



HAL
open science

Mode opératoire: Cacectomie du poussin

Irène Gabriel

► **To cite this version:**

| Irène Gabriel. Mode opératoire: Cacectomie du poussin. 2013. hal-03794427

HAL Id: hal-03794427

<https://hal.inrae.fr/hal-03794427>

Submitted on 3 Oct 2022

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.

Mode opératoire

CAECECTOMIE DU POUSSIN

Date d'émission : 22/03/13

Rédaction : Irène Gabriel

Diffusion : Personnels de laboratoires et d'élevage travaillant sur la digestion des volailles

Mots clés : Poulet, Opération, Caecectomie

SOMMAIRE

- 1. Objet - Domaine d'application**
- 2. Principe**
- 3. Réactifs**
- 4. Matériel**
- 4. Appareillage**
- 5. Animaux**
- 6. Mode opératoire**
- 7. Hygiène et sécurité**
- 8. Références bibliographiques**

1. Objet - Domaine d'application

Pour des raisons pratiques, la majorité des études de digestibilité des acides aminés chez les volailles sont basées sur la collecte des excréta (féces + urine) (McNab, 1994; Lemme et al., 2004). Comme la contribution des acides aminés urinaires aux acides aminés excrétés totaux est faible, son influence sur la digestibilité est considérée comme étant négligeable. Cependant, la validité des valeurs de digestibilité fécale est mise en question du fait de l'action possible du microbiote post iléal (principalement caecal). Pour minimiser cet effet, la digestibilité des acides aminés peut être mesurée à la fin de l'iléon en abattant l'animal et en prélevant le contenu iléal (Crévieu et al, 1997) ou en opérant l'animal en lui mettant une canule intestinale. La première technique implique d'effectuer des mesures à un instant donné, or la composition des contenus digestifs varie avec le temps, et donc la digestibilité (Zebrowska, 1968), ce qui nécessite d'effectuer des bilans digestifs sur des périodes de 3 à 4 jours.

Par ailleurs, du fait de la différence de digestibilité des protéines selon l'âge de l'animal (jeunes ou adultes), les études de digestibilité doivent être effectuées sur les animaux ciblés, c'est à dire les animaux en croissance dans le cas de la production commerciale de poulet.

L'utilisation de canule ne peut être employée que chez des animaux matures et nécessite une importante compétence chirurgicale (Johns et al, 1986; Mieczkowska et al 2005). Une autre méthode pour déterminer la digestibilité au niveau iléal, est la cecectomie, qui peut être réalisée chez de jeunes oiseaux (Choct et al., 1992; Son et al., 2000).

Cette technique est en particulier indispensable pour la mesure des pertes azotées endogènes par marquage de l'aliment qui nécessite une collecte sur une période de 70 h (Gabriel et al, 2008).

2. Principe

Cette technique a été mise au point en 1999 en collaboration avec Michel Picard (vétérinaire, Ingénieur de la Station de Recherches Avicoles) ayant pratiqué la technique chez des coqs. Elle a été adaptée pour des animaux plus jeunes.

À 2 semaines d'âge, des poussins sélectionnés en fonction de leur poids vif, sont mis à jeun pendant 16h. Ils sont alors anesthésiés, et l'opération est effectuée. Celle-ci consiste à repérer les caeca pour les extraire de la cavité abdominale, puis les suturer avec une agrafe posée aussi proche que possible de la jonction iléo-caecale. Les caeca sont ensuite éliminés. Les couches musculaires de la cavité abdominale et la peau sont alors suturées.

Après la chirurgie, un antibiotique est injecté. Les poussins sont placés dans des cages individuelles pendant 3 jours pour leur récupération post-chirurgicale. Des mesures de digestibilité iléale avec bilan digestif peuvent alors être effectuées sur ces animaux.

3. Réactifs

- Alcool 70°C
- Hibitane 5% (bactéricide + détergent) pour nettoyer le matériel entre deux opérations
- Alcool iodée 1%
- Liquide physiologique stérile à 40°C (Ex : ampoules de 5 ml)
- Zoletil 100[®] (Centravet), dilution dans de l'eau stérile (500 mg/ 5 ml)
Sur ordonnance vétérinaire
- Antibiotique à large spectre pour injection en intra musculaire (ex : Duphamox LA[®] : Amoxiciline 15 g / 100 ml) (longue action (LA) ; action de 48 h)

4. Matériel

Instruments de chirurgie

- Ciseaux à bouts ronds (1) pour couper la peau et les muscles sans léser les organes internes
- Pincés à bout rond pour soulever la peau (2)
- Pincés à clamper à bouts courbes (2) pour dilacérer les caeca, les maintenir, et les tenir fermés avant de faire le nœud
- Porte aiguille de Mayo Hegar (1)

Stériliser tout le matériel chirurgical au four (160°C, 1 h). Le matériel sera ensuite nettoyé avec un mélange « bactéricide + détergent » (voir au-dessus) entre deux opérations.

Autres éléments de chirurgie

- Pose-clips automatique à usage unique pour ligaturer les caeca (Auto suture France Merlin Medical ; 50 rue Pierre Curie, 78 370 Plaisir, France ; Ref : PL 13 OT, 15 agrafes)
- Seringues de 1 ml, aiguilles de 26G x ½, 0.45 x 12 mm et 22G x 1 ½, 0.7 x 40 mm (pour l'anesthésie)
- Fils montés sur des aiguilles (fil serti) :
 - résorbable [Braun Medical; Safil 3/8 c, tri 16 mm, dec 1.5 ; ref : C0048513]
 - pour la peau (Société CREPIN, BP 99, 77 402 Lagny; soie décimale 4, aiguille droite ; ref : S 2242, boîte de 40 aiguilles)
- Pince pour agrafe à peau (Paramat ; Ref : 242253)
- Agrafes à peau + enleveuse d'agrafe
 - Manuelle : Paramat ; Ref : 2900007 ;
 - Automatique : Centravet, Dinan ; APOSE

- Champs opératoires
- Société VYGON, 5 rue adeline, BP 7, 95 440 Ecouen,
 - adhésifs 15 x 20 cm ; ref : Dermafilm 38-15-20 ;
 - avec une fenêtre en 'côte de melon' (6 cm de long sur 2 cm de large au centre)
 - fenestrés non adhésifs : à poser sur le 1^{er} champ + animal pour recouvrir l'animal en entier
 - ref : Unidrap 34-45-45 ;
- Compresses 2 x 2 cm (ex : Tricosteril[®])
- Sparadrap microporeux (ex : Tricopore[®]) pour fixer l'animal (pré-découper les morceaux)
- Dispositif pour isoler thermiquement l'animal de la table d'opération :
 - Contreplaqué + liège + feuille de papier absorbant (type « Sopaline » : 4 feuilles pliées en 4)
- Coton prédécoupé

- Lampe pour chauffer l'animal
- Cache au-dessus de la tête de l'animal pour limiter la lumière (boite en carton)
- Petit bain marie à 40°C pour le liquide physiologique (Ex : chauffe-biberon)
- Petite bassine d'eau pour faire tremper le matériel entre deux opérations
- Brosse à ongle pour nettoyer le matériel entre deux opérations

5. Animaux

- Poids : minimum de 250 g (Ex : pour des souches à croissance rapide Ross, 14 à 17 j en 1999)
- Mis à jeun la veille (aliment + eau)

6. Mode opératoire

Les étapes avant opération et après opération ne sont pas effectuées par les personnes qui opèrent.

6.1. Anesthésie intra musculaire

Avantage de l'intramusculaire : ne nécessite pas de savoir-faire spécifique contrairement à une injection en intraveineuse

Pour la souche Ross (Attention : grande variation des quantités en fonction de la souche) :

Zolétil 100[®] : 30 µl / 100 g

Piquer dans les muscles pectoraux à 1/3 entre l'os du bréchet et du sternum, orienter la seringue vers la tête de l'animal et l'aiguille vers les pattes

→ Après injection, placer l'animal en position d'opération (voir en-dessous)

6.2. Opération :

L'opération doit s'effectuer entre 10 et 15 min pour ne pas avoir de problème lié à l'anesthésie

Précaution sanitaire : mains et ongles très propres ou gants

En attendant que l'anesthésique agisse (environ 5 min) :

- Mettre l'animal sur le dos en le posant sur un isolant (Sopaline) par rapport à la table pour le maintenir à une bonne température et utiliser une lampe pour chauffer l'animal
- Fixer l'animal par les pattes, avec du sparadrap

- Eliminer les plumes sur le côté à inciser (voir en-dessous) et désinfecter avec un coton imbibé d'alcool iodée

6.2.1. Ouverture

Contrôle de l'action de l'anesthésique : 5 min après son injection, vérifier l'absence de sensibilité de l'animal (absence de réaction aux pincements au niveau de la peau interdigitale des pattes)

Localisation de l'ouverture : 2 possibilités

Méthode 1 (utilisée en 1999) :

Entre le cloaque et la pointe du sternum, sur le côté droit pour l'opérateur (côté gauche pour l'animal) à 1/3 ou 1/4 vers le bas (en dessous du gésier)

Méthode 2 :

Ouverture sur le côté gauche pour l'opérateur (côté droit pour l'animal), selon la bissectrice entre la pointe du sternum et la hanche

Avantage : anatomiquement les caeca sont orientés vers la droite du poussin

Inconvénient : attention au foie et à la vésicule biliaire (en haut) qu'il ne faut absolument pas lésés

Méthode d'ouverture

- Utiliser une pince pour soulever la peau et placer les ciseaux sous la peau.
- Couper la **peau** en une seule fois tout droit (grande ouverture)
- Mettre un champ opératoire fenestré ($\approx 2 \text{ cm} \times 6 \text{ cm}$) couvrant largement l'animal
- Faire une boutonnière dans la **couche musculaire**, introduire les ciseaux à bouts ronds et écarter avec les ciseaux les fibres musculaires perpendiculaire à l'ouverture de la peau (grande ouverture) pour ouvrir dans le même sens que la peau (Rq : on peut aussi couper les muscles)
- Chercher le **péritoine** à travers la graisse (éviter de couper la graisse car elle est très vascularisée), couper un peu le péritoine et écarter avec les ciseaux comme indiqué précédemment. Bien repérer le péritoine tout au long de l'opération pour pouvoir le refermer à la fin (sinon péritonite (fatale))

6.2.2. Recherche des caeca

- Lorsque l'ouverture est suffisante,
 - sortir l'anse duodénale (avec le pancréas) ; elle vient en premier, puis les caeca
 - ou le diverticule de Meckel et suivre l'iléon (vers le dessous) pour atteindre les caeca
- Chercher les extrémités des caeca en dessous et les sortir avec l'iléon
- Replacer le duodénum dans la cavité abdominale le plus vite possible pour qu'il ne se dessèche pas (sinon entraîne des problèmes d'adhérences entre organes qui peuvent être fatales). Si le duodénum est resté longtemps à l'extérieur, l'humecter avec du liquide physiologique à 40°C avant de le rentrer
- Repérer le coté de l'anse iléale où les extrémités des caeca sont libres.

6.2.3. Ablation des caeca

- Pour chaque caecum, mais faire les 2 en même temps pour ne pas perdre l'autre extrémité

- Commencer à détacher le mésentère avec les doigts le plus proche possible de la paroi de chaque caecum
- Mettre des pinces à clamper au bout de chaque caeca pour les retenir (inutile si ouverture sur le côté gauche pour l'opérateur) (faire très attention à ne pas déplacer brusquement les pinces sinon risque de rupture des caeca)
- Continuer à détacher le mésentère jusqu'à la jonction iléo-caeco-colique sous le sternum. Éviter de rompre les veines. Si des hémorragies ont lieu, pincer les vaisseaux avec les doigts pour arrêter et utiliser des compresses (ça n'entraîne pas la mort de l'animal). Finir de détacher le mésentère avec une pince courbe.
- Lorsque les caeca sont totalement séparés de l'iléon et que l'on aperçoit la jonction iléo-caecale, humecter l'iléon avec du liquide physiologique et le replacer dans la cavité abdominale
- Ligature des caeca (2 possibilités)
 - * soit avec la pince à ligaturer : à 1 cm de la jonction caecale au niveau du colon (plus rapide, plus onéreux)
 - * soit en faisant un nœud avec du fil résorbable ¹ :
 - faire passer le fil au milieu de l'extrémité du caecum pour maintenir le fil en place
 - faire un tour avec le fil autour du caeca
 - faire un nœud ¹
 - couper le fil du côté de l'aiguille et faire un nœud ¹ en prenant l'autre côté du fil
- Élimination des caeca par coupure de ce segment digestif
 - clamper le caecum pour ne pas mettre de contenu caecal dans la cavité abdominale
 - couper le caecum entre la pince à clamper et la jonction

6.2.4. Recoudre le péritoine, les couches musculaires, et la peau

1. Péritoine et couches musculaires (fil résorbable)

Pour gagner du temps recoudre le péritoine et les couches musculaires en même temps

Rq : ça n'a aucune conséquence sur le rétablissement de l'animal

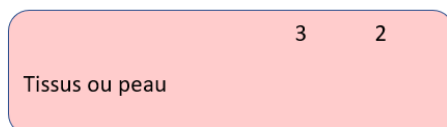
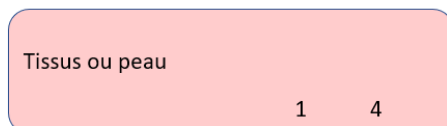
Type de couture : surjet

2. La peau

Recoudre avec du fil type nylon (couture : surjet non serré (plus rapide) ou 3 à 4 points en croix ²) ou avec une agrafeuse à peau

¹ Pour faire un nœud : faire deux tours de fil (côté aiguille) autour de la pince à clamper, attraper l'autre fil avec la pince et tirer le fil

² Ordre de piqûre pour faire le point en croix (piquer en diagonale de 1 à 2, puis selon l'autre diagonale de 3 à 4 à environ 1 cm de la limite de la peau ou du tissu et faire 1 nœud)



6.3. Précautions post-opératoires

1. Traitement antibiotique en intramusculaire

Antibiotique à large spectre : Duphamox LA ®, Amoxiciline 15g/100ml
10 µl / 100 g de poids d'animal après opération (une seule fois)

2. Placer les animaux dans une cellule thermostatée à 27-28°C pour des animaux de 14 à 17 jours

Mettre de l'aliment et de l'eau à disposition car le temps que l'animal se réveille et soit capable d'accéder à la mangeoire, il pourra s'alimenter (sans risque post-opératoire)

3. Laisser les animaux 2 jours pour leur récupération post-opératoire avant de commencer une expérimentation de digestibilité

Rq : aucune adaptation particulière du régime n'est nécessaire pour tenir compte de l'absence de caeca (pas de problème de réabsorption d'eau ou de nutriments)

7. Hygiène et sécurité

7.1. Utilisation des réactifs

Tous les travaux doivent être effectués avec une blouse, des gants, cheveux protégés (attachés et avec charlotte).

7.2. Élimination des déchets

Les déchets sont à éliminer dans des containers spécifiques.

8. Références bibliographiques

- Choct, M., Annison, G., & Trimble, R. P. (1992). Soluble wheat pentosans exhibit different anti-nutritive activities in intact and cecectomized broiler chickens. *Journal of Nutrition*, 122, 2457-2465.
- Créviu, I., Carré, B., Chagneau, A. M., Quillien, L., Guéguen, J., & Bérot, S. (1997). Identification of resistant pea (*Pisum stivum* L.) proteins in the digestive tract of chickens. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 45(4), 1295-1300.
- Gabriel I, Lessire M, Juin H, Burstin J, Duc G, Quillien L, Thibault JN, Leconte M, Hallouis JM, Ganier P, Mézière N, Sève B. 2008. Variation in seed protein digestion of different pea (*Pisum sativum* L.) genotypes by cecectomized broiler chickens: 1. Endogenous amino acid losses, true digestibility and in vitro hydrolysis of proteins. *Livestock Science* 113, 251-261.
- Johns, D.C., Low, C.K., James, K.A.C., 1986. Comparaison of amino acid digestibility using the ileal digesta from growing chickens and cannulated adult cockerels. *Br. Poult. Sci.*, 27, 679-685.
- Lemme, A., Ravindran, V., & Bryden, W. L. (2004). Ileal digestibility of amino acids in feed ingredients for broilers. *World's Poultry Science Journal*, 60(4), 423-437.
- McNab, J. M. (1994). Amino acid digestibility and availability studies with poultry. In J. P. F. D'Mello (Ed.), *Amino acids in farm animal nutrition* (pp. 185-203). Wallingford, UK: CAB International.
- Mieczkowska, A., Jansman, A. J. M., Kwakkel, R. P., & Smulikowska, S. (2005). Effect of dehulling and alpha-galactosidase supplement on the ileal digestibility of yellow lupin based diets in broiler chickens and adult roosters. *Journal of Animal and Feed Sciences*, 14(2), 297-304.
- Son, J. H., Karasawa, Y., & Nahm, K. H. (2000). Effect of caeectomy on growth, moisture in excreta, gastrointestinal passage time and uric acid excretion in growing chicks. *British Poultry Science*, 41, 72-74.
- Zebrowska, T. (1968). The course of digestion of different food pteins in the rat. Fractionation of the nitrogen in intestinal contents. *British Journal of Nutrition*, 22, 483-491.