

Mise au point d'une mesure de la teneur en muscle par tomographie RX *in vivo*

Gâce à la participation d'Inaporc et de FranceAgriMer, l'IFIP est doté depuis 2008 d'un tomographe scanner à rayons X installé dans un véhicule mobile. Il est principalement utilisé pour mesurer la composition et notamment la teneur en muscle des carcasses et des pièces de découpe, en particulier dans le cadre du classement. En effet, depuis 2009, la réglementation européenne permet l'utilisation d'un scanner RX comme référence pour la mesure du TMP, au même titre que la dissection. Néanmoins, le scanner RX, méthode d'imagerie médicale non invasive utilisée de manière quotidienne en hôpital, permet aussi de travailler sur l'animal vivant. De ce fait, il semble tout naturel d'envisager de mesurer la composition corporelle non plus seulement sur les carcasses mais directement *in vivo*. Une telle possibilité ouvrirait de larges perspectives que ce soit pour l'amélioration génétique en permettant le testage des reproducteurs ou pour étudier les effets de facteurs d'élevage (conduite, alimentation ...) sur la mise en place et la croissance des tissus.

Contexte

La tomographie RX est utilisée en médecine en tant qu'outil de diagnostic depuis 30 ans. L'impact de cette technologie en médecine humaine est tel qu'il a valu aux inventeurs du scanner le prix Nobel de médecine (Hounsfield et Cormack en 1979). De leur côté, les sciences animales utilisent les techniques d'imagerie médicale depuis le début des années 80 (Skjervold *et al.*, 1981).

Depuis cette première étude, les méthodes d'imagerie et les techniques d'analyse d'image n'ont cessé d'évoluer chez l'animal. Contrairement à la recherche médicale, les chercheurs en imagerie sur l'animal se sont particulièrement intéressés à la composition corporelle. Ainsi en 1999, Szabo *et al.* ont réalisé une synthèse bibliographique sur l'application des techniques d'imagerie digitale pour l'estimation *in vivo* de la composition corporelle des porcs.

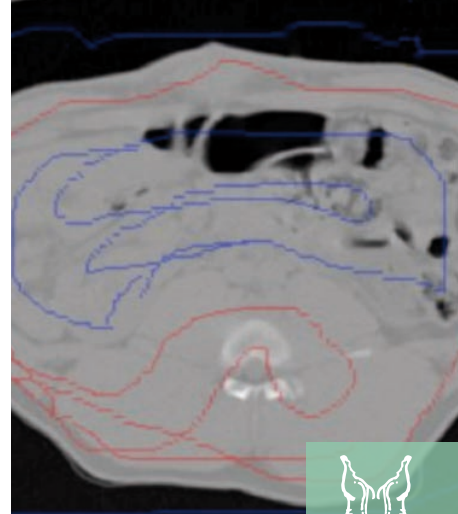
L'utilisation de l'imagerie par tomographie RX *in vivo* est surtout extrêmement développée chez l'agneau et le mouton, les équipes norvégiennes (Vangen 1984, Vangen et Standalk 1984), australiennes (Afonso 2002, Jopson 1997, Kvame *et col.* 2004), néo-zélandaises (Ball 1995) et plus récemment écossaises (Jones *et col.* 2002, Navajas *et col.* 2007), ont beau-

coup travaillé sur le sujet. Ainsi, aujourd'hui, le Scottish agricultural college propose les services d'un scanner mobile directement aux producteurs ovins pour mesurer la composition corporelle de leurs animaux : (<http://www.sac.ac.uk/research/groups/sls/teams/services/ctscanning/>).

Certaines de ces équipes - comme les Norvégiens qui travaillent sur l'espèce ovine - ont franchi le pas chez le porc (Allen et Vangen, 1984, Kolstad 2001, Kolstad *et col.* 1996, Kolstad et Vangen 1996), avec comme pour l'agneau d'excellents résultats pour la mesure de la teneur en muscle. Ainsi, en directe application de ces avancées, la société Norsvin en Norvège sélectionne depuis 3 ans ses verrats terminaux en se basant sur des caractères obtenus à partir d'un examen au scanner *in vivo*. (http://www.norsvin.com/index.php?option=com_content&view=article&id=100:the-norsvin-boar-testing-system&catid=74:boar-test&Itemid=57)

Objectifs

L'objectif de ce travail était donc de mettre au point un protocole de mesure de la composition corporelle et notamment de la teneur en muscle chez l'animal vivant avec le scanner RX. Pour ce faire, il fallait mettre en place un protocole d'anesthésie adapté, assurer la contention



Résumé

L'objectif de ce travail est de maîtriser l'ensemble des étapes permettant d'avoir une mesure de la composition corporelle et notamment de la teneur en muscle chez l'animal vivant.

Les enjeux sont de maîtriser l'anesthésie et la contention de l'animal mais également la prise d'images et leur analyse.

L'étude a permis de mettre au point un protocole adapté avec une anesthésie par voie intramusculaire, une contention grâce à un matelas à dépression, un protocole d'acquisition et un traitement des images le plus proche possible de ce qui est déjà réalisé en routine sur les carcasses et pièces de découpe.

Ainsi, il est aujourd'hui possible de mesurer la teneur en muscle d'un porc vivant avec le scanner mobile de l'IFIP.

Mathieu MONZIOLS
Anne HÉMONIC

Ce travail a été financé par FranceAgriMer et Inaporc.

de l'animal de manière simple tout en respectant son bien-être, utiliser un protocole de prise d'images le plus proche possible de celui réalisé sur les carcasses pour s'assurer de la cohérence des résultats et enfin développer un traitement d'images adapté aux spécificités des images obtenues.

Anesthésie

Les critères recherchés

Contrairement à la plupart des mesures scanner effectuées en routine par les médecins sur des patients souvent vigiles et généralement coopératifs, une mesure de ce type chez l'animal ne peut être réalisée sans anesthésie. De fait, la première étape de la mise au point de la méthode consistait à mettre en place un protocole d'anesthésie adapté. Dans notre cas, plusieurs critères devaient être pris en compte pour s'assurer de la qualité de l'anesthésie :

- **Dépression de la vigilance de l'animal suffisante** pour supprimer toute réaction lors des manipulations. Cette condition est très importante puisque tout mouvement de l'animal génère des artefacts sur les images qui peuvent dans certains cas les rendre inexploitable. Les manipulations sur l'animal étant de courte durée (une dizaine de minutes au total) et n'engendrant aucune

douleur, il n'est pas nécessaire de rechercher un protocole anesthésique entraînant une perte de conscience complète (narcose) et une analgésie forte : une simple sédation est suffisante, c'est-à-dire que l'animal reste conscient mais est incapable de se déplacer ou de bouger.

- **Respiration calme et régulière** pour ne pas générer d'artefacts sur les images et notamment les déformations sur les images de la cage thoracique. En effet, si le radiologue demande en général l'apnée à ses patients, il est impossible de faire de même avec un animal !
- **Relâchement musculaire** de l'animal suffisant pour faciliter sa contention.
- **Rapidité de mise en œuvre et facilité de réalisation** pour optimiser, lors de chaque campagne de mesure, le nombre d'animaux scannés, le matériel et le personnel nécessaire, et donc les coûts.
- **Sécurité** pour l'animal, le personnel et le matériel.
- **Réveil relativement rapide et peu perturbant pour l'animal** pour permettre une reprise rapide de l'alimentation et donc un impact moindre sur les performances de croissance.

Plusieurs molécules anesthésiques et voies d'administration (gazeuse, injectable) sont applicables chez le porc.

Le choix de la voie d'administration

L'anesthésie gazeuse est fréquemment pratiquée par les équipes de recherche ou vétérinaires qui travaillent chez le porc notamment en chirurgie. Elle a l'avantage d'assurer une narcose correcte et si besoin de longue durée. Elle n'est cependant pas adaptée à nos besoins de par son mode d'administration : en effet, un masque respiratoire, même adapté au mieux à la forme du groin, risquerait de générer des fuites de gaz anesthésiant, ce qui nuirait à la sécurité du personnel travaillant au niveau du scanner RX, installé dans une remorque (milieu clos sans hotte aspirante). De même, l'administration du gaz anesthésiant directement dans la trachée après intubation n'est pas facile à mettre en œuvre sur de jeunes animaux. Or, l'objectif est de mettre au point une méthode générique adaptée à tous les stades de croissance.

De fait, le choix s'est porté sur une anesthésie par injection. L'anesthésie par voie intraveineuse est intéressante car elle permet de réinjecter facilement une dose anesthésique en cas de réveil de l'animal lors de la manipulation. Néanmoins, cet intérêt n'est pas indispensable dans notre étude car les prises d'image sont très rapides. De plus, la voie intraveineuse nécessite de poser un cathé-

Une mesure de ce type chez l'animal ne peut être réalisée sans anesthésie puisque tout mouvement de l'animal génère des artefacts sur les images qui peuvent dans certains cas les rendre inexploitable.

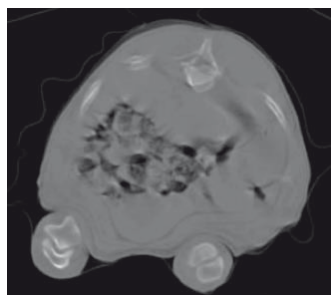


Figure 1 : Artefacts sur une image abdominale d'un animal à la respiration saccadée

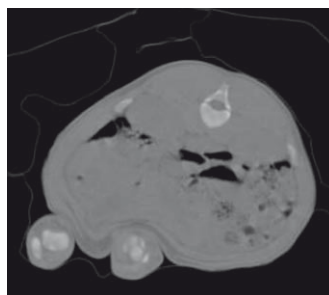


Figure 2 : Image abdominale d'un animal à la respiration calme

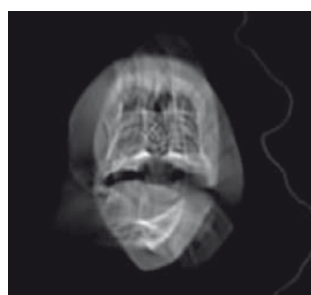


Figure 3 : Artefacts sur une image de la tête d'un animal dont l'anesthésie est imparfaite

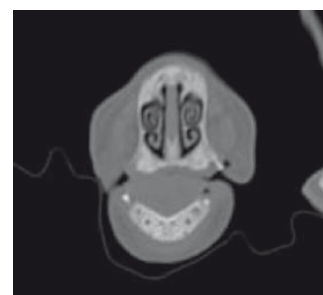


Figure 4 : Image de la tête d'un animal lors d'une anesthésie efficace

ter (acte technique parfois difficile, notamment chez les jeunes animaux) et requiert en général une tranquillisation préalable de l'animal par voie intramusculaire.

Au final, la voie d'administration répondant le mieux aux besoins de l'étude est une **anesthésie par injection intramusculaire**, qui se réalise très facilement et rapidement.

Le choix des molécules anesthésiques

Plusieurs protocoles ont été testés, se distinguant par le choix des molécules, les doses et les délais d'administration. Chaque protocole correspond à l'association d'un agent de prémédication (xylazine ou azapérone) et d'un anesthésique (kétamine).

Dans un premier temps, le but est de choisir **quel agent de prémédication est le plus adapté**. Le couple xylazine-kétamine est réputé pour avoir des effets très complémentaires et permettrait donc d'atteindre les objectifs fixés précédemment. Néanmoins, la xylazine présente l'inconvénient de ne pas avoir d'Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) chez le porc, ce qui implique l'application forfaitaire d'un délai d'attente avant l'abattage de 28 jours. De fait, ce protocole sera inapplicable sur des porcs dans le dernier mois d'engraissement. Le couple azapérone-kétamine a donc aussi été testé car l'azapérone a une AMM chez le porc (STRESNIL). Les 2 protocoles ont été testés sur 12 porcs répartis dans 3 gammes de poids : 20-25, 45-60 et 70-90 kg, pour détecter un éventuel effet du poids sur l'action des molécules. Ces porcs étaient respectivement mis à jeun et privés d'eau environ 12 et 6 heures avant l'anesthésie. Les 2 protocoles sont les suivants :

• **Protocole A = Xylazine** (ROMPUN, 2mg/kg = 10 ml/100kg) puis

20 minutes après : Kétamine (IMALGENE 1000, 20 mg/kg = 20 ml/100kg)

• **Protocole B = Azapérone** (STRESNIL, 1ml/20kg) puis **20 minutes après : Kétamine** (IMALGENE 1000, 20 mg/kg = 20 ml/100kg).

Après la réalisation de chaque injection, l'objectif était de déterminer à quel moment l'animal était dans un état de sédation et de myorelaxation suffisant pour le transporter jusqu'au scanner. Après l'observation de différents critères ou comportements chez les animaux, il s'est avéré que le meilleur repère pour apprécier l'efficacité des molécules est le pincement de l'espace interdigité d'une des pattes (avec une pince à épiler). Cet espace est en effet riche en nocicepteurs nerveux et l'absence de réaction indique que l'analgésie et la sédation sont effectives. Au contraire, le repli de la patte signifie qu'il faut encore attendre quelques minutes avant de manipuler l'animal. Contrairement à d'autres espèces animales, le suivi du réflexe palpébral (clignement des paupières lors de l'effleurement du coin interne de l'œil) ne semble pas utile car il persiste très longtemps chez le porc et ne permet donc pas de bien cerner le moment optimal pour commencer la manipulation des animaux.

Le protocole B n'a pas donné de résultat satisfaisant : beaucoup de porcs présentaient une forte salivation (effet secondaire connu de l'azapérone) et un sommeil agité (forte amplitude respiratoire, pédalage, tremblements). La contention d'un des porcs tranquilisés a aussi été délicate car l'animal tenu au lasso n'a pas tiré vers l'arrière comme habituellement, ce qui a provoqué une mauvaise contention et un risque de blessure pour le manipulateur. Le protocole A a donné de meilleurs résultats, en particu-

lier chez les porcs de plus de 50 kg, mais de façon assez inconstante : disparition plus ou moins rapide voire persistance de la réaction au pincement ; mauvaise qualité de la sédation notamment sur les porcs plus légers (ronronnement, forte amplitude respiratoire, cri, pédalage).

Dans un second temps, ces protocoles A et B n'étant pas entièrement satisfaisants, 3 évolutions ont été testées, en conservant le couple xylazine-kétamine du protocole A :

- **Administration simultanée des deux molécules** (deux injections distinctes de chaque côté de l'animal) pour éviter le stress et la douleur liés à la seconde contention prévue dans le protocole A. **Protocole C = Xylazine** (ROMPUN, 2mg/kg = 10 ml/100kg) + **Kétamine** (IMALGENE 1000, 20 mg/kg = 20 ml/100 kg) **en simultanément**. Ce protocole a été testé sur 2 porcs de 20-30 kg et 2 porcs de 55 kg.
- **Surdosage des deux produits. Protocole D = Xylazine** (ROMPUN, +20% = 2,4mg/kg = 12 ml/100kg) + **Kétamine** (IMALGENE 1000, +33 % = 27 mg/kg = 27 ml/100kg) **en simultanément**. Ce protocole a été testé sur 2 porcs de 20-25 kg.
- **Vigilance accrue** sur le calme dans l'environnement des animaux.

Les résultats ont été nettement améliorés et ces 2 protocoles ont permis d'obtenir tous les critères recherchés :

- **facilité de mise en œuvre et sécurité du personnel** (une seule contention au lasso),
- **action rapide** avec disparition systématique de la réaction au pincement, permettant d'avoir un repère fiable pour savoir à quel moment commencer la manipulation des porcs. Avec le protocole C, suite à l'anesthésie, la disparition de la réaction au

Le meilleur repère pour apprécier l'efficacité des molécules est le pincement de l'espace interdigité d'une des pattes.

Le repli de la patte signifie qu'il faut encore attendre quelques minutes avant de manipuler l'animal.

pincement intervient dans un délai de 10 minutes sur les porcs de 20 kg et dans un délai de 13 à 15 minutes sur les porcs de 55 kg. Avec le protocole D, le délai est de 5 minutes.

- **réveil rapide.** Avec le protocole C, les porcs passent de la position latérale à la position ventrale environ 1h 30 après le début de l'anesthésie. Ils commencent à se mettre debout avec un équilibre normal au bout de 2 heures. Avec le protocole D, le changement de position semble légèrement plus rapide (1 heure).

Le protocole C, bien que légèrement moins rapide dans l'action et dans le réveil que le protocole D, suffit néanmoins à répondre à tous les objectifs fixés, tout en respectant les posologies prévues dans les AMM. Il est donc à privilégier pour ce type d'étude.

Contention

Une fois l'anesthésie pratiquée, il était nécessaire d'immobiliser l'animal dans un dispositif lui assurant une position reproductible pour la prise d'images tout en respectant son confort et son bien-être. Ceci a été réalisé grâce à l'utilisation d'un **matelas d'immobilisation à dépression (coquille)**, dispositif utilisé par les pompiers urgentistes. Cela consiste en un matelas constitué de billes en polystyrène. Une fois l'animal installé et sanglé, on fait



Figure 5 : Animal anesthésié posé sur le matelas

Les tissus de faibles densités (comme les tissus gras) auront un signal plus faible (foncé) que les tissus de fortes densités comme l'os.



Figure 6 : Animal prêt à être scanné

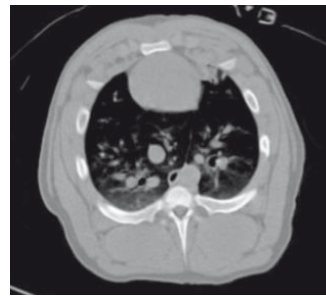


Figure 7 : Exemple d'image de la zone thoracique

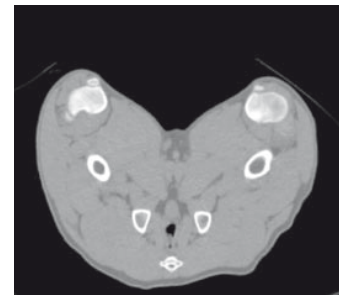


Figure 8 : Exemple d'image des « jambons »

le vide dans le matelas au moyen d'une pompe à dépression, ce qui a pour effet d'agglutiner les billes et de rigidifier le matelas. Ce dispositif a de plus le double avantage d'être équipé de poignées pour permettre le **transport** de l'animal et d'être **radiotransparent** donc de ne pas laisser de signal sur les images au scanner.

Acquisition d'images

Une fois le protocole d'anesthésie et de contention au point, il était nécessaire de mettre en place un protocole d'acquisition scanner adapté. Dans le cadre d'une mesure de la teneur en muscle, l'idée préalable a été de vérifier que le protocole utilisé sur les carcasses et les pièces donnait des résultats satisfaisants sur les animaux vivants. En effet, pouvoir utiliser le même protocole de prise d'images permettait d'assurer une meilleure cohérence des résultats.

En pratique, le protocole « carcasse » s'est avéré tout à fait satisfaisant en termes de qualité d'image sur les animaux vivants. Il consiste en un ensemble de coupes virtuelles tous les 3 mm avec des paramètres de contraste centrés sur les tissus mous (gras/muscle).

Traitement des images

Les images générées par le scanner sont des images en niveau de gris dont l'intensité du signal est direc-

tement corrélée à la densité des tissus. Ainsi, les tissus de faibles densités (comme les tissus gras) auront un signal plus faible (foncé) que les tissus de fortes densités comme l'os. Le traitement classique de ce type d'images consiste à borner les gammes de niveau de gris de tissus différents pour les séparer. Ce type de traitement est particulièrement adapté pour les images de carcasses. En effet, les trois principaux tissus constituant la carcasse que sont l'os, le gras et le muscle, couvrent trois gammes de niveaux de gris aisément séparables.

En ce qui concerne les images obtenues sur animaux vivants, les **abats** (foie, cœur, reins, appareil digestif), absents des images de carcasses, **sont compris dans la gamme de niveaux de gris la plus importante à savoir celle du muscle**. De fait, un simple traitement basé sur les différences de niveaux de gris est inadéquat pour la quan-

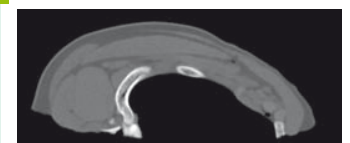


Figure 9 : Image classique de demi-carcasse

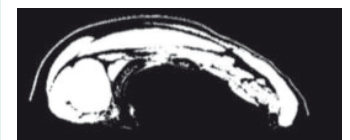


Figure 10 : Séparation du « muscle »

tification du muscle sur ce type d'images. En traitement d'images, du moment que la séparation des tissus (segmentation) ne peut plus être basée seulement sur le niveau de gris, la tâche devient tout de suite plus ardue. La méthode la plus simple généralement utilisée dans ce cas est la segmentation manuelle ou un utilisateur avancé sépare manuellement par contours les zones d'intérêts. Néanmoins, ceci est particulièrement long, fastidieux et dépendant de l'utilisateur. En première approche, et afin de réduire le temps de traitement sans se lancer dans une approche très complexe, une segmentation semi-manuelle a été choisie.

Un logiciel spécifique à l'analyse d'images a été développé autour des activités scanner de l'IFIP ; au sein de ce logiciel, un module de traitement semi-manuel a été implémenté. Basé sur la technique du grow-cut (Vezhnevets et Konouchine, 2005), il consiste à « dessiner » quelques traits (« graines ») de deux ou plusieurs couleurs différentes sur l'image d'intérêt que le logiciel fera grandir et se rencontrer, séparant les zones de chaque couleur automatiquement.

L'idée ici est de séparer par cette méthode les organes n'appartenant pas à la carcasse afin d'obtenir des images proches de celles obtenues sur carcasse. Ensuite, il suffit d'appliquer la segmentation déjà utilisée pour les images de carcasses pour obtenir la teneur en muscle.

La méthode implémentée est tout à fait fonctionnelle et donne des résultats visuels satisfaisants. Par contre, pour l'instant le traitement se fait image par image, ce qui est tout à fait acceptable pour un nombre d'animaux réduit. En effet, le temps de traitement d'une image par une méthode manuelle

simple serait d'une à plusieurs minutes, **grâce à la méthode semi-automatisée, ce temps est réduit à une vingtaine de secondes.** Idéalement, il conviendrait soit d'améliorer le temps de traitement en développant cette méthode semi-manuelle sur l'ensemble de l'animal donc en faisant se propager les zones d'une image à l'autre, soit en optant pour une méthode complètement automatisée bien plus complexe à développer. Néanmoins, en première approche la méthode actuelle est applicable et satisfaisante.

Conclusion et perspectives

La possibilité d'utiliser le scanner sur des animaux vivants ouvre un large champ de perspectives, et il était important de maîtriser cette méthode de mesure.

Désormais, les méthodes d'anesthésie, de contention des animaux et le protocole d'acquisition des images au scanner sont validées. De même, il est possible de mesurer la teneur en muscle d'un animal vivant par l'analyse d'images. Cependant, c'est sur l'analyse d'images que les progrès sont le plus à faire. En effet, la méthode actuelle semi-manuelle de séparation des viscères nécessite encore un temps de traitement non négligeable.

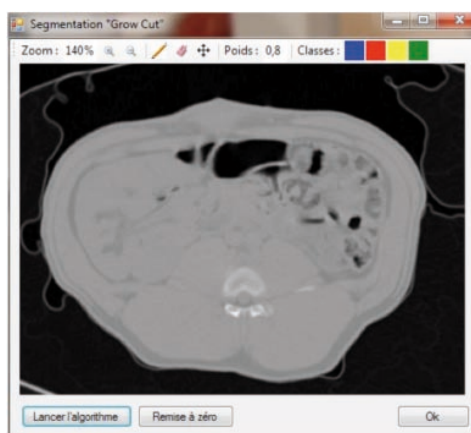


Figure 11 : Image abdominale de départ

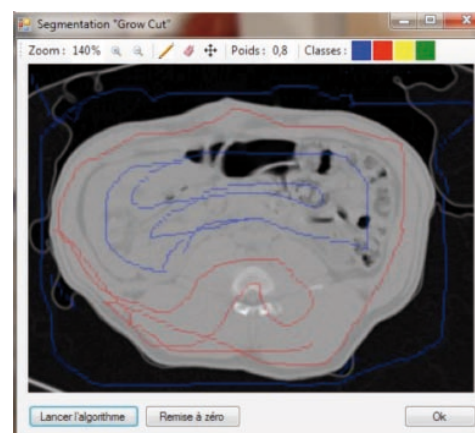


Figure 12 : Dessin des « graines » par l'utilisateur

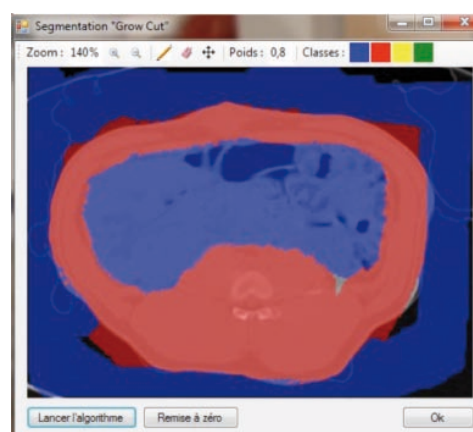


Figure 13 : Croissance des « graines »

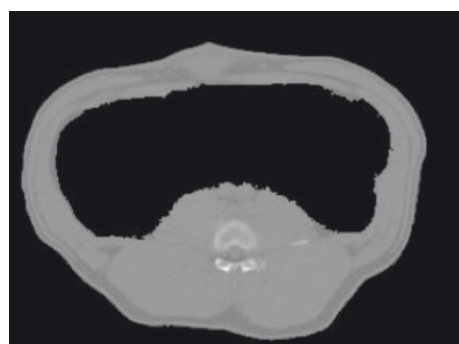


Figure 14 : Image sans viscères



Figure 15 : Séparation du muscle

Une comparaison entre animaux vivants et leurs carcasses scannées validera la méthode.

La mesure de la composition corporelle d'animaux vivants permettra de mieux appréhender la mise en place et le développement des tissus en fonction des facteurs d'élevage.

Dans un avenir proche, une étude va permettre de vérifier les résultats de mesure de la teneur en muscle sur des animaux vivants. En effet, une comparaison entre animaux vivants et leurs carcasses scannées va permettre de valider la méthode.

A plus long terme, la possibilité de mesurer la composition

corporelle d'animaux vivants va permettre de mieux appréhender la mise en place et le développement des tissus en fonction des facteurs d'élevage, mais aussi d'éventuellement sélectionner les candidats à la reproduction sur ce critère.

Enfin, le protocole est tout aussi adapté pour d'autres mesures



au scanner que celle de la **composition corporelle**, ne serait-ce que pour sa fonction première en médecine d'**aide au diagnostic**. ■

Contacts :

mathieu.monziols@ifip.asso.fr

anne.hemonic@ifip.asso.fr

Les auteurs remercient :

*J. Faixo pour son travail sur le développement du logiciel de traitement d'images.
J. Cognié et M.C. Père, de l'INRA de Tours et de Saint-Gilles, pour leurs échanges sur l'anesthésie des porcs
E. Gault, D. Loiseau et R. Richard pour leur aide lors des essais d'anesthésie et de prises d'images
Le personnel de la Station Expérimentale de Romillé.*

Références bibliographiques

- Afonso J J M (2002). Changes in body composition in sheep during growth, pregnancy and lactation. Ph.D. Thesis. Department of Animal Science, University of New England, Armidale, AUS.
- Ball A J, Thompson J M, Hinch G N, Blakely A R, Fennessy P F (1995). Feed requirements for maintenance of mature rams and ewes from lines divergently selected for differences in body composition. Proceedings of the new Zealand Society of Animal Production 55:133.
- Allen P and Vangen O (1984). X-ray tomography of pigs - some preliminary results, in Lister D, In Vivo Measurement of Body Composition in Meat Animals. Elsevier, London, 52-66.
- Jones H E, Lewis R M, Young M J, Wolf B T (2002). The use of X-ray computer tomography for measuring the muscularity of live sheep. Anim. Sci. ,75, 387-399.
- Jopson N B, Mc Ewan J C, Fennessy P F, Dodds K G, Nicoll G B, Wade C M (1997). Economic benefit of including computed tomography measurements in a large terminal
- Kolstad K (2001). Evaluation of lean and fat deposition in swine selection. The use of computer tomography to measure lean and fat deposition in live pigs. 2nd int virtual conf Pork Quality, via Internet .
- Kolstad K, Jopson N B and Vangen O (1996). Breed and sex differences in fat distribution and mobilisation in growing pigs fed at maintenance, Livest. Prod. Sci., 47, 33-41.
- Kolstad K and Vangen O (1996). Genetic differences in maintenance efficiency when accounting for changes in body composition. Livest. Prod. Sci., 47, 23-32.
- Kvame T, Mc Ewan J C, Amer P R, Jopson N B (2004) Economic benefit in selection for weight and composition of lamb cuts predicted by computer tomography. Livest. Prod. Sci. 90, (2-3), 123-133.
- Navajas E A, Lambe N R, McLean K A, Glasbey C A, Fischer A V, Charteris A J L, Bünger L, Simm G (2007). Accuracy of in vivo muscularity indices measured by computed tomography and their association with carcass quality in lamb. Meat science 75 (3) 533-542
- Romvari R, Szabo A, Karpati J, Kovach G, Bazar G, Horn P (2005). Measurement of belly composition in pigs by in vivo computed tomographic scanning. Acta Vet Hung, 53 (2), 153-162.
- Skjervold H, Gronseth K, Vangen O, Evensen A (1981). In vivo estimation of body composition by computerised tomography. Zeitschrift für Tierzüchtung und Züchtungsbiologie, 98, 77-79.
- Szabo Cs, Babinszky L, Verstegen M W A, Vangen O, Jansman A J M, Kanis E (1999). The application of digital imaging techniques in the in vivo estimation of the body composition of pigs : a review. Livestock Production Science, 60, 1-11.
- Vangen O (1984). Evaluation of carcass composition of live pigs based on computed tomography. 35th Annual Meeting of the EAAP, The Hague. August 6-9, 1984.
- Vangen O and Standal N (1984). Tissue deposition rate in genetically lean and fat pigs estimated by computed tomography. 35th Annual Meeting of the EAAP. The Hague, August 6- 9, 1984.
- V. Vezhnevets and V. Konouchine (2005). "Grow-Cut" - Interactive Multi-Label N-D Image Segmentation". Proc. Graphicon. pp. 150-156.