

## **La perfusion des organes digestifs Méthode d'étude de l'absorption**

par H. LE BARS, J. MOLLÉ, A. RERAT, H. SIMONNET

---

Des considérations histologiques ont longtemps conduit à rejeter la possibilité de la résorption au niveau du rumen, dont l'épithélium est stratifié comme celui du tégument. Toutefois, la couche cornée de l'épithélium lui-même est mince, le tissu est richement vascularisé et les capillaires viennent en contact intime avec les cellules épithéliales. D'autre part, la présence des papilles au niveau du rumen, des alvéoles au niveau du réseau, augmente considérablement la surface absorbante.

Dès 1933, TRAUTMANN a montré que certains alcaloïdes comme l'atropine, la pilocarpine peuvent être résorbés par le rumen.

BARCROFT, en 1944, met en évidence cette absorption en introduisant dans le rumen d'un Agneau, après ligature de l'œsophage et de l'orifice feuillet-caillette, une solution d'un sel opaque aux rayons X : l'ortho-iodo-hippurate de sodium. Il démontre alors par examen radiographique la présence de ce sel dans la vessie.

De nombreuses observations ont mis en évidence le fait que les acides gras à courte chaîne résultant des fermentations microbiennes sont résorbés au lieu même de leur formation, c'est-à-dire au niveau du rumen et du réseau.

Ainsi BARCROFT, Mc. ANALLY et PHILLIPSON ont signalé en 1944 que le sang provenant du rumen et du réseau est plus riche en acides gras volatils que le sang périphérique :

Sang périphérique . . . . .	6 à 12 mg pour 100 cm <sup>3</sup>
Sang de la veine du rumen . .	jusqu'à 80 mg pour 100 cm <sup>3</sup>

En fait la paroi du rumen est très perméable, et peut absorber, outre les substances que nous avons indiquées, l'ammoniaque (Mc DONALD, 1948), les phosphates minéraux (SCARISBRICK et EWER, 1951), le sodium (PARTHASARATHY, 1952 ; SPERBER et HYDEN, 1952), le chlore, le potassium (SPERBER et HYDEN, 1952).

Différentes méthodes permettent de mettre en évidence le passage de certains nutriments à travers la paroi des réservoirs gastriques.

1) Etude des variations de la composition du contenu digestif d'un réservoir à l'autre. Le taux de la substance considérée peut être exprimé en pourcentage de la matière sèche ou rapporté à la teneur en un « traceur » insoluble et irrésorbable.

Le premier mode d'expression est sujet à caution car la matière sèche globale est elle-même un élément variable par suite de l'absorption d'autres substances que le nutriment considéré. Le second n'est valable que si le « traceur » choisi a la même vitesse de transit que les autres éléments ingérés.

2) Etude des variations de la composition du sang avant et après le passage dans le réservoir. Cette méthode peut être appliquée soit sur l'organe contenant la masse alimentaire normale, soit sur l'organe préalablement vidé et lavé dans lequel on introduit une solution de composition connue. Cette technique ne permet de déceler que des absorptions importantes ou rapides.

Dans notre étude de l'absorption des vitamines du groupe B chez les Ruminants (1956), la méthode à l'oxyde de chrome a fourni des arguments qui permettraient de localiser l'absorption dans le feuillet et l'intestin grêle. D'autre part, l'analyse du sang efférent des organes digestifs ne permet de mettre aucune absorption en évidence dans les conditions d'alimentation normale.

D'autre part, les taux vitaminiques du système porte demeuraient identiques à ceux du sang de la circulation générale. Deux hypothèses peuvent expliquer ce fait : ou bien la résorption des vitamines s'effectue par une autre voie que le sang ; ou bien la constance des vitaminémies résulte de la disproportion entre la rapidité du débit sanguin et de la lenteur de la résorption.

C'est pourquoi nous avons utilisé l'artifice expérimental suivant. Au lieu de laisser le sang porte revenir dans la circulation générale, nous l'avons obligé, après oxygénation, à irriguer de nouveau le rumen sans passer par d'autres organes. De cette façon une absorption au niveau du rumen doit se traduire par une concentration vitaminique dans le sang de perfusion. Nous avons employé à cette fin un cœur-poumon artificiel formé de l'assemblage d'une pompe et d'un réchauffeur oxygénateur. Le

sang introduit dans l'appareil est prélevé sur un autre Mouton et le taux de la substance étudiée est déterminée en début et en fin d'expérience.

#### TECHNIQUE.

Chez un Mouton anesthésié au chloralose, la paroi abdominale est largement ouverte sur le côté gauche par une incision parallèle à la dernière côte partant des muscles lombaires jusqu'à la ligne blanche. Une hémostase rigoureuse est effectuée. De cette façon les réservoirs gastriques sont largement découverts. Les vaisseaux spléniques sont ligaturés le plus près possible de la rate qui est ensuite reséquée.

Afin d'isoler l'unité physiologique formée par le rumen et le réseau tant du point de vue transit digestif que du point de vue circulatoire, nous pratiquons les ligatures suivantes :

- 1) ligature en masse de l'œsophage immédiatement au-dessus du cardia ;
- 2) ligature en masse de la région correspondant à l'orifice réseau-feuillet ;
- 3) séparation du rumen de l'épiploon par plusieurs doubles ligatures et section.

Les vaisseaux spléniques (artère et veine) sont isolés par une dissection minutieuse.

Les artérioles diaphragmatiques sont ligaturées.

L'origine du tronc commun des artères du rumen et du réseau est ligaturée vers le tronc cœliaque. Une canule est mise en place vers l'extrémité périphérique de ce tronc immédiatement après la ligature.

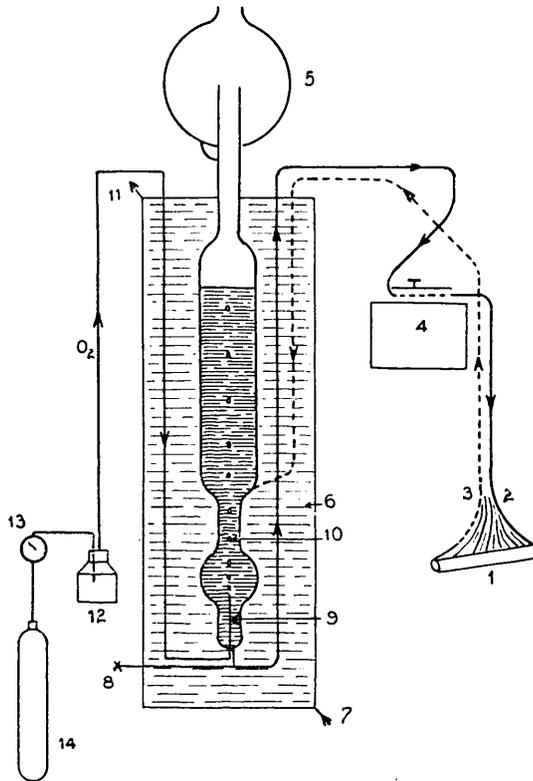
Le sang veineux issu des veines du rumen et du réseau est collecté au niveau de la veine splénique dans laquelle on a introduit une canule présentant le plus grand diamètre possible.

Les canules étant mises en place on fait passer dans le système circulatoire ainsi délimité environ 500 ml de liquide de Tyrode hépariné (15.000 unités/litre) à 38°.

La décoloration du rumen traduit les bonnes conditions circulatoires et l'étanchéité du système. Si le liquide sortant par la canule veineuse est encore coloré, il est indispensable de placer de longues pinces hémostatiques entre d'une part la veine

cave et le rumen et d'autre part entre le pancréas et le rumen.

Il est en effet pratiquement impossible d'effectuer une dissection complète de cette région sans entraîner d'hémorragies importantes et sans léser les vaisseaux intéressant la perfusion.



SCHEMA DE LA PERFUSION

- |                          |                          |
|--------------------------|--------------------------|
| 1. Organe perfusé.       | 8. Vidange du sang.      |
| 2. Sang artériel.        | 9. Arrivée d'oxygène.    |
| 3. Sang veineux.         | 10. Sang.                |
| 4. Pompe à perfusion.    | 11. Sortie d'eau chaude. |
| 5. Piège à bulles.       | 12. Flacon barboteur.    |
| 6. Eau à 38°C.           | 13. Manomètre détenteur. |
| 7. Arrivée d'eau chaude. | 14. Bouteille d'oxygène. |

La vascularisation du rumen étant interrompue à ce stade, l'expérience nous a montré qu'il était préférable d'opérer rapi-

dement et de réaliser cet isolement circulatoire d'une manière globale :

Le sang veineux coule par gravité dans l'appareil de GRIFFIE et BOULANGER où il est oxygéné à 38°C. La circulation est assurée par une pompe à débit constant ; un manomètre à mercure branché en dérivation permet de surveiller la pression de perfusion qui est maintenue entre 8 à 10 cm. de mercure (voir schéma).

Cette technique a été appliquée à d'autres organes : intestin grêle, cæcum.

Dans le cas de la perfusion du rumen-réseau, nous utilisons entre 300 et 500 ml de sang préalablement hépariné. Il est ainsi possible de perfuser ces réservoirs *in situ* pendant au moins deux heures.

Du fait du faible volume de sang utilisé, nous avons pu par cette méthode déceler sous certaines conditions l'absorption au niveau du rumen-réseau des vitamines du groupe B (RÉRAT, LE BARS et MOLLÉ, 1958).

D'autre part, la perfusion se faisant à débit constant, cette technique complétée par l'enregistrement graphique de la pression de perfusion peut être utilisée pour l'étude des réactions vasomotrices de l'organe en place.

(Travail du Laboratoire de Physiologie. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort. Professeur : H. SIMONNET.)

---

#### BIBLIOGRAPHIE

1. BARCROFT (J.), Mc ANALLY (R.A.) et PHILLIPSON (A.T.). — *J. Exp. Biol.* 1944, 20, 120-129.
2. BARCROFT (J.), Mc ANALLY (R.A.) et PHILLIPSON (A.T.). — *J. Exp. Biol.* 1944, 20, 132-134.
3. BOULANGER (P.) et GRIFFIE (R.A.). — *J. Physiol.* 1948, 40, 127-128 A.
4. Mc DONALD (I.W.). — *Biochem. J.*, 1948, 42, 584-587.
5. PARTHASARATHY (D.). — *Brit. J. Nutrit.* 1952, 6, 3.
6. RÉRAT (A.), LE BARS (H.) et JACQUOT (A.). — *C.R. Ac. Sc.* 1956, 242, 679-681.

7. RÉRAT (A.), LE BARS (H.) et MOLLÉ (J.). — *C.R. Ac. Sc.* 1953, 246, 1920-1922.
8. RÉRAT (A.), MOLLÉ (J.) et LE BARS (H.). — *C.R. Ac. Sc.* 1958, 246, 2051-2054.
9. SCARISBRICK (R.) et EWER (T.K.). — *Biochem. J.* 1951, 49, LXXIX.
10. SPERBER (I.) et HYDEN (S.). — *Nature* (London) 1952, 169, 587.