

## COMMUNIQUÉ DE PRESSE

Écologie et  
Protection des  
oiseaux

# Stérilisation chirurgicale des pigeons de ville

Quelques dizaines de communes françaises, pour lutter contre la prolifération des pigeons de ville (domestiques retournés à l'état sauvage, nom : pigeon biset), ont choisi de les faire stériliser (comme les chats errants). À priori cette idée semble séduisante. À notre connaissance les villes suivantes ont recours à cette technique, la liste n'est pas exhaustive : Toulouse, Le Cannet, Puteaux, Marseille, Nice, Troyes, etc.

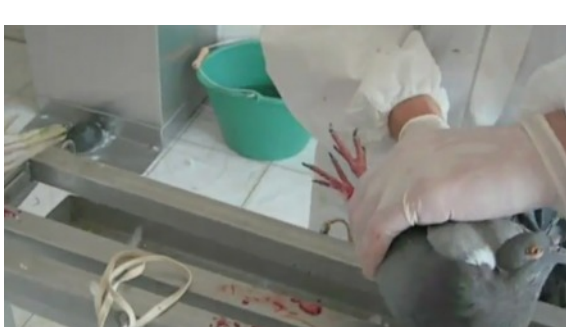
Nous n'avons jamais pu savoir comment se passent sur le terrain ces stérilisations de masse, les communes refusant de communiquer à ce sujet. Les pigeons sont capturés soit par cages pièges soit par un canon lance-filet puis on trie les bien-portants des supposés malades (au pifomètre). Après on sexe les rescapés du premier tri pour ne garder que les femelles qui seules seront stérilisées. Les mâles bien-portants et les supposés malades des deux sexes sont tués par gazage au gaz carbonique. On n'opère que les femelles car l'intervention sur les mâles est plus complexe (la femelle

n'est ouverte que d'un seul côté alors que les mâles des deux) et le risque postopératoire plus élevé. Environ 10 % des femelles opérées succomberaient quand même à l'opération.

Nous ne savons rien d'autre, mis à part le reportage vidéo de l'association belge GAIA, diffusé sur internet, qui concerne l'entreprise française qui propose cette prestation. On y voit des pigeons opérés à vif en pleine conscience, des images parfois à déconseiller aux âmes sensibles. Ces images ont été prises le 23 juin 2009 et GAIA nous a remis le rapport de visite. Sur celui-ci on note que les pigeons sont anesthésiés en utilisant de la kétamine (3 gouttes par animal d'une solution ayant pour concentration 1g/10 ml). D'autre part, en moyenne, 80 à 100 pigeons seraient opérés par heure, ce qui permettrait de rationaliser les coûts, la stérilisation d'un pigeon coûtant environ 4 € par pigeon pour un grand nombre de pigeons opérés.

## ANESTHÉSIE INSUFFISANTE DES PIGEONS OPÉRÉS LORS DES STÉRILISATIONS EN 2009

D'après nos renseignements il n'y aurait qu'une entreprise qui proposerait ce type de prestation en Europe. Voir à ce sujet le reportage de l'association belge GAIA <http://www.youtube.com/watch?v=y3gQOuqpwPQ> qui dénonce une boucherie sur pigeons vivants (publié le 18/01/2011). Aussi ici : [https://nalo28.pagesperso-orange.fr/NALO/gaia\\_bruelles\\_sterilisation\\_pigeons2.flv](https://nalo28.pagesperso-orange.fr/NALO/gaia_bruelles_sterilisation_pigeons2.flv) fichier à lire avec tout logiciel lisant le format flv flash comme vlc média player



Pour intervenir contre la reproduction des pigeons urbains, la ville de Bruxelles recourt à une méthode choquante : la stérilisation chirurgicale sur animaux pas ou mal anesthésiés. La vidéo publiée aujourd'hui par GAIA montre des oiseaux opérés à la chaîne, incontestablement conscients et réagissant vivement tandis qu'ils subissent à vif une ablation des ovaires.

Ces opérations sont menées en France pour le compte de la Ville de Bruxelles, par une société spécialisée dans la capture d'animaux considérés nuisibles.

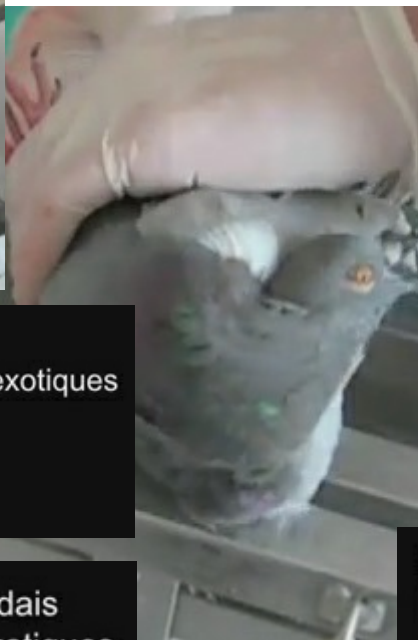
GAIA a soumis ces images à plusieurs vétérinaires spécialistes des oiseaux. Pour le Professeur Dr An Martel, chef de clinique spécialiste des oiseaux et animaux exotiques à l'Université de Gand, "cette anesthésie inadéquate est inacceptable". Pour cette experte, ces "conditions d'hygiène insuffisantes favorisent la contraction d'infections durant l'opération." Certaines infections engendrent des souffrances chroniques précédant la mort des oiseaux. Également interrogés par GAIA, les responsables de l'Université vétérinaire d'Utrecht (Pays-Bas) et du Groupe de travail Néerlandais sur les Oiseaux et les Animaux Exotiques (NOIVBD) ont respectivement qualifié d'"inacceptables" et de "maltraitance animale" les pratiques commanditées par la Ville de Bruxelles.



Une incision profonde dans l'abdomen



Des signes de douleur



Dr An Martel,  
Chef de clinique Oiseaux et animaux exotiques  
Université de Gand

**"inacceptable"**

Institut de Recherche Néerlandais  
sur les Oiseaux et les Animaux Exotiques

**"insoutenable"**

Faculté de médecine vétérinaire  
Université d'Utrecht (Pays-Bas)

**"inacceptable"**

## DÉTAILS TECHNIQUES

Vous trouverez à la fin de ce document une partie d'une thèse présentée à l'école nationale vétérinaire de Toulouse « prise en charge chirurgicale de l'oiseau - fichier technique à l'attention du praticien » en 2008 de Cédric Arnaud Colmar : anesthésie volatile et fixe de l'oiseau, surveillance anesthésique et peropératoire, castration de l'oiseau mâle et ovariectomie de la femelle oiseau. Dans la partie « ovariectomie de la femelle oiseau » page 90 il est écrit : « Il faut garder à l'esprit que la mise en place de l'écarteur est une des phases les plus douloureuses de l'opération. L'anesthésie doit être suffisante et associée à une bonne analgésie. »

Dans le Vidal à la section Kétamine on note : « La kétamine est un anesthésique général non barbiturique, d'action rapide, administrable par voie IV ou IM. ... Cet état anesthésique est caractérisé par une analgésie profonde et prolongée, une perte de conscience qui se traduit plus par une déconnexion du patient que par un sommeil véritable, la conservation des réflexes pharyngés et laryngés, le maintien ou une discrète augmentation du tonus musculaire, ainsi qu'une habituelle stimulation cardiovasculaire et respiratoire. »

Sur le site internet de Merial pour le produit IMALGENE on note : « Substance active : Kétamine sous forme de chlorhydrate ... Pour des interventions chirurgicales majeures et très douloureuses, ainsi que pour l'entretien de l'anesthésie, l'association avec un anesthésique injectable ou un anesthésique gazeux est nécessaire. Étant donné que la relaxation musculaire indispensable pour les interventions chirurgicales ne peut être atteinte avec la kétamine seule, l'addition d'un myorelaxant s'avère nécessaire. Pour une meilleure anesthésie ou pour une prolongation de l'effet, la kétamine peut être associée à des agonistes alpha-2-adrénergiques, à des anesthési-

ques, à des neuroleptiques, à des tranquillisants et à des agents anesthésiques gazeux. L'injection intramusculaire du produit peut être douloureuse. »

D'autre part sur une documentation portant sur l'anesthésie des animaux de laboratoires on note :

Les anesthésiques dissociants créent un état d'immobilisation chimique et une anesthésie caractérisée par la rigidité musculaire et la dissociation de l'esprit du milieu externe. Les yeux restent ouverts, ce qui nécessite l'utilisation d'un onguent protecteur. Divers réflexes, incluant les réflexes de clignotement et du larynx, demeurent intacts et une respiration normale est maintenue. Il arrive fréquemment qu'il y ait une augmentation de la fréquence cardiaque, de la tension artérielle et de la pression intracrânienne. Par conséquent, leur utilisation est contre-indiquée dans les cas de chirurgie crânienne et intra-oculaire. Bien que l'on administre les anesthésiques dissociants surtout aux singes et aux chats, ils ont aussi été utilisés chez presque toutes les autres espèces de mammifères ainsi que chez les oiseaux et les reptiles (Jones, 1977). Leur combinaison avec un tranquillisant est recommandée chez la plupart des espèces, pour favoriser l'analgésie et réduire le tonus musculaire (Flecknell, 1987; Green, 1982).

a) Hydrochlorure de kétamine: cet anesthésique est le plus communément utilisé de ce groupe. La profondeur de l'anesthésie dépend de la dose. Les effets secondaires incluent une forte salivation, qui peut être contrôlée par l'atropine (Flecknell, 1987), une tendance aux convulsions et un réveil accompagné d'agitation, de désorientation et d'hallucinations, qui peuvent être contrôlées par l'administration de tranquillisants et de barbituriques (Lumb et Jones, 1984). Dans tous les cas, si on laisse l'animal tranquille dans un milieu sans bruit et sombre, il récupérera facilement.



# PRISE EN CHARGE CHIRURGICALE DE L'OISEAU : FICHER TECHNIQUE A L'ATTENTION DU PRATICIEN

---

THESE  
pour obtenir le grade de  
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement en 2008  
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

*par*

**Cédric, Arnaud COLMAR**  
Né le 27 septembre 1982 à PESSAC (Gironde)

---

Directeur de thèse : **M. le Docteur Jean-Yves JOUGLAR**

---

## JURY

PRESIDENT :  
**M. Gérard CAMPISTRON**

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :  
**M. Jean-Yves JOUGLAR**  
**M. Jacques DUCOS de LAHITTE**

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE  
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

# Anesthésie volatile de l'oiseau

L'anesthésie est un moment souvent nécessaire dans la prise en charge des oiseaux, du fait de leur caractère farouche, surtout pour ce qui est de la faune sauvage. Elle est souvent le seul moyen de mener à bien un examen approfondi ; elle est également la première étape de toute intervention chirurgicale. Les protocoles utilisant l'anesthésie volatile sont incontestablement les plus sûrs et les plus adaptables en pratique, mais les spécificités anatomiques et physiologiques de l'oiseau ne doivent pas être oubliées dans leur application. Nous ne traiterons ici que de l'isoflurane, de loin l'agent volatil le plus utilisé.

1 - On utilisera le plus souvent un circuit non-réinhalatoire, du fait de la relative petite taille des patients. Cela diminue l'espace mort et requiert moins d'efforts respiratoires pour l'oiseau. Pour les animaux d'une certaine taille, un ballon classique de 0,5 litre peut convenir mais, pour les plus petits, il est nécessaire de s'équiper de ballons spéciaux, plus petits.



© E.N.V.T. 2007



2 - L'induction se fait préférentiellement au masque, avec une bonne contention de manière à éviter les mouvements d'affolement de l'oiseau. A défaut d'un masque adapté, on peut utiliser un gant d'examen coupé au niveau d'un doigt et branché sur le tuyau principal, dans lequel on glisse la tête de l'animal (par le doigt ou par l'ouverture principale selon la taille du patient) (*en haut*).

L'usage de la boîte à induction (*en bas*) est à réserver strictement aux cas les plus difficiles, car l'oiseau peut s'y blesser. Elle devra être transparente pour ne pas empêcher complètement la surveillance de l'induction.

En phase d'induction, la concentration en isoflurane peut-être poussée à 5 %, mais il conviendra de la réduire sitôt le patient sédaté.



© E.N.V.T. 2007



3 - La phase d'entretien se fera au masque ou par intubation endotrachéale. On utilisera dans ce cas des sondes sans ballonnet, en choisissant un diamètre adapté (*En haut*). Il faut garder à l'esprit que les anneaux trachéaux sont fermés chez l'oiseau, réduisant d'autant leur élasticité.

L'intubation se fera ensuite sous contrôle visuel le plus souvent, la glotte étant généralement bien visible chez de nombreuses espèces (*en bas, flèche*) ; dans le cas contraire, on procédera par palpation. Une solution de Lidocaïne à 1% peut être appliquée localement pour faciliter la mise en place de la sonde (préalablement lubrifiée).

L'intubation trouve toute son utilité lors d'interventions longues, car elle permet d'effectuer régulièrement des ventilations en pression positive, pour renouveler le contenu des sacs aériens.

4 - En cas d'anomalie des voies respiratoires ou d'intervention dans la zone du bec, l'intubation peut être pratiquée directement dans un sac aérien, en général le thoracique caudal gauche, par ponction de la peau, du plan musculaire et du sac aérien.



5 - Enfin, la présence des sacs aériens chez les oiseaux est à l'origine d'une rémanence de l'agent anesthésique très supérieure à ce que l'on constate chez les Mammifères. Pour éviter un réveil trop long, on peut compléter l'oxygénation par quelques inspirations en pression positive douces au ballon ou, si l'animal n'est pas intubé, en insufflant directement dans le bec à travers une compresse (*photo*).

### **L'essentiel :**

**L'anesthésie gazeuse, en particulier à l'isoflurane, est le protocole de choix chez l'oiseau, offrant une sécurité et une adaptabilité maximales.**

**En raison de la grande variabilité des doses recommandées, en fonction des espèces et de la nature de l'intervention envisagée, il est capital de mettre en place un suivi attentif tout au long de l'anesthésie.**

**Garder à l'esprit que la présence de sacs aériens chez l'oiseau peut être la cause de pertes de gaz lors de l'intervention, et peut augmenter la durée du réveil.**

# Anesthésie fixe de l'oiseau

L'anesthésie est un temps souvent nécessaire de la prise en charge de l'oiseau, non seulement en préalable à une intervention chirurgicale mais aussi pour la réalisation de nombreux gestes de base (ponction veineuse, radiographie...) du fait du caractère agité des animaux.

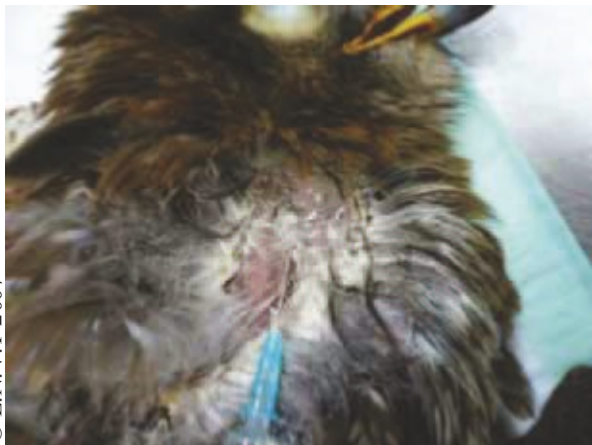
Nettement moins recommandée que l'anesthésie volatile, l'utilisation d'anesthésiques injectables reste néanmoins parfois la seule disponible. Plusieurs possibilités sont alors disponibles, en termes de voies d'administration et de molécules utilisables.

1 - La voie intramusculaire est souvent la plus utilisée en pratique. Le site préférentiel est le muscle pectoral, l'aiguille étant introduite de bas en haut, à 1 cm environ latéralement au bréchet. On évitera le tiers caudal du muscle du fait de l'existence d'un système porte rénal pouvant limiter la résorption du produit.

Pour des injections répétées ou des produits nécrosants, on préférera la cuisse pour ne pas compromettre le vol en lésant le pectoral.



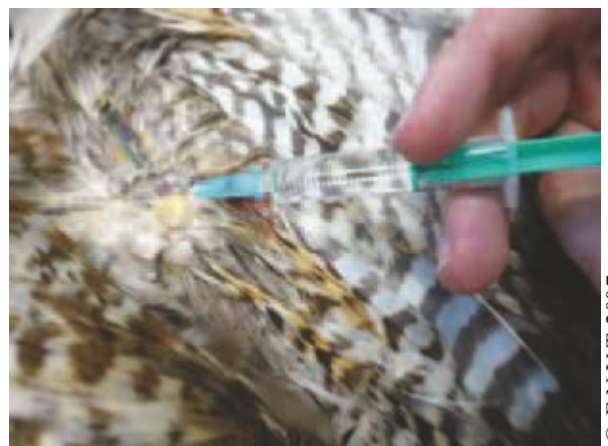
© E.N.V.T. 2007



2 - En ce qui concerne la voie intraveineuse, le premier site d'injection possible est la veine jugulaire droite. Elle est relativement facile d'accès et présente peu de risques de conséquences néfastes liées à l'apparition souvent difficile à éviter d'un hématome au site de ponction.

3 - Un second site d'injection intraveineuse est disponible en pratique ; il s'agit de la veine brachiale. L'oiseau étant maintenu en décubitus dorsal, une aile déployée, l'aiguille est introduite dans la section juste proximale au coude.

Il faut veiller à ponctionner délicatement la veine (ce qui requiert une contention efficace) et à bien comprimer après le retrait de l'aiguille car le risque de formation d'hématome est ici important.



© E.N.V.T. 2007

| Es pèces<br>Molécules                                    | Psittacidés   |              |  | Rapaces   |                                |  | Autres  |                                      |                             |
|--|---|--------------|--|---|--------------------------------|--|---|--------------------------------------|-----------------------------|
|  | Dose  | Voie         | Commen-<br>taires                            | Doses   | Voie                           | Commen-<br>taires                                | Dose  | Voie                                 | Commen-<br>taires           |
| <b>Ké tamine</b>   | 30-65 mg/kg<br>(oiseau<500g)<br><br>25-50 mg/kg<br>(oiseau>500g)  | IM           | Sûr, mais<br>myorelaxation<br>faible.        | 10-30 mg/kg<br><br>30-65 mg/kg<br><br>100 mg/kg             | IV<br><br>IM<br><br>VO (appât) | Utile sur ani-<br>mal échappé.                   | Pigeon :<br>25-30 mg/kg<br>Ratites :<br>20-50 mg/kg<br>puis 5 mg/<br>kg/10 min. | IM<br><br>IM<br>IV                   | Myorelaxation<br>faible.    |
| <b>Médétomi-<br/>di ne</b>                               | 2 mg/kg   | IM           | Sédation lé-<br>gère.                        |   |                                |  | Colombidés :<br>2 mg/kg   | IM                                   | Sédation lé-<br>gère.       |
| <b>Propofol</b>  | 1,33 mg/kg  | IV           | Effet rapide<br>mais de courte<br>durée.     | 4 mg/kg<br>+<br>0,5 mg/kg/min                               | IV<br><br>IV                   |  | Anseridés :<br>15 mg/kg<br>Puis<br>0,8 mg/kg/min                                | IV<br>IV                             | Dépression<br>respiratoire. |
| <b>Tilé tamine<br/>+<br/>Zolazé pam<br/>(Zolét il ®)</b> | 10-30 mg/kg   | IM           | Sûr, bonne<br>sédation.                      | 10-20 mg/kg   | IM                             | Sûr, bonne<br>sédation.                          | Anseridés :<br>35-50 mg/kg  | IM                                   |                             |
| <b>Ké tamine<br/>+<br/>Xylazine</b>                      | 1/2 dose kéta-<br>mine ci-dessus<br>+<br>2,5-10 mg/kg<br>Xylazine   | IM<br><br>IM | Myorelaxation<br>améliorée.                  | 18,5 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>1,5 mg/kg<br>Xylazine       | IM<br><br>IM                   | Dépression au<br>réveil.                         | Pigeons :<br>30 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>5 mg/kg<br>Xylazine                  | IM<br><br>IM                         |                             |
| <b>Ké tamine<br/>+<br/>Diazé pam</b>                     | 10-30 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>1-1,5 mg/kg<br>Diazé pam   | IV<br><br>IM | Induction et<br>réveil doux.                 | 10-30 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>1-1,5 mg/kg<br>Diazé pam   | IV<br><br>IV                   |  | Poules :<br>75 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>2,5 mg/kg<br>Diazé pam                | IM à T0<br><br>IV à T0+10<br>minutes | Bradycardie.                |
| <b>Ké tamine<br/>+<br/>Médétomi-<br/>di ne</b>           | 3-7 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>75-150 µg/kg<br>Médétomidine   | IM<br><br>IM | Hypotension,<br>bradycardie,<br>hypothermie. | 3-5 mg/kg<br>Ké tamine<br>+<br>50-100 µg/kg<br>Médétomidine | IM<br><br>IM                   | Sensibilité<br>particulière des<br>Accipitridés. |   |                                      |                             |
| <b>Anti dotes</b>  | <p>- L'Atipamézo le à 250-380 µg/kg IM antagonise l'effet de la Médétomidine. A éviter si cette dernière est associée à la Ké tamine, sous peine de provoquer un réveil agité et donc dangereux.</p> <p>- La Yohimbine à 0,1 mg/kg en IV ou 0,275 mg/kg en IM antagonise la xylazine, associée ou non à la Ké tamine.</p> |              |  |   |                                |  |   |                                      |                             |

**Tableau récapitulatif des posologies (exemples) des principaux anesthésiques fixes utilisables chez l'oiseau**

### L'essentiel :

**L'anesthésie fixe chez l'oiseau est toujours plus délicate et risquée que la volatile, et ne doit être utilisée qu'en dernier recours, après une pesée précise.**

**Le choix du site d'injection doit se faire en considérant à la fois le produit employé et les risques liés à l'apparition d'une nécrose locale ou d'un hématome.**

**Même si, d'une manière générale, les oiseaux plus petits nécessitent des posologies plus fortes et inversement, la grande variabilité des doses préconisées par la littérature impose une adaptation au cas par cas et une surveillance attentive.**



# Surveillance anesthésique et peropératoire

L'anesthésie n'est jamais anodine chez l'oiseau. Même sur un animal en parfaite santé, et en dépit des progrès réalisés ces dernières années en termes de sûreté anesthésique (avec l'apparition de l'isoflurane notamment), le risque de voir se développer des complications est toujours très présent. Par ailleurs, la morphologie particulière de ces animaux, tout comme leur gabarit extrêmement variable rendent délicats le suivi anesthésique et la surveillance des paramètres vitaux. Il est néanmoins indispensable de disposer d'un certain nombre d'éléments contrôlables, afin de garantir au mieux la sécurité anesthésique.

1 - La donnée à la fois la plus simple à apprécier et la plus fondamentale chez l'oiseau anesthésié est la respiration. Outre la valeur de la fréquence respiratoire (dont le tableau ci-contre donne un ordre d'idée), la régularité du rythme respiratoire est fondamentale. La survenue d'apnée ou, au contraire, d'une tachypnée, signe un problème de gestion de la profondeur anesthésique et/ou de la douleur.

| Poids<br>(en grammes) | Fréquence<br>Respiratoire (/min) |
|-----------------------|----------------------------------|
| 100                   | 40-52                            |
| 200                   | 35-50                            |
| 300                   | 30-45                            |
| 400                   | 25-30                            |
| 500                   | 20-30                            |
| 1000                  | 15-20                            |



2 - Le test de différents réflexes est également un moyen d'apprécier la profondeur de l'anesthésie. Les réflexes de flexion des serres ou de retraction des ailes ou des doigts au pincement (*photo ci-contre*) disparaissent au stade de l'anesthésie chirurgicale.

La disparition du réflexe cornéen signe une anesthésie trop profonde.

3 - La température est un paramètre à contrôler régulièrement, voire en continu, pendant l'anesthésie. Le risque important d'hypothermie (température normale : 40-44°C selon les espèces) doit amener à toujours prévoir une table chauffante ou, à défaut, des bouillottes, pour toute intervention.

Une astuce pratique consiste à fixer une plaque chauffante de terrarium sous la table.





4 - Lors des interventions les plus longues, ou si surviennent des hémorragies importantes, le degré d'hydratation de l'animal est à surveiller.

Au-delà de 5% de déshydratation, un pli de peau persiste légèrement. L'apparition de fausses membranes dans la bouche (*photo*), le ternissement de la cornée ou la décoloration et le refroidissement des pattes signent une déshydratation grave, à corriger en urgence.

5 - Un monitoring cardiaque par électrocardiogramme est intéressant pour éviter une anesthésie trop profonde (le rythme ne doit jamais descendre en deçà de 120 bpm).

Par ailleurs, la fréquence cardiaque est un excellent indicateur de la douleur. Une forte augmentation de cette fréquence doit conduire à renforcer l'anesthésie et/ou à procéder à l'administration d'un analgésique.



| Agent              | Dose       | Voie       | Commentaires                     |
|--------------------|------------|------------|----------------------------------|
| Buprenorphine      | 0,02 mg/kg | IM         | 2 fois par jour. Liste 1.        |
| Butorphanol        | 2-3 mg/kg  | IM         | A répéter toutes les 3-4 heures. |
| Carprofen          | 5-10 mg/kg | IV, IM, PO | En 1 ou 2 prises par jour.       |
| Flunixin meglumine | 1-10 mg/kg | IM         |                                  |
| Ketoprofen         | 5-10 mg/kg | IM         | 1 à 2 fois par jour.             |
| Acide tolfénamique | 2-4 mg/kg  | IM         | Eviter la voie orale.            |
| Dexaméthasone      | 1-2 mg/kg  | IV         | 1 à 2 fois par jour.             |
| Prednisolone       | 2-4 mg/kg  | IM         |                                  |
|                    | 2 mg/kg    | PO         | 2 fois par jour.                 |

**Tableau récapitulatif des posologies (exemples) des principaux analgésiques et anti-inflammatoires utilisables chez l'oiseau**

### L'essentiel :

Lors de l'anesthésie d'un oiseau, il est indispensable de bien maîtriser les risques associés : hypothermie, déshydratation, profondeur de la narcose, douleur...

La douleur, quelle qu'elle soit, constitue un facteur de risque majeur pour l'animal et doit donc toujours être contrôlée et prise en charge.

Le recours à divers types d'outils de surveillance (détecteurs de souffle, capnographe, oxymètre...) peut parfois être précieux pour ne pas perdre de vue les paramètres vitaux de l'oiseau, surtout dans le cas de praticiens travaillant seuls.

# Castration de l'oiseau mâle

La castration est une intervention relativement peu pratiquée, en cabinet, sur les oiseaux. Si les applications de convenance peuvent être employées à grande échelle pour réguler les populations (par exemple dans certaines municipalités envahies par les pigeons), on préférera généralement éviter de recourir à cette intervention pour des oiseaux particuliers, car le risque d'hémorragie majeure est important, surtout sur des animaux en saison de reproduction, chez lesquels les testicules sont gros et très vascularisés.

1 - L'exemple présenté ici est celui d'un pigeon biset (*Columba livia*). L'oiseau est placé en décubitus latéral, la patte tirée en arrière et les ailes maintenues relevées. Le site opératoire, à plumer soigneusement, est situé au niveau de la dernière côte et de la partie crâniale de la cuisse.



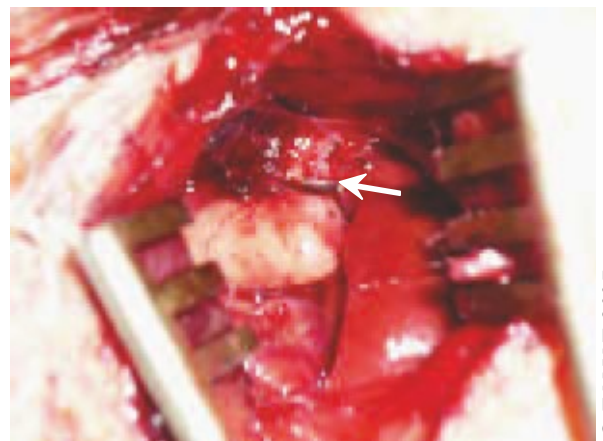
© E.N.V.T. 2007



2 - L'abord est pratiqué par une incision cutanée dans l'axe de la dernière côte. Le franchissement du plan musculaire se fera ensuite en disséquant doucement les muscles iliotibiaux à leur jonction (flèche) avec les intercostaux externes, puis en réclinant caudalement le massif des iliotibiaux.

3 - La pose d'un écarteur entre le bord crânial de la cuisse et la dernière côte permet ensuite de ponctionner les parois du sac aérien thoracique caudal et l'abord du testicule, de grande taille en saison sexuelle.

A droite, une anastomose étroite et très fragile existe entre le bord crânial du testicule et la veine cave caudale. Poser un clip hémostatique (flèche) avant de séparer le testicule prévient l'hémorragie.

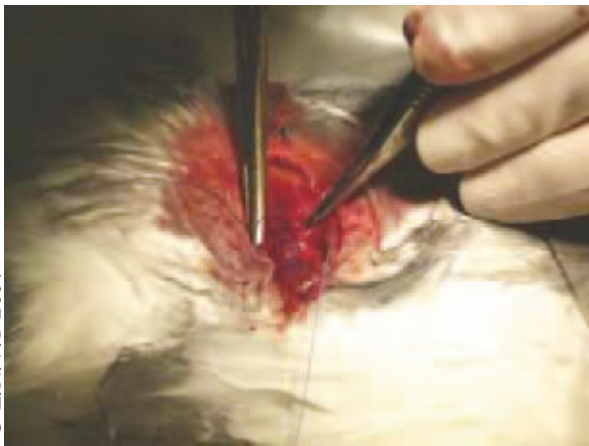
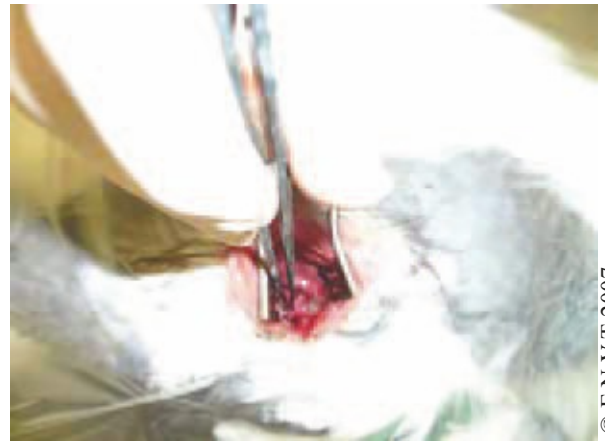


© E.N.V.T. 2007



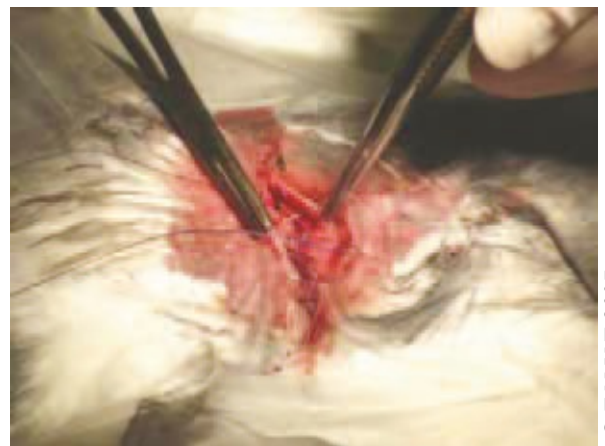
4 - Une fois le testicule bien individualisé, on pose un clamp sur le pédicule testiculaire. L'opération peut s'avérer délicate car le pédicule est assez large et court suivant le bord dorsal du testicule. Un clamp courbe épousera souvent plus facilement la forme de l'organe.

5 - L'espace de travail étant le plus souvent insuffisant pour effectuer une section, on déchirera le pédicule sur le clamp à l'aide d'une pince fine. On cautérise ensuite le moignon du pédicule au bistouri électrique bipolaire. Ce temps est indispensable en saison sexuelle car le risque hémorragique est alors majeur.



6 - Les sacs aériens étant très difficiles à suturer, surtout sur les oiseaux de petite taille, le plan musculaire devra être étanche pour éviter tout emphysème. On réalisera pour cela des points en nombre suffisant, prenant appui dans le massif des iliotibiaux et contournant la dernière côte.

7 - On suturera ensuite le plan cutané par des points simples ou un surjet. L'exérèse du second testicule impose de reprendre toutes les étapes précédentes de l'autre côté. Si possible, différer de quelques jours cette deuxième étape permet à l'animal de mieux se remettre de la première et améliore sa récupération.



### L'essentiel :

**La castration des oiseaux mâles reste délicate et implique des risques non négligeables d'hémorragies. On est ici loin d'une chirurgie de convenance.**

**Si un simple bistournage est efficace hors saison sexuelle, en période de reproduction, une technique plus complexe doit être utilisée pour limiter les pertes sanguines, du fait de l'hypertrophie des gonades.**

**Si possible, il est idéal d'espacer les exérèses des testicules droit et gauche de quelques jours pour faciliter la récupération de l'animal.**

# Ovariectomie de la femelle oiseau

L'ovariectomie de l'oiseau est une intervention encore relativement marginale, du moins hors contexte pathologique. Elle peut néanmoins trouver son utilité par exemple pour limiter la prolifération de populations de pigeons ou de tourterelles.

Moins risquée que la castration des mâles du point de vue de la probabilité d'hémorragie, cette intervention est de plus simplifiée par le fait que seul l'ovaire gauche est présent et fonctionnel chez l'oiseau femelle.

1 - Une fois plumée la zone du flanc caudal et de la cuisse, l'oiseau—ici un pigeon biset (*Colomba livia*)—est placé en décubitus latéral droit.

Les ailes sont maintenues relevées et la patte gauche tendue, afin de ménager une bonne visibilité du site opératoire.

L'utilisation d'un champ transparent collé est idéale pour conserver un contrôle visuel de l'oiseau.



© E.N.V.T. 2007



2 - L'abord est ensuite pratiqué, après incision cutanée, en disséquant délicatement aux ciseaux l'adhérence entre le massif des muscles iliotibiaux et les intercostaux externes.

En réclinant ensuite les iliotibiaux, on accède à la paroi du sac aérien thoracique caudal, que l'on incise doucement.

3 - La pose d'un écarteur entre les iliotibiaux et la dernière côte permet d'obtenir une bonne visibilité des organes abdominaux, et de mettre en évidence dorsalement la grappe ovarienne (flèche), bien délimitée et relativement mobile sur son pédicule.

Il faut garder à l'esprit que la mise en place de l'écarteur est une des phases les plus douloureuses de l'opération. L'anesthésie doit être suffisante et associée à une bonne analgésie.

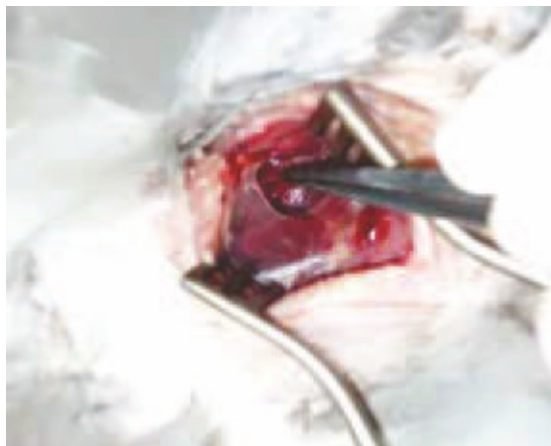


© E.N.V.T. 2007

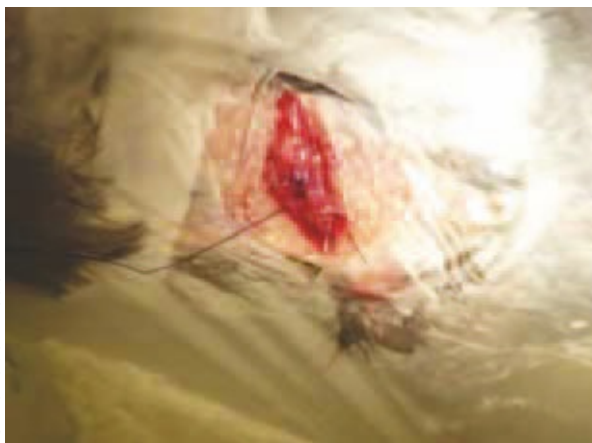


4 - L'ovaire est ensuite saisi au niveau du pédicule avec une pince de bistouri électrique bipolaire. Une cautérisation légèrement appuyée permet de déchirer le pédicule ovarien et d'extraire la gonade, tout en limitant les saignements.

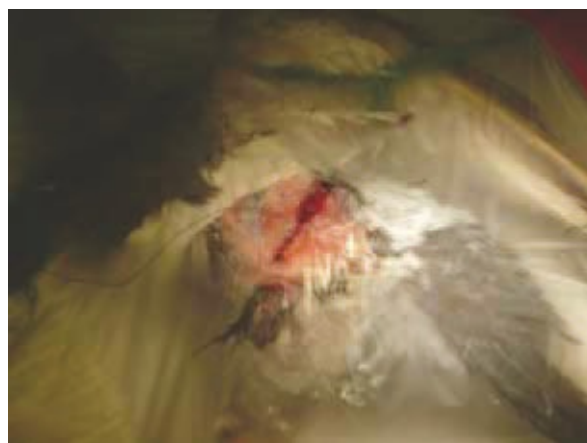
5 - On procède ensuite à un examen minutieux de la cavité, afin de s'assurer qu'il ne reste aucun reliquat d'ovaire et de procéder à l'électrocoagulation douce de tout saignement éventuel.



6 - La suture du sac aérien étant très délicate (on pourra tout de même placer quelques points de rapprochement), l'étanchéité de la cavité sera rétablie par des points prenant les muscles iliotibiaux et s'ancrant en avant de la dernière côte, afin de rétablir la cohésion entre ces deux plans.



7 - Enfin, le plan cutané sera suturé par un surjet simple, à l'aide de fil résorbable.



### L'essentiel :

Les oiseaux ont la particularité anatomique de ne présenter qu'un seul ovaire fonctionnel, à gauche sauf cas exceptionnels.

L'ovariectomie chez l'oiseau, hors contexte pathologique, reste une intervention majeure. Ce n'est pas une chirurgie de convenance.

La vascularisation de l'ovaire étant bien limitée au pédicule ovarien, le risque d'hémorragie est plus faible que pour la castration chez le mâle ; cependant, une hémostase soigneuse reste indispensable.