



HAL
open science

Développement de l'IRM pour l'abeille

Jean-Marc Bonmatin, Frédéric Szeremeta

► **To cite this version:**

Jean-Marc Bonmatin, Frédéric Szeremeta. Développement de l'IRM pour l'abeille. Abeilles et Fleurs, 2025, 887, pp.27-30. <hal-05408445>

HAL Id: hal-05408445

<https://hal.science/hal-05408445v1>

Submitted on 10 Dec 2025

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.



Distributed under a Creative Commons CC BY-ND 4.0 - Attribution - No Derivative Works - International License

Développement de l'IRM pour l'abeille

Comme souvent, l'histoire commence à la pause-café du Centre de biophysique moléculaire (CBM) où on discute entre autres de molécules, de protons, de bobines et de champs magnétiques intenses. Jean-Marc Bonmatin est chercheur, chimiste et toxicologue. Il dirige aujourd'hui des recherches sur les pesticides, les abeilles, la biodiversité et la santé. Pendant une dizaine d'années, il a d'abord étudié des antibiotiques d'insectes et des toxines de scorpion par résonance magnétique nucléaire (RMN). Frédéric Szeremeta est ingénieur de recherche et spécialiste d'imagerie par résonance magnétique (IRM). Ces deux-là ont clairement des points communs centrés sur la physique des noyaux d'hydrogène. Alors, sous l'impulsion de Matthieu Réfrégiers, ingénieur de recherche spécialisé en micro-spectroscopie et directeur du laboratoire, naît l'idée de mettre une abeille dans l'imageur du CBM : chiche !



© P. Labbay

LE DÉFI

L'idée n'est pas si simple, l'abeille n'est pas bien grosse et l'imageur n'est pas fait pour des choses si petites. Les premières images n'enthousiasment que les trois scientifiques. Les autres n'y voient pas grand-chose : vaguement la tête, le thorax et l'abdomen. Il va falloir résoudre des tas de problèmes pour augmenter le contraste et la résolution des images. D'autres techniques font bien mieux (exemple : microscopie électronique et micro-tomographie de rayons X). Sauf que l'IRM a trois gros avantages : 1) l'IRM peut décrire les organes à l'intérieur de la cuticule de l'abeille ; 2) pas besoin de fixer chimiquement l'insecte ; et 3) l'étude peut être faite aussi bien *post mortem* qu'*in vivo*.

Alors, on teste, on entrevoit, on insiste, on suppute, on désespère, on s'accroche, on bricole, on croise les doigts, on continue et on s'obstine jusqu'à réussir. La science est ainsi faite d'idées, de contraintes, de défis, d'optimisme, de déceptions, d'opiniâtreté et parfois de réussites.

COMMENT ÇA MARCHE ?

Brièvement, la matière organique est principalement composée d'hydrogène. Or, les noyaux d'hydrogène (ou protons) possèdent des propriétés magnétiques qui se révèlent sous l'effet d'un champ magnétique intense (ici 9,4 Tesla, 188 000 fois le champ magnétique terrestre) et souvent appelé « aimant ». Dans

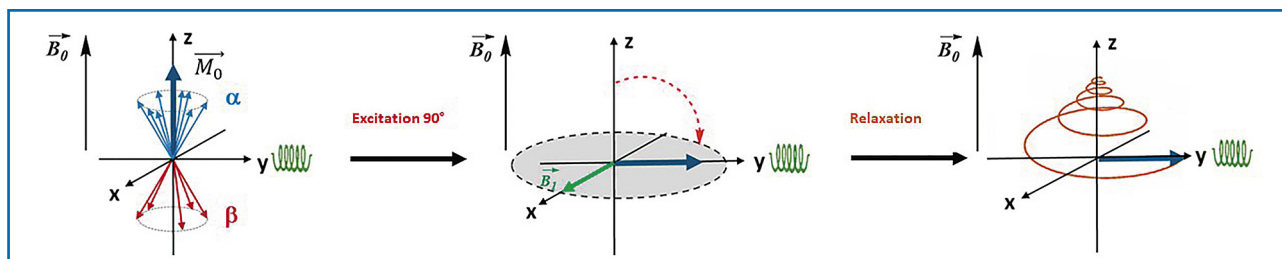


Figure 1 : principe de la résonance magnétique nucléaire (RMN). La figure illustre trois phases successives : alignement, excitation et relaxation (illustration inspirée de <https://chimactiv.agroparistech.fr/fr/bases/rmn/theorie/3>).

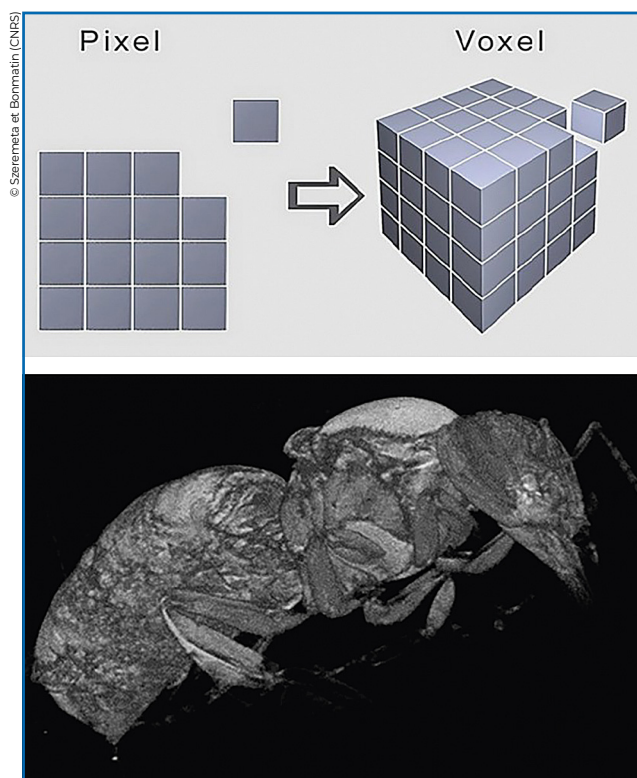


Figure 2 : en haut, du pixel (2D) au voxel (3D). En bas : reconstitution 3D de l'abeille par IRM (9,4T).

ce champ magnétique constant B_0 , les moments magnétiques des protons s'alignent dans la direction du champ B_0 ; un peu comme des clous s'alignent sous l'effet d'une aimantation. Une impulsion radio fréquence B_1 , intense et très brève, perpendiculaire à B_0 vient rompre cet équilibre et fait basculer l'alignement de 90 degrés. Comme le champ B_0 reste constant, il se produit ensuite un phénomène de relaxation à la fin de l'impulsion B_1 : les protons vont se réaligner selon B_0 en faisant un mouvement de rotation autour de l'axe de B_0 .

La bobine d'excitation responsable de B_1 sert alors de bobine de réception, afin de capter le signal magnétique de la relaxation. On dispose donc d'un signal de retour à l'équilibre, dont les caractéristiques dépendent du champ B_0 ressenti par chaque proton. Ces caractéristiques sont principalement décrites par deux temps de relaxation T_1 et T_2 . T_1 est lié à la vitesse de retour à l'équilibre des protons selon l'axe de B_0 . T_2 traduit la disparition de la synchronisation des protons de la zone imagée.

Ces temps de relaxation T_1 et T_2 diffèrent selon que l'environnement des protons est plutôt aqueux ou plutôt lipidique. Reste à faire un codage spatial de fréquences pour différencier les signaux de relaxation dans les trois directions de l'espace. Le but est d'accumuler des signaux différenciés dans le plan (pixels) et dans l'espace (voxels) afin d'obtenir des images et des reconstructions en 3D. La taille du pixel définit la résolution de l'image, celle du voxel définit la résolution de la 3D.

L'EXPÉRIENCE POST MORTEM

Afin d'effectuer les développements technologiques et les réglages techniques, des abeilles ont été prélevées dans les ruches expérimentales du laboratoire. Ces ruches sont gérées par Rudy Cléménçon, assistant ingénieur animalier au laboratoire et apiculteur à titre personnel. Plus d'un an et demi de mise au point plus tard, la bonne méthode est opérationnelle. Après une anesthésie profonde par le froid à $+4\text{ }^\circ\text{C}$, l'abeille est placée dans un tube d'huile fluorocarbonée sans être réveillée, puis remise au froid à $+4\text{ }^\circ\text{C}$ pour au moins 12 heures. Pour l'acquisition IRM, le tube avec l'abeille est inséré dans une bobine « faite maison », puis l'ensemble est placé au centre de l'imageur. L'huile fluorocarbonée, qui ne possède pas d'atome d'hydrogène, ne crée pas de signal de bruit de fond et permet d'imager l'abeille avec une meilleure qualité. De plus, cette huile isole l'abeille de l'air, ralentissant fortement la dégradation de l'abeille. Cette méthode permet d'obtenir des images de l'insecte « comme vivant » et l'échantillon peut être conservé plusieurs semaines.

En quatre à cinq heures d'acquisition, les images obtenues sont très bien résolues dans les trois directions de l'espace. A titre de comparaison, la résolution isotrope d'un imageur hospitalier est de l'ordre de 1 millimètre, celle pour la souris est proche de 100 micromètres (1 000 fois mieux en 3D) et celle obtenue pour l'abeille est de 40 micromètres (16 000 fois mieux en 3D). Nous avons ainsi pu distinguer les divers organes de l'abeille, dans la tête (exemple du cerveau), dans le thorax (exemple des muscles de vol) ou dans l'abdomen (exemple de l'intestin). La résolution est telle que la valve proventriculaire qui sépare le jabot de l'intestin

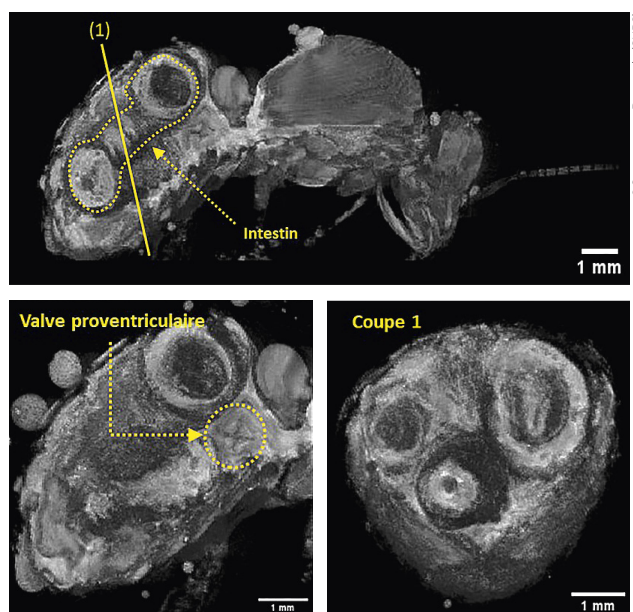
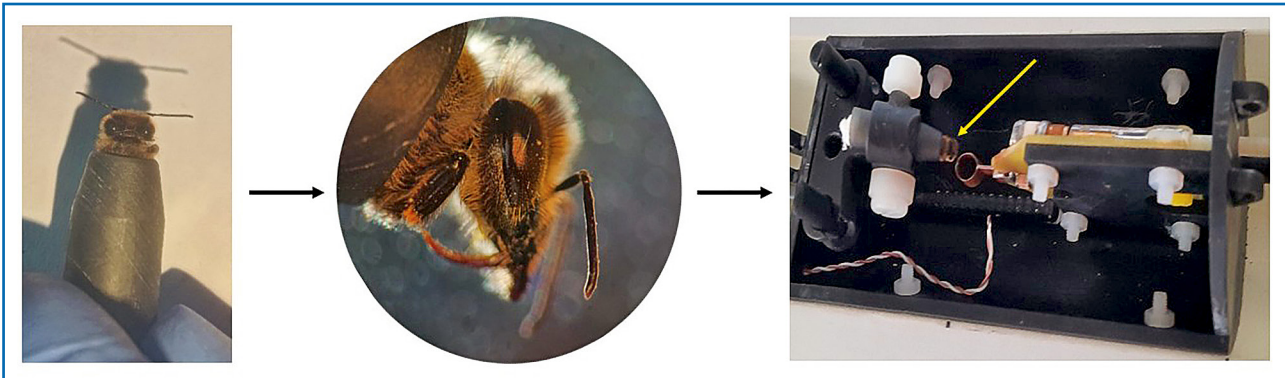


Figure 3 : abeille vue en reconstitution 3D par IRM (9,4T). En haut : coupe de profil montrant l'intestin. En bas à gauche : autre coupe de profil montrant la valve proventriculaire. En bas à droite : vue de l'intestin de face par le plan de coupe (1).



© Szerepeta et Bonmatin (CNRS)

Figure 4 : montage expérimental pour l'IRM de l'abeille in vivo. L'abeille est endormie (+ 8 °C) et immobilisée dans un support conique. La tête est ensuite placée au niveau de la bobine d'excitation-réception de l'imageur 9,4T.

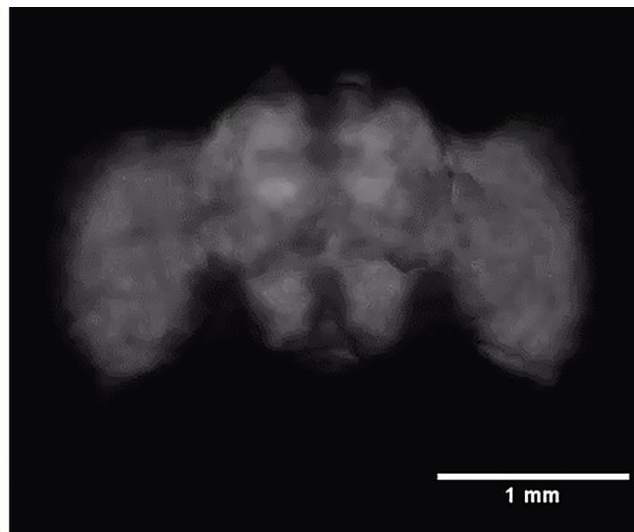
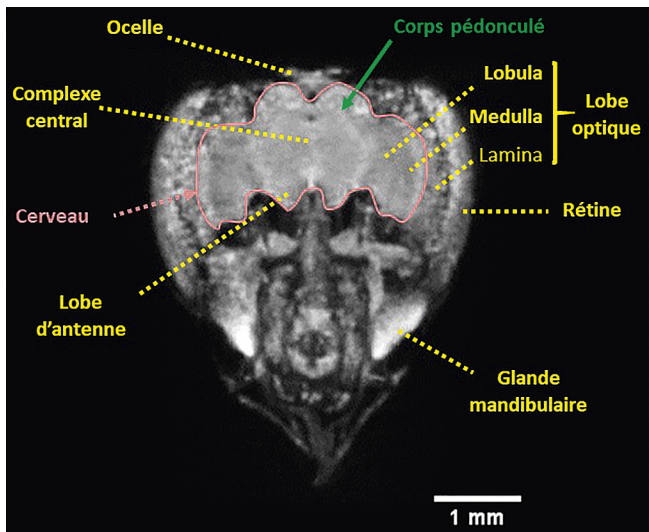
est parfaitement visible. Une telle résolution permet de reconnaître les organes et leurs constituants chez l'abeille, ceci en comparaison avec les résultats d'autres techniques de micro-imagerie. C'est une étape essentielle pour la suite des études *in vivo*.

L'EXPÉRIENCE IN VIVO

Les expériences *in vivo* requièrent un temps d'acquisition plus court pendant lequel l'abeille est immobile et survit. Afin de raccourcir ce temps sans perdre en résolution, nous avons fait le choix de concentrer la puissance de l'IRM sur la tête de l'abeille et sur son cerveau. De ce fait, l'abeille est d'abord endormie par le froid et placée à l'intérieur d'un cône ouvert où seule la tête ressort. L'ensemble est positionné de sorte que seule la tête soit placée dans une autre bobine « maison », adaptée à la taille de la tête de l'abeille et spécialement conçue pour l'expérience *in vivo*. L'abeille est maintenue à + 8 °C par un flux d'air régulé en température, à l'intérieur de l'aimant. Ce montage expérimental permet d'obtenir une résolution de 50 micromètres dans les trois directions de l'espace, pour une durée d'acquisition de 1 h 30.

Après l'expérience, l'abeille est très délicatement sor-

tie de son support et réveillée en revenant à la température ambiante. Elle est ensuite replacée en cage dans une étuve réglée à 33 °C. Les images de la tête de l'abeille vivante permettent une reconnaissance fine des éléments des lobes optiques et du cerveau. Les reconstitutions 3D du cerveau ont permis de mesurer un volume du cerveau égal à 1,3 mm³. Une attention particulière est portée sur les corps pédonculés du cerveau qui sont impliqués dans l'apprentissage et la mémoire, donc dans les capacités d'orientation, de butinage et de retour à la ruche. Le volume des corps pédonculés est estimé à 0,027 mm³. Nos mesures sont cohérentes avec d'autres mesures faites par d'autres techniques où l'abeille est chimiquement fixée. Le processus de fixation chimique, s'il permet certaines techniques de très haute résolution, ne peut s'appliquer que sur l'abeille *post-mortem* et il modifie la taille et la constitution des organes. Un des avantages de notre technique d'IRM *in vivo* est qu'aucune modification chimique n'est appliquée. Un autre avantage important est que l'abeille reste vivante et peut être de nouveau imagée plus tard, notamment après avoir subi une contrainte comme par exemple l'exposition chronique à un pesticide neurotoxique.



© Szerepeta et Bonmatin (CNRS)

Figure 5 : partie gauche, tête d'abeille vue de face par IRM (9,4T) avec l'identification de certaines régions et le contour du cerveau. Partie droite : image de face de la reconstitution 3D du cerveau seul de l'abeille in vivo.

ET TOUT ÇA POUR FAIRE QUOI ?

Si l'on dispose d'images résolues du cerveau d'une abeille et que l'on soumet cette abeille à un pesticide neurotoxique, il est probable qu'on puisse suivre dans le temps les effets du pesticide *in situ*. Toutefois, selon que l'intoxication est sur un mode aigu ou chronique, les effets peuvent être différents, visibles ou pas. C'est tout le but des recherches en cours. Mais ce n'est pas si simple et de nombreuses étapes de toxicologie doivent être menées préalablement : conditions optimales de maintien des abeilles en conditions contrôlées (cagettes), détermination des doses létales puis choix de doses sublétales représentatives des conditions réelles de terrain, réplification des expériences (statistiques), etc. Par ailleurs, chacun sait que les expérimentations avec les abeilles sont saisonnières (printemps et été) puisqu'il faut prélever des abeilles dans les ruches sans mettre en danger la colonie. De plus, nos ruches reçoivent le moins de traitements possibles afin de minimiser les interactions potentielles entre les diverses molécules xénobiotiques. Bref, il y a encore beaucoup de travail, mais les premiers indicateurs poussent à l'optimisme.

Par exemple, la mesure statistique des valeurs de T1 et T2 dans des zones spécifiques du cerveau de l'abeille a montré que ces paramètres quantitatifs pouvaient significativement changer avec le temps (sur 8 jours), lorsque les abeilles sont en cagette et nourries avec du sirop. S'agit-il d'un simple processus de vieillissement ? Ou ces variations de T1 et T2, qui traduisent des changements de la composition lipidique du cerveau, sont-elles juste liées aux conditions d'isolement de l'abeille en cagette ? Toujours est-il que nous disposons aujourd'hui de paramètres mesurables et très sensibles pour identifier des variations locales dans le cerveau de l'abeille.

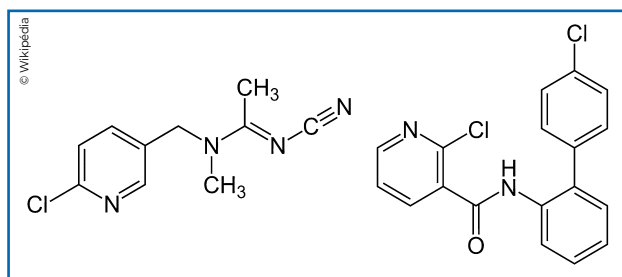


Figure 6 : structures chimiques de l'insecticide acétamipride (à gauche) et du fongicide boscalid (à droite).

Les pesticides visés par les présentes études sont des neurotoxiques modèles sur lesquels nous avons travaillé depuis une vingtaine d'années : les néonicotinoïdes, en particulier l'imidaclopride (archétype des néonicotinoïdes) et l'acétamipride (néonicotinoïde dont le retour a été proposé dans la proposition de loi dite Duplomb). Il peut aussi s'agir de fongicides de la famille des SDHI sur lesquels nous travaillons depuis quatre ans. Ces SDHI (exemples : boscalid et fluopy-



ram) sont toxiques pour les abeilles et ont révélé des effets sur les cellules neurales chez le rongeur. Nous pouvons aussi imaginer des expérimentations orientées vers la découverte d'effets bénéfiques de substances comme les compléments alimentaires.

DE BELLES PERSPECTIVES

Dans une première phase, nous souhaitons tester des pesticides bien connus (insecticides néonicotinoïdes et fongicides SDHI). Nous pourrions ensuite tester non seulement les matières actives, mais aussi leurs formulations. Nous pouvons même envisager des tests de mélanges de pesticides afin de mimer les situations réelles auxquelles les abeilles sont confrontées dans l'environnement. Tout ceci devrait permettre une approche nouvelle et nécessaire de l'évaluation des risques des pesticides pour les abeilles, cette fois sur une base où les effets observés chez l'animal seraient directement liés aux effets toxico-physiologiques mesurables dans l'abeille. Cela permettrait de statuer en quelques mois sur les réels effets d'un pesticide, en évitant des décennies d'études complexes et le sacrifice de nombreuses abeilles. Bref, des arguments essentiels pour la protection des abeilles et plus généralement des pollinisateurs. Des arguments pour protéger aussi les cerveaux humains.

Jean-Marc Bonmatin et Frédéric Szeremeta
CNRS Orléans

Pour en savoir plus :

- Page thématique de l'équipe du CNRS-CBM, <https://cbm.cnrs-orleans.fr/fr/research/molecular-structural-and-chemical-biology/impact-of-pesticides-on-environment-biodiversity-public-health/> (en français).
- Jean-Marc Bonmatin, Arthur Haegi et Frédéric Szeremeta – « Magnetic resonance imaging (MRI) of the honeybee », *Apimondia 2025 (DK)*, <https://hal.science/hal-05305114> (en anglais).

Remerciements

Les auteurs remercient leurs collègues du laboratoire : Matthieu Réfrégiers, Eva Jakab Toth, Sandra Mème, Rudy Cléménçon, Romain Gay, Arthur Haegi et Yusra El Hajjaji ; ainsi que le « Science Advisory Board » du Centre de biophysique moléculaire (CNRS-CBM) et la Fondation Lune de Miel pour leur soutien financier.