

VI. LES AUTRES ESPÈCES AVIAIRES

A. OISEAUX D'EXPÉRIMENTATION

1. Oiseaux en recherche

- a. **Espèces communes d'expérimentation:** Toutes les espèces d'oiseaux que l'on traitera dans ce chapitre se prêtent bien à la domestication, se reproduisent sans difficulté en captivité et, dans la plupart des cas, elles sont faciles à obtenir de sources commerciales. C'est par rapport à ces considérations si les perruches, les cailles japonaises et plusieurs autres espèces de psittacidés et d'oiseaux de volière ou d'appartement ont été fréquemment utilisées comme modèles animaux en recherche biologique.

La poule domestique (*Gallus domesticus*), même si elle est utilisée très largement en recherche, ne fait pas partie de ce volume car les règles directrices à la base de son utilisation dans des conditions commerciales et expérimentales peuvent être retrouvées dans le volume 1 de ce Manuel (1) tout aussi bien que dans beaucoup d'autres publications sur le soin général des animaux d'expérimentation (2, 3).

- b. **Oiseaux sauvages:** Les techniques de capture, d'entrave, et de marquage des oiseaux sauvages pour leur usage dans des études sur le terrain sont discutées dans le chapitre Vertébrés sauvages en liberté et en expérimentation. Si on doit introduire des espèces aviaires sauvages dans des installations animales, il faut les loger séparément des autres espèces et leur fournir, dans la mesure du possible, des conditions qui s'approchent de celles de leur habitat naturel. Ces conditions incluent la nourriture, la température, l'humidité, les perchoirs, les abris et un accès à l'eau (4).

2. Reproduction

- a. **Reproduction en milieu restreint:** La reproduction, l'éclosion et l'élevage des oiseaux en milieu restreint pour la recherche peuvent être entrepris soit par des méthodes parentales (naturelles) ou artificielles. Il existe un grand nombre de modes de reproduction qui divergent beaucoup parmi les millions d'espèces d'oiseaux. L'information spécifique sur la reproduction en milieu restreint, particulièrement en utilisant des méthodes artificielles, est strictement limitée à quelques espèces de gallinacées, d'oiseaux aquatiques (5) et aux cailles japonaises (6). De l'information générale et des lignes directrices sur la reproduction des espèces sauvages en milieu restreint ont été récemment résumées (4) et l'élevage commercial des pigeons a été décrit en détail (7).

Ni les pigeons ni la plupart des espèces d'oiseaux sauvages ne se prêtent à la production par incubateur à cause du rôle essentiel des parents dans l'alimentation de leurs couvées. Les volailles domestiques (particulièrement les poules bantam) et les canaris ont souvent été utilisés avec succès comme parents substitués pour incuber les oeufs des oiseaux sauvages même si dans beaucoup de cas il devenait nécessaire d'enlever les jeunes lors de l'éclosion pour les élever artificiellement (4).

Les incubateurs commerciaux peuvent être équipés de diverses façons avec des modifications des tiroirs pour faciliter l'éclosion. On doit porter une attention

spéciale au nettoyage des tiroirs d'éclosion dans le but de diminuer les chances d'infections des petits nouvellement éclos. Un écart d'humidité variant de 80 à 90 % doit être fourni au moment de l'éclosion car les oisillons ont besoin de cette humidité pour pouvoir briser l'écaillage de l'oeuf. Les températures d'éclosion doivent être de 1-2°C en deçà de celles de l'incubation; les oiseaux nouvellement éclos doivent demeurer dans l'incubateur jusqu'à ce qu'ils soient complètement secs et cette période peut durer jusqu'à 24 heures (4, 5).

- b. **Élevage:** L'espèce aviaire en général, particulièrement les lignées domestiques, croissent très rapidement.

En conséquence, on doit surveiller constamment pour que les disponibilités d'espace soient adéquates et qu'une surpopulation n'apparaisse pas.

Des couveuses sont essentielles pour pouvoir élever correctement les jeunes oiseaux qui ont éclos en incubateur. Les températures optimales des couveuses varieront avec l'âge et les espèces d'oiseaux. Les températures initiales requises par les oiseaux nouvellement éclos seront invariablement assez hautes et on devra les réduire graduellement jusqu'à ce que la température optimale requise par l'espèce adulte soit atteinte. Une procédure généralement acceptable à suivre avec les oiseaux éclos dans un incubateur est de fournir des variations de température à l'aide d'une lampe chauffante. Le jeune oiseau apprendra vite à trouver la température à laquelle il est le plus confortable.

Les oiseaux nouvellement éclos doivent être élevés isolés des adultes et protégés, en autant que cela est possible, contre les bruits soudains et d'autres incursions qui peuvent les effrayer. Les coins des couveuses doivent être légèrement arrondis ou l'espace de la couveuse autour de la lampe chauffante doit être circulaire de sorte que les oisillons ne puissent s'empiler les uns sur les autres lorsqu'ils ont peur.

De l'eau fraîche et un régime alimentaire doivent être à leur disposition ad libitum. Pour se développer correctement, certaines espèces, notamment les oiseaux aquatiques, ont besoin de soleil et suffisamment d'eau pour nager.

Des mesures sanitaires appropriées doivent être appliquées si on veut élever des jeunes oiseaux par les méthodes artificielles. Elles incluent une attention spéciale à la propreté des équipements, des oeufs et de l'environnement de la couveuse.

Certaines maladies aviaires sont transmises par les oeufs; cependant, dans l'industrie de la volaille, les troupeaux reproducteurs peuvent maintenant être testés sérologiquement pour l'absence de telles maladies. Lorsque cela est faisable, les oeufs fertilisés et les petits d'un jour devraient être obtenus de troupeaux certifiés comme exempts de ces maladies.

3. Considérations de santé

- a. **Zoonoses:** Les oiseaux domestiques et les oiseaux sauvages ont été identifiés comme porteurs dans la diffusion d'un certain nombre de maladies zoonotiques comme la cryptococose, l'histoplasmose, la psittacose et la salmonellose. Cependant, parmi les 300 zoonoses et plus attribuées aux oiseaux, seulement quelques-unes sont considérées dangereuses pour l'homme (8). Néanmoins, comme les excréments des oiseaux fournissent un milieu pour la croissance et la

diffusion des bactéries pathogènes et des parasites qui peuvent infecter l'homme, il est extrêmement important que les standards d'hygiène du personnel qui travaille avec les oiseaux soient toujours élevés. La protection des oiseaux eux-mêmes contre la contagion n'est pas la dernière des raisons pour appliquer des standards élevés d'entretien.

La Psittacose (chlamydiose, ornithose ou la fièvre du perroquet) est causée par *Chlamydia psittaci* et elle est le plus sérieux des risques zoonotiques aviaires. Le plus grand risque provient des oiseaux psittacinés et des pigeons, même si une grande variété d'espèces d'oiseaux (incluant les dindes) et de mammifères sont susceptibles. On rapporte aussi que la fréquence de cette maladie augmente (cas confirmés en laboratoire) en Ontario, en Alberta et dans plusieurs états américains (9).

- b. **Maladies infectieuses et parasitaires:** La maladie de Newcastle, la laryngotrachéite infectieuse, la bronchite infectieuse, et la maladie de Marek sont parmi les nombreuses maladies communes aux lignées domestiques de volailles, parmi lesquelles quelques-unes se transmettent aisément à d'autres espèces aviaires. Des vaccins sont disponibles contre plusieurs de ces maladies aviaires; cependant, leur contrôle par l'isolement, les mesures sanitaires et la chimiothérapie sont des procédures prophylactiques préférables dans la plupart des cas car ces vaccins sont habituellement des produits vivants et les oiseaux gardés en captivité ne réagissent généralement pas bien aux manipulations et aux injections.

La coccidiose et d'autres maladies parasitaires des jeunes oiseaux peuvent être habituellement contrôlées par de bonnes méthodes d'entretien. Les coccidies ne causent habituellement pas de problèmes sérieux excepté chez les espèces de gallinacées et les pigeons (10). Cependant, des rapports récents suggèrent que cette supposition n'est pas nécessairement correcte et que la coccidiose et la giardiose peuvent être plus fréquentes chez les jeunes perroquets (11) et perruches (12) qu'on ne l'a déjà pensé. Parmi les autres parasites internes, *Ascaridia platyceri* est l'espèce d'ascaris la plus commune que l'on ait identifiée fréquemment chez les psittaciformes importés au Canada (13).

- c. **Comment régler les problèmes de santé:** Le cannibalisme est un problème de comportement commun chez plusieurs espèces d'oiseaux élevés dans des conditions artificielles. On peut garder ce vice sous contrôle en modifiant l'éclairage et en réduisant la densité de population. Le picossage des plumes peut se produire occasionnellement chez les oiseaux isolés, probablement dû à l'ennui ou au stress; en réglant la cause psychique (émotionnelle) on règle habituellement ce problème (14).

Quand une maladie se déclenche chez les oiseaux d'expérimentation, il faut recourir aux conseils d'un spécialiste en maladies aviaires. Un diagnostic adéquat est essentiel si on veut instituer un traitement rationnel de la maladie. Ce traitement, comme pour les autres animaux, consiste généralement à administrer un agent chimiothérapeutique approprié et à mettre sur pied des procédures d'hygiène et de soins qui s'imposent. On doit toujours se souvenir que les oiseaux très malades répondent rarement bien au traitement individuel car le fait de les manipuler et de leur administrer des drogues ajoute un stress supplémentaire et souvent amène l'oiseau dans un état de choc et le fait mourir.

Lorsque c'est possible, des traitements préventifs de masse de tous les oiseaux exposés à la maladie doivent être entrepris en administrant un antibiotique approprié ou d'autres médicaments prescrits dans la nourriture ou dans l'eau (10). Lorsqu'on calcule les quantités de médicament à ajouter à un véhicule connu (eau ou nourriture) pour atteindre un dosage désiré, on doit se souvenir que les volailles domestiques consomment habituellement deux fois plus d'eau que de nourriture. Alors, pour convertir une dose aqueuse prescrite en une dose alimentaire, 2 kg d'eau équivalent à 1 kg de nourriture. En conséquence, pour une classe d'oiseau qui consomme l'équivalent de 100 g de médicament par 1 000 L (1 000 kg) d'eau, cela nécessitera le mélange de la drogue à 200 g de médication par 1 000 kg d'aliment.

Les différentes classes d'oiseaux ont des ratios variés de consommation d'eau par rapport à celle de la nourriture (par exemple, chez le pigeon ce ratio est approximativement 1:1) et ce ratio doit être établi pour chaque espèce si les doses de médication doivent être converties d'un véhicule à un autre.

Les oiseaux gardés en cage, règle générale, ne doivent pas recevoir de médicaments dans l'eau car plusieurs espèces boivent très peu et irrégulièrement.

4. **Entrave et anesthésie**

- a. **Capture:** La capture et les manipulations, même des lignées d'oiseaux domestiques, impliquent très fréquemment que les oiseaux doivent être immobilisés physiquement. Les oiseaux sont naturellement faciles à effrayer et prennent leur envol rapidement, se fiant très fortement sur une fuite rapide lorsqu'on les dérange. En conséquence, on trouvera qu'il sera presque toujours nécessaire de les immobiliser en toute sécurité avant de faire même la plus petite des manipulations.

Il est de toute première importance de réaliser qu'une entrave physique n'est pas bien tolérée même chez les oiseaux domestiques. Les petites races d'oiseaux sauvages sont particulièrement hypersensibles aux manipulations; une approche incorrecte ou rude peut très bien conduire à des blessures et même à la mort à la suite d'un choc (15). Alors que les oiseaux de volière ou d'appartement et les lignées domestiques peuvent être plus ou moins susceptibles à un choc soudain et à la mort à la suite d'une capture négligente, ils sont néanmoins sujets aux blessures et aux effets négatifs d'une peur extrême (16). Il s'ensuit que si la capture est stressante pour les oiseaux en santé, on peut penser qu'elle est plus dommageable pour les oiseaux qui sont malades.

Un moyen simple de minimiser l'excitation et par la suite de faciliter la capture et l'immobilisation de la plupart des oiseaux d'expérimentation qui ne sont pas nocturnes, est de les approcher la nuit ou dans des conditions de simulation nocturne. Ce dernier moyen consiste à créer la noirceur de la pièce ou de la cage pendant une courte période temps avant la capture. Puis le/les oiseau(x) peut/peuvent être approché(s) et capturé(s) dans la noirceur. Si on a besoin d'un éclairage pour effectuer la capture, on peut utiliser une petite lampe de poche.

Les oiseaux ne se débattent généralement pas dans la noirceur, ayant tendance à se calmer et à relaxer. Comme corollaire à ceci, il s'ensuit qu'une fois qu'un oiseau a été capturé et qu'il est immobilisé physiquement, sa résistance et sa peur

peuvent être contrôlées si on le garde dans la noirceur le plus longtemps possible. On peut faire cela chez les plus gros oiseaux en leur recouvrant la tête avec un morceau de matériel opaque, lequel doit, de toute évidence, être poreux et/ou fournir une aération adéquate.

- b. **Entrave physique:** Les trois parties du corps qui doivent être immobilisées pour réussir une entrave physique et une sécurité dans la manipulation des oiseaux sont la tête, les ailes et les pattes. En autant que c'est possible, les mouvements de ces trois parties du corps devraient être entravés simultanément lorsqu'on prend l'oiseau pour la première fois.

Les oiseaux de volière ou d'appartement, particulièrement les psittacidés, possèdent un bec pointu destiné à leur protection. Des blessures très douloureuses peuvent être infligées même par de petits oiseaux comme les perruches; alors on doit toujours faire attention lorsqu'on les manipule.

Les griffes des oiseaux peuvent causer des égratignures douloureuses et le ratissage par les talons de certaines espèces d'oiseaux (de proies) peuvent infliger de sérieuses blessures. Les ongles des petits oiseaux de volière ou d'appartement ne s'usent habituellement pas et ils ont par conséquent tendance à devenir particulièrement pointus. Les blessures causées par des coups de bec ou de griffes d'oiseaux doivent toujours recevoir rapidement les premiers soins appropriés.

Les ailes de tous les oiseaux sont relativement très fortes mais, à l'exception des très gros oiseaux comme les oies, elles ne causent pas de blessures à ceux qui les manipulent. Une aile qui n'est pas retenue correctement rendra l'immobilisation de l'oiseau impossible, amènera l'animal à se débattre longtemps et pourra le conduire à s'évader et à se blesser.

En aucun cas, lorsqu'on prend ou essaie d'immobiliser un oiseau, on doit tenir seulement un membre (une patte ou une aile). Si cela se produit accidentellement, on doit relâcher l'oiseau immédiatement et recommencer l'approche une nouvelle fois. Les os des oiseaux sont légers et fragiles et ils se fracturent facilement si l'animal lutte pour s'évader.

Les petites races d'oiseaux, si elles sont en cage et habituées à être manipulées, peuvent être immobilisées en empoignant le cou entre le pouce et l'index ou le pouce et le majeur de telle sorte que le dos de l'oiseau repose dans la paume de la main et que les pattes soient retenues entre le petit doigt et l'annulaire. Avec des oiseaux un peu plus gros, il est nécessaire d'utiliser l'autre main pour tenir et allonger les pattes de sorte que le pouce et les autres doigts puissent servir à presser légèrement les ailes contre le corps de l'oiseau. Une fois qu'un oiseau est immobilisé par l'une ou l'autre méthode, on peut l'étendre sur le dos pour l'examiner ou lui administrer un traitement. On doit garder l'esprit, cependant, que la respiration des oiseaux et la circulation d'air peuvent être perturbées dans cette position probablement à cause de la pression exercée par les viscères sur les sacs aériens localisés en position dorso-abdominale (17).

Les oiseaux domestiques et les oiseaux de volière plus gros, s'ils sont assez apprivoisés, peuvent être immobilisés en utilisant les deux mains, les pouces étant sur les ailes, la paume des mains appuyée fermement autour de la région pectorale et les pattes retenues entre les doigts entrecroisés des deux mains.

Il peut être souvent nécessaire et opportun de placer une barrière protectrice entre le bec/griffes et les mains lorsqu'on approche un oiseau en cage. A cet effet, une serviette ou une pièce de matériel de grandeur et de texture appropriées peuvent être utilisées pour recouvrir la tête et les ailes de l'oiseau, préférablement lorsqu'on l'approche sous un éclairage atténué. Règle générale, il est préférable d'utiliser d'abord un morceau de tissu ou une serviette pour l'immobilisation initiale et ensuite des gants. Ces derniers, pour permettre une meilleure protection, doivent être lourds et alors ils peuvent provoquer des dommages aux plumes. De plus, il est difficile d'évaluer et d'ajuster la pression à travers des gants lourds et, à cause de cela, il est facile d'infliger de la douleur malgré soi.

On doit faire particulièrement attention pour ne pas causer d'interférence avec les mouvements libres de la région sternale des oiseaux car l'inspiration adéquate d'air dépend de l'expansion de la cavité thoraco-abdominale laquelle, en retour, dépend des mouvements libres du complexe sterno-coracoïde (4, 17).

La méthode classique de capture des oiseaux qui sont libres dans une volière est le filet. Une fois dans le filet, les oiseaux peuvent être empoignés par l'une ou l'autre des techniques décrites ci-haut.

Un certain nombre d'autres appareils, en plus de l'enveloppement dans une serviette, ont été suggérés dans l'immobilisation prolongée, particulièrement des petits oiseaux, après la capture initiale. Ces appareils d'immobilisation sont généralement utilisés pour faciliter l'administration d'un anesthésique et pour empêcher les oiseaux de se blesser pendant la période de récupération après la chirurgie et de l'anesthésie. Tous ces appareils consistent à enfermer l'animal, laissant la tête et la queue libres, dans une sorte de manchon raisonnablement rigide (4).

- c. **Entrave chimique:** L'immobilisation chimique est utilisée chez les oiseaux pour réduire les probabilités de choc et de collapsus résultant d'une peur excessive et prolongée. Divers niveaux de narcose peuvent être induits pour abaisser le seuil de la douleur à un certain niveau en faisant des manipulations comme une cathétérisation et d'autres procédures chirurgicales mineures. On doit utiliser une anesthésie générale ou locale appropriée si on doit entreprendre des procédures chirurgicales douloureuses.

La réponse des oiseaux au stimuli douloureux varie beaucoup d'un endroit à l'autre du corps; les régions de la tête, des pattes et de la respiration étant particulièrement sensibles; le reste des surfaces cutanées du corps est relativement insensible, ne montrant pas beaucoup de réponse motrice à la douleur (18).

- d. **Anesthésiques:** Les anesthésiques locaux, comme l'hydrochlorure de procaine, si on l'utilise, doivent être administrés avec attention soit en injection et/ou en application topique au site d'anesthésie. Il est important de respecter judicieusement les recommandations dans les doses car ces agents, donnés en excès, peuvent s'avérer toxiques particulièrement chez les oiseaux plus petits (4, 19, 20).

Les anesthésiques en inhalation ont toujours tendance à être quelque peu risqués à cause de la possibilité d'une surdose causée par l'accumulation du gaz

anesthésique dans les sacs aériens. Le risque est augmenté lorsque l'induction est lente comme dans le cas des gaz comme l'éther. Cependant, il n'y a pas de raison pour que l'anesthésie en inhalation ne soit pas induite avec succès chez les oiseaux par des personnes possédant de l'expérience dans les méthodes d'anesthésie vétérinaire.

L'halothane et le métoxyflurane sont fréquemment recommandés chez les oiseaux car ils induisent rapidement l'anesthésie et ils sont accompagnés d'une courte période de récupération. On retrouvera dans des volumes et des articles qui traitent de la pratique et de l'anesthésie vétérinaires les procédures détaillées d'anesthésie des divers groupes et espèces d'oiseaux (19, 24). L'usage du chloroforme est définitivement contreindiqué chez les oiseaux (19), alors que la combinaison halothane/protoxyde d'azote et l'induction à l'oxygène sont fréquemment préférées (25).

La respiration artificielle peut, à l'occasion, être requise particulièrement lorsqu'on utilise des anesthésiques en inhalation. Elle peut être exécutée avec succès, si on la fait sans délai, en augmentant l'oxygène dans la combinaison anesthésique et en exerçant des mouvements de pompage de haut en bas avec l'extrémité caudale du sternum (appendice xyphoïde).

Les agents injectables sont fréquemment utilisés comme procédures pré-anesthésiques et pour l'induction primaire, avant le maintien avec un anesthésique inhalant, particulièrement chez les oiseaux domestiques et les lignées apprivoisées. Cependant, les agents injectables sont rarement utilisés comme seul anesthésique car ils sont plus risqués et difficiles à contrôler que les anesthésiques en inhalation (21, 22, 23). Leurs désavantages ont été résumés (21) et ils incluent le danger de surdose, la difficulté à maintenir une anesthésie chirurgicale profonde et une période de récupération prolongée. En ce qui concerne l'anesthésie légère et l'immobilisation, l'agent dissociant qu'est l'hydrochlorure de kétamine s'est avéré utile et sûr à faibles doses (23).

- e. **Administration des anesthésiques:** L'administration intramusculaire d'agents injectables est plus facile à faire dans la région pectorale plutôt que dans les cuisses car le rôle joué par le système porte rénal dans la filtration de tels agents n'est pas clair.

Les injections intraveineuses se font dans la veine de l'aile, ou particulièrement chez les petits oiseaux, dans la veine jugulaire droite. Cette procédure est difficile car les parois des veines des oiseaux sont minces mais elles doivent être utilisées si des barbituriques sont les agents anesthésiques car ils sont plus sûrs s'ils sont administrés d'une façon diluée en injection intraveineuse au besoin (23).

L'administration de narcotique par la nourriture s'est avérée pratique dans la capture d'oiseaux sauvages.

On ne doit pas administrer un anesthésique général aux oiseaux dont le jabot est rempli de nourriture car ils peuvent régurgiter et aspirer des aliments. Inversement, un jeûne prolongé, particulièrement chez les jeunes oiseaux, doit être évité car il augmente les possibilités de choc et d'hypoglycémie (23).

On aura atteint une profondeur d'anesthésie chirurgicale aussitôt que la respiration devient lente, profonde et régulière. A ce moment-là, les réflexes

cornéens et des pieds sont encore présents mais ils doivent être légers, lents et/ou intermittents alors que les réflexes palpébraux et de la cire sont absents. L'anesthésie est trop profonde si tous les réflexes sont disparus et que la respiration devient superficielle (26).

B. PERRUCHES

1. Introduction

- a. **Origine:** La perruche (*Melopsittacus undulatus*) est un petit oiseau du groupe des psittacidés (perruches) qui jouit d'une immense popularité comme oiseau d'appartement de compagnie. Elle a été introduite originellement en Amérique du Nord et en Europe, il y a au-delà de 100 ans, des régions arides d'Australie (10). Au cours des 50 dernières années, la perruche s'est reproduit considérablement en captivité et elle s'est adaptée complètement à la domestication.
- b. **Utilité en recherche:** La perruche n'a pas été beaucoup utilisée comme modèle de recherche par les chercheurs canadiens même si quelques-uns d'entre eux les utilisent dans des études du comportement. Elle a été aussi utilisée occasionnellement en recherche sur le cancer car l'apparition de tumeurs spontanées est extrêmement fréquente chez cette espèce. On rapporte dans plusieurs recherches différentes que l'incidence de ces tumeurs atteindrait 24,2 % (27). Les tumeurs des perruches ont été décrites en détails et elles sont responsables du 1/3 de toutes les mortalités chez ces oiseaux à l'autopsie (28).
- c. **Biologie:** De nombreuses variétés de couleurs de perruches ont été développées par l'élevage domestique et la sélection. Cependant, en ce qui concerne les autres caractéristiques physiques, les oiseaux sont très uniformes. La taille des perruches se situe autour de 19 cm (7,5 pouces) et leur poids corporel moyen est à peu près 45 g (1,6 once) même si on prétend que des oiseaux adultes ont atteint plus de 60 g (2,12 onces). Les petits croissent très rapidement, pesant presque 2 g (0,07 once) à l'éclosion et atteignant une moyenne de 40 g vers l'âge de trois semaines (27).

La température rectale moyenne est de 44°C (écart de 41-42°C ou 105-108°F) alors que la fréquence respiratoire varie de 80 à 100 respirations par minute. Cependant, cette fréquence respiratoire peut augmenter de 20 à 50 % à la suite de nervosité et de la peur. Le «sautillement de la queue» ne devrait pas se produire au repos, excepté chez les oiseaux malades, mais il peut quelquefois être rencontré chez des perruches normales et en santé lorsqu'elles retournent sur leur perchoir à la suite d'une période d'activité et d'excitation intense. Cette condition de sautillement de la queue disparaît habituellement après quelques secondes de repos (10, 27).

Les valeurs hématologiques de cette espèce ont été compilées par plusieurs chercheurs et on peut les retrouver en détails dans plusieurs publications qui traitent des maladies des oiseaux de volière ou d'appartement (29, 31).

Voici un récent résumé de valeurs hématologiques obtenues de 251 perruches (32), lequel est exprimé par des variations des valeurs normales:

Globules rouges ($\times 10^6/\text{mm}^3$)	2,5-4,5
Volume cellulaire plasmatique %	45-57
Globules blancs ($10^3/\text{mm}^3$)	3-8
Granulocytes %	45-76
Agranulocytes %	20-50

L'espérance de vie moyenne d'une perruche dans des conditions d'hébergement en cages est de six à huit ans alors qu'avec les meilleurs soins ces oiseaux peuvent vivre 15 ans ou plus (27, 33).

2. Cages et hébergement

- a. **Généralités:** Les perruches sont des oiseaux grégaires qui aiment socialiser, ce qu'elles font mieux lorsqu'elles sont hébergées en groupe plutôt qu'individuellement.

Les cages et les volières de perruches doivent être des pièces ou des aires spéciales à l'intérieur de l'animalerie. Elles devraient être aussi éloignées et bien séparées que possible des pièces qui hébergent d'autres espèces d'oiseaux. Les volières mesurant 2,5 x 0,9 x 1,5 m (8 x 3 x 5 pieds) de haut sont recommandées pour héberger jusqu'à 24 adultes non reproducteurs (27).

Les cages doivent être construites de filets à mailles métalliques de 1-2,5 cm (1/2 - 1 pouce), assez petites pour que les oiseaux ne puissent s'évader ni passer leur tête à travers les mailles du filet car un choc ou une fracture cervicale peut résulter de la panique qui s'empare de l'oiseau lorsque sa tête reste prise dans les mailles du filet. Les cages pour l'hébergement individuel des perruches doivent être assez grandes pour permettre aux oiseaux de déplier leurs ailes, de voler et de se percher. Elles doivent être construites de sorte qu'elles ne soient pas contaminées par la nourriture et l'eau. On recommande un modèle rectangulaire d'au moins 30 x 30 x 60 cm (1 x 1 x 2 pieds) de long à trois côtés pleins avec une porte d'accès centrale et un plateau à glissoire pour le nettoyage.

- b. **Cages d'élevage:** On a besoin de cages d'élevage dans la plupart des programmes d'élevage alors qu'on peut aussi faire de l'élevage dans des volières. La cage d'élevage consiste en deux compartiments séparés l'un de l'autre par une partition amovible de broche ou pleine. Cela fournit approximativement 80 x 30 cm (2,6 x 1 pied) d'espace de plancher avec une hauteur de 45 cm (18 pouces).

Des volières d'élevage de 1,8 x 0,6 x 1,8 cm (6 x 2 x 6 pieds) de haut (munies de nichoirs de 15 x 15 x 23 cm (6 x 6 x 9 pouces) sont satisfaisantes pour héberger quatre paires de reproducteurs (27). On doit toujours fournir des perchoirs.

3. Alimentation

- a. **Nourriture:** La perruche est d'abord une mangeuse de graines et elle les décortique avant d'avaler le grain entier. L'accumulation de téguments (enveloppe externe) suppose que les nourrisseurs soient vidés et remplis à tous les jours.

Le mélange de graines le plus commun pour cette espèce est composé de graines de canari (*Phalaris canariensis*) et de millet (*Panicum miliaceum*) dans un rapport de 1:1. Des études alimentaires ont suggéré qu'il existait une augmentation dans les besoins en vitamines, en protéines et en d'autres éléments pendant la période de reproduction (33). Les mélanges de graines de base sont inadéquats pour les jeunes et les reproducteurs et si on les utilise tels quels, ils peuvent conduire à un faible taux d'éclosion, à une mortalité élevée et à des taux de croissance déficients. On recommande d'ajouter au mélange de graines de base un supplément de vitamines E, A et D. On peut ajouter occasionnellement des légumes verts dans le régime alimentaire des perruches. De plus, on doit fournir du calcium sous forme d'os de seiche, des écailles d'huître et du sable.

En ce qui concerne les très jeunes oiseaux, on peut être obligé de les nourrir dans des plats peu profonds sur le plancher de la cage. Les jeunes oiseaux doivent être observés avec soin afin de s'assurer qu'ils apprennent à manger correctement.

- b. **Eau:** On doit fournir beaucoup d'eau fraîche et propre tous les jours car on a démontré que certaines perruches peuvent boire quotidiennement jusqu'à 5 % de leur poids corporel. Cependant, on a aussi démontré que les perruches peuvent vivre sans eau, si c'est nécessaire, pendant des périodes de temps considérables (34).

Les perruches, à l'encontre des canaris et d'autres oiseaux de volière, n'ont pas besoin d'eau pour se baigner. Quant aux jeunes oiseaux, l'eau doit leur être fournie dans de petits plats au fond des cages.

4. Élevage

- a. **Biologie de la reproduction:** Cette espèce d'oiseau est très prolifique et relativement facile à reproduire en captivité. Les mâles et les femelles deviennent adultes vers l'âge de trois à quatre mois et ils ne doivent jamais être utilisés pour la reproduction avant d'avoir atteint l'âge de 10 à 11 mois. La période de reproduction efficace s'étend habituellement jusque vers l'âge de six ans pour le mâle et quatre ans pour la femelle.

Les oeufs sont pondus normalement à deux jours d'intervalle en groupe de cinq ou six. On conseille de fournir un choix d'au moins deux nichoirs par paire.

La période d'incubation est de 18 jours. Dans des conditions d'expérimentation, on considère habituellement que l'éclosion de deux couvées par année est optimum.

- b. **Comportement:** Les couples choisis doivent être hébergés séparément dans le but d'éviter les accouplements multiples car les mâles sont polygames. Une sélection minutieuse en vue de la compatibilité doit être faite. Les couples

compatibles démontreront de l'affection en se frottant mutuellement le bec et souvent le mâle nourrira sa compagne en régurgitant des graines.

Du matériel de nidification n'est pas nécessaire car la femelle pond ses oeufs dans le fond du nichoir. On ne doit pas introduire de nouvelles femelles dans une colonie d'élevage établie, car, comme pour beaucoup d'autres espèces aviaires, cette façon d'agir augmente les risques de batailles sérieuses.

La mâle nourrit habituellement la femelle pendant la période d'incubation. Au moment de l'éclosion des oeufs, les deux parents nourrissent les petits un régurgitant des graines partiellement digérées. La femelle produit aussi une sécrétion riche en protéine provenant de son proventricule qu'elle donne à ses petits. Les jeunes oiseaux quittent le nid vers l'âge de quatre à six semaines, cependant, le mâle continuera habituellement à les nourrir jusqu'au moment où ils auront appris eux-mêmes à se nourrir de graines.

5. Soins médicaux

- a. **Généraux:** Les oiseaux en santé doivent être alertes et avoir les yeux brillants, leurs plumes doivent être propres et bien lisses et leurs ailes sont habituellement tenues fermes contre leur corps. Les tout premiers signes de maladie peuvent se manifester par un changement dans le comportement normal. Comme la maladie progresse, l'oiseau présente une apparence somnolente, ses plumes deviennent ternes et ses yeux perdent leur éclat. L'oiseau peut demeurer au fond de sa cage avec les ailes abaissées et les yeux fermés. Il peut même frissonner.

Un comportement anormal dans le boire et le manger est indicatif d'une santé chancelante; certains oiseaux mangent moins alors que dans d'autres occasions ils peuvent manger plus. Des plumes emmêlées au niveau du cloaque sont une indication de problèmes entériques.

Les signes communs de la maladie chez les oiseaux de volière en général et chez les perruches en particulier sont décrits en détails dans un certain nombre d'excellentes publications lesquelles traitent aussi de maladies spécifiques, de prévention et de traitement (28-31, 33-36).

Il est important que les oiseaux qui démontrent tout symptôme décrit ci-haut soient placés dans un milieu chaud là où la température ambiante peut être augmentée habituellement jusque vers 26°C (79°F). Cela peut être accompli en plaçant l'oiseau dans une plus petite cage et en utilisant judicieusement une lampe chauffante. On conseille souvent de placer la cage dans une chambre séparée.

- b. **Maladies nutritionnelles:** On connaît peu de choses sur les besoins nutritifs actuels des oiseaux, autres que ceux des volailles, et alors les possibilités d'apparition de déficiences nutritionnelles dans des groupes d'oiseaux comme les perruches sont considérables (33).

Une déficience en iode résultant d'une dysplasie thyroïdienne est très fréquente et on peut la reconnaître par le petit cri aigu caractéristique qui accompagne chaque respiration. Le sautillerment de la queue se manifeste habituellement avec chaque respiration et même au repos. La dysplasie thyroïdienne peut être contrôlée en ajoutant quotidiennement une ou deux gouttes d'une solution de

deux parties d'iode Lugol dans 28 parties d'eau distillée à l'eau de boisson ou en ajoutant au régime alimentaire de l'huile de foie de morue (35). On a suggéré que diverses difformités aux pattes que l'on rencontre quelquefois chez les perruches peuvent être prévenues par l'addition de manganèse dans le régime alimentaire (36).

La mue française, qui affecte d'abord les jeunes oiseaux d'à peu près six semaines d'âge, est caractérisée par la perte des plumes particulièrement des ailes et de la queue. C'est un problème fréquent dans plusieurs volières d'élevage et sa cause demeure obscure (37). Les oiseaux affectés récupèrent rarement et ils doivent être éliminés (10).

- c. **Maladies infectieuses et zoonoses:** Les perruches semblent être peu susceptibles à la plupart des maladies infectieuses excepté, peut être, à la psittacose (ornithose). Les implications zoonotiques de cette maladie sont un problème pour toutes les installations d'animaux d'expérimentation qui hébergent des psittacidés. La psittacose est difficile à diagnostiquer et les symptômes externes ressemblent à ceux de la plupart des autres maladies fébriles chez cette espèce. Les oiseaux qui ont la psittacose démontrent un malaise général, des plumes ébouriffées, de la dépression, une perte d'appétit et habituellement une diarrhée aqueuse verte qui peut varier dans sa coloration et sa consistance au fur et à mesure que la maladie progresse. Il y a souvent présence de sécrétions oculaires et/ou nasales, particulièrement vers la fin de la maladie.

Le virus responsable de la psittacose peut être isolé par inoculation chez la souris ou l'embryon de poulet. Le diagnostic est habituellement établi à la suite d'un examen postmortem minutieux. Les lésions typiques incluent l'hypertrophie de la rate, un foie enflé, fragile et décoloré quelque peu particulièrement sur les bords et avec aussi des aires de nécrose focale. Il y a des caillots exsudatifs et jaunâtres dans les sacs aériens, une péricardite séropurulente ou fibrineuse et un peu de congestion dans le tractus intestinal, particulièrement sur la séreuse. Des frottis d'exsudats des sacs aériens ou du péricarde devraient permettre l'identification de l'agent causal. Cette dernière étape doit cependant être exécutée dans un laboratoire de microbiologie.

- d. **Divers:** L'incidence de néoplasies, comme on l'a mentionné auparavant, est particulièrement élevée chez les perruches en général et elle est une cause fréquente de mortalité chez ces oiseaux (10, 28).

L'importation de perruches est soumise à la loi sur la Protection et les maladies animales du Canada (38). L'exportation des oiseaux, particulièrement les psittacidés pour la vente ou comme animaux de compagnie aux États-Unis est sujette à une régulation stricte et à une quarantaine par le U.S. Department of Agriculture and Health and Human Services.

C. CAILLE JAPONAISE

1. Introduction

- a. **Utilité en recherche:** Il existe deux excellentes références générales sur le soin et l'utilisation de la caille japonaise (*Coturnix coturnix*) à partir desquelles la plupart des informations suivantes ont été tirées (39, 6).

Même si la caille a été domestiquée par les japonais il y a déjà presque neuf siècles, leur utilisation en recherche ne remonte pas plus que 25 ans en arrière (40). Depuis sa première utilisation comme modèle pour la recherche chez les volailles (41) et pour des études d'embryologie (42), la caille japonaise a été largement utilisée dans plusieurs champs de recherche biomédicale et comportementale. Récemment, elle a été utilisée beaucoup dans des études de toxicologie sur les résidus de pesticides et d'insecticides.

Cette espèce d'oiseaux possède un certain nombre de caractéristiques avantageuses pour son utilisation en expérimentation, en ce sens qu'elle s'adapte facilement aux conditions de laboratoire, possède un cycle reproducteur court et une brève espérance de vie, avec une incubation rapide et une maturation qui permet de produire jusqu'à quatre générations de cailles par année. La caille est aussi naturellement robuste, raisonnablement résistante à la maladie et très prolifique (haut rendement en oeufs). D'un autre côté, même si elle consomme comparativement peu de nourriture, elle est très gaspilleuse et elle est vraisemblablement très sensible aux effets néfastes de la consanguinité se manifestant par une perte sérieuse d'aptitudes reproductrices (6, 43).

Depuis 1982, le Conseil de recherche en sciences naturelles et génie (CRSNG) subventionne le Quail Genetic Centre de University of British Columbia. Ce centre possède la plus grande collection de cailles en Amérique du Nord, approximativement 4000 oiseaux de plusieurs stocks non consanguins et 14 lignées possédant diverses mutations pour les couleurs et pour d'autres caractéristiques. Ces stocks sont actuellement disponibles et ils sont utilisés pour la recherche et l'enseignement. Pour obtenir plus d'information, on peut écrire à: Dr. K.M. Cheng, Department of Poultry Science, The University of British Columbia, Vancouver, BC V6T 2A2.

- b. **Biologie:** Les valeurs physiologiques de la caille sont résumées avec des références dans une annexe d'une monographie du National Academy of Sciences sur la caille (39), et des données biologiques plus récentes ont été révisées par Cooper (6) à partir desquelles les points suivants sont tirés:
- o Les femelles atteignent la maturité et commencent à pondre vers l'âge de 42 jours, pondant jusqu'à 300 oeufs par année. La période d'incubation est de 16 à 17 jours et elle peut atteindre 18 jours chez les souches consanguines.
 - o La croissance est très rapide, les oiseaux pesant 6-7 grammes (0,21-0,25 onces) à l'éclosion et augmentant ce poids par six fois vers la fin de la première semaine. A la maturité sexuelle, la femelle est plus lourde et plus grosse que le mâle.

2. Hébergement

- a. **Incubation et élevage:** L'équipement d'incubation doit être logé séparément des oiseaux éclos et des oiseaux adultes. Les incubateurs commerciaux pour volailles peuvent être utilisés si on peut obtenir des tiroirs spéciaux ou modifier ceux déjà existants pour contenir les oeufs de cailles.

L'élevage peut se faire dans des unités de batteries ou des unités de plancher. L'élevage par batteries est généralement préférable pour les petits programmes d'élevage en laboratoire et les éleveuses par batterie sont disponibles sur le

marché. Les éleveuses standards de poussins peuvent aussi être utilisées si on les modifie correctement (39). Une méthode simple d'élevage sur le plancher d'une pièce est celle où on utilise une litière épaisse (copeaux de bois) dans un enclos circulaire emmuré de plastique, de métal ou de contreplaqué autour d'une ampoule infrarouge de 250 watts. Un cercle de 105 cm (42 pouces) de diamètre contiendra 150 jeunes cailles et on rapporte que la mortalité est faible. Cependant, les noyades peuvent représenter un problème à moins que les jets d'eau contiennent des billes ou des pierres qui empêchent les bébés cailles de tomber dans l'eau (6). Les avantages du système du plancher pour les jeunes cailles résident dans le fait que les oiseaux semblent plus dociles et qu'ils ne se blessent pas à la tête en faisant des efforts pour voler car il n'y a pas de plafond.

Les cailles ont besoin, au début, d'une température d'éleveuse relativement élevée, approximativement 38°C (100°F) la réduisant à peu près à 24°C (75°F) vers la quatrième semaine d'âge. A ce moment-là, les cailles ont habituellement leurs plumes bien développées et vers l'âge de six semaines, elles ont atteint la maturité sexuelle. Ces oiseaux peuvent s'adapter à une grande variation d'humidité relative (30-80 %). Cependant, il faut protéger les jeunes cailles contre les courants d'air et le froid, particulièrement la nuit.

- b. **Cages et équipement:** Les oiseaux adultes peuvent être hébergés dans des batteries à poulets ou dans des cages pondeuses spéciales munies de planchers inclinés pour permettre aux oeufs de sortir des cages. On doit fournir de l'eau courante fraîche et propre; des abreuvoirs ou des plats ouverts suffisent à la condition qu'ils soient protégés contre la contamination par les fientes.

Les cages pour les reproducteurs doivent mesurer 15,2 x 25,4 x 15,2 cm (6 x 10 x 6 pouces) de haut.

Le problème de la mortalité par noyade des jeunes cailles est difficile à résoudre. Le fait de placer des billes ou des pierres dans les jets d'eau ou dans les abreuvoirs peut aider à contrer ce problème. De petits abreuvoirs en forme de V ou des distributrices d'eau en plastique pour des cages d'oiseaux peuvent être utilisés dans des cages plus petites.

La caille est un animal qui gaspille beaucoup sa nourriture, un vice qui, dans une certaine mesure, peut être limité si on lui donne sa nourriture sous forme de miettes plutôt qu'en bouillie. Une autre objection à nourrir les cailles avec des bouillies est que celles qui sont riches en blé deviennent gluantes lorsqu'elles sont humides et elles collent aux pieds des jeunes cailles. Les plateaux peu profonds et les auges doivent être recouverts d'un grillage métallique afin de réduire la perte de nourriture. Pendant la première semaine de leur vie, les cailles doivent être nourries avec des contenants peu profonds et ouverts. Il est essentiel de fournir des espaces suffisants pour loger les nourrisseurs de ces animaux qui croissent rapidement et pour prévenir la mortalité par inanition.

3. **Aliments et alimentation**

Les oiseaux adultes mangent seulement à peu près 14 g (0,5 once) de nourriture par jour; cependant, ils ont de fortes tendances à gaspiller la nourriture, vice que l'on doit décourager (voir ci-haut).

Les besoins en éléments nutritifs spécifiques ne sont pas bien identifiés chez cette espèce. La moulée de départ (en miettes) pour le gibier à plume et les dindes contenant 20-25 % de protéines, sont recommandées particulièrement pendant les cinq premières semaines. On doit donner cette moulée *ad libitum* et, lorsqu'une moulée de départ bien équilibrée est utilisée, la supplémentation n'est pas nécessaire jusqu'à un peu avant la maturité des oiseaux auquel moment on doit mettre à la disposition des oiseaux du phosphate dicalcique ou des écailles d'huîtres émiettées. Il est important de ne pas nourrir les oiseaux avec des moulées de départ pour dindonneaux qui datent de plus de huit semaines à partir du moment où elles ont été moulées. Au cours de l'été, la durée de conservation de cette moulée est encore plus courte et on ne doit pas l'utiliser après quatre semaines de la mouture.

4. **Reproduction**

Un ratio un mâle - deux femelles donne un taux de fertilité élevé mais on utilise communément un rapport 1:3 quoique 1:6 peut-être un succès à la condition que les mâles soient bons. Les femelles continueront de pondre des oeufs fertiles pendant à peu près neuf jours après qu'on aura retiré le mâle.

Les techniques d'insémination artificielle donnent des taux de fertilité jusqu'à 83 % qui durent quatre à six jours et n'affectent pas la productivité (44).

La fertilité est plus élevée si les mâles et les femelles sont logés ensemble en tout temps. Cependant, elle diminue plutôt rapidement chez les mâles et les femelles après l'âge de six mois. Le taux maximum d'éclosion des oeufs est atteint lorsque les deux parents ont de huit à 20 semaines d'âge.

5. **Soins médicaux**

Comme pour les autres espèces animales d'expérimentation, la prévention de la maladie est de la plus haute importance particulièrement avec les oiseaux faisant partie de systèmes où on retrouve des densités de population élevées. Les oiseaux nouvellement acquis doivent subir une quarantaine d'au moins deux semaines. Les cailles semblent être susceptibles à la plupart des maladies qui affectent les volailles domestiques et alors elles doivent être logées séparément des poulets et des dindes.

La prévention, la gestion et les mesures d'hygiène utilisées pour contrôler les maladies chez les volailles domestiques sembleraient, dans la plupart des cas, être applicables aux maladies correspondantes chez les cailles (1, 2).

Le cannibalisme et le picassage des plumes, que l'on identifie par la disparition des plumes du dos et de la tête des oiseaux sont des habitudes relativement fréquentes chez les cailles particulièrement chez celles qui sont logées sur de la broche. Ces vices peuvent, dans certaines circonstances, être contrôlés en utilisant une ou plusieurs des procédures suivantes: couper la pointe du bec, diminuer l'intensité de l'éclairage, réduire la densité des stocks et augmenter l'arginine, la fibre et le sable dans la ration.

6. **Considérations spéciales**

L'immobilisation d'une caille se fait généralement en tenant l'oiseau dans sa main. Pour enlever des oiseaux d'une batterie ou d'une cage individuelle, il faut procéder avec calme et de manière circonspecte afin de ne pas affoler les oiseaux. On doit

empoigner tout l'oiseau et le tenir fermement avec les ailes accolées le long du corps pour empêcher l'oiseau de lutter. On ne doit pas prendre les caillies par une patte car cela permet aux oiseaux de se débattre et résulte souvent en des fractures des pattes ou des ailes ou en d'autres blessures (39).

De petites quantités de sang peuvent être prélevées à partir de la ponction de la veine de l'aile lorsque l'oiseau est placé sur le dos avec les ailes en extension. Lorsqu'on a besoin de plus grandes quantités de sang, on peut utiliser la veine jugulaire ou les veines caves antérieures. Un volume de 3 ml peut être prélevé chez l'adulte sans effets néfastes alors que 5-7 ml de sang peuvent être obtenus avant que les oiseaux soient euthanasiés (6).

RÉFÉRENCES

1. CONSEIL CANADIEN DE PROTECTION DES ANIMAUX, 1980. Manuel sur le soin et l'utilisation des animaux d'expérimentation. Vol. 1. Conseil canadien de protection des animaux, Ottawa, Ont. pp. 28-30.
2. HARRY, E.G., COOPER, D.M. 1976. The Fowl. In: The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals (5th Ed.). Churchill Livingstone, Edinburgh, UK. pp. 428-443.
3. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. 1966. Chickens. Standards and Guidelines for the Breeding, Care and Management of Laboratory Animals. National Research Council (U.S.), National Academy of Sciences, Washington, DC.
4. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. 1977. Laboratory Animal Management Wild Birds. National Research Council (U.S.), National Academy of Sciences, Washington, DC.
5. WARD, P., BATT, B.D.J. 1973. Propagation of Captive Waterfowl. Delta Waterfowl Research Station of the North American Wildlife Foundation and Wildlife Management Institute, Washington, DC.
6. COOPER, D.M. 1976. The Japanese Quail. In: The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals (5th Ed.). Churchill Livingstone, Edinburgh, UK. pp. 465-474.
7. LEVI, W.M. 1969. The Pigeon (2nd Ed.). Levi Publishing Co., Sumter, SC.
8. HERMAN, C.M., 1982. Bird-borne Diseases in Man. In: Diseases of Cage and Aviary Birds, 2nd Ed. (M.L. Petrak, ed.). Lea & Febrieger, Philadelphia, PA, pp. 653-657.
9. HUNTER, B., PETTIT, J.R. 1981. Notice to Ontario Veterinary Association Concerning Avian Chlamydiosis (*Psittacosis*). Extension Notes for Veterinarians. Veterinary Services Branch, Ontario Ministry of Agriculture and Food, Guelph, Ont.
10. STEINER, C.V., DAVIS, R.B. 1981. Cage Bird Medicine - Selected Topics. Iowa Univ. Press, Ames, IA.
11. PANIGRAHY, B., CRAIG, T.M., GLASS, S.E. 1981. Intestinal parasitism in budgerigars. J. Am. Vet. Med. Assoc. **179**, 573.
12. SCHOLTENS, R.G., NEW, J.C., JOHNSON, S. 1982. The nature and treatment of giardiasis in parakeets. J. Am. Vet. Med. Assoc. **180**, 170.
13. WEBSTER, W.A. 1982. (Letter) Internal parasites found in exotic birds imported into Canada. Can. Vet. J. **23**, 230.
14. GALVIN, C. 1979. The feather picker. Calif. Vet. **33**, 12.
15. GANDEL, C.P. 1969. Avian anesthesia. Fed. Proc. **28**, 1533.
16. COOPER, J.E., ELEY, J.T. 1979. First Aid and Care of Wild Birds. David & Charles, Inc., North Pomfret, UT.

17. KING, H.S., MOLONGY, V. 1971. The Anatomy of Respiration. In: Physiology and Biochemistry of the Domestic Fowl (D.J. Bell, B.M. Freemon, eds.). Academic Press, New York, NY. pp. 93-167.
18. ARNALL, L. 1964. Aspects of Anesthesia in Cage Birds: In: Small Animal Anesthesia (O. Graham-Jones, ed.). Pergamon Press, Oxford, UK. pp. 137-146.
19. AMAND, W.B. 1977. Avian Anesthesia. In: Current Veterinary Therapy VI. Small Animal Practice (R.W. Kirk, ed.). W.B. Saunders Co., Philadelphia, PA. pp. 705-710.
20. KLIDE, A.M. 1973. Avian anesthesia. Vet. Clin. North Am. **3**, 175.
21. FRANCHETTI, D.R., KLIDE, A.M. 1978. Perching Birds: Parrots, Cockatoos and Macaws. Restraint and Anesthesia. In: Zoo and Wild Animal Medicine (M.E. Fowler, ed.). W.B. Saunders Co., Philadelphia, PA. pp. 359-364.
22. FRANCHETTI, D.R., KLIDE, A.M. 1978. Fowl, Quail, Pheasants, (Galliformes). Restraint and Anesthesia. In: Zoo and Wild Animal Medicine (M.E. Fowler, ed.). W.B. Saunders & Co., Philadelphia, PA. pp. 303-304.
23. LANGHAM, M.A. 1981. Avian Anesthesia (Part II). Compend. Contin. Educ. (Anim. Hlth. Tech.) **2**, 192.
24. LUMB, W.V., JONES, E.W. 1973. Veterinary Anesthesia. Lea & Febiger, Philadelphia. PA. pp. 443-444.
25. CAMBURN, M.A., STEAD, A.C. 1978. Anesthesia in wild and aviary birds. J. Small Anim. Pract. **19**, 395.
26. ALTMAN, R.B. 1980. Avian anesthesia. Compend. Contin. Educ. Pract. Vet. **2**, 38.
27. KEYMER, I.F. 1976. The Budgerigar. In: The UFAW Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals (5th Ed.). Churchill Livingstone, Edinburgh, UK. pp. 487-494.
28. PETRAK, M.L., GILMORE, C.E. 1982. Neoplasms. In: Diseases of Cage and Aviary Birds, 2nd Ed. (M.E. Petrak, ed.). Lea & Febiger, Philadelphia, PA. pp. 606-637.
29. LEONARD, J.L. 1969. Clinical Laboratory Examinations. In: Diseases of Cage and Aviary Birds (M.L. Petrak, ed.). Lea & Febiger, Philadelphia, PA. pp. 189-215.
30. STUNKARD, J.A., RUSSELL, R.J., JOHNSON, D.K. 1982. A Guide to Diagnosis, Treatment and Husbandry of Caged Birds. Veterinary Medicine Publishing Co., Bonner Springs, KS.
31. FOWLER, M.E. 1978. Special Medicine: Birds - Part III. In: Zoo and Wild Animal Medicine (M.E. Fowler, ed.). W.B. Saunders, Philadelphia, PA. pp. 151-394.
32. ROSSKOPF, W.J., Jr. *et al.* 1982. Hematologic and blood chemistry values for the budgerigar. Calif. Vet. **36**, 11.
33. AXELSON, R.D. 1981. Caring for Your Pet Bird. Canavrax Publications, Toronto, Ont.

34. TOLLEFSON, C.I. 1982. Nutrition. In: Diseases of Cage and Aviary Birds, 2nd Ed. (M.E. Petrak, ed.). Lea & Febiger, Philadelphia, PA. pp. 220-249.
35. BLACKMORE, D.K. 1982. Diseases of the Endocrine System. In: Diseases of Cage and Aviary Birds, 2nd Ed. (M.E. Petrak, ed.). Lea & Febiger, Philadelphia, PA. pp. 418-490.
36. TAYLOR, T.G. 1969. Nutritional Deficiencies. In: Diseases of Cage and Aviary Birds (M.E. Petrak, ed.). Lea & Febiger, Philadelphia, PA. pp. 233-235.
37. TAYLOR, T.G. 1982. French Molt. In: Diseases of Cage and Aviary Birds, 2nd Ed. (M.E. Petrak, ed.). Lea & Febiger, Philadelphia, PA. pp. 361-367.
38. LOI SUR LA PROTECTION ET LES MALADIES ANIMALES, 1978. R.S., c. A-13 amendée par 1974-75-76. Ministère des Approvisionnements et services du Canada, Ottawa, Ont.
39. INSTITUTE OF LABORATORY ANIMAL RESOURCES. Subcommittee on Avian Standards. 1969. Coturnix (*Coturnix coturnix japonica*). Standards and Guidelines for the Breeding, Care and Management of Laboratory Animals. National Research Council (U.S.), National Academy of Sciences, Washington, DC.
40. WILSON, W.O., ABBOTT, U.K., ABPLANALP, H. 1959. Developmental and physiological studies with a new pilot animal for poultry-coturnix quail. Poul. Sci. **38**, 1260.
41. WILSON, W.O., ABBOTT, U.K., ABPLANALP, H. 1961. Evaluation of coturnix (Japanese quail) as a pilot animal for poultry. Poul. Sci. **40**, 651.
42. PADGETT, C.S., IVEY, W.D. 1960. The normal embryology of the coturnix quail. Anat. Rec. **137**, 1.
43. SITTMANN, K., ABPLANALP, H. 1965. Inbreeding depression in Japanese quail. Genetics, **52**, 475.
44. MARKS, H.L., LEPORE, P.D. 1965. A procedure for artificial insemination of Japanese quail. Poul. Sci. **44**, 1001.