

# Optimisation de capteurs pour l'IRM à champ faible en imagerie vétérinaire : mesure de volumes en surface *in vivo*.



T. Feuillet<sup>1,2</sup>, M.J. Seurin<sup>2</sup>, O. Leveneur<sup>3</sup>, H. Saint-Jalmes<sup>4,5</sup>, O. Beuf<sup>1</sup>  
<sup>1</sup>CREATIS, CNRS UMR 5220, Inserm U1044; INSA-Lyon; Université Lyon 1, Villeurbanne, France ; <sup>2</sup>SARL Cirma, Marcy l'Etoile, Lyon ; <sup>3</sup>Institut Claude Bourgelat, VetAgro-Sup, 1 avenue Bourgelat, 69280 Marcy l'Etoile, France ; <sup>4</sup>LTSI; Inserm U1099; Université Rennes 1, Rennes, France ; <sup>5</sup>CRLCC; Centre Eugène Marquis, Rennes, France



## Introduction

L'IRM à faible champ appliqué à l'imagerie vétérinaire emploie presque exclusivement des capteurs destinés à l'homme qui ne sont pas adaptés à la morphologie du moyen animal. Dans le cadre d'une étude visant à mesurer le volume d'une injection intradermique de gel dans le dos de lapin, des capteurs de surface dédiés à l'application ont été conçus puis caractérisés. Le suivi *in vivo* du volume de gel injecté à j0 (injection) et j7 a donné des résultats conformes aux attentes.

## Matériel et méthodes

L'imager utilisé est un modèle E-Scan XQ 0,18T à aimant permanent ouvert, à champ magnétique statique vertical (Esaote, Gênes, Italie).

### 1) Capteurs : (Figure 1)

(C1) = capteur de surface simple boucle ( $\varnothing = 20\text{mm}$ ) en fil de cuivre ( $\varnothing_{\text{conducteur}} = 1\text{mm}$ ) optimisé pour l'application <sup>(1,2)</sup> ;

(C2) = capteur de surface expérimental « double boucle » constitué de 2 solénoïdes (3 spires jointives,  $\varnothing = 20\text{mm}$ ,  $\varnothing_{\text{conducteur}} = 1\text{mm}$ ) en série ;

Le découplage des capteurs expérimentaux vis-à-vis de la bobine d'émission est de type passif et obtenu via des diodes Schottky 1N5817 tête-bêche.

(C3) = capteur volumique commercial Esaote pour le genou humain ( $\varnothing$  approximatif = 200mm).

Les performances des différents capteurs en termes de rapport signal-sur-bruit (S/B) sur les images d'un fantôme (bouteille 2L {50mM NaCl + 5mM NiCl<sub>2</sub>} ) ont été comparées. Séquence de caractérisation : écho de gradient 3D (TR=26ms, TE=10ms, NEX=1, FA=45°, matrice=256x256x52 / FOV=130x130x31.2mm<sup>3</sup>). Le profil de sensibilité est obtenu à partir de la mesure du S/B du bord au centre du fantôme (Figure 3, images de gauche).

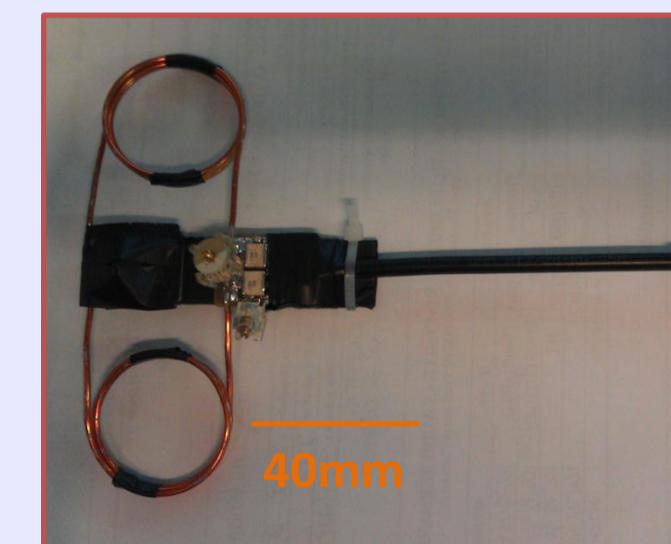
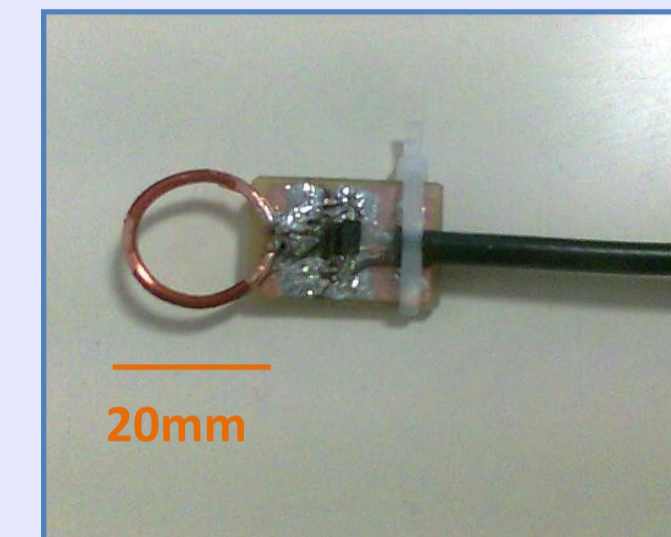


Figure 1: De haut en bas : (C1), (C2) et (C3)

### 2) Suivi *in vivo* du volume :

Un lapin a été injecté sur 4 sites sous-cutanés de part et d'autre de sa colonne vertébrale (Figure 2) avec un gel expérimental en quantité approximative (~200µL) pour chaque site. L'imagerie par RM des sites a été effectuée à l'aide des capteurs (C1), (C2) et (C3) (Figure 3, images de droite) à l'aide d'une séquence en écho de gradient 3D (TR=26ms, TE=10ms, NEX=2, FA=85°, matrice 256x256x52 / FOV 130x130x31.2 mm<sup>3</sup>, Tacq ≈ 9minutes) avec des coupes de 0,6 mm d'épaisseur. Les capteurs (C1) et (C2) ont été placés au plus près du site d'injection. Pour le capteur (C3), la totalité du lapin a été placée dans le capteur volumique. Le suivi du volume a eu lieu à j0 (juste après injection) et j7. La mesure du volume du site à partir de la segmentation semi-automatique (convolution préalable avec la réponse du capteur) sur niveaux de gris ainsi qu'une reconstruction 3D ont été obtenues via Matlab.

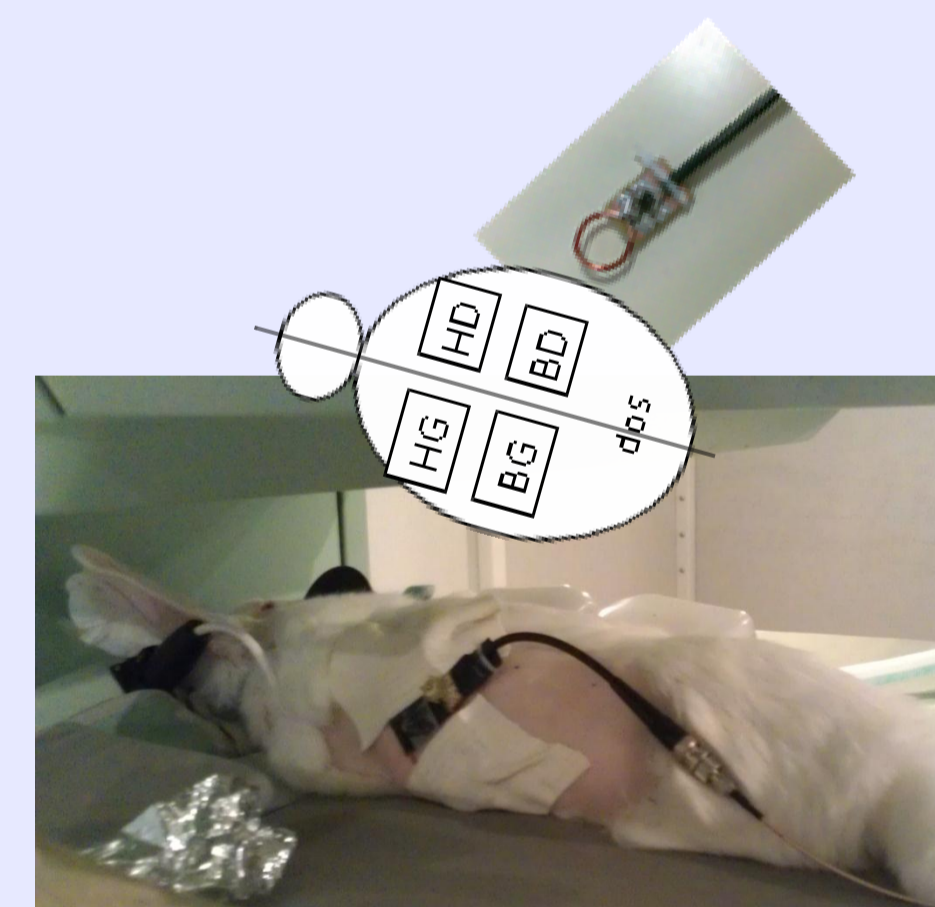


Figure 2: Aperçu des emplacements des 4 sites d'injection sur le dos du lapin et positionnement du lapin dans l'aimant.

## Résultats

### 1) Capteurs :

Les profils de S/B pour les capteurs (C1), (C2) et (C3) en présence du fantôme (placé en z>0) sont illustrés Figure 3. On observe le S/B pour les différents capteurs :

- **z=0 (proximité capteur) :**  
 (C1)/(C3) : gain ~12,2  
 (C2)/(C3) : gain ~7,6
- **z=6mm (profondeur maximale d'exploration *in vivo* sur lapin) :**  
 (C1)/(C3) : gain ~5,6  
 (C2)/(C3) : gain ~4,2
- **z>10mm :**  
 (C1) et (C2) ont un S/B équivalent.
- **z>20mm :**  
 S/B(C1,C2) ≈ S/B(C3) : l'utilisation de ces capteurs de surface n'est plus justifiée.

### 2) Suivi *in vivo* du volume :

La mesure du volume avec (C3) a été impossible à cause du trop faible S/B. Avec (C2) la mesure du volume injecté a été possible et quantifiée à 15% près. Avec (C1), la mesure est encore plus précise avec une erreur de mesure de l'ordre de 5%. Les marges d'erreur ont été calculées en répétant la mesure semi-automatique 5 fois.

Le gel injecté sur le site HG (voir Figure 2 pour la localisation des sites) est illustré Figure 4. On note une diffusion du gel sous l'épiderme après 7 jours (Figure 4, en bas à droite) en reconstruction 3D, ainsi qu'un gonflement du gel sur tous les sites (Figure 5).

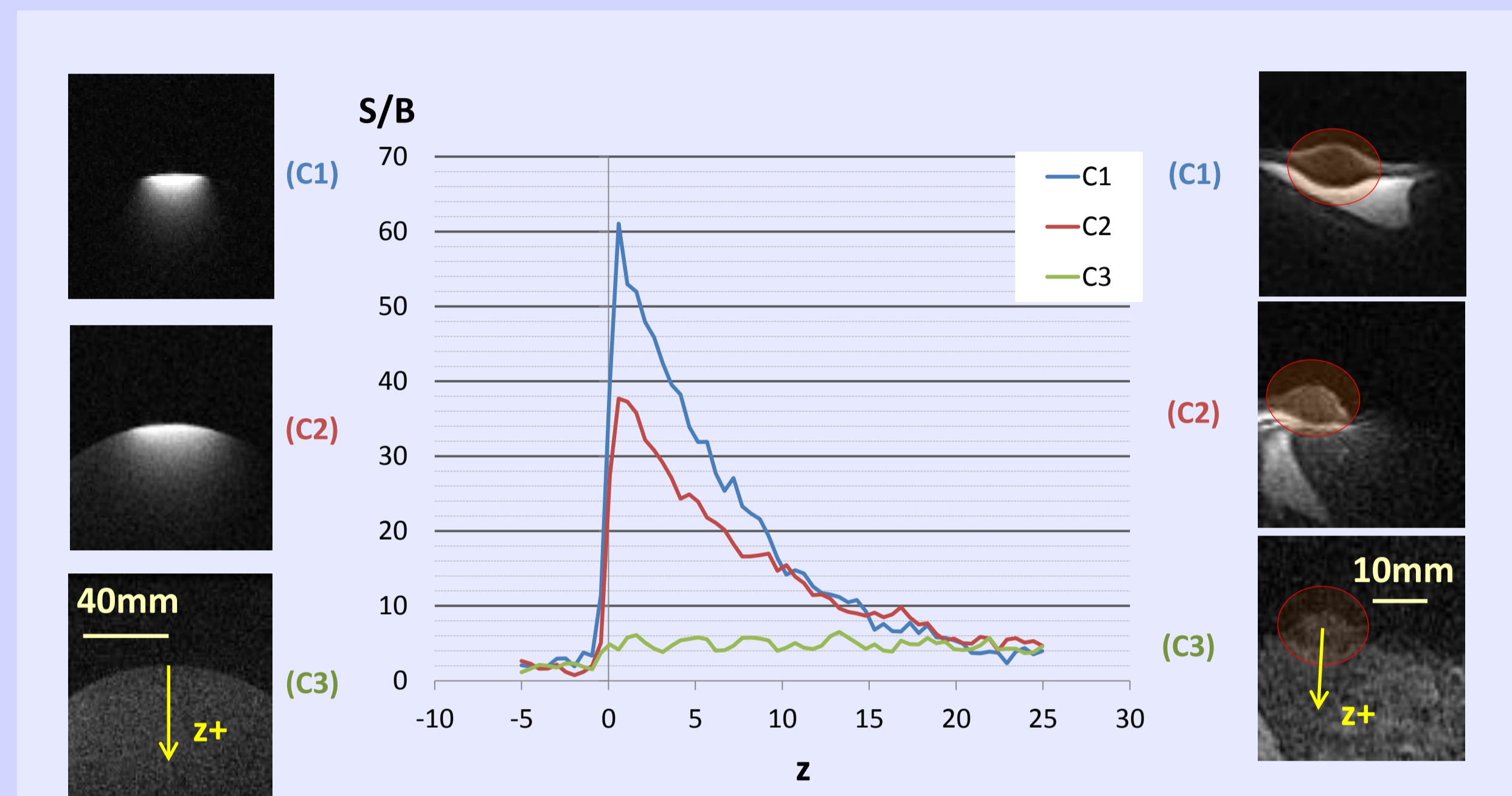


Figure 3: Profils des S/B suivant z pour les capteurs (C1), (C2) et (C3).

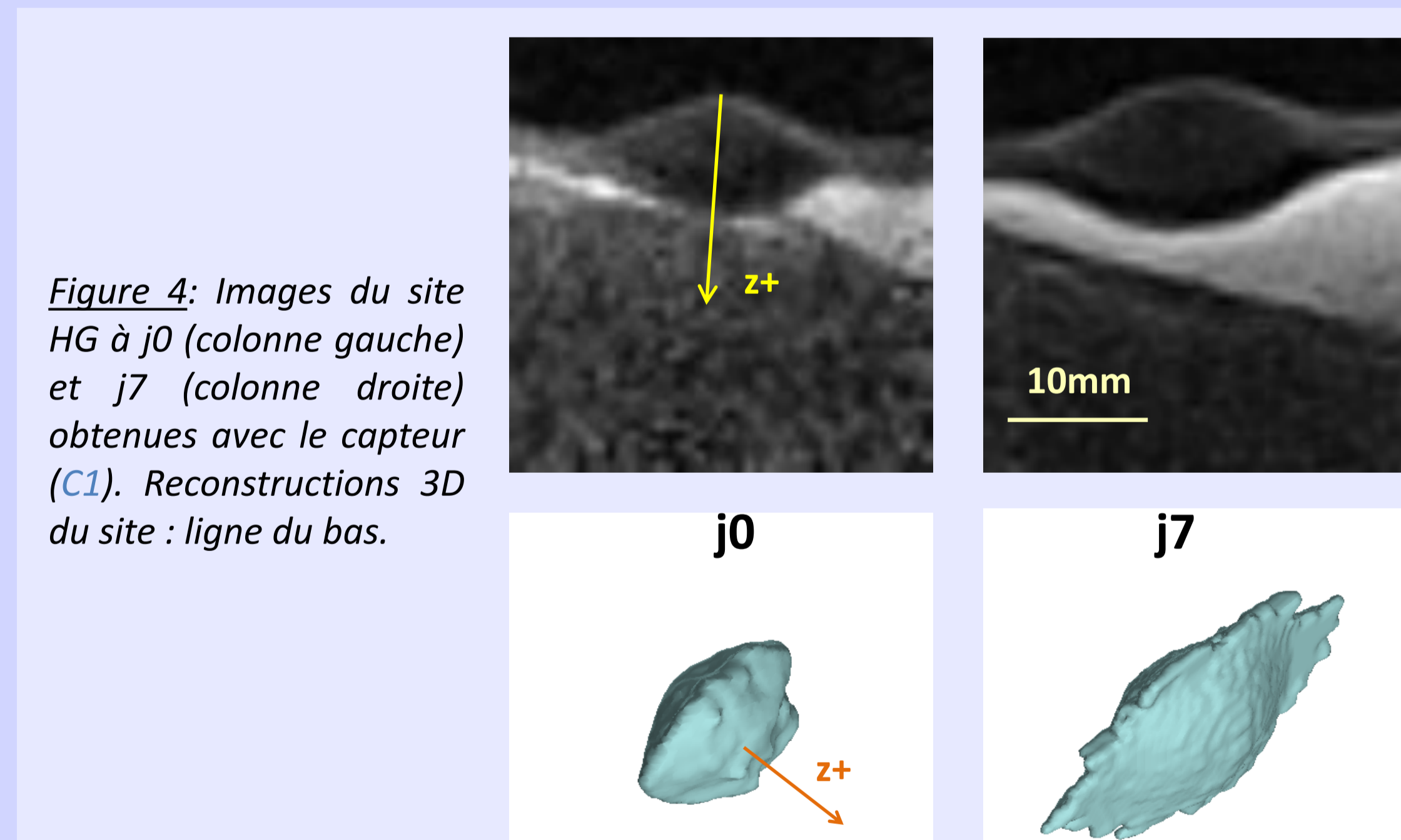


Figure 4: Images du site HG à j0 (colonne gauche) et j7 (colonne droite) obtenues avec le capteur (C1). Reconstitutions 3D du site : ligne du bas.

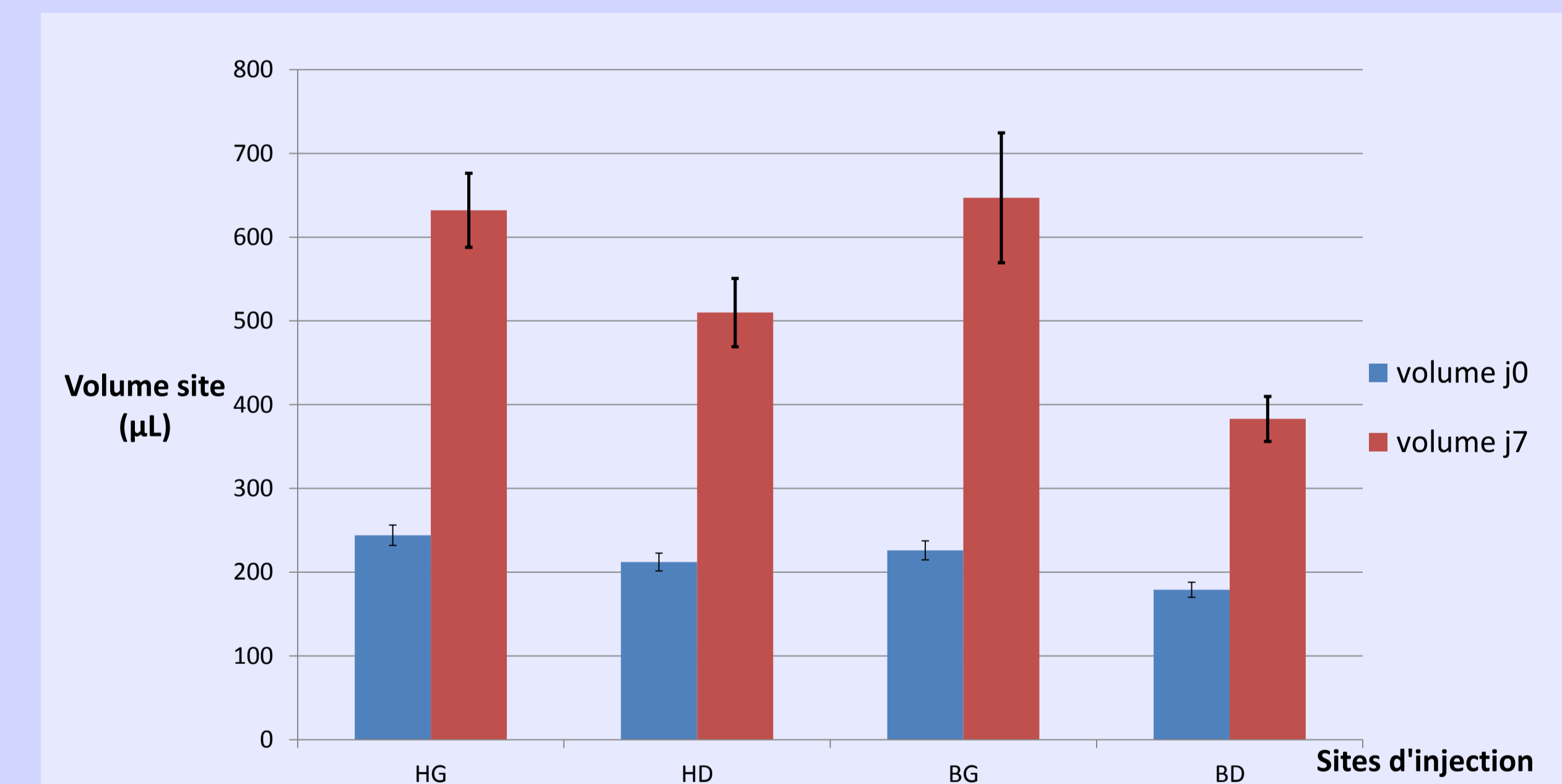


Figure 5: Mesures de volume pour les 4 sites d'injection, à j0 et j7.

## Discussion

La conception de capteurs de surface dédiés a permis de gagner pour le capteur de surface (C1) à sa proximité un facteur ~12,2 sur le S/B (supérieur à (C2)) par rapport au capteur volumique commercial (C3). Avec le capteur (C1), la mesure du volume du gel injecté a été possible avec une séquence d'écho de gradient 3D poussée à la limite des performances du système. Le capteur (C1) a donc permis de préciser la mesure du volume de gel injecté. L'IRM à 0.2 T permet ici de quantifier des volumes *in vivo* de l'ordre de 200µL avec une précision d'environ 5% à j0 et 9% à j7, mais une pondération adaptée au gel au cours du temps permettra de compenser en partie la modulation du contraste (gel probablement hydraté à j>0). De plus, avec la mise en réseau (2 capteurs pour 2 sites mesurés simultanément) et l'installation préalable des capteurs avant l'installation sur le lit de l'IRM, le temps total d'examen pourra être sensiblement réduit (facteur 2).

En conclusion, ce travail montre la nécessité d'avoir des capteurs dédiés à chaque application.

## Références

- (1) DOTY F.D. et al., Radio frequency coil technology for small-animal MRI, NMR Biomed. 2007, Vol. 20: pp. 304–325.
- (2) HYDE J.S., Surface and Other Local Coils for In Vivo Studies, Encyclopedia of Magnetic Resonance, 2007.



Contact: Thomas Feuillet  
 thomas.feuillet@creatis.insa-lyon.fr