



Canadian Council on Animal Care Conseil canadien de protection des animaux

Recommandations du CCPA spécifiques aux espèces :

CHAUVES-SOURIS

L'objet des recommandations spécifiques aux espèces est de fournir de l'information sur les « meilleures pratiques » s'appliquant à divers groupes taxonomiques et de compléter ainsi les *Lignes directrices du CCPA sur : le soin et l'utilisation des animaux sauvages*. On consultera ces recommandations conjointement avec les lignes directrices plus générales sur la faune. Les chercheurs devront également consulter les ouvrages traitant des espèces à l'étude et demander l'avis de personnes ayant l'expérience de ces animaux. Les recommandations qui figurent ici devraient évoluer au fur et à mesure que de nouvelles données deviendront disponibles, et nous encourageons les personnes travaillant avec des animaux sauvages de communiquer au CCPA toute information pertinente dont elles pourraient avoir connaissance. Tous les renseignements qui nous seront transmis feront l'objet d'un examen par des pairs avant leur intégration aux recommandations spécifiques aux espèces.

1. Généralités

Dans le monde, on compte environ 1 000 espèces de chauves-souris allant de 2 à 1 500 grammes. Certaines d'entre elles se servent de l'écholocation, d'autres non. Les chauves-souris interviennent à plusieurs niveaux dans les interactions trophiques; certaines de ces espèces se nourrissent d'animaux (habituellement des insectes), d'autres de fruits et de feuilles, d'autres se nourrissent de nectar et de pollen, et enfin d'autres boivent du sang. Certaines chauves-souris sont homéothermes alors que d'autres sont poïkilothermes. Étant donné la diversité des tailles, des comportements alimentaires, des stratégies de thermorégulation et de l'utilisation de l'écholocation dans ce groupe, il est essentiel de connaître le mieux possible l'espèce visée avant d'entreprendre une étude sur ces animaux. Certaines espèces sont menacées et ne doivent faire l'objet de travaux de recherche qu'après mûre réflexion (Hutson *et al.*, 2001).

Les chauves-souris qui hibernent sont sensibles à la présence humaine et réagissent par un accroissement de leur activité (Thomas, 1995). Par conséquent, les visites des sites d'hibernation doivent être réduites au strict minimum. Chez *Myotis lucifugus*, un réveil au cours de l'hibernation (à la suite d'un dérangement, par exemple) produit une dépense énergétique équivalente à 60 jours d'hibernation (Thomas, 1995).

Les femelles se rassemblent souvent dans des pouponnières où elles mettent bas et élèvent leurs petits. À ces endroits, elles sont très sensibles au dérangement; dans de telles situations, les

mères peuvent laisser tomber leurs petits ou être forcées de se déplacer vers un autre site (qui peut être de moindre qualité).

2. Spécimens tués

Lorsqu'ils emploient des échantillons provenant de spécimens préalablement tués, les chercheurs n'ont pas à soumettre de protocole formel à un comité de protection des animaux (CPA). Cependant, celui-ci doit être informé de l'existence de l'étude pour connaître le risque de propagation des maladies. De plus, les chercheurs doivent savoir que de nombreux journaux refusent les articles n'ayant pas fait l'objet d'un examen éthique par un comité de protection des animaux même s'ils portent sur des organismes préalablement tués.

3. Capture d'animaux vivants

Les chauves-souris sont sensibles aux variations de température et à la déshydratation, et il est recommandé de limiter la manipulation autant que possible pour réduire la période de stress. On ne doit pas prélever des individus dans les pouponnières pendant la période de mise bas et de lactation à moins que cela soit nécessaire aux fins de l'étude.

Les filets japonais, à main ou à cerceau, et les pièges à filins (« *harp trap* ») constituent des méthodes éthiquement acceptables de capture des chauves-souris (Tuttle, 1974; Kunz et Kurta, 1988). On doit surveiller régulièrement les filets japonais et enlever sans délai les animaux capturés pour éviter qu'ils se blessent en s'enchevêtrant dans le filet ou qu'ils soient attaqués par des prédateurs. Pour libérer des chauves-souris prises dans un filet japonais, on doit procéder avec soin et porter une attention toute particulière au dégagement de leurs ailes. Les chauves-souris pénètrent dans les filets avec les ailes déployées et les replient ensuite; pour les dégager, il est donc souvent nécessaire d'étendre les ailes à nouveau. Pour éviter que l'animal mâchonne le filet pendant qu'on le libère, on peut lui permettre de mordre un objet, par exemple un sac de toile ou un repli de gant (Kunz et Kurta, 1988). Par mesure de prudence, les chercheurs doivent avoir avec eux de petits ciseaux pour pouvoir couper le filet si une chauve-souris se trouve inextricablement emmêlée.

À la place des filets japonais, là où l'on doit prendre un grand nombre de chauves-souris, on emploiera des pièges à filins (« *harp traps* »). Il n'est pas nécessaire de visiter ces derniers aussi souvent que les filets japonais. Cependant, on doit tenir compte du fait que des prédateurs peuvent entrer dans le sac ainsi que des effets potentiellement néfastes de garder de nombreuses chauves-souris dans un même sac (morsures, prédation, transmission de la rage) (Kunz et Kurta, 1988). Plusieurs types de pièges à filins ne fournissent qu'une protection limitée contre les intempéries. Une pluie abondante ou toute autre intempérie peut affecter la thermorégulation de la chauve-souris et, par conséquent, son équilibre énergétique si l'animal est trempé. Également, les chauves-souris doivent être protégées contre les rayons du soleil si elles sont capturées en matinée. Les pièges à filins doivent être vérifiés régulièrement pour ne pas interrompre trop longtemps le cycle alimentaire des animaux. Dans plusieurs régions, les chauves-souris sont plus actives à la brunante; les pièges devront donc être vérifiés plus fréquemment durant cette

période.

Les chauves-souris au repos peuvent être capturées à la main; dans ce cas, les chercheurs doivent veiller à ne pas endommager les os et les membranes des ailes qui sont fragiles (Kunz et Kurta, 1988). On peut également se servir de filets à main, mais seulement lorsque l'utilisateur a la compétence voulue. Les chercheurs doivent veiller en particulier à ne pas blesser les animaux, les ailes étant très fragiles (Kunz et Kurta, 1988). Dans de nombreux cas, la vitesse relative de la chauve-souris et du filet suffit à induire un stress ou à fracturer les os des doigts. Il est préférable de ramener le filet derrière l'animal plutôt que devant lui.

4. Contention physique et manipulation

Les chauves-souris qui ont été capturées mordent pour se défendre. Étant donné la vaste gamme de tailles de ces animaux, certains d'entre eux peuvent infliger des morsures douloureuses alors que d'autres parviennent rarement à érafler la peau. Les personnes qui manipulent les chauves-souris ou qui les retirent des filets doivent prévoir porter des gants assez résistants pour les protéger contre les morsures. Lorsque les biologistes libèrent des chauves-souris prises dans les filets japonais, certains d'entre eux portent un gant sur la main qui tient l'animal et ils se servent de la main nue pour retirer les mailles du filet. Si l'on opte pour ce mode de protection, on devra cependant choisir des gants fins (p. ex. gants de golf ou gants de plongée en matière synthétique) pour faciliter la manipulation et pour éviter de blesser l'animal. De plus, étant donné qu'il est difficile de manipuler des chauves-souris de façon appropriée, une personne connaissant les techniques à employer devra se trouver sur place.

5. Contention chimique et anesthésie

L'emploi d'un mode de contention chimique est recommandé pour toutes les procédures pouvant produire une douleur ou un stress excessif chez l'animal. L'isoflurane et le sévoflurane sont les anesthésiques de choix dans ce cas. L'halothane et le méthoxyflurane ne sont pas recommandés comme anesthésiques car leur délai d'induction est plus long et parce qu'ils persistent dans les graisses corporelles pendant de longues périodes (Kemmerer, en cours de préparation).

6. Bague et marquage

On ne doit baguer les chauves-souris que si cela est nécessaire pour les objectifs de l'étude parce que le stress dû à la manipulation peut se répercuter sur leur bien-être. De plus, toutes les bagues blessent les chauves-souris dans une plus ou moins grande mesure, et il a été remarqué que ces animaux les mâchonnaient, effaçant ainsi les numéros d'identification (Barnard, 1989). La méthode de baguage n'est pas appropriée pour toutes les espèces de chauves-souris. Des effets négatifs ont été observés sur certaines espèces, incluant des infections localisées autour de la bague, pouvant jusqu'à affecter la survie de l'animal. Les chercheurs doivent s'assurer que la technique de baguage est acceptable pour l'espèce concernée en se référant à la littérature disponible et pour répondre aux questions reliées à l'étude.

La pose de bagues a des effets néfastes plus prononcés sur les chauves-souris lorsque leur équilibre énergétique est plus précaire (p. ex. pendant l'hibernation ou lorsque les femelles s'occupent de leurs petits) (Barclay et Bell, 1988); on évitera donc ce genre d'opération pendant ces périodes. De plus, lorsqu'il faut piéger les chauves-souris pour les marquer, on recommande de procéder à une bonne distance de leurs lieux de repos parce qu'elles peuvent abandonner de façon permanente les sites où elles ont été capturées (Barclay et Bell, 1988).

Les bagues en aluminium ou en plastique constituent un mode acceptable de marquage permanent des chauves-souris si elles sont mises en place de façon appropriée. Lorsque c'est possible, l'ouverture des bagues d'aluminium doit être recourbée pour éviter d'érafler la membrane. Chez les petites espèces insectivores et celles qui ont un propatagium étroit, on peut placer la bague sur l'avant-bras avec l'ouverture orientée vers l'arrière (sur la membrane de vol ou patagium). Dans le cas des espèces ayant un propatagium large, on peut placer la bague sur l'avant-bras en incisant légèrement les membranes juste devant et juste derrière celui-ci de façon à ne pas modifier leur forme ni leur position. De façon générale, les bagues doivent être assez grandes pour permettre la croissance, mais assez petites pour ne pas gêner le mouvement en glissant sur l'articulation du poignet ou du coude (Barclay et Bell, 1988).

Des chauves-souris ont été marquées avec succès à l'aide de colliers fermés par des billes ou de bandes de plastique denté (Barclay et Bell, 1988). Les chercheurs doivent être extrêmement prudents lorsqu'ils posent des colliers parce qu'un mauvais ajustement peut provoquer des plaies ouvertes et de l'infection (Barclay et Bell, 1988). De plus, on ne doit pas mettre de colliers à des juvéniles en croissance ni à des espèces pourvues de glandes odoriférantes sternales, gulaires ou scapulaires (Barclay et Bell, 1988).

7. Marquage des tissus

L'amputation ou la découpe d'oreilles ou de doigts ne sont pas des méthodes de marquage acceptables pour les chauves-souris. Les modifications apportées aux oreilles peuvent compromettre le fonctionnement de ces organes essentiels pour l'orientation et le repérage des proies, et les changements affectant les doigts peuvent nuire à l'animal lorsqu'il se repose ou se toilette (Barclay et Bell, 1988).

Pour des études à court terme, on a déjà placé des tatouages sur les membranes alaires (Barclay et Bell, 1988). On doit cependant prendre soin de ne pas déchirer celles-ci; en effet, les déchirures qui atteignent la marge de la membrane ne cicatrisent généralement pas, et l'individu ainsi blessé ne peut être remis en liberté.

8. Émetteurs radio

Les émetteurs ne doivent être employés qu'après mûre réflexion, surtout lorsque les proies sont peu abondantes, parce que leur présence peut nuire à l'agilité de l'animal et affecter son comportement alimentaire. Aldridge et Brigham (1988) ont trouvé une relation inverse entre le

poids supplémentaire (pouvant être dû au port d'un émetteur radio) et l'agilité de la chauve-souris. Selon ces auteurs, cette perte d'agilité pourrait inciter les animaux à s'alimenter dans des lieux ouverts plutôt que dans les endroits encombrés (Aldridge et Brigham, 1988). Hickey (1992), dans l'une de ses études, n'a trouvé aucun impact significatif sur le succès alimentaire de chauves-souris fréquentant des habitats ouverts lorsque les émetteurs pesaient environ 3 % de leur masse corporelle; cependant, l'auteur reconnaît qu'il en est peut-être autrement dans le cas des animaux qui fréquentent des habitats encombrés. Aldridge et Brigham (1988) recommandent de n'effectuer des études par radiotélémétrie que lorsque les proies sont abondantes et que l'animal peut facilement combler ses besoins énergétiques. Après avoir recueilli les données nécessaires, on doit recapturer les animaux si possible pour leur enlever les émetteurs.

Les émetteurs et autres dispositifs de marquage doivent être aussi petits que possible et ne pas dépasser 5 % du poids corporel de l'animal. Par exemple, on peut fixer un émetteur de 0,47g (le plus petit qui soit disponible en 2002) sur une chauve-souris pesant 10g, à condition que le poids du mécanisme de fixation ne dépasse pas 0,03g.

Il existe deux principales façons de placer un émetteur radio sur une chauve-souris. La première consiste à le fixer sur la région interscapulaire à l'aide de ruban adhésif pour pansement. Il reste ainsi en place de plusieurs jours à plusieurs mois, selon le soin avec lequel il a été fixé et les habitudes de toilettage de l'espèce (Wilkinson et Bradbury, 1988). Cette méthode donne de meilleurs résultats si l'on coupe la fourrure avec de petits ciseaux; cependant, si on érafle la peau accidentellement, on ne doit pas fixer l'émetteur. De plus, si l'on fixe des émetteurs radio à plusieurs reprises sur le même animal, cela peut avoir pour effet de réduire l'épaisseur du pelage de façon permanente (Wilkinson et Bradbury, 1988). La deuxième méthode consiste à attacher l'émetteur à un collier (p. ex. Fenton *et al.*, 1998).

9. Procédures médicales et chirurgicales

Chez les chauves-souris, on peut prélever du sang 1) par une ponction effectuée sur la veine qui suit le bord antérieur du propatagium, ou 2) par une ponction effectuée sur une grosse veine de la membrane interfémorale (Kunz et Kurta, 1988; Watt et Fenton, 1995). Lorsqu'on a besoin d'échantillons sanguins de plus de 30µL, il peut être préférable de faire les prélèvements à ces deux endroits pour éviter de percer la même veine plusieurs fois. Après avoir effectué le prélèvement, les chercheurs doivent attendre que le saignement ait cessé avant de relâcher l'animal.

Pour une analyse de l'ADN, on peut prélever les tissus en faisant une petite perforation dans l'aile, laquelle cicatrise rapidement, à l'aide d'un dispositif de biopsie. La biopsie ne doit toucher aucun des gros vaisseaux sanguins de l'aile et, là aussi, on ne doit relâcher l'animal que lorsque le saignement s'est arrêté. Les procédures de perforation des ailes sont bien décrites par Rossiter *et al.* (1999; 2000), Kerth *et al.* (2001) et DeFanis et Jones (1996).

10. Transport

Pour transporter les chauves-souris, on doit les capturer peu de temps après qu'elles aient mangé et bu (Kunz et Kurta, 1998), et le transport doit avoir lieu pendant la journée. On doit les protéger contre les températures extrêmes, le surpeuplement et les autres facteurs de stress; on doit également leur fournir de la nourriture fraîche au besoin. Kunz et Kurta (1998) signalent que lorsqu'on éloigne les chauves-souris de leur environnement naturel, elles ont tendance à se déshydrater et deviennent sensibles à la chaleur, et on doit donc les protéger en conséquence. Chez certaines espèces, les individus se reposent seuls à découvert en milieu naturel alors que d'autres sont extrêmement grégaires et se reposent dans des crevasses étroites. On doit déterminer le nombre d'individus gardés au même endroit et choisir le type de cages ou de sacs à employer en fonction du comportement naturel de l'espèce pendant les périodes de repos. Les chauves-souris coloniales peuvent facilement être maintenues en groupes de 5 à 10 individus alors que les membres d'espèces solitaires doivent être gardés individuellement.

De façon générale, les cages de transport dans lesquelles on garde les chauves-souris doivent être sombres et bien aérées, et elles doivent inclure des structures permettant aux animaux de s'accrocher. Divers dispositifs ont été employés avec succès à cette fin : filets de nylon, sacs de mousseline, sacs Myers, seaux à menés en métal ou en plastique, poubelles en plastique modifiées (voir la description de ces cages de transport dans Kunz et Kurta, 1998). Barnard (1995) présente plusieurs cages de transport pour des espèces ayant des tailles et des habitudes différentes. On trouvera aussi des descriptions de conteneurs dans la *Réglementation de transport des animaux vivants* de l'IATA. Pour de courtes périodes, un simple sac de tissu peut être le meilleur dispositif pour placer des chauves-souris pendant le transport, à l'exception de *Lasiurus borealis* qui peut se blesser gravement (Constantine, 1986). Pour transporter *L. borealis*, la meilleure solution est d'employer une boîte en mousse de polystyrène (Barnard, 1995).

Pour éviter la propagation des maladies, on ne doit pas loger des chauves-souris qui sont habituellement isolées géographiquement dans les mêmes cages (Constantine, 1988). De plus, on devra employer des cages jetables ou des cages préalablement passées à l'autoclave ou au fumigateur pour réduire encore plus le risque de propagation des maladies (Constantine, 1988).

Lorsqu'ils déplacent des chauves-souris, les chercheurs doivent toujours tenir compte des risques de transmission de la rage.

11. Entretien

Étant donné les nombreuses différences qui existent entre les diverses espèces de chauves-souris, on devra consulter les ouvrages portant sur celles que l'on prévoit garder en captivité. Barnard (1995) et Wilson (1988), dans deux ouvrages de ce type, traitent des besoins nutritionnels des divers groupes de chauves-souris et de la façon d'y répondre en captivité, et ils abordent également des considérations importantes en matière de logement.

12. Transfert et remise en liberté

Lorsque c'est possible, on doit relâcher les chauves-souris dans leur habitat d'origine, ce qui leur évite de dépenser une énergie excessive pour répondre à leurs besoins ou pour tenter de retourner à leur ancien habitat (Barnard, 1995). Avant de relâcher une chauve-souris, en particulier au printemps et à l'automne, Barnard (1995) recommande de la nourrir pendant quelques jours ou une semaine pour lui permettre de constituer une réserve de graisse qui facilitera sa survie.

On doit éviter de relâcher des chauves-souris pendant la journée parce qu'elles seraient alors très exposées à la prédation. On doit également tenir compte des conditions météorologiques. Après avoir relâché une chauve-souris, on visitera le site le lendemain matin pour vérifier si elle s'est éloignée; si elle n'est pas partie, on doit la recapter et la relâcher de nouveau au crépuscule (Barnard, 1995).

13. Euthanasie

Pour les petites espèces (< 30g), la dislocation cervicale et les anesthésiques à inhaler sont les méthodes à utiliser de préférence. Pour les espèces plus grandes, on ne doit employer que les anesthésiques à inhaler.

14. Sécurité des personnes

La rage peut représenter une menace pour la santé des personnes qui manipulent les chauves-souris. Les chercheurs doivent être vaccinés contre cette maladie et, avant de manipuler les animaux, ils doivent faire vérifier leur réponse immunitaire par titrage d'anticorps.

L'histoplasmose peut également représenter une menace pour la santé des chercheurs lorsqu'ils doivent soit pénétrer dans des sites de repos fermés, soit ouvrir de tels sites dans lequel des particules de poussière seront soulevées. Pour se protéger contre l'histoplasmose, les chercheurs doivent porter un masque qui filtre l'air inhalé ou ils peuvent se munir d'un système autonome d'approvisionnement en air lorsqu'ils pénètrent dans des aires de repos de chauves-souris qui peuvent être contaminées (Constantine, 1998). L'histoplasmose n'est pas une menace pour ceux qui manipulent des chauves-souris hors de leurs sites de repos.

Après une visite dans un site de repos de chauves-souris, et afin de protéger à la fois les chercheurs et les autres colonies contre la propagation des maladies, on doit décontaminer tout le matériel, y compris les bottes et les vêtements (Constantine, 1988).

15. Références

Aldridge H.D.J.N. & Brigham R.M. (1988) Load carrying and maneuverability in an insectivorous bat: A Test of the 5% "rule" of radio-telemetry. *Journal of Mammology* 69(2) :379-382.

Barclay R.M. & Bell G.P. (1988) Marking and observational techniques. Dans: *Ecological and*

Behavioral Methods for the Study of Bats (dir. T.H. Kunz), pp. 59-76. Washington DC : Smithsonian Institution.

Barnard S.M. (1989) The use of microchip implants for identifying big brown bats (*Eptesicus fuscus*). *Animal Keeper's Forum* 16(2) :50-52.

Barnard S.M. (1995) *Bats in Captivity*. Basically Bats Wildlife Conservation Society. Document électronique, <http://www.basicallybats.org/onlinebook/cover.htm>

Constantine D. (1986) Introduction. Dans: *Zoo and Wild Animal Medicine* (dir. M.E. Fowler), pp. 650-655. Philadelphia PA : W.B. Saunders Company.

Constantine D. (1988) Health precautions for bat researchers. Dans: *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats* (dir. T.H. Kunz), pp. 491-528. Washington DC : Smithsonian Institution.

De Fanis E. & Jones G. (1996) Allomaternal care and recognition between mothers and young in pipistrelle bats (*Pipistrellus pipistrellus*). *Journal of Zoology, London* 240 :781-787.

Fenton M.B., Rautenbach I.L., Rydell J., Arita H.W., Ortega J., Bouchard S., Hovorka M.D., Lim B.K., Odgren E., Portfors-Yeomans C.V., Scully W., Syme D.M. & Vonhof M.J. (1998) Emergence, echolocation, diet and foraging of *Molossus ater*. *Biotropica* 30 :314-320.

Hickey M.B. (1992) Effect of radiotransmitters on the attack success of Hoary bats, *Lasiurus cinereus*. *Journal of Mammology* 73(2) :344-346.

Hutson A.M., Mickleburgh S.P. & Racey P.A. (2001) *Global Status Survey and Conservation Action Plan, Microchiropteran bats*. 258pp. Gland CH : IUCN.

Kemmerer D.W. (in preparation) Chemical restraint and anesthesia of heterothermic bats. Dans : *Bats in Captivity* (dir. S.M. Barnard), 2nd éd. Malabar FL : Krieger Publishing Company.

Kerth G., Wagner M. & König B. (2001) Roosting together, foraging apart: information transfer about food is unlikely to explain sociality in female Bechstein's bats. *Behavioral Ecology and Sociobiology* 50 :283-291.

Kunz T.H. & Kurta A. (1988) Capture methods and holding devices. Dans : *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats* (dir. T.H. Kunz), pp. 1-29. Washington DC : Smithsonian Institution.

Rossiter S.J., Burland T.M., Jones G. & Barratt E.M. (1999) Characterization of microsatellite loci in the greater horseshoe bat *Rhinolophus ferrumequinum*. *Molecular Ecology* 8 :1959-1961.

Rossiter S.J., Jones G., Ransome R.D. & Barratt E.M. (2000) Genetic variation and population structure in the endangered greater horseshoe bat *Rhinolophus ferrumequinum*. *Molecular Ecology* 9 :1131-1135.

Thomas D.W. (1995) Hibernating bats are sensitive to nontactile human disturbance. *Journal of Mammalogy* 76(3) :940-946.

Tuttle M.D. (1974) An improved trap for bats. *Journal of Mammalogy* 55 :475-477.

Watt M.E. & Fenton M.B. (1995) DNA fingerprinting provides evidence of discriminate suckling and non-random mating in little brown bats, *Myotis lucifugus*. *Molecular Ecology* 4 :261-264.

Wilkinson G.S. & Bradbury J.W. (1988) Radiotelemetry: techniques and analysis. Dans: *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats* (dir. T.H. Kunz), pp. 105-124. Washington DC : Smithsonian Institution.

Wilson D.E. (1988) Maintaining captive bats. Dans: *Ecological and Behavioral Methods for the Study of Bats* (dir. T.H. Kunz), pp. 247-263. Washington DC : Smithsonian Institution.

Autres références utiles

Jackson A.C. & Fenton M.B. (2001) Human rabies and bat bites. *Lancet* 357 :1714.

McColl K.A., Tordo N. & Aguilar Setién A. (2000) Bat lyssavirus infections. *Scientific and Technical Review* 19 :177-196. Office International des Épizooties.

Nadin-Davis S.A., Huang W., Armstrong J., Casey G.A., Bahloul C., Tordo N. & Wandeler A.I. (2001) Antigenic and genetic divergence of rabies viruses from bat species indigenous to Canada. *Virus Research* 74 :139-156.

Turgeon, N., Tucci M., Teitelbaum J., Deshaies D., Pilon P.A., Carsley J., Valiquette L., Arruda H., Alain L., Jackson A.C. & Wandeler A. (2000) Human rabies—Québec, Canada, 2000. *Morbidity and Mortality Weekly Report* 49 :1115-1116.

Révisé le 10 mai 2003