composition des proies consommées) est apparu, à travers les rapports en isotopes stables de l'azote et du carbone, comme un facteur essentiel dans l'expression de la qualité. Les différences de qualité observées entre les poissons d'élevage ont été mises en relation avec les facteurs trophiques mais pourraient être également la résultante du processus de domestication. Il s'agira donc dans cette expérimentation de vérifier les effets de ces facteurs, mais également de hiérarchiser leur importance et d'identifier les interactions entre eux. L'utilisation de l'approche multifactorielle fractionnaire trouve ainsi tout son sens. En effet, cette approche présente un certain nombre d'avantages, parmi lesquels la diminution du nombre d'essais, un nombre de facteurs étudiés très grand y compris ceux qui *a priori* ne semblent jouer qu'un faible rôle, la détection des interactions entre les facteurs et la hiérarchisation des facteurs influents.

3.2. Matériel et méthode

3.2.1. Méthode expérimentale

Le plan expérimental utilisé est un plan fractionnaire 2^{4-1} , c'est-à-dire à 4 facteurs testés à 2 niveaux sur 8 unités expérimentales au lieu de 16 pour le plan complet. Pour des raisons de disponibilité en matériel biologique, seuls 4 facteurs ont été choisis. Le choix des facteurs a été réalisé à partir des résultats obtenus précédemment et ils ont été hiérarchisés *a priori* en fonction de

leur importance. Ce plan fractionnaire correspond à un découpage de la matrice d'un plan complet en 2 parties égales (Kobilinsky, 1997). Afin de favoriser la recherche des facteurs influents, 2 modalités par facteur ont été déterminées à partir des hypothèses formulées dans le chapitre 1. Dans ce type de plan, les effets principaux des facteurs simples sont confondus avec les interactions d'ordre 3, très souvent considérées comme négligeables (Goupy, 2001). Ainsi, chaque effet principal est estimé isolément, mais les interactions d'ordre 2 seront estimées par groupe (c'est un plan de "résolution IV").

3.2.2. Facteurs testés et modalités

3.2.2.1. Facteur domestication – origine des poissons

Afin de tester l'effet de la domestication sur les variables de qualité, 2 souches de poissons ont été utilisées: une souche domestiquée et une souche sauvage. Les poissons de souche domestiquée sont de 6^{ème} génération (société PerciTech, géniteurs F0 originaires du Lac de Neuchâtel en Suisse). Les poissons de souche sauvage sont issus des mêmes pontes que pour l'expérience 1, prélevées sur le Lac Léman le 18 mai 2004. La proximité des 2 sites d'où sont originaires les poissons (Lac Léman et Lac de Neuchâtel) permet de nous affranchir *a priori* de l'effet de l'origine géographique et donc de travailler uniquement sur l'effet de la domestication. Les 2 souches de poissons ont été élevées au laboratoire et ont été nourries à l'optimum à l'aide d'un même aliment commercial BioMar (gamme Ecolife) jusqu'au début de la phase expérimentale.

3.2.2.2. Facteur qualité de l'alimentation (origine des lipides)

Deux aliments ont été testés. Le premier est un aliment artificiel BioMar classiquement utilisé dans les élevages (gamme Ecolife), combinant des produits d'origine animale (poisson) et végétale. Cet aliment est appelé APV (aliment poisson + végétal). Le second aliment, en théorie iso-protéique et iso-lipidique au premier, a été fabriqué par la société BioMar en limitant au maximum l'inclusion de produits d'origine végétale (Données fabricant: farine de poisson 70 standard = 60.0%; gluten de blé = 31.9%; Huile de poisson = 7.5%, Vitamines et minéraux = 0.6%). Cet aliment sera appelé aliment AP (aliment poisson) et simule un régime alimentaire basé essentiellement sur des proies animales, comme dans le milieu naturel.

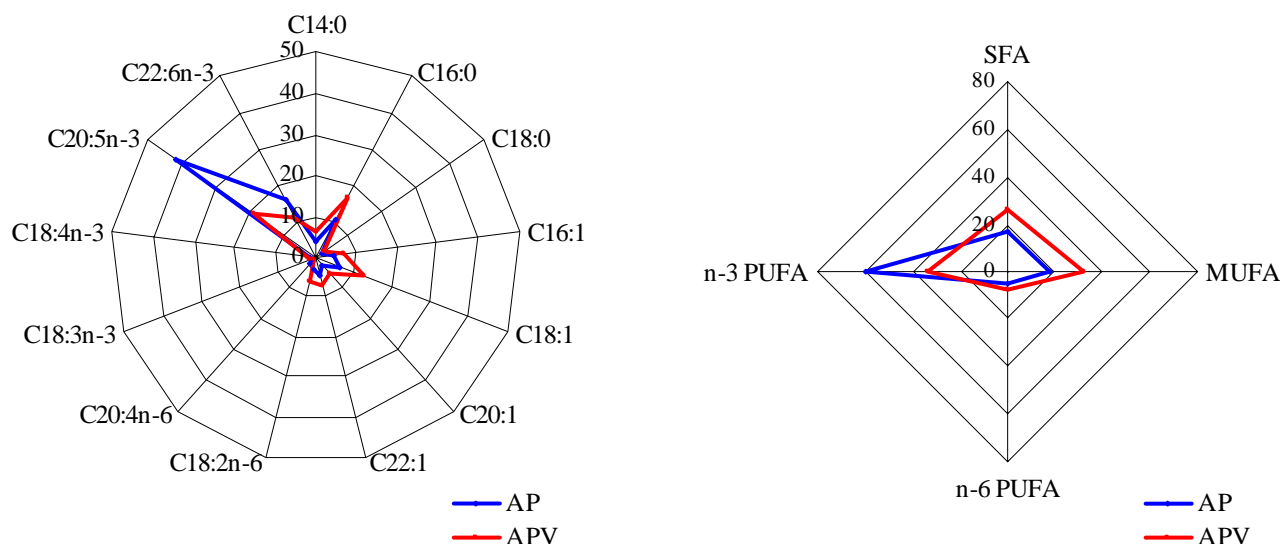
Les 2 aliments possèdent des niveaux différents non désirés, révélés par analyse, de teneurs en lipides (Tableau 14). Les profils en acides gras des 2 aliments présentent des différences importantes, notamment en terme de teneurs en MUFA (C18:1, C20:1, C22:1), C18:2n-6 et en n-3 PUFA et particulièrement en EPA (C20:5n-3) et DHA (C22:6n-3) (Figure 50). Le profil en acides gras de l'aliment APV (riche en C18) est caractéristique d'un aliment incluant des produits d'origine

végétale. De plus, les teneurs en DHA et en EPA observées suggèrent une incorporation d'huile de poisson dans cet aliment (Jeong *et al.*, 2000). Au contraire, le profil de l'aliment AP (riche en EPA, en DHA et faible en C18) est typique d'un aliment fabriqué essentiellement à partir de produits d'origine poisson (Mourente *et al.*, 2005b).

Tableau 14: Composition des aliments APV et AP.

	Aliment APV	Aliment AP
Protéines	44.6%	44.8%
Lipides	17.2%	13.9%

Figure 50: Comparaison des profils en acides gras des aliments APV et AP. Seuls les acides gras dont la teneur est supérieure à 1% des acides gras totaux ont été considérés.



3.2.2.3. Facteur quantité d'aliment (taux de rationnement)

Deux niveaux de rationnement ont été testés. Le premier correspond à l'optimum ($R_{opt. (\%)} = 3.30Poids^{-0.24}$ (Mélard *et al.*, 1996)) et le second au taux de rationnement optimal diminué de 30%. Ces niveaux ont été choisis pour se rapprocher des conditions rencontrées dans les systèmes d'élevage et en milieu naturel. Dans ce dernier cas, il a été admis qu'une diminution de 30% du taux de rationnement optimal correspond plus à une alimentation en milieu naturel. Par ailleurs, ce taux de rationnement reste supérieur à la ration d'entretien et permet donc une croissance des poissons.

3.2.2.4. Facteur densité finale

Ce dernier facteur a été choisi comme un moyen indirect de tester l'effet de l'environnement chimique sur la qualité de la perche. En effet, il a été supposé que des densités différentes entraînent des rejets de déchets azotés et carbonés différents et donc des environnements chimiques différents. Ainsi, une modalité haute (9 kg.m⁻³), correspondant à un environnement d'élevage chargé en rejets azotés et carbonés et une modalité basse (3 kg.m⁻³) simulant les conditions environnementales rencontrées en milieu naturel ont été appliquées. Pour ce faire, il a été introduit trois fois plus d'individus (à poids moyen initial égal) dans les bacs à modalité haute, par rapport aux bacs à modalité basse.

3.2.2.5. Matrice expérimentale

Le Tableau 15 résume les facteurs appliqués et leurs modalités. Ces 4 facteurs à 2 modalités ont été testés dans 8 unités expérimentales (UE). La matrice d'expérience utilisée est présentée dans le Tableau 16. Les confusions d'interaction d'ordre 2 sont les suivantes: *Domestication*Origine des lipides* avec *Taux de rationnement*Densité*; *Domestication*Taux de rationnement* avec *Origine des lipides*Densité*; *Domestication*Densité* avec *Origine des lipides*Taux de rationnement*.

Tableau 15: Facteurs et modalités des facteurs étudiés.

	Intitulé	Modalité 1	Modalité 2
Facteur 1	Domestication (Dom.)	Souche domestiquée	Souche sauvage
Facteur 2	Origine des lipides (Lip.)	Aliment APV (Aliment poisson + végétal)	Aliment AP (Aliment poisson)
Facteur 3	Taux de rationnement (TR)	TR optimal	TR optimal - 30%
Facteur 4	Densité finale (Dens.)	9 kg.m ⁻³	3 kg.m ⁻³

Tableau 16: Matrice d'expérience.

	Facteur 1 Domestication (Dom.)	Facteur 2 Origine des lipides (Lip.)	Facteur 3 Taux de rationnement (TR)	Facteur 4 Densité finale (Dens.)
Combinaison 1	Souche domestiquée	APV	TR optimal	9 kg.m ⁻³
Combinaison 2	Souche sauvage	APV	TR optimal	3 kg.m ⁻³
Combinaison 3	Souche domestiquée	AP	TR optimal	3 kg.m ⁻³
Combinaison 4	Souche sauvage	AP	TR optimal	9 kg.m ⁻³
Combinaison 5	Souche domestiquée	APV	TR optimal - 30%	3 kg.m ⁻³
Combinaison 6	Souche sauvage	APV	TR optimal - 30%	9 kg.m ⁻³
Combinaison 7	Souche domestiquée	AP	TR optimal - 30%	9 kg.m ⁻³
Combinaison 8	Souche sauvage	AP	TR optimal - 30%	3 kg.m ⁻³

3.2.3. Conditions expérimentales

3.2.3.1. Structures expérimentales

Les 8 unités expérimentales sont réparties aléatoirement dans une salle. Chaque unité expérimentale est constituée par un bassin de 500L. à parois internes blanches, fonctionnant en circuit fermé, surmonté d'une structure en bois bâché, de manière à l'isoler de son environnement extérieur (Figure 51). Elle possède un diffuseur d'air et un éclairage suspendu (2 tubes fluorescents de type blanc industriel). La photopériode est fixée à 16L:8O à l'aide d'une horloge centrale contrôlant l'ensemble des éclairages des unités expérimentales La température de l'eau a été maintenue à 23°C à l'aide d'une résistance chauffante thermostatée de 150W.

Figure 51: Photographie des unités expérimentales.



3.2.3.2. Déroulement de l'expérience

Les poissons des deux souches n'ayant pas atteint le poids initial (50 g) en même temps, l'expérience s'est réalisée sur 2 périodes (Tableau 17). La première concerne les poissons de souche domestiquée, elle a débuté le 21 octobre 2004 et s'est achevée le 01 mars 2005. Pour les poissons de souche sauvage, l'expérimentation a débuté le 19 novembre 2004 et s'est terminée le 29 mars 2005. La phase d'acclimatation a duré 3 semaines et la période expérimentale 103 jours. Au cours de la phase d'acclimatation, un aliment artificiel BioMar (gamme Bio-Optimal) (protéines = 47.1%, lipides = 10.0%) a été distribué et le taux de rationnement fixé à l'optimum. Les rations ont été distribuées 6 jours sur 7, en continu sur 12 heures de photophase à l'aide d'un distributeur mécanique sur tapis. La qualité de l'eau (nitrites, ammoniac, pH, température et oxygène dissous) a été contrôlée 2 à 3 fois par semaine. Des contrôles de croissance ont été réalisés toutes les 3 semaines, de manière à réajuster les rations alimentaires distribuées.

Tableau 17: Conditions initiales.

Numéro de l'unité expérimentale (UE)	Combinaison	Nombre	Poids moyen (g)
UE 1	1	51	49.0
UE 2	3	14	50.0
UE 3	8	14	50.0
UE 4	5	17	52.9
UE 5	7	45	48.9
UE 6	2	51	54.9
UE 7	6	45	51.1
UE 8	4	17	58.8

3.2.4. Variables étudiées

Les variables de qualité étudiées ainsi que les protocoles de mesure sont les mêmes que ceux détaillés pour l'étude de la variabilité de la qualité de la perche d'élevage et sauvage (Chapitre 1): morphologie, couleur, rendement de filetage et indices morfo-anatomiques, teneur en lipides et profils en acides gras du filet. Cependant, sur la base des résultats obtenus précédemment, seuls ont été conservés les critères qui ont caractérisé la variabilité de la qualité, dans le chapitre 1 et dans l'expérience 1 du chapitre 2. Par ailleurs, dans cette étude, il n'existe pas de relation linéaire entre la taille des poissons et leur couleur. Ainsi, les variables de couleur n'ont pas été transformées, contrairement aux expérimentations précédentes. En outre, seuls les acides gras dont la teneur est supérieure à 1% des acides gras totaux ont été conservés. Les variables prises en compte dans cette expérience 2 sont présentées dans le Tableau 18. Les mesures ont été réalisées sur 10 poissons tirés aléatoirement par UE et abattus par choc thermique (bain d'eau glacée).

La teneur en cortisol plasmatique a également été mesurée de manière à connaître l'état de stress des poissons. En effet, le stress a des répercussions fortes sur de nombreux paramètres de qualité (couleur, croissance,...) et des niveaux de stress différents pourraient expliquer l'effet de certains facteurs sur la qualité du poisson. Les prélèvements sanguins (1 ml de sang par poisson) ont été réalisés en moins de 5 minutes après la pêche des poissons au niveau de la veine caudale à l'aide d'une seringue hypodermique (Wang *et al.*, 2004) et avant toutes les mesures des différentes variables de qualité. Trois poissons par unité expérimentale ont été choisis aléatoirement et anesthésiés à l'aide d'une solution de 2-phénoxyéthanol. Le sang collecté a ensuite été mélangé à de l'héparine puis centrifugé 25 minutes à 4000 tr.min⁻¹. Le sérum a été récupéré et conservé à -20°C.

La détermination des teneurs en cortisol plasmatique a été effectuée grâce à des kits ELISA (DSN, Inc.) (Teles *et al.*, 2004).

Tableau 18: Variables de qualité étudiées.

	Variables	
Morphologie	RLH = Taille relative de la tête RLM = Taille relative de la bouche CDf = Degré de compacité du poisson	CDc = Degré de compacité de la nageoire caudale CIH = Indice de conformation de la tête
Couleur	Lc, Cc, Hc (°) = couleur de la nageoire caudale Lsis, Csis, Hsis (°) = différence de couleur entre bande et inter-bande Lv, Cv, Hv (°) = couleur de la partie ventrale Lf, Cf, Hf (°) = couleur du filet	
Qualité technologique	VSI (%) = indice viscérosomatique HSI (%) = indice hépatosomatique GSI (%) = indice gonadosomatique	PFI (%) = indice de gras périviscéral K2 (%) = facteur de condition FY (%) = rendement de filetage
Qualité nutritionnelle	Teneur en lipides (%) Profil en acides gras (exprimés en % des acides gras totaux) Teneur en C14:0, C16:0, C18:0, <i>SFA</i> (total des acides gras saturés) Teneur en C16:1, C18:1, C20:1, C22:1, <i>MUFA</i> (total des acides gras mono insaturés) Teneur en C18:2n-6, C20:4n-6, <i>n-6 PUFA</i> (total des acides gras poly insaturés n-6) Teneur en C20:5n-3, C22:6n-3, <i>n-3 PUFA</i> (total des acides gras poly insaturés n-3)	

3.2.5. Analyses statistiques

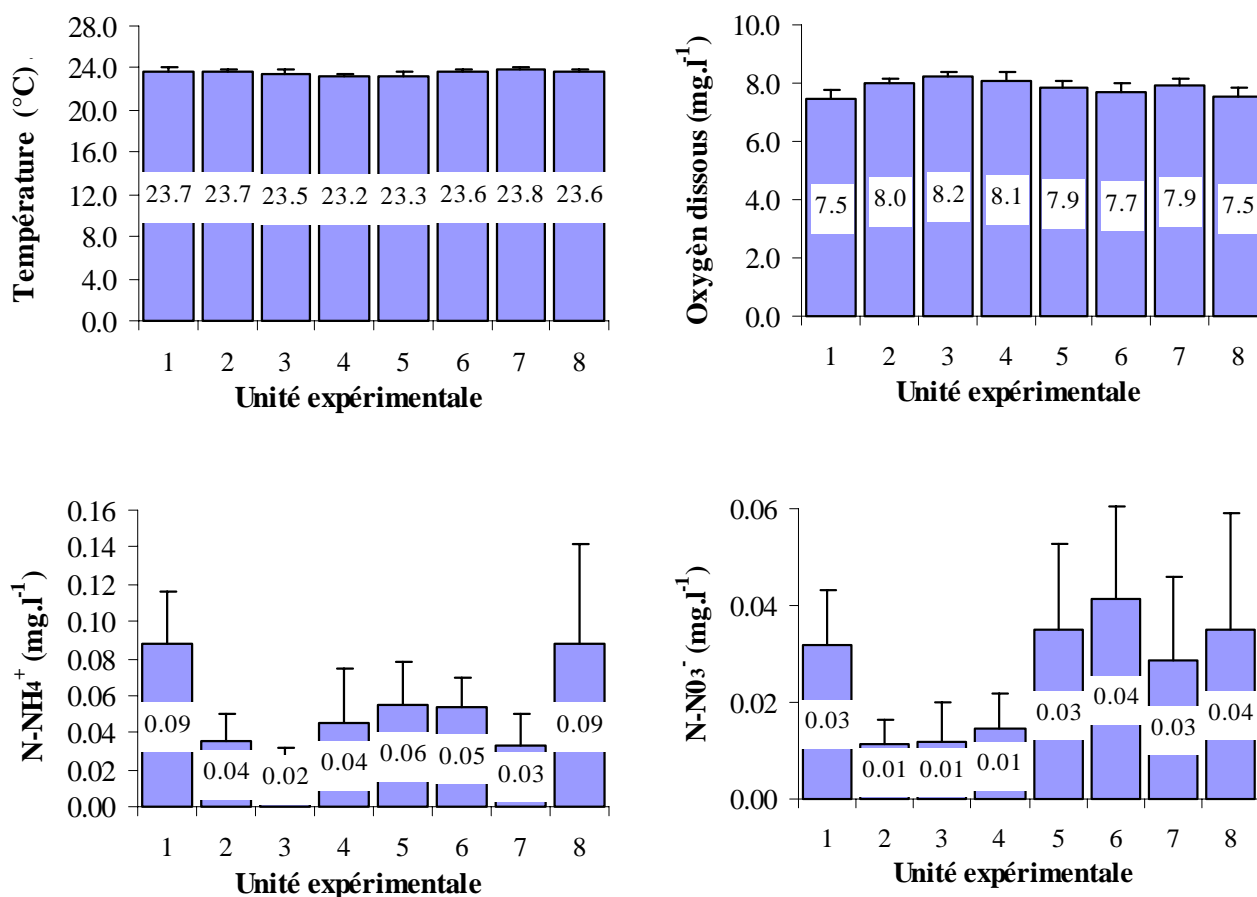
Les données ont été analysées grâce au logiciel *Analys* (Kobilinsky, 2000). La détermination des facteurs potentiellement influents a été réalisée à partir des graphiques de Daniel (Goupy, 2001). C'est un graphique des quantiles semi-normaux construit à partir des valeurs absolues des effets rangées par ordre croissant et représentées en ordonnées. Les abscisses correspondantes sont les quantiles de la loi normale centrée réduite. Sous l'hypothèse de normalité, si tous les effets sont nuls, leurs points sont alignés. Les effets non nuls se détachent de la droite d'alignement, ce qui permet de les repérer (Kobilinsky, 1997). Les effets principaux et interactions repérés non nuls sont alors testés dans un modèle d'analyse de variance dont le terme d'erreur est constitué des effets nuls.

3.3. Résultats

3.3.1. Qualité d'eau, poids final et densité finale

Tout au long de l'expérimentation, les teneurs en oxygène dissous ont été maintenues entre 7 et 9 mg.l⁻¹. Par ailleurs, la température de l'eau a été maintenue entre 23 et 24°C (Figure 52). Il apparaît également que les teneurs en N-NH₄⁺ et en N-NO₂⁻ tendent à être supérieures dans les unités expérimentales UE1, UE5, UE6 et UE8, c'est-à-dire les bacs où la densité est la plus forte. Cependant, les différences sont très faibles et les teneurs en N-NH₄⁺ et en N-NO₂⁻ dans toutes les unités expérimentales restent inférieures à 0.1 mg.l⁻¹.

Figure 52: Evolution de la qualité d'eau au cours de la phase expérimentale (moyenne et erreur type).



Au terme de l'expérimentation, les poids moyens finaux des poissons varient entre 108.8 g et 74.9 g (Figure 53). La densité finale obtenue en fin d'expérimentation est présentée dans le Tableau 19. Il apparaît que les modalités du facteur *Densité finale* souhaitées au début de l'expérimentation n'ont pas forcément été atteintes. Cependant, en dehors de la forte variabilité, la modalité haute pour

ce facteur reste globalement 2 à 3 fois supérieure à la modalité basse, ce qui était l'objectif fixé au départ.

Figure 53: Poids final des poissons (moyenne et erreur type).

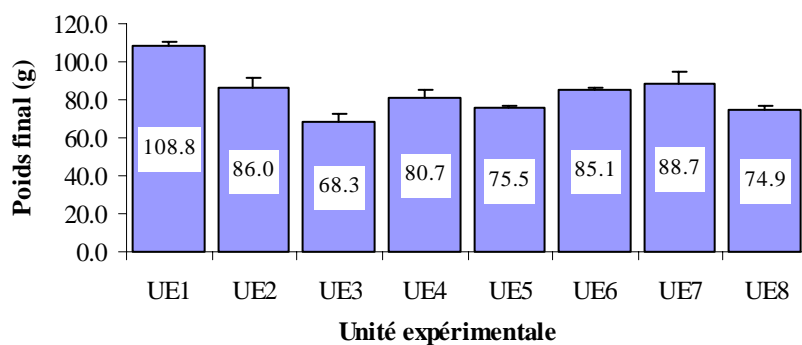


Tableau 19: Densité finale atteinte au sein des différentes unités expérimentales.

Numéro de l'unité expérimentale (UE)	Densité finale théorique (kg.m ⁻³)	Densité finale atteinte (kg.m ⁻³)
UE 1	9	9.8
UE 2	3	2.1
UE 3	3	1.6
UE 4	3	2.6
UE 5	9	5.4
UE 6	9	5.5
UE 7	3	1.7
UE 8	9	4.4

3.3.2. Morphologie des poissons

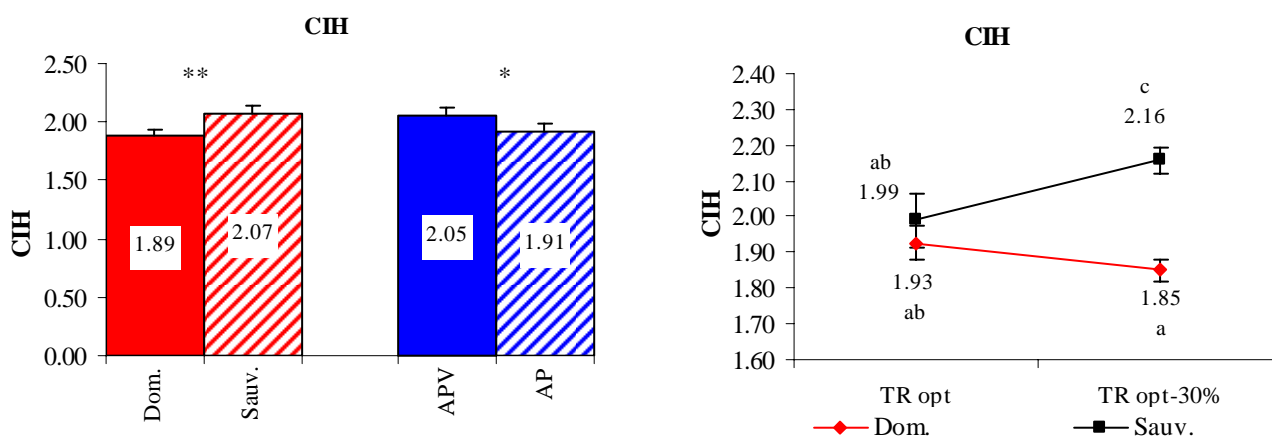
Trois facteurs simples: *Domestication (Dom.)*, *Origine des lipides (Lip.)* et *Densité* et une interaction: *Dom.*Lip.* (confondue avec *TR*Densité*) ont des effets significatifs sur la morphologie des poissons (Tableau 20). Aucun des facteurs ni interactions n'a d'impact sur la compacité des poissons (CD_f).

Tableau 20: Tableau des effets des facteurs seuls et des groupes d'interactions sur la morphologie des perches. Dom. = Domestication. Lip. = Origine des lipides; TR = taux de rationnement; CIH = indice de conformation de la tête; RLM = taille relative de la bouche; RLH = taille relative de la tête; CDc = degré de compacité de la nageoire caudale; CDf = degré de compacité du poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$; NS = effet non significatif ($p > 0.05$). Entre parenthèses: variance expliquée (%).

	Dom.	Lip.	TR	Densité	Dom.*Lip.	Dom.*TR	Dom.*Densité	CV ETR
					TR.*Densité	Lip.*Densité	TR*Lip.	(%)
CIH	** (48)	* (25)	NS	NS	NS	* (21)	NS	2.0
RLM	NS	NS	NS	* (50)	NS	NS	NS	2.1
RLH	NS	NS	NS	NS	NS	* (55)	NS	1.9
CDc	NS	** (53)	NS	* (33)	NS	NS	NS	1.8
CDf	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	2.3

La domestication est le facteur qui influence le plus (48% de la variance) l'indice de conformation de la tête (CIH = 2.1 et 1.9 respectivement pour les poissons non domestiqués et domestiqués) (Figure 54). Par ailleurs, le type d'aliment distribué ainsi que l'interaction *Dom.*TR* ont une influence significative sur la conformation de la tête et expliquent à eux deux 46% de la variabilité totale (effet de la domestication plus élevé à un taux de rationnement limité).

Figure 54: Effets des facteurs testés sur l'indice de conformation de la tête (CIH) (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. TR = taux de rationnement. Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



Le facteur *Densité* a un effet essentiellement sur la taille de la bouche (RLM) et explique la moitié de la variabilité observée. Les poissons élevés à forte densité possèdent ainsi une bouche plus petite (RLM = 0.46) que ceux élevés à faible densité (RLM = 0.48) (Figure 55). Par ailleurs, ce facteur avec le facteur *Origine des lipides* influent significativement sur le degré de compacité de la nageoire caudale (Figure 56). Ainsi, les poissons nourris avec l'aliment APV ont une nageoire caudale plus compacte que ceux nourris avec l'aliment AP. De même, à forte densité, les poissons sont caractérisés par une nageoire caudale élancée. Le facteur *Densité* (53% de la variabilité) a un effet plus important que le facteur *Origine des lipides* (33% de la variabilité) (Tableau 20). En outre, seule l'interaction *Domestication*TR* (ou *Lip.*Densité*) influe significativement sur la taille de la tête (Figure 57) et contribue pour 55% à la variabilité totale.

Les moyennes des variables morphologiques mesurées dans les différentes unités expérimentales sont présentées en Annexe 13.

Figure 55: Effets des facteurs testés sur la taille relative de la bouche (RLM) (moyenne et erreur type). Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.

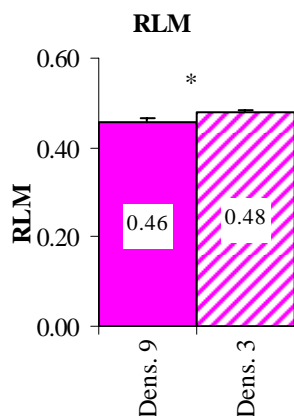


Figure 56: Effets des facteurs testés sur le degré de compacité de la nageoire caudale (CDc) (moyenne et erreur type). APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.

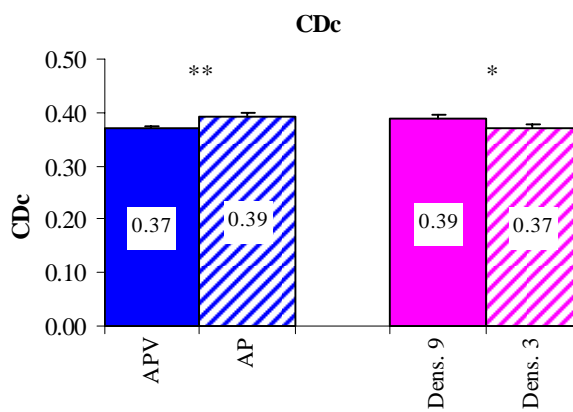
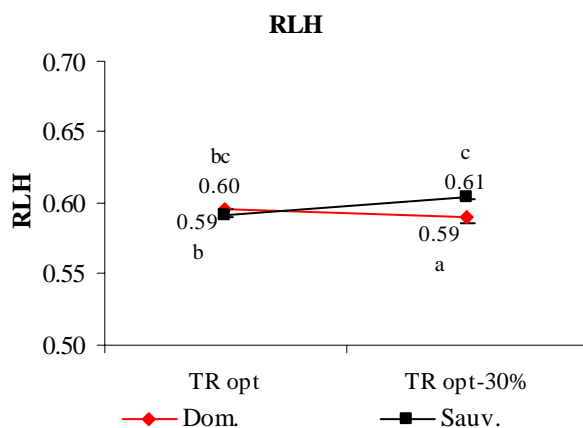


Figure 57: Effets des facteurs testés sur la taille relative de la tête (RLH) (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. TR = taux de rationnement.



3.3.3. Couleur des poissons

Les 4 facteurs simples ainsi que 2 couples d'interaction (*Dom**Lip.* / TR*Densité* et *Dom.*TR / Lip.*Densité*) influent significativement sur au moins une des variables de couleur des poissons (Tableau 21). Les variables les plus soumises à l'action des différents facteurs testés sont la couleur de la nageoire caudale et du filet.

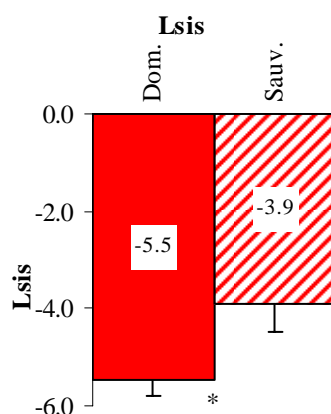
La différence de luminosité entre la bande et l'inter-bande (L_{sis}) est significativement plus marquée pour les poissons domestiqués, comparativement aux perches sauvages, respectivement $L_{\text{sis}} = -5.5$ et -3.9 (Figure 58).

Le facteur *Densité* n'a d'effet significatif que sur la saturation de la nageoire caudale (C_c) mais a une influence largement moins importante que les autres facteurs, puisqu'il n'explique que 2% de la variabilité totale. Pour cette variable, tous les facteurs testés ont une influence significative, mais l'effet est plus marqué pour les facteurs *Domestication* (68% de la variabilité) et *Origine des lipides* (24% de la variabilité)

Tableau 21: Tableau des effets des facteurs seuls et des groupes d'interactions sur la couleur des perches. Dom. = Domestication. Lip. = Origine des lipides; TR = taux de rationnement. Lc = luminosité de la nageoire caudale; Cc = saturation de la nageoire caudale; Hc = angle de teinte de la nageoire caudale; Lsis = différence de luminosité entre la bande et l'inter-bande; Csis = différence de saturation entre la bande et l'inter-bande; Hsis = différence d'angle de teinte entre la bande et l'inter-bande; Lv = luminosité de la partie ventrale; Cv = saturation de la partie ventrale; Hv = angle de teinte de la partie ventrale; Lf = luminosité du filet; Cf = saturation du filet; Hf = angle de teinte du filet. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$; NS = effet non significatif ($p > 0.05$). Entre parenthèses: variance expliquée (%).

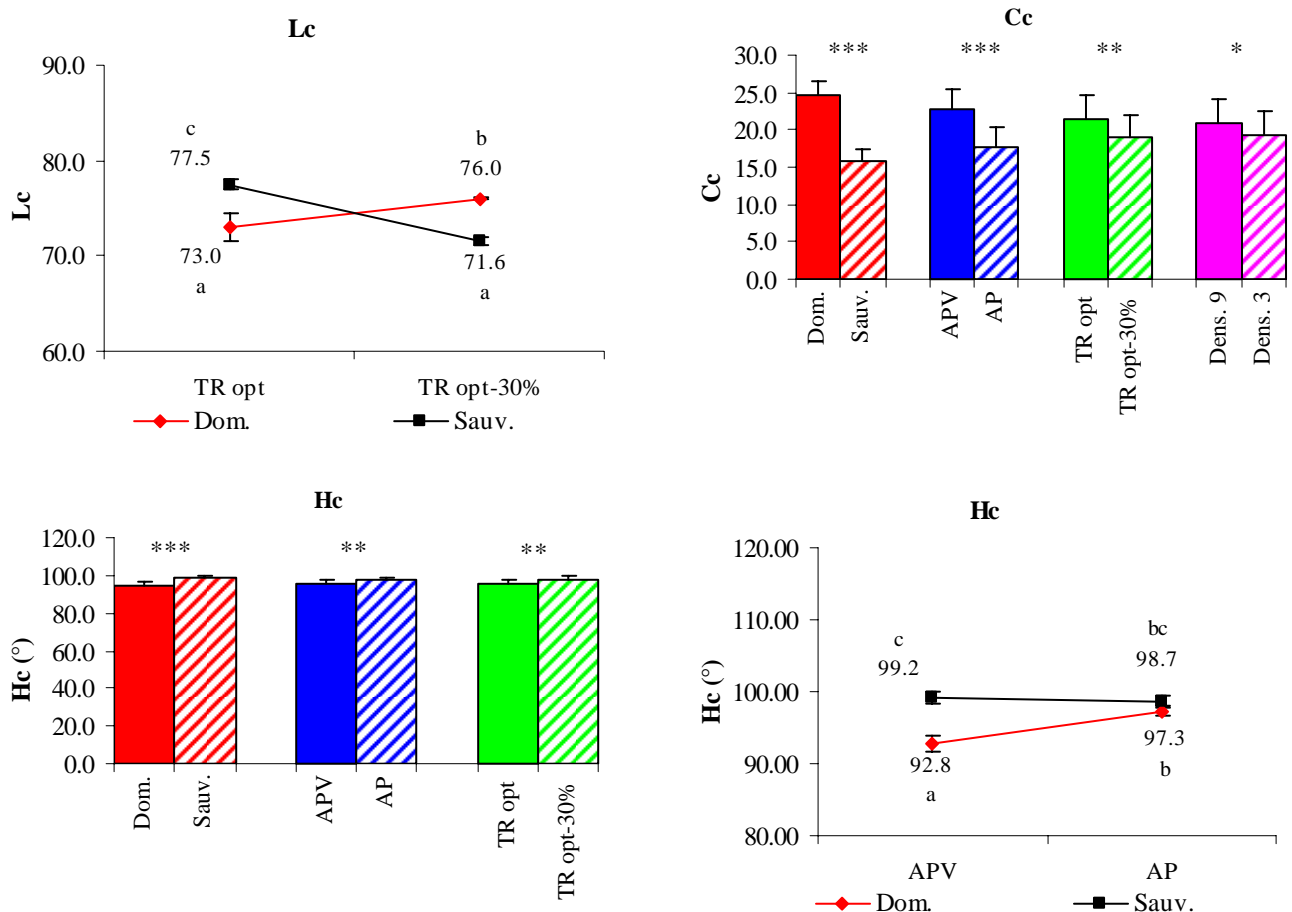
	Dom.	Lip.	TR	Densité	Dom.*Lip. TR.*Densité	Dom.*TR Lip.*Densité	Dom.*Densité TR*Lip.	CV ETR (%)
Lc	NS	NS	NS	NS	NS	* (72)	NS	1.8
Cc	*** (68)	*** (24)	** (5)	* (2)	NS	NS	NS	2.7
Hc	*** (49)	** (13)	** (18)	NS	** (20)	NS	NS	0.2
Lsis	* (46)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	14.0
Csis	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	1.1
Hsis	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	51.9
Lv	NS	NS	* (17)	NS	NS	** (62)	NS	1.8
Cv	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	8.2
Hv	NS	NS	* (38)	NS	NS	** (42)	NS	4.4
Lf	NS	*** (67)	NS	NS	** (27)	NS	NS	0.4
Cf	* (52)	NS	* (28)	NS	NS	NS	NS	5.3
Hf	NS	* (56)	NS	NS	NS	NS	NS	0.5

Figure 58: Effets des facteurs testés sur la différence de luminosité entre la bande et l'inter-bande (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



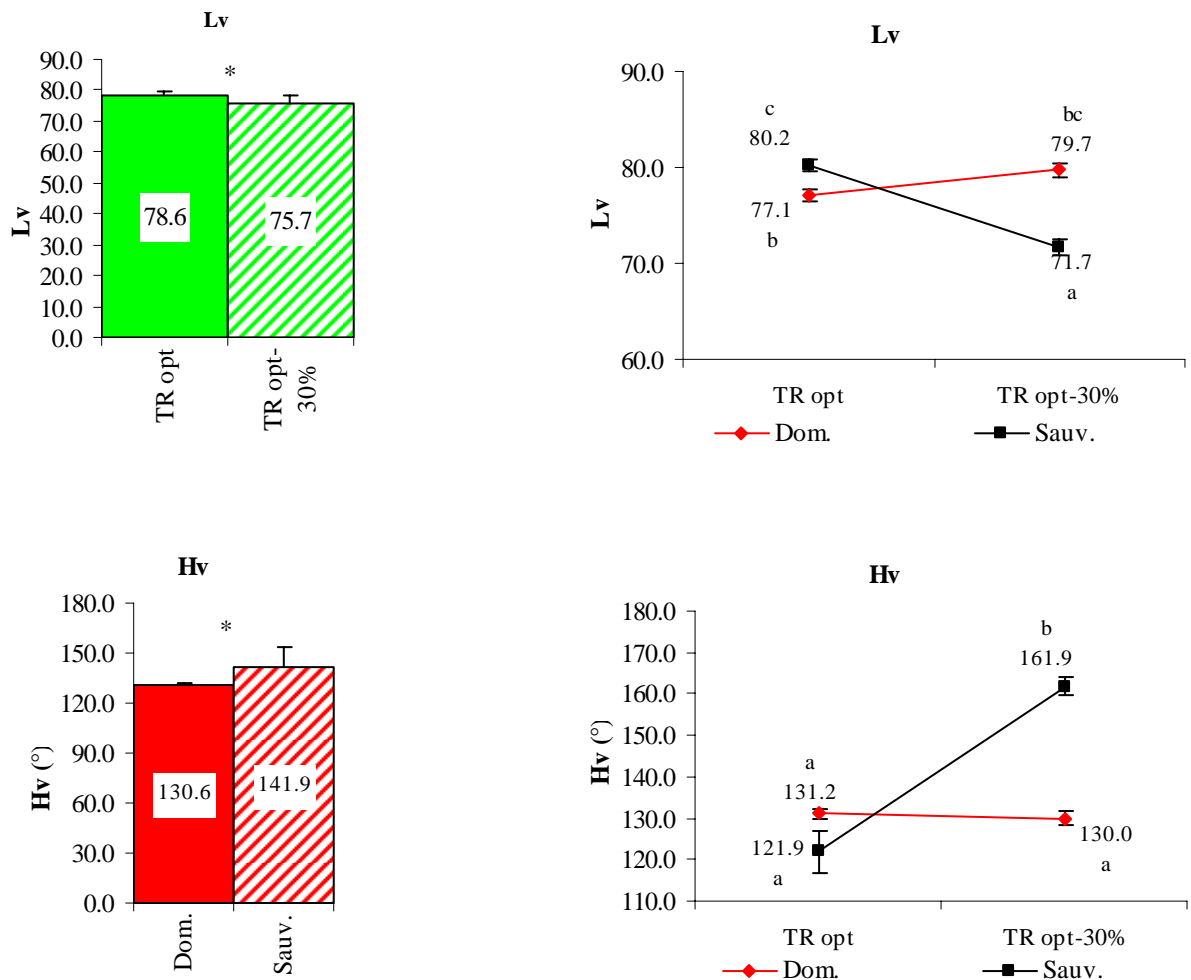
La luminosité de la nageoire caudale (Lc) dépend uniquement de l'interaction *Domestication*Taux de Rationnement* (72% de la variabilité). La teinte de la nageoire caudale (Hc) est sous l'influence de la domestication, de l'origine des lipides, du taux de rationnement et de l'interaction *Dom.*Lip.*. Aucune différence de couleur de la nageoire caudale n'existe pour les poissons nourris avec AP, alors que celle des poissons domestiqués est plus jaune que celle des non domestiqués quand ils sont nourris avec l'aliment APV (Figure 59). Cependant, seul le premier facteur apparaît comme le facteur essentiel dans le déterminisme de la qualité, puisqu'il explique 49% de la variabilité contre 13% et 18% pour les autres facteurs simples et 20% pour l'interaction.

Figure 59: Effets des facteurs testés sur la couleur de la nageoire caudale (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. TR = taux de rationnement. Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



L'interaction *Dom*TR* qui explique respectivement 62% et 42% de la variabilité de L_v et de H_v est le principal facteur influençant la couleur du ventre. Les perches sauvages nourries à TR opt.-30% sont plus vertes et plus sombres que celles nourries à l'optimum, tandis qu'aucune différence n'est observée pour les poissons domestiqués (Figure 60). Le facteur Taux de rationnement a également un effet sur la couleur du ventre, mais de moindre importance que l'interaction *Dom*TR* (Tableau 21). Ainsi, à taux de rationnement optimal, les perches présentent un ventre plus lumineux ($L_v = 78.6$) et plus jaunâtre ($H_v = 126.5^\circ$), tandis qu'au taux de rationnement optimum diminué de 30%, les poissons ont un ventre plus verdâtre ($H_v = 146.0^\circ$) et plus sombre ($L_v = 75.7$).

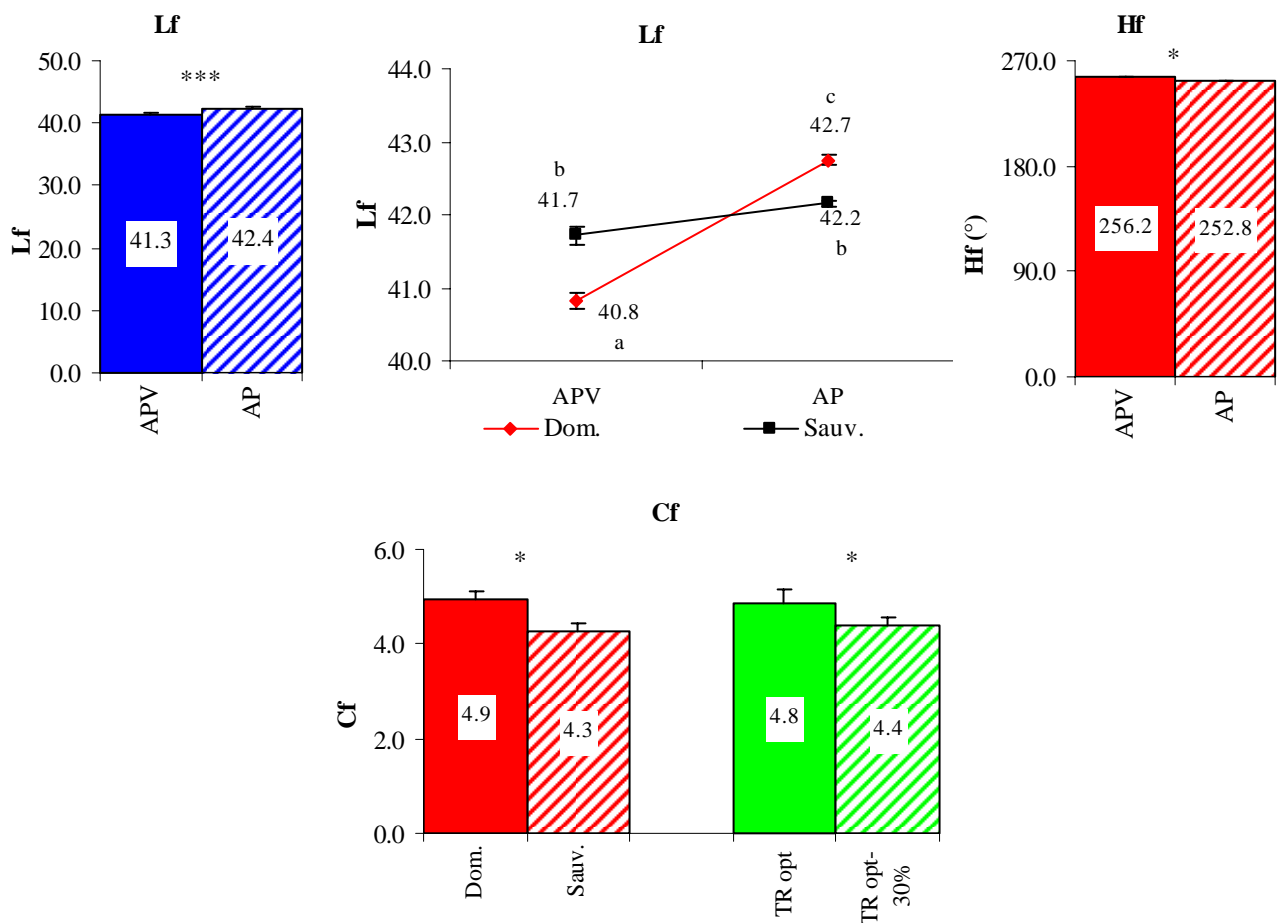
Figure 60: Effets des facteurs testés sur la luminosité et la teinte de la partie ventrale (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. TR = taux de rationnement. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



L'origine des lipides alimentaires agit significativement sur la luminosité et l'angle de teinte du filet (Tableau 21). Ainsi, les filets des poissons nourris avec l'aliment APV sont moins lumineux ($L_f = 41.3$) et plus bleutés ($H_f = 256.2^\circ$) que ceux nourris avec l'aliment AP ($L_f = 42.4$; $H_f = 252.8^\circ$) (Figure 61). Toutefois, cet effet interagit avec celui de la domestication: les poissons sauvages ont des filets plus lumineux que celui des domestiqués avec l'aliment APV, tandis que c'est l'inverse avec l'aliment AP. Par ailleurs, les filets des poissons domestiqués ou nourris à l'optimum ont une couleur plus saturée que les perches sauvages ou nourries à l'optimum – 30%. Les facteurs *Domestication* et *Origine des lipides* sont les facteurs influents de la couleur du filet, puisqu'ils expliquent entre 52% et 67% de la variabilité des différentes composantes de couleur (Tableau 21).

Les moyennes des variables de couleur mesurées dans les différentes unités expérimentales sont présentées en Annexe 14.

Figure 61: Effets des facteurs testés sur la couleur du filet (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. TR = taux de rationnement. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$; NS = effet non significatif ($p > 0.05$).



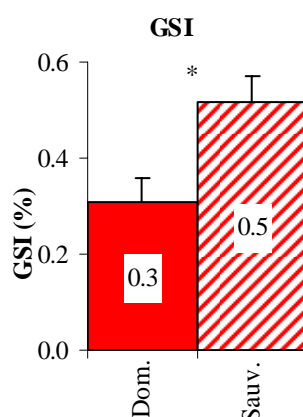
3.3.4. Qualité technologique des poissons

Seuls les facteurs *Domestication* et *Origine des lipides* (Qualité de l'aliment) ont des effets significatifs sur les variables de qualité technologique prises en compte dans cette étude (Tableau 22). Aucun effet significatif des facteurs testés et de leurs interactions sur le facteur de condition (K_2) et sur l'indice de gras périviscéral (PFI) n'existe. En outre, l'indice gonadosomatique (GSI) est significativement inférieur pour les poissons domestiqués par rapport aux poissons sauvages mais reste faible (< 1.0%) (Figure 62).

Tableau 22: Tableau des effets des facteurs seuls et des groupes d'interactions sur les variables de qualité technologique. Dom. = Domestication. Lip. = Origine des lipides; TR = taux de rationnement. K_2 = Facteur de condition; VSI (%)= indice viscérosomatique; GSI (%) = Indice gonadosomatique; HSI (%) = indice hépatosomatique; PFI (%) = indice de gras périviscéral; FY (%) = rendement de filetage. *: $p > 0.01$; **: $p > 0.001$; ***: $p < 0.001$; NS = effet non significatif ($p > 0.05$). Entre parenthèses: variance expliquée (%).

	Dom.	Lip.	TR	Densité	Dom.*Lip. TR.*Densité	Dom.*TR Lip.*Densité	Dom.*Densité TR*Lip.	CV ETR (%)
K_2	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	4.6
VSI	NS	* (54)	NS	NS	NS	NS	NS	9.0
GSI	* (57)	NS	NS	NS	NS	NS	NS	22.0
HSI	* (3)	*** (96)	NS	NS	NS	NS	NS	5.6
PFI	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	11.7
FY	** (66)	* (22)	NS	NS	NS	NS	NS	1.6

Figure 62: Effets des facteurs testés sur l'indice gonadosomatique (GSI (%)) (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



Le facteur *Domestication* a également un effet significatif sur l'indice hépatosomatique et le rendement de filetage (Tableau 22). Cependant, ce facteur n'explique que 3% de la variabilité observée pour HSI. Le facteur le plus influent sur l'indice hépatosomatique ainsi que sur l'indice viscérosomatique (VSI) est l'origine des lipides (respectivement 96 et 54% de la variabilité totale). Les poissons nourris avec l'aliment APV possèdent un VSI et un HSI plus faibles (VSI = 7.4%; HSI = 1.1) que les perches nourries avec l'aliment AP (VSI = 8.8%; HSI = 3.1%) (Figure 63 et Figure 64).

Figure 63: Effets des facteurs testés sur l'indice hépatosomatique (HSI (%)) (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.

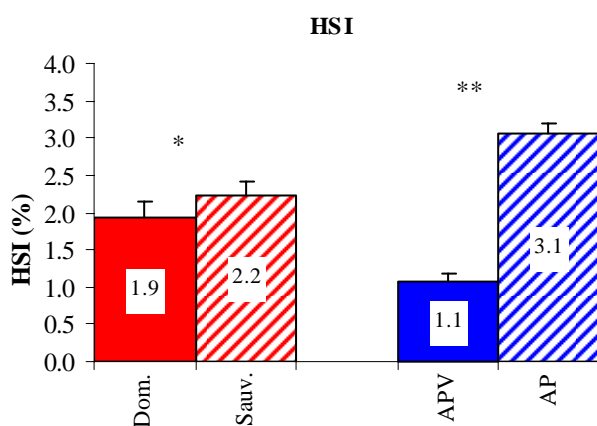
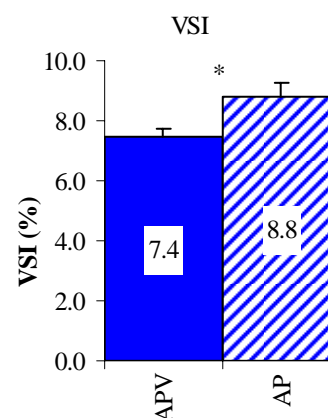


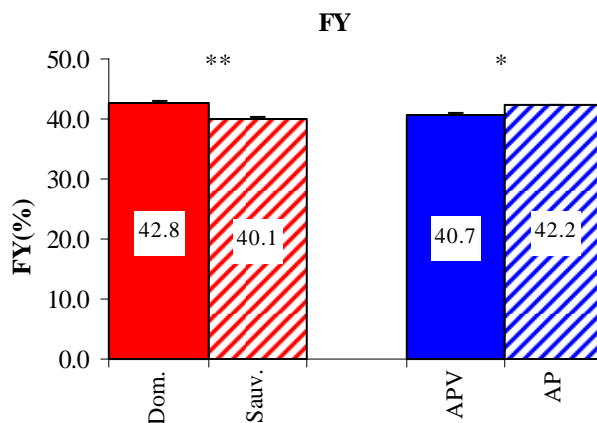
Figure 64: Effets des facteurs testés sur l'indice viscérosomatique (VSI (%)) (moyenne et erreur type). APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



Concernant les rendements de filetage, le facteur le plus influent est la *Domestication* (66% de la variabilité). Ainsi, les perches domestiquées ont un rendement de filetage plus fort que les perches sauvages, respectivement 42.8% et 40.1% (Figure 65). De plus, il existe également un effet du facteur *Origine des lipides* (22% de la variabilité). Les poissons nourris avec l'aliment APV présentent un rendement de filetage plus faible (40.7%) que ceux nourris avec l'aliment AP (42.2%).

Les moyennes des variables technologiques mesurées dans les différentes unités expérimentales sont présentées en Annexe 15.

Figure 65: Effets des facteurs testés sur le rendement de filetage (FY (%)) (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



3.3.5. Qualité nutritionnelle des poissons

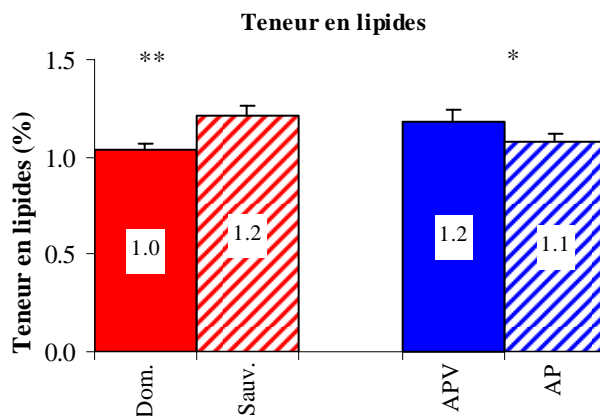
Deux facteurs simples, *Domestication* et *Origine des lipides* apparaissent comme les plus influents de la qualité nutritionnelle du filet de perches (Tableau 23). En outre, le facteur *Taux de rationnement* et les interactions *Domestication*Taux de rationnement* et *Domestication*Densité* n'ont pas d'effet sur la qualité nutritionnelle du filet de perches, sauf pour le C18 et les MUFA.

Le facteur *Domestication* explique 65% de la variabilité totale des teneurs en lipides du filet et constitue donc le facteur majeur d'influence pour cette variable. Les filets des poissons domestiqués sont moins riches en lipides (1.0%) que ceux des poissons sauvages (1.2%) (Figure 66). Par ailleurs, les poissons nourris avec l'aliment APV possèdent significativement plus de lipides dans le filet que ceux nourris avec l'aliment AP, respectivement 1.2% et 1.1%, même si ce facteur n'explique que 19% de la variabilité totale. Cependant, l'amplitude de variations des teneurs en lipides du muscle reste très faible.

Tableau 23: Tableau des effets des facteurs seuls et des groupes d'interactions sur les teneurs en lipides (%) et en acides gras (% des acides gras totaux) des filets de perches. Dom. = Domestication. Lip. = Origine des lipides; TR = taux de rationnement. SFA = total des acides gras saturés; MUFA = total des acides gras mono-insaturés; PUFA n-6 = total des acides gras poly-insaturés n-6; PUFA n-3 = total des acides gras poly-insaturés n-3. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$; NS = effet non significatif ($p > 0.05$). Entre parenthèses: variance expliquée (%).

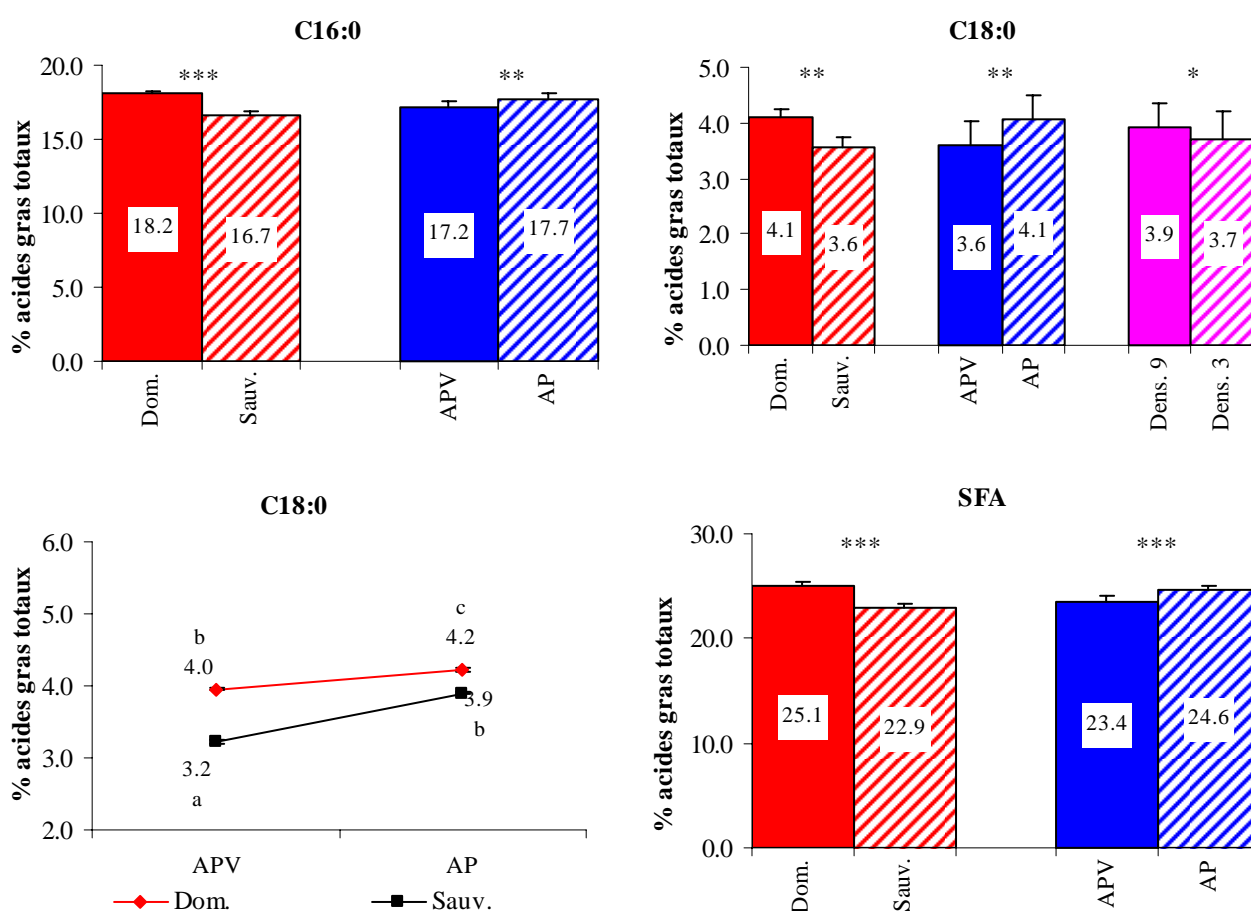
	Dom.	Lip.	TR	Densité	Dom.*Lip.	Dom.*TR	Dom.*Densité	CV ETR
					TR.*Densité	Lip.*Densité	TR*Lip.	(%)
Teneur en lipides	** (65)	* (19)	NS	NS	NS	NS	NS	3.2
C14:0	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	6.9
C16:0	*** (88)	** (10)	NS	NS	NS	NS	NS	0.5
C18:0	** (47)	** (34)	NS	* (7)	* (6)	NS	NS	1.7
SFA	*** (78)	*** (21)	NS	NS	NS	NS	NS	0.7
C16:1	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	10.5
C18:1	NS	** (85)	NS	NS	NS	NS	NS	4.4
C20:1	NS	*** (87)	NS	* (2)	** (10)	NS	NS	2.1
C22:1	NS	*** (76)	NS	NS	* (18)	NS	NS	2.4
MUFA	NS	** (71)	NS	NS	* (16)	NS	NS	4.1
C18:2n-6	NS	*** (91)	NS	NS	NS	NS	NS	5.8
C20:4n-6	NS	*** (71)	NS	NS	NS	NS	NS	2.9
n-6 PUFA	* (13)	*** (81)	NS	NS	NS	NS	NS	2.2
C20:5n-3	NS	NS	NS	NS	NS	NS	NS	0.4
C22:6n-3	* (13)	* (57)	NS	NS	NS	NS	NS	1.0
n-3 PUFA	* (24)	** (54)	NS	NS	NS	NS	NS	1.3

Figure 66: Effets des facteurs testés sur la teneur en lipides (%) du filet (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



Le facteur *Domestication* est le plus influent sur la teneur en acides gras saturés (SFA) (78% de la variabilité) et notamment les acides gras C16:0 (88% de la variabilité), C18:0 (47% de la variabilité) (Tableau 23). Comparativement aux perches sauvages, les poissons domestiqués sont caractérisés par des teneurs plus élevées en C16:0, C18:0 et en SFA, respectivement 18.2%, 4.1% et 25.1% pour les perches domestiquées contre 16.7%, 3.6% et 22.9% pour les poissons sauvages (Figure 67).

Figure 67: Effets des facteurs testés sur les teneurs en C16:0, C18:0 et en acides gras saturés (SFA) du filet (% des acides gras totaux) (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



En outre, le facteur *Origine des lipides* a une action significative sur les teneurs en C16:0, C18:0 et SFA. En effet, les poissons nourris avec l'aliment APV possèdent moins de C16:0, C18:0 et SFA (respectivement 17.2%, 3.6% et 23.4%) que ceux nourris avec l'aliment AP (respectivement 17.7%, 4.1% et 24.6%). Par ailleurs, la densité et l'interaction *Dom.*Lip.* ont un effet significatif sur la teneur en C18:0 mais moins important que celui des facteurs simples *Domestication* et *Origine des lipides* (7% et 6% de la variabilité expliquée respectivement pour le facteur *Densité* et l'interaction

*Dom.*Lip.*). Les poissons nourris avec l'aliment AP contiennent plus de C18:0 que ceux nourris avec l'aliment APV. Toutefois, l'accroissement en C18:0 est plus important pour les poissons sauvages (+0.7 point contre +0.2 point pour les perches domestiquées).

Les teneurs en acides gras mono-insaturés sont essentiellement sous l'influence du facteur *Origine des lipides* (Tableau 23). Ce facteur explique entre 71% et 87% de la variabilité des différents acides gras mono-insaturés. Cependant, la teneur en C16:1 n'est sous l'influence d'aucun des facteurs testés ni de leurs interactions. Les poissons nourris avec l'aliment APV sont caractérisés par des teneurs en C18:1, C20:1, C22:1 et MUFA supérieures à celles des poissons nourris avec l'aliment AP, respectivement 9.7%, 2.2%, 1.1% et 17.1% contre 8.0%, 1.6%, 0.8% et 14.8% (Figure 68 et Figure 69). La domestication n'est pas un facteur influant pour cette catégorie d'acides gras. Cependant, l'interaction *Domestication*Type d'aliment* a un effet significatif sur les teneurs en C20:1, C22:1 et MUFA. Avec l'aliment AP, il n'existe pas de différence entre les teneurs en C20:1, C22:1 et MUFA des poissons d'élevage et sauvages. Au contraire, les teneurs de ces acides gras augmentent avec l'aliment APV et sont supérieures pour les poissons sauvages (C20:1 = 2.3%, C22:1 = 1.2%, MUFA = 18.7% des acides gras totaux) par rapport aux perches domestiquées (C20:1 = 2.1%, C22:1 = 1.0, MUFA = 16.6% des acides gras totaux).

Figure 68: Effets des facteurs testés sur la teneur en acides gras mono-insaturés (MUFA) (% des acides gras totaux) du filet (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.

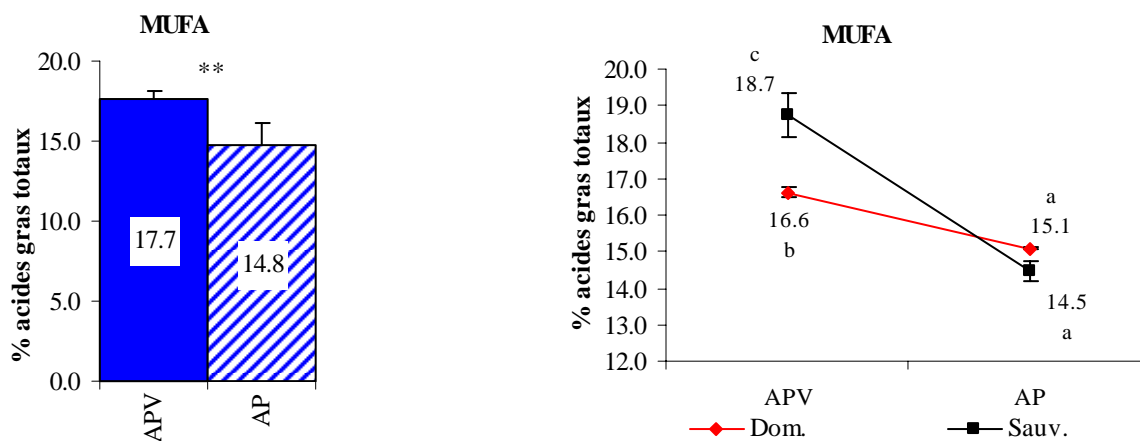
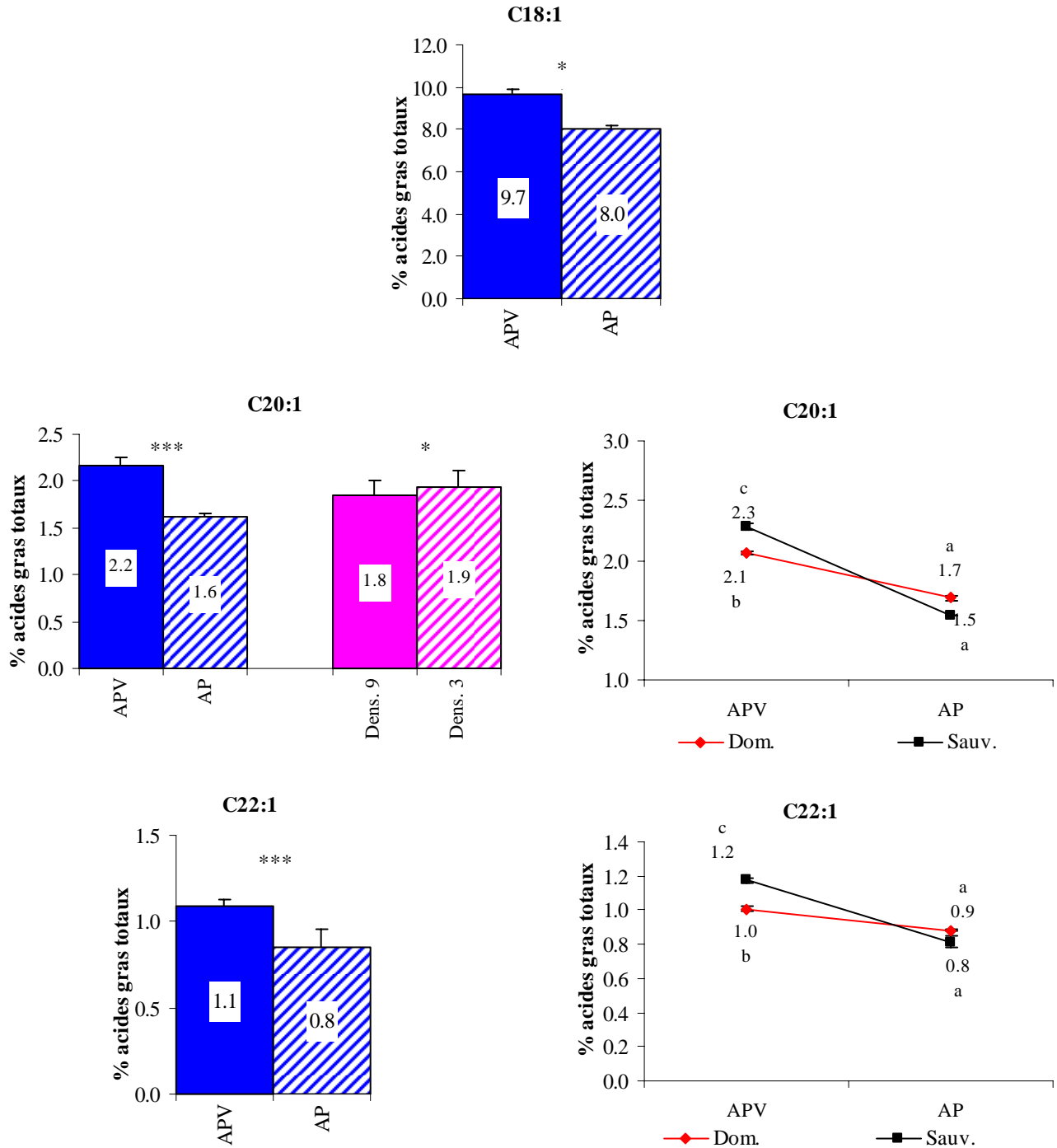
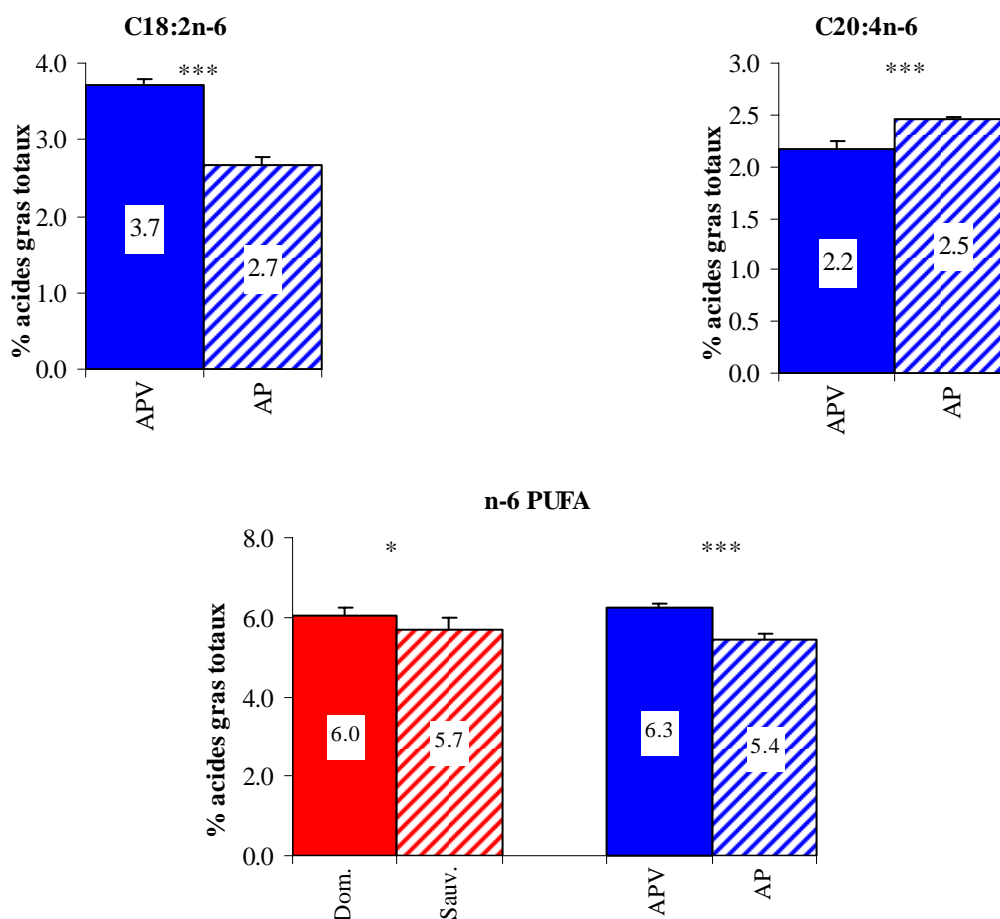


Figure 69: Effets des facteurs testés sur les teneurs en C18:1, C20:1, C22:1 (% des acides gras totaux) du filet (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³; *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



Les teneurs des différents acides gras poly-insaturés n-6 sont sous l'influence unique du facteur *Origine des lipides* qui explique entre 71 et 91% de la variabilité de ces acides gras. Cependant, la teneur en n-6 PUFA est également sous la dépendance du facteur *Domestication* (Tableau 23), bien que ce facteur soit moins influent (13% de la variabilité totale). Comparativement à l'aliment AP, l'aliment APV induit une augmentation des teneurs en C18:2n-6 et en n-6 PUFA du filet (respectivement 3.7% et 6.3% pour l'aliment APV, contre 2.7% et 5.4% pour l'aliment AP) (Figure 70). La teneur en C20:4n-6 suit la tendance inverse: 2.2% pour les poissons nourris avec l'aliment APV et 2.5% pour ceux nourris avec l'aliment AP.

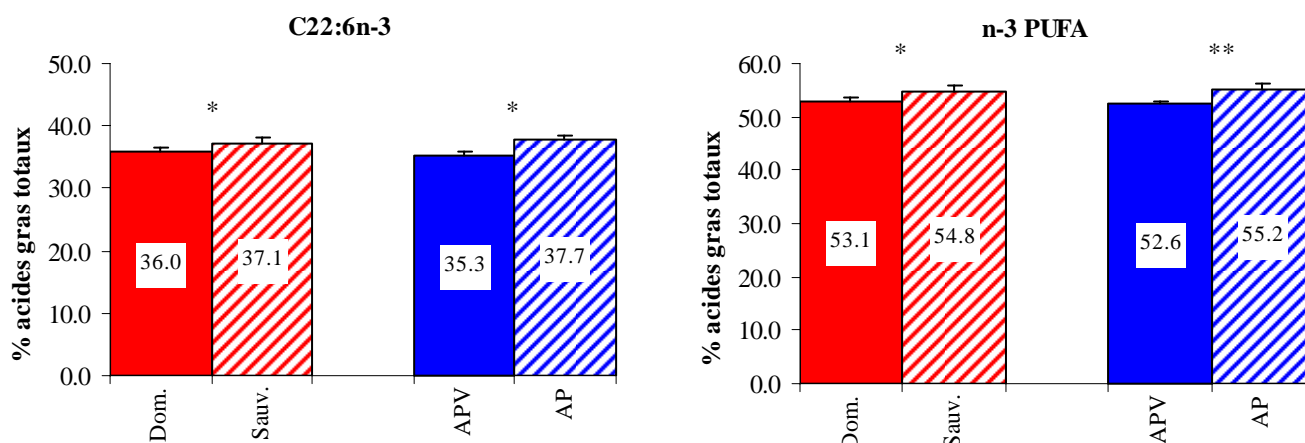
Figure 70: Effets des facteurs testés sur les teneurs en C18:2n-6, C20:4n-6 et en acides gras poly-insaturés n-6 (n-6 PUFA) (% des acides gras totaux) du filet (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



Les teneurs en acides gras poly-insaturés n-3 (sauf en EPA) sont soumises à l'effet des facteurs simples *Domestication* et *Origine des lipides* (Tableau 23) L'origine des lipides apparaît comme le facteur influençant le plus les teneurs en n-3 PUFA (57% et 54% de la variabilité totale pour le DHA et n-3 PUFA respectivement). La domestication ou l'aliment APV induisent une diminution significative des teneurs en DHA et des n-3 PUFA du filet. Les filets des poissons domestiqués contiennent 36.0% de DHA et 53.1% de n-3 PUFA, contre 37.1% et 54.8% pour les poissons de souche sauvage (Figure 71). L'aliment APV induit une diminution des teneurs en DHA et en n-3 PUFA (DHA = 35.3% et n-3 PUFA = 52.6%) par rapport à l'aliment AP (DHA = 37.7% et n-3 PUFA = 55.2%).

Les moyennes des variables nutritionnelles mesurées dans les différentes unités expérimentales sont présentées en Annexe 16.

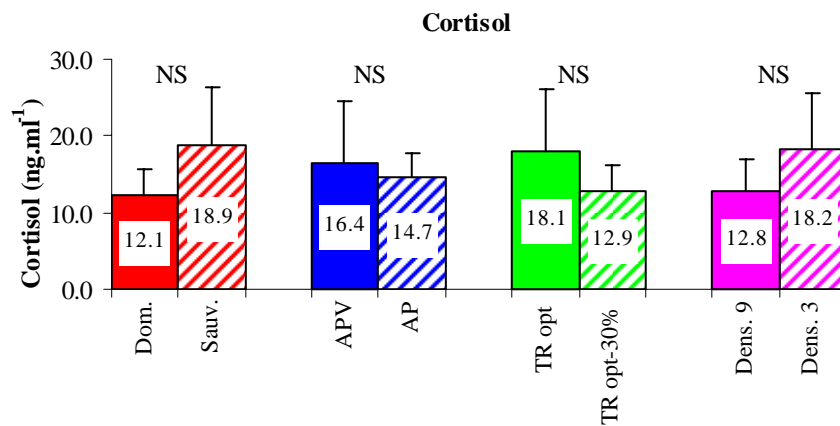
Figure 71: Effets des facteurs testés sur les teneurs en C22:6n-3 (DHA) et en acides gras poly-insaturés n-3 (n-3 PUFA) (% des acides gras totaux) du filet (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. *: $p < 0.05$; **: $p < 0.01$; ***: $p < 0.001$.



3.3.6. Teneur en cortisol plasmatique

Les teneurs en cortisol restent globalement comprises entre 10 et 20 ng.ml⁻¹ mais présentent une forte variabilité (Figure 72). Cependant, aucun effet significatif des facteurs testés ni de leurs interactions n'a été montré, même si un fort CV ETR (44%) ne permet pas d'écarter l'absence d'effet.

Figure 72: Effets des facteurs testés sur la teneur en cortisol des perches (moyenne et erreur type). Dom. = souche domestiquée; Sauv. = souche sauvage. APV = aliment poisson + végétal; AP = aliment poisson. TR = taux de rationnement. Dens. 9 = densité finale 9 kg.m⁻³; Dens. 3 = densité finale 3 kg.m⁻³. NS = effet non significatif (p > 0.05) (CV ETR = 44.1%).



DISCUSSION GENERALE

1. Quel référentiel qualité chez la perche ?

Le succès de l'introduction d'une nouvelle espèce de poissons d'élevage sur le marché de consommation dépend de sa reconnaissance et de son positionnement par rapport à d'autres produits existants (Fauconneau, 2004). Chez la perche, comme chez la plupart des poissons, ce positionnement est réalisé par rapport aux individus sauvages traditionnellement issus de la pêche, et ce, d'autant plus facilement que l'espèce sauvage est connue et appréciée par les consommateurs. Afin d'assurer un tel succès, il est donc nécessaire d'acquérir une connaissance globale de la qualité du produit, et notamment du produit sauvage. Les poissons sauvages présentent une variabilité de qualité plus ou moins importante. Ainsi, la morphologie de la limande (*Limanda ferruginea*) est un caractère fluctuant selon l'origine géographique des poissons (Cadrin et Silva, 2005). Chez le chinchard (*Trachurus japonicus*), c'est la couleur qui présente des modifications selon la provenance des individus (Osako *et al.*, 2002). De plus, des variations de qualité nutritionnelle sont visibles selon les saisons, l'état physiologique, l'âge, la taille, l'origine géographique et le type de proies exploitées (Bandarra *et al.*, 1997; Celik *et al.*, 2005). Qu'en est-il pour la perche ? Les résultats de notre étude montrent que la qualité de la perche sauvage est également fluctuante. Elle est fonction de la provenance des poissons et des périodes de capture. La réalisation d'un référentiel produit sauvage unique nécessiterait une certaine stabilité des variables de qualité. Or, nous avons mis en évidence que la plupart des critères de qualité pris en compte dans cette étude présentent des fluctuations. Cela concerne la morphologie, la couleur, particulièrement celle de la nageoire caudale, du ventre et des flancs ainsi que les teneurs en lipides et la composition en acides gras du muscle. Les caractères qui ne présentent pas de variabilité inter-origine sont essentiellement les critères technologiques. Cependant, ces derniers critères varient selon la période de capture en fonction de l'état physiologique du poisson (maturation sexuelle). Il semble donc difficile de définir un référentiel de qualité unique pour la perche sauvage.

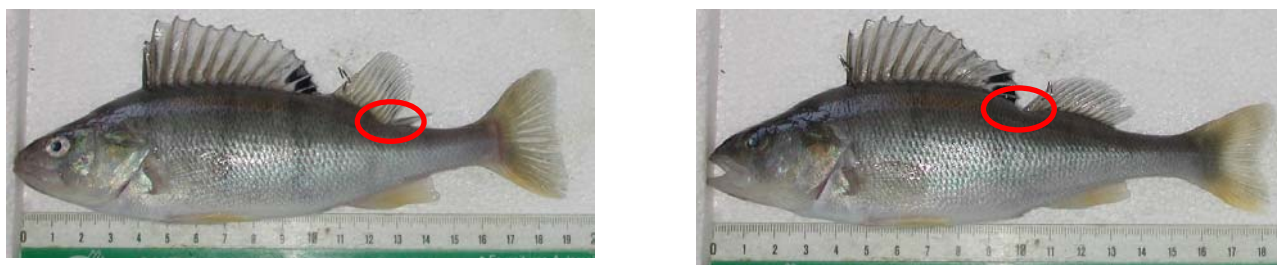
Quelle réflexion peut-on alors engager quant à l'identification du référentiel sauvage pour orienter une unité de production à même de fournir un poisson d'élevage le plus proche du modèle sauvage (comme attendu par les consommateurs) ? La question n'est pas simple compte tenu de la variabilité spatiale et temporelle des composantes qualité étudiées ici. Finalement ne serait-il pas utopique de vouloir rechercher dans la nature le référentiel qualité ? Plus raisonnablement, les producteurs ne devraient-ils pas s'orienter vers leur propre référentiel, qu'ils définiraient à la fois sur la base de la variabilité des caractéristiques qualité des poissons sauvages connus et sur les attentes des consommateurs ?

DISCUSSION GENERALE

De plus, dans le cadre de cette démarche de maîtrise de la qualité, il s'agira également de corriger dès que nécessaire les défauts de qualité induits par l'élevage. Dans notre étude, nous avons observé des déformations situées au niveau de la deuxième nageoire dorsale des perches (Figure 73) ou des lordoses, comme cela a été décrit par Jacquemont (2004). Par ailleurs, des divergences de qualité existent entre les différents types de systèmes d'élevage, comme observé dans notre travail, ou chez la dorade (Loy *et al.*, 2000) et chez le sar (Orban *et al.*, 2000).

Une fois le référentiel qualité défini, il s'agira de définir les valeurs cibles des critères de qualité ainsi que les différents facteurs et les modalités à appliquer pour les obtenir. Cependant, cette étape implique une connaissance de ces différents facteurs. Ainsi, il est donc important de les identifier pour comprendre comment se construit la qualité et *in fine* pourvoir les orienter.

Figure 73: Photographies montrant quelques déformations observées chez les perches domestiquées.



2. Facteurs du déterminisme de la qualité chez la perche

Pour une même espèce, l'origine géographique peut induire une variabilité génétique des poissons plus ou moins importante selon l'éloignement ou le degré d'isolement des sites (Shaw *et al.*, 1994; Barluenga et Meyer, 2005). Cependant, cette notion d'isolement est difficile à appréhender d'un point de vue biologique, puisque de nombreux échanges inter-sites existent *via* par exemple les oiseaux (transport d'œufs) (Unmack, 2001). En outre, au sein de milieux différents, les conditions environnementales peuvent être très différentes. Or, les variations intra-spécifiques du phénotype sont liées soit à des modifications génotypiques, soit à la plasticité phénotypique (aptitude d'un génotype à produire des phénotypes différents lorsqu'il est soumis à des conditions environnementales différentes (DeWitt *et al.*, 1998; Pigliucci, 2005)), soit à l'interaction entre les deux (Langerhans *et al.*, 2003). Ainsi, l'expression phénotypique d'un poisson est sous la double

influence du génome et de l'environnement (Mamuris *et al.*, 1998; Armstrong *et al.*, 2003; Alexander et Adams, 2004). De nombreuses études posent la question de l'importance relative des facteurs génotypiques et de l'environnement sur la qualité des poissons et notamment sur leur morphologie (Von Cramon-Taubadel *et al.*, 2005) ou leur couleur (Klemetsen *et al.*, 2003). Dans les paragraphes qui suivent, nous tenterons de comprendre à présent ce qui pilote le déterminisme de la qualité, en articulant notre réflexion essentiellement autour de 2 voies posées comme hypothèse dans ce travail: rôle des facteurs environnementaux et rôle des facteurs génotypiques.

2.1. Effet des facteurs environnementaux

Dans notre étude, il n'a pas été possible d'élever dans des conditions similaires des poissons originaires du Lac Léman et du Rhin dont on sait qu'ils possèdent dans leur environnement d'origine des qualités différentes. Cependant, les résultats de l'expérimentation 1 ont permis de constater que des perches de provenances différentes (Lorraine et Lac Léman), présentant *a priori* une faible divergence génétique d'après les rares études menées (Nesbo *et al.*, 1999) et élevées dans les mêmes conditions, ont des caractéristiques de couleur, de morphologie et technologiques très proches. L'expression phénotypique de la qualité des perches est alors plus dépendante des conditions environnementales régnant au sein des différents milieux de vie des poissons. De tels résultats ont été préalablement rapportés chez la carpe mais sur des critères zootechniques (performances de croissance) (Vandeputte *et al.*, 2002). Quels sont alors ces facteurs environnementaux influents chez la perche ?

2.1.1. Facteurs trophiques

Le rôle primordial du facteur trophique sur la qualité des poissons a été mis en évidence dans de nombreuses études. Il influence la morphologie (Hjelm *et al.*, 2000; Hjelm *et al.*, 2001), la composante nutritionnelle (Sargent *et al.*, 1989), la couleur (Baker *et al.*, 2002; Ruff *et al.*, 2003) et les composantes technologiques (Caballero *et al.*, 2002; Regost *et al.*, 2003b; Montero *et al.*, 2005). Cependant, ce facteur trophique regroupe un certain nombre de composantes: qualité et quantité d'aliments consommés, niche alimentaire utilisée, forme des proies, etc.... Les résultats de l'approche multifactorielle permettent de préciser quelle(s) composante(s) du (des) facteur(s) trophique(s) est (sont) impliquée(s) dans le déterminisme de la qualité. Par ailleurs, cette expérimentation apporte une information supplémentaire par rapport aux études précédentes, puisqu'elle permet de hiérarchiser l'importance de ce facteur par rapport aux autres. Ainsi, nous

DISCUSSION GENERALE

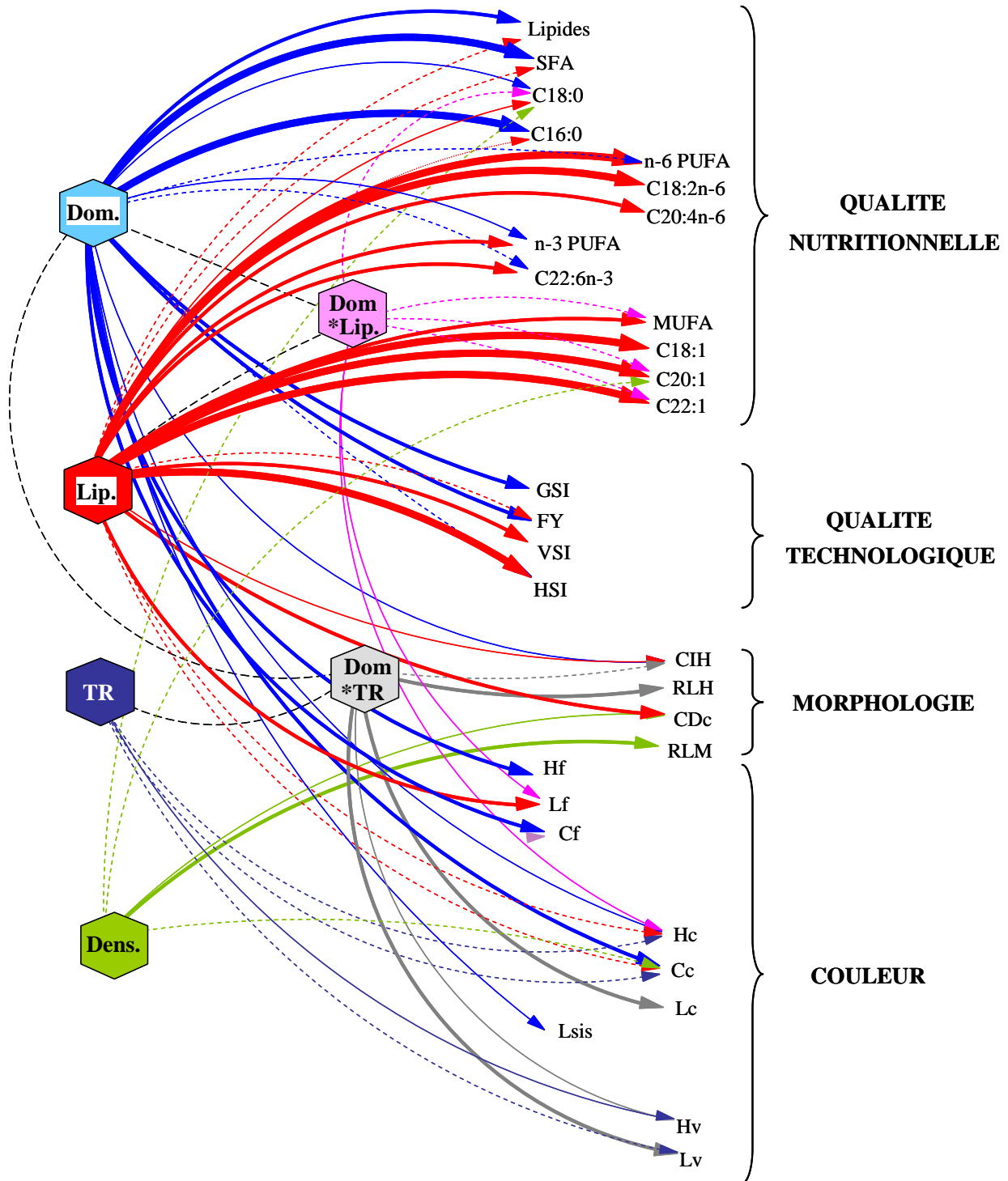
avons montré que le facteur trophique est un des deux facteurs (avec la domestication) qui affecte le plus la qualité de la perche (Figure 74). Parmi les 2 facteurs trophiques testés (quantité et qualité de l'aliment), seul le facteur qualité (*Origine des lipides*) affecte l'ensemble des composantes de qualité.

L'effet le plus significatif de la qualité de l'aliment (origine des lipides) sur les variables de qualité technologique mesurées est observé pour l'indice hépatosomatique (HSI). Il est environ 3 fois inférieur pour les poissons nourris avec l'aliment APV incluant des huiles végétales. Ces résultats diffèrent des études précédentes. En effet, aucun effet de l'inclusion d'huiles végétales dans l'aliment n'est noté sur l'indice hépatosomatique chez le bar (Montero *et al.*, 2005), la truite arc-en-ciel (Caballero *et al.*, 2002), le saumon (Bransden *et al.*, 2003), ou le turbot (Regost *et al.*, 2003b). Toutefois, une augmentation du HSI chez la perche pourrait être liée à une augmentation des teneurs en lipides du foie, comme cela a été suggéré par Figueiredo-Silva *et al.* (2005). La qualité de l'aliment a également un effet sur l'indice viscérosomatique et les rendements de filetage, bien que pour cette dernière variable, le facteur domestication soit le plus influent: chez la perche, l'inclusion d'huile végétale dans l'aliment diminue le rendement de filetage et l'indice viscérosomatique. Ces résultats sont en contradiction avec d'autres études réalisées chez la truite (Smith *et al.*, 1988), le saumon (Regost *et al.*, 2004) ou le turbot (Regost *et al.*, 2003a).

L'autre composante testée du facteur trophique a été le taux de rationnement. Il n'a d'effets significatifs que sur certaines variables de couleur, souvent en interaction avec la domestication. Cependant, d'après Hjelm *et al.* (2001), ce ne sont pas la quantité de nourriture ingérée ni sa composition mais plutôt la forme/taille de l'aliment, le comportement anti-prédateur de la proie, le type de proies exploitées (macroinvertébrés, poissons,...) qui influent sur la qualité du poisson et notamment sur son morphotype. Or, les aliments distribués au cours de notre expérimentation sont de forme (granulés) et de granulométries identiques, ce qui pourrait expliquer l'absence d'effet des facteurs testés sur la morphologie. Par ailleurs, la durée de l'expérimentation, probablement trop courte, et l'âge des animaux n'ont sans doute pas permis d'obtenir des résultats visibles, notamment sur la morphologie.

DISCUSSION GENERALE

Figure 74: Schéma de synthèse des facteurs du déterminisme de la qualité de la perche identifiés par l'approche multifactorielle. Dom. = Domestication; Lip. = Origine des lipides alimentaires; TR = taux de rationnement; Dens = densité. **█** > 75% de la variabilité expliquée; **▬** = 75-50% de la variabilité expliquée; **▬** = 50-25% de la variabilité expliquée; **- -** < 25% de la variabilité expliquée.



Même si les effets des facteurs trophiques sur les composantes de qualité sont avérés, leurs mécanismes d'action doivent à présent être discutés. L'effet des facteurs trophiques sur la couleur des poissons est probablement indirect. En effet, la nature des lipides alimentaires est responsable des différences de profils observées dans notre étude. En effet, la substitution de l'huile de poissons par des huiles végétales diminue le contenu du filet en n-3 PUFA (notamment en DHA) et en acide arachidonique mais augmente les teneurs en C18:1 et en C18:2n-6, conformément à des travaux précédents (Caballero *et al.*, 2002; Turchini *et al.*, 2003; Turchini *et al.*, 2004; Izquierdo *et al.*). Or, il est établi que la couleur du filet est influencée par sa teneur en lipides (Baker *et al.*, 2002) et par sa composition en acides gras principalement poly-insaturés (Sargent *et al.*, 1989; Scaife *et al.*, 2000), en raison de l'importance des phénomènes d'oxydation (Lie, 2001; Ruff *et al.*, 2002; Ruff *et al.*, 2003). En outre, l'inclusion d'huiles végétales dans l'aliment induit une augmentation des teneurs en composés à action anti-oxydante tels que les tocophérols, par rapport à un aliment à base d'huile de poisson (Frankel, 1996). Ainsi, le profil en acides gras du muscle qui est conditionné par celui de l'aliment, pourrait expliquer l'effet des facteurs trophiques sur la couleur du filet de perche.

Les mécanismes expliquant l'effet de l'alimentation sur le profil en acides gras des poissons sont multiples. En effet, les interactions entre les acides gras de différentes sources de lipides alimentaires sont complexes et les différents tissus n'assimilent pas ou ne catabolisent pas les acides gras de la même manière (Bell *et al.*, 2002; Bell et Sargent, 2003). Chez le saumon, l'expression des gènes codant pour la $\Delta 6$ -désaturase et la $\Delta 5$ -désaturase (enzymes impliquées dans le métabolisme lipidique) est généralement plus importante lorsque les poissons sont nourris avec des aliments incluant de l'huile végétale, comparativement à des poissons nourris avec des aliments à base d'huile de poissons (Zheng *et al.*, 2005). De plus, les activités enzymatiques d'élongation et de désaturation des acides gras poly-insaturés augmentent avec la substitution de l'huile de poisson par des huiles végétales (Power *et al.*, 1997; Froyland *et al.*, 1998; Bell *et al.*, 2001; Tocher *et al.*, 2002), du fait de l'accroissement du substrat de ces enzymes, à savoir les acides gras C18 (Mourente *et al.*, 2005a). Il apparaît donc que les différences de profils en acides gras observées chez les perches nourries avec 2 aliments qualitativement différents pourraient être le reflet d'activités enzymatiques variables en fonction du profil en acides gras de l'aliment, comme suggéré par Xu et Kestemont (2002). Une étude plus fine du métabolisme lipidique devra être menée afin de mieux comprendre les relations qui lient le profil en acides gras dans les différents tissus de la perche et la nature des lipides alimentaires.

2.1.2. Facteurs physiques, chimiques et biologiques du milieu

Outre la composante trophique, les facteurs environnementaux englobent également des variables de chimie de l'eau ainsi que des paramètres physiques tels que la complexité du milieu, sa transparence et toutes les relations intra et interspécifiques. Or, les facteurs physiques et biologiques pourraient également intervenir dans le déterminisme de la qualité du poisson, comme cela a été précédemment discuté dans cette étude dans le chapitre 1. Ainsi, il sera nécessaire de réaliser des expérimentations ultérieures dans lesquelles il sera possible de tester, entre autres, l'effet de facteurs biotiques, telles que les relations interspécifiques, mais également de facteurs abiotiques comme l'hétérogénéité du milieu, la turbidité ou l'hydrodynamisme.

Parmi les autres facteurs environnementaux testés spécifiquement dans cette étude, le facteur *Densité*, qui a été choisi comme un moyen indirect de tester l'effet de l'environnement chimique (qualité d'eau) sur les différentes composantes de qualité chez la perche, n'a qu'une très faible influence comparativement aux autres facteurs testés (facteurs *Origine des lipides* et *Domestication*). Cependant, il a été très difficile de fixer les modalités de ce facteur aux niveaux désirés et les variables de qualité d'eau se sont révélées peu différentes d'une unité expérimentale à l'autre. Par ailleurs, les différences de densité peuvent engendrer des modifications dans les relations intra-spécifiques (dominances) (Kestemont *et al.*, 2003), qui pourraient avoir des répercussions sur l'expression de la qualité. Ainsi, pour cette expérimentation, il est probable que (i) les modalités choisies pour ce facteur et/ou (ii) le fonctionnement même des unités expérimentales (circuit fermé, avec recyclage des déchets azotés et carbonés des poissons), n'aient pas permis de reconstituer en laboratoire des environnements chimiques suffisamment différents pour mettre en évidence un effet de ce paramètre sur la qualité du produit. Ainsi, ce facteur densité n'a pas été un facteur pertinent pour tester l'effet de l'environnement chimique sur la qualité des poissons.

Par ailleurs, la qualité d'un produit évolue au cours de la vie d'un animal. Par conséquent, des études effectuées sur des durées plus longues (du stade œuf jusqu'à la taille commerciale) et/ou sur les premières phases de développement du poissons comme cela a été réalisé chez les Salmonidés (Alexander et Adams, 2004), devront être entreprises de manière à préciser le rôle de l'environnement sur la qualité du produit.

2.2. Effet des facteurs génotypiques et de la domestication

Au sein d'une même espèce, des poissons ayant vécu dans des environnements différents s'y sont adaptés à travers des changements dans l'expression des gènes (Robinson et Parsons, 2002;

DISCUSSION GENERALE

Schulte, 2004). Ainsi, même si les facteurs environnementaux apparaissent comme essentiels dans le déterminisme de la qualité, l'effet des facteurs génotypiques n'est pas à écarter. En effet, l'expérience 1 révèle que des différences dans le profil en acides gras existent bien que les perches d'origines différentes aient été élevées dans les mêmes conditions environnementales et trophiques. Il semble donc que la qualité nutritionnelle de la perche dépende, outre du facteur alimentaire, de facteurs génétiques. Cette relation avait déjà été évoquée par Sargent *et al.* (1995), qui rapportent que, chez les poissons d'eau douce, les capacités de conversion des acides gras poly-insaturés C18 en acides gras hautement insaturés comme le DHA, varient entre les espèces mais également au sein d'une même espèce ou entre différents stocks. Par ailleurs, Ayles *et al.* (1979) montrent qu'il existe un effet du facteur génétique sur les teneurs en lipides de la truite arc-en-ciel. De plus, les capacités d'incorporation et de conversion des acides gras alimentaires n-3 et n-6 diffèrent selon les souches de saumons (Peng *et al.*, 2003).

La domestication, est également un processus qui intervient, à travers des changements d'ordre génotypique, dans le déterminisme de la qualité, comme cela est montré dans notre étude et est conforme à la littérature (Smith *et al.*, 1988; Fleming *et al.*, 1994; Balon, 1995; Gross, 1998; Huntingford, 2004; Thorpe, 2004; Mignon-Grasteau *et al.*, 2005). La filière perche étant récente comparativement à la filière salmonicole, il est intéressant de savoir si après 5 générations, le processus de domestication induit déjà des différences de qualité par rapport aux individus de souche sauvage. Cependant, avant de discuter plus précisément des effets de ce facteur domestication, il est nécessaire de le définir. En effet, dans la littérature, la limite entre espèce d'élevage et espèce domestiquée est souvent floue. Ainsi, étudier les différences de qualité entre poissons d'élevage et poissons sauvages revient-il à étudier les effets de la domestication à proprement parler ? Un poisson d'élevage est-il forcément un poisson domestiqué ? Selon Balon (2004), une espèce est domestiquée lorsque (i) sa reproduction est sous contrôle de l'homme, (ii) son comportement diffère de son ancêtre sauvage, (iii) sa morphologie et sa physiologie présentent des caractéristiques qui n'existent pas chez les individus sauvages et (iv) quelques individus ne pourraient pas survivre sans la protection de l'homme. Ainsi, très peu d'espèces peuvent être recensées comme espèces domestiquées *sensu stricto*. Dans notre étude, ont été considérées comme espèces domestiquées, celles qui ont été soumises depuis plusieurs générations à un élevage en captivité et dont la reproduction et l'alimentation sont contrôlées par l'homme (Diamond, 2002).

Les résultats de l'expérimentation multifactorielle ont mis en évidence la domestication comme facteur essentiel dans le déterminisme de l'expression phénotypique de la qualité, au même titre que l'origine des lipides. Toutefois, ce facteur n'affecte pas toutes les composantes qualité de la perche et notamment sa morphologie (sauf la conformation de la tête), contrairement aux Salmonidés. En effet, en comparant des juvéniles de saumons domestiqués avec des individus sauvages élevés dans

DISCUSSION GENERALE

les mêmes conditions, Fleming et Einum (1997) ainsi que Enders *et al.* (2004a) ont montré que les poissons domestiqués sont plus compacts et possèdent des nageoires réduites probablement du fait de la diminution des pressions de sélection pour des performances de nage optimale (Petersson *et al.*, 1996). Cependant, la "jeunesse" de la filière perche pourrait expliquer l'absence de modifications morphologiques chez la perche domestiquée.

Notre travail montre également que chez la perche, la domestication est le facteur le plus influent dans l'expression de la couleur de la nageoire caudale, de la différence de luminosité entre les bandes et inter-bandes et de la saturation du filet. Les effets de la domestication sur la couleur ont déjà été décrits chez le poisson chat *Leiocassis longirostris* (Han *et al.*, 2005) ou chez le saumon (Gross, 1998). Les systèmes d'élevage sont à l'origine d'un stress important (Head et Malison, 2000). Or, le stress peut induire des modifications de la couleur des poissons (Ruane *et al.*, 2005) et de leur filet (Stien *et al.*, 2005). Dans une étude comparant les réponses au stress de perches sauvages et de truites domestiquées, Jentoft *et al.* (2005) ont montré une sensibilité moindre au stress pour ces dernières. Ces résultats sont à considérer avec prudence, car il est difficile d'identifier la part de l'effet espèce de celui de la domestication. De plus, l'aptitude à répondre à un stress est un caractère héritable qu'il est possible de sélectionner (Pottinger et Carrick, 1999; Tanck *et al.*, 2002). Ainsi, en élevage, les perches sauvages pourraient être beaucoup plus stressées que les individus domestiqués, déjà habitués depuis plusieurs générations parfois, à ces systèmes confinés. Cependant, nos résultats ne mettent pas en évidence d'effet significatif de la domestication sur les teneurs en cortisol, du fait d'une forte variabilité individuelle, même si les valeurs moyennes en cortisol pour les poissons domestiqués tendent à être inférieures à celles des poissons sauvages. D'une façon générale, les teneurs en cortisol observées dans notre étude sont inférieures à celles mesurées chez des perches d'élevage (50 ng.ml⁻¹) par Acerete *et al.* (2004). Ceci indiquerait un faible niveau de stress chez les poissons utilisés pour notre étude. Par conséquent, le stress ne semble donc pas être un facteur explicatif des différences de qualité observées. Néanmoins, les réponses au stress présentant une grande variabilité individuelle (Pottinger *et al.*, 1992; Weil *et al.*, 2001), des études plus poussées et intégrant un nombre plus important d'individus devront être menées de manière à préciser l'effet de la domestication sur le stress.

Très peu de travaux prennent en compte les différences de profils en acides gras et de teneurs en lipides entre poissons domestiqués depuis plusieurs générations et poissons sauvages, élevés dans les mêmes conditions (Enders *et al.*, 2004b). Cependant, après plusieurs générations, les poissons domestiqués sont décrits comme globalement plus gras que les poissons sauvages (Weber et Fausch, 2003). Or, dans notre étude, les perches domestiquées possèdent des teneurs en lipides intramusculaires plus faibles que les poissons sauvages, bien que les niveaux de variations soient faibles (0.2 point). Par ailleurs, la domestication est le facteur principal du déterminisme des teneurs

DISCUSSION GENERALE

en acides gras saturés mais n'a aucun effet sur celles des acides gras mono-insaturés et un effet faible comparativement au facteur *Origine des lipides*, sur les acides gras poly-insaturés de la série n-3 et n-6. La domestication réduit donc sensiblement les teneurs en lipides du muscle, mais augmentent les teneurs en acides gras saturés au détriment essentiellement des acides gras poly-insaturés n-3. Une modification de la régulation des voies de la lipogenèse pour les poissons soumis depuis plusieurs générations à une alimentation artificielle pourraient être responsable des différences observées, comme cela a déjà été évoqué par Bell et Dick (2004).

Enfin, bien qu'aucune mesure de variabilité génétique n'ait été effectuée, il est probable qu'une perte de variabilité génétique intervienne chez les poissons domestiqués, comme cela est classiquement décrit (Coughlan *et al.*, 1998; Volckaert et Hellemans, 1999; Bouza *et al.*, 2002; Skaala *et al.*, 2005). L'ensemble de ces effets de la domestication sur la couleur ou la qualité nutritionnelle sont probablement à relier à cette perte de variabilité génétique et à une dérive génétique des espèces domestiquées par rapport aux espèces sauvages (Withler *et al.*, 2005). En effet, chez le poisson plat *Paralichthys olivaceus*, l'augmentation du nombre d'individus présentant une mauvaise coloration, voire un albinisme, est à relier à l'accroissement de la fréquence de l'homozygotie d'allèles récessifs au sein des populations domestiquées (Shikano, 2005).

CONCLUSIONS GENERALES

La maîtrise de la qualité du poisson doit se faire en parallèle du processus de domestication. Cette gestion passe par différentes phases: (1) acquérir une connaissance générale du produit, (2) identifier ses caractéristiques spécifiques et élaborer une mesure de la qualité globale du produit et/ou de ses caractéristiques spécifiques et (3) rechercher les conditions optimales pour l'expression de ces caractéristiques spécifiques (Fauconneau, 2004). Les travaux menés dans le cadre de cette étude s'intègrent dans la phase 1 et constituent une étude préliminaire aux phases 2 et 3. Nos résultats montrent que la qualité de la perche ne peut pas être décrite de manière unique. Il existe en effet une variabilité de la qualité qui est fonction de l'origine des poissons sauvages, de la saison de capture et du type de système d'élevage utilisé. Les différentes composantes qualité sont dans l'ensemble toutes affectées par cette variabilité. Bien que les critères technologiques tendent à être similaires pour les perches sauvages du Rhin et du Léman, ils ne le sont plus pour les poissons issus des différents modes d'élevage. Les différences entre poissons d'élevage et sauvages se font essentiellement d'après la composante technologique et notamment les teneurs en graisse périviscérale. Le choix d'un référentiel qualité établi sur la perche sauvage s'avère donc peu pertinent, compte tenu de cette variabilité. Néanmoins, la détermination de valeurs cibles doit être envisagée en intégrant les caractéristiques spécifiques des élevages ainsi que les attentes des consommateurs.

Des programmes de sélection et/ou une modification des conditions d'élevage pourront être alors envisagés pour atteindre ces valeurs cibles. Cette démarche implique une connaissance des facteurs intervenant dans le déterminisme de la qualité. Dans ce travail, quelques facteurs du déterminisme de la qualité de la perche ont pu être identifiés. Ce sont principalement le facteur origine (des poissons d'origine géographique différente mais élevés dans les mêmes conditions présentent des profils en acides gras différents) (facteurs génotypiques), le facteur trophique (origine des lipides alimentaires) et le facteur domestication. Ainsi, ces facteurs pourraient être utilisés chez la perche pour modifier la qualité des produits. Cette démarche a déjà été effectuée par Gardeur (2003) pour une diminution de l'hétérogénéité de croissance et doit être étendue à d'autres facteurs. La question qui se pose alors est de savoir quels facteurs faut-il appliquer pour obtenir quelle qualité ? Quel que soit le débouché visé et essentiellement pour les nouvelles filières de production comme la perche, la recherche de performances de croissance élevées est toujours un objectif pour les éleveurs (Fauconneau, 2004). Pour atteindre cet objectif, il est possible de modifier l'alimentation et les conditions d'élevage (Fiogbe *et al.*, 1996; Fontaine *et al.*, 1997; Kestemont *et al.*, 2001; Kestemont *et al.*, 2003). De plus, Mandiki *et al.* (2004) ont mis en évidence des différences de performances de croissance entre des perches d'origine géographique différente et

CONCLUSIONS GENERALES

ont suggéré la possibilité d'envisager des processus de sélection de souches à fort potentiel de croissance. Cependant, ne faudrait-il pas prendre en compte d'autres critères de qualité que les critères zootechniques avant d'envisager une telle sélection ? Pourquoi alors ne pas comparer les rendements de filetage entre des populations différentes et envisager le cas échéant, une sélection effectuée à partir de celles présentant les meilleurs rendements ? Faut-il favoriser le gain de biomasse au détriment d'autres facteurs de qualité ? Le choix de ces critères cibles devrait plutôt être effectué de manière globale, c'est-à-dire augmenter la qualité d'un grand nombre de variables quitte à le faire au détriment de certaines autres. A partir de nos résultats, il est ainsi possible de ressortir une combinaison de facteurs induisant une bonne qualité globale du produit. En effet, l'élevage de poissons domestiqués et nourris avec de l'aliment à base d'huile de poissons permet d'obtenir de bons rendements de filetage (44%), une diminution des teneurs en graisse périspéciale (3%) ainsi qu'un accroissement des teneurs en n-3 PUFA (54%) et n-6 PUFA (5.7%). Cependant, les teneurs en acides gras saturés ont tendance à augmenter.

Cette étude ne se veut pas exhaustive et des travaux ultérieurs devront être réalisés pour identifier les autres facteurs impliqués dans le déterminisme de la qualité de la perche. En outre, la caractérisation de la qualité peut se faire à l'aide de nombreux descripteurs. Des expérimentations complémentaires devront être effectuées afin de caractériser les autres composantes qualité avec notamment la prise en compte des composantes sensorielles (texture, saveur) et sanitaires. Par ailleurs, il sera également important d'évaluer l'héritabilité des caractères sélectionnés, puisque chez les saumons la plupart d'entre-eux (forme du corps, rendements de filetage, couleur, composition de la chair) ont une héritabilité importante (Quillet et al., 2005). Quoi qu'il en soit, le choix des critères cibles de qualité devrait être au centre des programmes de sélection et du processus de domestication.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. **Acerete, L., Balasch, J. C., Espinosa, E., Josa, A., Tort, L. (2004).** Physiological responses in Eurasian perch (*Perca fluviatilis*, L.) subjected to stress by transport and handling. *Aquaculture* **237**(1-4), 167-178.
2. **Ackman, R. G. (1995).** Composition and nutritive value of fish and shellfish lipids. In "Fish and Fisheries Products. Composition, Nutritive Properties and Stability" (A. Ruiter, ed.). CAB International. pp. 117-156.
3. **Adams, C. E., Fraser, D., Huntingford, F. A., Greer, R. B., Askew, C. M., Walker, A. F. (1998).** Trophic polymorphism amongst Arctic charr from Loch Rannoch, Scotland. *Journal of Fish Biology* **52**, 1259-1271.
4. **Adams, C. E., Woltering, C., Alexander, G. (2003).** Epigenetic regulation of trophic morphology through feeding behaviour in Arctic charr, *Salvelinus alpinus*. *Biological Journal of the Linnean Society* **78**, 43-49.
5. **Aksnes, A., Gjerde, B., Roald, S. V. (1986).** Biological, chemical and organoleptic changes during maturation of farmed atlantic salmon, *Salmo salar*. *Aquaculture* **53**, 7-20.
6. **Aksnes, A., Hjertnes, T., Opstvedt, J. (1996).** Effect of dietary protein level on growth and carcass composition in Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). *Aquaculture* **145**(1-4), 225-233.
7. **Alasalvar, C., Taylor, K. D. A., Zubcov, E., Shahidi, F., Alexis, M. (2002).** Differentiation of cultured and wild sea bass (*Dicentrarchus labrax*): total lipid content, fatty acid and trace mineral composition. *Food Chemistry* **79**(2), 145-150.
8. **Alexander, G. D., Adams, C. E. (2004).** Exposure to a common environment erodes inherited between population trophic morphology differences in Arctic charr. *Journal of Fish Biology* **64**(1), 253-257.
9. **Andrades, J. A., Becerra, J., Fernandez-Llebarez, P. (1996).** Skeletal deformities in larval, juvenile and adult stages of cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquaculture* **141**(1-2), 1-11.
10. **Aoki, T., Takada, K., Kunisaki, N. (1991).** On the study of proximate composition, mineral, fatty acid, free amino acid, muscle hardness, and color difference of six species of wild and cultured fishes. *Nippon Suisan Gakkaishi* **57**, 1927-1934.
11. **Argue, B. J., Liu, Z., Dunham, R. A. (2003).** Dress-out and fillet yields of channel catfish, *Ictalurus punctatus*, blue catfish, *Ictalurus furcatus*, and their F1, F2 and backcross hybrids. *Aquaculture* **228**(1-4), 81-90.
12. **Argyropoulou, V., Kalogeropoulos, N., Alexis, M. N. (1992).** Effect of dietary lipids on growth and tissue fatty acid composition of grey mullet (*Mugil cephalus*). *Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology* **101**(1), 129-135.
13. **Armstrong, J. D., Kemp, P. S., Kennedy, G. A., Ladle, M., Milner, N. J. (2003).** Habitat requirements of Atlantic salmon and brown trout in rivers and streams. *Fisheries Research* **62**, 143-170.
14. **Atwood, H. L., Tomasso, J. R., Webb, K., Gatlin, D. M. (2003).** Low-temperature tolerance of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*: effects of environmental and dietary factors. *Aquaculture Research* **34**, 241-251.
15. **Ayles, G. B., Bernard, D., Hendzel, M. (1979).** Genetic differences in lipid and dry matter content between strains of rainbow trout (*Salmo gairdneri*) and their hybrids. *Aquaculture* **18**(3), 253-262.
16. **Babicz-Zielinska, E. (1999).** Food preferences among the Polish young adults. *Food Quality and Preference* **10**(2), 139-145.
17. **Bailey, A. J., Paul, R. G., Knott, L. (1998).** Mechanisms of maturation and ageing of collagen. *Mechanisms of Ageing and Development* **106**(1-2), 1-56.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

18. **Baker, R., Gunther, C. (2004).** The role of carotenoids in consumer choice and the likely benefits from their inclusion into products for human consumption. *Trends in Food Science & Technology* **15**(10), 484-488.
19. **Baker, R. T. M. (2001).** Canthaxanthin in aquafeed applications: is there any risk? *Trends in Food Science & Technology* **12**(7), 240-243.
20. **Baker, R. T. M., Pfeiffer, A.-M., Schoner, F.-J., Smith-Lemmon, L. (2002).** Pigmenting efficacy of astaxanthin and canthaxanthin in fresh-water reared Atlantic salmon, *Salmo salar*. *Animal Feed Science and Technology* **99**(1-4), 97-106.
21. **Balon, E. K. (1995).** Origin and domestication of the wild carp, *Cyprinus carpio*: from Roman gourmets to the swimming flowers. *Aquaculture* **129**(1-4), 3-48.
22. **Balon, E. K. (2004).** About the oldest domesticates among fishes. *Journal of Fish Biology* **65**(s1), 1-27.
23. **Bandarra, N. M., Batista, I., Nunes, M. L., Empis, J. M., Christie, W. W. (1997).** Seasonal changes in lipid composition of sardine (*Sardina pilchardus*). *Journal of Food Science* **62**(1), 40-42.
24. **Barbut, S. (2001).** Effect of illumination source on the appearance of fresh meat cuts. *Meat Science* **59**(2), 187-191.
25. **Barbut, S. (2004).** Effect of three commercial light sources on acceptability of Salmon, Snapper and Sea Bass fillets. *Aquaculture* **236**(1-4), 321-329.
26. **Barker, M. E., Thompson, K. A., McClean, S. I. (1995).** Attitudinal dimensions of food choice and nutrient intake. *British Journal of Nutrition* **74**(5), 649-659.
27. **Barluenga, M., Meyer, A. (2005).** Old fish in a young lake: stone loach (Pisces: *Barbatula barbatula*) populations in Lake Constance are genetically isolated by distance. *Molecular Ecology* **14**(4), 1229-1239.
28. **Beaulieu, M.-A., Guderley, H. (1998).** Changes in qualitative composition of white muscle with nutritional status of Atlantic cod, *Gadus morhua*. *Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology* **121**(2), 135-141.
29. **Bell, J. G., Ghioni, C., Sargent, J. R. (1994).** Fatty acid compositions of 10 freshwater invertebrates which are natural food organisms of Atlantic salmon parr (*Salmo salar*): a comparison with commercial diets. *Aquaculture* **128**(3-4), 301-313.
30. **Bell, J. G., Henderson, R. J., Tocher, D. R., McGhee, F., Dick, J. R., Porter, A., Smullen, R. P., Sargent, J. R. (2002).** Substituting fish oil with crude palm oil in the diet of atlantic salmon (*Salmo salar*) affects muscle fatty acid composition and hepatic fatty acid metabolism. *Journal of Nutrition* **132**(2), 222-230.
31. **Bell, J. G., McEvoy, J., Tocher, D. R., McGhee, F., Campbell, P. J., Sargent, J. R. (2001).** Replacement of fish oil with rapeseed oil in diets of Atlantic salmon (*Salmo salar*) affects tissue lipid compositions and hepatocyte fatty acid metabolism. *Journal of Nutrition* **131**(5), 1535-1543.
32. **Bell, J. G., Sargent, J. R. (2003).** Arachidonic acid in aquaculture feeds: current status and future opportunities. *Aquaculture* **218**(1-4), 491-499.
33. **Bell, M. V., Dick, J. R. (2004).** Changes in capacity to synthesise 22:6n-3 during early development in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **235**(1-4), 393-409.
34. **Bencze Rora, A. M. (2001).** Primary processing (Evisceration and filleting). In "Farmed Fish Quality" (S. C. Kestin, and P. D. Warris, eds.). Blackwell Science, Bristol, UK. pp. 249-260.
35. **Bencze Rora, A. M., Kvale, A., Morkore, T., Rorvik, K.-A., Hallbjorn, S., Magny, S., Thomassen, S. (1998).** Process yield, colour and sensory quality of smoked Atlantic salmon (*Salmo salar*) in relation to raw material characteristics. *Food Research International* **31**(8), 601-609.
36. **Bernues, A., Olaizola, A., Corcoran, K. (2003).** Extrinsic attributes of red meat as indicators of quality in Europe: an application for market segmentation. *Food Quality and Preference* **14**(4), 265-276.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

37. **Bertin, L. (1958).** Peau et pigmentation. In "Traité de zoologie" (Masson, ed.). Grassé, P.P., Paris, France. pp. 433-458.
38. **Bjerkeng, B., Refstie, S., Fjalestad, K. T., Storebakken, T., Rodbotten, M., Roem, A. J. (1997).** Quality parameters of the flesh of Atlantic salmon (*Salmo salar*) as affected by dietary fat content and full-fat soybean meal as a partial substitute for fish meal in the diet. *Aquaculture* **157**, 297-309.
39. **Blake, R. W. (2004).** Fish functional design and swimming performance. *Journal of Fish Biology* **65**(5), 1193-1222.
40. **Booth, M. A., Warner-Smith, R. J., Allan, G. L., Glencross, B. D. (2004).** Effects of dietary astaxanthin source and light manipulation on the skin colour of Australian snapper *Pagrus auratus* (Bloch & Schneider, 1801). *Aquaculture Research* **35**(5), 458-464.
41. **Borresen, T. (1992).** Quality aspects of wild and reared fish. In "Quality assurance in the fish industry" (H. H. Huss, ed.). Elsevier Science Publishers. pp. 1-17.
42. **Borresen, T. (1995).** Chemical composition. In "Quality and changes in fresh fish" (H. H. Huss, ed.), Vol. 348. FAO Fisheries Technical Paper, Rome, Italy. pp. 11-35.
43. **Bosworth, B. G., Libey, G. S. (1998).** Relationships among total weight, body shape, visceral components and fillet traits in palmetto bass (striped bass female *Morone saxatilis* X White bass male *M. chrysops*) and paradise bass (striped bass female *M. saxatilis* X yellow bass Male *M. mississippiensis*). *Journal of the World Aquaculture Society* **29**(1), 40-50.
44. **Bourke, P., Magnan, P., Rodriguez, M. A. (1997).** Individual variations in habitat use and morphology in brook charr. *Journal of Fish Biology* **51**, 783-974.
45. **Bouza, C., Presa, P., Castro, J., Sánchez, L., Martínez, P. (2002).** Allozyme and microsatellite diversity in natural and domestic populations of turbot (*Scophthalmus maximus*) in comparison with other Pleuronectiformes. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **59**(9), 1460-1473.
46. **Bransden, M. P., Carter, C. G., Nichols, P. D. (2003).** Replacement of fish oil with sunflower oil in feeds for Atlantic salmon (*Salmo salar* L.): effect on growth performance, tissue fatty acid composition and disease resistance. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **135**(4), 611-625.
47. **Brinsmead, J., Fox, M. G. (2002).** Morphological variation between lake- and stream-dwelling rock bass and pumpkinseed populations. *Journal of Fish Biology* **61**, 1619-1638.
48. **Britz, P. J., Hecht, T. (1997).** Effect of dietary protein and energy level on growth and body composition of South African abalone, *Haliotis midae*. *Aquaculture* **156**(3-4), 195-210.
49. **Bronstad, I., Bjerkas, I., Waagbo, R. (2002).** The need for riboflavin supplementation in high and low energy diets for Atlantic salmon *Salmo salar* L. parr. *Aquaculture Nutrition* **8**(3), 209-220.
50. **Brosnan, T., Sun, D.-W. (2004).** Improving quality inspection of food products by computer vision--a review. *Journal of Food Engineering* **61**(1), 3-16.
51. **Burton, D., Vokey, J. E. (2000).** The relative in vitro responsiveness of melanophores of winter flounder to a-MSH and MCH. *Journal of Fish Biology* **56**(5), 1192-1200.
52. **Buttle, L., Crampton, V., Williams, P. (2001).** The effect of feed pigment type on flesh pigment deposition and colour in farmed Atlantic salmon, *Salmo salar* L. *Aquaculture Research* **32**(2), 103-111.
53. **Caballero, M. J., Obach, A., Rosenlund, G., Montero, D., Gisvold, M., Izquierdo, M. S. (2002).** Impact of different dietary lipid sources on growth, lipid digestibility, tissue fatty acid composition and histology of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* **214**(1-4), 253-271.
54. **Cadrin, S. X., Silva, V. M. (2005).** Morphometric variation of yellowtail flounder. *ICES Journal of Marine Science* **62**(4), 683-694.
55. **Cahu, C., Salen, P., de Lorgeril, M. (2004).** Farmed and wild fish in the prevention of cardiovascular diseases: Assessing possible differences in lipid nutritional values. *Nutrition Metabolism and Cardiovascular Diseases* **14**, 34-41.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

56. **Carpenter, C. E., Cornforth, D. P., Whittier, D. (2001).** Consumer preferences for beef color and packaging did not affect eating satisfaction. *Meat Science* **57**(4), 359-363.
57. **Cejas, J. R., Almansa, E., Tejera, N., Jerez, S., Bolanos, A., Lorenzo, A. (2003).** Effect of dietary supplementation with shrimp on skin pigmentation and lipid composition of red porgy (*Pagrus pagrus*) alevins. *Aquaculture* **218**(1-4), 457-469.
58. **Celik, M., Diler, A., Kucukgulmez, A. (2005).** A comparison of the proximate compositions and fatty acid profiles of zander (*Sander lucioperca*) from two different regions and climatic conditions. *Food Chemistry* **92**(4), 637-641.
59. **Chatzifotis, S., Muje, P., Pavlidis, M., Agren, J., Paalavuo, M., Molsa, H. (2004).** Evolution of tissue composition and serum metabolites during gonadal development in the common dentex (*Dentex dentex*). *Aquaculture* **236**(1-4), 557-573.
60. **Chen, I. S., Shen, C. S. J., Sheppard, A. J. (1981).** Comparison of methylene chloride and chloroform for extraction of fats from food products. *Journal of the American Oil Chemist's Society* **58**, 599-601.
61. **Choubert, G. (1992).** La pigmentation des Salmonidés: dynamique et facteurs de variations. *INRA Productions Animales* **5**(4), 235-246.
62. **Choubert, G., Baccaunaud, M. (in press).** Colour changes of filets of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss* W.) fed astaxanthin or canthaxanthin during storage under controlled or modified atmosphere. *LWT - Food Science and Technology* **In Press, Corrected Proof**.
63. **Choubert, G., Blanc, J.-M., Vallee, F. (1997).** Colour measurement, using the CIELCH colour space, of muscle of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), fed astaxanthin: effects of family, ploidy, sex, and location of reading. *Aquaculture Research* **28**(1), 15-22.
64. **Choubert, G., Storebakken, T. (1989).** Dose response to astaxanthin and canthaxanthin pigmentation of rainbow trout fed various dietary carotenoid concentrations. *Aquaculture* **81**, 69-77.
65. **Christiansen, R., Struksnaes, G., Estermann, R., Torrissen, O. J. (1995).** Assessment of flesh colour in Atlantic salmon, *Salmo salar* L. *Aquaculture Research* **25**, 311-321.
66. **Christiansen, R., Waagbø, R., Torrissen, O. J. (1993).** Effects of polyunsaturated fatty acids and vitamin E on flesh pigmentation in Atlantic salmon (*Salmo salar*). In "Fish nutrition in practice" (S. J. Kaushik, and P. Luquet, eds.). INRA Les Colloques, Paris. pp. 339-343.
67. **Cibert, C., Fermon, Y., Vallod, D., Meunier, F. J. (1999).** Morphological screening of carp *Cyprinus carpio*: relationship between morphology and fillet yield. *Aquatic Living Resources* **12**(1), 1-10.
68. **CIPEL (1995-2001).** Rapports sur les études et recherches entreprises dans le bassin Lémanique - Programme Quinquennal 1996-2000. Campagnes 1995, 1996, 1997, 1998, 1999, 2000, 2001. Habilitation à diriger les recherches. Commission Internationale pour la Protection des Eaux du Léman,
69. **Cordier, M., Brichon, G., Weber, J.-M., Zwingelstein, G. (2002).** Changes in the fatty acid composition of phospholipids in tissues of farmed sea bass (*Dicentrarchus labrax*) during an annual cycle. Roles of environmental temperature and salinity. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **133**(3), 281-288.
70. **Corraze, G. (1997).** Modulation de la composition lipidique de la qualité de la chair de poisson par l'alimentation. Paper presented at the Colloque CRITT VALICENTRE., Tours.
71. **Corraze, G., Kaushik, S. (1999).** Les lipides des poissons marins et d'eau douce. *OCL* **6**(1), 111-115.
72. **Corraze, G., Larroquet, L., Médale, F. (1999).** Alimentation et dépôts lipidiques chez la truite arc-en-ciel, effet de la température d'élevage. *INRA Productions Animales* **12**(4), 249-256.
73. **Costell, E. (2002).** A comparison of sensory methods in quality control. *Food Quality and Preference* **13**(6), 341-353.
74. **Coughlan, J. P., Imsland, A. K., Galvin, P. T., Fitzgerald, R. D., Naevdal, G., Cross, T. F. (1998).** Microsatellite DNA variation in wild populations and farmed strains of turbot from Ireland and Norway: a preliminary study. *Journal of Fish Biology* **52**(5), 916-922.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

75. **Craig, J. F. (1977)**. Seasonal changes in the diet and night activity of adult perch, *Perca fluviatilis* L. *Journal of Fish Biology* **11**, 161-166.
76. **Craig, J. F. (2000)**. "Percid fishes. Systematics, ecology and exploitation." Blackwell Science, Scotland. 351 p.
77. **Craig, S. R., MacKenzie, D. S., Jones, G., Gatlin III, D. M. (2000)**. Seasonal changes in the reproductive condition and body composition of free-ranging red drum, *Sciaenops ocellatus*. *Aquaculture* **190**(1-2), 89-102.
78. **De Francesco, M., Parisi, G., Médale, F., Lupi, P., Kaushik, S. J., Poli, B. M. (2004)**. Effect of long-term feeding with a plant protein mixture based diet on growth and body/fillet quality traits of large rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **236**(1-4), 431-450.
79. **De Silva, S. S., Gunasekera, R. M., Ingram, B. A. (2004)**. Performance of intensively farmed Murray cod *Maccullochella peelii peelii* (Mitchell) fed newly formulated vs. currently used commercial diets, and a comparison of fillet composition of farmed and wild fish. *Aquaculture Research* **35**(11), 1039-1052.
80. **Demierre, A., Durand, P. (1999)**. La végétation macrophytique du Léman. In "Rapports sur les études et recherches entreprise dans le bassin lémanique - Campagne 1998". Commission Internationale pour la Protection des Eaux du Léman. pp. 129-217.
81. **Dempson, J. B., Power, M. (2004)**. Use of stable isotopes to distinguish farmed from wild Atlantic salmon, *Salmo salar*. *Ecology of Freshwater Fish* **13**(3), 176-184.
82. **DeWitt, T. J., Sih, A., Wilson, D. S. (1998)**. Costs and limits of phenotypic plasticity. *Trends in Ecology & Evolution* **13**(2), 77-81.
83. **Diamond, J. (2002)**. Evolution, consequences and future of plant and animal domestication. *Nature* **418**, 700-707.
84. **Dunajski, E. (1979)**. Review paper: texture of fish muscle. *Journal of Texture Studies* **10**, 301-318.
85. **Dunham, R. A., Benchaka, M., Smitherman, R. O., Chappell, J. A. (1983)**. Correlations among morphometric traits of fingerling catfishes and relationship to dressing percentage at harvest. *Journal of World Mariculture Society* **14**, 668-675.
86. **Dunham, R. A., Joyce, J. A., Bondari, K., Malvestuto, S. P. (1985)**. Evaluation of body conformation, composition and density as traits for indirect selection for dress-out percentage of channel catfish. *Progressive Fish-Culturist* **47**, 169-175.
87. **Durazo-Beltran, E., Viana, M. T., D'Abramo, L. R., Toro-Vazquez, J. F. (2004)**. Effects of starvation and dietary lipid on the lipid and fatty acid composition of muscle tissue of juvenile green abalone (*Haliotis fulgens*). *Aquaculture* **238**(1-4), 329-341.
88. **Dynes, J., Magnan, P., Bernatchez, L., Rodriguez, M. A. (1999)**. Genetic and morphological variation between two forms of lacustrine brook charr. *Journal of Fish Biology* **54**, 955-972.
89. **Einen, O., Morkore, T., Rora, A. M. B., Thomassen, M. S. (1999)**. Feed ration prior to slaughter--a potential tool for managing product quality of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture* **178**(1-2), 149-169.
90. **Einen, O., Thomassen, M. S. (1998)**. Starvation prior to slaughter in Atlantic salmon (*Salmo salar*): II. White muscle composition and evaluation of freshness, texture and colour characteristics in raw and cooked fillets. *Aquaculture* **169**(1-2), 37-53.
91. **Einen, O., Waagan, B., Thomassen, M. S. (1998)**. Starvation prior to slaughter in Atlantic salmon (*Salmo salar*): I. Effects on weight loss, body shape, slaughter- and fillet-yield, proximate and fatty acid composition. *Aquaculture* **166**(1-2), 85-104.
92. **Ellis, T., Howell, B. R., Hayes, J. (1997)**. Morphological differences between wild and hatchery-reared turbot. *Journal of Fish Biology* **50**(5), 1124-1128.
93. **Enders, E. C., Boisclair, D., Roy, A. G. (2004a)**. The costs of habitat utilization of wild, farmed, and domesticated juvenile Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **61**(12), 2302-2313.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

94. **Enders, E. C., Boisclair, D., Roy, A. G. (2004b)**. Differences in the energetic cost of swimming in turbulent flow between wild, farmed and domesticated juvenile Atlantic salmon *Salmo salar*. *Journal of Fish Biology* **65**, 317-317.
95. **Eroldogan, O. T., Kumlu, M., Aktas, M. (2004)**. Optimum feeding rates for European sea bass *Dicentrarchus labrax* L. reared in seawater and freshwater. *Aquaculture* **231**(1-4), 501-515.
96. **Espe, M., Ruohonen, K., Bjornevik, M., Froyland, L., Nortvedt, R., Kiessling, A. (2004)**. Interactions between ice storage time, collagen composition, gaping and textural properties in farmed salmon muscle harvested at different times of the year. *Aquaculture* **240**(1-4), 489-504.
97. **Farkas, T., Fodor, E., Kitajka, K., Halver, J. E. (2001)**. Response of fish membranes to environmental temperature. *Aquaculture Research* **32**(8), 645-655.
98. **Farmer, L. J., McConnell, J. M., Kilpatrick, D. J. (2000)**. Sensory characteristics of farmed and wild Atlantic salmon. *Aquaculture* **187**, 105-125.
99. **Fauconneau, B. (2004)**. Diversification, domestication et qualité des produits aquacoles. *INRA Productions Animales* **17**, 227-236.
100. **Fauconneau, B., Alami-Durante, H., Laroche, M., Marcel, J., Vallot, D. (1995)**. Growth and meat quality relations in carp. *Aquaculture* **129**(1-4), 265-297.
101. **Fauconneau, B., Faure, A., Haffray, P., Médale, F., Vallet, J. L. (1996)**. Amélioration des rendements de carcasse et maîtrise de l'état d'engraissement des poissons d'élevage. *La Pisciculture Française* **124**, 25-29.
102. **Fauconneau, B., Laroche, M. (1995)**. Characteristics of the flesh and quality of products of Siluriforms. *Aquatic Living Resources* **8**, 1-15.
103. **Fauconneau, B., Laroche, M. (1996)**. Characteristics of the flesh and quality of products of catfishes. *Aquatic Living Resources* **9**, 165-179.
104. **Favaloro, E., Mazzola, A. (2000)**. Meristic character analysis and skeletal anomalies during growth in reared sharpsnout seabream. *Aquaculture International* **8**, 417-430.
105. **Favaloro, E., Mazzola, A. (2003)**. Shape change during the growth of sharpsnout seabream reared different conditions in a fish farm of southern Tyrrhenian Sea. *Aquacultural Engineering* **29**, 57-63.
106. **Figueiredo-Silva, A., Rocha, E., Dias, J., Silva, P., Rema, P., Gomes, E., Valente, L. M. P. (2005)**. Partial replacement of fish oil by soybean oil on lipid distribution and liver histology in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) juveniles. *Aquaculture Nutrition* **11**(2), 147-155.
107. **Fiogbe, E. D., Kestemont, P. (2003)**. Optimum daily ration for Eurasian perch *Perca fluviatilis* L. reared at its optimum growing temperature. *Aquaculture* **216**(1-4), 243-252.
108. **Fiogbe, E. D., Kestemont, P., Melard, C., Micha, J. C. (1996)**. The effects of dietary crude protein on growth of the Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquaculture* **144**(1-3), 239-249.
109. **Fleming, I. A., Einum, S. (1997)**. Experimental tests of genetic divergence of farmed from wild Atlantic salmon due to domestication. *ICES Journal of Marine Science* **54**(6), 1051-1063.
110. **Fleming, I. A., Jonsson, B., Gross, M. R. (1994)**. Phenotypic divergence of sea-ranched, farmed, and wild salmon. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **51**(12), 2808-2824.
111. **Folch, J., Lees, M., Sloane-Stanley, G. M. (1957)**. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissue. *Journal of Biological Chemistry* **226**, 497-508.
112. **Fontaine, P., Gardeur, J. N., Kestemont, P., Georges, A. (1997)**. Influence of feeding level on growth, intraspecific weight variability and sexual growth dimorphism of Eurasian perch *Perca fluviatilis* L. reared in a recirculation system. *Aquaculture* **157**(1-2), 1-9.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

113. Fontaine, P., Tamazouzt, L., Terver, D., Georges, A. (1993). "Actual state of production of perch: problems and prospects. 1. Mass rearing potentialities of the common perch under controlled conditions." Kestemont, P. & Billard, R., Ghent, Belgium. 46-48 p.
114. Frankel, E. N. (1996). Antioxidants in lipid foods and their impact on food quality. *Food Chemistry* **57**(1), 51-55.
115. Fraser, P. D., Bramley, P. M. (2004). The biosynthesis and nutritional uses of carotenoids. *Progress in Lipid Research* **43**(3), 228-265.
116. Froyland, L., Madsen, L., Eckhoff, K. M., Lie, O., Berge, R. K. (1998). Carnitine palmitoyltransferase I, carnitine palmitoyltransferase II, and Acyl-CoA oxidase activities in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Lipids* **33**(9), 923-930.
117. Fujii, R. (2000). The Regulation of Motile Activity in Fish Chromatophores. *Pigment Cell Research* **13**(5), 300-319.
118. Gardeur, J. N. (2003). Du réductionnisme à l'approche globale: Modélisation de l'aquasystème. Habilitation à diriger les recherches. University Henri Poincaré, Nancy, France.
119. Ghioni, C., Bell, J. G., Sargent, J. R. (1996). Polyunsaturated fatty acids in neutral lipids and phospholipids of some freshwater insects. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **114**(2), 161-170.
120. Gjedrem, T. (1997). Flesh quality improvement in fish through breeding. *Aquaculture International* **5**, 197-206.
121. Gjerde, B., Gjedrem, T. (1984). Estimates of phenotypic and genetic parameters for carcass traits in Atlantic salmon and rainbow trout. *Aquaculture* **36**, 97-110.
122. Gökçe, M. A., Tasbozan, O., Celik, M., Tabakoglu, S. S. (2004). Seasonal variations in proximate and fatty acid compositions of female common sole (*Solea solea*). *Food Chemistry* **88**(3), 419-423.
123. Gomez-Requeni, P., Mingarro, M., Calduch-Giner, J. A., Medale, F., Martin, S. A. M., Houlihan, D. F., Kaushik, S., Perez-Sanchez, J. (2004). Protein growth performance, amino acid utilisation and somatotropic axis responsiveness to fish meal replacement by plant protein sources in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Aquaculture* **232**(1-4), 493-510.
124. Goupy, J. (2001). "Introduction aux plans d'expériences." Dunod, Paris. 293 p.
125. Gracia, A., Albisu, L. M. (1998). The demand for meat and fish in Spain: Urban and rural areas. *Agricultural Economics* **19**(3), 359-366.
126. Grigorakis, K., Alexis, M. N., Taylor, K. D. A., Hole, M. (2002). Comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*); composition, appearance and seasonal variations. *International Journal of Food Science and Technology* **37**, 477-484.
127. Grigorakis, K., Taylor, K. D. A., Alexis, M. N. (2003). Organoleptical and volatile compounds comparison of wild and cultured gilthead sea bream (*Sparus aurata*): sensory differences and possible chemical basis. *Aquaculture* **225**, 109-119.
128. Gross, M. R. (1998). One species with two biologies: Atlantic salmon (*Salmo salar*) in the wild and in aquaculture. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **55**(Supplement 1), 131-144.
129. Grün, I. U., Shi, H., Fernando, L. N., Clarke, A. D., Ellersieck, M. R., Beffa, D. A. (1999). Differentiation and identification of cultured and wild crappie (*Pomoxis* spp.) based on fatty acid composition. *Lebensmittel-Wissenschaft und-Technologie* **32**, 305-311.
130. Grunert, K. G. (1997). What's in a steak? A cross-cultural study on the quality perception of beef. *Food Quality and Preference* **8**(3), 157-174.
131. Grunert, K. G., Bredahl, L., Brunsø, K. (2004). Consumer perception of meat quality and implication for product development in the meat sector - a review. *Meat Science* **66**, 259-272.
132. Grunert, K. G., Bredahl, L., Scholderer, J. (2003). Four questions on European consumers' attitudes toward the use of genetic modification in food production. *Innovative Food Science & Emerging Technologies* **4**(4), 435-445.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

133. **Gunasekera, R. M., Shim, K. F., Lam, T. J. (1997).** Influence of dietary protein content on the distribution of amino acids in oocytes, serum and muscle of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (L.). *Aquaculture* **152**(1-4), 205-221.
134. **Haard, N. F. (1992).** Control of chemical composition and food quality attributes of cultured fish. *Food Research International* **25**, 289-307.
135. **Haliloglu, H. I., Bayir, A., Sirkecioglu, A. N., Aras, N. M., Atamanalp, M. (2004).** Comparison of fatty acid composition in some tissues of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) living in seawater and freshwater. *Food Chemistry* **86**, 55-59.
136. **Hamre, K., Lie, O., Sandnes, K. (2003).** Seasonal development of nutrient composition, lipid oxidation and colour of fillets from Norwegian spring-spawning herring (*Clupea harengus* L.). *Food Chemistry* **82**(3), 441-446.
137. **Han, D., Xie, S., Lei, W., Zhu, X., Yang, Y. (2005).** Effect of light intensity on growth, survival and skin color of juvenile Chinese longsnout catfish (*Leiocassis longirostris* Gunther). *Aquaculture* **248**(1-4), 299-306.
138. **Hansen, T. (2001).** Quality in the marketplace: A theoretical and empirical investigation. *European Management Journal* **19**(2), 203-211.
139. **Hardy, R. W., Scott, T. M., Harrell, L. W. (1987).** Replacement of herring oil with menhaden oil, soybean oil, or tallow in the diets of atlantic salmon raised in marine net-pens. *Aquaculture* **65**, 267-277.
140. **Head, A. B., Malison, J. A. (2000).** Effects of lighting spectrum and disturbance level on the growth and stress responses of yellow perch *Perca flavescens*. *Journal of the World Aquaculture Society* **31**(1), 73-80.
141. **Healey, E. G. (1999).** The skin pattern of young plaice and its rapid modification in response to graded changes in background tint and pattern. *Journal of Fish Biology* **55**(5), 937-971.
142. **Henderson, R. J., Tocher, D. R. (1987).** The lipid composition and biochemistry of freshwater fish. *Progress in Lipid Research* **26**(4), 281-347.
143. **Henmi, H., Hata, M., Mata, M. (1990).** Combination of astaxanthin and canthaxanthin with fish muscle actomyosins associated with their surface hydrophobicity. *Nippon Suisan Gakkaishi* **56**(1821-1823).
144. **Hernandez, M. D., Egea, M. A., Rueda, F. M., Martinez, F. J., Garcia Garcia, B. (2003).** Seasonal condition and body composition changes in sharpsnout seabream (*Diplodus puntazzo*) raised in captivity. *Aquaculture* **220**(1-4), 569-580.
145. **Hernandez-Herrero, M. M., Duflos, G., Malle, P., Bouquelet, S. (2003).** Collagenase activity and protein hydrolysis as related to spoilage of iced cod (*Gadus morhua*). *Food Research International* **36**(2), 141-147.
146. **Herzka, S. Z. (2005).** Assessing connectivity of estuarine fishes based on stable isotope ratio analysis. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **64**(1), 58-69.
147. **Hillestad, M., Johnsen, F. (1994).** High-energy/low-protein diets for Atlantic salmon: effect on growth, nutrient retention and slaughter quality. *Aquaculture* **124**, 109-116.
148. **Hirao, S. (1967).** Carotenoids in fish. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* **33**, 866-871.
149. **Hjelm, J., Persson, L., Christensen, B. (2000).** Growth, morphological variation and ontogenetic niche shifts in perch (*Perca fluviatilis*) in relation to resource availability. *Oecologia* **122**, 190-199.
150. **Hjelm, J., Svanbäck, R., Persson, L., Wahlström, E. (2001).** Diet-dependant body morphology and ontogenetic reaction norms in Eurasian perch. *OIKOS* **95**, 311-323.
151. **Hoffman, L. C., Casey, N. H., Prinsloo, J. F. (1993).** Carcass yield and fillet chemical composition of wild and farmed African sharptooth catfish, *Clarias gariepinus*. In "Production, Environment and Quality" (G. Barnabé, and P. Kestemont, eds.), Vol. 18. European Aquaculture Society, Ghent, Belgium

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

152. **Hsieh, S. L., Chen, Y. N., Kuo, C. M. (2003).** Physiological responses, desaturase activity, and fatty acid composition in milkfish (*Chanos chanos*) under cold acclimation. *Aquaculture* **220**(1-4), 903-918.
153. **Hume, A., Burt, J. R., Wardle, C. S., Bustard, C. A., Watson, D. E. P. (1974).** Studies on the acceptability of farmed fish. In "Fishery Products" (Kreuzer, ed.), Surrey, England. pp. 253-259.
154. **Hume, A., Farmer, J. W., Burt, J. R. (1972).** A comparison of flavours of farmed and trawled plaice. *Journal of Food Technology* **7**, 27-33.
155. **Hunter, B. J., Roberts, D. C. K. (2000).** Potential impact of the fat composition of farmed fish on human health. *Nutrition Research* **20**(7), 1047-1058.
156. **Huntingford, F. A. (2004).** Implications of domestication and rearing conditions for the behaviour of cultivated fishes. *Journal of Fish Biology* **65**(s1), 122-142.
157. **Hurling, R., Shepherd, R. (2003).** Eating with your eyes: effect of appearance on expectations of liking. *Appetite* **41**(2), 167-174.
158. **Hwang, D.-F., Lin, T.-K. (2002).** Effect of temperature on dietary vitamin C requirement and lipid in common carp. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **131**(1), 1-7.
159. **Imre, I., McLaughlin, R. L., Noakes, D. L. G. (2002).** Phenotypic plasticity in brook charr: changes in caudal fin induced by water flow. *Journal of Fish Biology* **61**, 1171-1181.
160. **Ingemansson, T., Olsson, N. U., Kaufmann, P. (1993).** Lipid composition of light and dark muscle of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) after thermal acclimation: a multivariate approach. *Aquaculture* **113**(1-2), 153-165.
161. **Izquierdo, M. S., Montero, D., Robaina, L., Caballero, M. J., Rosenlund, G., Gines, R. (in press).** Alterations in fillet fatty acid profile and flesh quality in gilthead seabream (*Sparus aurata*) fed vegetable oils for a long term period. Recovery of fatty acid profiles by fish oil feeding. *Aquaculture In Press, Corrected Proof*.
162. **Jacquemond, F. (2004).** Separated breeding of perch fingerlings (*Perca fluviatilis* L.) with and without initial inflated swim bladder: comparison of swim bladder development, skeleton conformation and growth performances. *Aquaculture* **239**(1-4), 261-273.
163. **Jentoft, S., Aastveit, A. H., Torjesen, P. A., Andersen, O. (2005).** Effects of stress on growth, cortisol and glucose levels in non-domesticated Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) and domesticated rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology* **141**(3), 353-358.
164. **Jeong, B.-Y., Moon, S.-K., Jeong, W.-G., Ohshima, T. (2000).** Lipid classes and fatty acid compositions of wild and cultured sweet smelt *Plecoglossus altivelis* muscles and eggs in Korea. *Fisheries Science* **66**(4), 716-724.
165. **Jobling, M. (1995).** "Environmental biology of fishes." Chapman & Hall, London. 455 p.
166. **Jobling, M. (2003).** Do changes in Atlantic salmon, *Salmo salar* L., fillet fatty acids following a dietary switch represent wash-out or dilution? Test of a dilution model and its application. *Aquaculture Research* **34**(13), 1215-1221.
167. **Jobling, M., Bendiksen, E. Å. (2003).** Dietary lipids and temperature interact to influence tissue fatty acid compositions of Atlantic salmon, *Salmo salar* L., parr. *Aquaculture Research* **34**(15), 1423-1441.
168. **Johansson, L., Kiessling, A., Asgard, T., Berglund, L. (1995).** Effects of ration level in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), on sensory characteristics, lipid content and fatty acid composition. *Aquaculture Nutrition* **1**, 59-66.
169. **Johnston, I. A., Alderson, R., Sandham, C., Dingwall, A., Mitchell, D., Selkirk, C., Nickell, D., Baker, R., Robertson, B., Whyte, D., Springate, J. (2000).** Muscle fibre density in relation to the colour and texture of smoked Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture* **189**, 335-349.
170. **Johnston, I. A., Manthri, S., Alderson, R., Campbell, P., Mitchell, D., Whyte, D., Dingwall, A., Nickell, D., Selkirk, C., Robertson, B. (2002).** Effects of dietary protein

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- level on muscle cellularity and flesh quality in Atlantic salmon with particular reference to gaping. *Aquaculture* **210**(1-4), 259-283.
171. **Johnston, I. A., Manthri, S., Bickerdike, R., Dingwall, A., Luijkx, R., Campbell, P., Nickell, D., Alderson, R. (2004).** Growth performance, muscle structure and flesh quality in out-of-season Atlantic salmon (*Salmo salar*) smolts reared under two different photoperiod regimes. *Aquaculture* **237**(1-4), 281-300.
172. **Jonsson, Sigurgisladottir, Hafsteinsson, Kristbergsson. (2001).** Textural properties of raw Atlantic salmon (*Salmo salar*) fillets measured by different methods in comparison to expressible moisture. *Aquaculture Nutrition* **7**(2), 81-89.
173. **Jonsson, B., Jonsson, N. (2001).** Polymorphism and speciation in Arctic charr. *Journal of Fish Biology* **58**(3), 605-638.
174. **Jourdan, S. (1999).** Influence de facteurs abiotiques, la photopériode et l'intensité lumineuse, sur la survie et la croissance de larves, post-larves et juvéniles de perche commune *Perca fluviatilis*. Thèse. Institut National Polytechnique de Lorraine, Nancy, 145 p.
175. **Jourdan, S., Fontaine, P., Boujard, T., Vandeloise, E., Gardeur, J. N., Anthouard, M., Kestemont, P. (2000).** Influence of daylength on growth, heterogeneity, gonad development, sexual steroid and thyroid levels, and N and P budgets in *Perca fluviatilis*. *Aquaculture* **186**(3-4), 253-265.
176. **Kahilainen, K., Lehtonen, H. (2002).** Brown trout (*Salmo trutta* L.) and Arctic charr (*Salvelinus alpinus* (L.)) as predators on three sympatric whitefish (*Coregonus lavaretus* (L.)) forms in the subarctic Lake Muddusjärvi. *Ecology of Freshwater Fish* **11**(3), 158-167.
177. **Kalinowski, C. T., Robaina, L. E., Fernandez-Palacios, H., Schuchardt, D., Izquierdo, M. S. (2005).** Effect of different carotenoid sources and their dietary levels on red porgy (*Pagrus pagrus*) growth and skin colour. *Aquaculture* **244**, 223-231.
178. **Karakoltsidis, P. A., Zotos, A., Constantinides, S. M. (1995).** Composition of the Commercially Important Mediterranean Finfish, Crustaceans, and Molluscs. *Journal of Food Composition and Analysis* **8**(3), 258-273.
179. **Kawauchi, H., Baker, B. I. (2004).** Melanin-concentrating hormone signaling systems in fish. *Peptides* **25**(10), 1577-1584.
180. **Keeley, E. R., Parkinson, E. A., Taylor, E. B. (2005).** Ecotypic differentiation of native rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) populations from British Columbia. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **62**(7), 1523-1539.
181. **Kestemont, P., Jourdan, S., Houbart, M., Melard, C., Paspatis, M., Fontaine, P., Cuvier, A., Kentouri, M., Baras, E. (2003).** Size heterogeneity, cannibalism and competition in cultured predatory fish larvae: biotic and abiotic influences. *Aquaculture* **227**(1-4), 333-356.
182. **Kestemont, P., Mélard, C. (2000).** Aquaculture. In "Percid Fishes: systematics, ecology and exploitation" (J. F. Craig, ed.), Dunscore, Scotland. pp. 191-224.
183. **Kestemont, P., Vandeloise, E., Mélard, C., Fontaine, P., Brown, P. B. (2001).** Growth and nutritional status of Eurasian perch *Perca fluviatilis* fed graded levels of dietary lipids with or without added ethoxyquin. *Aquaculture* **203**, 85-99.
184. **Kiessling, A., Pickova, J., Eales, J. G., Dosanjh, B., Higgs, D. (2005).** Age, ration level, and exercise affect the fatty acid profile of chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) muscle differently. *Aquaculture* **243**(1-4), 345-356.
185. **Kiessling, A., Pickova, J., Johansson, L., Åsgård, T., Storebakken, T., Kiessling, K.-H. (2001).** Changes in fatty acid composition in muscle and adipose tissue of farmed rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) in relation to ration and age. *Food Chemistry* **73**(3), 271-284.
186. **Klemetsen, A., Amundsen, P.-A., Dempson, J. B., Jonsson, B., Jonsson, N., O'Connell, M. F., Mortensen, E. (2003).** Atlantic salmon *Salmo salar* L., brown trout *Salmo trutta* L. and Arctic charr *Salvelinus alpinus* (L.): a review of aspects of their life histories. *Ecology of Freshwater Fish* **12**(1), 1-59.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

187. **Klingenberg, C. P., Barluenga, M., Meyer, A. (2003)**. Body shape variation in cichlid fishes of the *Amphilophus citrinellus* species complex. *Biological Journal of the Linnean Society* **80**(3), 397-408.
188. **Knibb, W. (2000)**. Genetic improvement of marine fish - which method for industry? *Aquaculture Research* **31**(1), 11-23.
189. **Kobilinsky, A. (1997)**. Les plans factoriels. In "Plans d'expériences Applications à l'entreprise" (E. Technip., ed.), Paris. pp. 69-209.
190. **Kobilinsky, A. (2000)**. Logiciels Planor et Analys. Unité de Biométrie, INRA.
191. **Krpo-Cetkovic, J., Stamenkovic, S. (1996)**. Morphological differentiation of pikeperch *Stizostedion lucioperca* (L.) populations from the Yugoslav part of the Danube. *Annales Zoologici Fennici* **33**, 711-723.
192. **Ladrat, C., Verrez-Bagnis, V., Noel, J., Fleurence, J. (2003)**. In vitro proteolysis of myofibrillar and sarcoplasmic proteins of white muscle of sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.): effects of cathepsins B, D and L. *Food Chemistry* **81**(4), 517-525.
193. **Lanari, D., Poli, B. M., Ballestrazzi, R., Lupi, P., D'Agaro, E., Mecatti, M. (1999)**. The effect of dietary fat and NFE levels on growing European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). Growth rate, body and fillet composition, carcass traits and nutrient retention efficiency. *Aquaculture* **179**, 351-364.
194. **Langerhans, R. B., Layman, C. A., Langerhans, A. K., Dewitt, T. J. (2003)**. Habitat-associated morphological divergence in two Neotropical fish species. *Biological Journal of the Linnean Society* **80**(4), 689-698.
195. **Lawless, H. (1995)**. Dimensions of sensory quality: A critique. *Food Quality and Preference* **6**(3), 191-199.
196. **Lecomte, F., Dodson, J. J. (2005)**. Distinguishing trophic and habitat partitioning among sympatric populations of the estuarine fish *Osmerus mordax* Mitchill. *Journal of Fish Biology* **66**(6), 1601-1623.
197. **Lie, O. (2001)**. Flesh quality - the role of nutrition. *Aquaculture Research* **32**(s1), 341-348.
198. **Lindsay, R. C. (1980)**. Comparative sensory analysis of aquacultured and wild yellow perch (*Perca flavescens*) filets. *Journal of Food Quality* **3**, 283-289.
199. **Linhart, O., Štech, L., Švarc, J., Rodina, M., Audebert, J. P., Grecu, J., Billard, R. (2002)**. The culture of the European catfish, *Silurus glanis*, in the Czech Republic and in France. *Aquatic Living Resources* **15**, 139-144.
200. **Liu, K. K. M., Barrows, F. T., Hardy, R. W., Dong, F. M. (2004)**. Body composition, growth performance, and product quality of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets containing poultry fat, soybean/corn lecithin, or menhaden oil. *Aquaculture* **238**(1-4), 309-328.
201. **Lorrain, A., Paulet, Y.-M., Chauvaud, L., Savoye, N., Donval, A., Saout, C. (2002)**. Differential $\delta^{13}\text{C}$ and $\delta^{15}\text{N}$ signatures among scallop tissues: implications for ecology and physiology. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **275**(1), 47-61.
202. **Los, D. A., Murata, N. (2004)**. Membrane fluidity and its roles in the perception of environmental signals. *Biochimica et Biophysica Acta (BBA) - Biomembranes* **1666**, 142-157.
203. **Love, R. M. (1958)**. Studies on the North Sea cod. I. Muscle cell dimensions. *Journal of the Science of Food and Agriculture* **9**, 195-198.
204. **Love, R. M. (1970)**. "The chemical biology of fishes - With a key to the chemical literature." Academic Press, London. 541 p.
205. **Love, R. M. (1988)**. "The Food Fishes: their intrinsic variation and practical implications." Farrand Press London, New York. 271 p.
206. **Loy, A., Boglione, C., Gagliardi, F., Ferrucci, L., Cataudella, S. (2000)**. Geometric morphometrics and internal anatomy in sea bass shape analysis (*Dicentrarchus labrax* L., Moronidae). *Aquaculture* **186**, 33-44.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

207. **Lu, J., Takeuchi, T., Ogawa, H. (2003).** Flesh quality of tilapia *Oreochromis niloticus* fed solely on raw *Spirulina*. *Fisheries Science* **69**, 529-534.
208. **Luther, P. K., Munro, P. M. G., Squire, J. M. (1995).** Muscle ultrastructure in the teleost fish. *Micron* **26**(5), 431-459.
209. **Magnhagen, C., Heibo, E. (2001).** Gape size allometry in pike reflects variation between lakes in prey availability and relative body depth. *Functional Ecology* **15**, 754-762.
210. **Mamuris, Z., Apostolidis, A. P., Panagiotaki, P., Theodorou, A. J., Triantaphyllidis, C. (1998).** Morphological variation between red mullet populations in Greece. *Journal of Fish Biology* **52**, 107-117.
211. **Mandiki, S. N. M., Blanchard, G., Melard, C., Koskela, J., Kucharczyk, D., Fontaine, P., Kestemont, P. (2004).** Effects of geographic origin on growth and food intake in Eurasian perch (*Perca fluviatilis* L.) juveniles under intensive culture conditions. *Aquaculture* **229**(1-4), 117-128.
212. **Mariojous, C. (2000).** Introduction to quality: Quality concepts; quality perception by producers, clients and consumers; quality signs (geographic origin, eco-labelling, etc.); translation of quality concepts into products, procedures and services. In "Global quality assessment in Mediterranean aquaculture", Vol. 51. Cahiers Options Méditerranéennes. pp. 15-21.
213. **Martin, J. F., Poli, J. M., Petillot, F. (1995).** La transformation du silure glane (*Silurus glanis* L.) - Rendement du filetage. *La Pisciculture Française*, 51-55.
214. **Mathis, N. (2003).** Influence des conditions d'abattage sur les propriétés technologiques, physiques, organoleptiques et nutritionnelles de la perche (*Perca fluviatilis*). Thèse. Institut Polytechnique de Lorraine, Vandoeuvre-les-Nancy, France, 122 p.
215. **Mathis, N., Feidt, C., Brun-Bellut, J. (2003).** Influence of protein/energy ratio on carcass quality during the growing period of Eurasian perch (*Perca fluviatilis*). *Aquaculture* **217**(1-4), 453-464.
216. **McDonald, D. G., Milligan, C. L., McFarlane, W. J., Croke, S., Currie, S., Hooke, B., Angus, R. B., Tufts, B. L., Davidson, K. (1998).** Condition and performance of juvenile Atlantic salmon (*Salmo salar*): effects of rearing practices on hatchery fish and comparison with wild fish. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **55**, 1208-1219.
217. **Mélard, C., Kestemont, P., Grignard, J. C. (1996).** Intensive culture of juvenile and adult Eurasian perch (*P. fluviatilis*): effect of major biotic and abiotic factors on growth. *Journal of Applied Ichthyology* **12**(3-4), 175-180.
218. **Mello, L. G. S., Rose, G. A. (2005).** Seasonal cycles in weight and condition in Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) in relation to fisheries. *ICES Journal of Marine Science* **62**(5), 1006-1015.
219. **Mérigoux, S., Ponton, D. (1998).** Body shape, diet and ontogenetic diet shifts in young fish of the Sinnamary River, French Guiana, South America. *Journal of Fish Biology* **52**, 556-569.
220. **Metusalach, Brown, J. A., Shahidi, F. (1997).** Effects of stocking density on colour characteristics and deposition of carotenoids in cultured Arctic charr (*Salvelinus alpinus*). *Food Chemistry* **59**(1), 107-114.
221. **Migaud, H., Fontaine, P., Kestemont, P., Wang, N., Brun-Bellut, J. (2004).** Influence of photoperiod on the onset of gonadogenesis in Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquaculture* **241**(1-4), 561-574.
222. **Migaud, H., Fontaine, P., Sulisty, I., Kestemont, P., Gardeur, J.-N. (2002).** Induction of out-of-season spawning in Eurasian perch *Perca fluviatilis*: effects of rates of cooling and cooling durations on female gametogenesis and spawning. *Aquaculture* **205**(3-4), 253-267.
223. **Migaud, H., Wang, N., Gardeur, J.-N., Fontaine, P. (in press).** Influence of photoperiod on reproductive performances in Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquaculture* **In Press**, Corrected Proof.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

224. Mignon-Grasteau, S., Boissy, A., Bouix, J., Faure, J.-M., Fisher, A. D., Hinch, G. N., Jensen, P., Le Neindre, P., Mormede, P., Prunet, P. (2005). Genetics of adaptation and domestication in livestock. *Livestock Production Science* **93**(1), 3-14.
225. Montero, D., Robaina, L., Caballero, M. J., Gines, R., Izquierdo, M. S. (2005). Growth, feed utilization and flesh quality of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) fed diets containing vegetable oils: A time-course study on the effect of a re-feeding period with a 100% fish oil diet. *Aquaculture* **248**(1-4), 121-134.
226. Morgan, I. J., McCarthy, I. D., Metcalfe, N. B. (2002). The influence of life-history strategy on lipid metabolism in overwintering juvenile Atlantic salmon. *Journal of Fish Biology* **60**, 674-686.
227. Mørkøre, T., Austreng, E. (2004). Temporal changes in texture, gaping, composition and copper status of Atlantic salmon (*Salmo salar*, L.) fed moist feed or extruded feed. *Aquaculture* **230**, 425-437.
228. Morris, P. C., Beattie, C., Elder, B., Finlay, J., Gallimore, P., Jewison, W., Lee, D., Mackenzie, K., McKinney, R., Sinnott, R. (2003). Effects of the timing of the introduction of feeds containing different protein and lipid levels on the performance and quality of Atlantic salmon, *Salmo salar*, over the entire seawater phase of growth. *Aquaculture* **225**(1-4), 41-65.
229. Mourente, G., Dick, J. R., Bell, J. G., Tocher, D. R. (2005a). Effect of partial substitution of dietary fish oil by vegetable oils on desaturation and [beta]-oxidation of [1-14C]18:3n-3 (LNA) and [1-14C]20:5n-3 (EPA) in hepatocytes and enterocytes of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Aquaculture* **248**(1-4), 173-186.
230. Mourente, G., Good, J. E., Bell, J. G. (2005b). Partial substitution of fish oil with rapeseed, linseed and olive oils in diets for European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.): effects on flesh fatty acid composition, plasma prostaglandins E2 and F2, immune function and effectiveness of a fish oil finishing diet. *Aquaculture Nutrition* **11**(1), 25-40.
231. Nardone, A., Valfré, F. (1999). Effects of changing production methods on quality of meat, milk and eggs. *Livestock Production Science* **59**(2-3), 165-182.
232. Nassour, I., Leger, C. L. (1989). Deposition and mobilization of body fat during sexual maturation. *Aquatic Living Resources* **2**, 153-159.
233. Neira, R., Lhorente, J. P., Araneda, C., Diaz, N., Bustos, E., Alert, A. (2004). Studies on carcass quality traits in two populations of Coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*): phenotypic and genetic parameters. *Aquaculture* **241**(1-4), 117-131.
234. Nesbo, C. L., Fosshem, T., Vollestad, L. A., Jakobsen, K. S. (1999). Genetic divergence and phylogeographic relationships among European perch (*Perca fluviatilis*) populations reflect glacial refugia and postglacial colonization. *Molecular Ecology* **8**, 1387-1404.
235. Neves, F. M., Monteiro, L. R. (2003). Body shape and size divergence among populations of *Poecilia vivipara* in coastal lagoons of south-eastern Brazil. *Journal of Fish Biology* **63**, 928-941.
236. Ng, W.-K., Lim, P.-K., Boey, P.-L. (2003). Dietary lipid and palm oil source affects growth, fatty acid composition and muscle [alpha]-tocopherol concentration of African catfish, *Clarias gariepinus*. *Aquaculture* **215**(1-4), 229-243.
237. Nickell, D. C., Bromage, N. R. (1998a). The effect of dietary lipid level on variation of flesh pigmentation in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **161**, 237-251.
238. Nickell, D. C., Bromage, N. R. (1998b). The effect of timing and duration of feeding astaxanthin on the development and variation of fillet colour and efficiency of pigmentation in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **169**(3-4), 233-246.
239. Nielsen, D., Hyldig, G., Nielsen, J., Nielsen, H. H. (2005). Lipid content in herring (*Clupea harengus* L.)- influence of biological factors and comparison of different methods of analyses: solvent extraction, Fatmeter, NIR and NMR. *Lebensmittel-Wissenschaft und-Technologie* **38**(1-2), 537-548.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

240. Njinkoue, J.-M., Barnathan, G., Miralles, J., Gaydou, E.-M., Samb, A. (2002). Lipids and fatty acids in muscle, liver and skin of three edible fish from the Senegalese coast: *Sardinella maderensis*, *Sardinella aurita* and *Cephalopholis taeniops*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **131**(3), 395-402.
241. No, H. K., Storebakken, T. (1992). Pigmentation of rainbow trout with astaxanthin and canthaxanthin in freshwater and saltwater. *Aquaculture* **101**, 123-143.
242. Nordgarden, U., Ornsrud, R., Hansen, T., Hemre, G.-I. (2003). Seasonal changes in selected muscle quality parameters in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) reared under natural and continuous light. *Aquaculture Nutrition* **9**(3), 161-168.
243. Norris, A. T., Cunningham, E. P. (2004). Estimates of phenotypic and genetic parameters for flesh colour traits in farmed Atlantic salmon based on multiple trait animal model. *Livestock Production Science* **89**(2-3), 209-222.
244. Ojanguren, A. F., Braña, F. (2003). Effects of size and morphology on swimming performance in juveniles brown trout (*Salmo trutta* L.). *Ecology of Freshwater Fish* **12**, 241-246.
245. Olsen, S. O. (2003). Understanding the relationship between age and seafood consumption: the mediating role of attitude, health involvement and convenience. *Food Quality and Preference* **14**(3), 199-209.
246. Olsson, G. B., Olsen, R. L., Carlehog, M., Ofstad, R. (2003). Seasonal variations in chemical and sensory characteristics of farmed and wild Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). *Aquaculture* **217**(1-4), 191-205.
247. Opsahl-Ferstad, H.-G., Rudi, H., Ruyter, B., Refstie, S. (2003). Biotechnological approaches to modify rapeseed oil composition for applications in aquaculture. *Plant Science* **165**(2), 349-357.
248. Orban, E., Di Lena, G., Ricelli, A., Paoletti, F., Casini, I., Gambelli, L., Caproni, R. (2000). Quality characteristics of sharpsnout sea bream (*Diplodus puntazzo*) from different intensive rearing systems. *Food Chemistry* **70**(1), 27-32.
249. O'Reilly, K. M., Horn, M. H. (2004). Phenotypic variation among populations of *Atherinops affinis* (Atherinopsidae) with insights from a geometric morphometric analysis. *Journal of Fish Biology* **64**(4), 1117-1135.
250. Osako, K., Yamaguchi, A., Kurokawa, T., Kuwahara, K., Saito, H., Nozaki, Y. (2002). Chemical components and body color of horse mackerel caught in different areas. *Fisheries Science* **68**(3), 587-594.
251. Overturf, K., Casten, M. T., LaPatra, S. L., Rexroad, I., C., Hardy, R. W. (2003). Comparison of growth performance, immunological response and genetic diversity of five strains of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **217**(1-4), 93-106.
252. Papoutsoglou, S. E., Mylonakis, G., Miliou, H., Karakatsouli, N. P., Chadio, S. (2000). Effects of background color on growth performances and physiological responses of scaled carp (*Cyprinus carpio* L.) reared in a closed circulated system. *Aquacultural Engineering* **22**, 309-318.
253. Peng, J., Larondelle, Y., Pham, D., Ackman, R. G., Rollin, X. (2003). Polyunsaturated fatty acid profiles of whole body phospholipids and triacylglycerols in anadromous and landlocked Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) fry. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **134**(2), 335-348.
254. Periago, M. J., Ayala, M. D., Lopez-Albors, O., Abdel, I., Martinez, C., Garcia-Alcazar, A., Ros, G., Gil, F. (2005). Muscle cellularity and flesh quality of wild and farmed sea bass, *Dicentrarchus labrax* L. *Aquaculture* **249**, 175-188.
255. Peruzzi, S., Chatain, B., Saillant, E., Haffray, P., Menu, B., Falguiere, J.-C. (2004). Production of meiotic gynogenetic and triploid sea bass, *Dicentrarchus labrax* L.: 1. Performances, maturation and carcass quality. *Aquaculture* **230**(1-4), 41-64.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

256. **Petersson, E., Jaurvi, T., Steffner, N. G., Ragnarsson, B. (1996).** The effect of domestication on some life history traits of sea trout and Atlantic salmon. *Journal of Fish Biology* **48**(4), 776-791.
257. **Pettinger, C., Holdsworth, M., Gerber, M. (2004).** Psycho-social influences on food choice in Southern France and Central England. *Appetite* **42**(3), 307-316.
258. **Pigliucci, M. (2005).** Evolution of phenotypic plasticity: where are we going now? *Trends in Ecology & Evolution* **20**(9), 481-486.
259. **Pinheiro, A., Teixeira, C. M., Rego, A. L., Marques, J. F., Cabral, H. N. (2005).** Genetic and morphological variation of *Solea lascaris* (Risso, 1810) along the Portuguese coast. *Fisheries Research* **73**(1-2), 67-78.
260. **Pottinger, T. G., Carrick, T. R. (1999).** Modification of the Plasma Cortisol Response to Stress in Rainbow Trout by Selective Breeding. *General and Comparative Endocrinology* **116**(1), 122-132.
261. **Pottinger, T. G., Pickering, A. D., Hurley, M. A. (1992).** Consistency in the stress response of individuals of two strains of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* **103**(3-4), 275-289.
262. **Pouilly, M., Lino, F., Bretenoux, J.-G., Rosales, C. (2003).** Dietary-morphological relationships in a fish assemblage of the Bolivian Amazonian floodplain. *Journal of Fish Biology* **62**(5), 1137-1158.
263. **Power, G. W., Cake, M. H., Newsholme, E. A. (1997).** Influence of diet on the kinetic behavior of hepatic carnitine palmitoyltransferase I toward different acyl CoA esters. *Lipids* **32**(1), 31-37.
264. **Prescott, J., Young, O., O'Neill, L., Yau, N. J. N., Stevens, R. (2002).** Motives for food choice: a comparison of consumers from Japan, Taiwan, Malaysia and New Zealand. *Food Quality and Preference* **13**(7-8), 489-495.
265. **Proulx, R., Magnan, P. (2002).** Physiological performance of two lacustrine brook charr, *Salvelinus fontinalis*, in the open-water habitat. *Environmental Biology of Fishes* **64**, 127-136.
266. **Purslow, P. P. (2005).** Intramuscular connective tissue and its role in meat quality. *Meat Science* **70**(3), 435-447.
267. **Puwastien, P., Judprasong, K., Kettwan, E., Vasanachitt, K., Nakngamanong, Y., Bhattacharjee, L. (1999).** Proximate Composition of Raw and Cooked Thai Freshwater and Marine Fish. *Journal of Food Composition and Analysis* **12**(1), 9-16.
268. **Quémener, L., Suquet, M., Mero, D., Gaignon, J.-L. (2002).** Selection method of new candidates for finfish aquaculture: the case of the French Atlantic, the Channel and the North Sea coasts. *Aquatic Living Resources* **155**, 293-302.
269. **Quillet, E., Le Guillou, S., Aubin, J., Fauconneau, B. (2005).** Two-way selection for muscle lipid content in pan-size rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* **245**(1-4), 49-61.
270. **Radder, L., le Roux, R. (2005).** Factors affecting food choice in relation to venison: A South African example. *Meat Science* **71**(3), 583-589.
271. **Ramachandran Nair, K. G., Gopakumar, K. (1981).** Influence of sex, spawning, starvation and water temperature on fatty acid composition in *Tilapia mossambica*. *Fishery Technology* **18**, 123-127.
272. **Ramachandran Nair, K. G., Gopakumar, K. (1982).** Effect of age on the fatty acid composition of tilapia (*Tilapia mossambica*). *Journal of Food Science and Technology* **19**, 250-254.
273. **Rasmussen, R. S. (2001).** Quality of farmed salmonids with emphasis on proximate composition, yield and sensory characteristics. *Aquaculture Research* **32**, 767-786.
274. **Rasmussen, R. S., Ostefeld, T. H. (2000).** Effect of growth rate on quality traits and feed utilisation of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and brook trout (*Salvelinus fontinalis*). *Aquaculture* **184**(3-4), 327-337.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

275. **Regost, C., Arzel, J., Cardinal, M., Laroche, M., Kaushik, S. J. (2001a)**. Fat deposition and flesh quality in seawater reared, triploid brown trout (*Salmo trutta*) as affected by dietary fat levels and starvation. *Aquaculture* **193**(3-4), 325-345.
276. **Regost, C., Arzel, J., Cardinal, M., Robin, J., Laroche, M., Kaushik, S. J. (2001b)**. Dietary level, hepatic lipogenesis and flesh quality in turbot (*Psetta maxima*). *Aquaculture* **193**, 291-309.
277. **Regost, C., Arzel, J., Cardinal, M., Rosenlund, G., Kaushik, S. J. (2003a)**. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with a return to fish oil in Turbot (*Psetta maxima*): 2. Flesh quality properties. *Aquaculture* **220**(1-4), 737-747.
278. **Regost, C., Arzel, J., Robin, J., Rosenlund, G., Kaushik, S. J. (2003b)**. Total replacement of fish oil by soybean or linseed oil with a return to fish oil in turbot (*Psetta maxima*) 1. Growth performance, flesh fatty acid profile, and lipid metabolism. *Aquaculture* **217**, 465-482.
279. **Regost, C., Jakobsen, J. V., Rørå, A. M. B. (2004)**. Flesh quality of raw and smoked fillets of Atlantic salmon as influenced by dietary oil sources and frozen storage. *Food Research International* **37**(3), 259-271.
280. **Resurreccion, A. V. A. (2004)**. Sensory aspects of consumer choices for meat and meat products. *Meat Science* **66**(1), 11-20.
281. **RIZA-CIPR (2002)**. Institute for Inland Water Management and Waste Water Treatment - Commission Internationale pour la Protection du Rhin. Long-term annual average values. <http://had.bafg.de/iksr-zt/>.
282. **Robards, M. D., Anthony, J. A., Rose, G. A., Piatt, J. F. (1999)**. Changes in proximate composition and somatic energy content for Pacific sand lance (*Ammodytes hexapterus*) from Kachemak Bay, Alaska relative to maturity and season. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* **242**(2), 245-258.
283. **Robb, D. H. F. (2001)**. The relationship between killing methods and quality. In "Farmed Fish Quality" (S. C. Kestin, and P. D. Warris, eds.). Blackwells, Oxford, UK. pp. 220-233.
284. **Robinson, B. W., Parsons, K. J. (2002)**. Changing times, spaces, and faces: tests and implications of adaptive morphological plasticity in the fishes of northern postglacial lakes. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **59**(11), 1819-1833.
285. **Rodriguez, C., Acosta, C., Badia, P., Cejas, J. R., Santamaria, F. J., Lorenzo, A. (2004)**. Assessment of lipid and essential fatty acids requirements of black seabream (*Spondyliosoma cantharus*) by comparison of lipid composition in muscle and liver of wild and captive adult fish. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **139**, 619-629.
286. **Roncarati, A., Meluzzi, A., Melotti, P., Mordenti, O. (2001)**. Influence of the larval rearing technique on morphological and productive traits of European sea bass (*Dicentrarchus labrax* L.). *Journal of Applied Ichthyology* **17**(5), 244-246.
287. **Rosas, J., Arana, D., Cabrera, T., Millan, J., Jory, D. (1999)**. The potential use of the Caribbean flounder *Paralichthys tropicus* as an aquaculture species. *Aquaculture* **176**(1-2), 51-54.
288. **Rotllant, J., Tort, L., Montero, D., Pavlidis, M., Martinez, M., Wendelaar Bonga, S. E., Balm, P. H. M. (2003)**. Background colour influence on the stress response in cultured red porgy *Pagrus pagrus*. *Aquaculture* **223**, 129-139.
289. **Rougeot, C., Minet, L., Prignon, C., Vanderplasschen, A., Detry, B., Pastoret, P.-P., Melard, C. (2003)**. Induce triploidy by heat shock in Eurasian perch, *Perca fluviatilis*. *Aquatic Living Resources* **16**(2), 90-94.
290. **Ruane, N. M., Makridis, P., Balm, P. H. M., Dinis, M. T. (2005)**. Skin darkness is related to cortisol, but not MSH, content in post larval *Solea senegalensis*. *Journal of Fish Biology* **67**(2), 577-581.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

291. Rueda, F. M., Lopez, J. A., Martinez, F. J., Zamora, S., Divanach, P., Kentouri, M. (1997). Fatty acids in muscle of wild and farmed red porgy, *Pagrus pagrus*. *Aquaculture Nutrition* **3**(3), 161-165.
292. Ruff, N., FitzGerald, R. D., Cross, T. F., Hamre, K., Kerry, J. P. (2003). The effect of dietary vitamin E and C level on market-size turbot (*Scophthalmus maximus*) fillet quality. *Aquaculture Nutrition* **9**(2), 91-103.
293. Ruff, N., FitzGerald, R. D., Cross, T. F., Teurtrie, G., Kerry, J. P. (2002). Slaughtering method and dietary alpha-tocopheryl acetate supplementation affect rigor mortis and fillet shelf-life of turbot *Scophthalmus maximus* L. *Aquaculture Research* **33**(9), 703-714.
294. Rutten, M. J. M., Bovenhuis, H., Komen, H. (2004). Modelling fillet traits based on body measurements in three Nile tilapia strains (*Oreochromis niloticus* L.). *Aquaculture* **231**, 113-122.
295. Ruxton, G. D., Speed, M. P., Kelly, D. J. (2004). What, if anything, is the adaptive function of countershading? *Animal Behaviour* **68**(3), 445-451.
296. Ruzzante, D. E., Walde, S. J., Cussac, V. E., Macchi, P. J., Alonso, M. F., Battini, M. (2003). Resource polymorphism in a Patagonian fish *Percichthys trucha* (Percichthyidae): phenotypic evidence for interlake pattern variation. *Biological Journal of the Linnean Society* **78**, 497-515.
297. Santha, N. C., Ackman, R. G. (1990). Nervonic acid versus tricosanoic acid as internal standards in quantitative gas chromatographic analyses of fish oil longer-chain n-3 polyunsaturated fatty acid methyl esters. *Journal of Chromatography Biomedical Application* **553**, 1-10.
298. Sarà, M., Favalaro, E., Mazzola, A. (1999). Comparative morphometrics of sharpsnout seabream (*Diplodus puntazzo* Cetti, 1777), reared in different conditions. *Aquacultural Engineering* **19**, 195-209.
299. Sargent, J. R., Bell, J. G., Bell, M. V., Henderson, R. J., Tocher, D. R. (1995). Requirement criteria for essential fatty acids. *Journal of Applied Ichthyology* **11**, 183-198.
300. Sargent, J. R., Henderson, R. J., Tocher, D. R. (1989). The lipids. In "Fish Nutrition" (J. E. Halver, ed.). Academic Press Inc, New-York. pp. 153-218.
301. Sargent, J. R., Tocher, D. R., Gordon Bell, J. (2002). The lipids. In "Fish nutrition" (J. E. Halver, and R. W. Hardy, eds.). Academic Press, Elsevier Science, New York. pp. 181-257.
302. Sato, K., Ando, M., Kubota, S., Origasa, K., Kawase, H., Toyohara, H., Sakaguchi, M., Nakagawa, T., Makinodan, Y., Ohtsuki, K., Kawabata, M. (1997). Involvement of Type V Collagen in Softening of Fish Muscle during Short-Term Chilled Storage. *Journal of Agricultural and Food Chemistry* **45**(2), 343-348.
303. Sato, K., Yoshinaka, R., Sato, M., Shimizu, Y. (1986). Collagen content in the muscle of fishes in association with their swimming movement and meat texture. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries* **52**(9), 1595-1600.
304. Sato, M., Ishikura, R., Oshima, N. (2004). Direct Effects of Visible and UVA Light on Pigment Migration in Erythrocytes of Nile Tilapia. *Pigment Cell Research* **17**(5), 519-524.
305. Scaife, J. R., Onibi, G. E., Murray, I., Fletcher, T. C., Houlihan, D. F. (2000). Influence of alpha-tocopherol acetate on the short- and long-term storage properties of fillets from Atlantic salmon *Salmo salar* fed a high lipid diet. *Aquaculture Nutrition* **6**(1), 65-71.
306. Schulte, P. M. (2004). Changes in gene expression as biochemical adaptations to environmental change: a tribute to Peter Hochachka. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **139**(3), 519-529.
307. Sérot, T., Gandemer, G., Demaimay, M. (1998). Lipid and fatty compositions of muscle from farmed and wild adult turbot. *Aquaculture International* **6**, 331-343.
308. Shaw, P. W., Carvalho, G. R., Magurran, A. E., Seghersf, B. H. (1994). Factors affecting the distribution of genetic variability in the guppy, *Poecilia reticulata*. *Journal of Fish Biology* **45**(5), 875-888.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

309. **Shearer, K. D. (1994)**. Factors affecting the proximate composition of cultured fishes with emphasis on salmonids. *Aquaculture* **119**(1), 63-88.
310. **Shearer, K. D., Asgard, T., Andorsdottir, G., Aas, G. H. (1994)**. Whole body elemental and proximate composition of Atlantic salmon (*Salmo salar*) during life cycle. *Journal of Fish Biology* **44**, 785-797.
311. **Sheridan, M. A. (1988)**. Lipid dynamics in fish: aspects of absorption, transportation, deposition and mobilization. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **90**(4), 679-690.
312. **Sheridan, M. A. (1994)**. Regulation of lipid metabolism in poikilothermic vertebrates. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **107**(4), 495-508.
313. **Sherwood, G. D., Rose, G. A. (2005)**. Stable isotope analysis of some representative fish and invertebrates of the Newfoundland and Labrador continental shelf food web. *Estuarine, Coastal and Shelf Science* **63**(4), 537-549.
314. **Shewfelt, R. L. (1999)**. What is quality? *Postharvest Biology and Technology* **15**(3), 197-200.
315. **Shikano, T. (2005)**. Marker-based estimation of heritability for body color variation in Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Aquaculture* **249**(1-4), 95-105.
316. **Shirai, N., Suzuki, H., Tokairin, S., Ehara, H., Wada, S. (2002a)**. Dietary and seasonal effects on the dorsal meat lipid composition of Japanese (*Silurus asotus*) and Thai catfish (*Clarias macrocephalus* and hybrid *Clarias macrocephalus* and *Clarias galipinus*). *Comparative Biochemistry and Physiology - Part A: Molecular & Integrative Physiology* **132**(3), 609-619.
317. **Shirai, N., Terayama, M., Takeda, H. (2002b)**. Effect of season on the fatty acid composition and free amino acid content of the sardine *Sardinops melanostictus*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **131**(3), 387-393.
318. **Sikorski, Z. E., Scott, D. N., Buisson, D. H. (1984)**. The role of collagen in the quality and processing of fish. *CRC Critical Reviews in Food Science and Nutrition* **20**(4), 301-343.
319. **Skaala, O., Taggart, J. B., Gunnes, K. (2005)**. Genetic differences between five major domesticated strains of Atlantic salmon and wild salmon. *Journal of Fish Biology* **67**(s1), 118-128.
320. **Skonberg, D. I., Hardy, R. W., Barrows, F. T., Dong, F. M. (1998)**. Color and flavor analyses of fillets from farm-raised rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed low-phosphorus feeds containing corn or wheat gluten. *Aquaculture* **166**(3-4), 269-277.
321. **Skrede, G., Storebakken, T. (1986)**. Characteristics of color in raw, baked and smoked wild and pen-reared Atlantic salmon. *Journal of Food Science* **51**(3), 804-808.
322. **Smith, R. R., Kincaid, H. L., Regenstein, J. M., Rumsey, G. L. (1988)**. Growth, carcass composition, and taste of rainbow trout of different strains fed diets containing primarily plant or animal protein. *Aquaculture* **70**(4), 309-321.
323. **Sogard, S. M., Spencer, M. L. (2004)**. Energy allocation in juvenile sablefish: effects of temperature, ration and body size. *Journal of Fish Biology* **64**(3), 726-738.
324. **Steffens, W. (1997)**. Effects of variation in essential fatty acids in fish feeds on nutritive value of freshwater fish for humans. *Aquaculture* **151**(1-4), 97-119.
325. **Sterner, R. W., George, N. B. (2000)**. Carbon, nitrogen, and phosphorus stoichiometry of cyprinid fishes. *Ecology* **81**(1), 127-140.
326. **Stien, L. H., Hirmas, E., Bjornevik, M., Karlsen, O., Nortvedt, R., Rora, A. M. B., Sunde, J., Kiessling, A. (2005)**. The effects of stress and storage temperature on the colour and texture of pre-rigor filleted farmed cod (*Gadus morhua* L.). *Aquaculture Research* **36**(12), 1197-1206.
327. **Stillwell, W., Wassall, S. R. (2003)**. Docosahexaenoic acid: membrane properties of a unique fatty acid. *Chemistry and Physics of Lipids* **126**(1), 1-27.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

328. **Sulistyo, I. (1998)**. Contribution à l'étude et à la maîtrise du cycle de reproduction de la perche eurasiennne *Perca fluviatilis* L. Thèse. Univeristé Henri Poincaré, Nancy, France, 142 p.
329. **Sulistyo, I., Rinchar, J., Fontaine, P., Gardeur, J. N., Capdeville, B., Kestemont, P. (1998)**. Reproductive cycle and plasma levels steroids in female Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquatic Living Resources* **11**(2), 101-110.
330. **Sumpter, J. P. (1997)**. The endocrinology of stress. In "Fish stress and Health in aquaculture" (G. K. Iwama, A. D. Pickering, J. P. Sumpter, and C. B. Schreck, eds.), Vol. 62. Society for Experimental Biology, Great Britain. pp. 95-118.
331. **Svanbäck, R., Eklöv, P. (2002)**. Effects of habitat and food resources on morphology and ontogenetic growth trajectory in perch. *Oecologia* **131**(1), 61-70.
332. **Sveier, H., Wathne, E., Lied, E. (1999)**. Growth, feed and nutrient utilisation and gastrointestinal evacuation time in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.): the effect of dietary fish meal particle size and protein concentration. *Aquaculture* **180**(3-4), 265-282.
333. **Swain, D. P., Riddell, B. E., Murray, C. B. (1991)**. Morphological differences between hatchery and wild populations of coho salmon (*Oncorhynchus kisutch*): environmental versus genetic origin. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **48**(9), 1783-1791.
334. **Takama, K., Malcolm, R., Smith, G. L. (1985)**. Selectivity in mobilization of stored fatty acids by maturing cod, *Gadus morhua* L. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **80**(4), 713-718.
335. **Tamazouzt, L., Chatain, B., Fontaine, P. (2000)**. Tank wall colour and light level affect growth and survival of Eurasian perch larvae (*Perca fluviatilis* L.). *Aquaculture* **182**(1-2), 85-90.
336. **Tamazouzt, L., Leray, C., Escaffre, A.-M., Terver, D. (1998)**. Effects of food particle size on *Perca fluviatilis* larval growth. *Aquatic Sciences* **60**(2), 89-98.
337. **Tanck, M. W. T., Claes, T., Bovenhuis, H., Komen, J. (2002)**. Exploring the genetic background of stress using isogenic progenies of common carp selected for high or low stress-related cortisol response. *Aquaculture* **204**(3-4), 419-434.
338. **Tanner, D. K., Brazner, J. C., Brady, V. J. (2000)**. Factors influencing carbon, nitrogen and phosphorus content of fish from a Lake Superior coastal wetland. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **47**, 1243-1251.
339. **Teles, M., Maria, V. L., Pacheco, M., Santos, M. A. (2004)**. *Anguilla anguilla* L. plasma cortisol, lactate and glucose responses to abietic acid, dehydroabietic acid and retene. *Environment International* **29**(7), 995-1000.
340. **Testi, S., Bonaldo, A., Gatta, P. P., Badiani, A. (in press)**. Nutritional traits of dorsal and ventral fillets from three farmed fish species. *Food Chemistry In Press, Corrected Proof*.
341. **Thakur, P. D., Morioka, K., Itoh, Y., Obatake, A. (2003)**. Lipid composition and deposition of cultured yellowtail *Seriola quinqueradiata* muscle at different anatomical locations in relation to meat texture. *Fisheries Science* **69**(3), 487-494.
342. **Thoman, E. S., Davis, D. A., Arnold, C. R. (1999)**. Evaluation of growout diets with varying protein and energy levels for red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Aquaculture* **176**(3-4), 343-353.
343. **Thomassen, M. S., Rosjo, C. (1989)**. Different fats in feed for salmon: Influence on sensory parameters, growth rate and fatty acids in muscle and heart. *Aquaculture* **79**(1-4), 129-135.
344. **Thorpe, J. E. (2004)**. Life history responses of fishes to culture. *Journal of Fish Biology* **65**(s1), 263-285.
345. **Tocher, D. R., Fonseca-Madrigal, J., Bell, J. G., Dick, J. R., Henderson, R. J., Sargent, J. R. (2002)**. Effects of diets containing linseed oil on fatty acid desaturation and oxidation in hepatocytes and intestinal enterocytes in Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Fish Physiology and Biochemistry* **26**(2), 157-170.
346. **Torrissen, O. (1986)**. Pigmentation of salmonids - a comparison of astaxanthin and canthaxanthin as pigment sources for rainbow trout. *Aquaculture* **53**, 271-278.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

347. **Torrissen, O. (1989)**. Pigmentation of salmonids: interactions of astaxanthin and canthaxanthin on pigment deposition in rainbow trout. *Aquaculture* **79**, 363-374.
348. **Toussaint, C., Fauconneau, B., Medale, F., Collewet, G., Akoka, S., Haffray, P., Davenel, A. (2005)**. Description of the heterogeneity of lipid distribution in the flesh of brown trout (*Salmo trutta*) by MR imaging. *Aquaculture* **243**(1-4), 255-267.
349. **Trondsen, T., Braaten, T., Lund, E., Eggen, A. E. (2004a)**. Consumption of seafood--the influence of overweight and health beliefs. *Food Quality and Preference* **15**(4), 361-374.
350. **Trondsen, T., Braaten, T., Lund, E., Eggen, A. E. (2004b)**. Health and seafood consumption patterns among women aged 45-69 years. A norwegian seafood consumption study. *Food Quality and Preference* **15**, 117-128.
351. **Tudela, S. (1999)**. Morphological variability in a Mediterranean, genetically homogeneous population of the European anchovy, *Engraulis encrasicolus*. *Fisheries Research* **42**(3), 229-243.
352. **Turan, C. (2004)**. Stock identification of Mediterranean horse mackerel (*Trachurus mediterraneus*) using morphometric and meristic characters. *ICES Journal of Marine Science* **61**(5), 774-781.
353. **Turchini, G. M., Mentasti, T., Crocco, C., Sala, T., Puzzi, C., Moretti, V. M., Valfre, F. (2004)**. Effects of the extensive culture system as finishing production strategy on biometric and chemical parameters in rainbow trout. *Aquaculture Research* **35**(4), 378-384.
354. **Turchini, G. M., Mentasti, T., Froyland, L., Orban, E., Caprino, F., Moretti, V. M., Valfre, F. (2003)**. Effects of alternative dietary lipid sources on performance, tissue chemical composition, mitochondrial fatty acid oxidation capabilities and sensory characteristics in brown trout (*Salmo trutta* L.). *Aquaculture* **225**(1-4), 251-267.
355. **Unmack, P. J. (2001)**. Biogeography of Australian freshwater fishes. *Journal of Biogeography* **28**(9), 1053-1089.
356. **Valfré, F., Moretti, V. M. (1991)**. Characteristics, quality and control of animal products for human consumption. In "Proc. The Round Table. The livestock production sector in Eastern Europe as affected by current changes." Vol. 54. EAAP Publ. pp. 144-148.
357. **Van der Salm, A. L., Martinez, M., Flik, G., Wendelaar Bonga, S. E. (2004)**. Effects of husbandry conditions on the skin colour and stress response of red porgy, *Pagrus pagrus*. *Aquaculture* **241**(1-4), 371-386.
358. **Van der Salm, A. L., Spanings, F. A. T., Gresnigt, R., Bonga, S. E. W., Flik, G. (2005)**. Background adaptation and water acidification affect pigmentation and stress physiology of tilapia, *Oreochromis mossambicus*. *General and Comparative Endocrinology* **144**(1), 51-59.
359. **Vandeputte, M. (2003)**. Selective breeding of quantitative traits in the common carp (*Cyprinus carpio*): a review. *Aquatic Living Resources* **16**(5), 399-407.
360. **Vandeputte, M., Peignon, E., Vallod, D., Haffray, P., Komen, J., Chevassus, B. (2002)**. Comparison of growth performances of three French strains of common carp (*Cyprinus carpio*) using hemi-isogenic scaly carp as internal control. *Aquaculture* **205**(1-2), 19-36.
361. **Vander Zanden, M. J., Cabana, G., Rasmussen, J. B. (1997)**. Comparing trophic position of freshwater fish calculated using stable nitrogen isotope ratios ($\delta^{15}\text{N}$) and literature dietary data. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **54**(5), 1142-1158.
362. **Venizelos, A., Benetti, D. D. (1999)**. Pigment abnormalities in flatfish. *Aquaculture* **176**, 181-188.
363. **Volckaert, F. A. M., Hellemans, B. (1999)**. Survival, growth and selection in a communally reared multifactorial cross of African catfish (*Clarias gariepinus*). *Aquaculture* **171**(1-2), 49-64.
364. **Von Cramon-Taubadel, N., Ling, E. N., Cotter, D., Wilkins, N. P. (2005)**. Determination of body shape variation in Irish hatchery reared and wild Atlantic salmon. *Journal of Fish Biology* **66**(5), 1471-1482.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

365. Wang, N., Fontaine, P., Gardeur, J. N., Marie, M. (2004). Temperature effect on the time course of cortisol release during acute stress in Eurasian perch *Perca fluviatilis*. Paper presented at the 5th International Symposium on Fish Endocrinology, Castellon, Spain.
366. Weatherup, R. N., McCracken, K. J. (1999). Changes in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), body composition with weight. *Aquaculture Research* **30**(4), 305-307.
367. Weber, E. D., Fausch, K. D. (2003). Interactions between hatchery and wild salmonids in streams: differences in biology and evidence for competition. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **60**(8), 1018-1036.
368. Weber, J.-M., Brichon, G., Zwingelstein, G. (2003). Fatty acid metabolism in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) tissues: differential incorporation of palmitate and oleate. *Canadian Journal of Fisheries & Aquatic Sciences* **60**(10), 1281-1288.
369. Weil, L. S., Barry, T. P., Malison, J. A. (2001). Fast growth in rainbow trout is correlated with a rapid decrease in post-stress cortisol concentrations. *Aquaculture* **193**(3-4), 373-380.
370. Wilcock, A., Pun, M., Khanona, J., Aung, M. (2004). Consumer attitudes, knowledge and behaviour: a review of food safety issues. *Trends in Food Science & Technology* **15**(2), 56-66.
371. Wilson, E. P. (2002). Amino acids and proteins. In "Fish nutrition" (J. E. Halver, and R. W. Hardy, eds.). Academic Press, Elsevier Science. pp. 143-179.
372. Withler, R. E., Supernault, K. J., Miller, K. M. (2005). Genetic variation within and among domesticated Atlantic salmon broodstocks in British Columbia, Canada. *Animal Genetics* **36**(1), 43-50.
373. Wolters, H. A., Platteeuw, M., Schoor, M. M. (2001). "Guidelines for rehabilitation and management of floodplain - Ecology and safety combined." Netherlands Centre for River Studies (NCR). 184 p.
374. Xu, R., Hung, S. S. O., German, J. B. (1993). White sturgeon tissue fatty acid compositions are affected by dietary lipids. *Journal of Nutrition* **123**, 1685-1692.
375. Xu, X., Fontaine, P., Mélard, C., Kestemont, P. (2001). Effects of dietary levels on growth, feed efficiency and biochemical compositions of Eurasian perch *Perca fluviatilis*. *Aquaculture International* **9**, 437-449.
376. Xu, X., Kestemont, P. (2002). Lipid metabolism and FA composition in tissues of Eurasian perch *Perca fluviatilis* as influenced by dietary fats. *Lipids* **37**(3), 297-304.
377. Yeannes, M. I., Almandos, M. E. (2003). Estimation of fish proximate composition starting from water content. *Journal of Food Composition and Analysis* **16**(1), 81-92.
378. Yoshinaka, R., Sato, K., Anbe, H., Sato, M., Shimizu, Y. (1988). Distribution of collagen in body muscle of fishes with different swimming modes. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology* **89**(1), 147-151.
379. Zheng, X., Tocher, D. R., Dick, J. R., Henderson, R. J., Bell, J. G., Torstensen, B. E. (2005). Environmental and dietary influences on highly unsaturated fatty acid biosynthesis and expression of fatty acyl desaturase and elongase genes in liver of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Biochimica et Biophysica Acta - Molecular and Cell Biology of Lipids* **1734**(1), 13-24.
380. Zhou, S., Ackman, R. G., Morrison, C. (1996). Adipocytes and lipid distribution in the muscle tissue of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* **53**, 326-332.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES

Annexe 1: Variables morphologiques mesurées chez les perches sauvages et d'élevage (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). CIH = indice de conformation de la tête; RLM = taille relative de la bouche; RLH = taille relative de la tête; CDf = degré de compacité du poisson; CDd1 = degré de compacité de la première nageoire dorsale; CDd2 = degré de compacité de la seconde nageoire dorsale; CDc = degré de compacité de la nageoire caudale.

	Rhin	Léman	Extensif	Semi- extensif	Intensif Souche PerciTech	Intensif Souche L'Huillier
CIH	1.78 \pm 0.06	2.24 \pm 0.06	2.05 \pm 0.11	1.86 \pm 0.11	2.02 \pm 0.11	2.51 \pm 0.11
RLM	0.49 \pm 0.04	0.44 \pm 0.00	0.51 \pm 0.01	0.49 \pm 0.01	0.46 \pm 0.01	0.46 \pm 0.01
RLH	0.62 \pm 0.00	0.59 \pm 0.00	0.62 \pm 0.00	0.62 \pm 0.00	0.60 \pm 0.00	0.61 \pm 0.00
CDf	1.65 \pm 0.01	1.71 \pm 0.00	1.59 \pm 0.01	1.65 \pm 0.01	1.67 \pm 0.01	1.63 \pm 0.01
CDd1	1.93 \pm 0.01	2.08 \pm 0.01	2.04 \pm 0.03	2.02 \pm 0.03	2.15 \pm 0.03	2.05 \pm 0.03
CDd2	1.78 \pm 0.02	1.74 \pm 0.02	1.82 \pm 0.04	1.55 \pm 0.04	1.52 \pm 0.04	1.56 \pm 0.04
CDc	0.32 \pm 0.01	0.41 \pm 0.01	0.30 \pm 0.01	0.33 \pm 0.01	0.29 \pm 0.01	0.28 \pm 0.01

ANNEXES

Annexe 2: Variables morphologiques mesurées chez les perches sauvages du Rhin et du Léman aux différentes saisons (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). CIH = indice de conformation de la tête; RLM = taille relative de la bouche; RLH = taille relative de la tête; CDf = degré de compacité du poisson; CDd1 = degré de compacité de la première nageoire dorsale; CDd2 = degré de compacité de la seconde nageoire dorsale; CDc = degré de compacité de la nageoire caudale.

	Rhin				Léman			
	Juillet	Octobre	Janvier	Avril	Juillet	Octobre	Janvier	Avril
CIH	1.90 \pm 0.09	1.63 \pm 0.11	1.84 \pm 0.09	1.64 \pm 0.12	2.00 \pm 0.10	2.05 \pm 0.11	2.80 \pm 0.09	1.80 \pm 0.11
RLM	0.51 \pm 0.01	0.47 \pm 0.01	0.49 \pm 0.01	0.50 \pm 0.01	0.46 \pm 0.01	0.46 \pm 0.01	0.41 \pm 0.01	0.46 \pm 0.01
RLH	0.61 \pm 0.00	0.63 \pm 0.00	0.63 \pm 0.00	0.61 \pm 0.00	0.58 \pm 0.00	0.61 \pm 0.00	0.59 \pm 0.00	0.60 \pm 0.00
CDf	1.64 \pm 0.01	1.65 \pm 0.01	1.64 \pm 0.01	1.66 \pm 0.01	1.72 \pm 0.01	1.65 \pm 0.01	1.73 \pm 0.01	1.74 \pm 0.01
CDd1	1.96 \pm 0.03	1.93 \pm 0.03	1.93 \pm 0.03	1.88 \pm 0.04	2.12 \pm 0.03	2.04 \pm 0.03	2.12 \pm 0.03	2.02 \pm 0.03
CDd2	1.90 \pm 0.04	1.70 \pm 0.05	1.75 \pm 0.04	1.71 \pm 0.05	1.80 \pm 0.04	1.65 \pm 0.05	1.79 \pm 0.04	1.66 \pm 0.05
CDc	0.28 \pm 0.01	0.37 \pm 0.01	0.33 \pm 0.01	0.32 \pm 0.01	0.47 \pm 0.01	0.37 \pm 0.01	0.42 \pm 0.01	0.38 \pm 0.01

ANNEXES

Annexe 3: Variables de couleur mesurées chez les perches sauvages et d'élevage (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). Lc = luminosité de la nageoire caudale; Cc = saturation de la nageoire caudale; Hc = angle de teinte de la nageoire caudale; Lv = luminosité de la partie ventrale; Cv = saturation de la partie ventrale; Hv = angle de teinte de la partie ventrale; Lsis = différence de luminosité entre bande et inter-bandes; Csis = différence de saturation entre bande et inter-bandes; Hsis = différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes; Lf = luminosité du filet; Cf = saturation du filet; Hf = angle de teinte du filet; LcT = luminosité transformée de la nageoire caudale; CcT = saturation transformée de la nageoire caudale; HcT = angle de teinte transformé de la nageoire caudale; LvT = luminosité transformée de la partie ventrale.

	Rhin	Léman	Extensif	Semi- extensif	Intensif Souche PerciTech	Intensif Souche L'Huillier
Lc	55.7 \pm 0.5	63.7 \pm 0.5	58.6 \pm 1.0	56.3 \pm 1.0	69.6 \pm 1.0	73.4 \pm 1.0
Cc	34.8 \pm 0.7	23.1 \pm 0.6	45.2 \pm 1.3	35.5 \pm 1.3	18.1 \pm 1.3	23.5 \pm 1.3
Hc	64.3 \pm 0.8	80.5 \pm 0.8	73.8 \pm 1.6	79.0 \pm 1.6	98.2 \pm 1.6	94.7 \pm 1.6
Lv	63.5 \pm 0.5	75.0 \pm 0.5	68.5 \pm 0.9	62.4 \pm 0.9	74.2 \pm 0.6	67.3 \pm 0.6
Cv	7.6 \pm 0.2	8.5 \pm 0.2	10.7 \pm 0.4	8.3 \pm 0.4	3.3 \pm 0.4	2.8 \pm 0.4
Hv	112.3 \pm 1.2	103.8 \pm 1.1	114.8 \pm 2.3	109.7 \pm 2.3	168.2 \pm 2.3	131.0 \pm 2.3
Lsis	-3.2 \pm 0.3	-4.8 \pm 0.3	-5.8 \pm 0.6	-4.9 \pm 0.6	-2.0 \pm 0.6	-5.6 \pm 0.6
Csis	-1.5 \pm 0.2	-2.5 \pm 0.2	-1.6 \pm 0.3	-1.0 \pm 0.3	0.2 \pm 0.3	-2.1 \pm 0.3
Hsis	7.9 \pm 1.4	2.6 \pm 1.3	0.4 \pm 2.7	8.3 \pm 2.7	0.8 \pm 2.7	5.2 \pm 2.7
Lf	40.1 \pm 0.3	42.0 \pm 0.3	43.1 \pm 0.5	41.2 \pm 0.5	39.0 \pm 0.5	54.3 \pm 0.5
Cf	2.2 \pm 0.1	2.0 \pm 0.1	4.2 \pm 0.1	4.3 \pm 0.1	3.6 \pm 0.1	4.9 \pm 0.1
Hf	242.4 \pm 5.1	266.5 \pm 4.9	248.7 \pm 9.6	255.7 \pm 9.6	266.3 \pm 9.6	132.5 \pm 9.6
LcT	-2.2 \pm 0.4	-0.2 \pm 0.4	-1.3 \pm 0.8	-5.1 \pm 0.8	6.9 \pm 0.8	8.1 \pm 0.8
CcT	1.6 \pm 0.6	-3.6 \pm 0.6	14.1 \pm 1.1	6.0 \pm 1.1	-9.9 \pm 1.1	-1.8 \pm 1.1
HcT	-7.1 \pm 0.7	-1.1 \pm 0.6	-1.0 \pm 1.2	1.7 \pm 1.2	18.7 \pm 1.2	10.9 \pm 1.2
LvT	-2.8 \pm 0.4	4.2 \pm 0.4	0.7 \pm 0.8	-6.5 \pm 0.8	4.2 \pm 0.8	-4.5 \pm 0.8

ANNEXES

Annexe 4: Variables de couleur mesurées chez les perches sauvages du Rhin et du Léman aux différentes saisons (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). Lc = luminosité de la nageoire caudale; Cc = saturation de la nageoire caudale; Hc = angle de teinte de la nageoire caudale; Lv = luminosité de la partie ventrale; Cv = saturation de la partie ventrale; Hv = angle de teinte de la partie ventrale; Lsis = différence de luminosité entre bande et inter-bandes; Csis = différence de saturation entre bande et inter-bandes; Hsis = différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes; Lf = luminosité du filet; Cf = saturation du filet; Hf = angle de teinte du filet; LcT = luminosité transformée de la nageoire caudale; CcT = saturation transformée de la nageoire caudale; HcT = angle de teinte transformé de la nageoire caudale; LvT = luminosité transformée de la partie ventrale.

	Rhin				Léman			
	Juillet	Octobre	Janvier	Avril	Juillet	Octobre	Janvier	Avril
Lc	66.3 \pm 0.8	56.8 \pm 1.0	66.6 \pm 0.8	63.2 \pm 1.5	62.9 \pm 0.9	57.3 \pm 0.9	47.5 \pm 0.7	55.3 \pm 0.9
Cc	20.9 \pm 1.1	21.5 \pm 1.3	26.4 \pm 1.1	22.0 \pm 1.5	26.5 \pm 1.2	38.1 \pm 1.3	41.4 \pm 1.0	33.8 \pm 1.3
Hc	82.5 \pm 1.4	85.4 \pm 1.7	78.2 \pm 1.4	76.9 \pm 1.8	76.7 \pm 1.5	66.0 \pm 1.6	52.3 \pm 1.3	61.5 \pm 1.6
Lv	75.9 \pm 0.7	78.7 \pm 0.9	73.6 \pm 0.7	72.5 \pm 1.0	72.1 \pm 0.8	62.4 \pm 0.9	57.7 \pm 0.7	60.2 \pm 0.9
Cv	9.0 \pm 0.4	7.1 \pm 0.5	8.4 \pm 0.4	9.5 \pm 0.6	6.3 \pm 0.5	7.2 \pm 0.5	8.9 \pm 0.4	8.3 \pm 0.5
Hv	110.4 \pm 1.5	106.0 \pm 1.8	100.0 \pm 1.5	100.4 \pm 2.0	130.9 \pm 1.6	108.6 \pm 1.7	105.8 \pm 1.4	96.8 \pm 1.7
Lsis	-1.9 \pm 0.5	-6.7 \pm 0.6	-5.4 \pm 0.5	-5.1 \pm 0.6	-3.1 \pm 0.5	-2.1 \pm 0.6	-3.8 \pm 0.4	-3.5 \pm 0.6
Csis	-2.0 \pm 0.3	-2.8 \pm 0.4	-2.7 \pm 0.3	-2.3 \pm 0.4	-1.4 \pm 0.4	-0.8 \pm 0.4	-2.1 \pm 0.3	-1.6 \pm 0.4
Hsis	8.5 \pm 3.1	1.3 \pm 3.6	0.4 \pm 3.1	0.6 \pm 3.9	4.0 \pm 3.3	7.6 \pm 3.5	13.6 \pm 2.7	5.4 \pm 3.5
Lf	41.1 \pm 0.6	41.6 \pm 0.6	42.0 \pm 0.6	43.2 \pm 0.7	40.8 \pm 0.6	40.8 \pm 0.6	39.2 \pm 0.5	39.7 \pm 0.6
Cf	2.0 \pm 0.1	2.0 \pm 0.1	2.0 \pm 0.1	1.9 \pm 0.1	1.3 \pm 0.1	1.9 \pm 0.1	3.1 \pm 0.1	2.2 \pm 0.1
Hf	270.9 \pm 10.1	279.2 \pm 11.8	269.6 \pm 10.1	243.9 \pm 12.9	174.6 \pm 10.8	243.2 \pm 11.5	281.3 \pm 9.1	289.0 \pm 11.5
LcT	0.9 \pm 0.7	-7.2 \pm 0.8	3.1 \pm 0.7	0.2 \pm 0.9	-2.3 \pm 0.8	-4.1 \pm 0.8	-1.5 \pm 0.6	-0.6 \pm 0.8
CcT	-4.3 \pm 1.0	-5.2 \pm 1.2	-0.9 \pm 1.0	-5.8 \pm 1.3	1.1 \pm 1.1	8.7 \pm 1.2	-1.2 \pm 0.9	-1.4 \pm 1.2
HcT	-1.5 \pm 1.3	3.7 \pm 1.5	-2.7 \pm 1.3	-3.0 \pm 1.7	-7.1 \pm 1.4	-11.4 \pm 4.5	-4.4 \pm 1.2	-6.7 \pm 1.5
LvT	4.0 \pm 0.8	7.9 \pm 0.9	3.1 \pm 0.8	2.4 \pm 1.0	0.3 \pm 0.9	-6.6 \pm 0.9	-2.1 \pm 0.7	-4.7 \pm 0.9

ANNEXES

Annexe 5: Variables technologiques mesurées chez les perches sauvages et d'élevage (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). K_2 = Facteur de condition; VSI (%)= indice viscérosomatique; GSI (%) = Indice gonadosomatique; HSI (%) = indice hépatosomatique; PFI (%) = indice de gras périviscéral; FY (%) = rendement de filetage.

	Rhin	Léman	Extensif	Semi- extensif	Intensif Souche PerciTech	Intensif Souche L'Huillier
K_2	2.3 \pm 0.0	1.9 \pm 0.0	2.7 \pm 0.0	2.3 \pm 0.0	2.4 \pm 0.0	2.5 \pm 0.0
VSI	10.6 \pm 0.4	11.4 \pm 0.4	9.1 \pm 0.1	14.7 \pm 0.1	10.8 \pm 0.1	14.0 \pm 0.1
GSI	5.8 \pm 0.5	5.3 \pm 0.4	3.8 \pm 0.9	6.9 \pm 0.9	1.2 \pm 0.9	1.8 \pm 0.9
HSI	1.5 \pm 0.0	1.7 \pm 0.0	1.3 \pm 0.1	2.1 \pm 0.1	1.8 \pm 0.1	3.1 \pm 0.1
PFI	0.4 \pm 0.1	0.6 \pm 0.1	1.9 \pm 0.1	2.9 \pm 0.1	5.0 \pm 0.1	5.2 \pm 0.1
FY	37.6 \pm 0.3	38.2 \pm 0.3	42.3 \pm 0.7	33.2 \pm 0.7	39.8 \pm 0.7	

ANNEXES

Annexe 6: Variables technologiques mesurées chez les perches sauvages du Rhin et du Léman aux différentes saisons (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). K_2 = Facteur de condition; VSI (%) = indice viscérosomatique; GSI (%) = Indice gonadosomatique; HSI (%) = indice hépatosomatique; PFI (%) = indice de gras périviscéral; FY (%) = rendement de filetage.

	Rhin				Léman			
	Juillet	Octobre	Janvier	Avril	Juillet	Octobre	Janvier	Avril
K2	2.2 \pm 0.0	2.1 \pm 0.0	2.4 \pm 0.0	2.2 \pm 0.0	1.9 \pm 0.0	2.1 \pm 0.0	1.8 \pm 0.0	1.8 \pm 0.0
VSI	6.4 \pm 0.8	8.6 \pm 0.9	16.6 \pm 0.8	10.3 \pm 1.0	8.3 \pm 0.9	11.0 \pm 0.9	12.5 \pm 0.7	13.7 \pm 0.9
GSI	0.4 \pm 0.8	4.5 \pm 0.9	11.8 \pm 0.8	6.3 \pm 1.0	0.6 \pm 0.8	4.6 \pm 0.9	7.0 \pm 0.7	8.7 \pm 0.9
HSI	1.3 \pm 0.1	1.2 \pm 0.1	1.8 \pm 0.1	1.4 \pm 0.1	1.5 \pm 0.1	2.0 \pm 0.1	1.7 \pm 0.1	1.8 \pm 0.1
PFI	0.6 \pm 0.1	0.2 \pm 0.1	0.6 \pm 0.1	0.2 \pm 0.1	0.1 \pm 0.1	1.2 \pm 0.1	0.7 \pm 0.1	0.6 \pm 0.1
FY	42.7 \pm 0.6	36.4 \pm 0.06	34.4 \pm 0.6	35.7 \pm 0.7	40.9 \pm 0.6	37.5 \pm 0.6	37.9 \pm 0.5	36.0 \pm 0.6

ANNEXES

Annexe 7: Variables nutritionnelles mesurées chez les perches sauvages et d'élevage (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). Lipides = teneur en lipides (%); SFA = total des acides gras saturés; MUFA = total des acides gras mono-insaturés; PUFA n-6 = total des acides gras poly-insaturés n-6; PUFA n-3 = total des acides gras poly-insaturés n-3. Les teneurs en acides gras sont exprimées en pourcentage des acides gras totaux.

	Rhin	Léman	Extensif	Semi- extensif	Intensif Souche PerciTech	Intensif Souche L'Huillier
Teneur en lipides	1.2 \pm 0.0	1.4 \pm 0.0	1.2 \pm 0.0	1.3 \pm 0.0	1.5 \pm 0.0	1.7 \pm 0.0
C14:0	1.3 \pm 0.0	1.8 \pm 0.	1.6 \pm 0.1	2.1 \pm 0.1	2.4 \pm 0.1	2.7 \pm 0.1
C16:0	19.2 \pm 0.2	18.4 \pm 0.1	19.9 \pm 0.3	20.2 \pm 0.3	17.7 \pm 0.3	17.7 \pm 0.3
C18:0	4.4 \pm 0.1	4.6 \pm 0.1	5.0 \pm 0.1	3.6 \pm 0.1	4.1 \pm 0.1	2.7 \pm 0.1
SFA	25.6 \pm 0.2	25.4 \pm 0.2	27.9 \pm 0.4	26.7 \pm 0.4	25.1 \pm 0.4	23.7 \pm 0.4
C16:1	5.7 \pm 0.2	4.3 \pm 0.2	6.0 \pm 0.3	5.1 \pm 0.3	4.8 \pm 0.3	7.1 \pm 0.3
C18:1	7.9 \pm 0.2	8.2 \pm 0.2	10.0 \pm 0.3	10.4 \pm 0.3	11.5 \pm 0.3	13.2 \pm 0.3
C20:1	0.2 \pm 0.0	0.1 \pm 0.0	0.4 \pm 0.0	1.8 \pm 0.0	2.4 \pm 0.0	2.8 \pm 0.0
C22:1	0.0 \pm 0.0	0.0 \pm 0.0	0.0 \pm 0.0	0.7 \pm 0.0	1.1 \pm 0.0	1.5 \pm 0.0
MUFA	13.9 \pm 0.3	12.7 \pm 0.3	16.6 \pm 0.6	17.4 \pm 0.6	19.0 \pm 0.6	24.1 \pm 0.6
C18:2n-6	2.0 \pm 0.1	2.9 \pm 0.1	6.0 \pm 0.1	4.6 \pm 0.1	5.9 \pm 0.1	4.1 \pm 0.1
C20:4n-6	6.5 \pm 0.1	9.5 \pm 0.1	10.8 \pm 0.2	1.9 \pm 0.2	1.9 \pm 0.2	1.8 \pm 0.2
n-6 PUFA	9.1 \pm 0.1	12.8 \pm 0.1	17.6 \pm 0.2	7.0 \pm 0.2	8.5 \pm 0.2	6.4 \pm 0.2
C18:3n-3	1.3 \pm 0.2	2.4 \pm 0.2	3.5 \pm 0.3	1.6 \pm 0.3	1.4 \pm 0.3	0.9 \pm 0.3
C20:5n-3	12.5 \pm 0.2	13.1 \pm 0.2	10.4 \pm 0.3	9.2 \pm 0.3	10.9 \pm 0.3	12.6 \pm 0.3
C22:6n-3	37.3 \pm 0.4	32.2 \pm 0.4	21.4 \pm 0.7	36.9 \pm 0.7	33.0 \pm 0.7	29.5 \pm 0.7
n-3 PUFA	51.4 \pm 0.3	49.1 \pm 0.3	36.7 \pm 0.6	48.8 \pm 0.6	47.2 \pm 0.6	44.1 \pm 0.6

ANNEXES

Annexe 8: Variables nutritionnelles mesurées chez les perches sauvages du Rhin et du Léman aux différentes saisons (moyenne \pm erreur type) (Chapitre 1). SFA = total des acides gras saturés; MUFA = total des acides gras mono-insaturés; PUFA n-6 = total des acides gras poly-insaturés n-6; PUFA n-3 = total des acides gras poly-insaturés n-3. Les teneurs en acides gras sont exprimées en pourcentage des acides gras totaux.

	Rhin				Léman			
	Juillet	Octobre	Janvier	Avril	Juillet	Octobre	Janvier	Avril
Teneur en lipides	1.1 \pm 0.0	1.0 \pm 0.1	1.3 \pm 0.0	1.2 \pm 0.1	1.5 \pm 0.0	1.4 \pm 0.0	1.5 \pm 0.0	1.3 \pm 0.0
C14:0	1.3 \pm 0.1	1.1 \pm 0.1	1.4 \pm 0.1	1.3 \pm 0.1	2.2 \pm 0.1	1.9 \pm 0.1	1.5 \pm 0.1	1.9 \pm 0.1
C16:0	19.5 \pm 0.0	19.4 \pm 0.3	19.0 \pm 0.3	18.8 \pm 0.4	18.7 \pm 0.3	17.6 \pm 0.3	18.5 \pm 0.2	19.0 \pm 0.3
C18:0	5.5 \pm 0.1	5.0 \pm 0.1	3.4 \pm 0.1	3.6 \pm 0.1	5.8 \pm 0.1	4.7 \pm 0.1	4.1 \pm 0.1	3.9 \pm 0.1
SFA	27.2 \pm 0.3	26.4 \pm 0.4	24.1 \pm 0.3	24.4 \pm 0.4	27.6 \pm 0.3	24.6 \pm 0.3	24.4 \pm 0.3	25.5 \pm 0.3
C16:1	5.1 \pm 0.3	3.9 \pm 0.3	7.5 \pm 0.3	5.7 \pm 0.4	3.7 \pm 0.3	4.3 \pm 0.3	4.2 \pm 0.3	5.0 \pm 0.3
C18:1	7.6 \pm 0.3	6.2 \pm 0.3	9.3 \pm 0.3	8.2 \pm 0.4	7.6 \pm 0.3	8.5 \pm 0.3	8.2 \pm 0.3	8.6 \pm 0.3
MUFA	13.1 \pm 0.6	10.3 \pm 0.6	17.1 \pm 0.6	14.3 \pm 0.7	11.8 \pm 0.6	12.8 \pm 0.6	12.5 \pm 0.5	13.7 \pm 0.6
C18:2n-6	1.7 \pm 0.1	2.0 \pm 0.1	2.1 \pm 0.1	2.4 \pm 0.1	3.2 \pm 0.1	2.9 \pm 0.1	2.7 \pm 0.1	3.1 \pm 0.1
C20:4n-6	5.8 \pm 0.2	7.0 \pm 0.2	6.5 \pm 0.2	6.9 \pm 0.2	9.5 \pm 0.2	9.6 \pm 0.2	9.7 \pm 0.2	9.2 \pm 0.2
n-6 PUFA	7.9 \pm 0.2	9.9 \pm 0.3	9.1 \pm 0.2	9.8 \pm 0.3	13.2 \pm 0.2	13.4 \pm 0.3	12.4 \pm 0.2	12.3 \pm 0.3
C18:3n-3	1.0 \pm 0.3	1.4 \pm 0.3	2.0 \pm 0.3	0.8 \pm 0.3	2.6 \pm 0.3	2.9 \pm 0.3	2.1 \pm 0.2	2.4 \pm 0.3
C20:5n-3	14.0 \pm 0.3	12.2 \pm 0.3	11.7 \pm 0.3	11.8 \pm 0.4	16.3 \pm 0.3	14.0 \pm 0.3	11.8 \pm 0.3	10.8 \pm 0.3
C22:6n-3	36.3 \pm 0.7	39.1 \pm 0.8	35.9 \pm 0.7	38.9 \pm 0.9	26.8 \pm 0.7	30.6 \pm 0.8	35.7 \pm 0.6	34.1 \pm 0.8
n-3 PUFA	51.8 \pm 0.6	53.3 \pm 0.7	49.7 \pm 0.6	51.6 \pm 0.8	47.4 \pm 0.7	49.2 \pm 0.7	50.6 \pm 0.6	48.5 \pm 0.7

ANNEXES

Annexe 9: Variables morphologiques mesurées chez les perches au cours de l'expérience 1 (Chapitre 2) (moyenne \pm écart-type). Q. = queue de lot; M. = lot moyen; T. = tête de lot; C1 à C8 = cage 1 à 8. CIH = indice de conformation de la tête; RLM = taille relative de la bouche; RLH = taille relative de la tête; CDf = degré de compacité du poisson; CDd1 = degré de compacité de la première nageoire dorsale; CDd2 = degré de compacité de la seconde nageoire dorsale; CDc = degré de compacité de la nageoire caudale.

	Origine Lorraine				Origine Léman			
	Q. C5	M. C6	M. C3	T. C2	Q. C4	M. C8	M. C1	T. C7
CIH	2.63 \pm 0.61	2.30 \pm 0.23	2.16 \pm 0.37	2.17 \pm 0.53	2.30 \pm 0.29	2.54 \pm 0.33	2.33 \pm 0.17	2.25 \pm 0.29
RLM	0.40 \pm 0.05	0.43 \pm 0.03	0.47 \pm 0.02	0.46 \pm 0.04	0.47 \pm 0.03	0.41 \pm 0.03	0.42 \pm 0.01	0.45 \pm 0.03
RLH	0.59 \pm 0.03	0.59 \pm 0.01	0.60 \pm 0.02	0.60 \pm 0.03	0.60 \pm 0.02	0.62 \pm 0.01	0.58 \pm 0.03	0.61 \pm 0.02
CDf	1.71 \pm 0.10	1.73 \pm 0.07	1.65 \pm 0.04	1.67 \pm 0.08	1.72 \pm 0.10	1.75 \pm 0.03	1.76 \pm 0.09	1.70 \pm 0.07
CDd1	2.08 \pm 0.09	2.25 \pm 0.22	2.23 \pm 0.17	2.15 \pm 0.14	2.09 \pm 0.18	2.17 \pm 0.42	2.20 \pm 0.18	2.20 \pm 0.22
CDd2	1.60 \pm 0.22	1.51 \pm 0.25	1.58 \pm 0.13	1.60 \pm 0.19	1.43 \pm 0.15	1.49 \pm 0.17	1.67 \pm 0.14	1.52 \pm 0.12
CDc	0.40 \pm 0.05	0.42 \pm 0.04	0.44 \pm 0.05	0.38 \pm 0.05	0.42 \pm 0.07	0.46 \pm 0.04	0.46 \pm 0.09	0.39 \pm 0.05

ANNEXES

Annexe 10: Variables de couleur mesurées chez les perches au cours de l'expérience 1 (Chapitre 2) (moyenne \pm écart-type). Q. = queue de lot; M. = lot moyen; T. = tête de lot; C1 à C8 = cage 1 à 8. Lc = luminosité de la nageoire caudale; Cc = saturation de la nageoire caudale; CcT = saturation transformée de la nageoire caudale; Hc = angle de teinte de la nageoire caudale; HcT = angle de teinte transformé de la nageoire caudale; Lv = luminosité de la partie ventrale; Cv = saturation de la partie ventrale; Hv = angle de teinte de la partie ventrale; Lsis = différence de luminosité entre bande et inter-bandes; Csis = différence de saturation entre bande et inter-bandes; Hsis = différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes; Lf = luminosité du filet; LfT = luminosité transformée du filet; Cf = saturation du filet; CfT = saturation transformée du filet; Hf = angle de teinte du filet.

	Origine Lorraine				Origine Léman			
	Q. C5	M. C6	M. C3	T. C2	Q. C4	M. C8	M. C1	T. C7
Lc	65.0 \pm 8.1	72.4 \pm 0.3	68.7 \pm 5.1	62.6 \pm 3.5	71.6 \pm 3.2	75.3 \pm 5.4	75.6 \pm 3.0	70.5 \pm 6.8
Cc	19.6 \pm 8.0	23.1 \pm 2.4	19.2 \pm 3.9	25.5 \pm 2.9	13.2 \pm 2.8	15.0 \pm 4.1	15.3 \pm 3.7	20.1 \pm 2.71
CcT	-0.2 \pm 5.8	3.8 \pm 4.2	1.7 \pm 3.8	0.4 \pm 3.5	-1.8 \pm 2.4	-1.3 \pm 3.9	-0.7 \pm 1.8	-0.1 \pm 2.8
Hc	96.5 \pm 5.5	93.9 \pm 1.7	96.9 \pm 5.0	92.8 \pm 2.1	101.0 \pm 5.0	98.6 \pm 4.4	97.7 \pm 3.6	95.4 \pm 3.5
HcT	0.4 \pm 4.2	-2.5 \pm 2.3	-0.7 \pm 5.2	0.0 \pm 1.9	1.8 \pm 4.9	0.2 \pm 4.2	-0.8 \pm 3.1	-0.5 \pm 3.7
Lsis	-3.2 \pm 2.4	-5.3 \pm 1.8	-3.0 \pm 1.8	-4.4 \pm 2.9	-2.6 \pm 2.3	-4.7 \pm 3.4	-0.1 \pm 1.3	-2.1 \pm 3.3
Csis	-0.9 \pm 1.1	-0.2 \pm 0.9	0.0 \pm 0.7	-0.2 \pm 1.0	-0.7 \pm 0.7	-0.5 \pm 1.4	-0.4 \pm 1.0	0.4 \pm 1.0
Hsis	7.0 \pm 8.2	-1.1 \pm 7.5	9.6 \pm 18.2	1.9 \pm 4.5	21.1 \pm 27.7	9.2 \pm 14.9	10.8 \pm 7.1	6.1 \pm 11.0
Lv	65.7 \pm 4.8	70.3 \pm 2.7	66.0 \pm 2.8	66.2 \pm 3.5	63.7 \pm 5.9	72.3 \pm 7.5	71.6 \pm 5.0	72.3 \pm 3.7
Cv	3.9 \pm 2.0	3.4 \pm 0.5	3.2 \pm 0.9	3.3 \pm 1.6	5.5 \pm 1.2	4.3 \pm 2.1	5.8 \pm 3.2	4.3 \pm 1.5
Hv	200.1 \pm 39.6	162.5 \pm 10.5	198.8 \pm 44.9	170.3 \pm 39.3	203.3 \pm 37.0	196.9 \pm 28.1	177.7 \pm 29.0	141.2 \pm 23.7
Lf	43.2 \pm 2.4	42.5 \pm 1.3	43.4 \pm 0.7	41.9 \pm 1.3	44.5 \pm 2.3	43.7 \pm 1.2	43.3 \pm 3.8	42.3 \pm 1.17
LfT	0.3 \pm 1.7	-0.5 \pm 0.9	-0.1 \pm 0.7	0.4 \pm 1.5	0.3 \pm 2.2	-0.1 \pm 1.2	-0.6 \pm 3.2	-0.5 \pm 1.0
Cf	4.1 \pm 1.3	4.8 \pm 0.4	4.8 \pm 0.1	5.0 \pm 0.4	3.8 \pm 0.7	4.0 \pm 0.4	4.0 \pm 0.5	4.5 \pm 0.5
CfT	-0.3 \pm 0.8	0.4 \pm 0.4	0.7 \pm 0.1	-0.1 \pm 0.5	-0.1 \pm 0.7	0.0 \pm 0.3	0.0 \pm 0.3	0.1 \pm 0.5
Hf	255.3 \pm 2.6	255.1 \pm 1.1	255.4 \pm 0.6	254.8 \pm 1.4	257.0 \pm 1.0	251.8 \pm 0.6	253.6 \pm 1.4	255.5 \pm 0.9

ANNEXES

Annexe 11: Variables technologiques mesurées chez les perches au cours de l'expérience 1 (Chapitre 2) (moyenne \pm écart-type). Q. = queue de lot; M. = lot moyen; T. = tête de lot; C1 à C8 = cage 1 à 8. P_{final} = Poids final (g); K_2 = Facteur de condition; GSI (%) = Indice gonadosomatique; VSI (%) = indice viscérosomatique; HSI (%) = indice hépatosomatique; PFI (%) = indice de gras périvercéral; FY (%) = rendement de filetage.

	Origine Lorraine				Origine Léman			
	Q. C5	M. C6	M. C3	T. C2	Q. C4	M. C8	M. C1	T. C7
P_{final}	83.4 \pm 44.3	79.1 \pm 24.7	65.8 \pm 3.2	123.5 \pm 20.3	46.5 \pm 7.0	56.4 \pm 9.6	54.8 \pm 17.5	85.7 \pm 13.8
K2	2.4 \pm 0.4	2.4 \pm 0.2	2.5 \pm 0.2	2.8 \pm 0.4	2.7 \pm 0.4	2.4 \pm 0.3	2.3 \pm 0.2	2.6 \pm 0.4
GSI	0.7 \pm 0.5	0.4 \pm 0.3	0.4 \pm 0.0	0.5 \pm 0.3	0.6 \pm 0.3	0.3 \pm 0.2	0.1 \pm 0.0	0.3 \pm 0.2
VSI	9.4 \pm 2.7	9.5 \pm 1.0	9.3 \pm 1.3	11.0 \pm 0.9	6.9 \pm 2.1	8.8 \pm 1.5	9.4 \pm 2.0	11.1 \pm 1.0
HSI	1.4 \pm 0.5	1.3 \pm 0.5	1.5 \pm 0.6	2.0 \pm 0.3	1.3 \pm 0.7	1.6 \pm 0.3	1.9 \pm 0.9	2.2 \pm 0.5
PFI	4.8 \pm 2.3	5.7 \pm 1.0	5.2 \pm 0.9	6.1 \pm 1.0	1.6 \pm 1.9	4.3 \pm 1.4	4.1 \pm 1.3	5.3 \pm 0.6
FY	41.3 \pm 2.2	40.3 \pm 2.7	39.3 \pm 2.9	40.6 \pm 2.0	37.5 \pm 2.7	39.1 \pm 4.0	40.3 \pm 6.4	39.1 \pm 2.9

ANNEXES

Annexe 12: Variables nutritionnelles mesurées chez les perches au cours de l'expérience 1 (Chapitre 2) (moyenne \pm écart-type). Q. = queue de lot; M. = lot moyen; T. = tête de lot; C1 à C8 = cage 1 à 8. SFA = total des acides gras saturés; MUFA = total des acides gras mono-insaturés; PUFA n-6 = total des acides gras poly-insaturés n-6; PUFA n-3 = total des acides gras poly-insaturés n-3. Les teneurs en acides gras sont exprimées en pourcentage des acides gras totaux.

	Origine Lorraine			Origine Léman		
	Q. C5	M. C3+C6	T. C2	Q. C4	M. C8+C1	T. C7
Teneur en lipides	1.2 \pm 0.1	1.6 \pm 0.0	1.4 \pm 0.1	1.2 \pm 0.0	1.2 \pm 0.1	1.4 \pm 0.1
C14:0	2.4 \pm 0.1	2.7 \pm 0.2	2.3 \pm 0.2	1.9 \pm 0.3	1.8 \pm 0.1	2.3 \pm 0.0
C16:0	17.2 \pm 0.3	16.7 \pm 0.5	16.7 \pm 0.2	15.4 \pm 0.2	16.9 \pm 0.4	16.1 \pm 0.1
C18:0	3.0 \pm 0.1	2.5 \pm 0.0	2.9 \pm 0.2	3.2 \pm 0.1	3.4 \pm 0.1	2.8 \pm 0.1
SFA	23.7 \pm 0.4	22.9 \pm 0.8	23.0 \pm 0.2	21.4 \pm 0.5	22.8 \pm 0.6	22.2 \pm 0.4
C16:1	5.3 \pm 0.3	6.1 \pm 0.3	5.2 \pm 0.3	4.0 \pm 0.6	4.1 \pm 0.2	5.2 \pm 0.2
C18:1	11.6 \pm 0.4	13.0 \pm 0.4	11.7 \pm 0.3	9.9 \pm 0.3	9.6 \pm 0.2	11.4 \pm 0.1
C20:1	2.7 \pm 0.1	2.9 \pm 0.1	2.7 \pm 0.0	2.5 \pm 0.1	2.3 \pm 0.1	2.6 \pm 0.1
C22:1	1.5 \pm 0.1	1.5 \pm 0.1	1.4 \pm 0.0	1.4 \pm 0.3	1.2 \pm 0.1	1.5 \pm 0.1
MUFA	21.7 \pm 0.8	24.5 \pm 0.4	22.1 \pm 1.4	18.4 \pm 1.3	17.9 \pm 0.5	21.5 \pm 0.3
C18:2n-6	3.9 \pm 0.1	4.4 \pm 0.3	4.0 \pm 0.1	3.9 \pm 0.1	3.5 \pm 0.1	4.1 \pm 0.0
C20:4n-6	1.9 \pm 0.2	1.6 \pm 0.0	1.9 \pm 0.2	2.3 \pm 0.1	2.1 \pm 0.1	1.8 \pm 0.1
n-6 PUFA	6.1 \pm 0.2	6.5 \pm 0.4	6.2 \pm 0.2	6.4 \pm 0.3	5.9 \pm 0.0	6.4 \pm 0.2
C20:5n-3	14.4 \pm 0.2	14.6 \pm 0.7	15.3 \pm 0.5	16.9 \pm 0.2	15.7 \pm 0.1	16.8 \pm 0.3
C22:6n-3	32.1 \pm 1.0	29.4 \pm 2.2	31.3 \pm 1.4	35.0 \pm 1.4	36.2 \pm 1.0	31.3 \pm 0.2
n-3 PUFA	48.5 \pm 0.8	46.2 \pm 1.6	48.7 \pm 1.4	53.7 \pm 1.5	53.4 \pm 0.8	50.0 \pm 0.3

ANNEXES

Annexe 13: Variables morphologiques (moyenne et écart-type) des perches mesurées lors de l'expérimentation multifactorielle. U.E. = unité expérimentale. Dom. = facteur domestication, Lip. = facteur origine des lipides alimentaires, TR = facteur taux de rationnement, Dens. = facteur densité finale (en kg.m⁻³). PV = aliment poisson (huile poisson) ; APV = aliment poisson + végétal (huile poisson + végétale). Opt = taux de rationnement optimal. Morphologie: CIH = indice de conformation de la tête; RLM = taille relative de la bouche; RLH = taille relative de la tête; CDf = degré de compacité du poisson; CDd1 = degré de compacité de la première nageoire dorsale; CDd2 = degré de compacité de la seconde nageoire dorsale; CDc = degré de compacité de la nageoire caudale.

U.E.	1	2	3	4	5	6	7	8
Dom.	Domestiqué	Sauvage	Sauvage	Domestiqué	Sauvage	Domestiqué	Domestiqué	Sauvage
Lip.	APV	APV	AP	APV	APV	AP	AP	AP
TR	Opt	Opt	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt	Opt
Dens.	9	3	3	3	9	9	3	9
CIH	1.99 (0.20)	2.10 (0.42)	2.10 (0.25)	1.89 (0.19)	2.21 (0.37)	1.81 (0.18)	1.86 (0.23)	1.88 (0.20)
RLM	0.47 (0.06)	0.49 (0.04)	0.47 (0.03)	0.47 (0.03)	0.47 (0.03)	0.45 (0.04)	0.48 (0.04)	0.45 (0.03)
RLH	0.60 (0.03)	0.59 (0.02)	0.60 (0.01)	0.58 (0.02)	0.61 (0.01)	0.60 (0.02)	0.60 (0.02)	0.59 (0.02)
CDf	1.86 (0.50)	1.69 (0.08)	1.68 (0.09)	1.75 (0.07)	1.71 (0.05)	1.67 (0.02)	1.66 (0.05)	1.72 (0.09)
CDd1	2.04 (0.10)	2.13 (0.21)	2.17 (0.26)	1.97 (0.11)	2.18 (0.18)	2.01 (0.14)	1.85 (0.09)	2.11 (0.12)
CDd2	1.38 (0.07)	1.53 (0.09)	1.42 (0.11)	1.45 (0.06)	1.61 (0.28)	1.39 (0.12)	1.37 (0.09)	1.45 (0.09)
CDc	0.37 (0.02)	0.36 (0.03)	0.38 (0.04)	0.37 (0.02)	0.38 (0.05)	0.41 (0.05)	0.39 (0.04)	0.39 (0.09)

ANNEXES

Annexe 14: Variables de couleur des perches (moyenne et écart-type) mesurées lors de l'expérimentation multifactorielle. U.E. = unité expérimentale. Dom. = facteur domestication, Lip. = facteur origine des lipides alimentaires, TR = facteur taux de rationnement, Dens. = facteur densité finale (en kg.m⁻³). PV = aliment poisson (huile poisson) ; APV = aliment poisson + végétal (huile poisson + végétale). Opt = taux de rationnement optimal. Couleur: Lc = luminosité de la nageoire caudale; Cc = saturation de la nageoire caudale; Hc = angle de teinte de la nageoire caudale; Lv = luminosité de la partie ventrale; Cv = saturation de la partie ventrale; Hv = angle de teinte de la partie ventrale; Lsis = différence de luminosité entre bande et inter-bandes; Csis = différence de saturation entre bande et inter-bandes; Hsis = différence d'angle de teinte entre bande et inter-bandes; Lf = luminosité du filet; Cf = saturation du filet; Hf = angle de teinte du filet.

U.E.	1	2	3	4	5	6	7	8
Dom.	Domestiqué	Sauvage	Sauvage	Domestiqué	Sauvage	Domestiqué	Domestiqué	Sauvage
Lip.	APV	APV	AP	APV	APV	AP	AP	AP
TR	Opt	Opt	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt	Opt
Dens.	9	3	3	3	9	9	3	9
Lc	70.8 (1.5)	78.3 (1.6)	72.1 (2.5)	75.8 (2.1)	71.1 (2.9)	76.2 (1.5)	75.2 (1.9)	76.7 (2.8)
Cc	29.4 (5.6)	18.4 (3.7)	11.3 (3.5)	25.0 (4.2)	18.5 (2.9)	21.2 (4.2)	22.9 (5.1)	14.9 (4.0)
Hc	91.3 (3.1)	98.1 (2.2)	99.9 (7.1)	94.2 (2.9)	100.2 (4.3)	98.3 (2.1)	96.2 (3.5)	97.5 (4.5)
Lsis	-5.4 (2.3)	-5.1 (5.8)	-4.5 (5.5)	-5.4 (3.5)	-3.5 (4.5)	-4.6 (4.0)	-6.3 (2.6)	-2.4 (2.7)
Csis	-0.6 (1.0)	0.7 (2.5)	0.1 (1.5)	0.5 (1.0)	-0.1 (1.0)	0.1 (1.2)	0.6 (1.0)	0.6 (0.9)
Hsis	-1.6 (6.0)	-6.3 (5.9)	-6.9 (24.0)	-7.4 (4.8)	-3.4 (9.0)	-3.6 (7.6)	-5.0 (3.3)	-15.5 (24.0)
Lv	76.3 (2.3)	81.1 (2.0)	70.6 (4.2)	80.7 (1.9)	72.9 (5.1)	78.6 (2.2)	77.9 (3.5)	79.3 (3.0)
Cv	4.8 (0.7)	4.3 (1.3)	3.6 (2.0)	5.6 (0.6)	3.2 (0.9)	5.5 (1.7)	6.3 (1.5)	4.2 (1.3)
Hv	132.9 (16.2)	114.6 (16.2)	158.5 (34.1)	127.9 (10.2)	165.3 (40.7)	132.1 (12.7)	129.4 (16.5)	129.2 (22.2)
Lf	40.7 (0.07)	41.5 (1.0)	42.2 (7.3)	41.0 (2.9)	41.9 (0.8)	42.8 (1.9)	42.6 (1.3)	42.1 (0.8)
Cf	5.3 (0.5)	4.5 (0.6)	4.4 (0.4)	4.6 (0.7)	3.9 (0.7)	4.6 (0.7)	5.2 (0.3)	4.3 (0.6)
Hf	258.5 (2.4)	255.4 (2.3)	252.5 (3.0)	256.7 (1.4)	254.2 (3.8)	251.1 (7.9)	255.1 (2.0)	252.5 (2.8)

ANNEXES

Annexe 15: Variables technologiques des perches (moyenne et écart-type) mesurées lors de l'expérimentation multifactorielle. U.E. = unité expérimentale. Dom. = facteur domestication, Lip. = facteur origine des lipides alimentaires, TR = facteur taux de rationnement, Dens. = facteur densité finale (en kg.m⁻³). PV = aliment poisson (huile poisson) ; APV = aliment poisson + végétal (huile poisson + végétale). Opt = taux de rationnement optimal. Technologie: K₂ = Facteur de condition; VSI (%)= indice viscérosomatique; GSI (%) = Indice gonadosomatique; HSI (%) = indice hépatosomatique; PFI (%) = indice de gras périviscéral; FY (%) = rendement de filetage.

U.E.	1	2	3	4	5	6	7	8
Dom.	Domestiqué	Sauvage	Sauvage	Domestiqué	Sauvage	Domestiqué	Domestiqué	Sauvage
Lip.	APV	APV	AP	APV	APV	AP	AP	AP
TR	Opt	Opt	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt	Opt
Dens.	9	3	3	3	9	9	3	9
K2	2.27 (0.17)	2.43 (0.28)	2.68 (0.15)	2.18 (0.09)	2.36 (0.31)	2.38 (0.20)	2.39 (0.20)	2.35 (0.13)
GSI	0.2 (0.1)	0.6 (0.2)	0.4 (0.2)	0.3 (0.2)	0.5 (0.3)	0.4 (0.2)	0.4 (0.3)	0.6 (0.3)
VSI	7.6 (1.4)	8.1 (1.3)	10.1 (1.3)	6.7 (1.4)	7.4 (1.2)	8.0 (0.6)	8.5 (1.0)	8.7 (1.4)
HSI	1.0 (0.3)	1.3 (0.6)	3.4 (1.0)	0.9 (0.2)	1.1 (0.3)	2.8 (0.6)	3.0 (0.5)	3.1 (0.9)
PFI	4.5 (1.2)	3.3 (1.1)	3.6 (0.8)	3.5 (1.1)	3.5 (1.0)	3.1 (0.6)	3.2 (0.9)	2.7 (0.7)
FY	41.6 (1.3)	40.4 (2.2)	40.5 (2.9)	42.3 (1.3)	38.5 (2.4)	43.3 (2.4)	44.0 (0.8)	41.0 (3.0)

ANNEXES

Annexe 16: Variables nutritionnelles des perches (moyenne et écart-type) mesurées lors de l'expérimentation multifactorielle. U.E. = unité expérimentale. Dom. = facteur domestication, Lip. = facteur origine des lipides alimentaires, TR = facteur taux de rationnement, Dens. = facteur densité finale (en kg.m⁻³). PV = aliment poisson (huile poisson) ; APV = aliment poisson + végétal (huile poisson + végétale). Opt = taux de rationnement optimal. Nutritionnelle: SFA = total des acides gras saturés; MUFA = total des acides gras mono-insaturés; PUFA n-6 = total des acides gras poly-insaturés n-6; PUFA n-3 = total des acides gras poly-insaturés n-3. Les teneurs en acides gras sont exprimées en pourcentage des acides gras totaux.

U.E.	1	2	3	4	5	6	7	8
Dom.	Domestiqué	Sauvage	Sauvage	Domestiqué	Sauvage	Domestiqué	Domestiqué	Sauvage
Lip.	APV	APV	AP	APV	APV	AP	AP	AP
TR	Opt	Opt	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt-30%	Opt	Opt
Dens.	9	3	3	3	9	9	3	9
Teneur en lipides	1.1 (0.1)	1.3 (0.3)	1.1 (0.1)	1.0 (0.0)	1.3 (0.1)	1.0 (0.1)	1.0 (0.1)	1.2 (0.0)
C14:0	1.8 (0.3)	2.1 (0.1)	1.7 (0.2)	1.8 (0.3)	1.5 (0.3)	1.9 (0.1)	2.0 (0.2)	1.6 (0.0)
C16:0	17.9 (0.2)	16.4 (0.2)	16.8 (0.8)	17.9 (0.4)	16.4 (0.5)	18.4 (1.0)	18.4 (1.0)	17.1 (0.3)
C18:0	3.4 (0.7)	4.9 (0.5)	3.9 (0.6)	3.5 (0.7)	4.3 (0.9)	3.5 (0.2)	3.8 (0.5)	3.7 (0.1)
SFA	4.0 (0.2)	3.1 (0.2)	3.8 (0.3)	3.9 (0.3)	3.4 (0.3)	4.3 (0.1)	4.1 (0.3)	4.0 (0.1)
C16:1	9.8 (0.3)	10.3 (0.3)	7.9 (1.0)	9.2 (0.6)	9.5 (1.0)	8.5 (0.6)	8.0 (0.8)	7.6 (0.1)
C18:1	3.9 (0.1)	3.8 (0.2)	2.5 (0.3)	3.7 (0.2)	3.5 (0.2)	2.9 (0.4)	2.8 (0.1)	2.5 (0.1)
C20:1	2.0 (0.2)	2.4 (0.2)	1.6 (0.3)	2.1 (0.3)	2.2 (0.3)	1.7 (0.1)	1.7 (0.2)	1.5 (0.1)
C22:1	2.3 (0.1)	2.0 (0.1)	2.4 (0.1)	2.2 (0.2)	2.1 (0.1)	2.5 (0.1)	2.5 (0.3)	2.5 (0.0)
MUFA	15.4 (0.2)	15.6 (0.1)	17.3 (0.4)	15.7 (0.1)	15.9 (0.8)	15.4 (0.2)	15.9 (0.3)	16.1 (0.2)
C18:2n-6	1.0 (0.1)	1.2 (0.2)	0.9 (0.2)	1.0 (0.2)	1.2 (0.2)	0.9 (0.1)	0.9 (0.2)	0.8 (0.1)
C20:4n-6	35.0 (1.0)	34.4 (0.9)	37.7 (1.3)	35.6 (1.4)	36.4 (1.7)	36.8 (0.8)	36.5 (1.3)	39.7 (0.3)
n-6 PUFA	24.7 (0.8)	22.3 (0.5)	23.5 (1.9)	24.6 (1.2)	22.2 (1.2)	25.5 (1.4)	25.6 (1.6)	23.7 (0.5)
C20:5n-3	16.8 (1.4)	19.6 (1.3)	14.9 (2.2)	16.4 (1.8)	17.9 (2.6)	15.2 (1.1)	15.0 (1.9)	14.1 (0.4)
C22:6n-3	6.5 (0.2)	6.2 (0.3)	5.1 (0.5)	6.2 (0.4)	6.2 (0.6)	5.7 (0.5)	5.7 (0.4)	5.3 (0.2)
n-3 PUFA	52.0 (1.5)	51.9 (1.3)	56.5 (1.9)	52.8 (1.7)	53.8 (2.7)	53.7 (1.3)	53.8 (1.7)	56.9 (0.6)

LISTE DES ARTICLES ET COMMUNICATIONS

• PUBLICATIONS

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean. Appearance and technological characteristics in wild and reared Eurasian perch, *Perca fluviatilis* (L.). Aquaculture, 246, 295-311.

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean. Effects of Origin, Rearing Systems and Season on Fillet Lipid Content and FA Composition in Wild and Farmed *Perca fluviatilis*. Lipids, soumise.

• POSTERS

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean, 2003. Influences of environment and season on the Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) quality. *Aquaculture Europe 2003, Trondheim, Norvège*, 12-15 Août 2003.

• COMMUNICATIONS ORALES AVEC ACTES

MAIRESSE Guillaume, DARIDAN Isaline, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean, 2003. Caractérisation des critères de qualité chez la perche commune (*Perca fluviatilis*, L.) issue de différents milieux naturels. 2^{ème} *Rencontre de l'Ichtyologie en France*, Paris, France, 25-28 Mars 2003, pp. 73.

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean. Reared perch vs. wild perch – first results about the organoleptical and technological quality. *Annual International Symposium. Nature and Culture: Comparative Biology and Interactions of Wild and Farmed Fish. The Fisheries Society of the British Isles, London, UK*, 19-23 July 2004. Journal of Fish Biology, 65, (s1), pp. 321.

• COMMUNICATIONS ORALES SANS ACTE

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean. Identification et hiérarchisation des facteurs environnementaux influençant les descripteurs qualité pertinents de la perche commune. *Groupe de réflexion "Qualité des poissons" INRA-IFREMER*, Paris, 18 Novembre 2003.

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean. Teneur en lipides et composition en acides gras du filet chez la perche : effet de la saison, de

l'origine et du type de système d'élevage. *Groupe de réflexion "Qualité des poissons" INRA-IFREMER, Paris, 7 Octobre 2004.*

MAIRESSE Guillaume, THOMAS Marielle, GARDEUR Jean-Noël, BRUN-BELLUT Jean.
Qualité de la perche : variabilité en milieux naturels, effets de l'élevage et de la domestication.
Groupe de réflexion "Domestication" INRA-IFREMER, Paris, 16 Novembre 2004.

Résumé

L'objet de ce travail est d'étudier la variabilité de la qualité de la perche commune d'élevage et sauvage (*Perca fluviatilis*) ainsi que le déterminisme de cette qualité. Cette dernière est définie par trois composantes: organoleptique (morphologie et couleur), technologique (rendement de filetage, indices morpho-anatomiques) et nutritionnelle (teneur en lipides, profil en acides gras du filet). La qualité de la perche présente une variabilité selon l'origine géographique, la saison de capture et le mode d'élevage. Pour les poissons sauvages, cette variabilité affecte principalement la composante organoleptique et la composante nutritionnelle. Les perches d'élevage se différencient des poissons sauvages par les composantes technologiques et nutritionnelles: les teneurs en graisse périviscérale augmentent avec le niveau d'intensification de l'élevage, de même que les teneurs en acides gras mono-insaturés et poly-insaturés n-6 (n-6 PUFA) au détriment des n-3 PUFA. Il n'existe donc pas une qualité de la perche mais plutôt des qualités. Dès lors, des hypothèses ont été formulées quant aux facteurs responsables de cette variabilité, puis testées. Deux populations de perches sauvages d'origine géographique différente ont été élevées, dès le stade œuf, au laboratoire, dans des conditions environnementales et trophiques identiques. Les résultats ont montré que seule la composante nutritionnelle présente des différences entre ces deux populations. Ainsi, l'expression phénotypique de la qualité est sous la dépendance du facteur origine (génotype) et de facteurs environnementaux. Parmi ceux-ci, 4 facteurs à 2 modalités ont été testés dans 8 unités expérimentales par plan d'expériences fractionnaires: origine des lipides alimentaires, taux de rationnement, densité et domestication. La domestication et l'origine des lipides alimentaires sont les facteurs essentiels du déterminisme de la qualité chez la perche. Ils agissent soit en facteur simple soit en interaction.

Titre en anglais

Ante mortem determinism and variability of nutritional, technological and organoleptical (colour and morphology) quality of Eurasian perch *Perca fluviatilis* (L.)

Abstract

The purpose of these experimental studies was to assess the variability of quality in farmed and wild Eurasian perch (*Perca fluviatilis*) and its determinism. Quality is divided into three components: organoleptical (morphology and color), technological (filleting yield, morpho-anatomical index) and nutritional (total lipids content and fatty acids composition in fillet). The quality of perch shows variability according to the geographic origin, season and rearing systems. Farmed perch differ from wild counterparts by technological and nutritional components: perivisceral fat content and n-6 poly-unsaturated fatty acids (PUFA) increase with the intensification level of farmed system, whereas n-3 PUFA decrease. Thus, there is not only one perch quality but rather many perch qualities. Consequently, hypothesis have been formulated about factors responsible for the variability of quality and then tested. Two populations of wild perch from different geographic origin were reared in laboratory from eggs stage, in the same environmental and trophic conditions. The results show that only nutritional component displays differences between the two populations. Thus, phenotypical expression of the quality is under control of both origin (genotype) and environmental factors. Among these factors, 4 factors with 2 modalities were tested in 8 experimental units using a fractional factorial design: dietary lipids origin, feeding rate, density and domestication. Domestication and dietary lipids origin (simple factor or interaction) were found as the main factors of the determinism of perch quality.

Discipline

SCIENCES

Mots-clés

Perca fluviatilis, Qualité, Variabilité, Domestication, Système d'élevage, Facteurs trophiques, Facteurs environnementaux

Intitulé et adresse du laboratoire

Unité de Recherche Animale Fonctionnalité des Produits Animaux, Muséum Aquarium de Nancy, 34 rue Sainte Catherine, 54000 Nancy, France

INTRODUCTION

1^{ERE} PARTIE

SYNTHESE BIBLIOGRAPHIQUE

2^{EME} PARTIE

ETUDE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 1: ETUDE DE LA VARIABILITE DE LA QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE SAUVAGE ET D'ELEVAGE

2^{EME} PARTIE

ETUDE EXPERIMENTALE

CHAPITRE 2: EFFET DES FACTEURS

ENVIRONNEMENTAUX ET DE L'ORIGINE SUR LA

QUALITE DE LA PERCHE COMMUNE

DISCUSSION GENERALE

CONCLUSIONS GENERALES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

ANNEXES