



**HAL**  
open science

## Variabilite de la fraction lipidique du muscle en fonction du type metabolique chez le porc

Anne Meynier, Etienne David, Gilles Gandemer

► **To cite this version:**

Anne Meynier, Etienne David, Gilles Gandemer. Variabilite de la fraction lipidique du muscle en fonction du type metabolique chez le porc. Journees de la Recherche Porcine en France, 1989, 21, pp.393-398. hal-02720908

**HAL Id: hal-02720908**

**<https://hal.inrae.fr/hal-02720908>**

Submitted on 1 Jun 2020

**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.

# VARIABILITÉ DE LA FRACTION LIPIDIQUE DU MUSCLE EN FONCTION DU TYPE MÉTABOLIQUE CHEZ LE PORC.

Anne LESEIGNEUR, E. DAVID, G. GANDEMER.

INRA, Laboratoire d'Etudes des Interactions des Molécules Alimentaires, BP 527, 44026 NANTES Cédex 03.



## INTRODUCTION

Les muscles sont constitués de proportions variables de plusieurs types de fibres musculaires. Selon ASHMORE, elles sont regroupées en 3 catégories :  $\alpha$  W,  $\alpha$  R et  $\beta$ R. Si chacune de ces trois catégories de fibres est bien caractérisée du point de vue de sa morphologie, de son système contractile, de son métabolisme énergétique (CASSENS et COOPER, 1971), par contre les caractéristiques de composition lipidique des fibres en fonction de leur type métabolique restent encore mal connues.

Chez le Porc, à notre connaissance, seuls BEECHER et al. (1965) et RUFF-MORRISON et CAMPBELL (1971) ont étudié la teneur en lipides intramusculaires dans des muscles de type métabolique défini. Bien que la composition lipidique du muscle ait été déterminée à de nombreuses localisations anatomiques, il n'est toutefois pas possible de dégager clairement les caractéristiques lipidiques propres à chaque type métabolique.

De nombreuses composantes de la qualité de la viande étant classiquement associées d'une part à la fraction lipidique et d'autre part au type métabolique, l'acquisition de connaissances suffisantes sur les relations existant entre ces deux paramètres permettrait de mieux comprendre le rôle de la fraction lipidique dans le déterminisme de la qualité des produits carnés.

C'est pour ces différentes raisons que nous avons entrepris l'étude de la fraction lipidique des m. *Longissimus dorsi*, m. *Biceps femoris*, m. *Psoas major*, m. *Trapezius* et m. *Masseter*. Si nous nous référons à la hiérarchie établie par LABORDE et al (1983) sur 30 muscles de Porc, ces cinq muscles couvrent un large éventail de type métabolique. Une attention toute particulière a été accordée à la caractérisation des lipides de structure.

## 1. MATÉRIEL ET MÉTHODES

### 1.1. Matériel animal

Cette étude a été réalisée à partir d'un lot de 8 Porcs femelles

de race Large White x Piétrain d'un poids de carcasse de 80 kg en moyenne.

Cent grammes de muscle ont été prélevés, 24H post mortem comme suit:

- m. *Longissimus dorsi* (LD) au niveau de la 5ème vertèbre dorsale
- m. *Biceps femoris* (BF) dans sa partie supérieure qui est la plus blanche
- m. *Psoas major* (PM) dans sa partie médiane
- m. *Trapezius* (T) dans sa partie médiane
- m. *Masseter* (M) dans sa partie médiane.

Chaque muscle est soigneusement paré pour éliminer le gras visible et les aponévroses avant d'être finement haché. Les lipides sont extraits le jour même.

### 1.2. Extraction des lipides.

Les lipides sont extraits à partir de 10 g selon la méthode de FOLCH. et al (1957).

L'essentiel des solvants est éliminé au moyen d'un évaporateur rotatif, puis les traces sous courant d'azote.

La teneur en lipides des muscles est déterminée par pesée et exprimée en g / 100g de tissu.

### 1.3. Fractionnement de l'extrait lipidique.

L'extrait lipidique total est fractionné en lipides neutres et polaires sur des cartouches de silice (Sep-Pack, Waters) selon la méthode décrite par JUANEDA et ROCQUELIN (1985).

La teneur en phospholipides est calculée après dosage du phosphore dans l'extrait lipidique total selon la méthode de BARTLETT (1959). Les lipides neutres sont quantifiés par pesée. Les teneurs en lipides neutres et polaires sont exprimées en g/100 g de muscle.

#### 1.4. Composition en acides gras des fractions lipidiques.

La détermination de la composition en acides gras est effectuée par chromatographie en phase gazeuse des esters méthyliques.

Les esters sont préparés selon la méthode de MORRISON et SMITH (1964).

Les chromatographies sont réalisées à l'aide d'un chromatographe DI 700 (Delsi Instrument) équipé d'un détecteur à ionisation de flamme et d'un injecteur diviseur. Une colonne capillaire de 30 m de long et 0,32 mm de diamètre interne contenant une phase greffée polaire (Polyéthylène Glycol) a été utilisée (Superox, Alltech). La température du four est maintenue à 180° C, celle de l'injecteur et du détecteur à 250°C. La pression du gaz vecteur (hydrogène) en tête de colonne est de 0.6 bar.

Les acides gras sont identifiés par comparaison des temps de rétention et des longueurs équivalentes de chaînes avec ceux d'échantillons standards.

La composition en acides gras des fractions est exprimée en % de la masse d'esters méthyliques injectés.

#### 1.5. Détermination de la répartition en classes des phospholipides.

Elle est réalisée par chromatographie liquide haute performance suivant la méthode de STOLYHWO et al. (1987).

L'ensemble de pompage (Gilson) qui comprend 2 pompes, un amortisseur de pulsations et une chambre de mélange, est piloté par un APPLE II. L'injection est réalisée à l'aide d'une vanne Rhéodyne munie d'une boucle d'injection de 20 µl. La colonne utilisée mesure 25 cm de long et 4,4 mm de diamètre interne. Elle est remplie de silice (Lichrospher SI-100, 5 µm, Merck).

La quantification est réalisée à l'aide d'un détecteur à diffusion de lumière (Cunow). Les données sont mémorisées dans un boîtier d'acquisition avant d'être traitées à l'aide d'un logiciel d'intégration et de traitement des chromatogrammes (Nelson, Stang Instruments).

##### 1.5.1. Phase mobile

Les phases mobiles A et B sont respectivement du chloroforme pur et un mélange méthanol : eau : ammoniac : chloroforme (92:5:2:1). Cependant, le gradient utilisé diffère légèrement de celui décrit par STOLYHWO et al. (1987). En effet, le taux de la phase B passe de 0 à 20 % en 10 minutes puis atteint 100 % 20 minutes après le début de l'analyse alors que ces auteurs utilisent un gradient linéaire. Le débit de la phase mobile est de 1,5 ml/min.

Les principales classes des lipides neutres (à l'exception des esters de cholestérol) et des lipides polaires sont parfaitement séparées en 25 minutes.

##### 1.5.2 Quantification

Elle est réalisée directement à l'aide du détecteur à diffusion de

lumière.

Bien que ce soit un détecteur de masse, la réponse fournie par le détecteur à diffusion de lumière varie avec le constituant lipidique considéré, les conditions opératoires et la géométrie de l'appareil (CHRISTIE, 1987), ce qui nécessite un étalonnage préalable.

Nous avons d'abord défini les conditions opératoires optimales pour l'analyse des lipides. Ces conditions sont les suivantes :

- pression du gaz de nébulisation : 2,2 bar
- pression du gaz auxiliaire : 0,5 bar
- température du tube d'évaporation du solvant : 40°C.

Ensuite, nous avons établi la courbe liant la surface du pic à la concentration de lipides injectés pour chacune des classes de lipides. La quantité de chaque composé est ensuite calculée en se rapportant aux courbes étalons. En accord avec les travaux antérieurs (STOLYHWO et al, 1987), nous avons pu établir que les principales classes de lipides polaires présentent des coefficients de réponse très voisins.

La composition en phospholipides du muscle est exprimée en pourcentage de la masse totale des lipides polaires injectés et en mg / 100 g de tissu.

#### 1.6. Analyses statistiques

L'influence des types métabolique et contractile des fibres musculaires sur les paramètres étudiés a été déterminée par analyse de variance à 1 facteur (5 niveaux) à l'aide du logiciel développé par l'ITCF (stat-itcf).

## 2. RÉSULTATS

### 2.1. Teneurs en lipides (Tableau 1)

#### 2.1.1. Lipides totaux

Même si le m. *Psoas major* (PM) apparaît plus maigre (1,3 g/100 g) que les m. *Trapezius* (T) et *Masseter* (M) (2,0 et 1,8 g/100g, respectivement), l'analyse statistique indique que la teneur en lipides intramusculaires est indépendante du muscle considéré. Ce résultat montre que le taux de lipides intramusculaires ne dépend pas du type métabolique des fibres musculaires chez le Porc.

TABLEAU 1  
TENEUR EN LIPIDES DES MUSCLES  
SUIVANT LE TYPE MÉTABOLIQUE

Muscles	Lipides Totaux	Lipides neutres	Lipides polaires
Longissimus Dorsi	1.5 ± 0.4	1.0 ± 0.3	0.5 ± 0.0
Biceps Femoris	1.4 ± 0.4	0.8 ± 0.5	0.6 ± 0.1
Psoas Majeur	1.3 ± 0.3	0.7 ± 0.5	0.7 ± 0.1
Trapezius	2.0 ± 0.7	1.3 ± 0.6	0.7 ± 0.1
Masseter	1.8 ± 0.5	0.9 ± 0.4	0.9 ± 0.1

Chaque valeur est la moyenne ± l'écart-type de 8 déterminations. Les moyennes surmontées d'une même lettre ne sont pas significativement différentes au seuil de 1%.

### 2.1.2. Lipides de réserve.

L'analyse de variance révèle un effet significatif du muscle sur le taux de lipides de réserve. Parmi les cinq muscles étudiés, le m. *Trapezius* est plus riche (1,3 g/100g) que les m. *Psoas major*, m. *Biceps femoris*, m. *Masseter* et m. *Longissimus dorsi* qui ont des teneurs en lipides de réserve (0,7 à 1,0 g/100g). Le fait que les deux muscles de type métabolique opposé (*Longissimus dorsi* et *Masseter*) présentent des teneurs en lipides de réserves similaires nous indique que le type métabolique des fibres n'est pas un facteur de variation de ce paramètre.

### 2.1.3 Lipides de structure.

L'analyse de variance a permis de classer les muscles étudiés en trois groupes:

- 1) le m. *Longissimus dorsi*, glycolytique, pauvre en lipides de structure (0,5g/100g)
- 2) les muscles intermédiaires (m. *Biceps femoris*, m. *Psoas major*, m. *Trapezius*) présentent un taux équivalent de lipides polaires (0,6-0,7 g/100g).
- 3) le m. *Masseter*, oxydatif, riche en lipides de structure (0,9 g/100 g).

Il apparaît donc que les muscles glycolytiques se caractérisent par leur faible teneur en lipides de structure comparativement

aux muscles oxydatifs.

La teneur en lipides de structure est caractéristique du type métabolique du muscle.

### 2.2. Répartition en classes des lipides polaires. (tableau 2)

La répartition en classes des phospholipides a été déterminée sur trois muscles représentatifs des groupes définis précédemment, à savoir :

- du m. *Longissimus dorsi*, au métabolisme glycolytique.
- d'un muscle intermédiaire, m. *Trapezius*.
- du m. *Masseter*, oxydatif.

Les résultats sont regroupés dans le tableau 2.

D'une manière générale, la fraction phospholipidique du muscle de Porc présente les caractéristiques suivantes. La phosphatidyl-choline (PC) représente à elle seule plus de 50 % des phospholipides totaux. La phosphatidyl-éthanolamine (PE) est l'autre phospholipide majeur (19 à 30 %). Les cardiolipides (CL) et la phosphatidyl-inositol (PI) sont des phospholipides mineurs (5 à 9 %). La sphingomyéline (SM) et la phosphatidyl-sérine (PS) sont présentes à l'état de trace (< 1 %).

**TABLEAU 2**  
RÉPARTITION EN CLASSES DES PHOSPHOLIPIDES DES  
m. *Longissimus dorsi* (LD), le m. *Trapezius* (T) et le m. *Masseter* (M) CHEZ LE PORC.

		LD	T	M
Cardiolipides	(1)	24 ± 9	38 ± 10	57 ± 11
	(2)	4.9 ± 2	6.0 ± 0.3	7.1 ± 0.3
Phosphatidyl-Ethanolamine	(1)	94 ± 11	174 ± 30	264 ± 30
	(2)	19.5 ± 1.8	26.0 ± 3.0	30.5 ± 1.7
Phosphatidyl-Inositol	(1)	43 ± 6	42 ± 10	52 ± 7
	(2)	9.0 ± 1.0	6.8 ± 1.0	5.7 ± 0.9
Phosphatidyl-Sérine	(1)	6 ± 2	5 ± 1	5 ± 1
	(2)	0.8 ± 0.3	0.8 ± 0.2	0.6 ± 0.2
Phosphatidyl-Choline	(1)	312 ± 30	398 ± 80	473 ± 30
	(2)	64.8 ± 4.0	59.3 ± 3.0	55.4 ± 1.3
Sphingomyéline	(1)	4 ± 0.5	6 ± 2	5 ± 1
	(2)	0.9 ± 0.1	0.9 ± 0.3	0.6 ± 0.2

(1) :exprimée en mg/100 g.

(2) :exprimée en % de la masse de phospholipides injectés.

Chaque valeur est la moyenne ± écart type de 8 déterminations.

Le type métabolique du muscle n'influe pas de la même manière sur toutes les classes de phospholipides quel que soit le mode d'expression des résultats. Ainsi les quantités et les proportions relatives des phospholipides mineurs (PS et SM) ne sont pas significativement liées au type métabolique. Par contre, celles de PE, PC, CL et PI dépendent largement du type du muscle considéré.

En effet, les proportions de PE et les CL dans les phospholipides totaux sont plus élevées dans un muscle oxydatif (m. *Masseter*) que dans un muscle glycolytique (m. *Longissimus dorsi*). Des résultats inverses sont observés pour la PC et la PI.

Sur le plan quantitatif, les résultats sont encore plus nets. Ainsi la quantité de PE passe de 94 mg/100 g dans le m. *Longissimus dorsi* à 264 mg/100 g dans le m. *Masseter*, soit une augmentation de 184%. La teneur en PC quant à elle varie de 312 mg/100 g dans le muscle glycolytique à 473 mg/100 g dans le muscle oxydatif (+51%). C'est pourquoi le rapport PE/PC très différent suivant le type de muscle considéré. En effet, il rapport est beaucoup plus faible dans un muscle glycolytique (0,30) que dans un muscle oxydatif (0,56). Les CL sont plus abondants dans le m. *Masseter* que dans le m. *Longissimus dorsi* (+ 140%). Par contre, la quantité de PI est voisine quel que soit le muscle considéré.

## 2.3. Composition en acides gras

### 2.3.1. Lipides totaux (tableau 3)

Suivant le muscle considéré, les lipides intramusculaires contiennent de 34 à 40 % d'acides gras saturés, de 35 à 46 % d'acides gras monoinsaturés et de 13 à 25 % d'acides gras polyinsaturés (AGPI). Ils apportent une proportion non négligeable d'acides gras polyinsaturés à chaîne longue, essentiellement sous forme d'acide arachidonique (1/6 à 1/5 des AGPI totaux).

La composition en acides gras des lipides intramusculaires dépend du muscle considéré. Ainsi, les m. *Longissimus dorsi* et *Trapezius* présentent une proportion d'acides gras polyinsaturés (AGPI) nettement plus faible que les autres muscles (13-17% contre 22-25%) qu'il s'agisse de muscles intermédiaires comme les m. *Biceps femoris* et *Psoas majeur* ou oxydatifs comme le m. *Masseter*.

Cependant, ces variations ne sont pas liées directement aux types métabolique et contractile des fibres musculaires, mais dépendent en premier lieu du rapport lipides neutres/lipides polaires.

TABLEAU 3  
COMPOSITION EN ACIDES GRAS DES LIPIDES TOTAUX DE CINQ MUSCLES DE PORC

	L.D.	B.F.	P.M.	T.	M.
14:0	1,3 ± 0,1	1,2 ± 0,2	1,1 ± 0,2	1,2 ± 0,2	1,1 ± 0,2
16:0	24,6 ± 0,8	20,9 ± 1,6	22,7 ± 1,6	23,5 ± 1,7	21,5 ± 1,8
18:0	13,7 ± 0,9	11,5 ± 0,5	14,2 ± 2,6	13,7 ± 1,2	13,1 ± 1,1
autres (1)	0,5 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,7 ± 0,1
<b>Saturés</b>	<b>40,1 ± 1,1</b>	<b>34,0 ± 2,0</b>	<b>38,8 ± 3,9</b>	<b>38,7 ± 3,0</b>	<b>36,4 ± 1,2</b>
16:1	3,3 ± 0,8	3,0 ± 0,6	2,6 ± 0,5	2,9 ± 0,5	3,0 ± 0,5
18:1	42,1 ± 3,7	37,7 ± 3,0	32,3 ± 3,0	40,5 ± 3,3	37,4 ± 2,5
autres (2)	1,3 ± 0,3	0,6 ± 0,1	0,7 ± 0,6	0,8 ± 0,1	1,1 ± 0,1
<b>Monoinsaturés</b>	<b>46,6 ± 4,0</b>	<b>41,3 ± 3,5</b>	<b>35,7 ± 3,8</b>	<b>44,2 ± 3,7</b>	<b>41,5 ± 2,9</b>
18:2 n-6	9,1 ± 2,4	14,7 ± 2,8	17,1 ± 2,7	11,9 ± 2,2	15,0 ± 1,6
20:4 n-6	2,0 ± 0,5	5,1 ± 1,2	4,3 ± 0,6	2,5 ± 0,8	3,7 ± 0,7
autres (3)	0,8 ± 0,1	1,3 ± 0,2	1,0 ± 0,1	1,1 ± 0,1	1,6 ± 0,1
N-6	11,9 ± 3,0	21,1 ± 3,1	22,4 ± 3,2	15,5 ± 3,0	20,3 ± 2,0
18:3 n-3	0,6 ± 0,3	0,8 ± 0,3	0,9 ± 0,3	0,8 ± 0,2	1,1 ± 0,4
autres (4)	0,6 ± 0,1	2,8 ± 0,3	2,2 ± 0,2	0,8 ± 0,2	0,9 ± 0,2
N-3	1,2 ± 0,5	3,6 ± 0,3	3,1 ± 0,3	1,6 ± 0,4	2,0 ± 0,6
<b>Polyinsaturés</b>	<b>13,1 ± 3,0</b>	<b>24,7 ± 4,5</b>	<b>25,5 ± 3,9</b>	<b>17,1 ± 3,3</b>	<b>22,3 ± 2,4</b>

LD = m. *Longissimus dorsi* BF = m. *Biceps femoris* PM = m. *Psoas major* T = m. *Trapezius* M = m. *Masseter*  
Les résultats sont exprimés en % de la masse d'esters méthyliques injectée et sont la moyenne ± écart-type de 8 déterminations  
(1)= 15:0, 17:0 et 20:0 (2)=17:1 et 20:1 (3)=20:2n-6 et 20:3n-6 (4)=20:5 n-3, 22:5n-3 et 22:6n-3

### 2.3.2. Lipides polaires (tableau 4)

Quel que soit le muscle considéré, la composition en acides

gras des lipides polaires est proche de celle-ci : 35-36% d'acides gras saturés, 25 à 30% d'acides gras monoinsaturés et 33 à 40 % d'acides gras polyinsaturés. On note la présence

d'une proportion importante d'acide arachidonique (6-8%).

L'analyse de variance effectuée sur ces résultats a montré que :

- la teneur en acides saturés est indépendante du muscle considéré;
- seul le m. *Longissimus dorsi* présente un taux d'acides gras monoinsaturés plus élevé que celui des 4 autres muscles (30,5% au lieu de 24,8 à 27,0%);

- ce muscle contient corrélativement une proportion d'acides gras polyinsaturés plus faible que les autres muscles (33,9% au lieu de 36,6 à 39,7%).

De cette étude, il ressort que la composition en acides gras des phospholipides ne présente pas de caractéristiques propres qui puissent être associées au type métabolique des fibres musculaires.

**TABLEAU 4**  
COMPOSITION EN ACIDES GRAS DES LIPIDES POLAIRES DE CINQ MUSCLES

	L.D.	B.F.	P.M.	T.	M.
14:0	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,2	0,5 ± 0,1	0,6 ± 0,2	0,5 ± 0,2
16:0	22,7 ± 2,0	23,2 ± 0,9	22,8 ± 0,7	21,8 ± 2,0	20,8 ± 1,7
18:0	11,4 ± 1,7	11,1 ± 1,0	11,9 ± 1,0	11,9 ± 1,7	14,0 ± 1,5
autres (1)	0,9 ± 0,2	0,6 ± 0,1	0,8 ± 0,2	0,7 ± 0,1	0,5 ± 0,1
<b>Saturés</b>	35,5 ± 2,0	35,4 ± 1,7	36,0 ± 0,9	35,0 ± 2,0	35,8 ± 0,7
16:1	3,5 ± 1,1	2,3 ± 0,7	1,5 ± 0,5	2,4 ± 0,2	2,0 ± 0,6
18:1	26,2 ± 3,3	22,5 ± 2,0	23,0 ± 2,5	23,6 ± 2,4	24,5 ± 1,8
autres (2)	0,8 ± 0,2	0,3 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,5 ± 0,1	0,5 ± 0,1
<b>Monoinsaturés</b>	30,5 ± 3,8 (a)	25,1 ± 2,8 (b)	24,8 ± 3,0 (b)	26,5 ± 2,6 (b)	27,0 ± 2,6 (b)
18:2 n-6	22,9 ± 1,8	24,4 ± 2,1	25,8 ± 2,7	24,9 ± 1,6	24,7 ± 2,0
20:4 n-6	6,3 ± 1,7	8,4 ± 0,5	6,9 ± 0,4	6,9 ± 1,4	6,2 ± 0,7
autres (3)	2,0 ± 0,2	3,7 ± 0,3	2,9 ± 0,2	1,8 ± 0,2	2,3 ± 0,2
N-6	31,2 ± 2,7	36,5 ± 1,1	35,6 ± 2,5	33,6 ± 2,2	33,2 ± 1,7
18:3 n-3	1,4 ± 0,7	0,8 ± 0,3	1,4 ± 0,2	1,2 ± 0,4	1,5 ± 0,5
autres (4)	1,1 ± 0,3	2,4 ± 0,4	1,8 ± 0,2	1,8 ± 0,3	1,9 ± 0,2
N-3	2,5 ± 0,7	3,2 ± 0,5	3,2 ± 0,5	3,0 ± 0,6	3,4 ± 0,6
<b>Polyinsaturés</b>	33,7 ± 2,9 (a)	39,7 ± 1,5 (b)	38,8 ± 3,1 (b)	36,6 ± 2,0 (b)	36,6 ± 2,2 (b)

Chaque valeur est exprimée en % de la masse des esters injectés et est la la moyenne ± écart type de 8 déterminations.

LD= m *Longissimus dorsi* BF= m *Biceps femoris* PM= m *Psoas major* T= m *Trapezius* M= m *Masseter*

Chaque valeur indiquée par la même lettre n'est pas significativement différente au seuil de 5%

(1)=15:0, 17:0 et 20:0 (2)=17:1 et 20:1 (3)=20:2n-6 et 20:3n-6 (4)=20:5n-3, 22:5n-3 et 22:6n-3

### 3. DISCUSSION

#### 3.1. Type métabolique et teneurs en lipides.

Cette étude, réalisée sur cinq muscles couvrant une large gamme de types métaboliques, montre que la teneur en lipides intramusculaires n'est pas liée au type métabolique des fibres. Ces résultats sont en accord avec ceux de BEECHER et al. (1965) qui ont montré que certains muscles rouges (m *Rectus femoris*) présentaient des teneurs en lipides intramusculaires comparables à celle des muscles blancs (m *Longissimus dorsi*). De plus, ils ont pu établir que les muscles qui comportent une partie blanche et une partie rouge (m *Semitendinosus*) contenaient sensiblement la même proportion de lipides aux 2 localisations anatomiques.

De même, le taux de lipides de réserve des cinq muscles n'est

pas lié au type métabolique des fibres. Il convient néanmoins de noter que, sous le terme de "lipides de réserve", se trouvent en fait regroupés les lipides intracellulaires et toute ou partie des lipides situés entre les fibres musculaires que notre mode de dissection ne permet pas d'éliminer totalement.

#### 3.2. Type métabolique et phospholipides.

Ce travail montre clairement que le taux de lipides de structure est lié au type métabolique du muscle. La quantification de ces lipides dans cinq muscles nous a permis de les classer en trois groupes de teneur en phospholipides croissante. Le premier est constitué d'un muscle à faible teneur en lipides de structure (m. *Longissimus dorsi*, 0,5 g/100 g), le second des muscles à teneurs intermédiaires (0,6-0,7g /100g; m. *Biceps femoris*, m. *Psoas major* et m. *Trapezius*), le troisième d'un muscle à forte teneur (m. *Masseter*, 0,9 g/100g). Selon les travaux de

LABORDE et al. (1983), ces trois classes correspondent respectivement aux muscles de type métabolique glycolytique, intermédiaire et oxydatif.

Nos résultats sont en accord avec ceux obtenus antérieurement (RUFF-MORRISON et CAMPBELL, 1971; SHARMA et al., 1987; LUDDY et al., 1970), bien que le type métabolique des muscles ne soit toujours précisé explicitement. Ces observations s'expliquent parfaitement si l'on considère les caractéristiques histologiques propres à chaque type de fibres. En effet, les fibres  $\alpha$ W sont généralement plus longues et de diamètre plus important que les fibres  $\beta$ R. De plus, elles contiennent moins d'organites cellulaires en particulier de mitochondries (BEECHER et al., 1965). Par conséquent, 1g de fibres  $\alpha$ W contient moins de phospholipides membranaires qu'un g de fibres  $\beta$ R. Il est donc logique que les muscles glycolytiques, constitués majoritairement de fibres  $\alpha$ W soient moins riches en lipides de structure que les muscles oxydatifs composés principalement de fibres  $\beta$ R.

Ces résultats font apparaître que la détermination de la teneur en phospholipides du muscle pourrait être utilisée pour classer les muscles selon leur type métabolique au même titre que le dosage de la myoglobine ou des LDH.

A notre connaissance, la répartition en classes des phospholipides du muscle chez le Porc a été peu étudiée. Les méthodes modernes (couplage CLHP-détecteur à diffusion de lumière) que nous avons mises en oeuvre nous ont permis de déterminer avec précision la composition de la fraction phospholipidique de trois muscles représentatifs des trois groupes définis précédemment.

Nos résultats montrent que les muscles oxydatifs contiennent plus de PE et de PC (+184% et +51%) que les muscles glycolytiques. Ils confirment ceux de RUFF-MORRISON et CAMPBELL (1971) qui ont montré que la partie rouge du m. *Semitendinosus* contient plus de PE que la partie blanche (+56%).

De plus, nos résultats montrent que la teneur en CL, comme celle de la PE s'accroît quand on passe d'un muscle glycolytique à un muscle oxydatif. Par contre les teneurs en PI, PS et SM sont indépendantes du type des fibres. A ce jour, nous ne disposons pas d'éléments de comparaison bibliographique pour ces classes de phospholipides.

Dans l'état actuel de nos connaissances, nous ne pouvons pas expliquer complètement ces observations. Cependant, les

travaux se rapportant à la composition phospholipidique des principaux organites cellulaires suggèrent quelques hypothèses. En effet, tous les organites cellulaires ne présentent pas la même composition phospholipidique (JAIN, 1988). Ainsi, dans le m. *Longissimus dorsi*, le rapport PE/PC varie selon l'organite cellulaire considéré (ARROYO, 1971). En effet, les microsomes et le réticulum sarcoplasmique sont les organites les plus pauvres en PE alors que les mitochondries sont plus riches en PE et en CL. Des observations concordantes ont été faites par d'autres auteurs sur le coeur de Rat (SCHWARS et al., 1963; MARTONOSI, 1964). La richesse en mitochondries des muscles oxydatifs par rapport aux muscles glycolytiques expliquerait le rapport PE/PC et les teneurs en PE et en CL plus élevés observés dans ces muscles. Une conclusion définitive impose de déterminer avec précision la composition phospholipidique des principaux organites du muscle et de quantifier les proportions relatives de ces organites dans les trois types de fibres musculaires.

Les importantes différences de composition phospholipidique mises en évidence dans cette étude entre des muscles de type métabolique opposé pourraient revêtir un intérêt particulier dans l'étude de la saveur et de l'aptitude à la transformation des muscles. Ainsi, MOTTRAM et EDWARDS (1983) ont souligné le rôle prépondérant des phospholipides dans le développement de la saveur caractéristique de la viande cuite. De plus, la sensibilité de la PE à l'oxydation et sa réactivité chimique (réaction de Maillard) pourraient expliquer que les muscles oxydatifs riches en ce constituant soient moins stables que les muscles glycolytiques qui en sont pauvres.

Dans nos conditions expérimentales, la composition en acides gras des phospholipides est peu influencée par le type métabolique du muscle. Ces résultats sont en bon accord avec ceux publiés antérieurement (SHARMA et al., 1987; OTAKE et NAKAZATO, 1970). Ils s'expliquent très bien dans la mesure où :

- la PE comme la PC présentent une composition en acides gras voisines dans la plupart des organites cellulaires du muscle
- les compositions en acides gras des deux constituants majeurs de la fraction phospholipidique du muscle (PE et PC) sont comparables (ARROYO 1971).

## REMERCIEMENTS

Nous remercions cordialement l'Institut Technique du Porc pour la dissection des carcasses et la préparation des échantillons.

## BIBLIOGRAPHIE.

- ARROYO P., 1971. Phospholipids of porcine skeletal muscle subcellular fractions. PhD Ann Arbor (USA).
- BARTLETT G.R., 1959. J. Biol. Chem. **234**, 466-468.
- BEECHER G.R., CASSENS R.G., HOEKSTRA W.G., BRISKEY E.J., 1965. J. Food Sci. **30**, 969-976.
- CASSENS R.G., COOPER C.C., 1971. Adv. Food. Res. **19**, 1-74.
- CHRISTIE W.W., 1987. Dans "HPLC and lipids : a practical guide". Pergamon Press.
- FOLCH J., LEES M., SLOANE-STANLEY G.H., 1957. J. Biol. Chem. **226**, 497-509.
- JAIN M., 1988. Introduction to biological membranes. ed J. Wiley.
- JUANEDA P., ROCQUELIN G., 1985. Lipids **20** (1), 40-41.
- LABORDE D., TALMANT A., MONIN G., 1985. Reprod. Nutr. Dévelop. **25**, 619-628.
- LUDDY F.E., HERB S.F., MAGIDMAN P., SPINELLI A.M., WASERMAN A.E., 1970. J. Am. Oil Chem. Soc. **47**, 65-68.
- MARTONOSI A., 1964. Fed. Proc. **23**, 913-921.
- MOTTRAM D.S., EDWARDS R.A., 1983. J. Sci. Food Agric. **34**, 517-527.
- MORRISON W.R., SMITH L.M., 1964. J. Lipid Res. **5**, 600-608.
- OTAKE Y., NAKAZATO T., 1970. Jap. J. of Zootechnical Science, **41**, 642-648.
- RUFF-MORRISON D., CAMPBELL A.M., 1971. J. Food Sci. **36**, 1103-1104.
- SCHWARS H.P., DREIBACH L., KLEISCHICK A. 1963. Archs. Biochem. Biophys. **101**, 103-107.
- SHARMA N., GANDEMER G., GOUTEFONGEA R., 1987. Meat Sci. **19**, 121-128.
- STOLYHWO A., MARTIN M., GUIOCHON C., 1987. J. Liquid Chromatogr. **10**, 1237-1253.