



HAL
open science

Description des hétérogénéités d'adiposité et de couleur de la chair de poisson

Pierrick Haffray, Armel Davenel, Pascale Marty-Mahé, Guylène Collewet, Philippe Loisel, Caroline Toussaint, Françoise Médale, Benoit Fauconneau

► **To cite this version:**

Pierrick Haffray, Armel Davenel, Pascale Marty-Mahé, Guylène Collewet, Philippe Loisel, et al.. Description des hétérogénéités d'adiposité et de couleur de la chair de poisson. [Rapport de recherche] A1001 [Décisions d'aide n°98.P.0486, 98.P.0487, 98.P.0488], Syndicat des Sélectionneurs Avicoles et Aquacoles Français. 2000. hal-02841089

HAL Id: hal-02841089

<https://hal.inrae.fr/hal-02841089>

Submitted on 17 Mar 2021

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.

Pierrick HAFFRAY (SYSAAF),
Armel DAVENEL (CEMAGREF), Pascale MARTY-MAHE (CEMAGREF), Guylène
COLLEWET (CEMAGREF), Philippe LOISEL (CEMAGREF), Caroline TOUSSAINT
(CEMAGREF),
Françoise MEDALE (INRA) et Benoît Fauconneau (INRA)

TITRE DU RAPPORT

DESCRIPTION DES HETEROGENEITES D'ADIPOSITE ET DE COULEUR DE LA CHAIR DE POISSON

Compte rendu de fin de recherche d'opération d'une recherche financée par la ministère de
l'éducation nationale de la recherche et de la technologie.

DATE : 30 novembre 1998– 30 novembre 2000

Décisions d'aide n°98.P.0486, 98.P.0487, 98.P.0488

Noms des organismes bénéficiaires :

- Syndicat des Sélectionneurs Avicoles et Aquacoles Français, 37 380 Nouzilly
- CEMAGREF, URE Technologie des Equipements Agro-Alimentaires, 17 Avenue de Cucillé – CS 64427 – 35044 Rennes Cedex
- Equipe « Croissance et Qualité », Station SCRIBE, INRA, Campus de Beaulieu, 35042 Rennes

Nom du responsable scientifique : Pierrick HAFFRAY

Nom du Laboratoire et adresse: Syndicat des Sélectionneurs Avicoles et Aquacoles Français,
37 380 Nouzilly : 02 23 48 53 78 . Fax : 02 23 48 56 60

Numéro d'identification

RESUME SIGNALETIQUE

Ce projet propose une approche descriptive et quantitative des hétérogénéités de structure et de composition des tissus musculaires et adipeux de poisson en s'appuyant sur deux techniques d'imagerie, l'IRM et la vision numérique en association avec les méthodes externes classiques : micro-ondes, ultrasons, colorimétrie, évaluation visuelle.

Un gradient antéropostérieur de la teneur en lipides est confirmé avec des modifications corrélées des teneurs en protéines et en hydroxyproline. Un deuxième gradient centrifuge des teneurs en lipides de l'axe vertébral vers les zones périphériques du poisson est décrit. Ce résultat, complètement original, peut être associé à une implication plus forte de la partie centrale dans la locomotion. La luminance L^* , la saturation de la chair C^* et les surfaces de myoseptes sont les variables explicatives les plus pertinentes du taux de lipides. Il est aussi démontré que les gradients de lipides sont associés à des gradients de pigmentation. Une méthode de mesure des lipides sans solvant par RMN a été développée ($r^2 = 0,99$).

Les régimes riches en lipides induisent un engraissement, une luminance L^* , des surfaces des myoseptes et des surfaces de tissus de périphérie plus développés. La sélection ne présente un effet que sur le développement des myoseptes et des zones de dépôts ventrales et dorsales, ce que nos analyses d'hydroxyproline ont confirmé.

Ce projet a permis d'obtenir un modèle de la répartition de la teneur en lipides dans la chair des poissons. Ce modèle est exploitable pour étudier l'influence de différents paramètres d'élevage (alimentation, nutrition, environnement) ainsi que pour initier des programmes d'amélioration génétique visant à réduire l'hétérogénéité de la teneur en lipides et des caractéristiques qui en dépendent (pigmentation, texture).

TABLE DES MATIERES

I. Présentation du projet	1
I. 1. Contexte et enjeux économiques	1
I. 2. Contexte scientifique	2
I. 3. Travaux du demandeur et de ces associés sur le sujet ou dans le domaine	2
I. 4. Objectifs du projet	2
II. Protocole	5
II. 1. Les animaux	5
II. 2. La collecte des données	5
II. 3. Estimation de la teneur en lipides par le Torry Fish Fat Meter	6
II. 4. Mesures d'épaisseurs par ultrasons	7
II. 5. Caractéristiques des animaux	7
III. Transfert de l'IRM et de la vision numérique à la truite	10
III. 1. Mise au point de la mesure des taux de lipides par IRM	10
III. 2. Mise au point de la mesure du taux de lipides par RMN	18
III. 3. Mise au point de méthodes d'acquisition et de traitements des images en vision numérique	21
III.4. Mise au point et validation de mesures de grandeurs morphologiques internes	31
IV. Mesures des hétérogénéités de teneur en lipides des darnes évaluées par IRM et effets de l'alimentation et de la sélection	41
IV. 1. Hétérogénéité intra-darne et antéro postérieure	41
IV. 2. Effets « Darne », « Régime », « Sélection » sur l'hétérogénéité de la teneur en lipides	41
IV. 3 Effet « Zone » intradarne	43
V. Hétérogénéité observée en vision numérique et effets de l'alimentation et de la sélection	46
V. 1. Effets « Régime » et « Sélection » sur les mesures de la couleur	46
V. 2. Cartographie de l'hétérogénéité des couleurs	51
V. 3. Etude des effets « Régime » et « Sélection » sur la surface de myoseptes	57
V. 4. Effet du « Régime » et de la « Sélection » sur les surfaces de tissus de dépôt Adipeux sous cutané	59
VI. Hétérogénéité de la teneur en lipides du filet caractérisée par le Fat Meter et par ultrasons	60
VII. Effets alimentation, sélection et sexe sur les grandeurs morphométriques internes mesurées sur les images acquises en vision ou par IRM	64
VIII. Corrélation avec les méthodes de référence	68
VIII. 1. Comparaison IRM / Fat Meter	68
VIII. 2. Corrélation entre les données obtenues en vision et les méthodes de référence	74

IX. Effet des régimes ou des géotypes sur la teneur en collagène.	86
X. Discussion générale et conclusion	88
XI. Bibliographie	91
XII. Annexes	93

FICHE BIBLIOGRAPHIQUE

FICHE BIBLIOGRAPHIQUE

Numéro de la décision d'aide : 98.P.0486, 98.P.0487, 98.P.0488

Objet de la décision :

- Phase I : Mise au point
 - Elevage des lots de poissons
 - Définition des méthodes d'acquisition des images IRM et de vision numérique
 - Choix des descripteurs d'hétérogénéités et du positionnement des mesures indirectes
- Phase II : Calibration et validation
 - Abattage du lot de calibration
 - Prétraitement des images IRM, calibration en fonction des données chimiques, de seuillage et cartographiques
 - Acquisition d'images couleur et analyse d'images
 - Mesures indirectes par micro-ondes et ultrasons
 - Etude des corrélations
 - Synthèse des résultats

Auteurs : Pierrick HAFFRAY (SYSAAF), Armel DAVENEL (CEMAGREF), Pascale MARTY-MAHE (CEMAGREF), Guylène COLLEWET (CEMAGREF), Philippe LOISEL (CEMAGREF), Caroline TOUSSAINT (CEMAGREF), Françoise MEDALE (INRA) et Benoît Fauconneau (INRA)

Titre : DESCRIPTION DES HETEROGENEITES D'ADIPOSITE ET DE COULEUR DE LA CHAIR DE POISSON

Organismes Bénéficiaires :

- Syndicat des Sélectionneurs Avicoles et Aquacoles Français, 37 380 Nouzilly
- CEMAGREF, URE Technologie des Equipements Agro-Alimentaires, 17 Avenue de Cucillé – CS 64427 – 35044 Rennes Cedex
- Equipe « Croissance et Qualité », Station SCRIBE, INRA, Campus de Beaulieu, 35042 Rennes

Date de la rédaction du compte rendu de fin de recherche : 1 juin 2001

I. Présentation du projet

I. 1. Contexte et enjeux économiques

L'aquaculture de poissons est une production en développement rapide à l'échelle de l'Union Européenne (650 000 T) et française (55 000 T). En France, 180 000 T des 800 000 T de poissons consommés annuellement proviennent déjà d'élevages et la transformation utilise une part importante de ces produits contribuant ainsi à la diversification des marchés.

Depuis 1991, des PME mettent en oeuvre des programmes de sélection rationnels pour améliorer la vitesse de croissance avec l'appui technique du SYSAAF suivant les principes de la méthodologie de sélection « Prosper » élaborée par l'INRA. Ces investissements devraient contribuer à réduire les coûts de production (gains sur l'indice de conversion et sur la rotation des stocks).

La première évaluation de réponse corrélée sur la qualité réalisée dans le cadre du programme Agriculture Demain n°94.G.0200 soutenu par le SYSAAF suggère des différences de cinétiques de développement entre tissus adipeux (gras de parage, gras dorsal) et musculaires. Ces mesures globales ne rendent qu'imparfaitement compte des effets de la sélection génétique sur les hétérogénéités de structure du filet et du tissu adipeux situé entre les myomères. Compte tenu de la taille des poissons, d'autres tissus sont difficilement appréciables sans technologies fines tels que les tissus adipeux sous cutanés et ventraux ou le muscle rouge. Ce dernier, très riche en lipides, altère la qualité des produits fumés imposant souvent son élimination par découpe manuelle.

La description de la variabilité de ces hétérogénéités et de ces tissus devrait permettre d'acquérir des connaissances fondamentales utiles à la maîtrise de la qualité des poissons d'élevage et à la transformation des poissons de pêche.

I. 2. Contexte scientifique

La qualité des denrées alimentaires est de plus en plus appréciée par la couleur et l'aspect des produits. Un travail norvégien réalisé par tomographie RX a montré l'existence d'une base génétique sélectionnable pour la surface de gras situé entre les myomères (Rye et al., 1996). Ce critère est introduit dans le programme de sélection pour réduire l'adiposité moyenne du filet et son hétérogénéité. Le manque de données descriptives sur la variabilité des tissus adipeux et musculaires de poisson, malgré leur importance sur les rendements de filetage (parage, pelage), sur la qualité organoleptique et sur l'aptitude au fumage et à la pigmentation, ne permet pas une perception précise des possibilités de leur contrôle, ni par la zootechnie ni par la génétique.

L'intérêt des méthodes d'imagerie non invasives a été investigué avec succès pour prédire la composition corporelle chez différentes espèces animales : tomographie RX pour la truite arc-en ciel et saumon atlantique en Norvège (Gjerde, 1987 ; Rye, 1991), IRM pour la lotte en Finlande (Alanen, 1991) et le porc (Fowler, 1992 ; Baulain, 1997). Plus récemment, l'IRM a commencé à être utilisé pour caractériser les tissus : la diffusion de l'eau dans la chair de carpe (De Boeck, 1997) et la caractérisation des fibres musculaires chez le lapin (Bonny, 1998). Ces techniques sont donc susceptibles de caractériser plus finement les hétérogénéités de distribution des tissus adipeux et musculaires.

La vision numérique est déjà utilisée pour estimer le poids ou la morphologie des poissons (Storbeck, 1991 ; Poxton, 1986). La couleur est mesurée par colorimétrie selon la méthode de Wyszecki et Stiles sur des filets de truites et de saumon (Choubert, 1993 ; Bird,

1990). La vision numérique couleur offre des potentialités pour évaluer l'hétérogénéité des tissus en fonction de la structure musculaire.

I. 3. Travaux du demandeur et de ses associés sur le sujet ou dans le domaine

Le SYSAAF assure une fonction de Centre Transfert Technique spécialisé auprès des sélectionneurs avicoles et aquacoles (95 et 60 % de la production nationale). Il développe depuis 1992 une collaboration étroite avec l'INRA pour définir les bases génétiques de la qualité chez les poissons.

De 1995 à 1998, il a animé le programme de recherche Agriculture Demain n°94.G0200 et pris en charge un thèse CIFRE. Ce travail a permis de valider différentes méthodes de prédiction sur animal vivant de l'adiposité globale du filet par micro-ondes (Douirin et al., 1998) et du rendement à l'éviscération par ultrason 5 Mhz. Il a en outre confirmé l'existence d'interactions faibles entre des critères mesurés sur des sujets diploïdes et sur leurs apparentés triploïdes commercialisés pour la couleur du filet et pour la croissance et la morphologie (Bonnet et al. 1999).

L'URE Technologie Agro-alimentaire du CEMAGREF conduit des recherches sur la relaxométrie RMN appliquée aux produits agro-alimentaires. Depuis 1996, les recherches ont été orientées vers l'imagerie RMN pour décrire et quantifier les hétérogénéités développées dans les produits en cours de procédés (affinage des fromages) ou anatomiques pour déterminer par exemple le rendement des muscles pectoraux de poulets (programme SYSAAF-OFIVAL) ou caractériser les hétérogénéités de composition des tissus adipeux chez le porc (Davenel, 1998).

Des travaux en vision numérique couleur ont été menés pour quantifier la qualité des carcasses de dindes sur chaîne d'abattage (Marchal et Marty-Mahé, 1996) et sur les jambons frais. Des critères de conformation et d'aspect ont été retenus pour donner en temps-réel des informations sur la qualité de ces produits (Marty-Mahé et Marchal, 1997) et sur la mesure du gras et de la couleur des jambons frais (Marty-Mahé, Legard, Marchal, 1998).

L'INRA est engagé depuis plus de 10 années dans des travaux sur la qualité de la chair des poissons d'élevage avec comme objectif d'évaluer d'une part les paramètres liés à la croissance et au développement tissulaire (muscle, tissus adipeux) qui déterminent les rendements de transformation en carcasse et en filet et d'autre part les composants ou les structures qui déterminent les propriétés organoleptiques de la chair (aspect, texture, saveur). Notre équipe a investi dans des développements méthodologiques pour évaluer la pertinence de critères indirects de mesure de qualité des carcasses et de la chair de poisson : morphologie, échographie, micro-ondes. Ces critères sont développés dans une perspective de maîtrise par l'alimentation et la sélection génétique de la qualité. Nous avons d'ailleurs déjà engagé deux programmes expérimentaux de sélection de lignées divergentes sur les rendements de carcasse et la teneur en lipides. Les salmonidés (truite arc en ciel en eau douce et truite fario en mer) sont plus spécifiquement étudiés mais d'autres travaux sur les poissons d'eau douce (carpe, silure) et d'eau de mer (bar, turbot) ont également été réalisés.

I. 4. Objectifs du projet

La caractérisation de la qualité des poissons s'est actuellement limitée à des approches intégratives telles que composition corporelle globale, rendement (éviscération, filetage, etc.). Les rares approches pour prendre en compte des hétérogénéités de structure et de composition des tissus musculaires et adipeux reposent sur de fastidieuses méthodes de prélèvement et

d'analyses chimiques. Certaines caractéristiques comme la variabilité relative des muscles rouges et muscles blancs sont difficilement quantifiables.

En s'appuyant sur deux techniques d'imagerie, l'IRM et la vision numérique, ce projet propose une approche descriptive et quantitative de ces hétérogénéités et teste différentes méthodes indirectes de sa prédiction.

Les objectifs de ce projet sont :

- de caractériser la répartition de la teneur en lipides et les différences de couleur dans la chair des truites fario par des approches non invasives (Imagerie RMN) et par des méthodes adaptables en ligne sur filets ou darnes (vision artificielle)
- de mettre au point des descripteurs de l'hétérogénéité de la teneur en lipides et de la couleur dans un objectif de sélection
- d'étudier les différences de répartition des lipides entre poissons sélectionnés et témoins observées sur les poissons ERS4 (3^{ème} génération) sur la génération suivante (ESCALE 4^{ème} génération) (SEMII)

La première phase comprend :

- la mise au point des systèmes d'acquisitions des mesures en vision et IRM,
- la recherche de paramètres de la conformation : quantification des différences de couleur inter et intra individu et de la répartition des tissus adipeux.

Dans cette phase les méthodes mises au point seront comparées à d'autres méthodes instrumentales (colorimétrie, ultrason, micro-onde ...) pour permettre leur calibration.

La deuxième phase tentera de valider l'utilisation des méthodes d'IRM et de vision sur des lots hétérogènes composés d'individus de deux génotypes de poissons présentant des différences de croissances importantes de +30% issus du programme expérimentale « Prosper » mené par l'INRA dans le cadre de la SEMII. Ces lots seront soumis à des aliments hautes et basse énergie afin de maximiser les différences phénotypique. Des mesures externes seront réalisées par ultra-son et par micro-ondes pour tenter de les corrélérer avec les images internes produites par IRM et par vision.

Le rapport reprend l'ensembles des travaux réalisés dans le cadre du programme.

La première partie, après présentation du protocole général (chapitre II) détaille successivement les différentes technologies utilisées ou pour lesquelles des mises au points spécifiques ont été conduites (chapitres III) :

- évaluation de la teneur en lipides par IRM,
- évaluation de la teneur en lipides par RMN,
- évaluation des surfaces relatives de myomères et des compartiments adipeux intra-darnes visuels (myoseptes) ou périphériques (muscle rouge, gras sous-cutané) par vision numérique,
- évaluation de la pigmentation de chair par vision numérique,
- évaluation de grandeurs morphologiques internes à partir des images acquises en IRM et en vision numérique.

La deuxième partie détaille les hétérogénéités spatiales inter-darnes et intra-darnes pour l'ensemble des paramètres mesurés avec les différentes technologies (chapitres IV, V, VI, VII) ainsi que l'effet des deux facteurs testés : « alimentation » et « génotype »

La troisième partie est consacrée à l'études des corrélations entre les différentes technologies (chapitres VIII).

Les observations sur le développement des myoseptes réalisées avec les différentes technologies ont été confirmées par l'estimation de la teneur en collagène qui a été évalué

grâce au dosage des concentration en hydroxyproline (Chapitre IX) réalisée en collaboration avec le Laboratoire Mixte de Nutrition des Poissons INRA-IFREMER de Brest.

L'ensemble des résultats est discuté chapitre X.

Les publications réalisées dans le cadre du programme sont présentées en annexe.

II. Protocole

II. 1. Les animaux

Des truites fario témoins et sélectionnées sur la croissance (protocole PROSPER 4^{ème} génération) ont été produits à la Salmoniculture Marine Expérimentale IFREMER-INRA (SEMII) en eau douce à Sizun (29) puis transférés en mer à Camaret (29) en novembre 98.

Figure 1 : Truite fario élevée en mer à la SEMII



Un an après le transfert, ces 2 génotypes ont été nourris avec des régimes à faible ou fort taux de lipides (16 ou 26%) pendant 4 mois pour constituer 4 lots et pour tenter de créer des différences d'adiposité :

- R16AD+ : régime pauvre en lipides (16%) et sélection sur la croissance
- R16 AD- : régime pauvre en lipides (16%) sans sélection sur la croissance
- R26AD+ : régime riche en lipides (26%) et sélection sur la croissance
- R26 AD- : régime riche en lipides (26%) sans sélection sur la croissance.

Un contrôle intermédiaire a été réalisé en février 99 pour évaluer les effets des deux régimes sur la croissance et la teneur en lipides.

II. 2. La collecte des données

48 poissons (12 poissons par lot) ont été abattus en avril 99 sur 2 semaines :

semaine	jour	Expériences	lieu
17	Mardi	Abattage	CAMARET
	Mercredi	Fat Meter ; Echographie Eviscération ; Pesée	CEMAGREF
	Jeudi	IRM Vision; colorimétrie	CEMAGREF
	Vendredi	IRM Vision; colorimétrie	CEMAGREF
18	Mardi	Abattage	CAMARET
	Mercredi	Fat Meter ; Echographie Eviscération ; Pesée	CEMAGREF
	Jeudi	IRM Vision; colorimétrie	CEMAGREF
	Vendredi	IRM Vision; colorimétrie	CEMAGREF

Tableau 1 : Plan de d'abattage et de prises de mesures.

Chaque poisson a été identifié puis caractérisé selon son poids et sa longueur. A chacune des semaines; les poissons abattus ont été expédiés sous glace au CEMAGREF pour :

- mesure en J+1 des paramètres de poids, de longueur, d'estimation indirecte de la teneur en lipides avec le Torry Fish Fat Meter et d'épaisseurs par ultrasons,
- saisie en J+2 et +3 des images d'IRM et de vision numérique.

II. 3. Estimation de la teneur en lipides par le Torry Fish Fat Meter

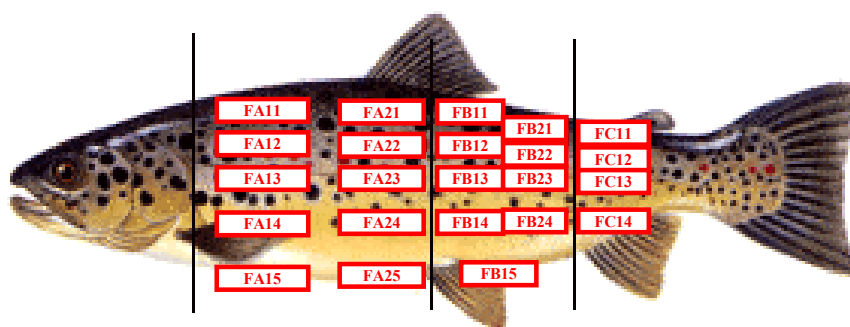
Le Torry Fish Fat Meter 692 permet d'évaluer indirectement la teneur en lipides du filet à partir de la déviation d'un champs de micro-ondes (2 GHz) émises par l'antenne posée sur le poisson (Figure 2)

Figure 2 : Evaluation de la teneur en lipides des filets avec le Torry Fish Fat Meter



23 mesures localisées par poisson ont été réalisées suivant les axes dorso-ventral et antéro-postérieur de façon à couvrir l'ensemble de la surface des animaux et d'intégrer les plans de coupes étudiés avec les autres technologies (Figure 3).

Figure 3 : Localisation anatomique des mesures par Fat Meter



II. 4. Mesures d'épaisseurs par ultrasons

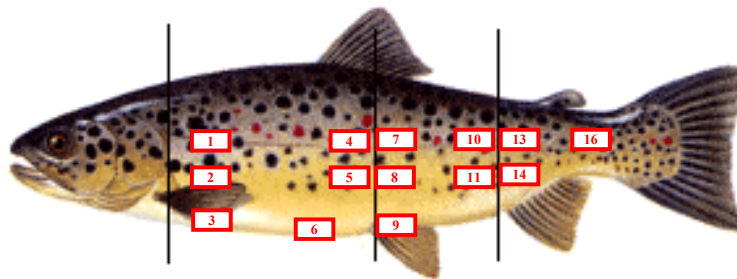
Les mesures d'épaisseurs du filet ont été réalisées avec un échographe Hospimédi LC 100 à la fréquence de 7,5 MHz (Figure 4).

Figure 4 : Mesure par ultrasons (7,5 MHz) des épaisseurs corporelles.



15 mesures ont été réalisées avec une précision estimée de l'ordre de 0,3 mm suivant les axes antéro-postérieur et dorso-ventral perpendiculairement à la surface de la peau (Figure 5).

Figure 5 : Localisation anatomique des mesures par échographie



II. 5. Caractéristiques des animaux

Lors du contrôle intermédiaire (6 poissons par lot), les différences de poids entre lots témoins et sélectionnés sont de l'ordre de 25 % mais il n'existe pas de différence de croissance entre les lots nourris avec des régimes à fort et faible taux de lipides (Table 2). La teneur en lipides mesurée par le Torry Fat Meter n'est pas différente entre les lots témoin et sélectionnés mais est significativement plus élevée dans les lots nourris avec des régimes à forte teneur en lipides qu'avec les lots nourris avec des régimes à faible teneur en lipides.

	16% Lipides		26% Lipides	
	Témoin	Sélectionné	Témoin	Sélectionné
Poids Moyen (g)	2450 ± 438	2625 ± 567	2544 ± 388	3119 ± 1009
Lipides % Z Antérieure	10,7 ± 2,5	11,2 ± 0,5	12,9 ± 1,9	12,8 ± 1,2
Lipides % Z Mediane	8,8 ± 2,7	9,3 ± 1,2	12,0 ± 2,1	10,5 ± 1,2
Lipides % Z Postérieure	6,0 ± 1,9	5,9 ± 1,1	7,3 ± 1,1	7,0 ± 2,6
Epaiss. Paroi Abdominale mm	8,8 ± 0,6	8,5 ± 2,4	10,1 ± 1,6	10,7 ± 1,7

Table 2 : Caractéristiques des lots de truite fario témoin et sélectionné (PROSPER suite ESCALE) nourris avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneurs en lipides pendant 2 mois. (n = 6 par lot) estimées avec le Fat Meter.

A l'abattage, il n'existe aucune différence de poids entre les lots témoins et sélectionnés ainsi qu'entre les lots nourris avec des régimes à faible et forte teneur en lipides (Table 3).

	16 % Lipides		26 % Lipides	
	Témoin	Sélectionné	Témoin	Sélectionné
Poids Vif (g)	3872 ± 230	3840 ± 176	3864 ± 304	4015 ± 217
Longueur Tot. (cm)	627 ± 17	620 ± 22	627 ± 21	633 ± 22
K = (PV/L³)	1,58 ± 0,11	1,62 ± 0,15	1,57 ± 0,11	1,59 ± 0,14
Rdt Carcasse	90,3 ± 1,3	90,3 ± 1,3	89,2 ± 1,5	89,2 ± 1,6

Table 3 : Caractéristiques des lots de truite fario témoin et sélectionné (PROSPER) nourris avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneurs en lipides pendant 4 mois. (n = 12 par lot) estimées avec le Fat Meter.

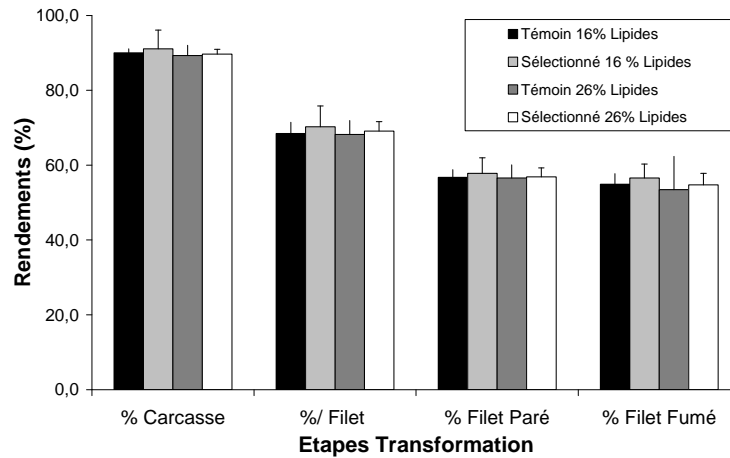
Les rendements ont été mesurés sur les poissons restant après prélèvements pour le contrôle intermédiaire et le prélèvements pour les mesures IRM et Vision artificielle (table 4). Comme pour l'échantillon analysé, les poids vifs des lots sélectionnés ne sont pas significativement différents des lots témoins. Par contre le poids vif des lots nourris avec le régime à fort taux de lipides est plus élevé que celui des lots nourris avec le régime à faible taux de lipides.

	16 % Lipides		26 % Lipides	
	Témoin	Sélectionné	Témoin	Sélectionné
Poids Vif (g)	3416 ± 863	3441 ± 708	3963 ± 822	3892 ± 841
Longueur Tot. (cm)	612 ± 75	608 ± 45	622 ± 48	616 ± v
K = (PV/L³)	1 ± 0	2 ± 0	2 ± 0	2 ± 0

Table 4 : Caractéristiques des lots de truite fario témoin et sélectionnés (PROSPER suite ESCALE) nourris avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant environ 5 mois. (n = 30 par lot).

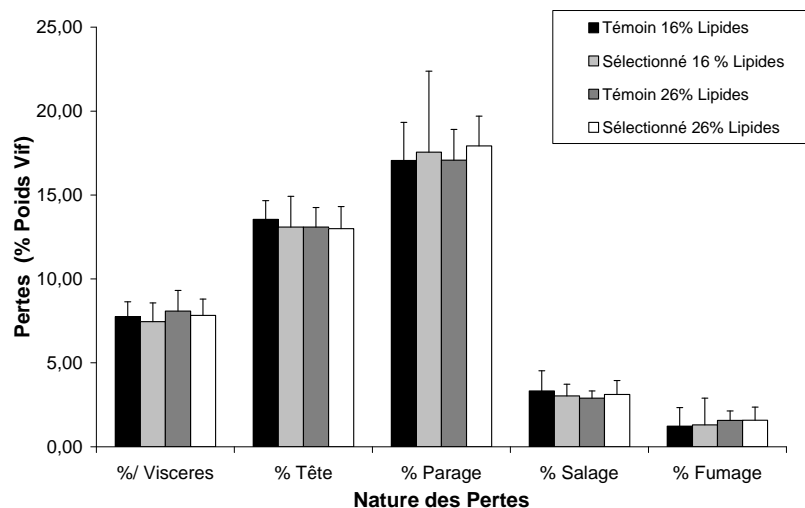
Les rendements de carcasse, de filetage, de salage et de fumage ne sont pas significativement différents entre les poissons des lots témoins et sélectionnés (Figure 6).

Figure 6 : Rendements de carcasse, de filetage, de salage, de fumage de truites fario témoins et sélectionnés (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneurs en lipides pendant 4 mois.



Toutefois les pertes au parage des filets sont plus importantes chez les lots sélectionnés comparés aux lots témoins. Par contre les rendements en carcasse et en filetage sont significativement plus faible chez les poissons des lots nourris avec des régimes à forte teneur en lipides que chez les poissons des lots nourris avec des régimes à faible teneur en lipides (Figure 7). Les rendements de salage et fumage sont également plus importants chez les poissons nourris avec des régimes à forte teneur en lipides.

Figure 7 : Pertes à l'éviscération, à l'étêtage, au parage, au salage et au fumage de truites fario témoins et sélectionnés (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneurs en lipides pendant 4 mois.



III. Transfert de l'IRM et de la vision numérique à la truite

III. 1. Mise au point de la mesure des taux de lipides par IRM

Dans le cadre de ce projet de recherche en partenariat avec le Sysaaf et le Département Hydrobiologie et Faune Sauvage de l'INRA, l'unité de Recherche Technologie des Equipements Agroalimentaires du *Cemagref* a mis au point la mesure des taux de lipides par IRM à partir d'un imageur SIEMENS MAGNETON OPEN 0.2T (Figure 8).

Figure 8 : Imageur Siemens Magnetom Open 0,2 T utilisé dans le cadre du programme.



La séquence d'acquisition des images a été choisie afin d'amplifier les contrastes entre le gras et le muscle. Pour cela, on utilise une séquence IRM de type écho de spin avec une forte pondération en T1. Ce type de pondération nécessite un temps de répétition TR court qui limite le nombre d'images réalisables durant une même acquisition. Un compromis a été réalisé entre le TR et le nombre d'images (TR = 140ms ; 5 images). Cependant, lorsque l'on se trouve en forte pondération T1, le signal de l'image est influencé par l'homogénéité de répartition de l'angle de bascule α dans l'image. Il sera donc nécessaire de corriger l'influence d'une répartition inhomogène, de quantifier celle-ci et d'en tenir compte dans la correction de nos images IRM.

III. 1. 1. Cas de la truite en coupes jointives

Chaque truite est positionnée sur le dos horizontalement dans l'enceinte avec du papier à la place des viscères pour conserver la forme naturelle du poisson (Figure 9). On place le papier dans des sacs plastiques pour éviter qu'il ne s'humidifie et produise du signal en IRM.

Figure 9 : Positionnement sur le dos des truites dans l'imageur IRM.

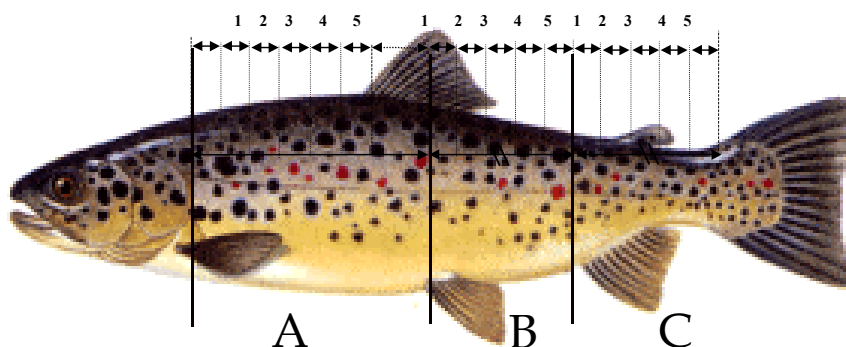


Un repérage anatomique à 7,5cm du bord du poisson est effectué à l'aide du pointeur laser de l'appareil IRM. 6 acquisitions sont réalisées par zone de 15 cm en réalisant 30 images de coupes, soit une tous les 5 mm.

Les acquisitions sont répétées sur 30cm de longueur entre le bord de la tête et la limite exploitable de la queue.

Un repérage anatomique du bord du poisson est effectué à l'aide du pointeur laser de l'appareil IRM et le poisson est positionné suivant un déplacement prédéfini permettant de réaliser les cinq coupes de la zone A présentée dans la Figure 10.

Figure 10 : Localisation anatomique des mesures par IRM



L'acquisition des 5 coupes est alors réalisée avec un espacement inter coupes D. f. fourni dans le tableau des dimensions du poisson réalisé pour chaque expérience. Les paramètres de la séquence sont présentés dans le Tableau 4.

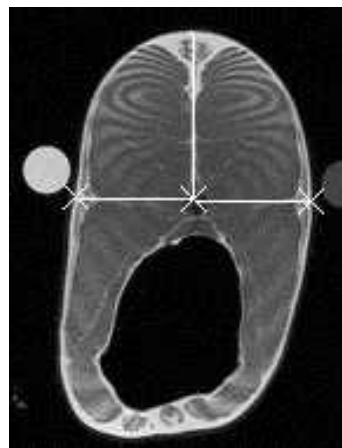
Séquence	Se_15b78.uhc
Temps d'écho TE	15 ms
Temps de répétition TR	140 ms
Angle de bascule α	90°
Epaisseur	4 mm
Nombre de coupes	5
Champ de vue Fov (48 animaux)	217 mm
Champ de vue Fov (truite en continue)	200 mm
Matrice	256
Rapport largeur sur hauteur de la Fov	5/8
Nombre d'accumulations	20
Inversion de la direction des gradients	Inversion phase – lecture
Temps d'acquisition de la séquence	7 min 31 s
Temps d'acquisition par poisson	30 minutes

Tableau 4 : Paramètres de la séquence IRM d'acquisition des images de darnes de truite Fario

L'enceinte est alors déplacée une seconde puis une troisième fois suivant les déplacements établis. A chaque fois, l'acquisition des 5 coupes est effectuée.

Afin de permettre la normalisation des images IRM, on réalise l'image d'un « fantôme » (cylindre homogène rempli d'huile) avec la même séquence avec un temps de répétition TR de 1000 ms pour éviter l'effet de pondération T1 et deux séquences de spin écho avec des angles de bascule de 60° et 120° pour réaliser la cartographie α (Figure 10).

Figure 10 : Image IRM d'une darne de truite fario, les fantômes, ou cylindres remplis d'huile témoins, étant représentés en gris clair et en gris foncé de chaque côté de la darne.



III. 1. 2. Méthode de calcul du taux de gras par IRM

Le signal émis par un voxel contenant à la fois du muscle et du gras (volume partiel) est la somme du signal du muscle et du signal de la graisse présents dans le voxel. Soit S_m le signal d'un voxel rempli de muscle, S_g le signal d'un voxel rempli de gras, k le taux de gras. Le signal S , combinaison linéaire des deux signaux, s'écrit : $S = (1 - k)S_m + kS_g$ ce qui donne

$$\text{pour } k : k = \frac{S - S_m}{S_g - S_m}.$$

L'IRM est une technique qui présente plusieurs sources d'inhomogénéités (Simmons, et al., 1994) : l'inhomogénéité du champ permanent, de la transmission et de la réception radiofréquence (RF), les ondes stationnaires RF et les effets de pénétration RF induisent des variations spatiales de l'intensité du signal. S_m et S_g ne peuvent alors être considérés comme des constantes, leur valeur varie spatialement en fonction des inhomogénéités de l'appareil. Deux types de correction sont nécessaires pour pallier à ces défauts et obtenir une mesure du taux de gras indépendante de la position de l'échantillon dans l'IRM.

L'intensité du signal $S_i(x)$ dans le cas d'une séquence "spin écho" pour un tissu i est donné par la relation suivante (Bonny, 1996) :

$$S_i(x) = GC(x)T_i \frac{\sin^3 \alpha(x)}{1 - E1_i \cos \alpha(x) \cos 2\alpha(x)} \quad (1)$$

où : $E1_i = e^{-\frac{TR}{T1_i}}$, $E2_i = e^{-\frac{TE}{T2_i}}$, $T_i = \rho_i(1 - E1_i)E2_i$,

$x=(x,y,z)$ représente la position dans l'antenne, TE le temps d'écho, TR le temps de répétition, $\alpha(x)$ l'angle de bascule, $C(x)$ la sensibilité de l'antenne, G une constante représentant le gain du système, ρ_i la densité de proton, $T1_i$ le temps de relaxation longitudinale, $T2_i$ le temps de relaxation transversale du tissu i . Deux paramètres dépendent de x , ce sont C et α . Ce dernier a pour valeur nominale 90 degrés dans notre application. Sa variation spatiale est directement liée aux inhomogénéités du champ RF. Afin de corriger les variations spatiales de C et α nous avons développé une méthode qui se fonde sur deux étapes, la première étant la correction de la variation spatiale de C , la seconde concernant la correction de la variation spatiale de α .

- **Correction de la variation spatiale de C** : chaque image est divisée par l'image d'un « fantôme » rempli d'huile. Cette opération est appelée par la suite « normalisation ». Soit S_f le signal du fantôme utilisé pour la normalisation, le taux de gras à une position x peut être écrit sous la forme suivante :

$$k(x) = \frac{\frac{S(x)}{S_f(x)} \frac{S_m(x)}{S_f(x)}}{\frac{S_g(x)}{S_f(x)} \frac{S_m(x)}{S_f(x)}} = \frac{\frac{S(x)}{S_p(x)} \frac{G_m T_m (1 - E1_f \cos \alpha(x))}{G_f T_f (1 - E1_m \cos \alpha(x))}}{\frac{S_g T_g (1 - E1_f \cos \alpha(x))}{G_f T_f (1 - E1_g \cos \alpha(x))} \frac{G_m T_m (1 - E1_f \cos \alpha(x))}{G_f T_f (1 - E1_m \cos \alpha(x))}} \quad (2)$$

en posant $f\alpha(x) = \cos \alpha(x) \cos 2\alpha(x)$.

Il est à noter que la normalisation fait disparaître les termes en $C(x)$ mais également les termes en $\sin^3(\alpha(x))$.

- **Correction de la variation spatiale de α** : dans les cas où le temps de répétition TR est grand devant le temps de relaxation longitudinale $T1_i$, le dénominateur de l'équation (1) est égal à 1 ($E1_i \approx 0$). Dans ce cas aucune correction supplémentaire à la normalisation n'est à apporter. Dans le cas de notre application, le temps de répétition TR (140 ms) est inférieur au temps T1 du muscle (≈ 500 ms) et légèrement supérieur au temps T1 du gras (≈ 100 ms). Pour les deux tissus, les termes en $E1_i$ ne sont pas négligeables et une correction est nécessaire. Celle-ci se calcule en mesurant en chaque position x l'angle α , par une méthode de l'« angle double compensé » (Stollberger et al., 1996). Cette mesure est ensuite répercutée dans l'équation (2).

Enfin, afin de pouvoir calculer le taux de gras, il est nécessaire de connaître

- Les valeurs de $T1_m$, $T1_g$, et $T1_f$: ces valeurs sont déduites de mesures RMN sur des échantillons prélevés sur des animaux et sur le fantôme d'huile.
- les valeurs des rapports $\frac{G_m T_m}{G_f T_f}$ et $\frac{G_g T_g}{G_f T_f}$. Ces deux valeurs sont déduites de deux signaux dits de référence pour lesquels on connaît le taux de gras correspondant. On peut par exemple utiliser une mesure sur de l'eau dopée pour un taux de gras égal à 0%, et sur de l'huile pour un taux de gras égal à 100%.

II. 1. 4. Validation de la méthode

Afin de valider la méthode de calcul du taux de gras par IRM nous avons utilisé d'une part un produit modèle (émulsion) dont nous contrôlions parfaitement le taux de gras, et d'autre part un poisson placé à différents endroits dans l'IRM.

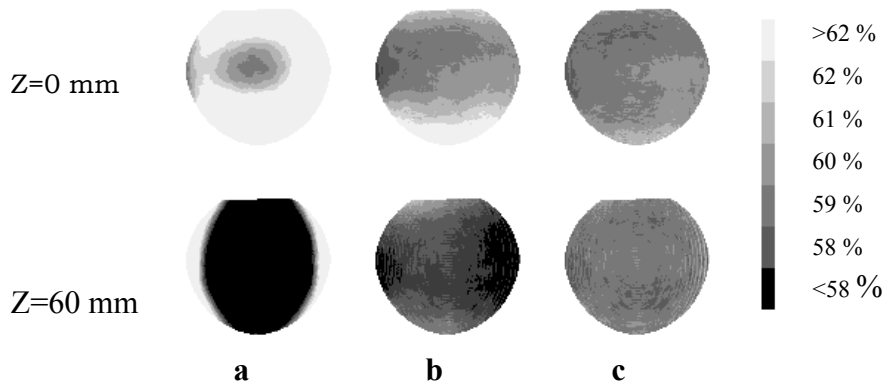
Validation sur l'émulsion : Un fantôme a été rempli avec une émulsion préparée avec 60% d'huile et 40% d'eau. Trois coupes ont été acquises avec un séquence d'écho de spin ($TE=15$ ms, $TR=140$ ms), à $z=0$ mm, 30 mm et 60 mm, $z=0$ mm correspondant au centre de l'antenne. Il est à noter que la position $z=60$ mm correspond à une position extrême dans l'antenne qui offre un « champ de vue » de $z=-70$ à $z=70$ mm environ. Les mêmes coupes ont été acquises sur un fantôme d'huile avec la même séquence pour obtenir les images nécessaires à la normalisation, avec la séquence « angle double compensé » pour obtenir la valeur de $\alpha(x)$. Les deux références utilisées pour calculer les rapports $\frac{G_m T_m}{G_f T_f}$ et $\frac{G_g T_g}{G_f T_f}$ ont été le

centre de l'image d'émulsion à $z=0$ mm pour $k=60\%$ et le centre de l'image du fantôme d'huile à $z=0$ mm pour $k=0\%$. La figure 1 montre les résultats des différentes corrections. De haut en bas sont représentés les résultats à $z=0$ mm et $z=60$ mm. De gauche à droite figurent les images des taux de gras sans aucune correction, avec la normalisation et avec la normalisation et la prise en compte de l'angle α correction complète). L'erreur type de mesure du taux de

gras, définie par $\sqrt{\frac{\sum_{n=1}^N (k_{\text{mesuré}} - k_{\text{réel}})^2}{N-1}}$, où N est le nombre de pixels, est de 9.1% sans

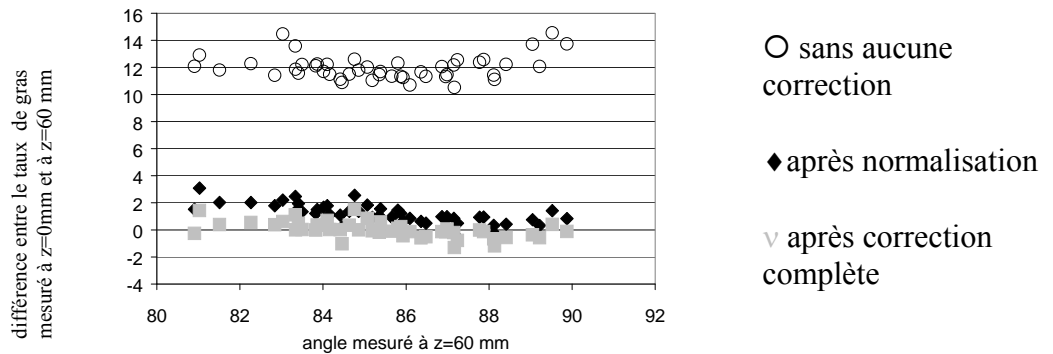
correction, 2.1% avec la normalisation, 1.2 % avec la correction complète. La normalisation réduit de manière importante la variation spatiale de la mesure du taux de gras, la prise en compte de l'angle α permet de réduire encore cette variation, l'effet étant plus important pour la position $z=60$ mm.

Figure 11 : De gauche à droite : taux de gras mesuré a) sans aucune correction, b) après normalisation, c) après correction complète. De bas en haut : images à $z = 0$ mm et images à $z = 60$ mm.



Validation sur un poisson : la même partie d'un poisson a été acquise à deux positions différentes dans l'antenne en tradant l'animal selon l'axe z entre deux acquisitions. Cette translation permettait une correspondance pixel à pixel entre les deux images. Une image correspondait au centre de l'antenne, l'autre à une position à $z=60$ mm. Le taux de gras dans chaque image a été calculé selon la méthode précédemment décrite et les différences de taux de gras entre les deux images, dont la valeur était théoriquement zéro, ont été calculées. Elles sont reportées figure 12 en fonction de l'angle α mesuré à $z=60$ mm.

Figure 12 : Différences entre les taux de gras mesurés à $z = 60$ mm et à $z = 0$ mm en fonction de l'angle α mesuré à $z = 60$ mm



L'erreur type est de 12% sans aucune correction, 1.4% après normalisation et 0.6% après correction complète. Ici encore l'erreur est considérablement réduite par la normalisation, la correction complète permettant d'affiner encore la mesure particulièrement pour les valeurs basses de α .

La méthode de mesure du taux de gras par IRM permet, après la mise en place de deux niveaux de correction pour prendre en compte les hétérogénéités de l'appareil, de réduire l'erreur due à la variation spatiale du signal. La validation sur une émulsion puis sur un poisson montre une erreur résiduelle de l'ordre de 1% lorsque l'on se trouve dans des positions extrêmes à l'intérieur de l'antenne. Cette méthode a fait l'objet d'une présentation à la 5ème conférence internationale sur les applications de la résonance magnétique au domaine alimentaire (Collewet et al., 2001).

Dosage des lipides par IRM : Comparaison avec les techniques chimiques de référence

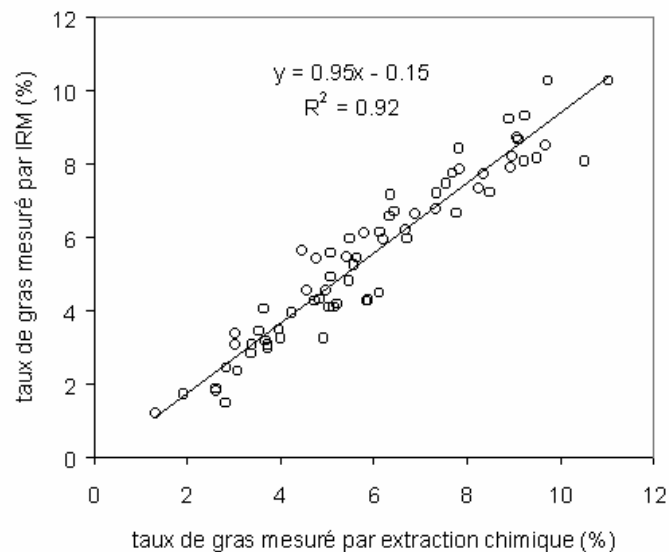
24 des 48 poissons ont été utilisés afin de caler la méthode de dosage du gras par IRM avec une méthode d'extraction chimique.

Sur ces poissons, 3 darnes ont été prélevées (darnes A1, B1 et B5). Au total 72 darnes ont été analysées. Sur chacune des darnes, la peau, le gras sous-cutané et le muscle rouge ont été enlevés. La chair a ensuite été broyée. Un premier échantillon était prélevé pour l'évaluation du taux d'humidité du produit frais.

Les lipides étaient ensuite extraits par un solvant (petrolether) à haute température (155°C). Les lipides extraits étaient ensuite séchés avant d'être pesés. Le taux de gras sur les images a été mesuré de la façon suivante. Tout d'abord, un masque correspondant à la chair a été appliqué d'une façon semi-automatique. Le taux de gras a été mesuré sur chaque voxel en prenant comme signaux de référence le signal de l'eau et le signal de l'huile correspondant respectivement à 0% et 100% de gras. La moyenne sur tous les voxels a été ensuite calculée. Enfin, la méthode déterminant un pourcentage volumique, une formule de conversion a été appliquée pour obtenir un pourcentage massique en utilisant une densité de 0.9 pour les lipides et de 1 pour le muscle.

La figure 13 montre la relation entre le taux de gras mesuré par la méthode d'extraction chimique et le taux de gras mesuré par IRM sur les 72 darnes.

Figure 13 : Taux de gras mesuré par IRM en fonction du taux de gras mesuré par une méthode d'extraction chimique.



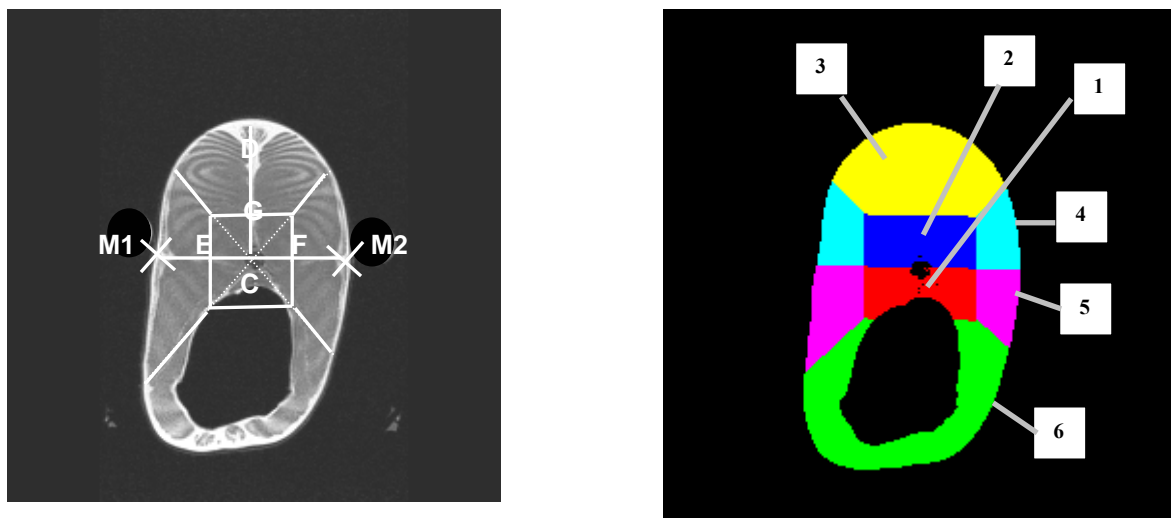
Le coefficient de détermination R^2 est élevé. La mesure par IRM sous-estime le taux de gras mesuré par extraction chimique. Cela peut être expliqué par le choix de l'eau en tant que signal de référence pour le 0%. Néanmoins, une fois calée par cette équation, l'estimation du taux de gras par IRM présente une erreur type de 0.65%.

III. 1. 5. Mesures des hétérogénéités d'adiposité par IRM

Afin d'étudier la répartition du gras dans les poissons, deux approches ont été retenues. D'une part l'analyse image par image (ou darne par darne), d'autre part la partition de chaque image en zones. Des statistiques sur les taux de gras ont été calculées sur les darnes et sur chacune des zones. Dans tous les cas, seule la chair, définie par tous les pixels inférieurs à 50 % de gras (afin d'écarter les tissus très gras tels que gras sous-cutané et gras abdominal), a été prise en compte.

La partition en zones a été effectuée de la façon représentée figure 14 : les deux muscles rouges (M1 et M2) sont repérés ainsi que la ligne centrale qui relie l'arête centrale au dos (droite CD). Ensuite les zones sont déterminées par les points E, F, G tels que : E est le milieu de (M1, C), F est le milieu de (M2, C), et $CG = 2GD$. Un carré est construit de manière symétrique autour de C en passant par E, F et G. Enfin, les diagonales de ce carré servent à délimiter les 6 zones numérotées de 1 à 6. De plus, chaque zone est divisée en deux parties, une correspondant au côté gauche, une autre correspondant au côté droit de l'animal.

Figure 14 : Construction des zones : à gauche l'image brute avec les points caractéristiques (C, D, E, F, G, M1, M2) permettant la partition des différentes zones, à droite les 6 zones.



III. 1. 6. Analyse statistique

Une analyse de variance a été réalisée sur les taux de gras calculés par darne et par zone. Pour chacune des analyses nous avons introduit l'effet régime, l'effet sélection et l'effet série. Ce dernier correspond aux deux séries de mesure effectuées à deux semaines d'intervalle (24 poissons dans chaque série).

Les résultats sont présentés chapitre IV.

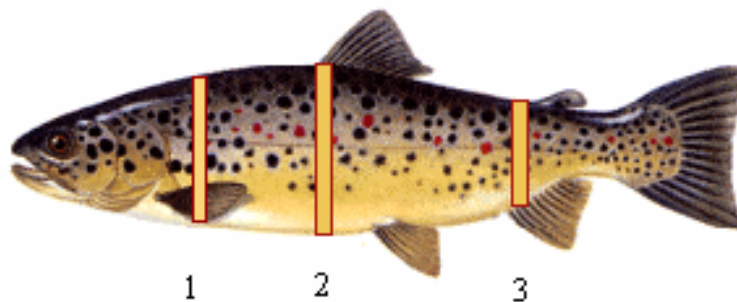
III. 2. Mise au point de la mesure du taux de lipides par RMN

Dans le cadre de ce projet de recherche en partenariat avec le Sysaaf et le département hydrobiologie et faune sauvage de l'INRA, l'unité de Recherche Technologie des Equipements Agroalimentaires du *Cemagref* a mis au point la mesure des taux de lipides par RMN.

III. 2. 1. Prélèvements d'échantillons

Les échantillons sont réalisés à partir de 24 truites faisant partie des 48 animaux étudiés. La variabilité de taux de lipides est amplifiée en tenant compte de la variabilité intra animale en réalisant les échantillons dans trois coupes de chaque poisson. Ces coupes sont prélevées dans trois localisations anatomiques différentes le long de l'animal (Figure 15) : à l'arrière de la nageoire pelvienne (1), au début des nageoires dorsales (2) et anales (3).

Figure 15 : Localisation anatomique des mesures par RMN



III. 2. 2. Préparation des échantillons et matière sèche

Après avoir paré le gras sous cutané et le muscle rouge, la chair de chaque coupe est broyée et homogénéisée. Un aliquote d'environ 5g est séché à 103°C dans une étuve ventilée pendant une nuit pour déterminer la matière sèche (MS). Un échantillon de chair sèche est réservé pour les analyses chimiques et un autre d'environ 0.4g de masse sèche est placé dans un tube RMN.

III. 2. 3. Mesures RMN

Les mesures sont réalisées à 20°C avec un spectromètre Minispec Bruker PC120 bas champ (0.47T) de fréquence 20MHz. Les tubes employés permettent une étude des échantillons sur un cylindre de 8mm de diamètre et 1cm de hauteur. Pour chaque échantillon et pour la référence (excepté pour l'atténuation de la référence qui peut être variable), le signal FID est recueilli sur 1024 points avec un échantillonnage à 1MHz en utilisant un délai de relaxation de 3 secondes, 9 accumulations, une atténuation (ATT) de 10dB.

III. 2. 4. Calcul du taux de lipides par RMN

Afin de déterminer le taux de lipides, il est nécessaire d'établir une équation de calibration en utilisant des échantillons référence de masse d'huile connue. La calibration est réalisée avec des tubes remplis uniquement d'huile et en tenant compte des facteurs d'atténuation entre la référence et les échantillons de chair de poisson.

Une régression linéaire est obtenue à partir des tubes de référence entre le signal FID et la masse d'huile :

$$\text{masse d'huile (référence)} = a + b \times \text{FID (référence)}$$

Les coefficients a et b de la courbe de calibration sont alors utilisés pour déterminer la masse de lipides dans l'échantillon de poisson sec :

$$\text{Masse de lipides (échantillon sec)} = a + b \times \text{FID (échantillon sec)} \times \frac{\frac{\text{ATT(référence)}}{10} \times \frac{20}{20}}{\frac{\text{ATT(échantillon sec)}}{10} \times \frac{20}{20}}$$

Finalement le taux de lipides des échantillons de poisson secs est calculé en tenant compte de la matière sèche (MS) :

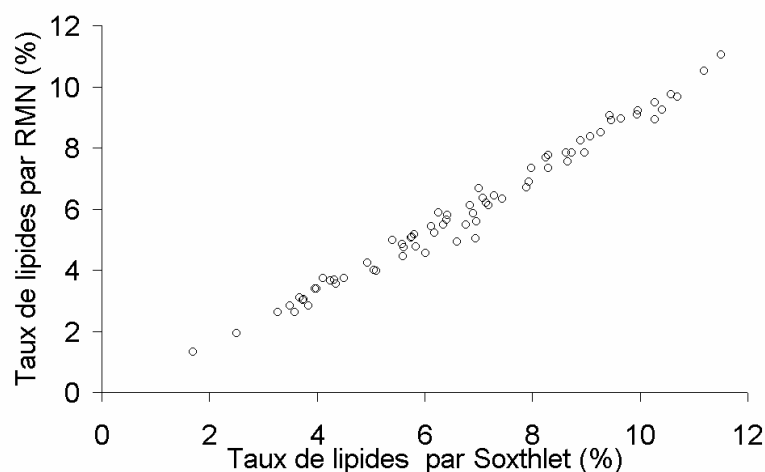
$$\text{Taux de lipides (échantillon frais)} = \frac{\text{Masse de lipides (échantillon sec)} \times \text{MS}}{\text{masse (échantillon sec)} \times 100}$$

III. 2. 5. Analyses chimiques de référence

Le taux de lipides est déterminé sur les échantillons secs avec une extraction à froid à partir de méthanol - dichlorométhane 1v/2v suivant la méthode AFNOR (1989) décrite par Soxhlet (1879) et avec une extraction par reflux à partir d'éther de pétrole suivant la méthode décrite par Folch (1957).

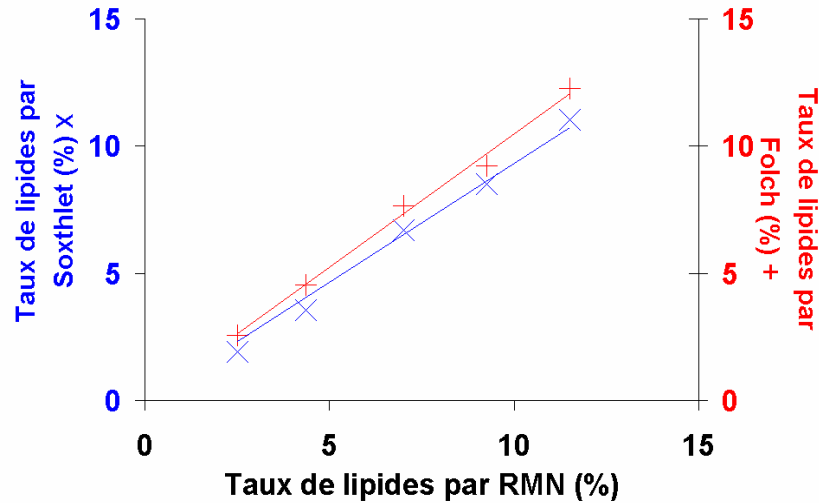
Afin d'évaluer l'exactitude de la détermination du taux de lipides par RMN, une première étude a consisté dans la comparaison des taux de lipides obtenus sur 71 échantillons de poisson par RMN et par la technique de Soxhlet. Nous remarquons dans la Figure 16 que la relation entre les deux procédés permet de constater que les résultats obtenus par les deux méthodes sont fortement corrélés ($R^2 = 0.98$, erreur standard = 0.30%).

Figure 16 : Comparaison entre l'extraction chimique (Soxhlet) et la RMN pour la détermination du taux de lipides dans la chair de poisson



Cependant, nous notons dans la Figure 17 que la RMN surestime légèrement (6.75 %) le taux de lipides par rapport au Soxhlet (le taux de lipides par Soxhlet = 0.9325 x le taux de lipides par RMN; $R^2 = 0.99$) et le sous-estime (4.69 %) en ce qui concerne la technique de Folch (le taux de lipides par Folch = 1.0469 x le taux de lipides par RMN; $R^2 = 0.99$).

Figure 17 : Effet du choix de la technique d'extraction chimique comme référence pour la validation de la technique RMN de détermination du taux de lipides dans la chair de poisson: × Soxthlet, + Folch



Il est bien établi que le taux de lipides déterminé par l'extraction chimique dépend directement de la technique et du solvant employé. Dans la méthode par reflux, un solvant organique non polaire, l'éther de pétrole (Soxthlet), est employé et, dans la technique d'extraction à froid, les lipides sont solubilisés dans un mélange de deux solvants organiques, le dichlorométhane plutôt apolaire et le méthanol, solvant plus polaire. Les solvants organiques non polaires comme l'éther de pétrole ou le dichlorométhane solubilisent facilement les lipides simples fortement non polaires comme les triacylglycerols et les acides gras libres à longue ou moyenne chaîne. Tandis que l'ajout d'un solvant organique plus polaire comme un alcool (le méthanol) ou l'utilisation d'une phase préliminaire d'hydrolyse mènent à l'extraction des lipides plus complexes et polaires comme les phospholipides et les acides gras avec des chaînes courtes.

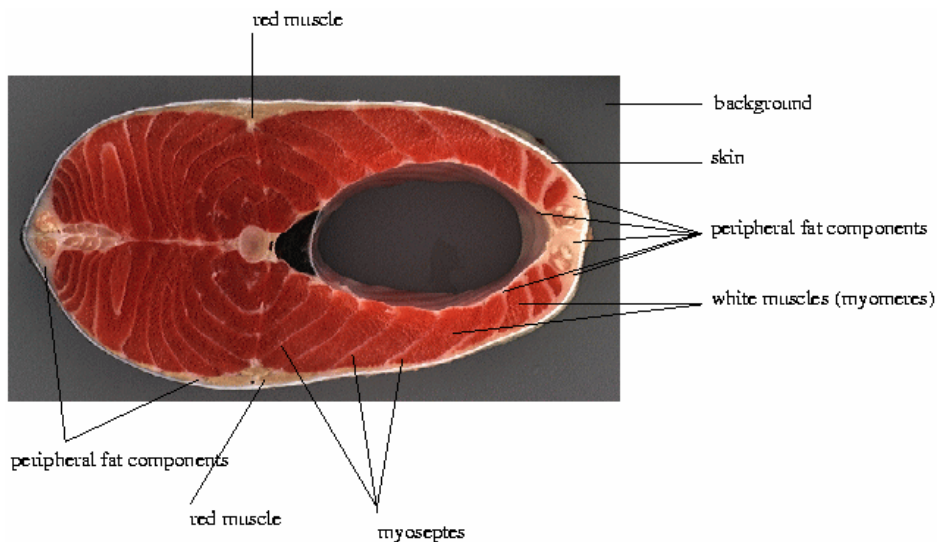
D'après la littérature (Lazaro et *al.*, 1995), la méthode Soxthlet a tendance à ne pas extraire tous les lipides exigeant un solvant plus polaire (phospholipides, glycolipides et protéolipides ...). Par opposition, plus le solvant est polaire, comme dans le cas de l'extraction par le dichlorométhane - méthanol, plus on risque d'extraire des sucres ou des protéines. Pour ces raisons, la méthode Folch extrait tous ces composants lipidiques ainsi que certaines autres molécules comme les sucres réducteurs par exemple, suivant la force du lavage en fin d'expérience. Dans le cas de la RMN, nous constatons que la technique permet de mesurer tous les lipides contenus dans la graisse à l'état amorphe, exception faite de certains constituants, comme les phospholipides, qui ont des temps de relaxation transversaux RMN très courts et donc très proches du comportement des protons solides des protéines sèches.

III. 3. Mise au point de méthodes d'acquisition et de traitements des images en vision numérique

III.3.1. Système d'acquisition et de numérisation d'images couleur

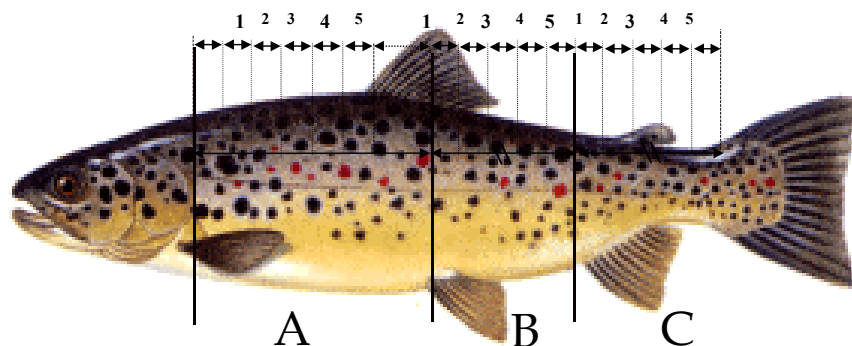
Dans le cadre de ce projet de recherche en partenariat avec le Sysaaf et le département hydrobiologie et faune sauvage de l'INRA, l'unité de Recherche Technologie des Equipements Agroalimentaires du *Cemagref* a mis au point un système d'acquisition et de traitement d'images couleur des darnes de truites fario et des traitements permettant de cartographier les différents tissus des darnes et de mesurer leur couleur. L'analyse de ces images permet de quantifier la distribution des différents tissus (muscles rouges, muscle blanc, myoseptes, tissus adipeux de périphérie) et de la couleur de la chair (figure 18).

Figure 18 : Caractéristiques morphologiques de la darne de truite Fario



Pour chaque truite, les images des darnes A1, A4, B1, B3, B5 et C3 (Figure 20) ont été acquises en R-V-B (Rouge, Vert, Bleu) et en H-S-I (Teinte Saturation Intensité).

Figure 20 : Localisation anatomique des coupes et des darnes A1, A4, B1, B3, B5 et C3 étudiées par vision



Les mesures obtenues par traitements d'images couleur sont analysées afin de déterminer l'effet sur ces poissons de la génétique et du taux de lipides dans l'alimentation.

Par ailleurs les mesures obtenues par vision numérique seront ensuite comparées aux taux de lipides mesurés par dosages chimiques, par RMN et par IRM et aux mesures obtenues

par les méthodes de références par Fatmeter, échographie, colorimétrie et évaluation visuelle avec l'échelle de Roche.

Un système d'acquisition d'images couleur spécifique a été élaboré pour obtenir des images couleur des darnes. Ses **spécificités résident dans l'éclairage** et la **méthode de calibration** du système d'acquisition d'image.

Le système d'acquisition des images comporte un éclairage indirect, diffus, uniforme et stable dans le temps, afin d'éviter les phénomènes de réflexion spéculaire sur les darnes humides et afin d'avoir la même intensité lumineuse sur l'ensemble de la darne et des mires de calibration (figure 21). Le poste d'éclairage diffusant comporte des tubes fluorescents, la température de couleur du dispositif au niveau et à l'emplacement où sont disposées les darnes est de 5700 °K.

La caméra couleur utilisée est une caméra tri CCD Sony DXC 930P et un zoom Canon PH 12*7.5. La carte de numérisation des images couleur est une carte EDIXIA 512 C qui permet d'obtenir des images couleur RGB (Rouge, Vert, Bleu) comportant 512*512 pixels, codés sur 3 fois 7 bits. Le réglage du dispositif permet d'obtenir des pixels dont la taille est de 0.3 mm sur 0.4 mm.

Figure 21 : Système d'éclairage du système de vision numérique couleur

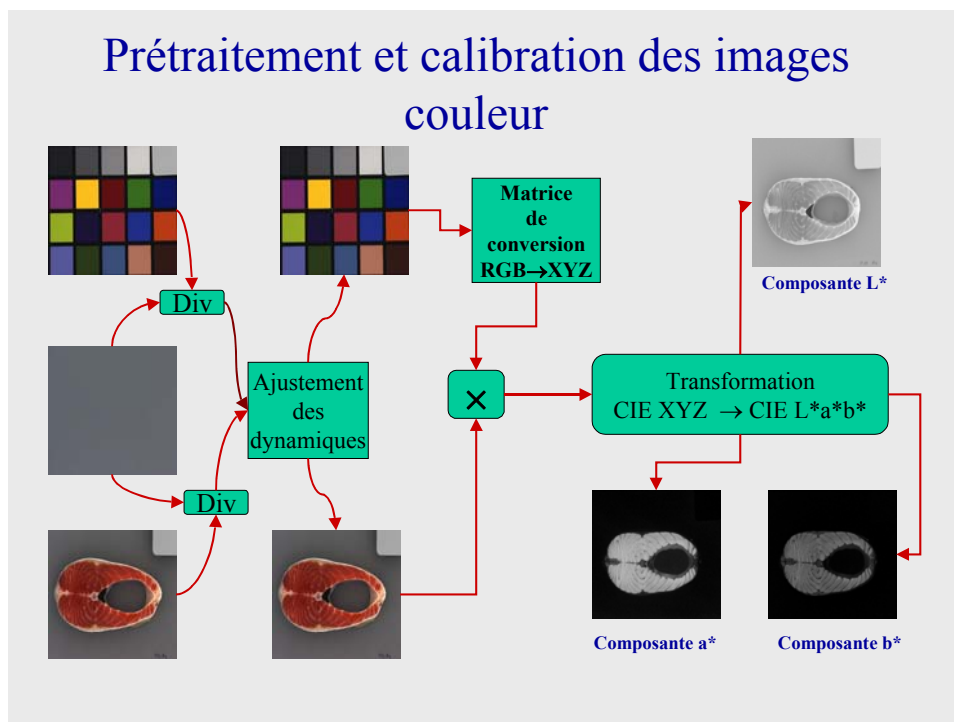


Ce système a été calibré de façon à fournir, à partir des images RGB (Rouge, Vert, Bleu) du système, des images dans un espace couleur standardisé (CIELAB) En effet, dans un premier temps, une transformation linéaire permet de passer des valeurs RGB aux valeurs XYZ à l'aide des valeurs obtenues pour la mire Macbeth de référence dont on connaît des valeurs XYZ pour chaque plaquette de couleur ; dans un deuxième temps une transformation non linéaire permet de passer des valeurs XYZ aux valeurs $L^*a^*b^*$. Ainsi, les caractéristiques couleur des darnes sont comparables d'une expérimentation à l'autre et on s'affranchit également des variations de l'éclairage dans le temps par l'insertion d'une plaquette de référence connue dans chaque image (figure 22 et 23).

Figure 22 : Image brute obtenue en vision numérique.



Figure 23 : Schéma de traitement des données



II. 3. 2. Traitement d'images

Des algorithmes de traitement d'images ont été développés pour segmenter automatiquement dans la darne de truite d'une part la peau, les tissus adipeux de périphérie et les épines dorsale et ventrale, les muscles rouges et le muscle blanc. De plus des développements de traitements d'image ont été réalisés pour segmenter dans la chair la partie muscle blanc colorée et les tissus des myoseptes (figure 24). Différentes zones morphologiques sont par ailleurs automatiquement déterminées sur la darne, afin de fournir des caractéristiques de couleur et de surfaces de myoseptes par zones (figure 25).

Figure 24 : Schéma de principe des segmentations des images couleur L*a*b*

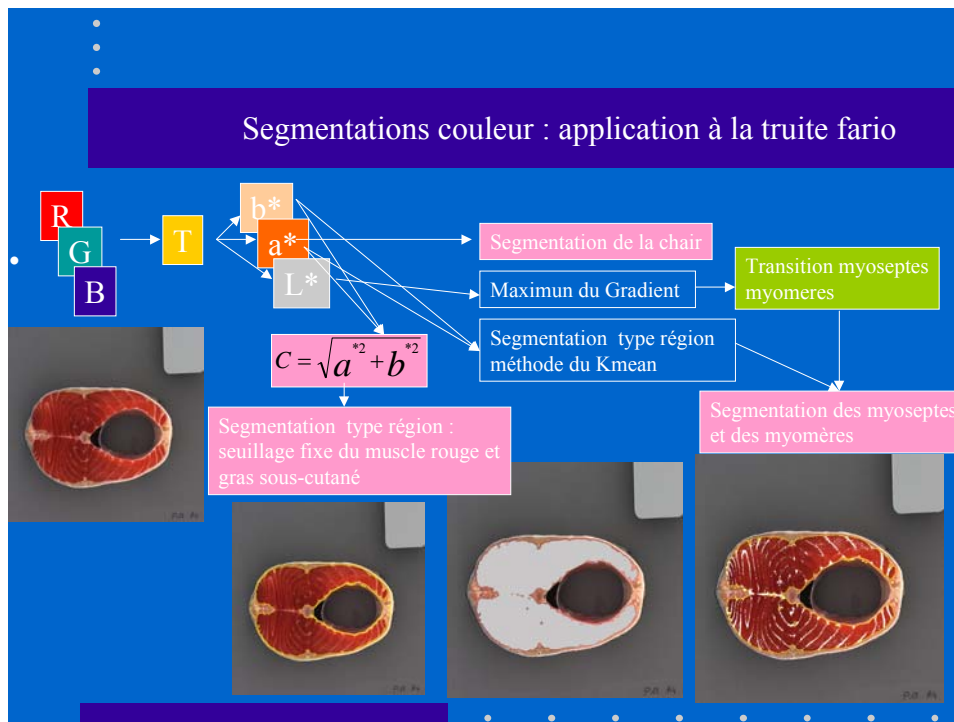
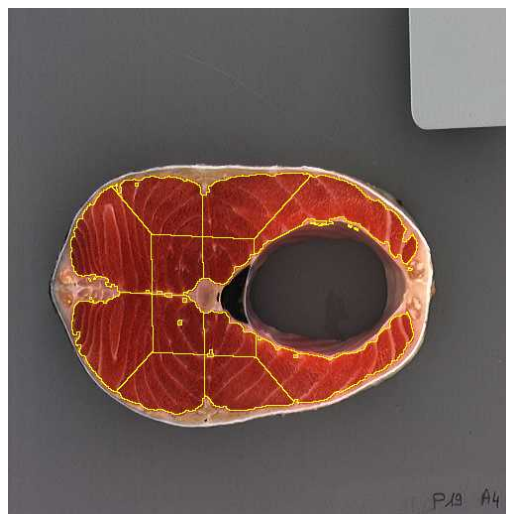


Figure 25 : Définition des zones morphologiques



III.3.2.1. Segmentation de la chair des darnes :

La première étape du traitement consiste à extraire le muscle blanc, comprenant les myoseptes, du fond de l'image et des autres composantes : la peau, le muscle rouge et les tissus adipeux de périphérie. Nous réalisons cette extraction par un seuillage automatique sur l'histogramme de la composante colorimétrique a^* par la méthode d'Otsu (1979), qui détermine le seuil correspondant au maximum de la variance interclasse de l'histogramme de l'image a^* (figure 26).

Figure 26 : Segmentation de la chair : muscle blanc et myoseptes



III.3.2.2. Segmentations des myoseptes

Dans une deuxième étape, pour l'extraction des myoseptes du muscle blanc, trois méthodes de segmentation ont été testées :

- une méthode de type recherche de transition (dénommée Profil) permet d'extraire les contours des myoseptes sur la composante L^* des images. En effet, il existe une forte transition entre les valeurs L^* des myoseptes et du muscle blanc. Aussi, par une méthode d'extraction du maximum du gradient (basée sur un filtre récursif d'après la méthode de Shen et Castan (1992) appliquée sur les lignes diagonales de l'image L^* , on obtient un masque des myoseptes (figure 27).

Figure 27 : Segmentation des myoseptes par la méthode du calcul du maximum du gradient sur les lignes diagonales de l'image L^*



- une méthode (dénommée Kmean) de segmentation de deux régions muscle blanc et myoseptes permet également d'extraire les surfaces correspondant aux myoseptes. Elle est basée sur la méthode du plus proche voisin, et est appliquée sur l'image constituée des composantes colorimétriques a^* et b^* (figure 28).

Figure 28 : Segmentation des myoseptes par la méthode du Kmean



La validation de ces méthodes de segmentation des myoseptes est difficile à réaliser et ne peut se faire que visuellement. Les deux premières méthodes ne donnant pas entière satisfaction, nous avons défini une troisième méthode qui est l'intersection des surfaces obtenues par les premières méthodes (Kmean&Profil).

III. 3. 2. 3 Segmentation des tissus de périphérie de la darne :

Les tissus adipeux de périphérie, les muscles rouges et l'arrête centrale sont extraits du fond et de la peau sur l'image de saturation $C^* = \sqrt{a^{*2} + b^{*2}}$.

Dans l'image C^* filtrée par un filtre médian, les tissus adipeux de périphérie, les muscles rouges et l'arrête centrale sont extraits par un seuillage fixe et par une analyse des composantes (figure 29).

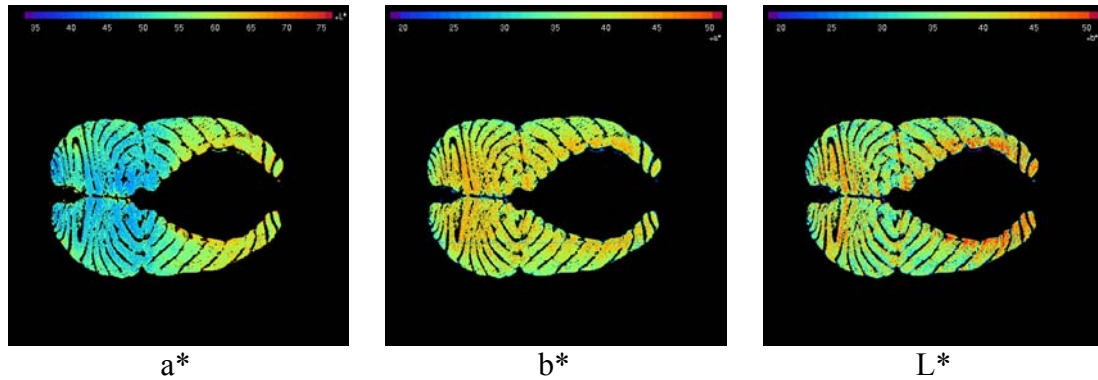
Figure 29 : Segmentation des tissus adipeux de périphérie, des muscles rouges et de l'arrête



III.3.2.4 Cartographie de la couleur de la chair

Par ailleurs la distribution de la couleur du muscle blanc peut être représentée sur les 3 plans L^* , a^* , b^* (figure 30) en fausses couleurs. Les valeurs faibles sont représentées en bleu, les valeurs fortes en rouge.

Figure 30 : Distribution de la couleur sur les plans L^* , a^* , b^*



III.3.2.5 Détermination automatique de zones morphologiques :

Des traitements basés sur des points caractéristiques de la darne (arête, milieu du muscle rouge, épine dorsale, etc.) ont été élaborés de façon à définir automatiquement des zones morphologiques dans la darne (figure 31).

Figure 31 : Les 12 zones morphologiques détectées automatiquement.



III.3.3. Mesures obtenues par vision numériques :

III.3.3. 1. Mesures de la couleur

La couleur du muscle blanc (comprenant ou non les myoseptes) est mesurée sur l'ensemble de la darne en coordonnées colorimétriques L^* , a^* , b^* , H^* (teinte), C^* (saturation).

Variables	Descriptif
L*	Valeur moyenne de L* sur l'ensemble du muscle blanc et des myoseptes
a*	Valeur moyenne de a* sur l'ensemble du muscle blanc et des myoseptes
b*	Valeur moyenne de b* sur l'ensemble du muscle blanc et des myoseptes
C*	Valeur moyenne de C* (saturation) sur l'ensemble du muscle blanc et des myoseptes
H*	Valeur moyenne de H* (teinte) sur l'ensemble du muscle blanc et des myoseptes
L* chair	Valeur moyenne de L* sur le muscle blanc sans les myoseptes
a* chair	Valeur moyenne de a* sur le muscle blanc sans les myoseptes
b* chair	Valeur moyenne de b* sur le muscle blanc sans les myoseptes
C* chair	Valeur moyenne de C* (saturation) sur le muscle blanc sans les myoseptes
H* chair	Valeur moyenne de H* (teinte) sur le muscle blanc sans les myoseptes

Tableau 5 : Définition des paramètres mesurés

Des mesures sont obtenues par darne sur la darne entière et sur les 12 zones de la figure 9 et leur dénomination est la suivante (tableau 6).

VDiN où :

V = variable mesurée		Di =darne étudiée	N = partie de la darne étudiée
L	valeur moyenne de L* du muscle blanc et des myoseptes	A1	De 1 à 12
a	valeur moyenne de a* du muscle blanc et des myoseptes	A4	
b	valeur moyenne de b* du muscle blanc et des myoseptes	B1	
		B3	
		B5	
		C3	

Tableau 6 : Dénomination des mesures par darne et sur les 12 zones étudiées.

III.3.3.2. Mesures des surfaces des myoseptes :

Les surfaces de myoseptes sont mesurées sur l'ensemble de la darne, pour les différentes méthodes de segmentation Profil, Kmean, Kmean&Profil (tableau 7).

variables	Descriptif
Kmean	surface des myoseptes par la méthode Kmean sur les images a*, b*
Profil	surface des myoseptes par la méthode du maximum du gradient sur les diagonales des images L*
Kmean & Profil	surface des myoseptes résultante de l'intersection des surfaces des méthodes Kmean et Profil

Tableau 7 : Méthodes de segmentation Profil, Kmean, Kmean&Profil.

Les mesures sont obtenues par darne sur les 12 zones de la figure 28 et leur dénomination est la suivante :

VDiN où :

V = variable mesurée	contenu de la variable	Di =darne étudiée	N = partie de la darne étudiée
K	surface des myoseptes par la méthode Kmean	A1	De 1 à 12
P	surface des myoseptes par la méthode du maximum du gradient sur les diagonales des images L	A4	
A	surface des zones adipeuses de périphérie, du muscle rouge, et de l'arête	B1	
		B3	
		B5	
		C3	

Tableau 8 : Caractères de surface mesurés selon les méthodes de segmentation Profil, Kmean, Kmean&Profil.

III.3.3.3. Mesures des surfaces des tissus de périphérie

Les surfaces des zones adipeuses de périphérie et des muscles rouges sont mesurées et rapportées à la surface de la darne (tableau 9).

surfaces des zones adipeuses de périphérie relativement à la surface de la chair	
variables	descriptif
gras ventre	surface des tissus adipeux au bas de la partie ventrale
rouge droit	surface du muscle rouge droit
rouge gauche	surface du muscle rouge gauche
ventre droit	surface des tissus adipeux de la partie ventrale droite
gras dos	surface des tissus adipeux de la partie dorsale
ventre gauche	surface des tissus adipeux de la partie ventrale gauche
arête	surface des tissus adipeux et de l'arête

Tableau 9 : Dénomination des surfaces des tissus de périphérie mesurés selon les méthodes de segmentation Profil, Kmean, Kmean&Profil.

Des mesures sont obtenues par darne sur les 12 zones de la figure 31 et leur dénomination est la suivante :

VDiN où :

V = variable mesurée		Di =darne étudiée	N = partie de la darne étudiée
A	surface des zones adipeuses de périphérie, du muscle rouge, et de l'arête	A1	De 1 à 12
		A4	
		B1	
		B3	
		B5	
		C3	

Tableau 10 : Dénomination des surfaces des tissus de périphérie intra-darne mesurés selon les méthodes de segmentation Profil, Kmean, Kmean&Profil.

III.4. Mise au point et validation des mesures de grandeurs morphologiques internes

A partir des images de darnes obtenues par IRM ou par vision numérique, des mesures de longueurs et de surfaces ont été réalisées sur écran pour tester la possibilité d'effectuer ce type de mesures et de corrélérer certaines d'entre elles avec les mesures réalisées par ultrasons. Les caractères respectivement mesurées en vision numérique ou sur images IRM sont différenciés selon les lettres « V » pour vision et « I » pour IRM.

III.4.1. Choix de darnes et saisie des données

Parmi les 15 darnes disponibles, les darnes trop proches de la tête présentent une formation musculaire fortement hétérogène. De plus, beaucoup subissent l'influence de l'implantation des nageoires. Ceci perturbe les mesures jusqu'à les rendre parfois impossibles (ex : aire des faisceaux ventraux, largeur du tissu gras ventral,...). Enfin, la zone C voit la fin de la cavité abdominale, ce qui interdit d'autres mesures (largeur musculaire et lipidique périviscérale,...). Au regard de ces critères, il a été choisi deux darnes pour leur apparente netteté. Les darnes A4 et B3, la distinction entre muscle et tissu gras est plus apparente que sur les autres darnes. Les mesures réalisées sont représentées dans les deux figures suivantes.

III.4.2. Répétabilité des mesures

Pour déterminer l'acuité des mesures de distance et d'aires dans les darnes, cinq classes de poids sont définies. Dix truites ont été choisies selon leur représentation dans chacune des classes. En vision numérique, les 18 mesures sont effectuées en 5 réplicats, chacun réalisé une fois l'ensemble du premier accompli, pour les 10 truites soit les 20 darnes A4 et B3. Ainsi, l'opérateur ne peut établir de mémoire visuelle des darnes et le biais consécutif sur les mesures est éliminé.

Étant donné que les mesures de distances en IRM sont réalisées dans des conditions fortement similaires aux mesures vision, la répétabilité a été faite sur 5 truites, parmi celles choisies précédemment. Les réplicats sont établis de la même façon que pour les images vision et ce pour les mêmes raisons.

La première étape a visé à déterminer la part d'un et deux pixels (%Pixel) dans les mesures IRM et vision numérique. Pour cela les dimensions moyennes du pixel (longueur, largeur et diagonale) sont calculées afin d'estimer une erreur possible dans toutes les directions du plan. Pour les mesures d'aire, les dimensions sont élevées au carré. Cette proportion doit augmenter quand la distance mesurée diminue.

$$\%Pixel = 100 \times \left(\frac{[\text{longueur} + \text{largeur} + \text{diagonale}] / 3}{\text{distance moyenne mesurée}} \right)$$

Il est établi un coefficient de variation (CV%) sur les 5 réplicats faits pour chaque mesure. CV%repet est pour chacune d'elle, la moyenne des CV sur les dix truites choisies pour la répétabilité. CV%repet sera comparé pour les deux darnes.

$$\%CV_{\text{repet}} = 100 \times \left(\frac{\text{écart-type } \sigma \text{ des mesures de répétabilité}}{\text{moyenne}} \right)$$

Zone ventrale

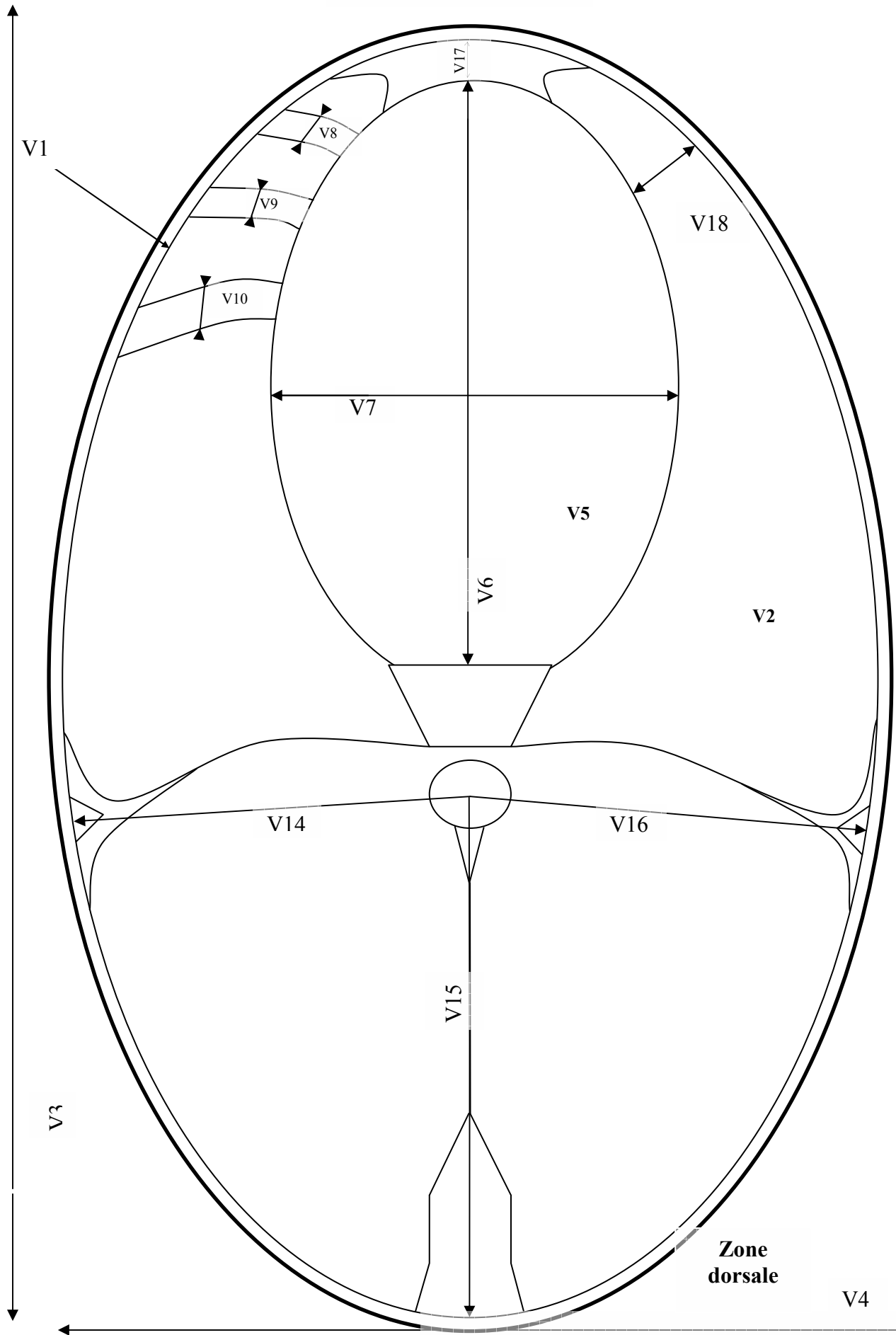


Fig 32 : Mesures effectuées en vision numérique

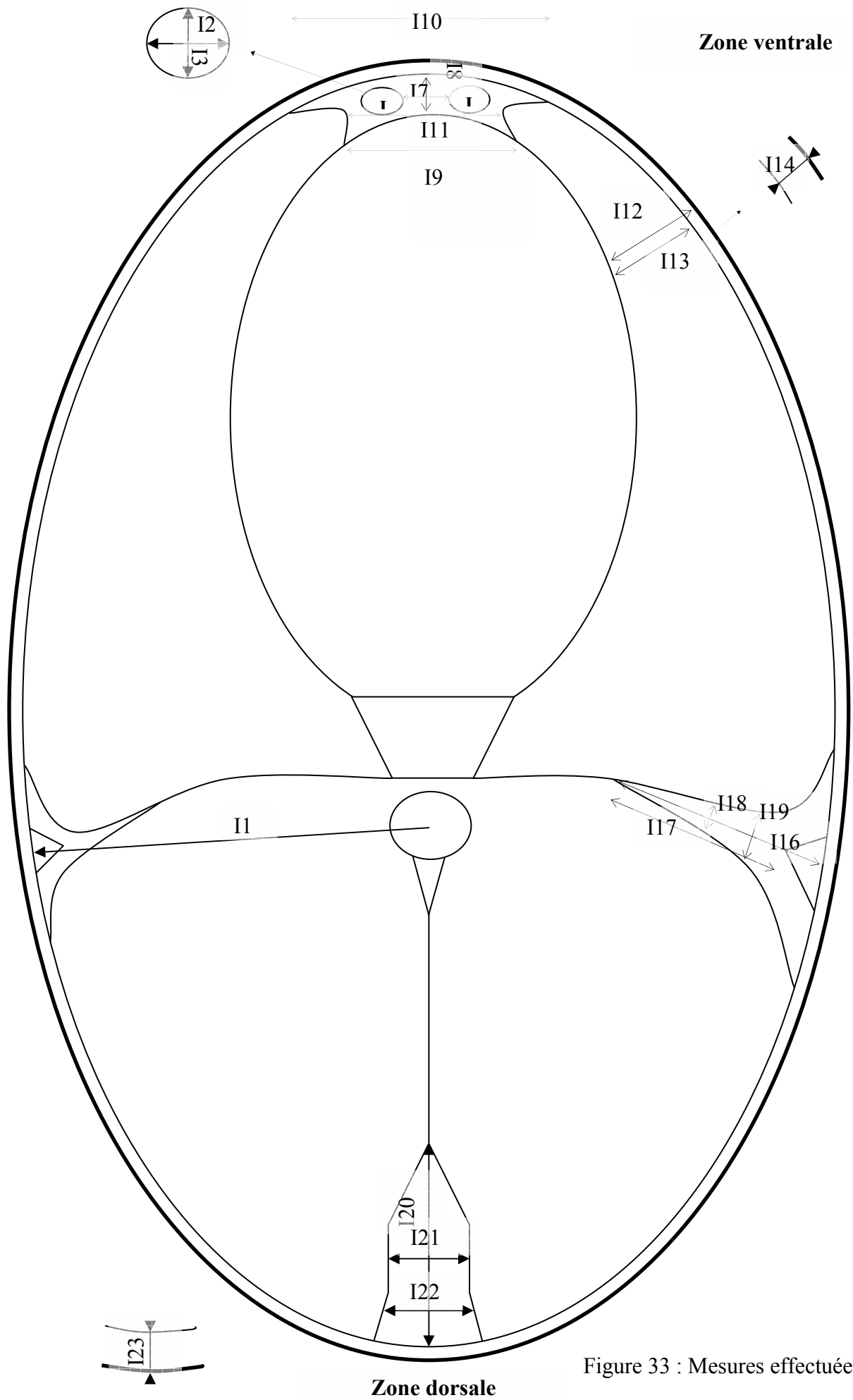


Figure 33 : Mesures effectuées en IRM

Pour savoir si l'incertitude de mesure s'explique effectivement par leur grandeur, les paramètres %Pixel et CV%repet seront corrélés en vision numérique sur les deux focales et en IRM.

Par ailleurs, dans le but de connaître la part de la variabilité de chaque mesure observée dans la population (représentée par le coefficient de variation CV%pop) qui s'explique par l'incertitude de mesure (CV%repet), ces deux coefficients seront également corrélés.

$$\%CV_{pop} = 100 \times (\text{écart-type } \sigma \text{ de l'ensemble des mesures} / \text{moyenne})$$

L'étape suivante consiste à déterminer si les %écarts aux témoins calculés entre traitements (régime alimentaire et sélection) sont amplifiés par l'incertitude de mesure.

$$\text{Exemple pour la mesure V2 : \%Ecart} = 100 \times (V2_{R26} - V2_{R16}) / V2_{R16}$$

Enfin, afin de comparer les écarts bruts entre traitements aux erreurs effectuées, il sera déterminé pour chaque mesure et pour chaque darne, l'erreur relative standard, qui définit les bornes de l'intervalle de confiance à 95%.

$$Er = t(0.05, n) \times (\sigma / (n^{1/2}))$$

t est la valeur des tables de Student pour 5% d'erreur et pour l'effectif n, σ est l'écart-type des données pour chaque mesure et pour chaque darne.

Er sera comparé aux moyennes recueillies dans le but de retenir les mesures fiables permettant l'interprétation.

Pour comparer les deux techniques, les mesures de la largeur du tissu gras ventral V17 et I8 seront corrélées.

Le tableau 11 montre que l'impact d'une erreur de 1 ou 2 pixels dans la saisie (%Pixel) influe plus sur les petites mesures : largeur des myoseptes en vision numérique, forme et écartement des faisceaux ventraux en IRM.

Les mesures réalisées en gras sous cutané au niveau périviscéral, au bord du muscle rouge ou au niveau dorsal sont également de petite dimension, de l'ordre de quelques pixels. Par contre, sur les mesures V1 à V7, V14 à V18, I1, I4 et I15, une erreur de saisie de 2 pixels représente moins de 5% de la moyenne mesurée.

1 Pixel				
Mesure	Focale 1	Focale 2	Mesure	Pixels IRM
V1	0,1%	0,1%	I1	1,34%
V2	0,0%	0,0%	I2	15,02%
V3	0,3%	0,3%	I3	14,06%
V4	0,5%	0,5%	I4	1,34%
V5	0,0%	0,0%	I5	13,82%
V6	0,7%	0,7%	I6	15,36%
V7	1,2%	1,1%	I7	28,44%
V8	35,6%	33,5%	I8	8,74%
V9	33,3%	31,3%	I9	7,24%
V10	32,2%	30,3%	I10	3,82%
V11	36,2%	34,0%	I11	5,42%
V12	34,5%	32,4%	I12	4,6%
V13	20,3%	19,1%	I13	5,3%
V14	1,1%	1,0%	I14	51,62%
V15	0,7%	0,7%	I15	2,44%
V16	1,1%	1,0%	I16	8,8%
V17	3,7%	3,5%	I17	13,78%
V18	3,1%	2,9%	I18	22,54%
			I19	11,28%
			I20	5,28%
			I21	9,86%
			I22	6,34%
			I23	50,42%
2 pixels				
V1	0,2%	0,2%	I1	2,7%
V2	0,0%	0,0%	I2	30,0%
V3	0,6%	0,5%	I3	28,1%
V4	1,0%	1,0%	I4	2,7%
V5	0,1%	0,0%	I5	27,6%
V6	1,5%	1,4%	I6	30,7%
V7	2,3%	2,2%	I7	56,9%
V8	71,2%	66,9%	I8	17,5%
V9	66,5%	62,5%	I9	14,5%
V10	64,4%	60,5%	I10	7,6%
V11	72,4%	68,0%	I11	10,8%
V12	69,0%	64,8%	I12	9,2%
V13	40,6%	38,2%	I13	10,6%
V14	2,2%	2,0%	I14	103,2%
V15	1,4%	1,3%	I15	4,9%
V16	2,1%	2,0%	I16	17,6%
V17	7,5%	7,0%	I17	27,6%
V18	6,1%	5,8%	I18	45,1%
			I19	22,6%
			I20	10,5%
			I21	19,7%
			I22	12,7%
			I23	100,9%

Tableau 11 : Impact de l'erreur de mesure d'un deux pixels en vision numérique (Focale 1 et 2) et en IRM en % de la mesure

Le tableau 12 consigne les mesures dont le CVRepet est inférieur à 6%.

<i>Mesures</i>	<i>CV%repet A4</i>	<i>Mesures</i>	<i>CV%repet B3</i>
V1	0,08	V1	0,13
V2	0,21	V2	0,24
V3	0,44	V3	0,30
V4	0,67	V4	0,36
V16	0,68	V15	0,50
V5	0,69	V14	0,52
V15	0,73	V16	0,56
I15	0,85	V6	1,55
V17	1,26	V7	1,55
I12	1,51	V17	1,62
I9	1,54	V18	1,78
V7	1,59	V5	1,94
V6	1,76	I11	4,63
I11	2,24	I8	5,35
I10	2,30		
I6	2,86		
V18	3,26		
I8	4,05		
I21	4,14		
I5	4,51		
I3	4,63		
I20	4,99		

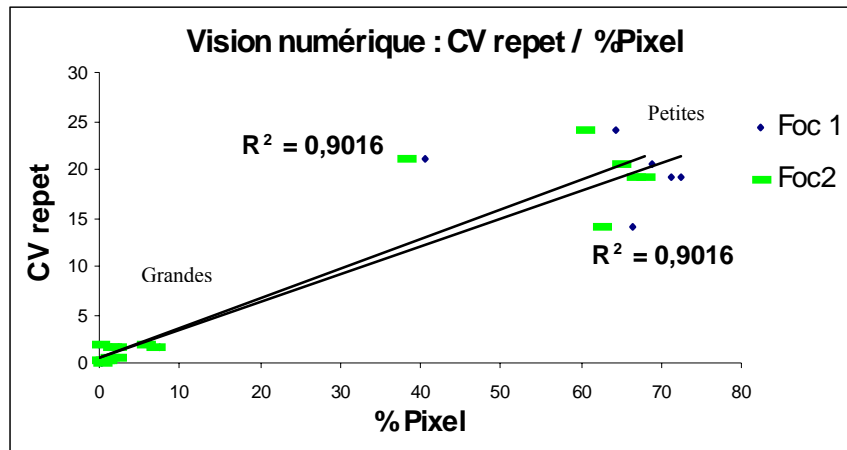
Tableau 12 : Mesures présentant des CV de répétabilité <6% (Les mesures communes à A4 et B3 ont été mises en gras)

Sous cette condition, sur la darne A4, 22 mesures présentent un coefficient de variation de moins de 5% dont 11 en vision numérique et 11 IRM. Lorsque la darne se rétrécit en B3, il ne reste plus que 13 mesures de ce type, dont une seule est de type IRM.

La majorité des mesures au CV%repet<5% en B3 se retrouvent en A4. Il s'agit des mesures d'aires effectuées sur l'ensemble de la darne (niveau sous-tégumentaire V1 et V2), sur la cavité abdominale (V3), et des mesures de diamètre (Hauteur V4, V7 et largeur V3, V6) qui en découlent. Il s'agit également des mesures de la dimension du muscle se trouvant au dessus (V15) et à droite (V16) de l'axe vertébral. La mesure de l'épaisseur du tissu gras ventral (V17) et de la plus fine épaisseur de tissu périviscéral (V18). Seule la mesure par IRM de la distance moyenne entre les myomères ventraux est précise pour les deux darnes. La mesure IRM qui correspond à V17 est assez satisfaisante, son CV restant inférieur à 6% pour A4 et B3.

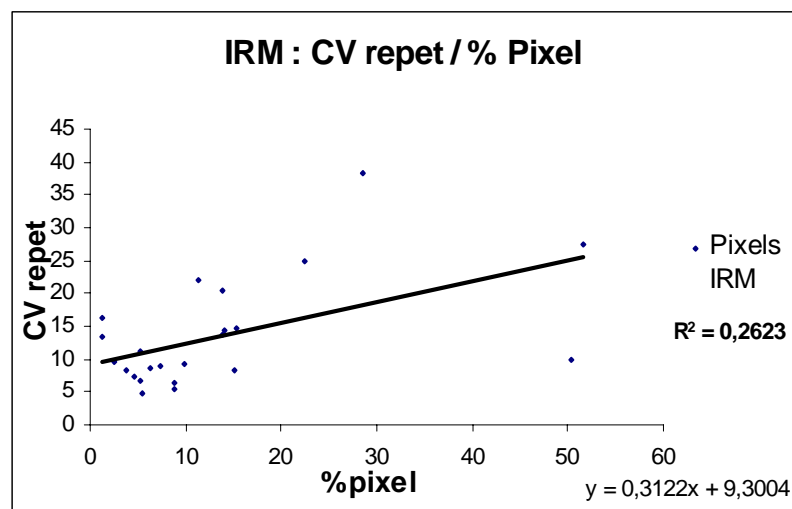
La figure 34 montre la corrélation linéaire positive ($r^2=0.90$) entre %Pixel et CV%repet pour les mesures en vision numérique, qui n'est de plus pas affectée par les 2 focales utilisées lors de l'acquisition des images de vision numérique. Ainsi, 90% du CV moyen de répétabilité s'explique par la contribution du pixel à la mesure. Les acquisitions les plus grandes sont bien les plus répétables.

Figure 34 : Importance de la taille relative des pixels dans les mesures sur la précision des mesures réalisées en vision numérique.



En IRM (figure 35), la corrélation est mauvaise ($r^2=0.26$), ce qui suppose que l'incertitude de mesure semble affectée par d'autres paramètres.

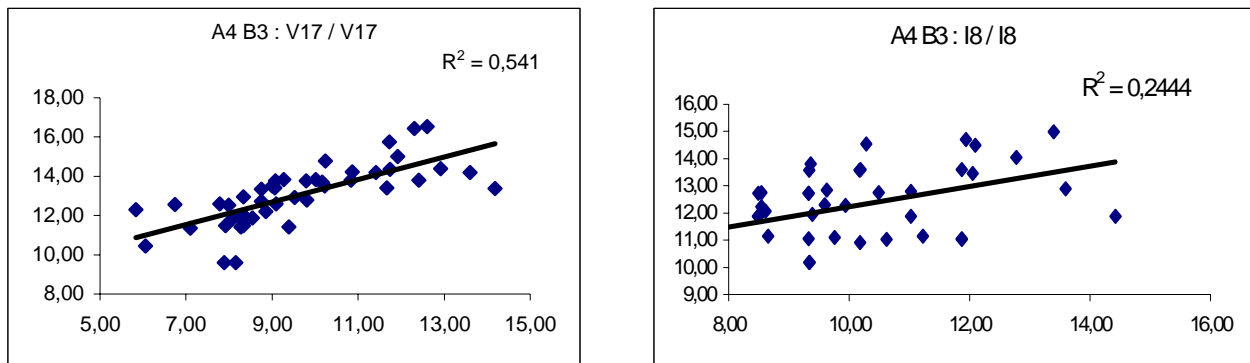
Figure 35 : Importance de la taille relative des pixels dans les mesures sur la précision des mesures réalisées en IRM.



Une part importante de la variabilité observée dans la population s'explique par l'incertitude des mesures. Cette relation est plus forte en B3 ($r^2=0.69$) où les distances sont globalement plus faibles qu'en A4 ($r^2=0.44$)

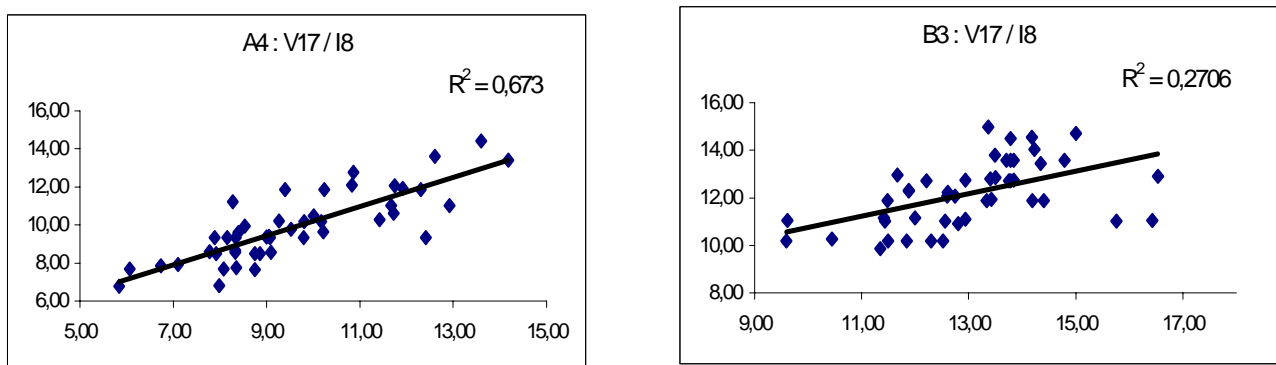
Les figures 36 (a et b) comparent les corrélations entre les darnes A4 et B3 de la mesure des paramètres V17 et I8.

Figure 36 : a. Corrélation interdarne pour le critère V17. b. Corrélation interdarne pour le critère I8.



Les deux graphiques suivants indiquent pour les deux darnes A4 et B3 la nature des corrélations entre les mesures du même caractère en fonction des méthodes de mesure en vision numérique ou par IRM.

Figure 37 : Corrélation entre caractères V17 et I8 en fonction des darnes A4 ou B3



La relation entre les deux types de mesure ($r^2=0.67$) est meilleure dans la darne A4.

La corrélation entre la largeur du tissu gras ventral de la darne A4 et B3 est meilleure ($r^2=0.54$) lorsqu'elle est mesurée en vision numérique qu'en IRM ($r^2=0.24$). Les mesures faites en vision numérique sur ce paramètre seraient ainsi à privilégier.

Sur aucune des darnes les mesures communes aux deux techniques (V17, I8; V14, I15) ne laissent apparaître de différences significatives au seuil de 5%.

Seules les mesures en vision numérique et en IRM seront discutées ici :

- En vision numérique, l'incertitude des mesures provient surtout de la taille des paramètres, avec des erreurs possibles de l'ordre du pixel. Ce manque de répétabilité accroît la variabilité observée dans la population et les écarts calculés entre les différents traitements. Les distances observées en vision étant souvent importantes, beaucoup de mesures sont répétables, en comparaison de l'IRM. Elles sont aussi plus discriminantes et plus fréquentes en A4, qui est plus grande que B3.
- En IRM, l'erreur de saisie ne s'explique pas uniquement par la dimension des paramètres, elle amplifie également la variabilité et les écarts entre traitements. Ces mesures sont souvent peu répétables et peu discriminantes. La darne B3 semble passer en dessous du seuil de discrimination vis à vis de nombreuses mesures IRM. Ce manque de répétabilité pourrait avoir différentes causes : d'une part, les dimensions mesurées sont souvent plus

petites, d'autre part, la détermination de la limite entre tissu musculaire et adipeux s'appuie sur des seuils de signaux de radiofréquence qui ne sont pas parfaitement normalisés dans l'ensemble de l'image IRM. De plus, cette matrice de pixels provient de l'intégration d'un volume de coupe, qui laisse souvent apparaître des bandes intermédiaires entre muscle et tissu gras et rend leur délimitation parfois ambiguë.

Quelles que soit la technique, les mesures répétables (CV%repet faible) ne modifient pas de façon linéaire la variabilité observée dans la population ni les %écarts calculés entre traitements. D'apparence plus fiable, elles discriminent plus souvent les écarts bruts entre classes de régime et de sélection, permettant ainsi les interprétations.

Les mesures de la circonférence et de l'aire sous-cutanée de la darne sont les plus grandes et les plus répétables. De même, l'aire de la cavité abdominale est aussi une mesure fiable. Les calculs automatisés de la largeur et de la hauteur de la darne et de cette cavité portent sur de grandes distances et sont aussi répétables. De plus l'écart observé entre les traitements est le plus souvent bien supérieur à l'erreur de saisie. Ces paramètres fiables, faciles à acquérir peuvent être utilisés pour corriger le problème de l'allométrie des données de biométrie dans la darne.

Les mesures de la largeur du tissu gras et de l'écartement des myomères ventraux sont répétables et leur erreur est moins grande que les écarts entre traitements, en A4 comme en B3. L'aire des faisceaux musculaires est facile à acquérir, mais les données de diamètres caractérisant leur aplatissement, quoique automatisées, semblent moins fiables étant donnée la faible dimension des faisceaux. La mesure de la distance qui les sépare porte souvent sur un ou deux pixels, ce qui diminue sa répétabilité. Cette mesure est fréquemment discriminante vis à vis des traitements dans la darne A4 mais jamais en B3.

La largeur des myoseptes est une mesure plus répétable en A4, mais elle reste moins précise car une erreur d'un pixel lors de la saisie constitue près du tiers de la moyenne. Cependant, cette mesure peut discriminer les différences dues au régime alimentaire. La mesure de l'épaisseur (muscle + lipide sous-tégumentaire) périviscérale est plus fiable en vision numérique qu'en IRM excepté en A4 où l'incertitude de mesure est comparable. Le principal problème rencontré lors de l'acquisition est la détermination invariante de l'axe de mesure. L'épaisseur du tissu lipidique qui recouvre le muscle est une donnée quasiment constante et de très faible dimension, ce qui invalide la mesure par les deux techniques testées. Il en va de même au niveau latéral et dorsal.

Les largeurs du muscle latéral gauche et droit sont grandes et leur détermination est aisée. Les mesures en vision numérique et IRM semblent mal corrélées à ce niveau d'analyse. L'acquisition de l'épaisseur du muscle rouge et du lipide qui le recouvre est plus répétable en B3 car cette mesure est plus profonde dans la région postérieure. Les acquisitions de l'écartement du muscle rouge à sa $\frac{1}{2}$ longueur sont très fortement biaisées par l'inclinaison, même légère, de la darne. Ceci est encore amplifié à ses $\frac{3}{4}$. De plus, à cette distance de la pointe du muscle rouge, il recouvre parfois déjà le muscle latéral et la mesure de l'écartement n'est plus accessible. Ces deux points cruciaux sont à prendre en compte si l'on veut caractériser le développement du muscle rouge.

La mesure en vision numérique de la hauteur de chair située au dessus de l'axe vertébral est grande et répétable. Par ailleurs, l'erreur de saisie est souvent inférieure aux différences entre traitements. La hauteur de l'implantation dorsale est plus facile à acquérir en

B3 car la mesure n'est pas gênée par la formation de la nageoire. Cependant même si elles sont imprécises, les mesures en A4 voient de forts écarts en comparaison de l'incertitude de mesure. Les acquisitions de l'écartement de l'implantation se heurtent au problème de l'inclinaison de la darne. Aux $\frac{3}{4}$ de sa longueur, le muscle épineux dorsal tend à s'aplatir ce qui rend la mesure invalide. Le lipide sous-cutané dorsal saisi en IRM n'est pas mesurable de façon fiable en A4 car cette distance, petite, est de plus perturbée par la présence de la nageoire.

Dans un but comparatif, il aurait été souhaitable d'effectuer beaucoup plus de mesures communes aux deux techniques. L'analyse de la qualité des mesures effectuées permet de discuter les effets régime et sélection mis en évidence par les analyses de variance.

IV. Mesures des hétérogénéités de teneur en lipides des darnes évaluées par IRM et effets de l'alimentation et de la sélection

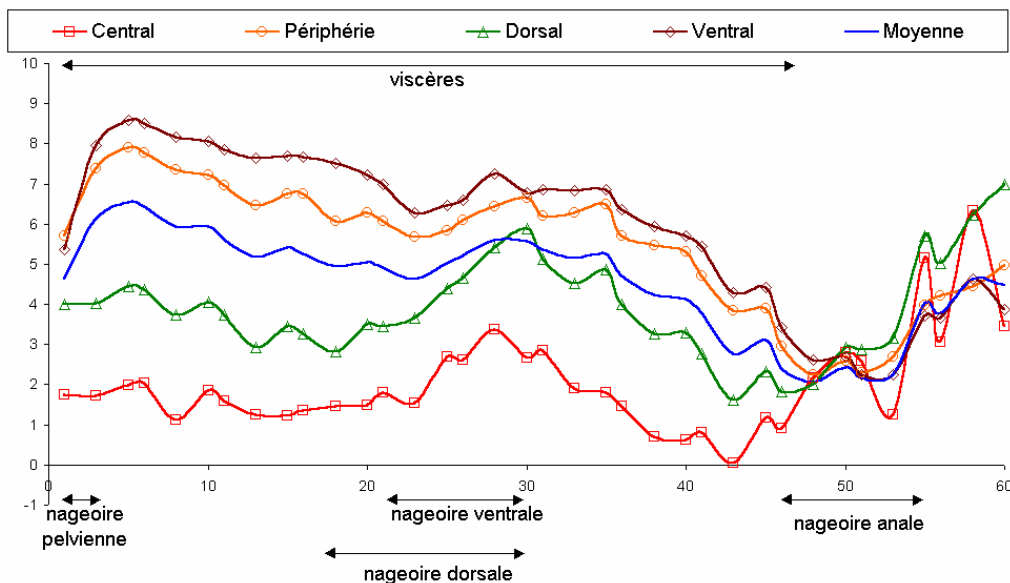
IV. 1. Hétérogénéité intra-darne et antéro postérieure

La figure 38 montre une hétérogénéité intra-darne importante de la teneur en lipides selon les cinq types de zones définies antérieurement (voir chapitre I. 3. 5.), cette hétérogénéité pouvant varier d'un facteur 5 entre le centre et les parties ventrales.

Les niveaux de lipides chutent progressivement selon l'axe antéro-postérieur avec une remontée de toutes les valeurs dans la queue.

Pour les darnes étudiées à proximité des nageoires, une modification des écarts entre les zones est observée avec, en particulier, une augmentation des valeurs en lipides dans les zones dorsale et centrale.

Figure 38 : Taux de lipides par IRM en fonction de la répartition antéro postérieure, de l'implantation des nageoires et de la localisation des viscères pour les différentes positions anatomiques définies par IRM



IV. 2. Effets « Darne », « Régime », « Sélection » sur l'hétérogénéité de la teneur en lipides

Dans le tableau suivant figurent les effets considérés comme significatifs ($p < 0.0001$).

Effets	Somme des carrés	Degrés de liberté	Moyenne de la somme des carrés	F-Ratio
Darne	1043	12.0	86	95
Régime	217	1.0	217	240
Sélection*Série	38	1.0	38	43
Résidus	516			
Total	1877			

Figure 39 : Significativité de l'analyse de variance sur les effets « Darnes », « Régime », interaction.

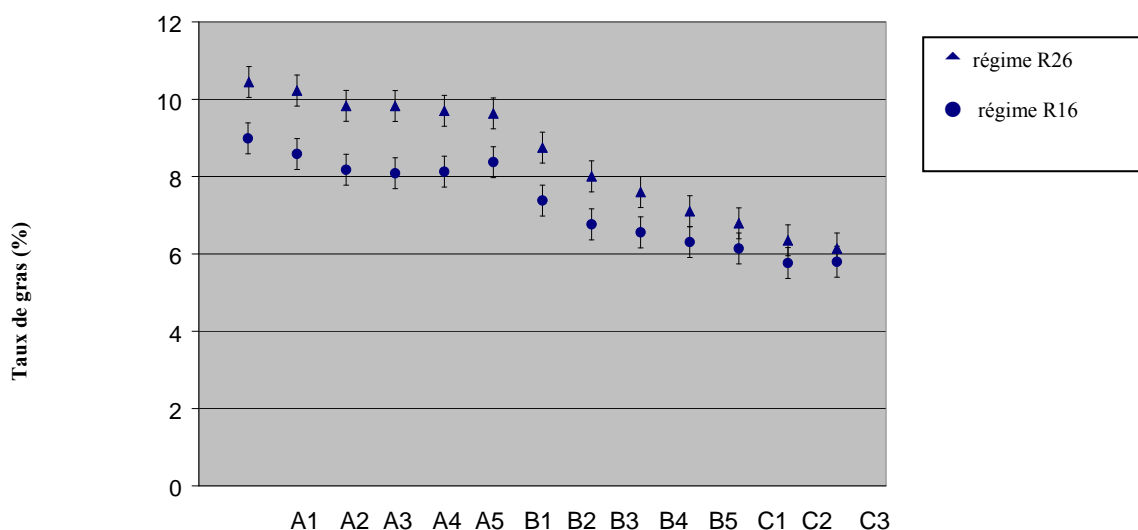
L'effet « Darne » est prédominant. Il est représenté graphiquement figure 42. On observe globalement une diminution du taux de gras lorsque l'on se déplace de la tête vers la queue de l'animal. Cette diminution tend à s'atténuer vers l'extrémité dans une zone correspondant à la proximité de la nageoire caudale.

L'effet « Régime » est le second effet observé. Il y a un écart de 1,18 points entre les deux régimes avec un taux de gras supérieur pour les poissons qui ont reçu l'alimentation la plus riche en lipides.

Régime	Moyenne	Limite inférieure 95%	Limite supérieure
R16	7.31	7.20	7.42
R26	8.49	8.39	8.6

Cet effet dépend de la darne considérée (figure 40). Il est plus prononcé pour les darnes A et l'écart entre les deux régimes est très faible lorsqu'on considère les darnes proches de la queue de l'animal. Ainsi, l'effet « régime » est non significatif pour les darnes B5 à C3.

Figure 40 : Effet régime en fonction de la darne



Les effets « Sélection » et « Série » sont significatifs lorsqu'ils sont en interaction. Ils ne sont pas expliqués. Les écarts sont reproduits dans le tableau suivant.

Sélection*Série	Moyenne	Limite inférieure	Limite supérieure
AD+ 1	8.34	8.19	8.49
AD+ 2	7.6	7.44	7.74
AD- 1	7.71	7.56	7.86
AD- 2	7.96	7.81	8.11

IV. 3 Analyses de variance intégrant l'effet « Zone » intradarne

Nous avons étudié les effets suivants :

- Côté : droite ou gauche du poisson
- Zone : numérotées de 1 à 6
- Darne : de A1 à C3
- Régime
- Sélection
- Série

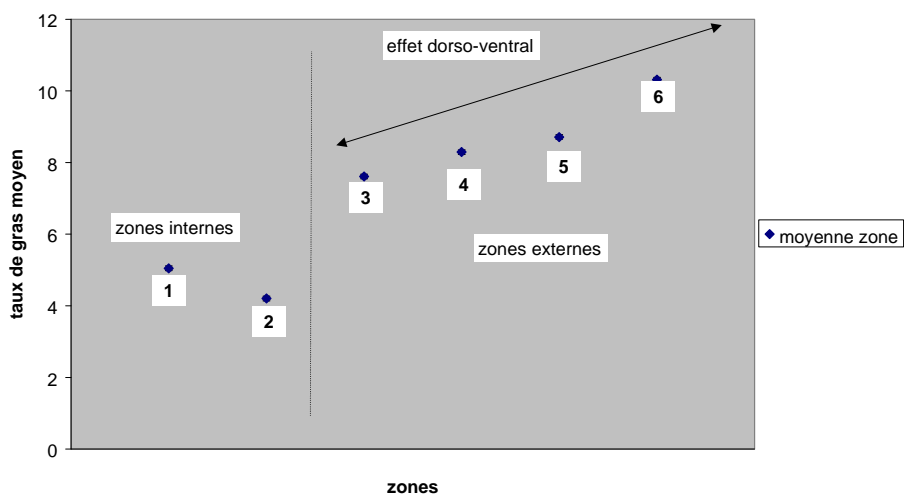
Le tableau suivant récapitule les effets considérés comme significatifs ($p < 0.0001$) :

Effets	Somme des carrés	Degrés de liberté	Moyenne de la somme des carrés	F-Ratio
Zone	33430	5.0	6686	5171
Régime	2223	1.0	2223	1719
Darne	8570	12.0	714	552
Sélection*Série	329	1.0	329	255
Côté	203	1	203	157
Zone*Darne	6845	60.0	114	88
Régime*Série	107	1.0	107	83
Série	104	1.0	104	80
Côté*Zone	297	5.0	59	46
Zone*Régime	171	5	34	26
Darne*Régime	302	12.0	25	19
Zone*Sélection	70	5.0	14	11
Côté*Darne	80	12.0	7	5
Résidus	8939.5			
Total	63982.3			

Tableau 12 : Résultats de l'analyse de variance incluant un effet « Coté ».

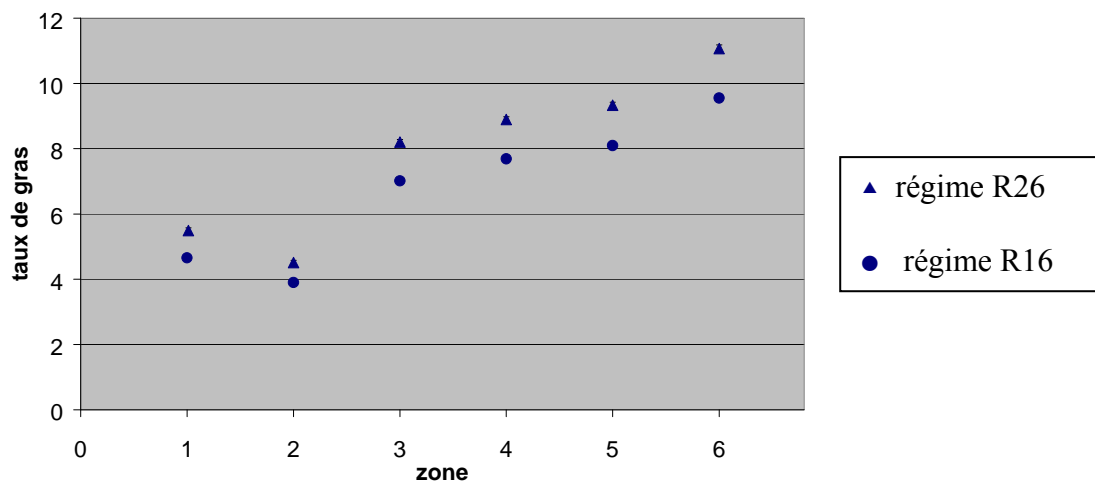
L'effet le plus significatif est l'effet « Zone ». Il est représenté graphiquement figure 41. Les zones 1 et 2 correspondant aux zones situées près de l'arête centrale sont moins grasses que les zones 3 à 6 situées en périphérie. On remarque que la zone 2 est moins grasse que la zone 1. Ceci est expliqué par le fait que cette dernière est connexe à la partie viscérale. L'évolution du taux de gras entre les zones 3, 4, 5 et 6 correspond à un effet dorso-ventral avec un taux de gras nettement plus élevé pour la partie ventrale.

Figure 41 : Taux de gras moyen par zone



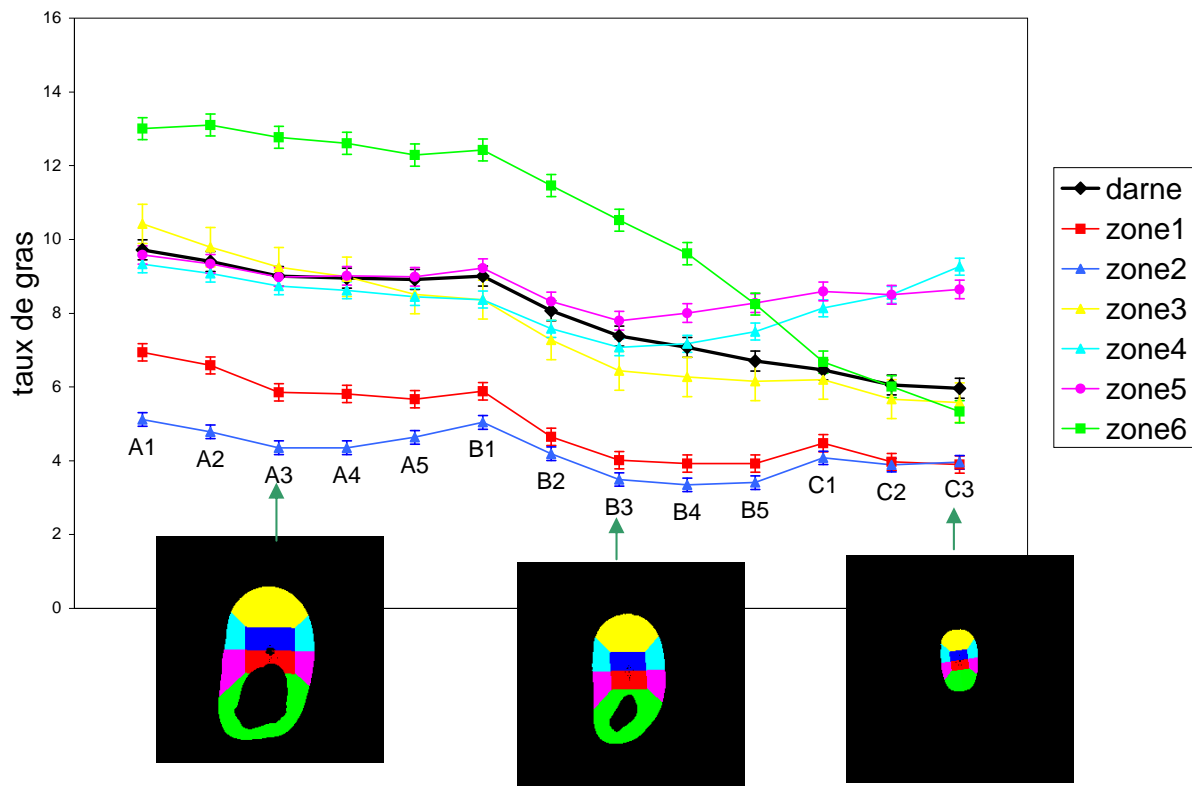
L'effet « Régime » est le deuxième effet observé. Il correspond à l'effet régime observé sur les darnes. Comme le montre la figure 42, cet effet est observé quelque soit la zone avec un écart entre les deux régimes plus faible pour la zone 2 comparée aux autres zones.

Figure 42 : Effet régime en fonction de la zone.



L'effet « Darne » est le troisième effet observé. Il est représenté graphiquement figure 43. Les 6 zones suivent globalement l'évolution de la moyenne de la darne dans la première partie (jusqu'à la darne B3). Ensuite, le taux de gras des zones 4 et 5 a tendance à augmenter lorsqu'on se rapproche de la nageoire caudale. Il est à noter également que les zones 3, 4 et 5 dans la première partie de la courbe, qui correspond à la partie antérieure de l'animal, sont représentatives de la moyenne de la darne.

Figure 43 : Evolution du taux de gras moyen par darne et par zone en fonction des darnes



Il apparaît également un effet « Côté » qui dépend également de la zone considérée. Le côté droit de l'animal est légèrement plus gras que le côté gauche. Cet effet est le plus important pour la zone 4 suivie des zones 5 et 6. Il est à noter qu'il n'est pas significatif pour les zones 1 et 2.

L'effet « Série » n'est pas tout à fait nul, en particulier pour les zones 1, 3 et 6. On retrouve également l'effet croisé « Sélection*Série » observé sur les darnes. Ces deux effets ne sont pas expliqués.

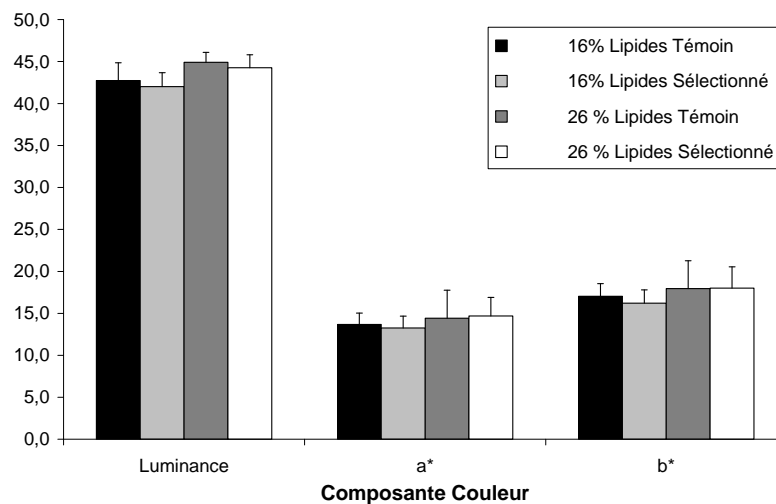
V. Hétérogénéité observée en vision numérique et effets de l'alimentation et de la sélection

V. 1. Effets « Régime » et « Sélection » sur les mesures de la couleur :

La couleur des darnes n'est pas significativement différente entre les poissons témoins et sélectionnés.

La couleur est par contre différente dans les lots nourris avec des régimes à faible et forte teneur en lipides, la luminance L^* et l'indice de teinte rouge a^* étant plus élevé chez les poissons nourris avec de forts taux de lipides que chez les poissons nourris avec des faibles taux de lipides.

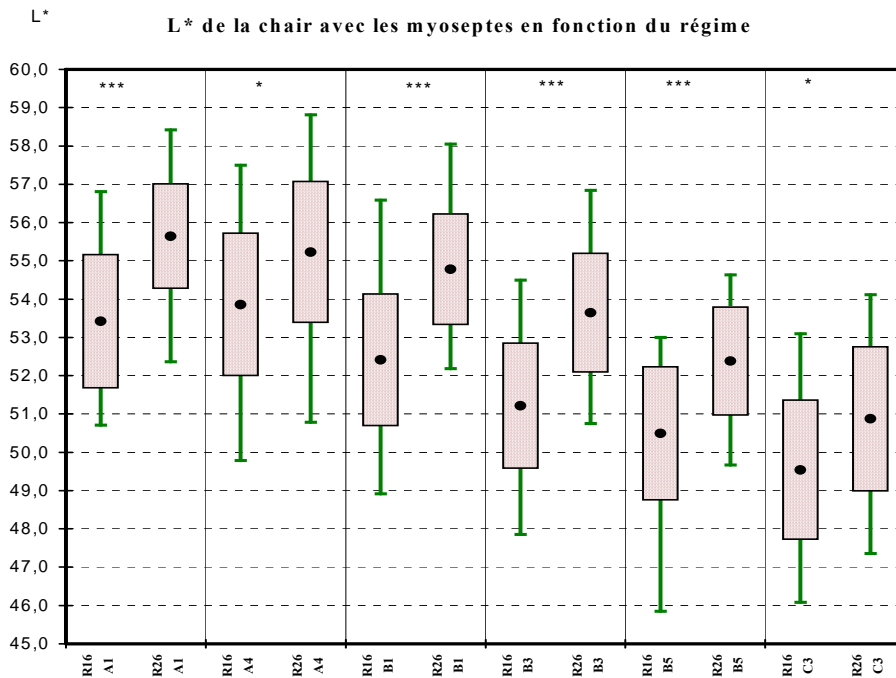
Figure 43a : Composantes chromatiques de la couleur (L^* , a^* et b^*) des darnes de truites fario témoins et sélectionnées (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.



La luminance L^* de la chair incluant les myoseptes des darnes entières (figure 43b) décroît de la darne A1 à la darne C3, la darne A1 étant la plus claire et la darne C3 la plus sombre.

Le régime des animaux a un effet très significatif sur la luminance L^* de la chair incluant les myoseptes des darnes entières (figure 43b). Pour le régime alimentaire R16 pauvre en lipides (16%), la chair des darnes est significativement plus sombre (L^* plus faible) que pour le régime R26 riche en lipides (26%). De la même façon, le régime des animaux a un effet très significatif sur la luminance L^* de la chair seule sans les myoseptes et la sélection un effet beaucoup moins significatif.

Figure 43 : Moyenne +/- écart type de L* de la chair contenant les myoseptes en fonction du régime ● : Moyenne — : Minimum — : Maximum : *** : $p < 0,001$, ** : $0,001 \leq p < 0,01$, * : $0,01 \leq p < 0,05$, ? : $0,05 \leq p < 0,1$.



Les valeurs moyennes de a^* et b^* de la chair comprenant les myoseptes sur les darnes sont à peu près stables entre les darnes A1 à B5 et légèrement plus faibles sur la darne C3. L'effet du régime est non significatif sur les valeurs moyennes de a^* et b^* . (figure 44 et 45). Les conclusions sont identiques sur la chair sans myoseptes.

Figure 44 : Effet du régime sur a* des darnes entières

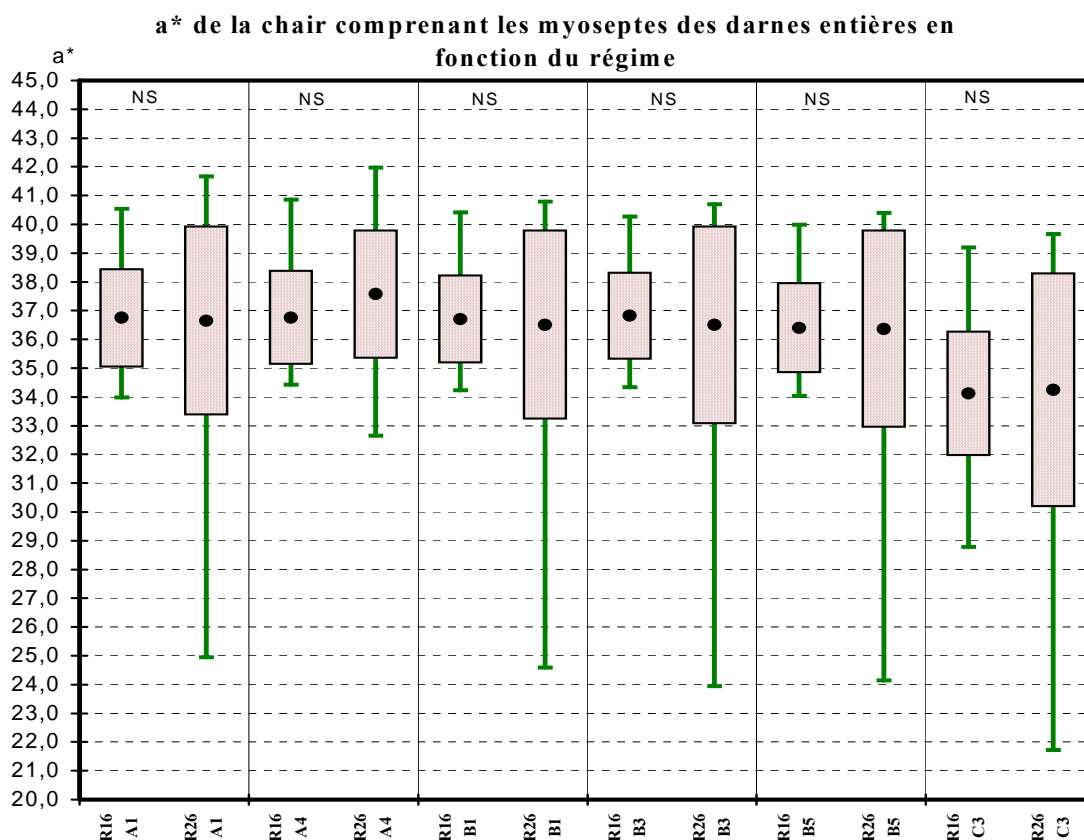


Figure 45 : Valeur de b* de la chair contenant les myoseptes en fonction du régime

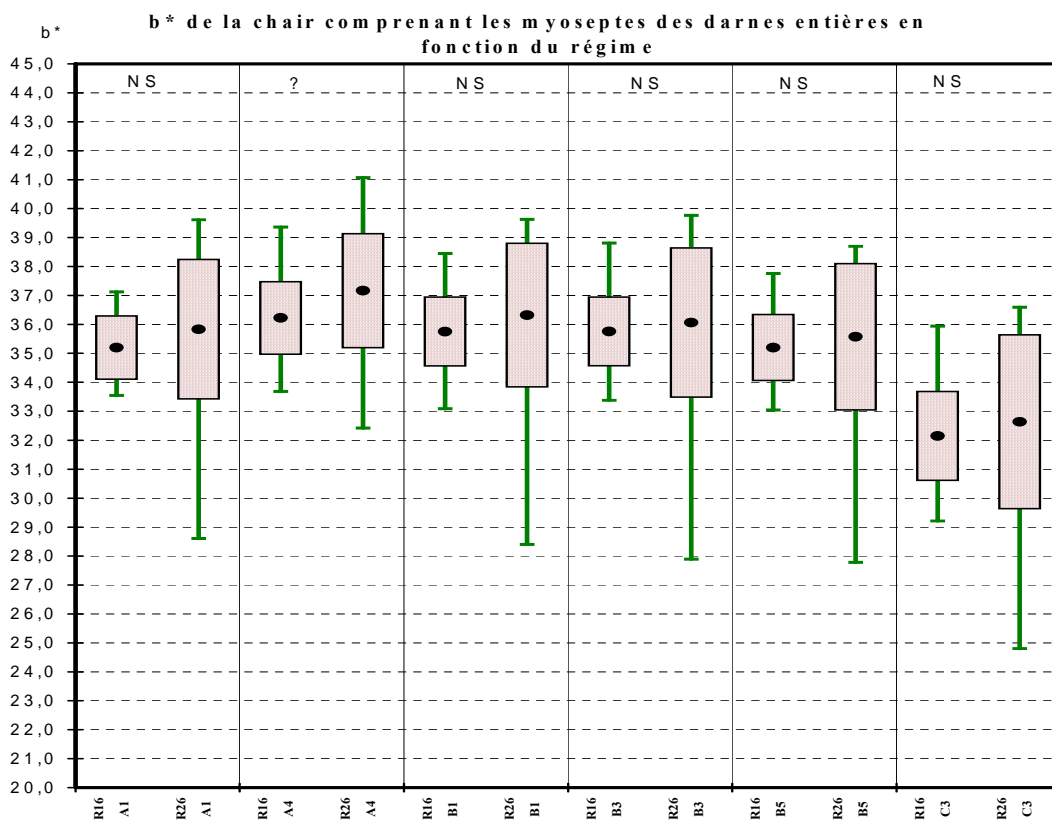


Figure 46 : Valeur de L* de la chair contenant les myoseptes en fonction de la sélection

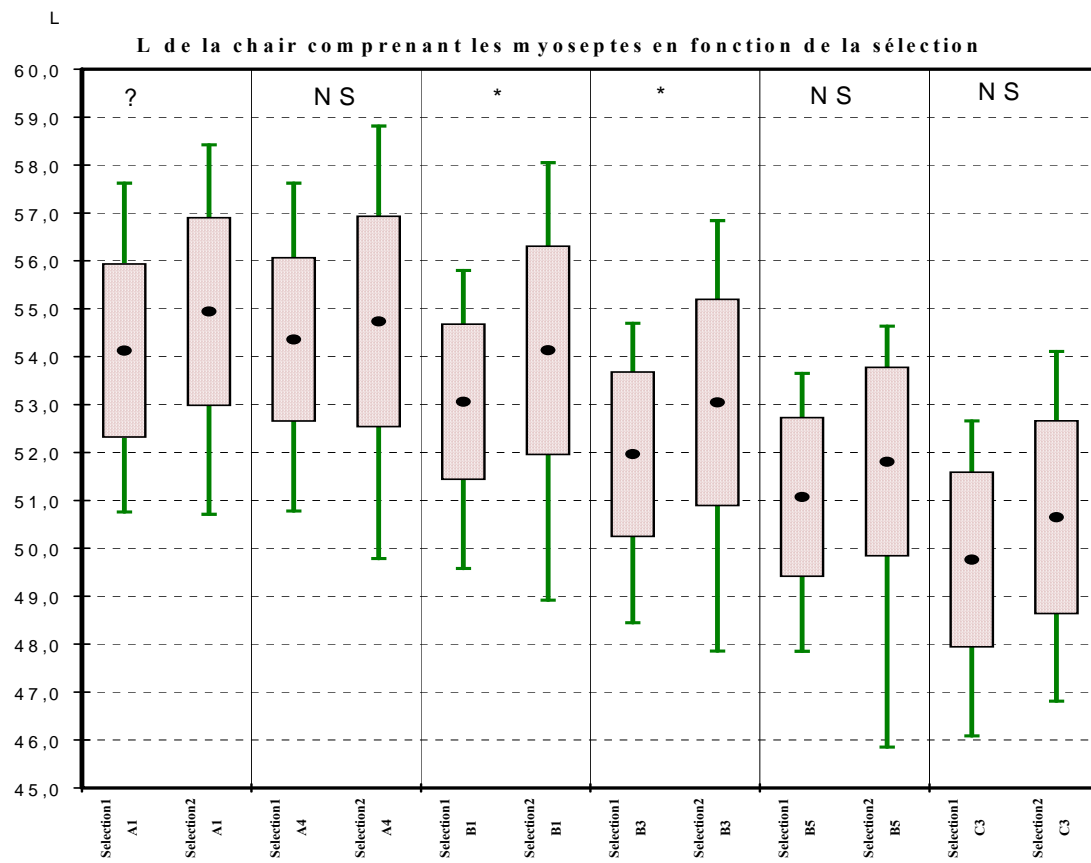
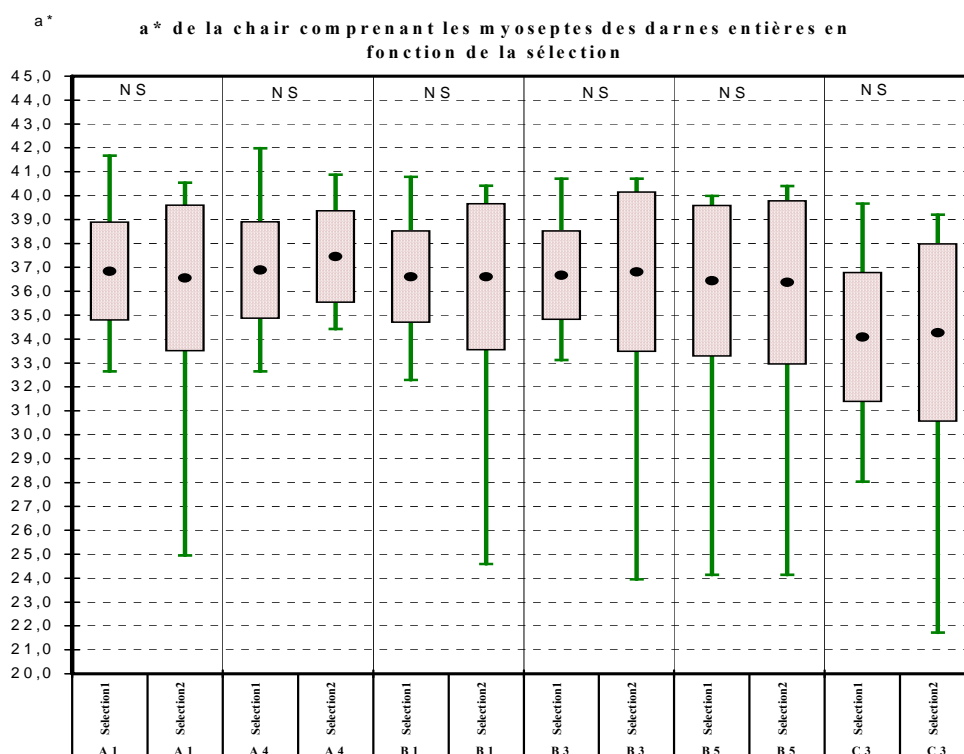
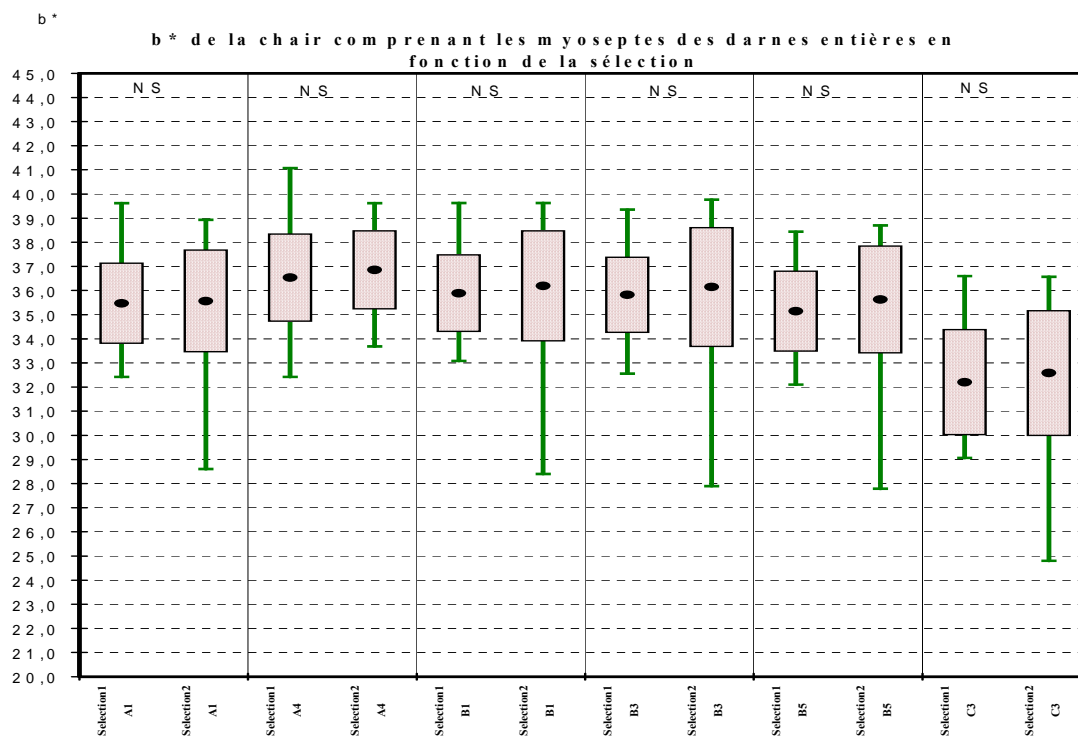


Figure 47 : Valeur de a* de la chair contenant les myoseptes en fonction de la sélection



L'effet de la sélection est beaucoup moins significatif sur L* (figure 46), et non significatif sur a* et b* (figure 47 et 48).

Figure 48 : Valeur de b* de la chair contenant les myoseptes en fonction de la sélection



V. 2. Cartographie de l'hétérogénéité des couleurs

V. 2. 1. Corrélation intradarne

La figure 49 représente les coefficients de corrélation entre les notes de couleur des différentes zones morphologiques. La couleur de la chair dans les différentes zones de la darne (figure 49) sont corrélées entre elles, en particulier les couleurs des zones de la partie dorsale (7, 8, 9, 10) sont très corrélées et on retrouve bien sûr des corrélations dues à la symétrie de la darne.

V. 2. 2 Cartographie de l'hétérogénéité de la teneur en lipide en fonction de quatre classes de couleur :

Pour réaliser les cartographies couleur des images de darnes, nous avons choisi de calculer des surfaces par classe pour chaque composante couleur (L^* , a^* , b^* et C^*). Le choix de la taille et du nombre de classes influence énormément l'interprétation des résultats ; malheureusement, nous n'avons pas de référence pour définir le nombre et les valeurs des seuils qui déterminent les différentes classes. Pour que ce choix ne soit pas trop arbitraire et qu'il soit adapté à la variabilité de nos mesures, nous avons établi les histogrammes de l'ensemble des images de darne (darnes A1, A4, B1, B3, B5 et C3 des poissons 01 à 48 sauf le 24 et le 43) pour chaque composante.

Afin d'éviter d'aboutir à des classes de tailles très différentes, nous avons décidé de retenir les trois seuils correspondant aux quartiles des histogrammes. Pour chaque darne, on obtient donc pour les 4 classes, 4 surfaces correspondantes en pixels qui sont transformées en surfaces relatives par rapport à la surface totale de la darne.

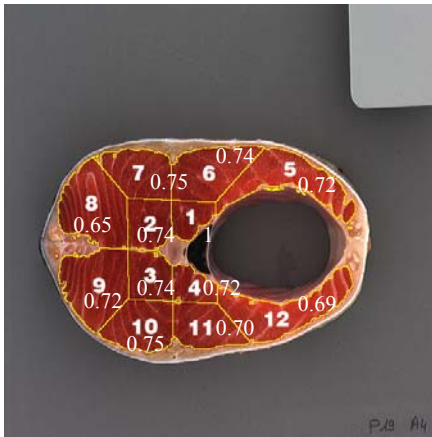
Les surfaces pour les 4 classes sont très significativement différentes en fonction du régime pour L^* , assez significativement différentes sur a^* et non significativement différentes sur b^* et C^* .

Les images segmentées en 4 classes ne sont pas très exploitables (figure 50): en effet, les surfaces de chaque classe ne sont pas connexes, et elles se présentent souvent sous la forme d'un nombre élevé de pixels éparpillés sur l'ensemble de la darne.

La cartographie de la couleur des darnes nécessiterait des développements plus importants de méthodes de traitement d'informations spatialisées pour mieux expliquer la répartition de la couleur sur la darne, en effet la répartition de la couleur est continue et la segmentation couleur n'est pas adaptée pour représenter ce type de phénomène, car on ne trouve pas de transition entre les zones de couleur.

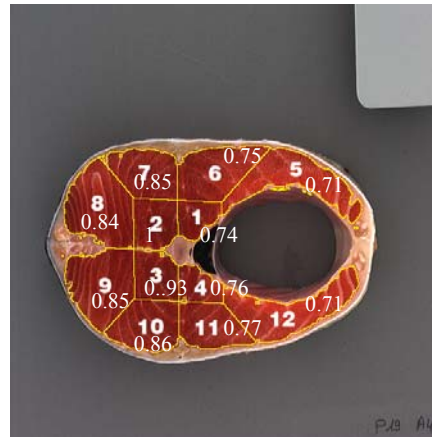
Les seules paramètres que nous serions actuellement capables de présenter sont les pourcentages des 4 classes dans les différentes zones morphologiques, c'est à dire rapprocher le modèle morphologique en 12 zones que nous avons proposé et la classification en 4 classes de couleur, ce qui est très arbitraire et difficile à valider.

Zone 1



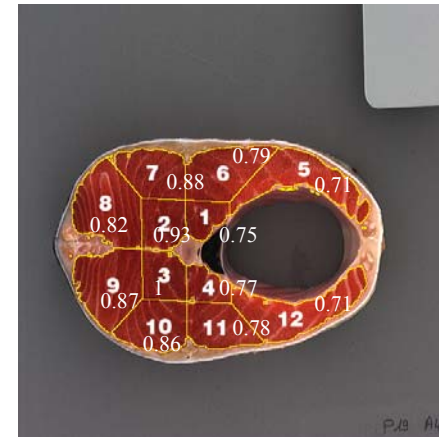
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.79

Zone 2



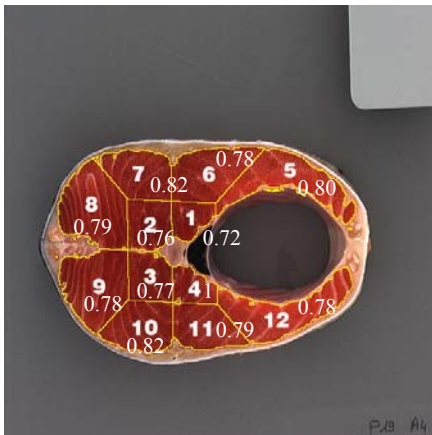
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.90

Zone 3



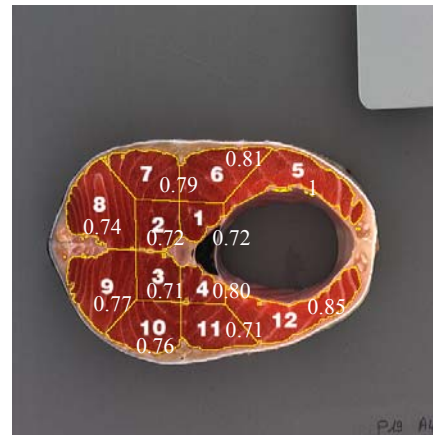
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.89

Zone 4



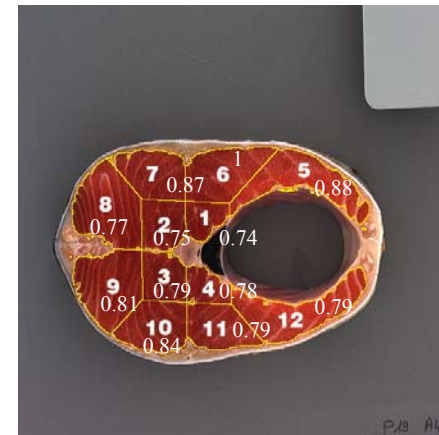
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.85

Zone 5



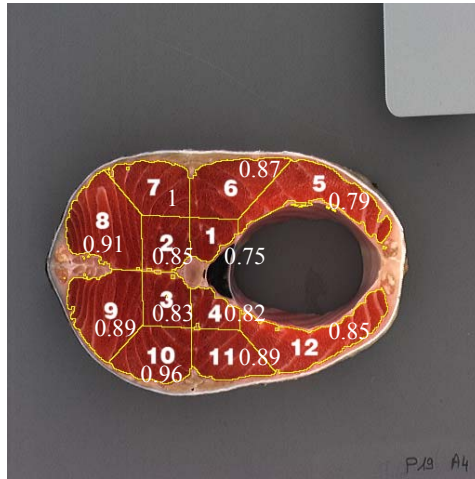
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.84

Zone 6



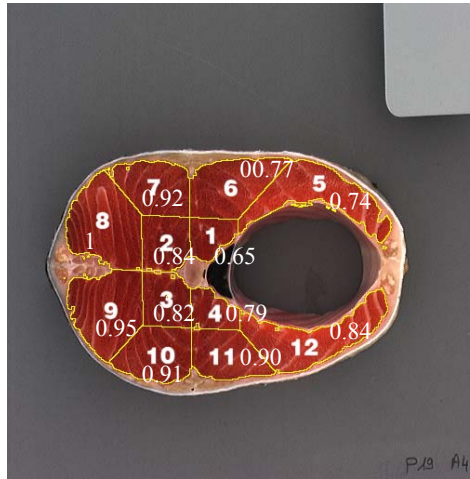
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.89

Zone 7



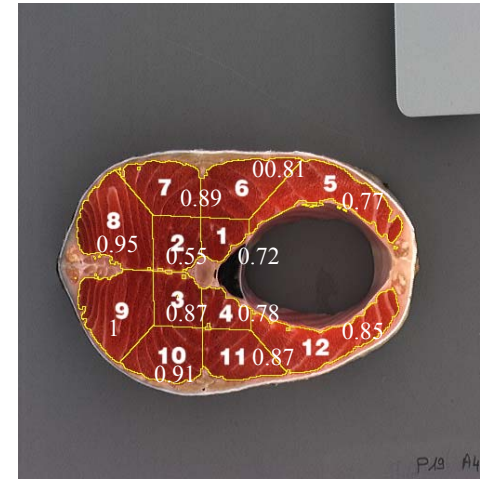
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.97

Zone 8



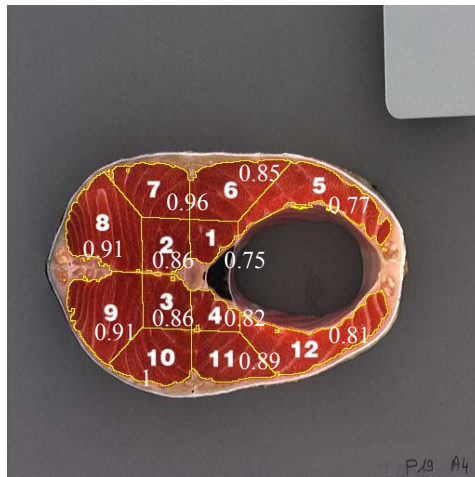
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.94

Zone 9



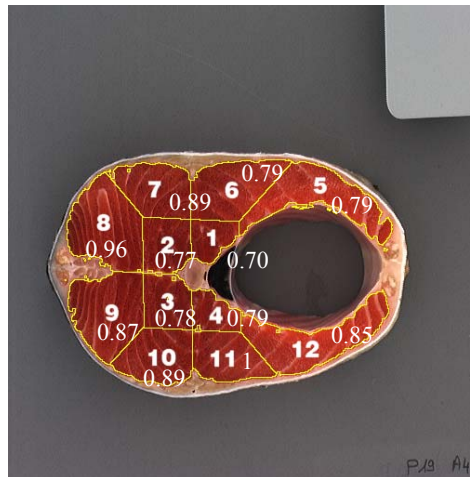
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.95

Zone 10



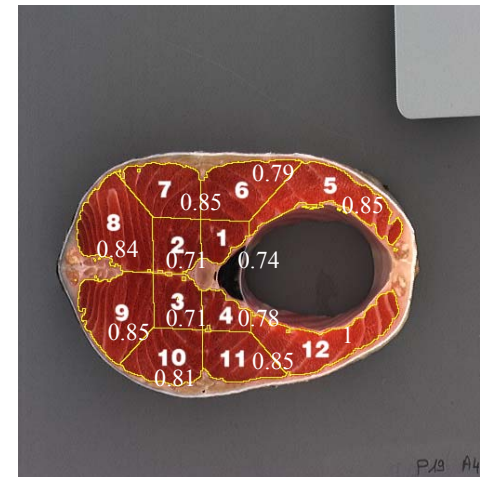
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.97

Zone 11



Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.91

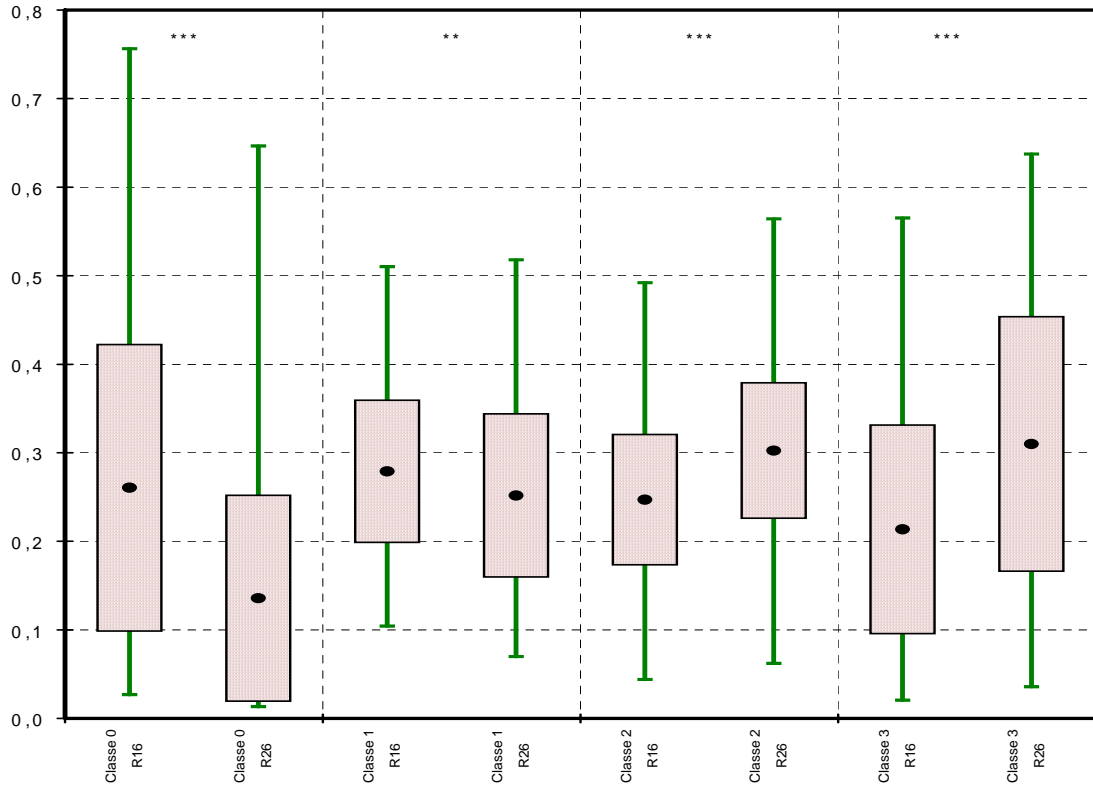
Zone 12



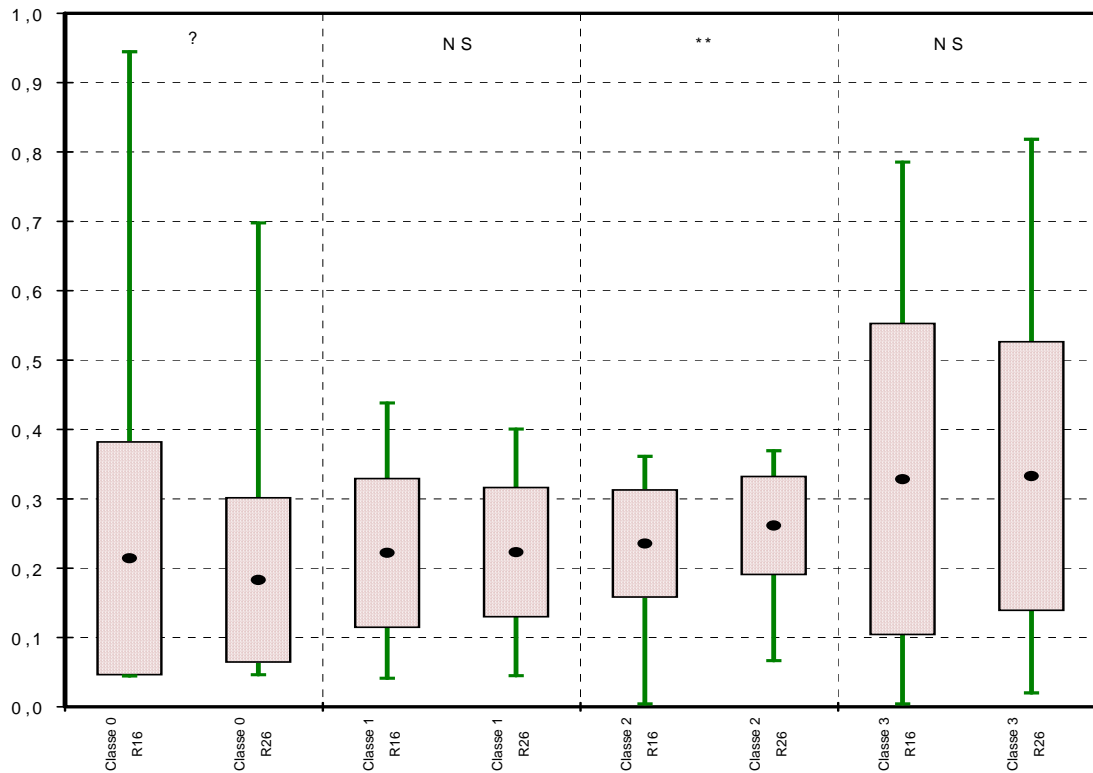
Coefficient de corrélation de la zone avec la darne entière : 0.89

Figure 49 : Coefficient des corrélations entre L* des différentes zones morphologiques

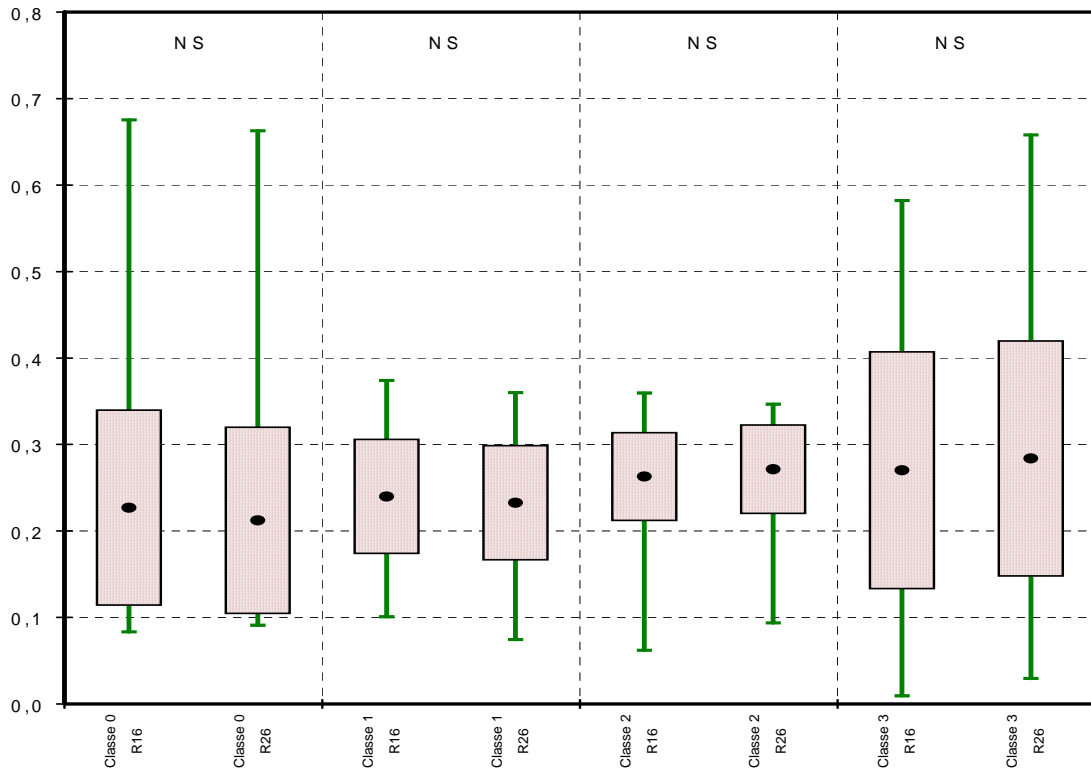
Surfaces relatives des classes de L* en fonction du régime



Surfaces relatives des classes de a* en fonction du régime



Surfaces relatives des classes de b^* en fonction du régime



Surfaces relatives des classes de C^* en fonction du régime

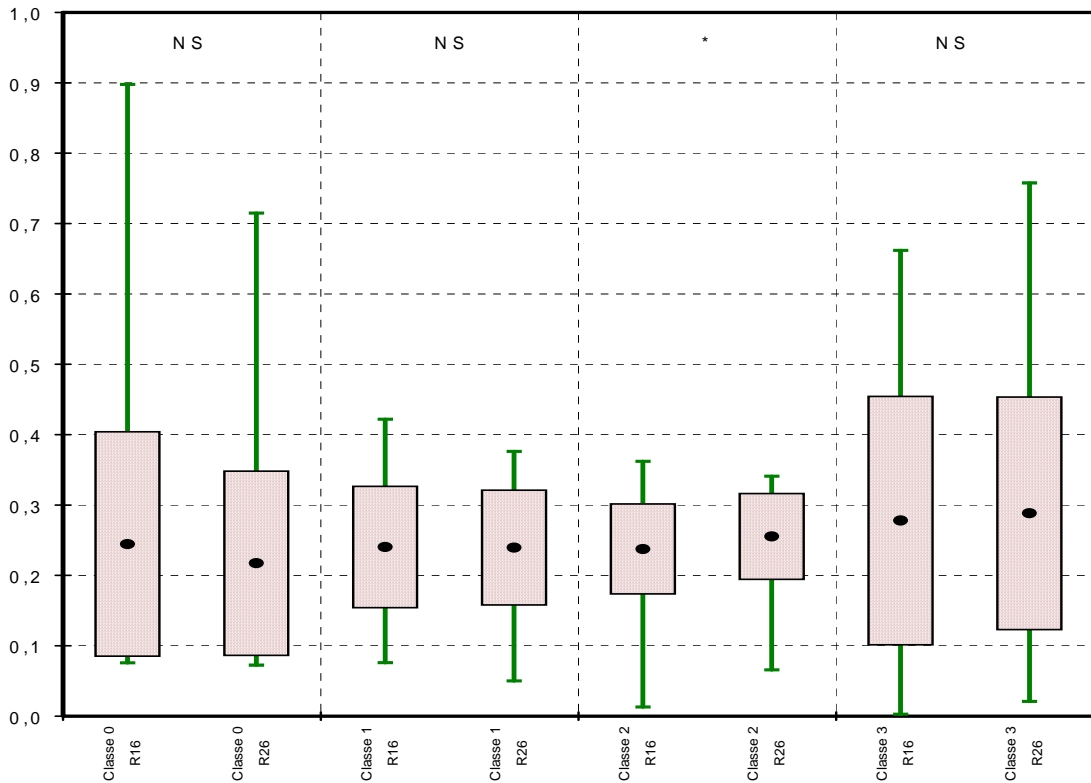
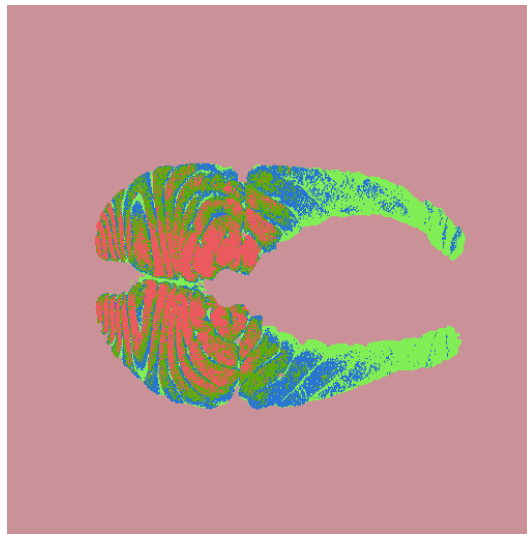


Figure 50 : exemple de cartographie en 4 classes sur L*



V. 3. Etude des effets « Régime » et « Sélection » sur la surface de myoseptes

Le régime a un effet assez significatif sur les surfaces de myoseptes segmentés par les différentes méthodes. Les surfaces de myoseptes extraits par la méthode Profil sont plus importantes pour le régime R26 que pour le régime R16. Les surfaces de myoseptes segmentés avec la méthode Profil (figure 51) sont plus importantes dans la darne A4 que dans la darne A1 et vont en décroissant de la darne A4 à C3.

Figure 51 surfaces des myoseptes segmentés par la méthode Profil en fonction du régime

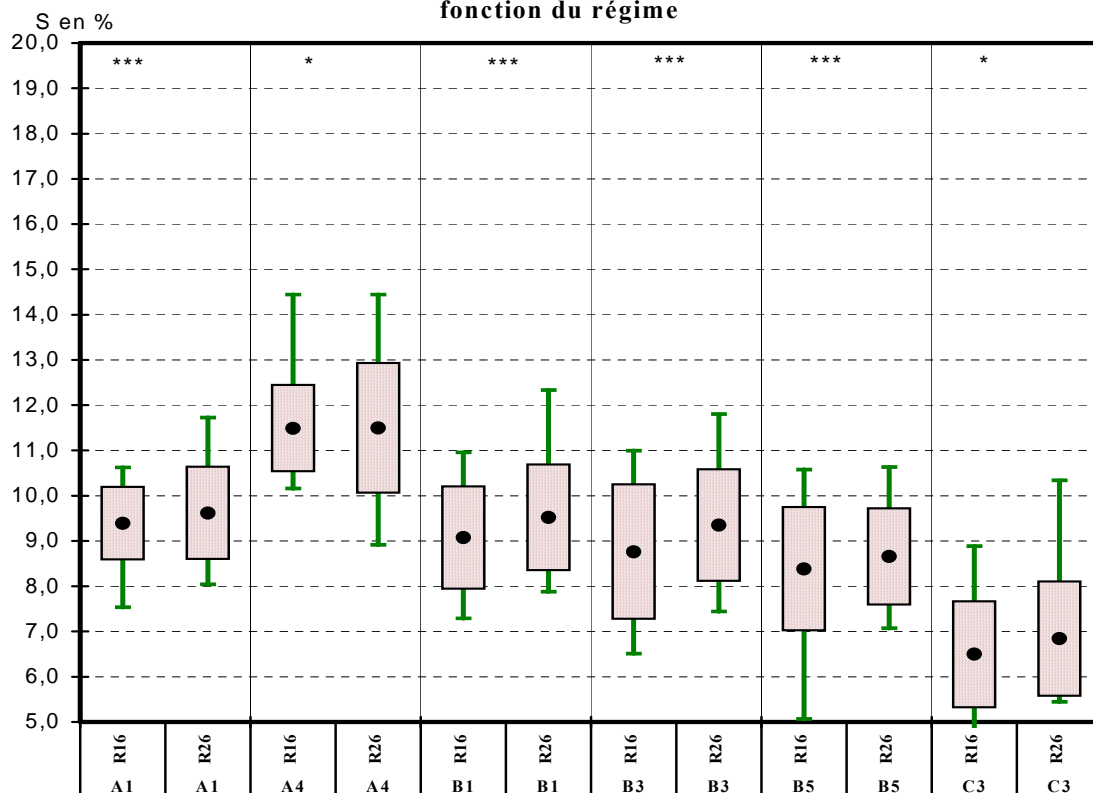
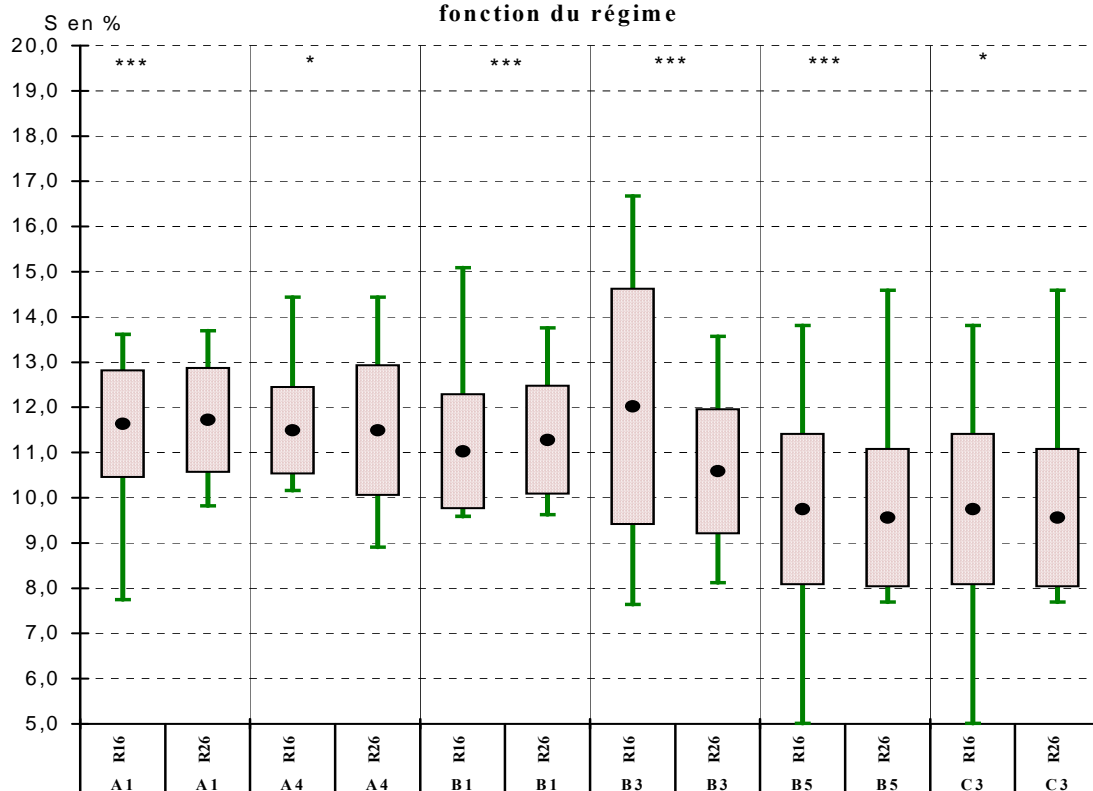


Figure 52 surfaces des myoseptes segmentés par la méthode Kmean en fonction du régime



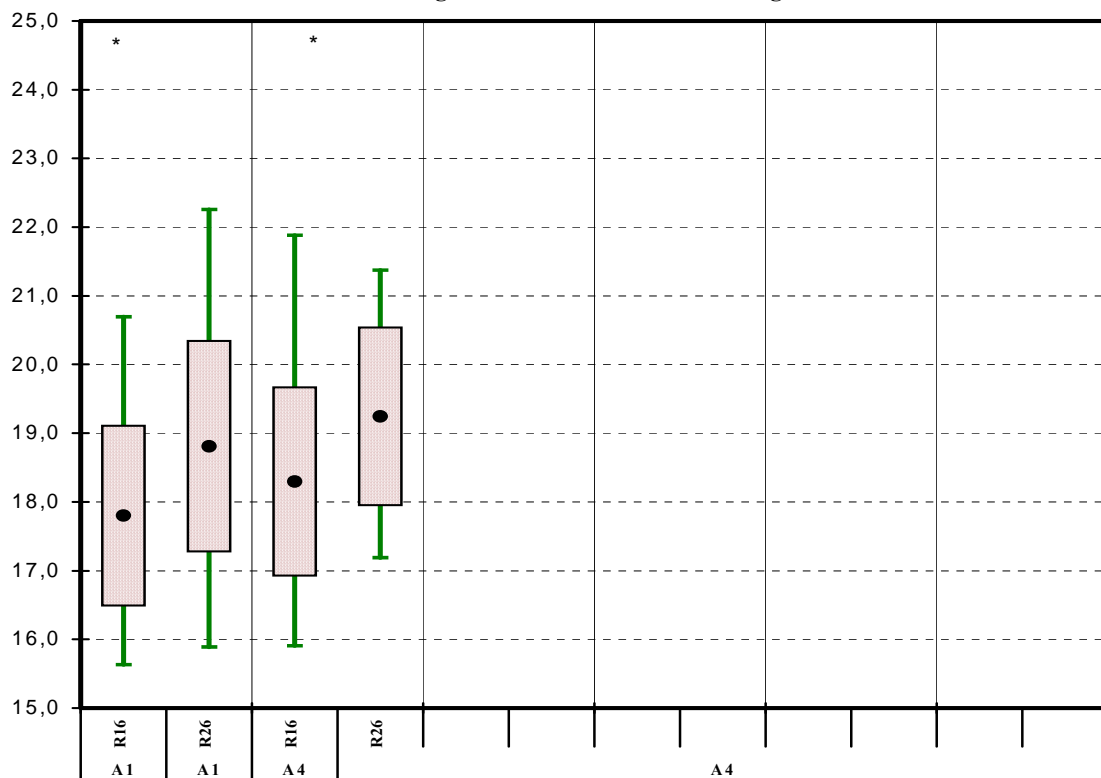
Par contre, nous ne pouvons pas tirer de telles conclusions pour les surfaces de myoseptes segmentés avec la méthode Kmean (figure 52).

V. 4 . Effet du « Régime » et de la « Sélection » sur les surfaces de tissus de dépôt adipeux sous cutané

Les tissus de dépôt sous-cutanés exploitables sont ceux situés sur l'avant du poisson.

En intégrant les zones périphériques incluant le muscle rouge et les tissus de dépôts périphériques tels que ceux de l'arête dorsale ou le dépôt de parage abdominal, le régime a un effet assez significatif sur les surfaces des tissus de périphérie, ces surfaces étant plus importantes pour le régime R26 que pour le régime R16, de l'ordre de 1%, et également plus importante dans la darne A4 que dans la darne A1. (figure 53).

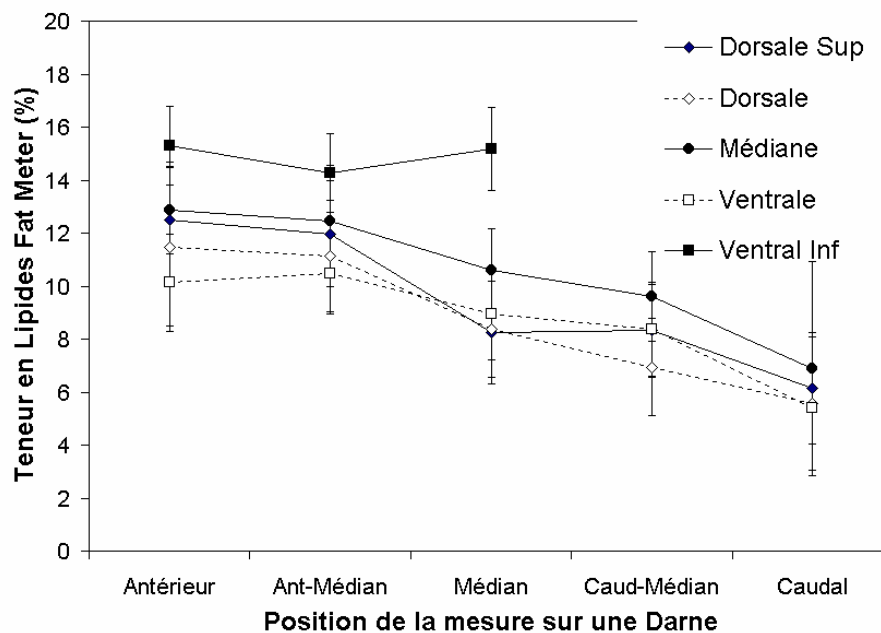
S en % **Figure 53 Les surfaces relatives des tissus adipeux de périphérie, muscle rouge arête en fonction du régime**



VI. Hétérogénéité de la teneur en lipides du filet caractérisée par le Fat Meter et par ultrasons

Les teneurs en lipides des poissons témoin et sélectionnés mesurées par le Torry Fat Meter ne sont pas significativement différentes et sont même significativement plus faibles chez les poissons sélectionnés que chez les poissons témoins dans certaines zones du poisson (figure 54).

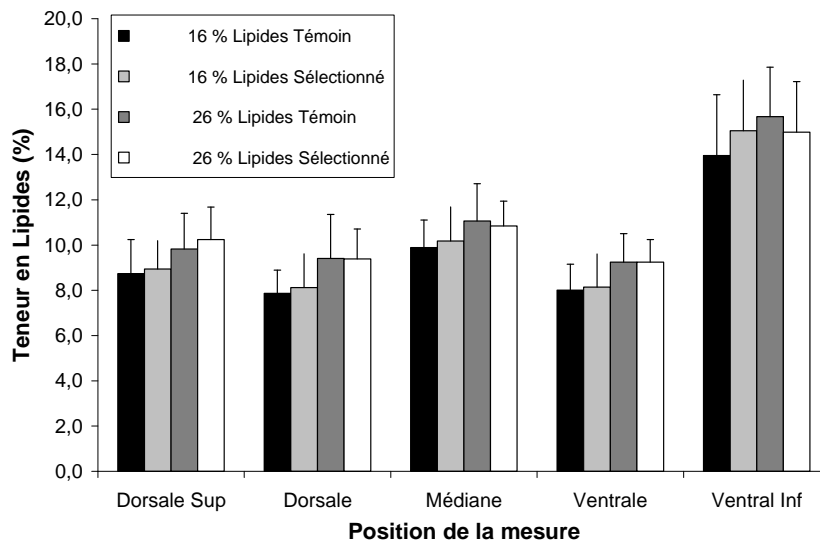
Figure 54 : Gradient antéro postérieur de la teneur en lipides chez la truite fario



Ceci confirme que la sélection sur la vitesse de croissance PROSPER n'a pas d'effet significatif sur la teneur en lipides de la chair. La teneur en lipides est significativement plus élevée chez les poissons nourris avec un régime à 26 % de lipides que chez les poissons nourris avec un régime à 16% de lipides.

Les teneurs en lipides (figure 55) sont plus élevées dans la zone médiane (présence du muscle rouge) et dans la zone ventrale inférieure (présence de tissu adipeux sous cutané abdominal).

Figure 55 : Teneur en lipides (mesures indirectes avec Torry Fat Meter) de la chair de truites fario témoins et sélectionnées (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.

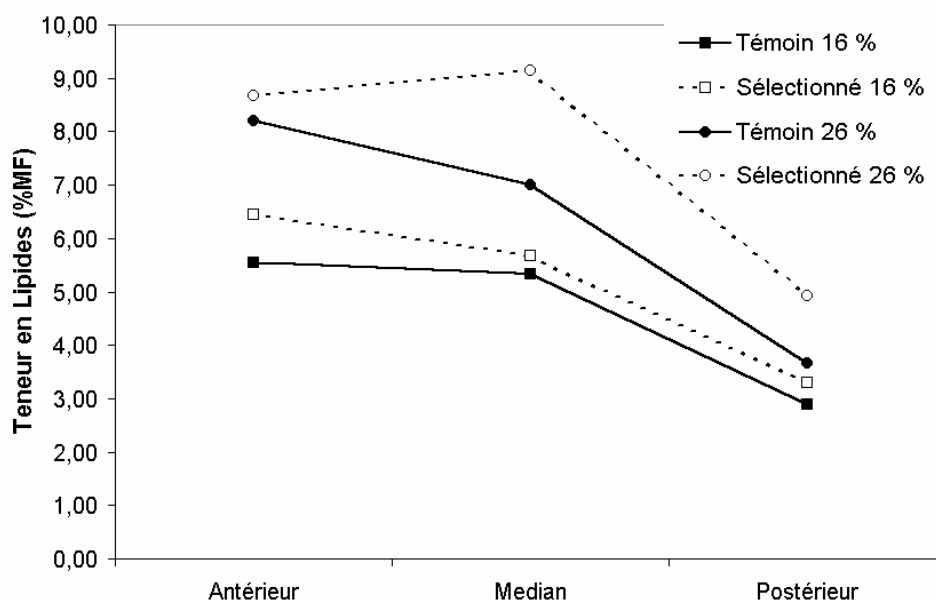


Les mesures de teneur en lipides par des méthodes classiques sur la chair des darnes confirment ces résultats (figure 57). Ces mesures réalisées sur un échantillon de 24 poissons montrent que la teneur en lipides est légèrement plus élevée chez les poissons sélectionnés que chez les poissons témoins mais ces différences ne sont pas significatives. Dans cet échantillon les poissons sélectionnés ont un poids légèrement plus élevés que les poissons témoin et les différences de teneur en lipides disparaissent lorsque la différence de poids est prise en compte.

La teneur en lipides est significativement plus élevées (2 à 3 % de lipides en plus) chez les poissons nourris avec un régime à 26 % de lipides que chez les poissons nourris avec un régime à 16% de lipides (figure 57). La teneur en lipides diminue selon un gradient antéropostérieur. Ceci a été observé dans de nombreuses espèces de poisson. Ce gradient est moins marqué chez les poissons nourris avec un régime à forte teneur en lipides que chez les poissons nourris avec un régime à faible teneur en lipides.

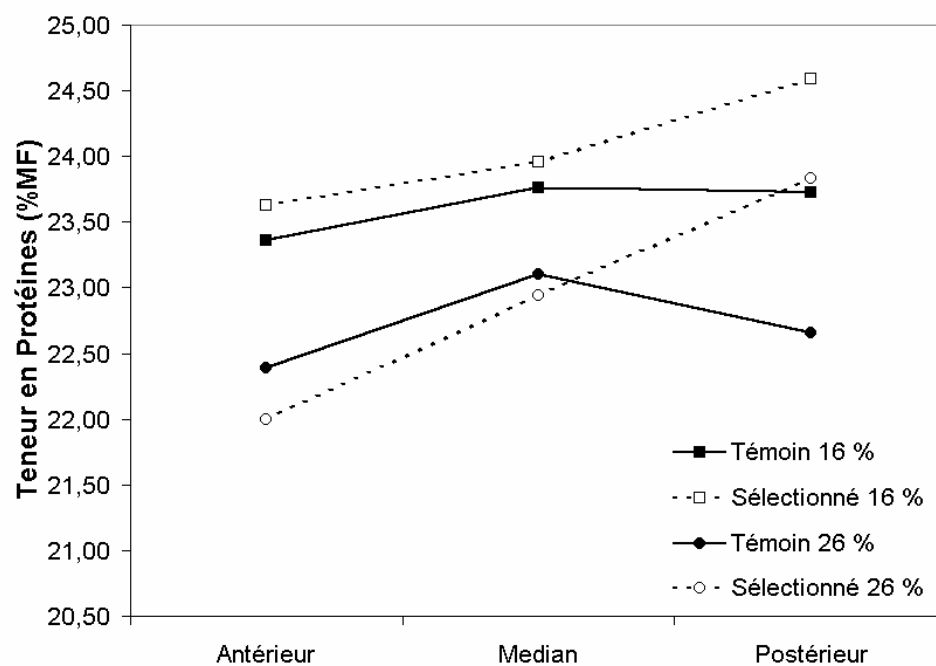
L'expérience mise en place a donc permis d'obtenir un lot de poisson présentant une gamme de teneur en lipides suffisamment large pour valider les méthodes indirectes d'estimation des teneurs en lipides. La répartition des lipides présente également une certaine variabilité entre individus.

Figure 57 : Teneur en lipides mesurée sur la chair disséquée sur des darnes de truites fario (échantillon de 24 truites parmi les 48 étudiées) témoins et sélectionnées (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.



La teneur en protéines a également été mesurée sur les darnes de cet échantillon de poisson (figure 58).

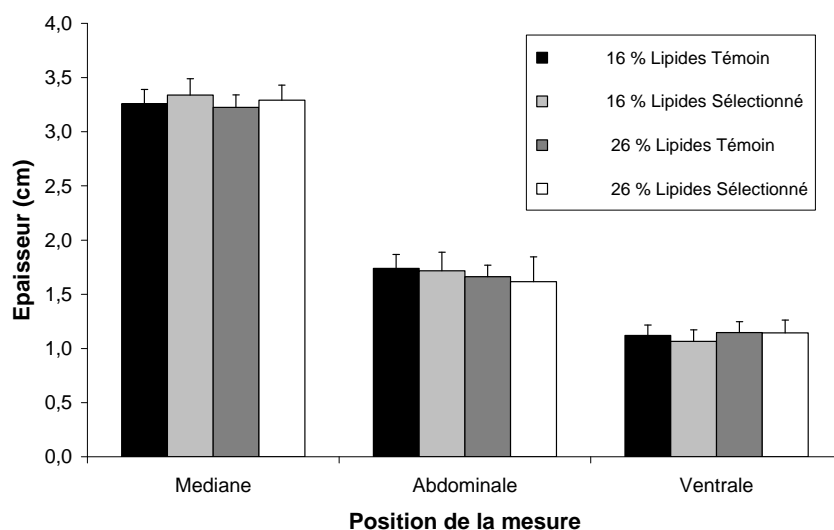
Figure 58 : Teneur en protéines mesurée sur la chair disséquée sur des darnes de truites fario (échantillon de 24 truites parmi les 48 étudiées) témoins et sélectionnées (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.



La teneur en protéines n'est pas différente entre poissons sélectionnés et poissons témoins excepté dans la zone caudale où la teneur en protéines est plus élevée chez les poissons sélectionnés que chez les poissons témoins. La teneur en protéines est également plus faible chez les poissons nourris avec un régime à forte teneur en lipides (26%) que chez les poissons nourris avec un régime à faible teneur en lipides (16%). Les différences de teneur en lipides sont donc associées à des différences de structure de la chair des poissons.

L'épaisseur de la paroi abdominale dans la zone médiane et ventrale mesurée à l'aide d'un échographe est significativement différente entre les lots sélectionnés et témoins (Figure 59).

Figure 59 : Epaisseur de la paroi abdominale (mm) dans la zone ventro-médiane 2a et dans la zone ventrale 2b de la chair de truites fario témoins et sélectionnées (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.



Dans la zone médiane l'épaisseur de la paroi abdominale est plus faible chez les poissons sélectionnés que chez les poissons témoins alors que dans la zone ventrale l'épaisseur est plus grande chez les poissons sélectionnés que chez les poissons témoins. Cela permet d'expliquer l'effet de la sélection sur la vitesse de croissance PROSPER sur le rendement au parage des filets précédemment observé sur les expériences réalisées sur la 3^{ème} génération (ERS 4).

Les différences de l'épaisseur de la paroi abdominale entre les poissons nourris avec des régimes à différentes teneur en lipides ne sont pas significatives.

VII. Effets alimentation, sélection et sexe sur les grandeurs morphométriques internes mesurées sur les images acquises en vision ou par IRM

Deux ANOVA ont été réalisées.

La première a porté sur l'analyse des 3 facteurs fixés (ALIMENTATION x SELECTION x SEXE) dont le modèle est le suivant :

$$Y = \mu + A_i + Sel_j + Sex_k + AxSel_{ij} + AxSex_{ik} + SelxSex_{jk} + \epsilon_{ijk}$$

- avec :
- μ = Moyenne
 - A = Alimentation
 - Sel = Sélection
 - Sex = Sexe
 - ϵ = Erreur (comprenant l'interaction triple)

Le nombre de femelles et de mâles dans la population étant inégal et à la faveur des femelles, il a été effectué une seconde ANOVA à 2 facteurs (ALIMENTATION x SELECTION) ne concernant que les truites femelles :

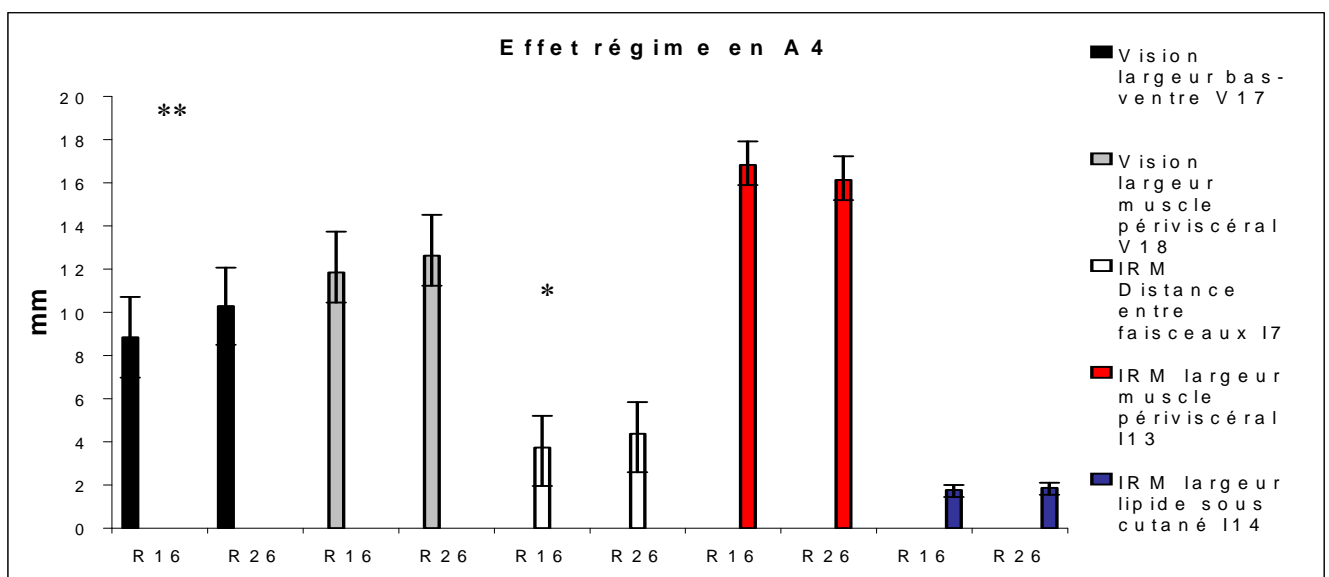
$$Y = \mu + A_i + Sel_j + AxSel_{ij} + \epsilon_{ij}$$

Les statistiques descriptives et la mise en forme des données sont réalisées sous Excel 97 et le traitement statistique est effectué sous S.A.S.

ANOVA 1 : Darne A4

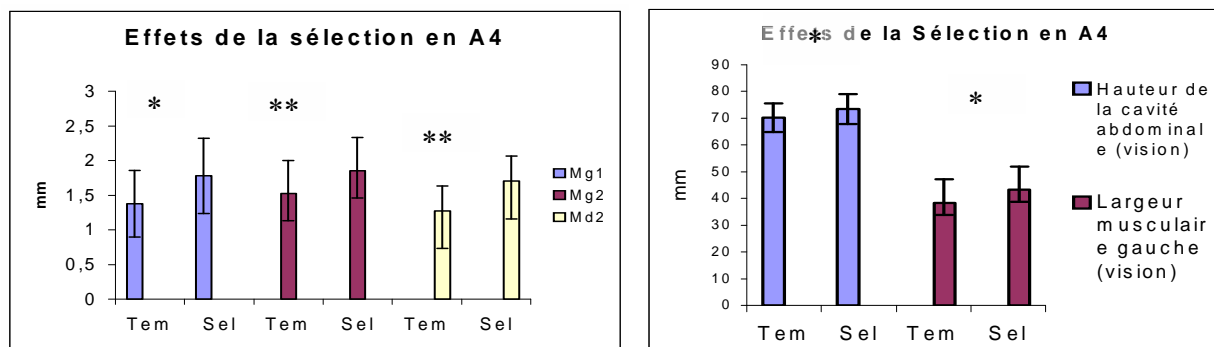
Le régime R26 (figure 54) élargit le tissu adipeux ventral V17 ($p < 0.01$) et l'écart entre les faisceaux musculaires ventraux (I7) est aussi plus important ($p < 0.05$). Le troisième myosepte ventral gauche (Mg3) est plus épais ($p < 0.05$).

Figure 54 : Effet du régime alimentaire en A4 sur le développement des caractères V17, V18, I7, I10 et I14. ** $p < 0,01$, * $p < 0,05$, pas d'étoile $p < 0,1$.



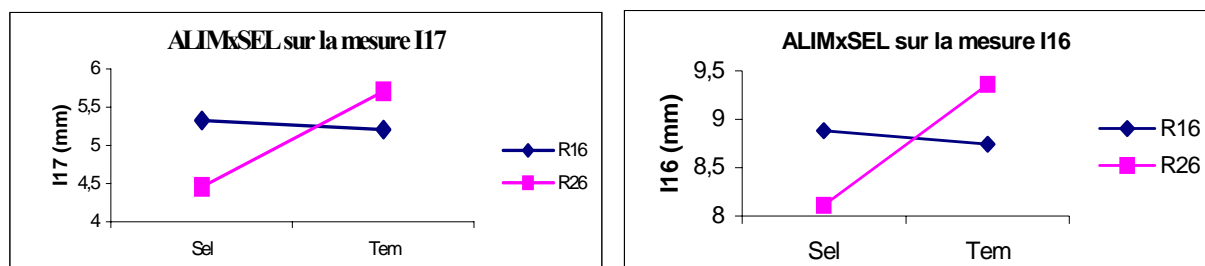
La sélection (figure 55) élargit le premier myosepte gauche ($p < 0.05$) et surtout les deuxièmes myoseptes gauche et droit ($p < 0.01$). La cavité abdominale des truites sélectionnées est plus haute ($p < 0.05$) et le muscle latéral gauche est plus large ($p < 0.05$). La distance entre faisceaux ventraux semble plus grande ($p < 0.15$). Les truites sélectionnées paraissent avoir un muscle rouge moins épais que les témoins ($p < 0.15$).

Figure 55 : Effet de la sélection en A4 sur le développement des myoseptes gauches Mg1, Mg2 et Md2 ainsi que sur la hauteur de la cavité abdominale et l'épaisseur musculaire. ** $p < 0,01$, * $p < 0,05$, pas d'étoile $p < 0,1$.



Des interactions entre alimentation et génotypes (figure 56) sont observées pour les caractères de développement en profondeur du muscle rouge I16 et I17 dans la darne A4, les sélectionnés présentant une moindre épaisseur de muscle rouge avec des aliments gras alors que ce serait le contraire avec des aliments maigres.

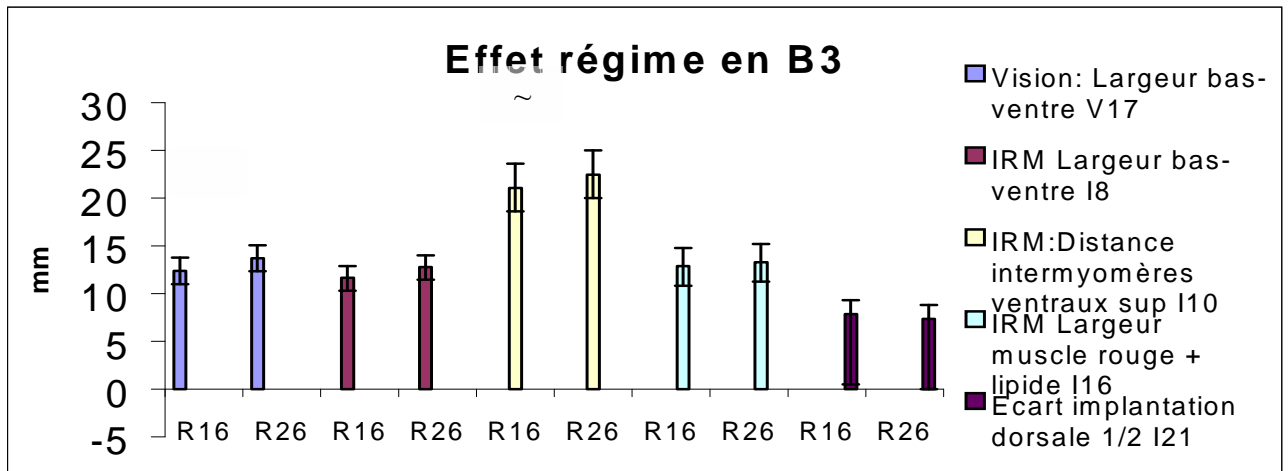
Figure 56 : Interaction alimentation* génotype en A4 sur le développement en épaisseur du muscle rouge.



ANOVA 1 : Darne B3

Le régime R26 augmente l'épaisseur du tissu gras ventral (figure 57), que l'information provienne de vision numérique V17 ($p = 0.01$) ou d'IRM I18 ($p < 0.01$). Il augmente aussi l'épaisseur des trois myoseptes droits ($p < 0.1$ à $p < 0.05$) et semble augmenter la hauteur de la darne ($p < 0.15$) ainsi que sa circonférence totale ($p < 0.15$). Le tissu de parage est plus développé comme le montre l'augmentation de l'écart entre les myomères ventraux ($p < 0.06$) sur leur face cutanée (I10).

Figure 57 : Effet du régime alimentaire en B3 sur le développement des caractères V17, I8, I7, I10, I16 et I21. ** $p < 0,01$, * $p < 0,05$, pas d'étoile $p < 0,1$.

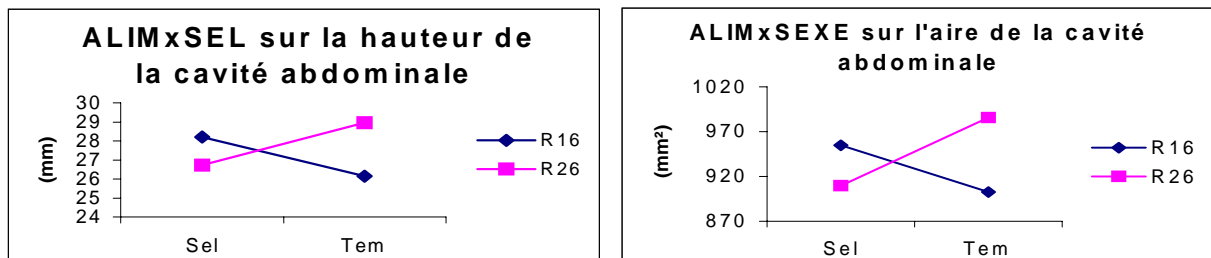


La sélection augmente l'aire du faisceau ventral gauche ($p < 0.05$).

Les femelles ont un myosepte gauche Mg2 plus large que celui des mâles ($p < 0.05$).

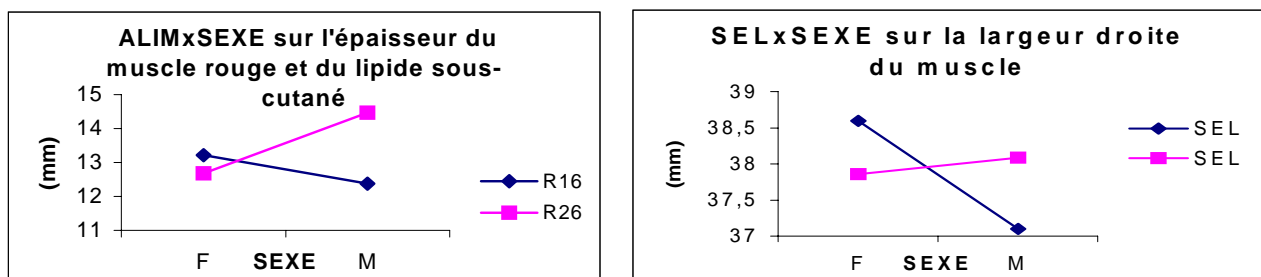
Une interaction entre alimentation et sélection (figure 58) est observée pour la largeur de la cavité abdominale (R26 SEL et R16 TEM étant favorisés, $p < 0.01$).

Figure 58 : Interaction alimentation* génotype en B3 sur le développement de la cavité abdominale.



Des interactions entre sexe et génotypes sont observées (figure 59) pour la largeur du muscle rouge ($p < 0.05$) et l'aire de la cavité abdominale ($p < 0.05$).

Figure 59 : Interaction alimentation* sexe en A4 sur le développement en épaisseur du muscle rouge et l'épaisseur musculaire.



Ces mesures répondraient différemment à l'alimentation selon le sexe. Cette influence se traduirait sur la largeur du second myosepte gauche et la largeur droite de la truite ($p < 0.15$), qui semble aussi influencée par l'interaction entre sélection et sexe ($p < 0.1$).

ANOVA 2 : Darne A4

La deuxième analyse de variance ne concerne que les femelles.

Le régime R26 augmente le développement de la zone adipeuse ventrale en vision ($p < 0.1$)

La sélection a élargi le deuxième myosepte droit Md2 ($p < 0.05$) et le premier myosepte gauche Mg1 ($p < 0.06$). La largeur du muscle latéral gauche paraît diminuer par la sélection.

L'interaction entre alimentation et sélection touche la largeur du muscle rouge I17 ($p < 0.05$), ainsi que la distance intégrant le lipide sous-cutané qui le recouvre I16 ($p < 0.05$) et semble affecter I18 ($p < 0.1$) et également la longueur de la tête ($p < 0.1$) des femelles.

ANOVA 2 : Darne B3

Dans cette darne, R26 accroît aussi la largeur du deuxième myosepte droit Md2 ($p < 0.05$) ainsi que le troisième Md3 ($p < 0.1$). Le tissu gras ventral, visualisé par IRM est épaissi ($p < 0.05$). En vision numérique, cette influence n'apparaît que comme une tendance ($p < 0.1$).

Aucun effet de la sélection n'est significatif sur les mesures de la darne B3 des individus femelles, si ce n'est l'aire du faisceau ventral droit qui est plus importante chez les truites sélectionnées ($p < 0.1$).

Discussion

D'une façon générale, il n'a pas été nécessaire de corriger les écarts de poids et de taille entre les truites. De plus, aucun de ces paramètres ne subit d'effets régime et sélection. Ceci est intéressant car la plupart des paramètres biométriques étant reliés au poids où à la taille, nous pouvons considérer qu'il n'y a pas d'effet poids ou dimension sur nos mesures. Ceci permet une comparaison des génotypes à poids égal et nous affranchit du biais usuellement causé par la différence de poids induite par la sélection.

L'alimentation riche en lipides augmente la largeur du tissu ventral. En vision numérique, il est élargi de +16% en A4 et de 10% en B3. Cette mesure est répétable ($CV_{\text{repet}} = 1.76\%$). Le CV de la population s'accorde avec les données de Rye et Gjedrem (1996) : $CV \sim 19\%$. Sous R26, l'élargissement des myoseptes ventraux est systématique.

La sélection accroît de façon très significative les myoseptes ventraux. Ce résultat n'est visible que sur A4, la plus grande des darnes. Cependant, la forte contribution du pixel (20 à 35%) à la distance mesurée, qui explique la mauvaise répétabilité de la mesure, avec une erreur possible de l'ordre du pixel, nous incite à ne pas aller plus en avant dans l'interprétation de ces résultats.

L'augmentation de la hauteur de la cavité abdominale par la sélection n'a encore jamais été rapportée. L'effet sélection est peu visible sur l'ensemble des paramètres. Soit il

n'existe pas de réponses corrélées à la sélection, soit le protocole ne permet pas de les mettre en évidence. Ceci est probablement dû au fait que seule la moitié de l'effet sélection a été testé car les individus sélectionnés correspondent uniquement au croisement de femelles d'une même souche par des mâles «élite».

VIII. Corrélation avec les méthodes de référence

VIII. 1. Comparaison IRM / Fat Meter

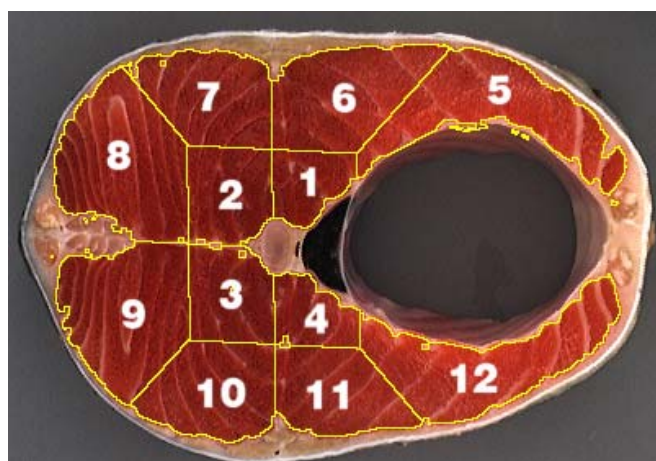
VIII. 1. 1. Définition des zones des description des hétérogénéités

Afin d'étudier la comparaison entre les techniques de mesure du taux de lipides par IRM ou Fat Meter, la corrélation entre les deux techniques est étudiée en fonction des parties du poisson (A = avant du poisson ; B = milieu du poisson ; C = queue du poisson) et en fonction des situations suivantes :

- répartition antéro postérieure,
- position des mesures,
- zones de mesures intra darnes.

Les zones intra darnes sont définies dans la figure 61 et les positions de mesures sont expliquées dans les tableaux 13 et 14 à partir de la figure 54 et de ces zones.

Figure 61 : Zones définies dans le traitement des données



Positions anatomiques	Zones définies dans le traitement des données
Central	1 + 2 + 3 + 4
Dorsal	2 + 3 + 7 + 8 + 9 + 10
Moyenne	1 + 2 + 3 + 4 + 5 + 6 + 7 + 8 + 9 + 10 + 11 + 12
Périphérie	5 + 6 + 7 + 8 + 9 + 10 + 11 + 12
Ventral	1 + 4 + 5 + 6 + 11 + 12

Tableau 13 : Définition anatomiques des positions « Centrale », « Dorsale », « Moyenne », « Périphérie » et « Ventrale »

Positions anatomiques	Zones définies dans les mesures Fat Meter
Dorsal 1	FA11, FA21, FB11, FB21 ou FC11
Dorsal 2	FA12, FA22, FB12, FB22 ou FC12
Latéral 1	FA13, FA23, FB13, FB23 ou FC13
Ventral 1	FA14, FA24, FB14, FB24 ou FC14
Ventral 2	FA15, FA25, FB15 ou FB25

Tableau 14 : Définition anatomique des positions « Centrale », « Dorsale », « Moyenne », « Périphérie » et « Ventrale »

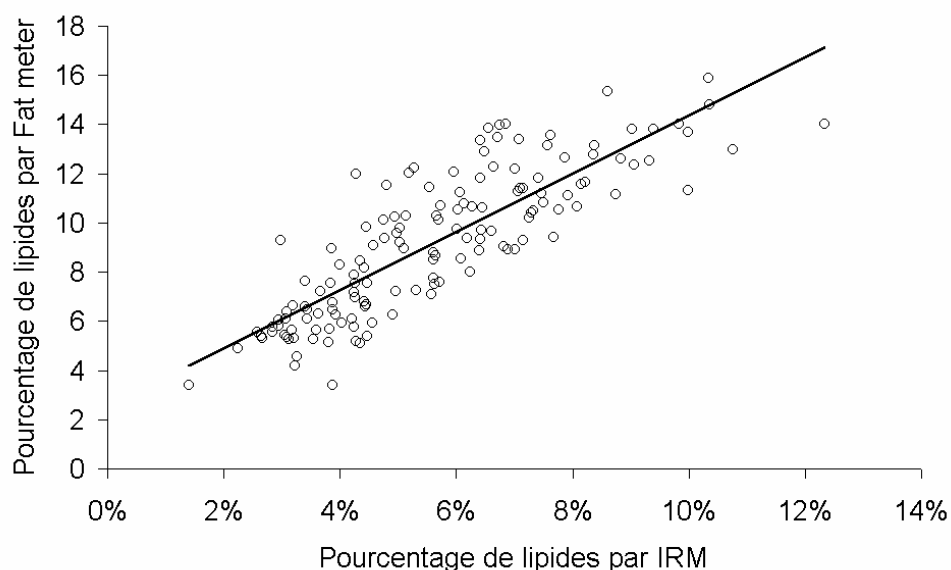
VIII. 1. 2. Corrélation entre IRM et Fat Meter

Afin de déterminer la qualité de la prédiction de la teneur en lipides réalisée par le Fat Meter, les teneurs moyennes respectivement obtenues par IRM ou par Fat Meter par darnes ont été corrélées (figure 62), chaque point représentant la valeur moyenne de la teneur en lipides d'une darne.

Si l'on considère classiquement que la relation liant ces deux techniques est linéaire, elle présente une bonne corrélation (pourcentage de lipides par Fat Meter = 1.18 x pourcentage de lipides par IRM + 2.5127; $R^2 = 0.7072$).

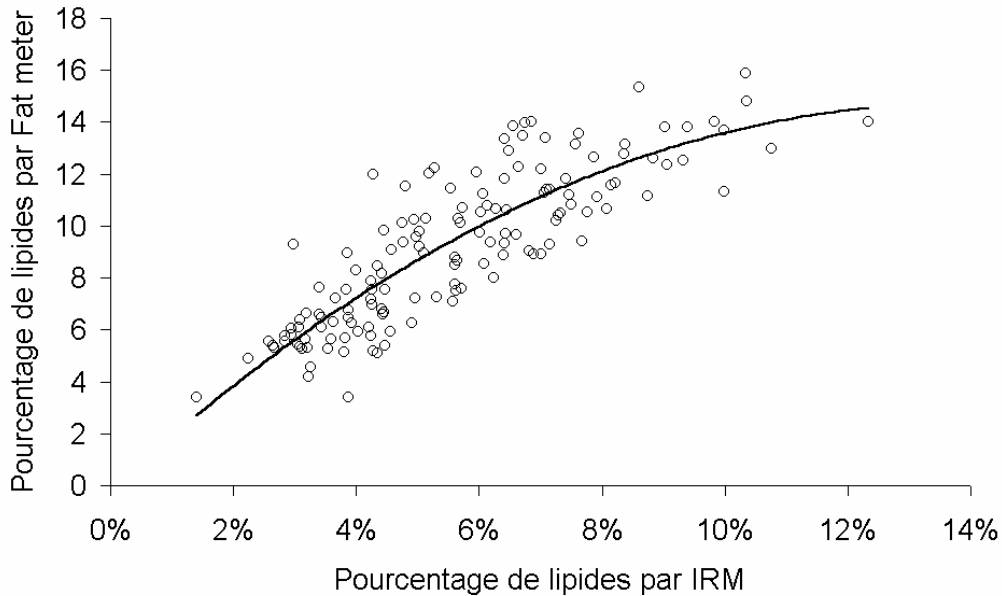
Cependant, le coefficient de la pente est supérieur à 1, ce qui signifie que la technique du Fat Meter détermine une plus large plage de pourcentage de lipides dans la chair que l'IRM. Il apparaît également un biais systématique entre les deux techniques induisant une surestimation du taux de lipides par Fat Meter en comparaison avec les résultats obtenus par IRM.

Figure 62 : Comparaison entre le Fat Meter et l'IRM pour la détermination du taux de lipides dans la chair de poisson (pourcentage de lipides par Fat Meter = 1.18 x pourcentage de lipides par IRM + 2.51; $R^2 = 0.71$)



La régression curvilinéaire n'améliore pas sensiblement le coefficient de régression ($R^2 = 0.73$) mais traduit une meilleure estimation de la variabilité observée.

Figure 63 : Comparaison entre le Fat Meter et l'IRM pour la détermination du taux de lipides dans la chair de poisson (comportement curvilinéaire)

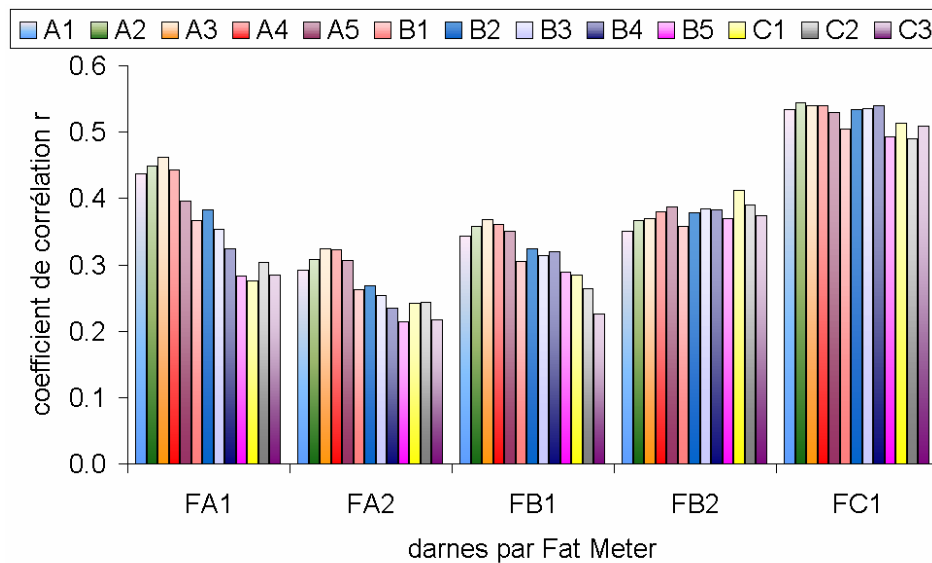


D'après Douirin et *al.*, (1998) le biais à l'origine entre le Fat Meter et l'IRM peut s'expliquer par la présence d'un biais préexistant entre la chimie et le Fat Meter. D'autre part, dans les plages de taux de lipides moyens (entre 5 et 8%), on peut supposer que la surévaluation du gras par Fat Meter vis à vis de l'IRM est due à la prise en compte du gras sous cutané et du muscle rouge riche en lipides dans la mesure Fat Meter en opposition avec l'IRM où l'estimation du taux de lipides ne se fait que sur le muscle blanc. Enfin, l'aplatissement de la courbe pour de fortes valeurs de taux de lipides induit une sous estimation du gras par Fat Meter par rapport à l'IRM. Or, ces valeurs sont obtenues pour les mesures dans les zones ventrales des animaux. A ces positions de mesures, l'épaisseur de la couche de tissus intégrée par le Fat Meter est plus grande que la largeur de tissus musculaires. Le calcul du taux de lipides prend alors en compte une partie des viscères, présentant de nombreuses zones de vide (intérieur des viscères). Cette intégration sur un tissu fortement hétérogène induit une sous estimation des lipides contrairement à l'IRM qui, comme nous l'avons vu précédemment est très bien corrélée aux mesures de chimie pour des fortes teneurs en lipides.

VIII. 1. 3. Prédiction des hétérogénéités antéro postérieures par le Fat Meter

Afin de déterminer si les mesures Fat Meter réalisées sur une darne permettent de prédire la teneur en lipides des différentes darnes le long du poisson, les corrélations linéaires entre les valeurs moyennes des mesures Fat Meter réalisées suivant les darnes A1, A2, B1, B2 et C1 (abscisse) et les valeurs moyennes des teneurs en lipides obtenues pour chacune des différentes darnes évaluées par IRM ont été établies et sont présentées figure 64.

Figure 64 : Corrélations entre les résultats par Fatmeter et les mesures par IRM en fonction des darnes (évolution antéro postérieure).



On constate plusieurs tendances. Ainsi, les mesures par Fat Meter réalisées au niveau de la queue du poisson (FC1) sont bien corrélées à l'IRM en général. Or, il s'agit pour les mesures Fat Meter de la seule zone où il n'y a pas de viscères sous le point de mesure qui pourraient fausser les résultats. Par contre, dans les zones plus en avant du poisson où l'effet des viscères intervient, on observe une nette dégradation du coefficient r entre les mesures IRM proches de la tête (A1) et celles localisées vers la queue (C3) du poisson. Il existe donc un net effet de la répartition antéro postérieure sur la détermination de la relation IRM / Fat Meter.

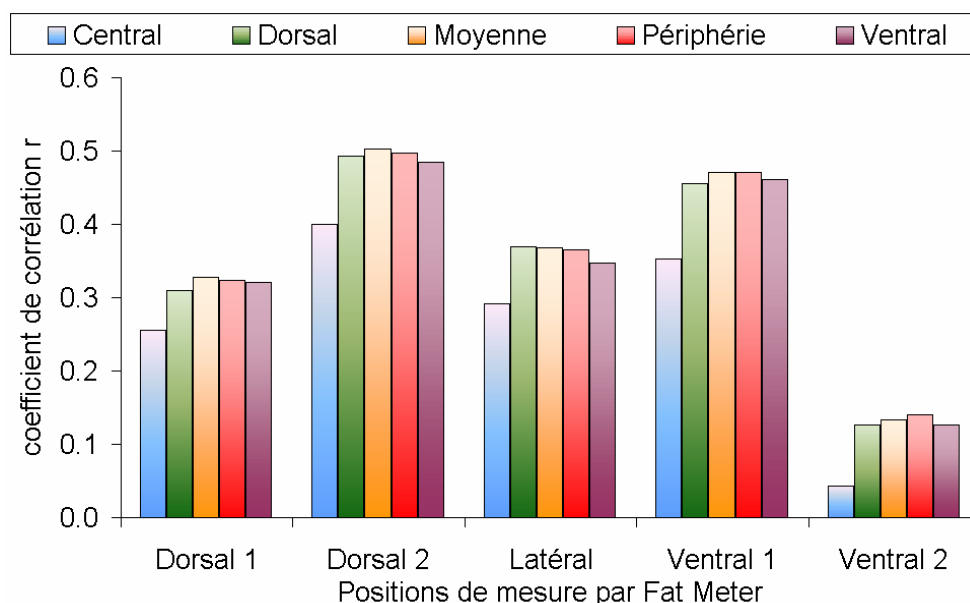
VIII. 1. 4. Prédiction de l'hétérogénéité intra-darne par une mesure Fat Meter externe

Afin de préciser la nature de la corrélation entre les mesures réalisées extérieurement avec le Fat Meter et l'hétérogénéité intérieure des darnes, la corrélation entre la moyenne des valeurs Fat Meter (abscisse) réalisées par zones (voir VI. 1.), « dorsal 1 », « dorsal 2 », « latéral », « ventral 1 » et « ventral 2 » a été tentée avec les valeurs intradarnes moyennes de teneur en lipides obtenues par IRM pour les zones « centrale », « dorsale », « moyenne », « périphériques » ou « ventrale ».

Si la prédiction des zones « dorsal, moyenne, périphérie et ventral » par les valeurs de Fat Meter sont assez semblables, on remarque par contre que la zone « central » est peu prédite par les mesures Fat Meter.

Si l'on observe les positions de mesure par Fat Meter, on constate que les positions « ventral 2 » et « dorsal 1 » présentent des corrélations très faibles pour la « ventral 2 » avec les résultats par IRM. Cela peut s'expliquer par la présence des faisceaux de fixation des nageoires dorsales, caudales et anales.

Figure 65 : Corrélations entre les résultats par Fatmeter et les mesures par IRM en fonction des positions de mesure



A l'opposé, les positions « ventral 1 » et « dorsal 2 » se corrént très bien avec les résultats par IRM. La valeur de prédiction un peu plus faible pour la position « ventral 1 » peut s'expliquer par la présence sous cette zone des viscères qui diminuent l'exactitude des résultats par Fat Meter en position « ventral 1 » par rapport à la position « dorsal 2 » située au niveau seulement du muscle.

Cette constatation permet d'entériner les choix de ces deux positions dans la détermination en routine des taux de lipides par Fat Meter, positions d'ailleurs préconisées par le constructeur de l'appareil Torry Fat Meter.

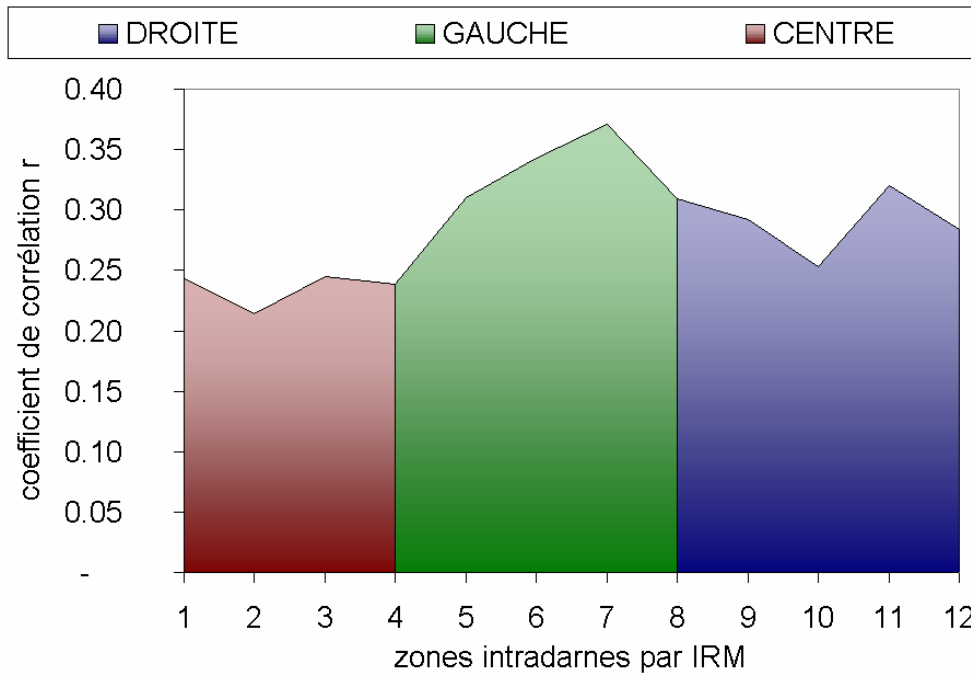
Pour la position « latéral 1 », la corrélation moindre peut s'expliquer par le fait que, lors du traitement des images IRM pour la détermination du taux de lipides, on pare le muscle rouge. On ne tient donc pas compte de celui ci dans les résultats par IRM contrairement aux résultats du Fat Meter en position « latéral 1 », car cette position se situe juste au niveau de l'épaisseur maximale de muscle rouge. Il existe donc un net effet de la position des mesures sur la prédiction de la relation IRM / Fat Meter.

VIII. 1. 5. Prédiction des teneurs en lipides intra-zone par les valeurs Fat Meter

Afin de vérifier le pouvoir prédictif des mesures Fat meter réalisées par darne pour prédire la répartition intra-darne des lipides dans les différentes zones, la corrélation linéaire entre ces deux grandeurs a été testée.

La figure 66 montre l'évolution du coefficient de corrélation r en fonction des zones intra darnes.

Figure 66 : Corrélations entre les résultats par Fatmeter et les mesures par IRM en fonction des zones intra darnes 1 à 12.



Si les corrélations sont faibles, la corrélation IRM / Fat Meter est plus prononcée pour les zones à gauche 5, 6, 7, et 8 que pour celles à droite 9, 10, 11 et 12. Il apparaît donc un effet gauche - droite entre les prédictions qui s'explique par la présence de l'effet gauche - droite en IRM et du fait que les mesures par Fat Meter sont réalisées sur la gauche du poisson qui s'avère être la mieux déterminée.

VIII. 2. Corrélation entre les données obtenues en vision et les méthodes de référence

VIII. 2. 1. Prédiction de la teneur en lipides

Les lipides ont été dosés par la méthode Soxthlet et par mesure RMN dans la chair broyée des darnes A1, B1, B5 sur 24 poissons (24 à 48).

Les valeurs en % sont comparées dans le tableau 15 aux mesures moyennes de couleur L*a*b* de la chair des darnes comprenant ou non les myoseptes et aux surfaces des myoseptes segmentés par les 3 méthodes.

Les luminances L* de la chair comprenant les myoseptes ou de la chair seule sont très corrélées aux taux de lipides contenus dans la chair (r=0.76 et r=0.75).

Les surfaces de myoseptes segmentés par la méthode Kmean &profil et par la méthode profil sont également très corrélées au taux de lipides (r=0.72 et r=0.65).

	RMN% graisse frais	Lipides %MF	Moy L*	a*	b*	C*	H*	Kmean	Profil	Kmean & Profil	b* chair	L* chair	a* chair	C* chair	H* chair
RMN% graisse frais	1,00														
Lipides %MF	0,99	1,00													
Moy L*	0,76	0,77	1,00												
a*	0,21	0,23	-0,16	1,00											
b*	0,45	0,46	0,14	0,84	1,00										
C*	0,43	0,44	0,07	0,95	0,96	1,00									
H*	0,51	0,50	0,61	-0,21	0,35	0,11	1,00								
Kmean	0,53	0,55	0,44	0,09	0,13	0,19	0,14	1,00							
Profil	0,64	0,65	0,65	-0,06	0,12	0,14	0,41	0,47	1,00						
Kmean & Profil	0,72	0,72	0,71	0,01	0,21	0,22	0,44	0,67	0,88	1,00					
b* chair	0,54	0,56	0,24	0,82	0,99	0,96	0,39	0,21	0,24	0,33	1,00				
L* chair	0,75	0,75	1,00	-0,18	0,12	0,05	0,60	0,42	0,61	0,67	0,22	1,00			
a* chair	0,29	0,31	-0,09	1,00	0,85	0,96	-0,17	0,15	0,03	0,10	0,84	-0,11	1,00		
C* chair	0,43	0,45	0,08	0,94	0,96	1,00	0,12	0,19	0,14	0,23	0,96	0,06	0,96	1,00	
H* chair	0,51	0,50	0,61	-0,21	0,35	0,11	1,00	0,14	0,41	0,44	0,39	0,60	-0,17	0,12	1,00

Tableau 15 : Coefficients de corrélations entre les mesures de couleur de la chair, des surfaces de myoseptes et les taux de lipides mesurés dans la chair des darnes.

Des régressions linéaires simples et multiples ont été réalisées pour estimer le taux de lipides mesuré par Soxthlet dans les darnes (Tableau 16).

Dans le cas d'une régression simple, L* est la meilleure variable explicative.

Dans le cas d'une régression à 2 variables explicatives, L* et C* (la saturation) expliquent le mieux le taux de lipide, pour 3 variables on trouve L*, C* et les surfaces de myoseptes par la méthodes Kmean comme meilleures variables explicatives ...

Figure 25 régressions linéaires multiples pour l'estimation des Lipides en % MF

variables	Moy L*	a*	b*	C*	H*	a*/b*	Kmean	Profil	Kmean & Profil	R2 ajusté	ecart type des résidus	R2
1	X									0,60	1,43	0,61
2	X			X						0,75	1,13	0,76
3	X			X			X			0,77	1,07	0,78
4	X	X		X		X				0,81	1,07	0,82
5	X	X	X		X	X				0,83	1,17	0,85
6	X	X	X		X	X	X			0,83	1,20	0,85
7	X	X	X	X	X			X	X	0,82	1,04	0,84
8	X	X	X	X	X		X	X	X	0,82	1,05	0,84
9	X	X	X	X	X	X	X	X	X	0,81		

	Lipides%MF	gras ventre	rouge haut	rouge bas	ventre haut	gras dos	ventre bas	arête
Lipides%MF	1,000	0,016	-0,590	-0,510	0,588	0,570	0,582	-0,398
gras ventre	0,016	1,000	0,250	0,112	-0,362	0,568	-0,315	0,154
rouge haut	-0,590	0,250	1,000	0,873	-0,706	-0,357	-0,760	0,564
rouge bas	-0,510	0,112	0,873	1,000	-0,700	-0,449	-0,715	0,564
ventre haut	0,588	-0,362	-0,706	-0,700	1,000	0,304	0,880	-0,476
gras dos	0,570	0,568	-0,357	-0,449	0,304	1,000	0,344	-0,276
ventre bas	0,582	-0,315	-0,760	-0,715	0,880	0,344	1,000	-0,534
arête	-0,398	0,154	0,564	0,564	-0,476	-0,276	-0,534	1,000

Tableau 16 : Coefficients de corrélation entre les taux de lipides dosés dans la chair des darnes et les surfaces de tissus de périphérie

Les darnes dont la chair est la plus grasse ont également des surfaces de tissus adipeux de périphérie au niveau ventral et dorsal les plus importantes (Tableau 16). Par contre, les surfaces de muscles rouges sont liés négativement au taux de lipides de la chair et aux surfaces de tissus adipeux de périphérie au niveau ventrale. Les surfaces de tissus adipeux au niveau ventral et dorsal sont liées ente elles.

VIII. 2 .2 Comparaison avec les mesures IRM

Comme pour les dosages de lipides, les corrélations les plus importantes pour les mesures IRM sont avec L* et L* chair, et avec les surfaces de myoseptes avec la méthode combinée Kmean&profil (Tableau 17). Les corrélations sont meilleures avec les mesures IRM sur la darne entière que sur les 12 parties du découpage morphologique.

Tableau 17 : Coefficients de corrélation avec les mesures IRM

	Moy L*	a*	b*	C*	H*	a*/b*	Kmean	Profil	Kmean & Profil	b* chair	L* chair	a* chair	C* chair	H* chair	irmc	irmc1	irmc2	irmc3	irmc4	irmc5	irmc6	irmc7	irmc8	irmc9	irmc10	irmc11	irmc12	Lipides %MF
Moy L*	1,00	-0,16	0,14	0,07	0,61	-0,66	0,44	0,65	0,71	0,24	1,00	-0,09	0,08	0,61	0,77	0,62	0,64	0,76	0,70	0,73	0,64	0,68	0,76	0,75	0,67	0,65	0,71	0,77
a*		1,00	0,84	0,95	-0,21	0,24	0,09	-0,06	0,01	0,82	-0,18	1,00	0,94	-0,21	0,23	0,19	0,05	0,20	0,24	0,15	0,23	0,25	0,15	0,21	0,25	0,27	0,22	0,23
b*			1,00	0,96	0,35	-0,32	0,13	0,12	0,21	0,99	0,12	0,85	0,96	0,35	0,43	0,30	0,20	0,35	0,38	0,32	0,51	0,46	0,30	0,34	0,45	0,49	0,39	0,46
C*				1,00	0,11	-0,08	0,19	0,14	0,22	0,96	0,05	0,96	1,00	0,11	0,43	0,34	0,22	0,37	0,40	0,33	0,44	0,44	0,32	0,37	0,43	0,47	0,40	0,44
H*					1,00	-1,00	0,14	0,41	0,44	0,39	0,60	-0,17	0,12	1,00	0,44	0,28	0,35	0,36	0,34	0,39	0,57	0,45	0,36	0,33	0,44	0,47	0,37	0,50
a*/b*						1,00	-0,14	-0,42	-0,46	-0,36	-0,65	0,19	-0,09	-1,00	-0,46	-0,29	-0,37	-0,39	-0,37	-0,41	-0,58	-0,46	-0,38	-0,35	-0,46	-0,48	-0,39	-0,51
Kmean							1,00	0,47	0,67	0,21	0,42	0,15	0,19	0,14	0,59	0,65	0,59	0,55	0,66	0,52	0,29	0,43	0,61	0,60	0,46	0,46	0,57	0,55
Profil								1,00	0,88	0,24	0,61	0,03	0,14	0,41	0,63	0,57	0,65	0,64	0,57	0,58	0,40	0,50	0,65	0,62	0,49	0,54	0,58	0,65
Kmean & Profil									1,00	0,33	0,67	0,10	0,23	0,44	0,72	0,68	0,69	0,73	0,70	0,66	0,53	0,59	0,69	0,67	0,57	0,63	0,66	0,72
b* chair										1,00	0,22	0,84	0,96	0,39	0,53	0,39	0,30	0,44	0,47	0,42	0,57	0,54	0,40	0,44	0,53	0,57	0,48	0,56
L* chair											1,00	-0,11	0,06	0,60	0,75	0,61	0,62	0,74	0,68	0,71	0,63	0,68	0,75	0,74	0,67	0,64	0,70	0,75
a* chair												1,00	0,96	-0,17	0,31	0,26	0,13	0,27	0,31	0,22	0,28	0,31	0,22	0,28	0,31	0,34	0,29	0,31
C* chair													1,00	0,12	0,44	0,34	0,22	0,37	0,41	0,33	0,44	0,44	0,32	0,38	0,44	0,48	0,40	0,45
H* chair														1,00	0,44	0,28	0,35	0,36	0,34	0,39	0,57	0,45	0,36	0,33	0,44	0,47	0,37	0,50
irmc															1,00	0,87	0,84	0,89	0,88	0,96	0,74	0,83	0,95	0,95	0,86	0,86	0,97	0,95
irmc1																1,00	0,82	0,80	0,91	0,81	0,56	0,72	0,86	0,86	0,72	0,72	0,81	0,80
irmc2																	1,00	0,85	0,81	0,79	0,54	0,67	0,81	0,77	0,66	0,63	0,78	0,77
irmc3																		1,00	0,86	0,83	0,58	0,70	0,83	0,83	0,70	0,72	0,85	0,85
irmc4																			1,00	0,81	0,60	0,71	0,84	0,86	0,72	0,71	0,83	0,83
irmc5																				1,00	0,70	0,75	0,89	0,89	0,78	0,77	0,94	0,91
irmc6																					1,00	0,88	0,62	0,61	0,82	0,79	0,63	0,74
irmc7																						1,00	0,80	0,79	0,90	0,82	0,72	0,80
irmc8																							1,00	0,97	0,81	0,77	0,91	0,89
irmc9																								1,00	0,82	0,79	0,93	0,89

VIII. 2. 3. Comparaison avec les mesures colorimétriques

Les valeurs de pigmentation ont été corrélées entre elles et à celles obtenues en vision numérique. Les coefficients de corrélation entre les mesures au colorimètre (CL*, Ca*, Cb*) et les valeurs moyennes par zone en vision pour chaque composante colorimétrique (L*, a* et b*) sont présentés dans les tableaux suivants. Les données prises en compte concernent les darnes A1, A4, B1, B3, B5 et C3 des poissons 01 à 48 sauf les darnes P24B3 et P43A4.

	CL*8	CL*2	CL*7	CL*6	L*8	L*2	L*7	L*6	L*9	L*3	L*10	L*11
CL*8	1,00	0,48	0,55	0,25	0,65	0,50	0,59	0,43	0,54	0,47	0,53	0,39
CL*2		1,00	0,66	0,05	0,45	0,67	0,51	0,20	0,45	0,49	0,39	0,13
CL*7			1,00	0,05	0,51	0,56	0,54	0,21	0,46	0,47	0,38	0,13
CL*6				1,00	0,59	0,15	0,53	0,81	0,59	0,46	0,69	0,78
L*8					1,00	0,68	0,90	0,79	0,91	0,81	0,89	0,78
L*2						1,00	0,76	0,40	0,64	0,78	0,59	0,35
L*7							1,00	0,79	0,88	0,85	0,90	0,74
L*6								1,00	0,80	0,70	0,88	0,91
L*9									1,00	0,82	0,90	0,78
L*3										1,00	0,81	0,67
L*10											1,00	0,89
L*11												1,00

	Ca*8	Ca*2	Ca*7	Ca*6	a*8	a*2	a*7	a*6	a*9	a*3	a*10	a*11
Ca*8	1,00	0,81	0,72	0,68	0,59	0,61	0,56	0,55	0,57	0,63	0,52	0,54
Ca*2		1,00	0,81	0,70	0,49	0,56	0,51	0,48	0,49	0,60	0,44	0,46
Ca*7			1,00	0,63	0,48	0,50	0,50	0,45	0,46	0,53	0,43	0,43
Ca*6				1,00	0,77	0,79	0,78	0,77	0,76	0,79	0,75	0,73
a*8					1,00	0,94	0,96	0,96	0,97	0,93	0,96	0,95
a*2						1,00	0,93	0,94	0,94	0,96	0,92	0,91
a*7							1,00	0,97	0,95	0,94	0,97	0,97
a*6								1,00	0,95	0,94	0,96	0,97
a*9									1,00	0,94	0,95	0,94
a*3										1,00	0,93	0,93
a*10											1,00	0,98
a*11												1,00

	Cb*8	Cb*2	Cb*7	Cb*6	b*8	b*2	b*7	b*6	b*9	b*3	b*10	b*11
Cb*8	1,00	0,65	0,56	0,27	0,35	0,33	0,26	0,20	0,30	0,41	0,21	0,22
Cb*2		1,00	0,71	0,39	0,34	0,44	0,36	0,23	0,34	0,51	0,22	0,22
Cb*7			1,00	0,23	0,26	0,28	0,26	0,09	0,21	0,36	0,11	0,08
Cb*6				1,00	0,72	0,72	0,75	0,79	0,72	0,67	0,70	0,70
b*8					1,00	0,87	0,89	0,87	0,88	0,79	0,86	0,85
b*2						1,00	0,87	0,85	0,83	0,85	0,82	0,82
b*7							1,00	0,91	0,84	0,82	0,90	0,89
b*6								1,00	0,88	0,77	0,88	0,90
b*9									1,00	0,81	0,83	0,83
b*3										1,00	0,81	0,79
b*10											1,00	0,94
b*11												1,00

Tableau 18 : Corrélations linéaires entre les valeurs de pigmentation mesurées par colorimétrie et par vision numérique pour L*, a* et b*.

Les coefficients de corrélation sont faibles pour les raisons suivantes :

- le colorimètre mesure sur une très faible surface et la chair du poisson est texturée;
- l'éclairage du colorimètre diffuse à l'intérieur de la chair qui est assez translucide;
- la manière dont le colorimètre est posé sur la darne influence la mesure;
- la faible variabilité des valeurs, ajoutée à la faible précision des mesures, peut expliquer également les mauvaises corrélations.

VIII. 2. 4. Comparaison avec les notes visuelles

Les corrélations entre les notes visuelles selon la réglette SALMOFAN et les valeurs moyennes de L*, a* et b* des zones 2, 3, 6 et 11 ont été calculées à partir des données des darnes A1, A4, B1, B3, B5 et C3 des poissons 01 à 48 sauf les darnes P24B3 et P43A4.

Les notes visuelles sont corrélées négativement à la luminance L* des zones 2 et 3, et positivement à a* des zones 2 et 3 et des zones 6 et 11 ; les corrélations sont faibles avec b*. On remarque par ailleurs que les notes a* et b* des différentes zones sont liées, car elles sont dues à la pigmentation plus ou moins importante des darnes.

	L*2-3	a*2-3	b*2-3	L*6-11	a*6-11	b*6-11	visuel 2	visuel 6
L*2-3	1,00	-0,39	-0,08	0,58	-0,50	-0,26	-0,59	-0,60
a*2-3		1,00	0,86	0,09	0,95	0,86	0,59	0,46
b*2-3			1,00	0,24	0,77	0,86	0,33	0,22
L*6-11				1,00	-0,06	0,25	-0,19	-0,51
a*6-11					1,00	0,89	0,65	0,55
b*6-11						1,00	0,47	0,29
visuel 2							1,00	0,83
visuel 6								1,00

Tableau 19 : Corrélations linéaires entre les valeurs de pigmentation évaluées visuellement et par vision numérique pour L*, a* et b*.

VIII. 2. 5. Comparaison entre les mesures Fat Meter et les valeurs moyennes de L*

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier, si ce n'est l'absence de relation entre les teneurs en lipides estimées par le Fat Meter et les valeurs de luminance .

	LA1	LA4	LB1	LB3	LB5	LC1	FA1	FA5	FB1	FB5	FC1
LA1	1,00										
LA4	0,92	1,00									
LB1	0,88	0,95	1,00								
LB3	0,84	0,93	0,96	1,00							
LB5	0,82	0,89	0,92	0,95	1,00						
LC1	0,72	0,79	0,83	0,85	0,87	1,00					
FA1	0,18	0,18	0,20	0,16	0,12	-0,07	1,00				
FA5	0,06	0,10	0,12	0,10	0,05	-0,09	0,88	1,00			
FB1	0,13	0,14	0,19	0,19	0,15	-0,03	0,81	0,82	1,00		
FB5	0,13	0,15	0,22	0,21	0,20	0,02	0,70	0,73	0,71	1,00	
FC1	0,23	0,22	0,25	0,24	0,28	0,08	0,69	0,61	0,59	0,72	1,00

Tableau 20 : Corrélations linéaires entre les valeurs de luminance L* et les teneur en lipides évaluées par le Fat Meter

VIII. 2. 6. Comparaison entre les mesures Fat Meter et les surfaces des myoseptes par la méthode Kmean

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier, si ce n'est le faible niveau de corrélation entre les valeurs Fat Meter et les surfaces de myosepte devant contenir une part significative des lipides des darnes.

	<i>KA1</i>	<i>KA4</i>	<i>KB1</i>	<i>KB3</i>	<i>KB5</i>	<i>KC3</i>	<i>FA1</i>	<i>FA5</i>	<i>FB1</i>	<i>FB5</i>	<i>FC1</i>
KA1	1,00										
KA4	0,21	1,00									
KB1	-0,04	0,26	1,00								
KB3	-0,22	0,07	0,05	1,00							
KB5	-0,37	-0,04	0,24	0,30	1,00						
KC3	-0,05	0,06	-0,22	0,09	0,09	1,00					
FA1	0,06	0,21	0,25	-0,03	-0,12	-0,21	1,00				
FA5	-0,11	0,16	0,23	0,10	0,00	-0,17	0,88	1,00			
FB1	0,07	0,07	0,10	-0,01	-0,04	-0,20	0,81	0,82	1,00		
FB5	-0,01	0,09	0,34	-0,03	-0,02	-0,23	0,70	0,73	0,71	1,00	
FC1	0,16	0,27	0,27	-0,01	0,00	-0,20	0,69	0,61	0,59	0,72	1,00

Tableau 21 : Corrélations linéaires entre les surfaces de myoseptes par la méthode Kmean et les teneur en lipides évaluées par le Fat Meter

VIII. 2. 7. Comparaison entre les mesures Fat Meter et les surfaces des myoseptes par la méthode Profil

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier, si ce n'est encore la faible niveau de corrélation entre les valeurs Fat Meter et les surfaces de myosepte devant contenir une part significative des lipides des darnes.

	<i>PA1</i>	<i>PA4</i>	<i>PB1</i>	<i>PB3</i>	<i>PB5</i>	<i>PC3</i>	<i>FA1</i>	<i>FA5</i>	<i>FB1</i>	<i>FB5</i>	<i>FC1</i>
PA1	1,00										
PA4	0,70	1,00									
PB1	0,56	0,80	1,00								
PB3	0,57	0,82	0,84	1,00							
PB5	0,64	0,78	0,69	0,82	1,00						
PC3	-0,05	0,30	0,28	0,35	0,28	1,00					
FA1	0,27	0,33	0,18	0,14	0,04	0,32	1,00				
FA5	0,16	0,24	0,18	0,10	-0,01	0,20	0,88	1,00			
FB1	0,25	0,28	0,16	0,21	0,10	0,28	0,81	0,82	1,00		
FB5	0,19	0,25	0,17	0,17	0,05	0,14	0,70	0,73	0,71	1,00	
FC1	0,26	0,40	0,25	0,34	0,18	0,29	0,69	0,61	0,59	0,72	1,00

Tableau 22 : Corrélations linéaires entre les surfaces de myoseptes par la méthode Profil et les teneur en lipides évaluées par le Fat Meter

VIII. 2. 8. Comparaison entre les mesures Fat Meter et les surfaces des zones périphériques

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier, si ce n'est les corrélations significatives ($r > 0,59$) entre les valeurs Fat meter entre les différentes darnes.

	AA1	AA4	FA1	FA5	FB1	FB5	FC1
AA1	1,00						
AA4	0,59	1,00					
FA1	0,32	0,26	1,00				
FA5	0,30	0,28	0,88	1,00			
FB1	0,36	0,37	0,81	0,82	1,00		
FB5	0,23	0,35	0,70	0,73	0,72	1,00	
FC1	0,34	0,23	0,69	0,60	0,59	0,72	1,00

Tableau 23 : Corrélations linéaires entre les surfaces des zones périphériques et les teneur en lipides évaluées par le Fat Meter

VIII. 2. 9. Comparaison entre les mesures Fat Meter, les mesures chimiques et les valeurs moyennes de L*

Les coefficients de corrélation calculés sur 23 poissons font ressortir un lien entre les mesures au Fatmeter et les mesures chimiques plus important qu'avec les valeurs de L*.

	FA12	FA52	FB12	FB52	FC12	F2	LipA1	LipB1	LipB5	LA1	LB1	LB5
FA12	1,00											
FA52	0,89	1,00										
FB12	0,62	0,81	1,00									
FB52	0,80	0,77	0,53	1,00								
FC12	0,74	0,63	0,41	0,86	1,00							
F2	0,92	0,95	0,81	0,88	0,80	1,00						
LipA1	0,59	0,48	0,28	0,50	0,60	0,54	1,00					
LipB1	0,51	0,44	0,27	0,49	0,57	0,51	0,84	1,00				
LipB5	0,38	0,30	0,27	0,44	0,62	0,44	0,75	0,84	1,00			
LA1	0,17	0,14	0,06	0,17	0,44	0,21	0,65	0,55	0,58	1,00		
LB1	0,30	0,34	0,13	0,29	0,50	0,34	0,73	0,71	0,64	0,89	1,00	
LB5	0,17	0,18	0,03	0,18	0,42	0,20	0,67	0,69	0,69	0,84	0,93	1,00

Tableau 24 : Corrélations linéaires entre les mesures Fat Meter, les mesures chimiques et les valeurs moyennes de L*

VIII. 2. 10. Comparaison entre les mesures échographiques et les surfaces des zones morphologiques

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier.

	EA11	EA12	EA13	EA51	EA52	EA43	EB11	EB12	EB13	EB51	EB52	EC11	EC12
SA11	0,41	0,20	0,16	0,03	0,27	0,18	0,06	0,27	0,12	-0,09	0,17	-0,17	0,07
SA14	0,13	0,04	0,16	-0,17	0,26	0,20	-0,21	0,15	-0,04	-0,10	0,07	-0,26	0,08
SA15	0,00	0,31	0,24	0,10	0,17	0,36	0,22	0,23	0,34	0,07	0,12	-0,21	-0,15
SA16	0,28	0,10	0,16	-0,04	0,39	-0,11	-0,05	0,29	-0,18	-0,10	0,37	0,14	0,35
SA111	0,18	0,25	0,10	0,19	0,10	-0,01	0,21	0,15	0,26	0,01	0,45	0,22	0,34
SA112	0,21	0,05	0,13	0,00	0,30	0,22	0,02	0,22	-0,05	-0,11	0,00	-0,33	-0,05
SA41	0,13	0,40	0,20	0,31	0,26	0,11	0,43	0,43	-0,06	0,07	0,22	-0,14	-0,11
SA44	0,41	0,23	0,17	0,23	0,31	0,08	0,07	0,23	-0,06	0,00	0,22	0,06	0,27
SA45	-0,08	0,26	0,28	0,00	0,24	0,16	0,15	0,18	0,11	-0,04	0,10	-0,16	-0,07
SA46	0,41	0,15	0,05	0,36	0,31	0,06	0,20	0,27	-0,09	-0,09	0,15	0,15	0,36
SA411	0,03	0,33	0,05	0,35	0,14	0,09	0,53	0,39	0,08	0,18	0,21	0,11	0,08
SA412	0,32	0,24	0,42	-0,08	0,45	0,26	-0,10	0,28	0,06	-0,14	0,23	-0,17	0,10
SB11	0,06	0,12	0,23	0,12	0,13	-0,22	0,29	0,28	-0,13	0,04	0,00	0,09	0,01
SB14	0,38	0,28	0,12	0,26	0,27	0,02	0,24	0,25	-0,04	-0,04	0,25	0,16	0,41
SB15	-0,12	0,18	0,03	-0,04	0,21	0,06	0,14	0,27	-0,04	0,13	0,18	-0,06	-0,10
SB16	0,34	0,21	0,23	0,24	0,31	0,17	0,12	0,24	0,06	-0,15	0,22	0,01	0,29
SB111	-0,09	-0,09	0,16	-0,01	-0,02	-0,10	0,07	0,08	0,05	-0,05	0,05	-0,09	-0,11
SB112	0,32	0,42	0,10	0,26	0,37	0,28	0,28	0,36	0,05	0,10	0,35	0,11	0,16
SA1g	0,31	0,36	0,35	0,05	0,50	0,21	0,14	0,47	0,13	-0,05	0,43	-0,08	0,19
SA1d	0,29	0,21	0,19	0,09	0,34	0,20	0,10	0,28	0,12	-0,09	0,30	-0,15	0,20
SA4g	0,27	0,40	0,30	0,34	0,47	0,19	0,35	0,42	0,01	-0,08	0,23	-0,04	0,20
SA4d	0,35	0,47	0,38	0,26	0,50	0,27	0,34	0,54	0,09	0,03	0,38	-0,02	0,20
SB1g	0,24	0,36	0,29	0,22	0,48	0,14	0,29	0,50	-0,01	-0,02	0,34	-0,01	0,19
SB1d	0,32	0,36	0,26	0,30	0,38	0,17	0,38	0,45	0,07	0,03	0,42	0,06	0,16

Tableau 25 : Corrélations linéaires entre les mesures échographiques (ligne) et les mesures de surface des différentes zones intra darnes (colonne).

VIII. 2. 11. Comparaison entre les mesures échographiques et les surfaces totales des darnes

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien important.

	SA1	SA4	SB1	SB3	SB5	SC3	EA1	EA5	EB1	EB5	EC1	S	E
SA1	1,00	0,79	0,74	0,74	0,62	0,40	0,37	0,31	0,27	0,24	0,07	0,86	0,33
SA4		1,00	0,91	0,91	0,65	0,35	0,55	0,50	0,50	0,32	0,13	0,94	0,52
SB1			1,00	0,94	0,67	0,42	0,43	0,45	0,52	0,33	0,13	0,94	0,48
SB3				1,00	0,77	0,40	0,47	0,43	0,58	0,44	0,22	0,95	0,56
SB5					1,00	0,62	0,32	0,27	0,33	0,48	0,23	0,83	0,43
SC3						1,00	0,03	0,04	0,00	0,19	0,13	0,54	0,11
EA1							1,00	0,72	0,61	0,52	0,35	0,46	0,84
EA5								1,00	0,75	0,35	0,19	0,42	0,77
EB1									1,00	0,49	0,33	0,46	0,83
EB5										1,00	0,48	0,40	0,76
EC1											1,00	0,18	0,62
S												1,00	0,50
E													1,00

Tableau 26 : Corrélations linéaires entre les mesures échographiques et les mesures de surface des différentes darnes.

VIII. 2. 1. Comparaison entre les mesures échographiques et les surfaces ou surfaces relatives des myoseptes par la méthode Kmean

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier.

Kmean	SurfA1	RapA1	SurfA4	RapA4	SurfB1	RapB1	EA13	EA43	EB13
SurfA1	1,00	0,70	0,52	0,15	0,32	-0,04	0,19	0,12	0,10
RapA1		1,00	0,15	0,21	0,01	-0,04	0,04	0,02	0,09
SurfA4			1,00	0,69	0,67	0,38	0,40	0,34	0,00
RapA4				1,00	0,22	0,26	0,22	0,37	0,02
SurfB1					1,00	0,81	0,34	0,26	0,10
RapB1						1,00	0,27	0,29	0,13
EA13							1,00	0,26	0,30
EA43								1,00	0,41
EB13									1,00

Tableau 27 : Corrélations linéaires entre les mesures échographiques et les surfaces ou surfaces relatives des myoseptes par la méthode Kmean.

VIII. 2. 13. Comparaison entre les mesures échographiques et les surfaces ou surfaces relatives des myoseptes par la méthode Profil

Les coefficients de corrélation calculés sur 46 poissons ne font pas ressortir de lien particulier.

Profil	SurfA1	RapA1	SurfA4	RapA4	SurfB1	RapB1	EA13	EA43	EB13
SurfA1	1,00	0,69	0,71	0,43	0,63	0,43	0,37	0,36	0,26
RapA1		1,00	0,52	0,70	0,45	0,56	0,30	0,33	0,31
SurfA4			1,00	0,73	0,88	0,69	0,31	0,34	0,09
RapA4				1,00	0,63	0,80	0,09	0,34	0,13
SurfB1					1,00	0,84	0,19	0,27	0,10
RapB1						1,00	0,05	0,26	0,11
EA13							1,00	0,26	0,30
EA43								1,00	0,41
EB13									1,00

Tableau 28: Corrélations linéaires entre les mesures échographiques et les surfaces ou surfaces relatives des myoseptes par la méthode Profil

VIII. 2. 14. Comparaison entre les mesures échographiques et les surfaces des zones périphériques

Les coefficients de corrélation calculés sur 23 poissons ne font pas ressortir de lien particulier.

	SA1 V	SA1 6	SA1 11	SA1 5	SA1 89	SA1 12	SA1 1234	SB1 V	SB1 6	SB1 11	SB1 5	SB1 89	SB1 12	SB1 1234	EA1 3	EA4 3	EB1 3
SA1 V	1,00	0,24	0,30	-0,03	0,48	0,13	0,46	0,46	0,47	0,34	0,14	0,43	0,14	0,11	0,46	0,55	0,60
SA1 6		1,00	0,55	0,13	0,23	-0,23	0,05	0,44	0,58	0,26	0,63	0,31	0,25	0,20	-0,15	0,05	-0,05
SA1 11			1,00	0,22	0,48	0,27	0,11	0,27	0,54	0,53	0,72	0,22	0,55	-0,18	-0,14	0,39	0,25
SA1 5				1,00	0,10	0,64	-0,10	-0,32	0,02	-0,08	0,43	-0,18	0,56	-0,21	0,25	-0,10	0,08
SA1 89					1,00	0,36	0,08	0,52	0,31	0,14	0,34	0,40	0,35	0,05	0,12	0,52	0,26
SA1 12						1,00	0,03	-0,25	-0,03	0,17	0,29	-0,19	0,55	-0,21	0,36	0,28	0,34
SA1 1234							1,00	0,22	0,42	0,32	0,11	0,15	0,10	0,10	0,43	0,43	0,10
SB1 V								1,00	0,72	0,17	0,05	0,64	-0,02	0,42	0,14	0,30	0,08
SB1 6									1,00	0,57	0,34	0,43	0,24	0,35	0,24	0,22	0,14
SB1 11										1,00	0,36	0,02	0,36	0,08	0,08	0,28	0,20
SB1 5											1,00	0,01	0,44	-0,04	-0,25	0,23	0,18
SB1 89												1,00	0,09	0,11	0,25	0,53	0,23

SB1 12														1,00	-0,17	0,14	0,30	0,23
SB1 1234															1,00	-0,16	-0,36	-0,25
EA1 3																1,00	0,41	0,28
EA4 3																	1,00	0,55
EB1 3																		1,00

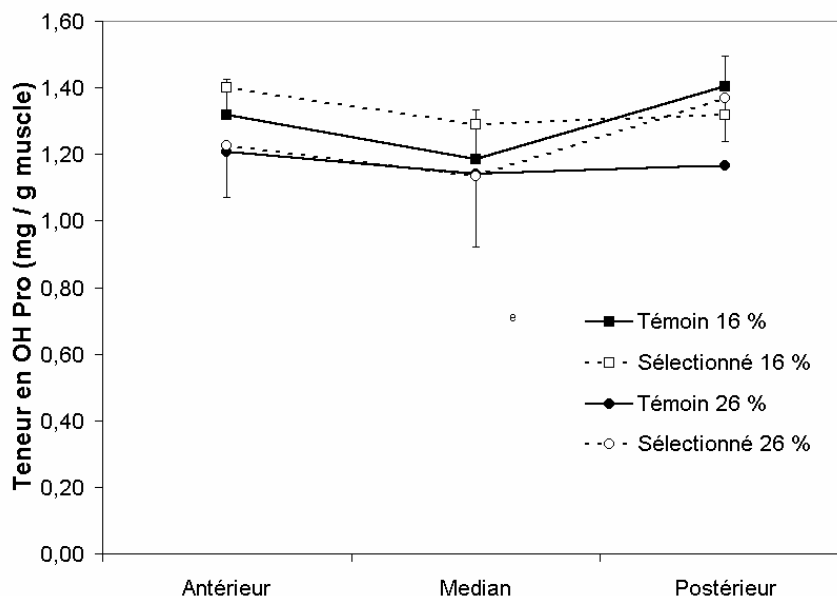
Tableau 28: Corrélations linéaires entre les mesures échographiques et les surfaces des zones périphériques

IX. Effet des régimes ou des génotypes sur la teneur en collagène.

Si les animaux sélectionnés présentent des développements plus importants de la zone de dépôt abdominale (Chapitre VI, figure 59) et des myoseptes ventraux (Chapitre VII) à teneur en lipides équivalente et si d'autre part, l'estimation de la teneur en lipides par la surface relative des myoseptes n'est de plus que partiellement corrélée avec la teneur en lipides mesurée par des méthodes classiques (Tab. 22, Tab. 24), le développement différentiel de ces tissus chez les animaux sélectionnés devrait être due à d'autres facteurs que la teneur en lipides. Afin de valider cette hypothèse, il a été proposé de mesurer la teneur en hydroxyproline de la chair afin d'évaluer si l'augmentation du développement des myoseptes et de zone de dépôt abdominale des poissons sélectionnés pouvait être corrélée à la teneur en collagène particulièrement concentré dans les myoseptes.

La teneur de hydroxyproline en mg / g de muscle ne présente pas de différence significative ni entre les lots ni selon l'axe antéropostérieur au sein d'un même poisson ni entre les lots étudiés (figure 67). La teneur en hydroxyproline tend toutefois à être plus élevée dans la partie caudale que dans la partie antérieure.

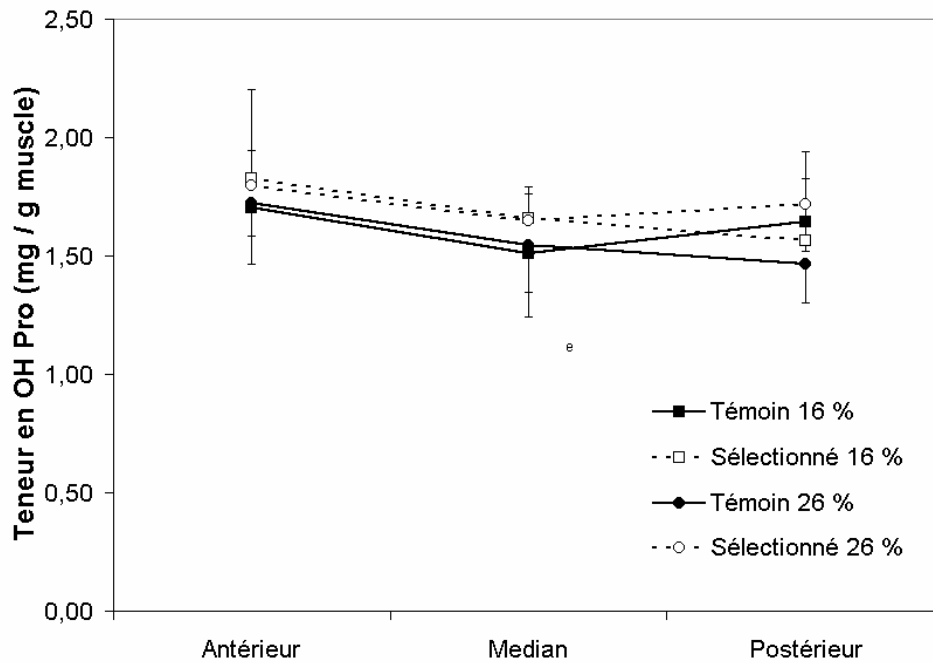
Figure 67 : Teneur en Hydroxyproline (mg / g de muscle) mesurée sur la chair disséquée sur des darnes de truites fario (échantillon de 24 truites parmi les 48 étudiées) témoins et sélectionnés (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.



La teneur en hydroxyproline rapportée par g de protéine présente par contre des différences intéressantes (figure 68). La teneur en Hydroxyproline diminue selon l'axe antéropostérieur ce qui traduit peut être des caractéristiques du collagène différente dans la partie caudale que dans la partie antérieure.

La teneur en Hydroxyproline rapportée par g de protéine est également plus élevée chez les poissons sélectionnés que chez les poissons témoins notamment dans les zones antérieures du poisson.

Figure 68 : Teneur en Hydroxyproline (mg / g de protéines) mesurée sur la chair disséquée sur des darnes de truites fario (échantillon de 24 truites parmi les 48 étudiées) témoins et sélectionnées (PROSPER suite ESCALE) nourries avec des régimes à faible (16%) et forte (26%) teneur en lipides pendant 4 mois.



Ceci traduit peut être des différences de caractéristiques du collagène chez les poissons sélectionnés comparés aux poissons témoins (collagène plus thermosoluble ?). Un tel résultat jamais rapporté jusqu'alors peut être rapproché des différences de caractéristiques de teneur en protéines dans le muscle des poissons sélectionnés. Des différences de structure du muscle ont peut être été induites par la sélection.

X. Discussion-Conclusion

* Développement technologique et hétérogénéités

Une méthode de mesure des lipides par spectrométrie RMN a pu être développée dans ce projet. Cette méthode rapide et fiable permet d'envisager de mettre en place des protocoles d'estimation de la variabilité génétique de la répartition des lipides exploitables dans des programmes de sélection. D'autrepart, cette méthode ne nécessite pas la mise en œuvre de protocole d'extraction des lipides dans des solvants.

La variabilité spatiale de la teneur en lipides a été décrite par IRM, l'évaluation des concentrations s'avérant très précise après standardisation des images IRM, cette technologie étant insensible à la couleur de l'objet étudié. Un très grand nombre de mesures localisées ont été réalisées ce qui n'aurait pas pu être conduit avec des méthodes chimiques classiques.

Un premier gradient antéropostérieur de la teneur en lipides (avec des modifications corrélées des teneurs en protéines et en hydroxyproline) est confirmé et détaillé. Ce gradient est lié à l'implication plus grande de la partie caudale dans la locomotion du poisson. Ces mesures ont été comparées aux taux de lipides de la chair des darnes évalués par dosage chimiques, par RMN et par IRM.

Les méthodes d'IRM ont également permis de mettre en évidence un second gradient de la teneur en lipides de l'axe vertébral vers les zones périphériques du poisson avec un classement zones ventrales > zones médianes > zones dorsales. Ce résultat est complètement original. Il peut également être associé à une implication plus forte (directe ou indirecte) de la partie centrale dans la locomotion du poisson.

Un système d'acquisition d'images couleur des darnes a été mis au point. Ce système s'affranchit de la réflectance spéculaire et des instabilités du système, pour fournir des images couleur dans l'espace colorimétrique CIELAB. Sur ces images couleur, des traitements ont été mis au point pour fournir automatiquement la cartographie de la chair, des myoseptes, des tissus de périphérie (tissus adipeux, muscles rouges, arête); par ailleurs les darnes sont découpées automatiquement en 12 zones morphologiques. Des mesures de couleur de la chair, de surfaces de myoseptes, des surfaces de tissus de périphérie et une cartographie de la couleur ont été réalisées sur ces images couleur sur la darne entière et dans les 12 zones morphologiques.

De nombreuses mesures provenant de la vision numérique couleur, en particulier toutes les mesures faites sur les 12 zones morphologiques, sont exploitables. La cartographie de la couleur proposée constitue une première approche qui nécessiterait d'être approfondie, car la coloration de la chair est un phénomène continu pour lequel la segmentation et la classification couleur ne sont pas particulièrement adaptées pour représenter et quantifier la répartition de la couleur. Des traitements de données spatialisés dont nous ne possédons pas actuellement la maîtrise mériteraient d'être testés sur un tel phénomène (objet d'une étude que nous envisageons de mener dans l'avenir).

V – CONCLUSION et PERSPECTIVES

Cette première approche de la répétabilité des mesures sur darnes de poisson par vision numérique et IRM s'avère concluante pour des paramètres de taille supérieure à 0.6 mm. 13 d'entre eux sont répétables en B3 comme en A4. Cette dernière, par sa grande taille, est une zone d'étude privilégiée. Certaines mesures effectuées ont été altérées par le manque de points de repère invariants d'une truite à l'autre. Ces points sont souvent sous la dépendance de la position de la darne dans l'image, par rapport à son axe de symétrie.

Des effets significatifs ont été démontrés en ce qui concerne l'alimentation et la sélection. Ainsi, l'aliment hyperlipidique (26%) augmente le développement de la couche adipeuse abdominale inférieure et des myoseptes. La sélection accroît aussi significativement la largeur de ces couches lipidiques intermusculaires.

Ces premiers résultats sont à confirmer avec soit un plus grand nombre d'animaux et ou de génotypes présentant de plus grandes différences de croissance, soit une amélioration des méthodes de mesure (diminution des dimensions du pixel, ...).

Les techniques utilisées dans cette étude permettent une conservation des informations concernant la qualité de la chair de poisson. Ceci permet d'en différer l'analyse ou d'y revenir ultérieurement.

La vision numérique est fiable et relativement peu onéreuse. Cette méthode nécessite d'effectuer des coupes sur le poisson, qui peuvent le déformer. Cependant, cette technique pourrait être appliquée à la détermination du %lipides dans la darne par sa couleur, qui n'est pas altérée par la découpe. La relation entre couleur et gras est à établir

Le problème majeur en IRM provient du fait que les images ne sont pas encore parfaitement normalisées. Ceci aboutit à la préférence générale pour la vision numérique, vis à vis des mesures effectuées.

Lorsque les images IRM seront tout à fait normalisées, il sera alors concevable d'opérer une saisie sur l'ensemble de la longueur du poisson. La pertinence de ce procédé dépend de son aptitude à établir un seuillage fiable pour discriminer tissu gras et musculaire. Ceci fait, l'IRM pourrait permettre de déterminer, dans ce matériel biologique vivant, des informations comme le volume de tissu adipeux ventral, de la tête à la queue, responsable de fortes pertes lors du filetage du poisson. Il serait aussi possible de connaître le taux de lipides dans une zone prédéterminée, comme c'est déjà le cas sur d'autres modèles animaux comme le porc ou la volaille. Ainsi, un suivi de la qualité de la chair du poisson vivant sera disponible pour tracer ces caractéristiques tout au long des processus de sélection et de production.

*** Corrélations technologiques**

La précision de la mesure indirecte de la teneur en lipides des filets par le Fat Meter a été confirmée.

Les mesures de lipides localisées ont été comparées aux mesures externes par Fat Meter, échographie, et à la colorimétrie, et à l'évaluation visuelle. Sauf exception, aucun lien particulièrement fort n'a été relevé avec ces différentes mesures. En effet, elles sont réalisées sur des zones spécifiques du poisson qui sont légèrement différentes de la localisation des darnes et ne peuvent être utilisées comme mesures de référence pour la vision. Il a cependant été démontré que les gradients de lipides sont associés à des gradients de capacité de pigmentation de la chair. Ce point mérite d'être creusé.

La luminance L^* , la saturation de la chair C^* et les surfaces de myoseptes sont les variables explicatives les plus pertinentes du taux de lipides.

*** Effets « régime » et « génotype »**

Les poissons nourris avec des teneurs en lipides différentes mais aussi les sélectionnés par les performances de croissance ont fourni un matériel adapté pour les mesures de répartition des lipides dans la chair des poissons.

Les régimes riches en lipides induisent une augmentation de la teneur en lipides dans toutes les zones et particulièrement dans les zones périphériques se traduisant par une accentuation de ce gradient. Un effet significatif est aussi observé sur la mesure de luminance L^* de la chair des poissons, sur les surfaces des myoseptes et sur les surfaces de tissus de périphérie.

La sélection n'a pas d'effet sur la couleur ni la teneur en lipides sauf en ce qui concerne le développement des myoseptes et des zones de dépôts ventrales et dorsales constituant une perte lors de l'étape de parage des filets en atelier de transformation. Les corrélations moyennes entre la luminance évaluée par vision artificielle et la teneur en lipides des darnes mesurées par IRM nous ont amené à considérer qu'une part de l'estimation visuelle des myoseptes quantifiable par vision numérique n'indique pas une information de teneur en lipides mais indique un développement spécifique du collagène ainsi que nos analyses d'hydroxyproline l'ont confirmées.

Les outils développés ont permis de décrire un modèle de la répartition de la teneur en lipides dans la chair des poissons. Ce modèle est exploitable pour étudier l'influence de différents paramètres d'élevage (alimentation, nutrition, environnement) ainsi que pour initier des programmes d'amélioration génétique visant à réduire l'hétérogénéité de la teneur en lipides et des caractéristiques qui en dépendent (pigmentation, texture).

*** Transfert**

Les résultats obtenus sur les darnes pourraient être transférables sur les filets pour réaliser un tri sur les lignes d'approvisionnement des chaînes de transformation en produit fumé, en adaptant le système d'acquisition et de traitement d'images aux filets.

Si l'IRM s'avère précise et non invasive, son utilisation en routine par des sélectionneurs supposera de réduire le temps d'acquisition des images. Pour cette première phase expérimentale le temps d'acquisition d'une séquence était de 448 s (ou 7 min 31 s), ce temps étant le produit du temps de répétition (TR de 140 ms) par la matrice de l'image (256 voxels) par le nombre de lignes étudiées (5/8) par le nombre d'accumulations (20). Ce temps était justifié par le souhait de maximiser la qualité des informations. Une réduction de la durée de saisie pourrait être envisagée soit en travaillant avec un appareil de puissance supérieure (1,5 T) et de plus petite taille soit et/ou en trouvant un optimum acceptable permettant de réduire le temps d'acquisition et/ou le nombre de voxels (128 au lieu de 256 ?) et/ou en diminuant le nombre d'accumulation (< 8 au lieu de 20 ?). Une telle démarche à valider permettrait de réduire le temps d'acquisition de la séquence à moins de 90 s.

Des images de darne de bar (*Dicentrarchus labrax* L.) et de dorade (*Sparus aurata* L.) ont été réalisées en vision numérique et traitées pour savoir si les résultats obtenus sur la truite fario étaient transférables à d'autres espèces. Les tests, bien que modestes, sont positifs et permettent de penser qu'un transfert à ces espèces à chair blanche et non pigmentée serait possible.

XI. Bibliographie

- AFNOR (1989), Détermination de l'extrait à l'hexane ou à l'ether de pétrole dit "teneur en huile", ISO 659.
- Alanen A., Komu M., Bondestam S., Toikkanen S., 1991. Determination of fat content of burbot liver with low field MR imaging (0.04T). *Phys. Med. Biol.* 36(7) : 953-961.
- Arneth W (1998) About the determination of intramuscular fat. *Fleischwirtschaft* 78(11) : 1183-1185.
- Baulain U., 1997. MRI for in vivo determination of body composition in animal science. *Computers and Electronics in Agriculture*, 17 : 189-203.
- Bird J.N., Savage G.P., 1990. The use of CIE (1976) L*a*b* colorimetric values for the determination of fillet colour of eviscerated farmed chinook salmon. Aberdeen United Kingdom, 18-20 Septembre 90, 173-181.
- Bonny J.M., Laurent W, Renou J.P., 1998. Caractérisation in-vivo des fibres musculaires en imagerie RMN paramétrique, dans *Structuration des Aliments*, AGORAL 1998, 271-276.
- Bonnet S., Haffray P. , Blanc J.M. , Vallée F. , Vauchez C. , Faure A. , Fauconneau B. 1999. Genetic variation in growth parameters until commercial size in diploid and triploid freshwater rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) and seawater brown trout (*Salmo trutta*). *Aquaculture*, 173 : 359-375.
- Bonny J.M., (1996) « Imagerie par résonance magnétique nucléaire quantitative en antenne de surface : correction des hétérogénéités et applications », , Phd Thesis, Université d'Auvergne, Clermont-Ferrand, France.
- Choubert G., Heinrich O., 1993. Carotenoid pigments of the green alga *Haematococcus pluvialis*: assay on rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, pigmentation in comparaison with synthetic astaxanthin and canthaxanthin, *Aquaculture* 112, 217-226.
- Collewet G., Toussaint C., Davenel A., Akoka S., Médale F., Fauconneau B., Haffray P., « Magnetic Resonance Imaging as a Tool to Quantify the Adiposity Distribution in Fish » Fifth International Conference on Applications of Magnetic Resonance in Food Science, 18-20 September 2000, Aveiro, Portugal
- Davenel A., Marchal P. A.Riaublanc, G.Gandemer., 1998. Cartographie par imagerie de résonance magnétique de l'état physique de tissus adipeux sous-cutanés de porc : relation avec leur composition en triglycérides. dans *Structuration des Aliments*, AGORAL 1998, 245-250.
- Davenel A., A.Riaublanc, P.Marchal., G.Gandemer. Quality of pig adipose tissue: relationship between solid fat content and lipid composition. *Meat Science*, accepté.
- Davenel A. , S.Aigret, P.Marchal. Quantitative MR imaging using non-uniformity correction by an uniform phantom : application to mapping of solid fat content in pig subcutaneous fat tissues. *J. Magnetic Resonance Analysis* (accepté).
- Douirin C., Haffray P., Vallet J.L. and Fauconneau B., 1998. Détermination de la teneur en lipides des filets de truite arc-en-ciel *Oncorhynchus mykiss* par le Torry Fat Meter®. *Sciences des Aliments*, 18 : 527-535.
- De Boeck G., Vanaudenhove M., Verhoye M., Van Audekerke J., De Wachter B., Blust R. Van der Linden A., 1997. Water houshold of the common carp, *Cyprinus carpio*, when submitted to an osmotic challenge, as determined by diffusion-weighted MRI at 7T. *Magma*, 5 (1) : 13-19.
- Fauconneau B., Chmaitilly J., André S., Cardinal M., Cornet J., Vallet J.L., Dumont J.P., Laroche M., 1993. Caractéristiques de la chair de truite arc-en-ciel: 1) Composition chimique et cellularité du muscle et des tissus adipeux. *Sciences des Aliments*, 13 173-187.

- Fauconneau B., Bonnet S., Douirin C., de Guilbert C., Laroche M., Bauvineau C., 1994. Assessment of muscle biochemical and histochemical criteria for flesh quality in salmonids, CEMAGREF. in "Measures for Success" Kestemont P., Muir J., Sevilla F., Williot P. (Eds), 225-238.
- Fauconneau B., Andre S., Chmaitilly J., LeBail P.Y., Krieg F., Kaushik S.J., 1996. Control of skeletal muscle fibres and adipose cells in the flesh of rainbow trout. *J. Fish Biol.*, 49,
- Fauconneau B., Fauré A., Haffray P., Medale 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.
- Folch J, Lees M and Sloane-Stanley GH (1957) A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J Biol Chem* **226** : 497-509 .
- Fowler P.A., Fuller M.F., Glasbey C.A., Cameron G.C., Foster M.A., 1992. Validation of the in vivo measurement of adipose tissue by MRI of lean and obese pigs. *Am. J. Clin. Nutr.*, 56 : 7-13.
- Gjerde, N.R. 1987. Predicting carcass composition of rainbow trout by computerized tomography . *J. Anim. Breed. Gent.*, 104 : 121-136.
- Lazaro R, Bayarri S, Conchello P, Arino A and Herrera A (1995). Comparación de dos técnicas de extracción de materia grasa para la determinación de residuos organoclorados en alimentos. *Grasas y Aceites* **46(1)** : 35-38.
- Marchal P., Marty-Mahé P., 1996. Detection of turkey carcasses defaults by machine vision. 1996. ASAE Annual International Meeting - July 17 1996, Paper n° 963061.
- Marty-Mahé P. et Marchal P., 1997. Evaluation de la qualité de carcasse de dinde par vision numérique. Evaluation des caractéristiques morphologie - Détection des défauts. *Comptes-Rendus de l'Académie d'Agriculture de France*, Vol 83 n°2.
- Marty-Mahé, D. Legeard, P. Marchal., 1998. Travaux de recherche sur l'évaluation de la qualité des jambons frais par vision numérique couleur en tête d'une unité de production de jambons cuits : Evaluation de l'épaisseur de gras sous-cutané et de la couleur des muscles profond et supérieure. Contrat Région Bretagne.
- Otsu N., 1979. A threshold selection method from grey-level histograms. *IEEE Trans. On SMC* 9, 62-66.
- Poxton MG, Goldsworthy GT, 1986. The remote estimation of weight and growth in Turbot using image analysis. *Automation and data processing in Aquaculture Trondheim, Norway*, 1, 63-170.
- Rye M., 1991. Prediction of carcass composition in Atlantic salmon by computerized tomography. *Aquaculture*, 99 : 35-48.
- Rye M. and Gjerde B., 1996. Phenotypic and genetic parameters of body composition traits and flesh colour in Atlantic salmon, *Salmo salar L.* *Aquaculture Research*, 27, 121-133.
- Shen J. and Castan S., 1992?. An optimal linear operator for step edge detection. *CVGIP* 54, 112-133.
- Simmons A., Tofts P.S., Barker J.B. and Arridge S.R. (1994) Sources of Intensity Nonuniformity in Spin Echo Images at 1.5T , *MRM.*, **32** : 121-128.
- Stollberger R. and Wach P. (1996) Imaging of the Active B1 Field in Vivo. *MRM*, **35** : 246-251.
- Storbeck,F, Daan B,1991. Weight estimation of flatfish by means of structured light and image analysis : *Fisheries Research* 11, 99-108.