

Phénotypage fin de la composition corporelle : calibration et comparaison directe de huit méthodes chez la chèvre laitière*

LERCH S. (1), DE LA TORRE A. (2), HUAU C. (3), MONZIOLS M. (4), XAVIER C.(1,5), LOUIS L. (6), LE COZLER Y. (5), FAVERDIN P. (5), LAMBERTON P. (5), CONSTANT I. (2), TOURRET M. (2), CHERY I. (7), HEIMO D. (1), LONCKE C. (8), SCHMIDELY P. (8), PIRES J. (2)

(1) Agroscope, Groupe de Recherche Ruminants, Route de la Tioleyre 4, 1725 Posieux, Suisse

(2) INRAE, Université Clermont Auvergne, Vetagro Sup, UMR Herbivores, 63122 Saint-Genès-Champanelle, France

(3) UMR GenPhySE, Université de Toulouse, INRAE, ENVT, 31326 Castanet-Tolosan, France

(4) IFIP institut du porc, 35650 Le Rheu, France

(5) PEGASE, INRAE, Institut Agro, 35590 Saint Gilles, France

(6) Université de Lorraine, AgroParisTech, INRAE, SILVA, 54000 Nancy, France

(7) IPHC, CNRS, Université de Strasbourg, 67037 Strasbourg, France

(8) Université Paris-Saclay, INRAE, AgroParisTech, UMR Modélisation Systémique Appliquée aux Ruminants, 75005 Paris, France

*A la mémoire de François Bocquier.

RESUME - Huit méthodes ont été comparées pour phénotyper la composition corporelle chez 20 chèvres laitières : la note d'état corporel (NEC), l'imagerie 3D pour estimer la NEC et reconstituer le corps entier, l'échographie, la tomographie à densité (CT), le diamètre des adipocytes, l'espace de diffusion de l'eau deutérée (EDD₂O) et l'impédancemétrie. Les différentes variables issues des méthodes testées ont été incluses dans des régressions linéaires pour déterminer la composition chimique du corps vide mesurée après abattage. Les équations les plus précises pour l'estimation de la masse de lipides combinent le poids vif et i) le poids total et le diamètre des adipocytes du tissu adipeux périrénal ($R^2 = 0,95$), ii) le volume des tissus gras mesuré par CT ($R^2 = 0,92$) ou iii) l'EDD₂O ($R^2 = 0,91$). Les meilleures équations d'estimation de la masse de protéines incluent le poids vif et l'EDD₂O ($R^2 = 0,97$) ou la NEC sternale ($R^2 = 0,95$). L'imagerie 3D corps entier et les mesures échographiques ne semblent pas être de bons estimateurs de la composition corporelle ($R^2 \leq 0.40$).

Phenotyping of dairy goat body composition: a direct calibration and comparison of eight methods

LERCH S. (1), DE LA TORRE A. (2), HUAU C. (3), MONZIOLS M. (4), XAVIER C.(1,5), LOUIS L. (6), LE COZLER Y. (5), FAVERDIN P. (5), LAMBERTON P. (5), CONSTANT I. (2), TOURRET M. (2), CHERY I. (7), HEIMO D. (1), LONCKE C. (8), SCHMIDELY P. (8), PIRES J. (2)

(1) Agroscope, Ruminant Research Unit, Route de la Tioleyre 4, 1725 Posieux, Switzerland

SUMMARY - Eight methods were compared to estimate dairy goat body composition, by calibrating against chemical composition measured *post-mortem*. The methods tested on 20 Alpine goats were body condition score (BCS), 3D imaging assessment of BCS or whole body scan, ultrasound, computer tomography (CT), adipose cell diameter, deuterium oxide dilution space (D₂OS) and bioelectrical impedance spectroscopy. Regressions were tested between predictive variates and empty body composition. The best equations for estimation of lipid mass included body weight combined with i) perirenal adipose tissue mass and cell diameter ($R^2 = 0.95$), ii) volume of fatty tissues measured by CT ($R^2 = 0.92$), or iii) D₂OS ($R^2 = 0.91$). The best equations for estimation of protein mass combined body weight with D₂OS ($R^2 = 0.97$) or sternal BCS ($R^2 = 0.95$). Whole body 3D imaging method and ultrasound measurements were not satisfactory estimators of body composition ($R^2 \leq 0.40$).

INTRODUCTION

La composition corporelle et ses variations temporelles est un caractère physiologique important, tant en recherche qu'en élevage commercial. La gestion des réserves corporelles au cours de la vie des ruminants constitue un déterminant majeur de la robustesse et de l'efficacité des élevages laitiers et allaitants. Cette gestion est liée aux caractéristiques génétiques, nutritionnelles et environnementales et elle permet d'assurer les performances et de supporter les compromis entre grandes fonctions biologiques (croissance, lactation, reproduction), santé et survie (Phocas *et al.*, 2014). La dynamique des réserves lipidiques (accrétion / mobilisation) conditionne par ailleurs les flux corporels de nombreuses molécules lipophiles (acides gras, vitamines, contaminants) et influence par conséquent la santé animale et les qualités nutritionnelles et sanitaires des produits (Lerch *et al.*, 2015). Le phénotypage fin de la composition corporelle (eau, lipides, protéines, minéraux, énergie) est ainsi devenu un outil indispensable dans de nombreux domaines de recherche. Afin de répondre à ce besoin clé et transverse, de

nombreuses méthodes visant à estimer *in vivo* la composition corporelle ont été mises au point et utilisées depuis plusieurs décennies (note d'état corporel, diamètre des adipocytes, espace de diffusion de l'eau marquée, échographie, etc., Pires *et al.*, 2012, De La Torre *et al.*, 2015, Lerch *et al.*, 2015). Cependant, le compromis en termes de précision / coût / temps d'acquisition / caractère invasif est rarement satisfaisant pour les méthodes disponibles qui, de plus, ne permettent pas de faire face aux défis émergents i) d'implémentation du phénotypage à haut débit et ii) des nouvelles normes réglementaires et d'éthiques animales. En réponse à ces nouveaux besoins, il est nécessaire de reconsidérer les méthodes existantes et d'en développer de nouvelles grâce aux outils analytiques et méthodologiques développés récemment. Il existe peu d'études comparatives de la composition corporelle mesurée *post-mortem* avec un large éventail de méthodes pratiquées sur animaux vivants ou non. Ces comparaisons se sont limitées à trois méthodes, voire moins (Schmidely *et al.*, 1995, Bocquier *et al.*, 1999, Mendizabal *et al.*, 2010). Des comparaisons et des calibrations de méthodes avec la composition corporelle de

référence mesurée *post-mortem* sont pourtant nécessaires afin d'évaluer la précision relative des différentes méthodes et permettre de déterminer leurs avantages et inconvénients respectifs.

L'objectif de ce travail est de calibrer et de comparer huit méthodes pour phénotyper la composition corporelle chez la chèvre laitière. L'éventail des méthodes retenues combine à la fois des méthodes classiques bien documentées comme la note d'état corporel (NEC), l'espace de diffusion de l'eau deutérée (EDD₂O), l'impédancemétrie et le diamètre des adipocytes, et des méthodes innovantes et prometteuses basées sur les technologies numériques telles que l'imagerie tridimensionnelle incluant la reconstitution du corps entier (3D-Scan) ou l'estimation de la NEC (3D-NEC), l'échographie des épaisseurs des tissus sous-cutanés lombaires et sternaux et la tomodensitométrie (CT) du corps entier.

1. MATERIEL ET METHODES

1.1. ANIMAUX

L'expérimentation (APAFiS n° 15681-2018062622272488_v2) a été réalisée au cours de 9 jours consécutifs au sein de l'IE Production de Lait (PEGASE, INRAE, Institut Agro, Méjusseume). Vingt chèvres de race Alpine (3,0 ± 0,6 ans; 226 ± 9 jours de lactation, 47 à 72 kg de poids vif, PV) ont été incluses dans cette étude. La traite avait lieu une fois par jour, le matin (8 h) et la ration distribuée deux fois par jour (9 h et 16 h) était composée de foin à volonté et de concentré (750 g/j/chèvre distribué lors de la traite). Les chèvres étaient logées en stabulation libre sur litière de paille d'orge accumulée et avaient libre accès au foin et à l'eau.

1.2. METHODES D'ESTIMATION DE LA COMPOSITION CORPORELLE

Le détail de la mise en œuvre des méthodes est décrit par Lerch *et al* (2021).

1.2.1 Poids vif, note d'état corporel et mensurations

Le PV a été mesuré le matin, après la traite et avant la distribution du foin cinq fois au cours de l'étude à J-2, J-1, J0, J2 et le jour de l'abattage (de J6 à J9), J0 correspondant au jour de l'injection de l'eau deutérée. La NEC, basée sur l'évaluation visuelle et la palpation des régions sternale et lombaire (de 0 à 5 au ¼ de point, Hervieu *et al.*, 1989) ainsi que sept mesures morphologiques ont été mesurées sur les chèvres vivantes à J3.

1.2.2. Espace de diffusion de l'eau deutérée

Une injection jugulaire d'eau deutérée (D₂O, 0,2 g / kg PV; 99,97%, Euriso-top, Saint-Aubin) à 11 h 14 (± 13 min) a été effectuée à J0. Sept prélèvements de sang jugulaire (30 ml) ont été effectués à - 0,94, + 5,26, + 29,04, + 53,24, + 76,99, + 101,16 et + 125,17 h, par rapport à l'heure d'injection. Les échantillons ont été prélevés dans des tubes avec activateur de coagulation et stockés une nuit à + 4°C avant centrifugation (2000 g, 15 min, + 4°C). Le sérum prélevé a été conservé à - 20°C jusqu'aux analyses. L'eau contenue dans les échantillons de sérum a été extraite par cryodistillation et l'enrichissement en deutérium déterminé par spectrométrie de masse isotopique (IRMS) afin de calculer l'EDD₂O (Lerch *et al*, 2021).

1.2.3. Imagerie 3D

Les images 3D des chèvres ont été acquises à J3 en utilisant deux équipements : i) un dispositif tablette portable équipé d'un capteur 3D ASUS Xtion/Primense Carmine (Huau *et al.*, 2020) et ii) un portique Morpho 3D (Allain *et al.*, 2018 ; 3D Ouest). Le système portable permet l'acquisition d'images 3D lombaire et du bassin où les coordonnées de 4 emplacements anatomiques sont repérées afin d'estimer la NEC. Le portique permet la reconstruction 3D du corps entier

et les mesures du volume et de la surface, de la profondeur de poitrine, de la longueur du corps et du tour de poitrine mesuré à 3 localisations (avant, milieu, arrière de l'abdomen).

1.2.4. Echographie

A J3, des échographies ont été réalisées à l'aide d'un échographe Aloka Prosound 2 (Hitachi Medical Systems SAS, Saint-Priest) équipé d'une sonde linéaire 5 Mhz (UST5820-5). Les mesures ont été réalisées au niveau des zones lombaire et sternale, identifiables par des repères anatomiques simples (os et cartilage). Au niveau lombaire, la sonde a été positionnée parallèlement aux vertèbres L2 et L3 à environ 1 cm de l'apophyse pour mesurer l'épaisseur des tissus sous-cutanés adipeux et musculaires. Au niveau sternal, la sonde a été placée sur le sternum. Ce positionnement permet de mesurer uniquement l'épaisseur du tissu musculaire sans pouvoir distinguer l'épaisseur de la peau de celle du tissu adipeux.

1.2.5. Tomodensitométrie

Après la traite, les chèvres ont été pesées et transportées à l'abattoir (de J6 à J9) où elles ont été anesthésiées pour être scannées par tomodensitométrie (scanner CT Siemens emotion duo, Erlangen, Allemagne). Entre 400 et 500 images ont été générées par chèvre. L'analyse d'image a été réalisée de façon semi-automatique. Les volumes des tissus mous, gras et osseux du corps entier ont été estimés après exclusion du rumen et de l'omasum (Pires *et al.*, 2020).

1.2.6. Impédancemétrie

Les mesures d'impédancemétrie (« bioelectrical impedance spectroscopy », BIS) ont été réalisées à l'aide d'un appareil ImpediVet (ImpediMed Limited, Brisbane, Australie), immédiatement après les mesures au CT-Scan, comme décrit dans Lerch *et al* (2021). Les données acquises ont été analysées (logiciel ImpediVet BIS) afin de déterminer les résistances corporelles à fréquence nulle (R₀), à fréquence infinie (R_∞), à 50 kHz (R₅₀) et 500 kHz (R₅₀₀) et la réactance à 50 et 500 kHz (X_{C50} et X_{C500}, respectivement). Deux chèvres ont été exclues du jeu de données d'impédancemétrie en raison de problèmes techniques et de mesures aberrantes.

1.2.7. Diamètre des adipocytes

Immédiatement après abattage, environ 100 mg de tissus adipeux sternal et périrénal ont été prélevés et placés dans une solution physiologique saline à 37°C avant fixation des adipocytes dans l'acide osmique (Robelin, 1981). Les diamètres d'environ 300 adipocytes ont été mesurés (Visilog, version 6.7, Thermo Fischer Scientific, Waltham, USA). Deux chèvres, différentes de celles exclues précédemment pour les mesures d'impédance, ont été exclues de ce jeu de données en raison d'échantillons dégradés.

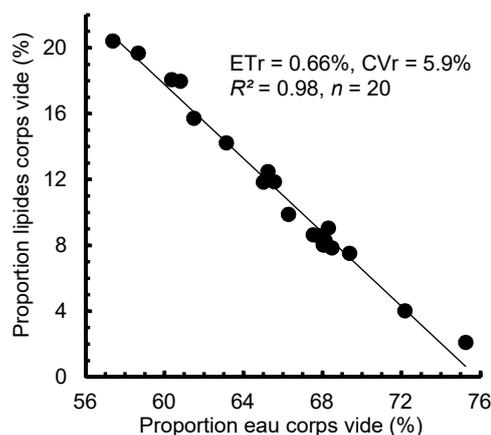


Figure 1. Relation entre les proportions d'eau et de lipides dans le corps vide des chèvres laitières

Composant corps (kg)		Statistiques		
Méthode	Equation [paramètre (erreur standard)] ¹	ETr	CVr (%)	R ²
Eau				
EDD ₂ O	0,27 (0,07) × PV + 0,24 (0,11) × EDD ₂ O + 0,10 (2,66)	0,95	3,8	0,91
CT	0,41 (0,04) × CT vol tot + 1,77 (2,16)	1,11	4,4	0,87
PV	0,40 (0,05) × PV + 2,89 (2,60)	1,35	5,4	0,80
Lipides				
DAP	0,10 (0,03) × PV + 0,07 (0,02) × DAP + 1,78 (0,82) × TAPR - 6,78 (1,80)*	0,57	11,6	0,95
CT	0,81 (0,06) × CT vol gras - 3,03 (0,54)*	0,76	16,8	0,92
EDD ₂ O	0,70 (0,06) × PV - 0,83 (0,10) × EDD ₂ O + 0,97 (1,88)	0,85	18,8	0,91
Impédance	0,21 (0,05) × PV + 0,59 (0,11) × R _∞ - 23,25 (2,88)*	1,08	23,2	0,86
NEC	4,23 (0,67) × NEC ster + 0,22 (0,09) × TP - 25,70 (7,25)*	1,23	27,4	0,81
	0,11 (0,05) × PV + 4,01 (0,76) × NEC ster - 11,78 (2,27)*	1,27	28,2	0,80
3D-NEC	0,20 (0,05) × PV + 4,04 (0,97) × 3D-NEC lomb - 16,34 (3,05)*	1,46	32,3	0,74
PV	0,32 (0,06) × PV - 12,80 (3,36)*	1,74	38,7	0,60
Protéines				
EDD ₂ O	0,16 (0,01) × PV - 0,08 (0,02) × EDD ₂ O + 1,48 (0,38)*	0,17	2,5	0,97
NEC	0,06 (0,02) × PV + 0,43 (0,14) × NEC ster + 0,10 (0,03) × TP - 6,39 (2,22)*	0,22	3,3	0,95
PV	0,13 (0,01) × PV - 0,36 (0,49)	0,25	3,8	0,92

Tableau 1 Régressions linéaires les plus précises afin d'estimer les quantités d'eau, de lipides et de protéines du corps vide mesurées à l'abattage à partir des variables issues des méthodes testées chez la chèvre laitière.

Abréviations et unités: PV : poids vif (kg), EDD₂O : espace de diffusion de l'eau deutérée (kg), CT vol tot : volume total du corps mesurée par tomodynamométrie (L), DAP : diamètre des adipocytes périrénaux (µm), TAPR : poids du tissu adipeux périrénal (kg), CT vol gras: volume des tissus gras mesuré par tomodynamométrie (L), R_∞ : résistance corporelle à fréquence infinie mesurée par impédancemétrie (Ω), NEC ster : note d'état corporel sternale (0 - 5), TP : tour de poitrine au garrot (cm), 3D-NEC lomb : note d'état corporel lombaire estimée par imagerie 3D (0 - 5).

1.3. ABATTAGE ET COMPOSITION CHIMIQUE

L'abattage a été réalisé de J6 à J9 (4 à 6 chèvres par jour), immédiatement après la mesure d'impédancemétrie, par électronarcose suivie d'une exsanguination, à l'UE 3P (INRAE, Saint-Gilles). Le sang, le tissu adipeux périrénal et le tractus digestif ont été collectés et pesés séparément. La masse des contenus digestifs et leurs teneurs en eau ont été déterminées après dessiccation à 103°C pendant 48 h. La demi carcasse gauche a été traitée séparément du reste du corps vide (c'est-à-dire le sang, la peau, la tête, le bas des membres, les organes internes, le tube digestif vide et les tissus adipeux viscéraux). Ces deux compartiments ont été stockés à - 20°C, avant d'être broyés et homogénéisés. Des échantillons ont été prélevés et analysés pour les teneurs en eau (103°C, 24 h), lipides (extraction Soxhlet à l'éther de pétrole), protéines (Dumas) et cendres (combustion à 550°C).

1.4. ANALYSES STATISTIQUES

Des corrélations et des régressions simples et multiples ont été effectuées en utilisant les procédures CORR et GLM de SAS 9.4 (SAS Inst. Inc., Cary, USA) pour évaluer les relations entre les différentes variables et développer des équations d'estimation de la composition du corps vide à partir des variables prédictives dérivées de chacune des huit méthodes testées. La significativité a été prédefinie à $P \leq 0,05$ et les tendances à $0,05 < P \leq 0,10$.

2. RESULTATS

2.1. COMPOSITION CORPORELLE POST-MORTEM

Le poids moyen des chèvres à l'abattage était de 54,7 ± 6,6 kg (45,6 – 66,9 kg). Le corps vide représentait 71 ± 4,5 % de ce poids, les 29 ± 4,5 % restant correspondant aux contenus digestifs. La masse d'eau du corps entier était de 38,6 ± 3,8 kg dont 35,2 % contenus dans les digestas et 64,8 % dans le corps vide, soit 21 à 32 kg ou 57 à 75 % du corps vide. Les proportions des lipides, protéines et cendres dans le corps vide étaient de respectivement 2,1 à 20,4 % (0,8 à 9,9 kg), 16,3 à 18,9 % (5,8 à 8,6 kg) et 4,3 à 5,8 % (1,6 à 2,4 kg). Les proportions d'eau et de lipides étaient étroitement et inversement corrélées ($R^2 = 0,98$, Figure 1).

2.2. ESTIMATION DE LA COMPOSITION CORPORELLE

Le Tableau 1 rapporte les équations et la Figure 2 les graphiques des résiduelles des régressions linéaires les plus précises pour estimer les quantités d'eau, de lipides et de protéines dans le corps vide à partir des variables prédictives issues des méthodes testées en combinaison avec le PV des

chèvres laitières. La précision relative entre les huit méthodes repose sur la comparaison des R^2 et de l'écart-type résiduel (ETr). Les deux indicateurs conduisent à un classement similaire des méthodes.

2.2.1. Eau

Le PV seul permet d'estimer convenablement la quantité d'eau du corps vide ($R^2 = 0,80$). Cette relation est améliorée lorsque l'EDD₂O est ajoutée à la régression ($R^2 = 0,91$, $P < 0,01$). Parmi les autres variables issues des méthodes testées, seul le volume corporel total mesuré par CT est un prédicteur pertinent de l'eau corporelle ($R^2 = 0,87$) par rapport au PV seul.

2.2.2. Lipides

Le PV seul ne fournit pas une estimation satisfaisante de la masse des lipides dans le corps vide ($R^2 = 0,60$). Les équations les plus précises, selon une valeur décroissante de R^2 , incluent i) le PV et le poids total et le diamètre des adipocytes du tissu adipeux périrénal ($R^2 = 0,95$), ii) le volume des tissus gras mesuré par CT ($R^2 = 0,92$), iii) le PV et l'EDD₂O ($R^2 = 0,91$) et iv) le PV et la résistance corporelle à fréquence infinie ($R^2 = 0,86$). La NEC sternale mesurée manuellement combinée avec le PV ou le tour de poitrine mesuré manuellement fournit également une bonne prédiction des lipides dans le corps vide ($R^2 = 0,80$ et 0,81 respectivement). La NEC lombaire obtenue par imagerie 3D associée au PV permet quant à elle une prédiction légèrement moins précise ($R^2 = 0,74$). En revanche, les variables issues de la mesure du diamètre des adipocytes du tissu adipeux sternal, de l'échographie ou de l'imagerie 3D du corps entier ne permettent pas d'estimer de façon satisfaisante la masse de lipides dans le corps vide ($R^2 < 0,40$) en comparaison du PV seul.

2.2.3. Protéines

Le PV seul fournit une estimation précise de la masse des protéines dans le corps vide ($R^2 = 0,92$). Seul l'ajout de l'EDD₂O ($R^2 = 0,97$) ou de la NEC sternale et du tour de poitrine ($R^2 = 0,95$) à la régression permet d'améliorer la précision de l'estimation.

3. DISCUSSION

3.1. COMPOSITION CORPORELLE POST-MORTEM

Dans notre étude, nous avons choisi d'évaluer la précision des méthodes d'estimation de la composition corporelle au sein d'une gamme d'animaux couramment observée en

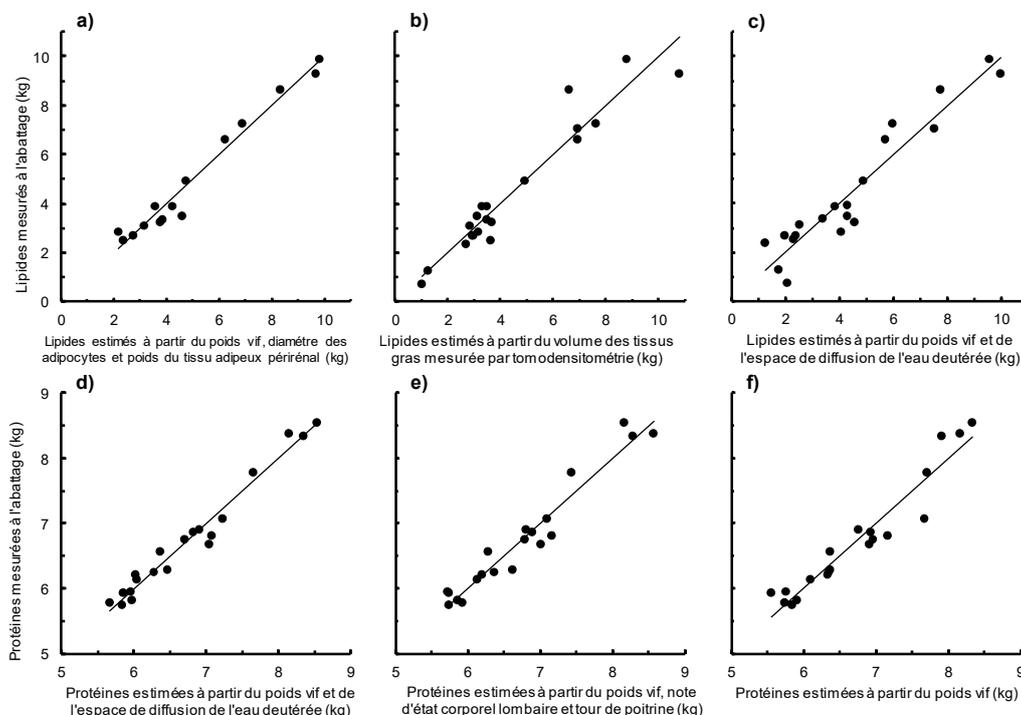


Figure 2. Graphiques des valeurs observées *versus* prédites par les régressions linéaires les plus précises pour l'estimation des quantités de lipides (a - c) et de protéines (d - f) du corps vide mesurées à l'abattage à partir du diamètre des adipocytes et du poids du tissu adipeux périrénal (a), de la tomodensitométrie (b), de l'espace de diffusion de l'eau deutérée (c et d), de la note d'état corporel lombaire et du tour de poitrine (e) ou du poids vif (f) chez la chèvre laitière. Lorsque significatif ($P < 0,05$) le poids vif est ajouté à la régression comme seconde variable prédictive. Le détail des équations est fourni dans le Tableau 1.

élevage caprin laitier, où les individus gras sont rarement présents. Ainsi, le pourcentage de lipides dans le corps vide des chèvres incluses dans cet essai (11 % en moyenne) est légèrement plus faible que ceux mesurés à l'abattage lors de calibrations antérieures de méthodes d'estimation de la composition corporelle chez des chèvres en lactation ou tarées (15 à 25 %, Schmidely *et al.*, 1995 ; Ngwa *et al.*, 2007). Les pourcentages de lipides et d'eau dans le corps vide étaient fortement négativement corrélés ($r = -0,99$, Figure 1), en accord avec la littérature ($r = -0,98$ à $-0,96$, Dunshea *et al.*, 1988, Schmidely *et al.*, 1995, Ngwa *et al.*, 2007, Lerch *et al.*, 2015) et les proportions d'eau, protéines et cendres du corps vide délipidé étaient quasi constantes (respectivement, 72 à 77 %, 18 à 22 % et 4 à 5 %).

3.2. COMPARAISON DE LA PRECISION DES HUIT METHODES POUR L'ESTIMATION DE LA COMPOSITION CORPORELLE

Le PV seul permet d'expliquer respectivement 80 et 92 % de la variance des masses d'eau et de protéines du corps vide, et seulement 60 % pour la masse de lipides. Toutefois, le PV n'explique au mieux que 43 % de la variance des pourcentages des composants chimiques du corps vide, suggérant ainsi que le PV seul ne permet pas une estimation précise de la composition corporelle absolue.

Les huit méthodes testées pour l'estimation de la composition corporelle sont fondées sur quatre principes (Figure 3) :

- i) l'évaluation de la conformation externe de l'animal ou la mesure des épaisseurs des tissus sous-cutanés adipeux et musculaires (NEC, imagerie 3D et échographie),
- ii) la mesure du volume ou des masses des tissus et organes par quantification de l'atténuation de radiation (CT et absorptiomètre biphotonique à rayons X, DXA) ou de champs magnétiques (imagerie par résonance magnétique, IRM),
- iii) la mesure du diamètre des adipocytes, elle-même liée à la masse de lipides dans le corps vide,
- iv) la quantification de l'eau corporelle, soit directement par mesure de l'EDD₂O ou d'autres marqueurs, soit indirectement par la quantification de la résistance corporelle à un courant électrique (impédancemétrie).

Parmi les méthodes fondées sur une évaluation de la conformation externe de l'animal ou de l'épaisseur des tissus, c'est la NEC obtenue par palpation au niveau du sternum

combinée au PV qui offre la meilleure estimation des lipides corporels ($R^2 = 0,80$). La NEC est une méthode non-invasive qui ne requiert pas d'équipement spécifique. Cependant elle reste subjective et opérateur dépendante. L'automatisation de la NEC par l'imagerie 3D pourrait atténuer ces limitations. En comparaison avec la NEC sternale manuelle, la NEC 3D lombaire combinée au PV permet d'obtenir une précision d'estimation des lipides légèrement plus faible ($R^2 = 0,74$). En revanche, l'imagerie 3D du corps entier n'a pas permis d'estimer avec précision la composition corporelle ($R^2 \leq 0,43$), vraisemblablement en raison du fait que l'équipement utilisé a été développé initialement pour les grands ruminants. Un équipement mieux adapté aux petits ruminants et une analyse d'images 3D plus fine reste une piste d'amélioration. Enfin, l'échographie n'a pas permis d'obtenir des prédicteurs fiables de la composition corporelle ($R^2 = 0,40$), certainement en raison de l'incapacité de cette technique à discriminer des variations fines chez des animaux relativement maigres (Pires *et al.*, 2015).

Le CT est la seconde méthode la plus précise pour estimer l'eau et les lipides corporels (respectivement, $R^2 = 0,87$ et $0,92$). Pour ces mêmes 20 chèvres, le CT permet également une estimation précise de la masse de lipides de la carcasse ($R^2 = 0,90$; Lerch *et al.*, 2020), ainsi que de la masse du contenu ruminal ($R^2 = 0,72$; Pires *et al.*, 2020). Les principaux inconvénients du CT sont le coût de l'équipement et de son contrôle, la nécessité d'anesthésier les animaux et le temps nécessaire au traitement des images post-acquisition.

La mesure du diamètre des adipocytes combinée au poids du tissu adipeux périrénal et au PV est la méthode la plus précise afin d'estimer la quantité de lipides dans le corps vide ($R^2 = 0,95$). Néanmoins, *in vivo* cette mesure requière une biopsie tissulaire profonde et invasive, complexe à réaliser. A l'inverse, une biopsie du tissu adipeux sternal serait plus facilement réalisable mais l'utilisation de ce tissu pour estimer les lipides corporels ne s'est pas révélée satisfaisante ($R^2 = 0,33$), tout comme chez la chèvre Blanca Celtibérica ($R^2 = 0,44$, Mendizabal *et al.*, 2010). Cette différence de résultats entre ces deux dépôts adipeux pourrait s'expliquer par une hyperplasie tardive (Vernon, 1980) dans le cas du tissu adipeux sternal observé chez les chèvres adultes de la présente étude (résultats non présentés).

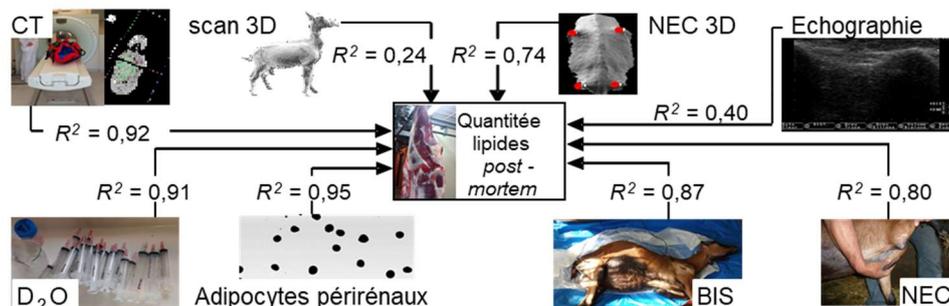


Figure 3. Précision relative des huit méthodes pour estimer la quantité de lipides du corps vide chez la chèvre laitière (adaptée de Lerch *et al.*, 2021)

Parmi les méthodes fondées sur la quantification de l'eau corporelle, l'EDD₂O combiné avec le PV permet une estimation précise de l'eau, des lipides et des protéines du corps vide ($R^2 = 0,91, 0,91$ et $0,97$). Ces résultats sont en accord avec la littérature pour des chèvres en lactation ou taries (Dunsha *et al.*, 1988, Schmidely *et al.*, 1995). Un tel niveau de précision était attendu compte tenu du fait i) que l'EDD₂O est un bon prédicteur de l'eau corporelle totale ($R^2 = 0,91$), ii) de la forte corrélation négative entre proportions d'eau et de lipides corporels et iii) des proportions très stables en eau et en protéines du corps vide délipidé. Cette technique ne nécessite pas d'équipement spécifique, ne modifie pas les performances et le comportement animal et demeure modérément invasive. Néanmoins, l'échantillonnage et les analyses d'enrichissement en deutérium sont coûteuses en temps, et requièrent un équipement IRMS et des compétences spécifiques qui limitent son application pour le phénotypage de la composition corporelle. Des solutions alternatives plus rapides et moins onéreuses pour l'échantillonnage (échantillon de lait plutôt que de sang) et pour les analyses pourraient permettre de limiter ces contraintes. La mesure de la résistance à fréquence infinie par impédancemétrie combinée au PV permet d'estimer les lipides corporels avec une précision légèrement inférieure à celle de l'EDD₂O ($R^2 = 0,87$ vs $0,91$). Ces résultats sont en accord avec ceux de la littérature (Schaff *et al.*, 2017, Silva *et al.*, 2018). L'impédancemétrie est une méthode qui utilise un appareillage portable et qui fournit des résultats immédiats sans avoir recours à des prélèvements. Toutefois, cette technique reste difficilement envisageable à grande échelle puisqu'elle nécessite une anesthésie locale pour l'insertion sous-cutanée d'électrodes selon des repères anatomiques précis, ainsi que la contention et l'isolement des animaux du sol pour permettre une bonne reproductibilité des mesures.

CONCLUSION

Cette étude a comparé huit méthodes d'estimation de la composition corporelle chez des chèvres comme modèle de ruminant. La précision des équations de prédiction pour les lipides corporels est résumée dans la Figure 3. La mesure du diamètre des adipocytes périrénaux a fourni les meilleures estimations de composition corporelle, notamment pour les lipides. Parmi les méthodes *in vivo* testées, le CT et l'EDD₂O sont deux méthodes précises mais chronophages, qui nécessitent un équipement et des analyses coûteuses, ce qui limite leur utilisation au domaine de la recherche sur un nombre réduit d'animaux. L'impédancemétrie, bien que moins précise que les deux méthodes précédentes, présente l'avantage de n'utiliser qu'un équipement léger et ne nécessite pas d'échantillonnage et d'analyses. Cependant, elle demeure une technique invasive et sensible aux erreurs de mesures. La NEC manuelle offre une précision satisfaisante sans être invasive et chronophage. Elle peut être réalisée sur un grand nombre d'individus mais reste subjective et opérateur dépendante. Sa mesure automatique à partir d'images 3D, comme cela est fait chez la vache laitière, pourrait permettre de contourner cette limitation. Enfin, dans cet essai ni l'échographie, ni l'imagerie 3D du

corps entier, n'ont permis d'estimer précisément la composition corporelle. Un développement plus poussé de l'appareillage et des mesures issues des images 3D pourraient permettre une amélioration des performances de cette méthode et conduire ainsi à l'implémentation du phénotypage à haut débit de la composition corporelle *in vivo*, en recherche et en élevage de précision.

Ce travail a été financé par un crédit incitatif du département PHASE de l'INRAE et par l'UMT SeSAM. Les auteurs remercient le personnel de l'IE Production du Lait pour les mesures réalisées sur les chèvres laitières, le personnel de l'UE 3P (Physiologie et Phénotypage des Porcs) pour l'abattage et les mesures post-mortem, le personnel de l'unité SILVATECH et A. Zahariev (IPHC, CNRS) pour les analyses D₂O, le personnel du groupe chimie des aliments (Agroscope) pour les analyses de composition chimique. Enfin les auteurs remercient M. Bonnet pour ses précieux conseils lors du montage de ce crédit incitatif.

Allain C., Depuille L., Faverdin P., Delouard J.M., Delattre L., Luginbuhl T., Lassalas J., Le Cozler Y., 2018. Renc. Rech. Rum., 24, 149-152.

Bocquier F., Guillouet P., Barillet F., Chilliard Y., 1999. Ann. Zootech., 48, 297-308

De La Torre A., Recoules E., Blanc F., Ortigues-Marty I., D'Hour P., Agabriel J., 2015. Livest. Sci., 176, 75-84

Dunsha F.R., Bell A.W., Chandler K.D., Trigg T.E., 1988. Anim. Prod., 47, 435-445

Hervieu J., Colomer Rocher P., Branca A., Delfa R., Morand-Fehr P., 1989. p.5. dans Réseau Agrimed-FAO de Recherches Coopératives sur les Productions Ovines et Caprines

Huau C., Pommaret A., Augerat D., Marechal P., Delattre L., Rupp R., 2020. Renc. Rech. Rum., 25, 61

Lerch S., Lastel M.L., Grandclaudon C., Brechet C., Rychen G., Feidt C., 2015. J. Anim. Sci., 93, 4463-4472

Lerch S., De La Torre A., Huau C., Monziols M., Xavier C., Louis L., Le Cozler Y., Faverdin Y., Lambertson P., Chery I., Heimo D., Loncke C., Schmidely P., Pires J., 2021. Methods, doi.org/10.1016/j.ymeth.2020.06.014

Lerch S., Monziols M., Schlegel P., Constant I., Tourret M., Pires J., De La Torre A., 2020. Renc. Rech. Rum., 25, 64

Mendizabal J.A., Delfa R., Arana A., Purroy A., 2010. Can. J. Anim. Sci., 90, 437-444

Ngwa A.T., Dawson L.J., Puchala R., Detweiler G., Merkel R.C., Tovar-Luna I., Sahl T., Ferrell C.L., Goetsch A.L., 2007. Small Rum. Res., 73, 27-36

Phocas F., Bobe J., Bodin L., Charley B., Dourmad J.Y., Friggens N.C., Hocquette J.F., Le Bail P.Y., Le Bihan-Duval E., Mormede P., Quere P., Schelcher F., 2014. Inra Prod. Anim., 27, 181-194

Pires J.A.A., Chilliard Y., Delavaud C., Rouel J., Pomiès D., Blanc F., 2015. Animal, 9, 1986-1995

Pires J.A.A., Bany D., Rouel J., Giraud J.-M., Chilliard Y. 2012. Renc. Rech. Rum., 19, 193.

Pires J., Monziols M., De La Torre A., Lambertson P., Huau C., Lerch S., 2020. Renc. Rech. Rum., 25, 65

Robelin J., 1981. J. Lipid Res., 22, 452-457

Schaff C.T., Pliquet U., Tuchscherer A., Pfuhl R., Gors S., Metges C.C., Hammon H.M., Kroger-Koch C., 2017. J. Anim. Sci., 95, 2041-2051

Schmidely P., Bas P., Morand-Fehr P., Hervieu J., Rouzeau A., 1995. Options Méditerranéennes. Serie A, 27, 141-150

Silva S.R., Afonso J., Monteiro A., Morais R., Cabo A., Batista A.C., Guedes C.M., Teixeira A., 2018. Animal, 12, 1324-1330

Vernon R.G., 1980. Prog. Lip. Res., 19, 23-106