



Université de Relizane
Faculté des Sciences et Technologies
Département de Biologie
M2 Biochimie appliquée

Intitulé de la matière :
Expérimentation animale



Dr. SBAHI Khayra



Université de Relizane
Faculté des Sciences et Technologies
Département de Biologie
M2 Biochimie appliquée

Intitulé de la matière :

Expérimentation animale

Contenu de la matière :

- Réglementation
- Classification des animaux de laboratoire
- Pratique de l'expérimentation
- L'animalerie
- Transport, identification, manipulation, contention et alimentation des animaux
 - Hygiène et contrôle de la nourriture
- Notions sur la physiologie d'organes de l'animal de laboratoires, stress, douleur
 - Applications professionnelles

Que savez-vous sur l'expérimentation animale?

1-Définition

L'expérimentation animale est l'ensemble des approches scientifiques qui utilisent des animaux comme substitut ou « modèle » d'étude.

Objets de l'expérimentation animale

- le diagnostic, la prévention et le traitement des maladies ou d'autres anomalies ou de leurs effets, la détection, l'évaluation et le contrôle ou les modifications des conditions physiologiques chez l'homme, les animaux et les plantes.
- En dehors de la maladie, l'expérimentation animale permet aussi de comprendre le fonctionnement de l'organisme, des organes et des cellules.
- le contrôle de la qualité des denrées alimentaires
- la recherche fondamentale et appliquée
- l'enseignement et la formation
- la protection de l'environnement
- les enquêtes médico-légales.

De l'histoire sur l'expérimentation animale



Claude Bernard (1813-1878)

↓
Médecine

expérimentale moderne
(Travaux de vivisection
très controversée)

↓
Grandes découvertes
biomédicales

**Plus de 80 prix Nobel
de Médecine et de Physiologie**

Controverse

↻
Affective
(**compassion**
pour les
animaux)

↻
Rationnelle :
▪ **Pertinence** du
modèle
▪ **Exploitation** des
résultats

↓
**Communauté
scientifique:**
▪ **Amélioration** du modèle
▪ **Meilleure** prédictivité

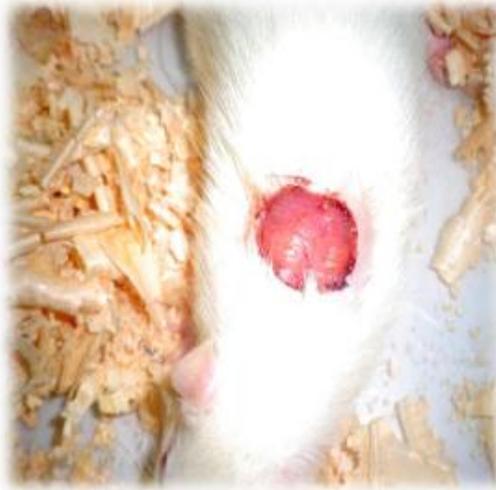
Les Prix Nobel de Médecine ou de Physiologie : quelques exemples

Année	Scientifique	Animal utilisé	Contribution
1905	Koch	vache, mouton	origine et développement de la tuberculose
1919	Bordet	cobaye, cheval	mécanismes de l'immunité
1932	Sherrington, Adrian	chien, chat	fonction des neurones
1938	Heymans	chien	mécanismes de régulation de la respiration
1945	Fleming, Chain, Florey	souris	découverte de la pénicilline et de son effet thérapeutique
1964	Block, Lynen	rat	régulation du métabolisme du cholestérol et des acides gras
1974	de Duve, Palade, Claude	poulet, cobaye, rat	organisation structurelle et fonctionnelle de la cellule
1997	Prusiner	souris, hamster	découverte des prions, nouveau principe biologique d'infection
1998	Furchgott, Ignarro, Murad	lapin	régulation de la tension artérielle par l'oxyde nitrique (NO)
2000	Carlsson, Kandel Greengard	souris	fonctionnement du cerveau et mécanisme de la maladie de Parkinson
2002	Brenner, Horvitz Sulston	ver	génétique du développement des organes
2006	Fire, Mello	ver	mécanisme de l'ARN interférence

Problème éthique



Stress



Souffrance



Mort

Utilisation des animaux à des fins expérimentales

L'animal n'est pas un outil

→ **L'animal est un être sensible :**

- il subit stress et douleur
- il se souvient des souffrances vécues

→ **Les conditions de détention et d'expérimentation doivent :**

- se faire dans le respect de l'animal
- prendre en compte son aptitude à souffrir
- respecter ses besoins vitaux

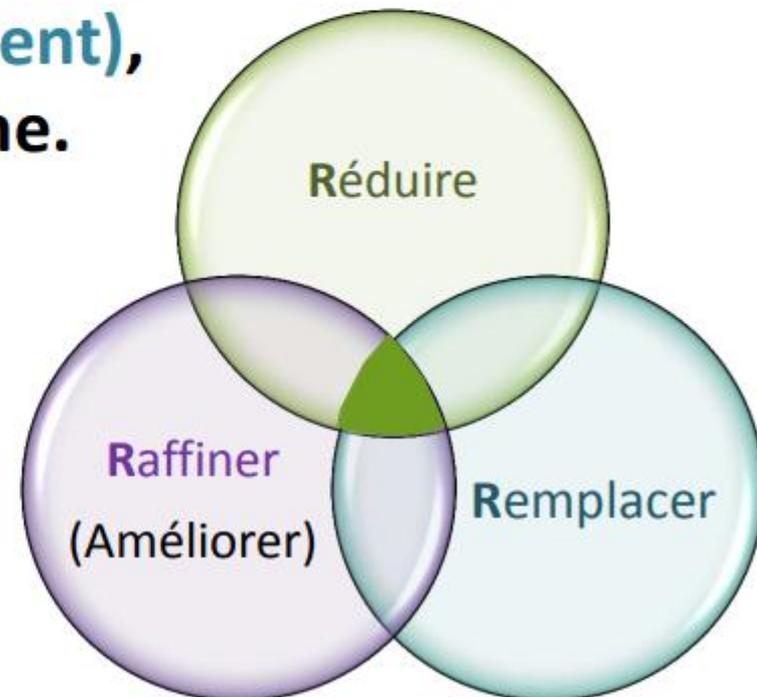


Les 3 R

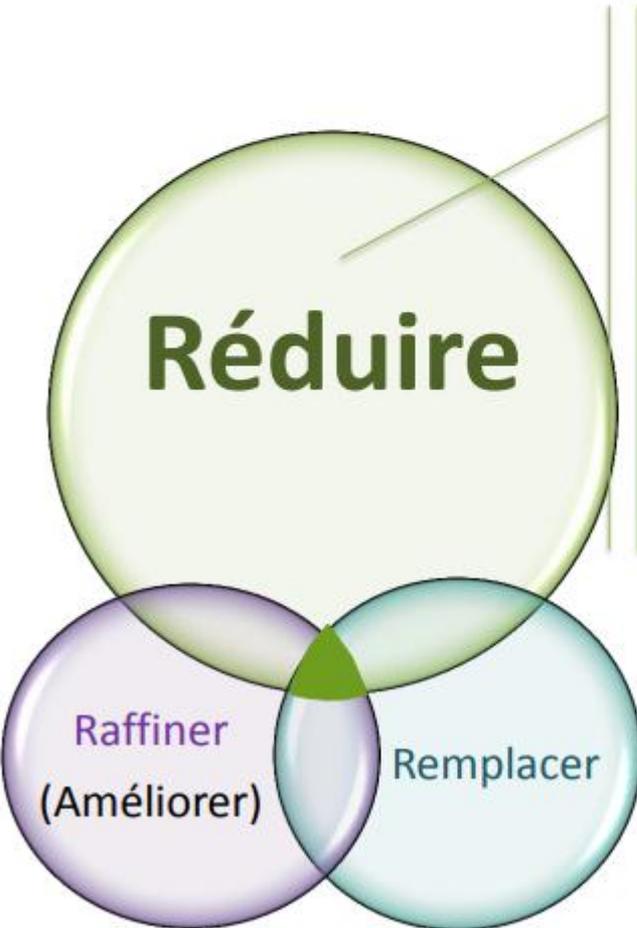
Les méthodes alternatives & les 3 R en expérimentation animale

Les méthodes alternatives sont toutes les méthodes qui **réduisent**, **améliorent** (**raffinent**) ou **suppriment** (**remplacent**), le recours aux animaux en recherche.

Application du principe des 3R



Réduire : toutes les stratégies qui diminuent le nombre d'animaux utilisés



Réduire

- Répondre à une **question de recherche bien définie et originale**
- Utiliser **le moins d'animaux possible** dans le cadre d'une étude de recherche, tout en gardant à l'esprit qu'un panel représentatif d'animaux est nécessaire
- **Partager** les données, tissus, expérimentations...
- Employer des **techniques d'imagerie** et de **télémétrie**



Raffiner
(Améliorer)

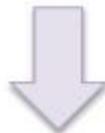
Remplacer

- Cibler au mieux l'hypothèse de recherche par une **revue des connaissances et des données**
- Choisir le **nombre d'animal** sur la base d'une étude statistique

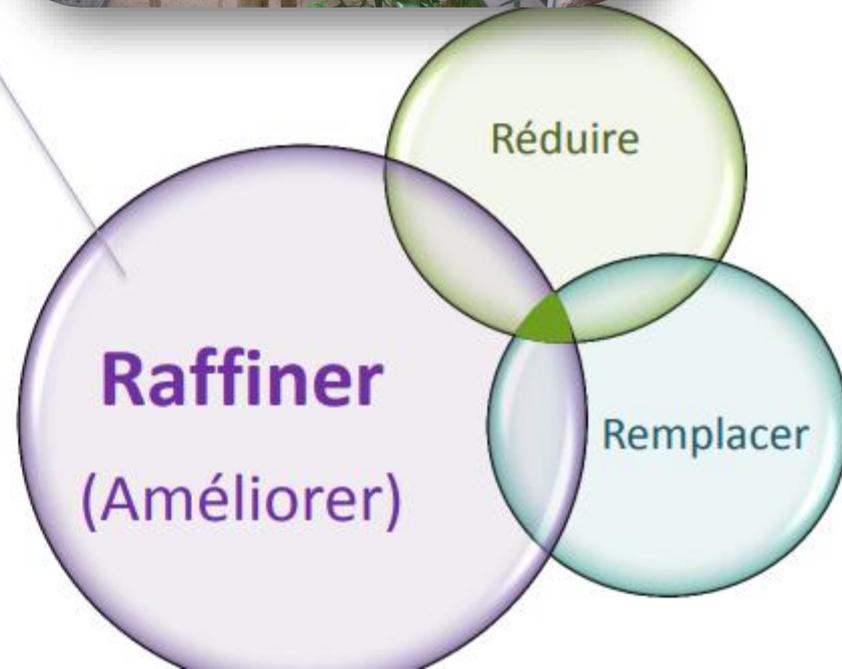
Raffiner : toutes les stratégies qui diminuent la douleur et la détresse liées aux procédures expérimentales et à l'élevage

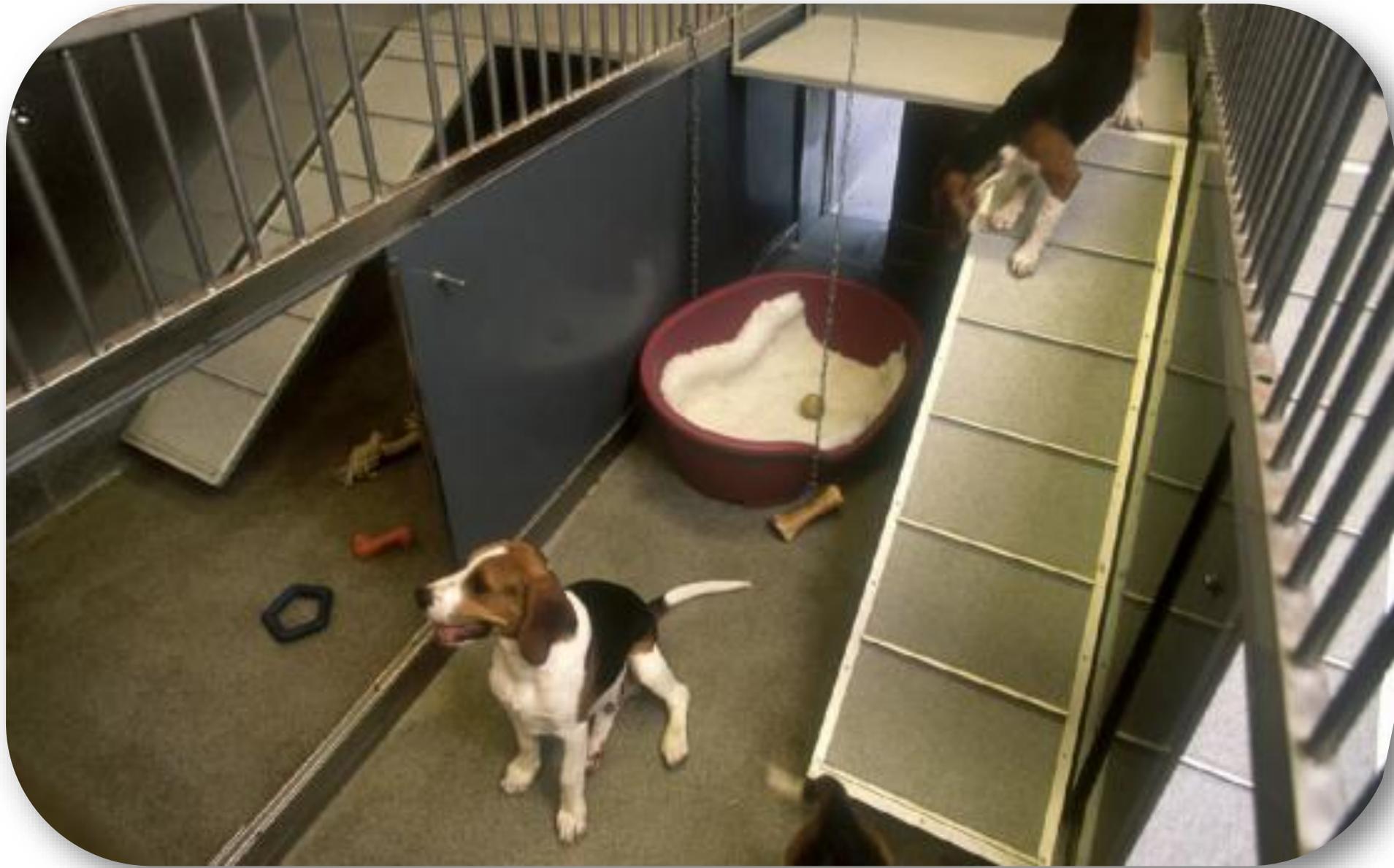


- Choisir l'espèce ou le modèle animal
- Habituer les animaux
- Améliorer l'environnement des animaux
- Détecter et évaluer la douleur
- Définir un critère d'arrêt précoce de l'expérimentation



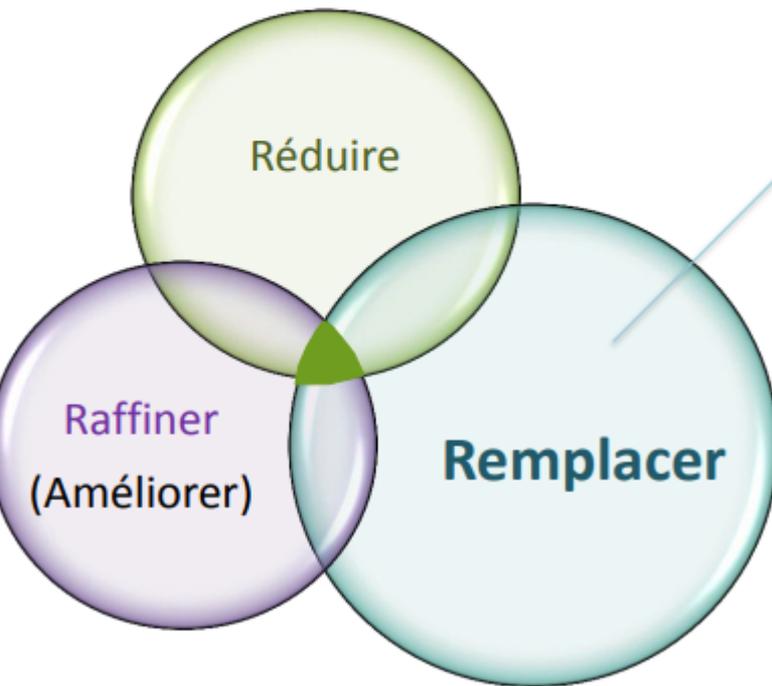
- Evaluer les contraintes pour apporter des modifications à l'expérimentation







**Remplacer : toutes les stratégies
qui évitent ou remplacent l'utilisation d'animaux
dans un domaine où il est d'usage de les utiliser**



- Utiliser des espèces avec un développement neurophysiologique inférieur (remplacement relatif)
- Utiliser des volontaires humains et des approches épidémiologiques
- Lignées cellulaires (études in vitro)
- Modèles mathématiques
- Méta-analyses de données disponibles



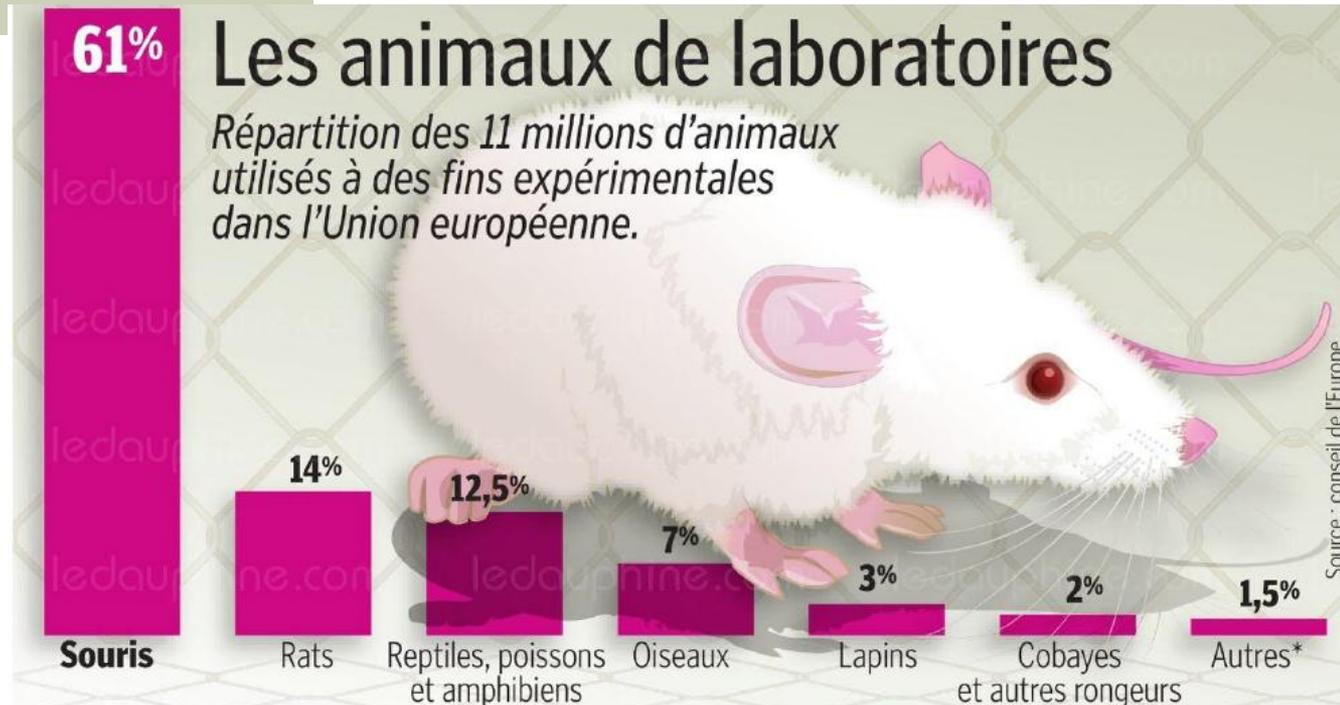
Modèle animal

C'est un modèle permettant l'étude de la biologie ou des comportements normatifs, ou d'un processus pathologique spontané ou induit ayant un ou plusieurs aspects communs avec un phénomène équivalent chez l'humain ou d'autres espèces animales.

Choix des animaux de laboratoire

- 1. Souris (*Mus musculus*)
- 2. Rat (*Rattus norvegicus*)
- 3. Cobaye (*Cavia porcellus*)
- 4. Hamster (doré) syrien (*Mesocricetus auratus*)
- 5. Hamster chinois (*Cricetulus griseus*)
- 6. Gerbille de Mongolie (*Meriones unguiculatus*)
- 7. Lapin (*Oryctolagus cuniculus*)
- 8. Chien (*Canis familiaris*)
- 9. Chat (*Felis catus*)
- 10. Toutes les espèces de primates non humains
- 11. Grenouille [*Xenopus (laevis, tropicalis), Rana (temporaria, pipiens)*]
- 12. Poisson zèbre (*Danio rerio*)

Plus de onze millions d'animaux font l'objet chaque année d'expériences dans l'UE.



*Chiens et chats, porcins, caprins, ovins, bovins, singes, et autres primates, chevaux, ânes et leurs croisements

Limites d'un modèle

1-Connaissance indispensable de la biologie comparée et de la pathologie comparée des différentes espèces d'animaux de laboratoire

- Anatomie
- Physiologie
- Aspects techniques de l'élevage
- Hébergement
- Médecine et chirurgie vétérinaire
- Anesthésie
- Techniques expérimentales

Limites d'un modèle

2. Influence des facteurs sur les résultats de la recherche faisant appel à l'utilisation des animaux

1- Facteurs expérimentaux de stress

-les animaux savent ce qui leur arrive lorsqu'ils sont manipulés (par expérience)
→ manipulations avec compétence → animal est moins stressé et accepte beaucoup plus facilement d'être manipulé.



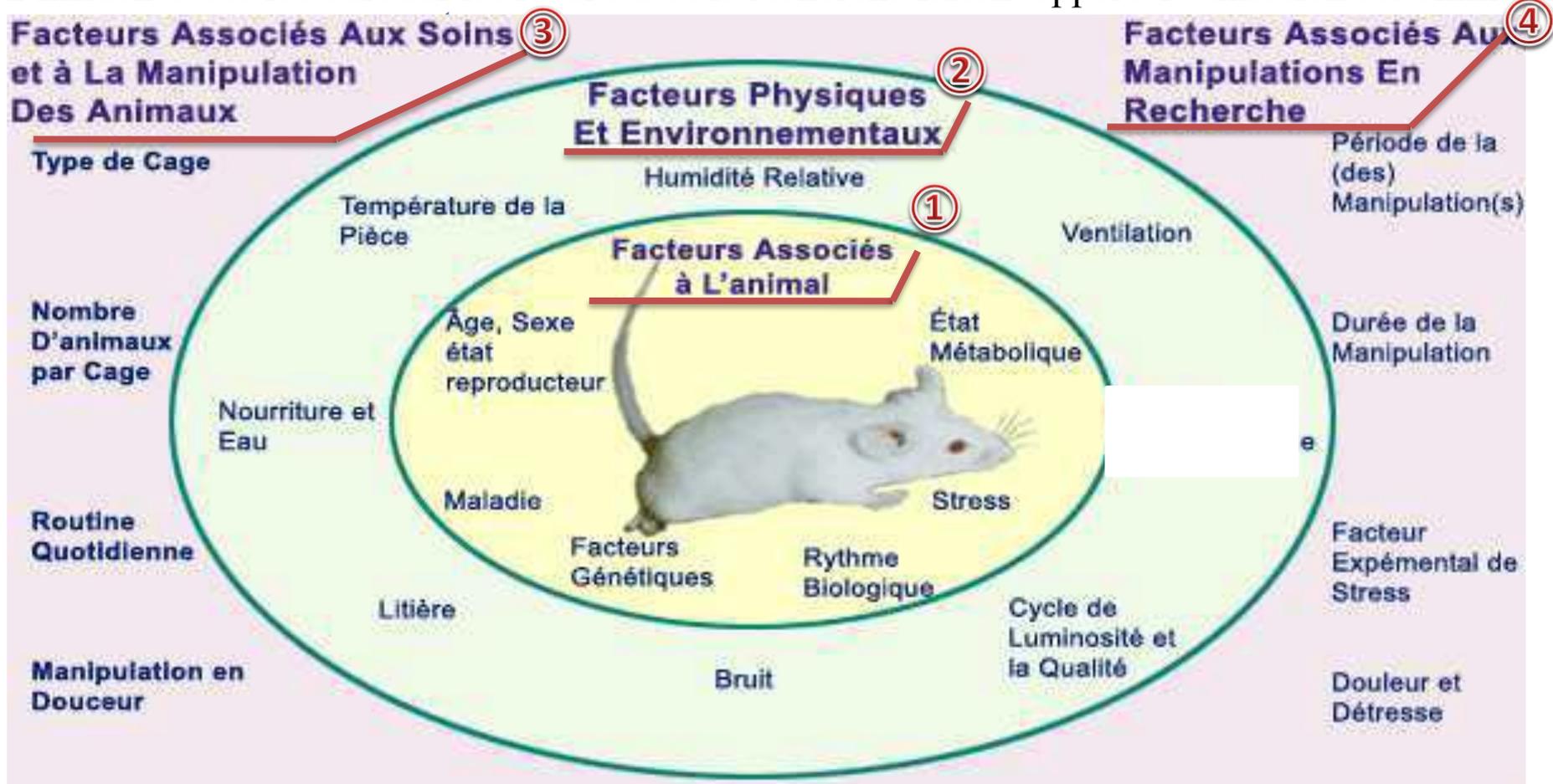
Période de conditionnement

2-Facteurs non expérimentaux

- les facteurs liés aux animaux
- les facteurs physiques et environnementaux
- les facteurs liés à l'entretien, aux manipulations et aux soins courants
- les facteurs liés aux manipulations aux fins de la recherche

Limites d'un modèle

2. Influence des facteurs sur les résultats de la recherche faisant appel à l'utilisation des animaux





Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

1- Modèles
spontanés ou «
naturels »

2- Modèles
expérimentaux

3- Modèles
génétiquement
modifiés

4- Modèles
négatifs

5-Modèles
orphelins

Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

1- Modèles spontanés ou « naturels »

- Il s'agit de modèles animaux, chez lesquels des maladies ou des affections d'origine naturelle sont identiques à celles que l'on retrouve chez l'humain. Le diabète, l'hypertension, l'arthrite et les immunodéficiences
- Exemples :
- Rat brattleboro : diabète insipide neurogène (Central)
- Rat SHR : hypertension artérielle essentielle (Spontaneously hypertensive rat)
- Lapin Watanabe : hypercholestérolémie
- Lapin Weinstock : faible sensibilité baroréflexe
- Gerbilles atteintes d'épilepsie
- Souris SCID : immunodéficiences combinées sévères
- Une des plus grandes collections de modèles animaux chez la souris est hébergée par le laboratoire Jackson



Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

2-Modèles expérimentaux

Il s'agit de modèles chez lesquels les scientifiques reproduisent expérimentalement une affection ou une maladie. Par exemple, la streptozotocine est une substance chimique qui permet de provoquer le diabète en endommageant les cellules productrices d'insuline dans le pancréas; il est également possible de provoquer un certain type de cancer à l'aide d'un cancérogène chimique ou de déclencher un accident vasculaire cérébral de façon chirurgicale.

Exemples :

Chirurgie

- ✓ Hypertension rénale (uninéphrectomie)
- ✓ Hypertension neurogène (dénervation sinoaortique)
- ✓ Insuffisance cardiaque (ligature coronaire)

Administration de médicaments ou de substances chimiques

- ✓ Diabète de type I (streptozotocine, rat, lapin)

Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

2-Modèles expérimentaux

L'induction de la pathologie chez les animaux de laboratoire

Pathologies induites	Méthodes utilisées
Inflammation souris-rat-lapin	Carragénine
Fièvre rat-lapin	Peptone de viande
Vomissement Tous les mammifères sauf le cheval- rat-souris-lapin-cobaye	Sulfate de cuivre Apomorphine
Toux cobaye-chat-chèvre	Aérosol irritant à base d'acide citrique
Hypertension artérielle chien-chat-cobaye-rat	Désoxycorticostérone
Modification du comportement Rat-souris-chat-chien-singe	Conditions de stress

Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

3-Modèles génétiquement modifiés

- Modèles expérimentaux dont le scientifique a manipulé le code génétique pour provoquer la maladie à étudier.
- Ces modèles permettent l'étude du fondement génétique de certaines maladies, la susceptibilité ou la résistance à celles-ci.

Exemples :

- ✓ Insertion d'un ADN étranger
- ✓ Remplacement (modèle knock-in) ou neutralisation de
- ✓ certains gènes (modèles knock-out)

Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

4-Modèles négatifs

Certains animaux sont résistants à une affection ou une maladie donnée. En étudiant les causes de cet état, on peut trouver des indices sur la résistance à la maladie et ses fondements physiologiques. Certaines souches de souris sont résistantes à certains agents infectieux tandis que d'autres y sont sensibles.

Exemples :

Seules certaines espèces animales sont sensibles à certaines maladies infectieuses, les autres sont des modèles négatifs (lapin insensible à l'infection gonocoque ou chimpanzé très peu sensible à la maladie d'Alzheimer).

Types de modèles animaux employés en recherche biomédicale

5- Modèles orphelins

Il s'agit de modèles animaux présentant des affections apparaissant naturellement chez un animal et pour lesquelles il n'existe pas d'équivalent chez l'humain. Autrefois, la tremblante du mouton entraînait dans cette catégorie, mais cette maladie constitue maintenant un modèle utile pour l'étude des encéphalopathies spongiformes humaines dont on entend si souvent parler (ESB ou « maladie de la vache folle » ainsi que de l'encéphalopathie des cervidés qui touche les cerfs).

Stratégie de choix de modèles

1- Espèce animale

• **Vertébré vs non vertébré**

- Modèles non vertébrés => données fondamentales
- Plus éthique

- *E. coli*, *Caenorhabditis elegans*, *Drosophila melanogaster*, *Xenopus tropicalis*:

* *Drosophila melanogaster*: bases de la génétique végétale et animale

* *Caenorhabditis elegans*: découverte de données génétiques récentes.

• Le calmar, compréhension des mécanismes neurophysiologiques



Drosophila melanogaster



Caenorhabditis elegans



Escherichia coli



Xenopus tropicalis

• **Vertébré supérieur vs non supérieur**

- Favoriser l'espèce la moins avancée dans le processus d'évolution

- Primates non humains les plus pertinents pour l'étude des maladies infectieuses humaines



Primates: Singe

Stratégie de choix de modèles

2- Approche expérimentale (de la cellule à l'animal entier)

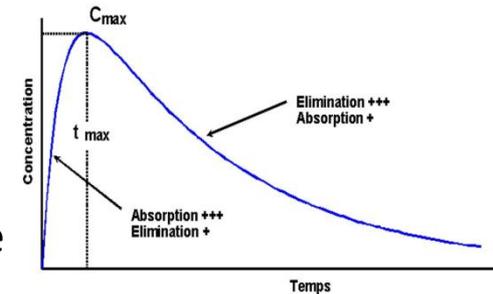
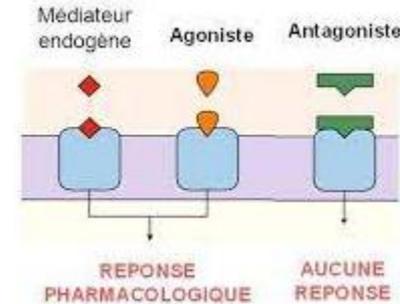
Choix du modèle *in vivo* vs *in vitro* :

- fonction du type d'information recherché → « mécanisme d'action » comme l'effet agoniste ou antagoniste d'un médicament / la pharmacologie d'un médicament

Approche *in vitro* :

Avantages:

- Analyse fine des interactions au niveau cellulaire et moléculaire (affranchissement des boucles de régulation physiologiques)
- Facilité dans la modélisation mathématique des résultats expérimentaux (faible nombre de paramètres biologiques à prendre en compte)
- Réduction possible du nombre d'animaux utilisés (multiplication du nombre de fragments d'organe prélevés sur un même animal)
- Très bonne reproductibilité des résultats
- Possibilité d'évaluer plusieurs protocoles expérimentaux sur un même organe ou fragment d'organe (série de doses, différentes conditions expérimentales consécutivement)
- Peut éviter l'utilisation d'animaux de laboratoire quand les prélèvements sont réalisés à l'abattoir



Stratégie de choix de modèles

2- Approche expérimentale (de la cellule à l'animal entier)

➔ *Approche in vitro* :

Inconvénients :

- Toujours invasif
- Nécessité d'une grande maîtrise technique pour assurer la survie des organes et conserver une réactivité reproductible dans le temps
- Aboutit automatiquement à la mort de l'animal

Stratégie de choix de modèles

2- Approche expérimentale (de la cellule à l'animal entier)

➔ Choix du modèle *in vivo* vs *in vitro* :

Approche in vivo :

Avantages:

- Prise en compte de l'animal dans son intégralité en respectant les boucles de régulation physiologiques
- N'aboutit pas automatiquement à la mort de l'animal (méthodes non invasives)

Inconvénients :

- Nécessité de maîtriser les effets délétères chez les animaux utilisés dans les modèles de pathologie expérimentale
- Plus grande variabilité dans les résultats expérimentaux
- Réduction difficile du nombre d'animaux utilisés (un seul résultat expérimental est obtenu par animal)

Pratique de l'expérimentation

BONNES PRATIQUES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE

BONNES PRATIQUES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE

Définition des BPEA • Ensemble de règles de bon sens qui visent à apporter par une plus grande rigueur une meilleure qualité aux essais.

- Champs d'application:



Milieu

(environnement)



matériel

(locaux et équipement)



Matière

(Mat 1ere, Condit, fournit)



Effet



Main d'œuvre

(ensemble du personnel)



Méthode

(procédés et procédures)

I- BONNES PRATIQUES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE (MATÉRIEL)

➤ Principales normes des locaux d'hébergement :

Une animalerie doit être conçue de façon à faciliter la recherche impliquant des animaux et à minimiser les variables expérimentales tout en répondant aux besoins physiologiques, sociaux et comportementaux des animaux d'expérimentation.

1- L'emplacement :

Les installations animalières doivent être situées|



- dans un endroit où il y a **un minimum d'accès pour le public**; tout en permettant **un accès facile et sécuritaire pour les utilisateurs**.
- Il faut prévoir **un accès direct à l'extérieur** pour faciliter la réception des animaux, des fournitures et l'élimination des déchets.
- Pour les animaleries qui se situent aux étages supérieurs, elles doivent être équipées d'**au moins deux monte-charges** l'un pour le matériel sale et l'autre pour le matériel propre.

2- les principaux locaux :

- ✓ pièces d'hébergements séparées pour chaque espèce animale,
- ✓ un local isolé de quarantaine, pièces d'expérimentation et d'autopsie,
- ✓ une salle d'opération, pièce de stockage de la nourriture et des litières,
- ✓ un local séparé pour entreposer les cages propres et le matériel nécessaire à l'animalerie,
- ✓ un local de nettoyage et de lavage

II-BONNES PRATIQUES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE (MATIERE)

Choix de l'animal:

dépend du type de recherche, le rat ou la souris sont souvent privilégiés car espèces les mieux définies sur le plan génétique et pour lesquelles les données scientifiques de référence sont les plus nombreuses.

Origine des animaux: les espèces utilisées en expérimentation doivent obligatoirement être obtenues auprès de centres d'élevage spécialisés;

Réception des animaux: Dès réception, les animaux doivent être examinés et installés dans un local de quarantaine. Il est recommandé de respecter un temps d'acclimatation avant d'utiliser les animaux (rongeurs: 7 jours).

Contrôle: Les conditions d'élevage, de transport et de stabulation des animaux destinés à l'expérimentation sont contrôlées par des vétérinaires-inspecteurs (~1 visite/mois).

➤ **Les conditions d'hébergement des animaux de**

laboratoire doivent viser à leur apporter le maximum de bien être et à satisfaire leurs besoins physiologiques et éthologiques.

Principales normes: Dimensions minimales des cages réglementée par décret * Change litières régulier (3x par semaine)

Contrôle de l'alimentation et des boissons (doivent satisfaire les besoins physiologiques de l'animal) * Rythmes jour / nuit réguliers * Niveau sonore limité par une isolation efficace.

L'accès de l'animalerie est strictement limité au personnel autorisé.

Les personnels pénétrant dans l'animalerie doivent revêtir une tenue propre adaptée au niveau de sécurité recherché (au minimum des sur bottes et une blouse).

Des registres d'entrée-sortie de tous les animaux afin d'assurer une parfaite traçabilité

➤ Les conditions environnementales :

1. Température :

La température des locaux des animaux doit être surveillée quotidiennement et contrôlable à $\pm 1^{\circ}\text{C}$, se situe dans un intervalle compris entre 20 et 24°C (13).

2. Humidité relative :

L'humidité relative doit être maintenue entre 40 et 60 % selon l'espèce, et contrôlée à $\pm 5\%$. Le degré hygrométrique favorable est le plus souvent celui des humains, soit autour de 50% . Dans les installations où le contrôle de l'humidité à l'intérieur est difficile à contrôler, on doit installer des déshumidificateurs ou des humidificateurs

3. Chauffage, ventilation et climatisation (CVC) :

Ce système doit fournir de l'air propre à des températures et des niveaux d'humidité spécifiques aux animaux hébergés et il doit évacuer complètement l'air contaminé. Ils doivent fonctionner sans arrêt, 24 heures par jour, et 365 par an,

4. Eclairage :

L'éclairage doit fournir une bonne visibilité et une lumière uniforme et sans reflets . Il faut Assurer un éclairage artificiel contrôlé pour satisfaire aux exigences biologiques et au comportement des animaux. La photopériode est la caractéristique qui influence le plus les animaux d'expérimentation. Elle est en général programmée 12h/12h à l'aide d'une horloge temporisatrice. Elle influence les rythmes biologiques en particulier la reproduction. La lumière est contrôlée à l'aide d'un luxmètre.

5;. Pression différentielle :

Les pressions différentielles peuvent être utilisées pour créer une barrière d'air entre deux zones de l'animalerie. Les pressions différentielles entre les aires d'une animalerie doivent être établies de façon à ce que la circulation d'air se fasse des aires les plus propres vers ceux les plus sales ou potentiellement contaminés

Animalerie et hébergement: (exemple: les rongeurs)

Cage :

- facile à nettoyer
- facile à désinfecter
- en dehors de la gestation : **ne pas laisser un animal seul** (par paire).
- Installation des **mâles avant** de mettre **les femelles**.



IV- BONNES PRATIQUES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE (MAIN D'ŒUVRE)

L'établissement d'expérimentation animale doit nommer un responsable de l'état sanitaire des animaux Cette personne est de préférence un vétérinaire ou un chercheur ayant l'autorisation d'expérimentation sur les animaux vivants .Elle est chargée :

- De la mise en place d'un suivi sanitaire régulier des animaux.
- Du contrôle des conditions d'hébergement et de soins prodigués aux animaux.
- Du contrôle régulier des équipements et des installations de l'animalerie.

la formation du personnel d'animalerie est fondamentale. Celui-ci doit posséder les qualifications initiales requises et recevoir une formation continue spécifique à son poste de travail

- ✓ Le niveau I pour les personnes responsables du choix des axes de recherche, des protocoles et des espèces utilisées,
- ✓ Le niveau II pour les techniciens manipulateurs qui ne doivent pratiquer que sous la direction et le contrôle d'une personne elle-même « autorisée »
- ✓ Le niveau III pour les animaliers chargés de l'entretien et des soins aux animaux !
- Les personnes pratiquant des actes chirurgicaux sur les animaux devront de plus suivre une formation spécifique.

V- BONNES PRATIQUES EN EXPÉRIMENTATION ANIMALE (METHODE)

Les protocoles • Le but :

obtenir des résultats fiables et reproductibles quelle que soit la personne qui suit le protocole.

- Ecrit en premier lieu par la personne qui effectue le travail puis relu par le responsable.

Toute modification doit être indiquée, motivée et datée. •

Le protocole doit comprendre l'objet et le domaine d'application de l'activité concernée, ce qui doit être fait, quand, où et comment: quels matériels, équipements et documents doivent être utilisés et comment cela doit être maîtrisé et enregistré

Pratique de l'expérimentation

2- Contention, Identification

Contention



- Manuelle
- Mécanique
(Utilisation de dispositifs spécialisés)

Contention des Souris

Contention manuelle

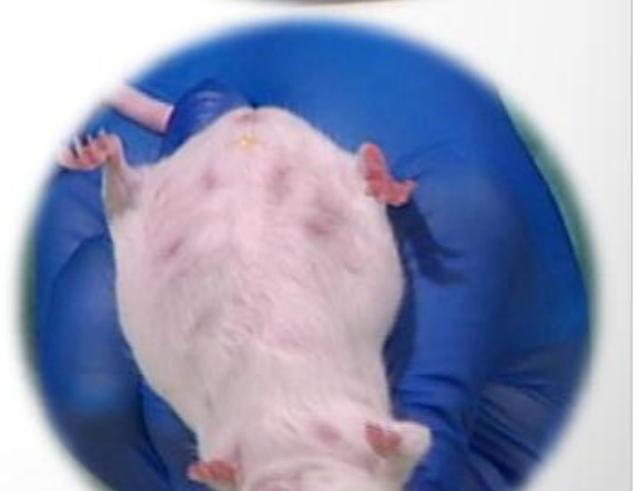
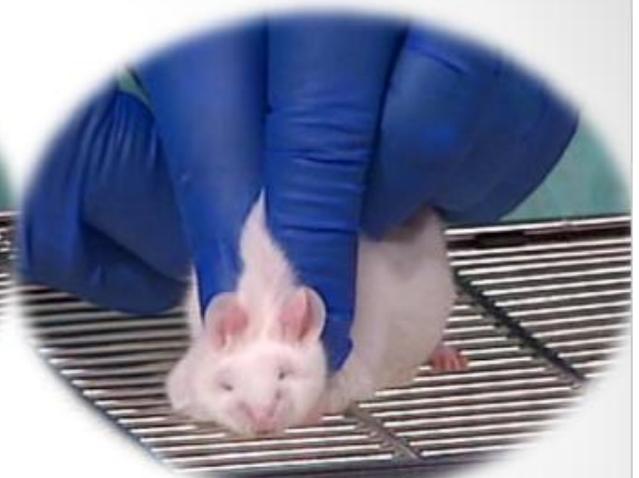
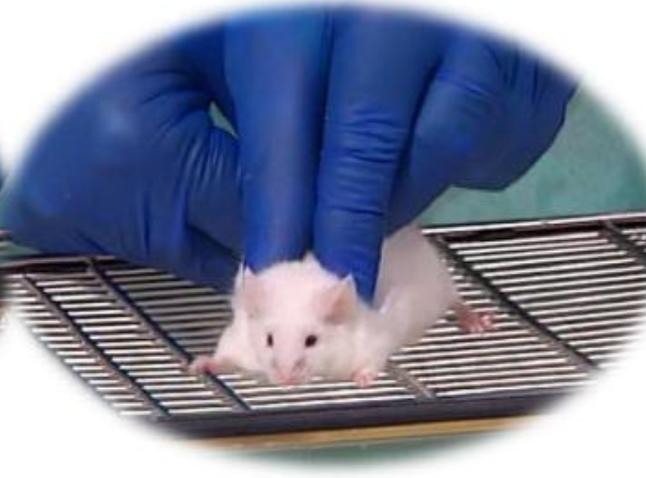
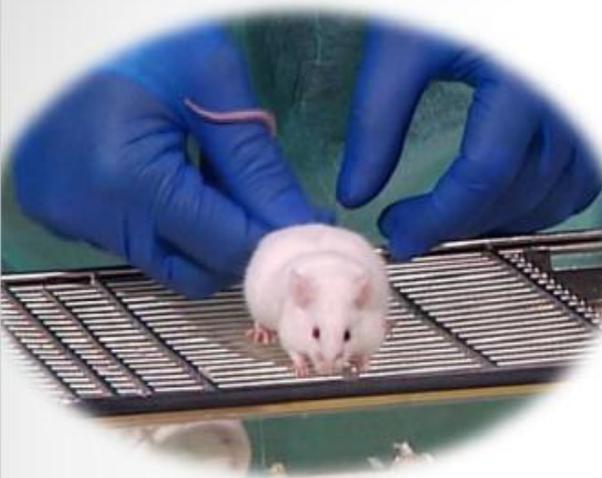


- Rapide
- Base de la queue
- Utiliser la main droite (droitiers) ou gauche (gauchers)

Contention des Souris

Contention manuelle

- Deux types de contention: Forceps ou Knefels (selon la taille de la main)



Contention des rats

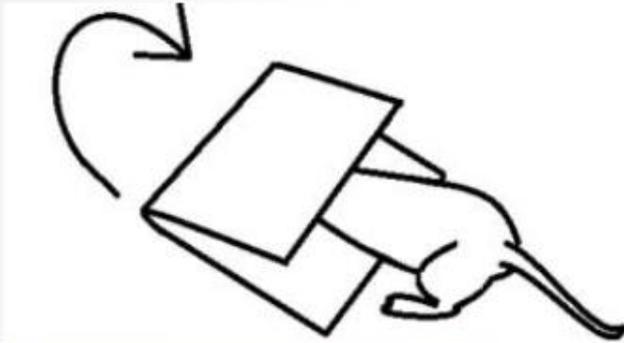
Contention manuelle

- Animal curieux, docile, joueur.
- Apprentissage social médiatisé par l'odorat
- Manipulation par une ou deux personnes



◀ Manipulation par deux personnes

Contention des rats Contention manuelle



Manipulation par une seule personne

Contention des Souris

Contention mécanique



Utilisation de pinces forceps

- Débutants



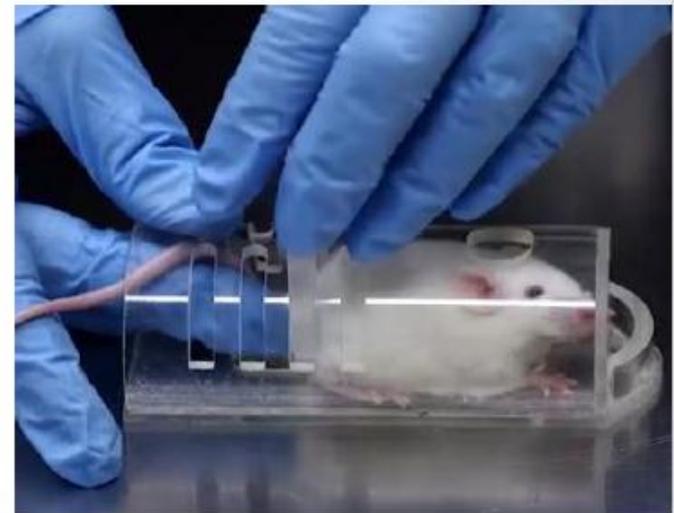
Par la peau du cou



Par la queue

Contention des souris

Contention mécanique



Quelques dispositifs utilisés pour la contention

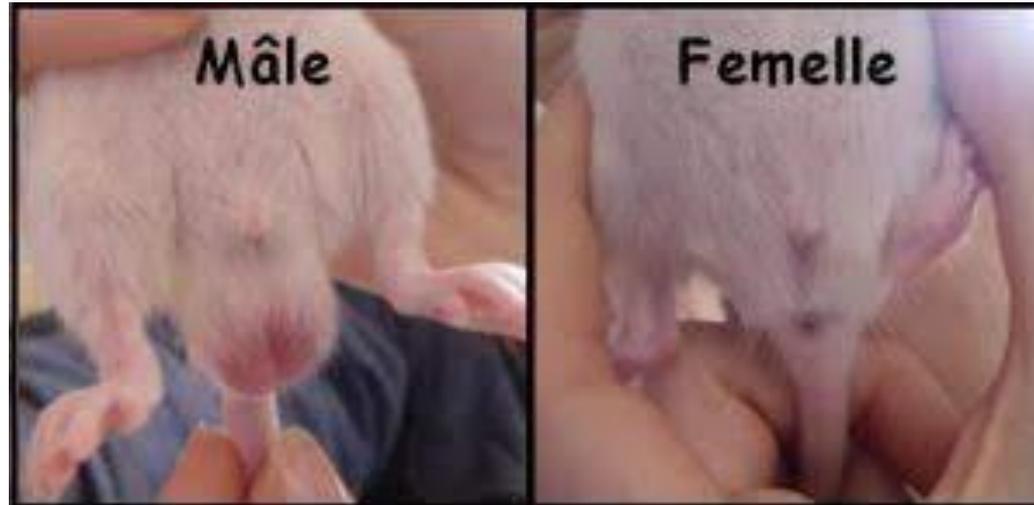
Contention des rats

Contention mécanique



SEXAGE

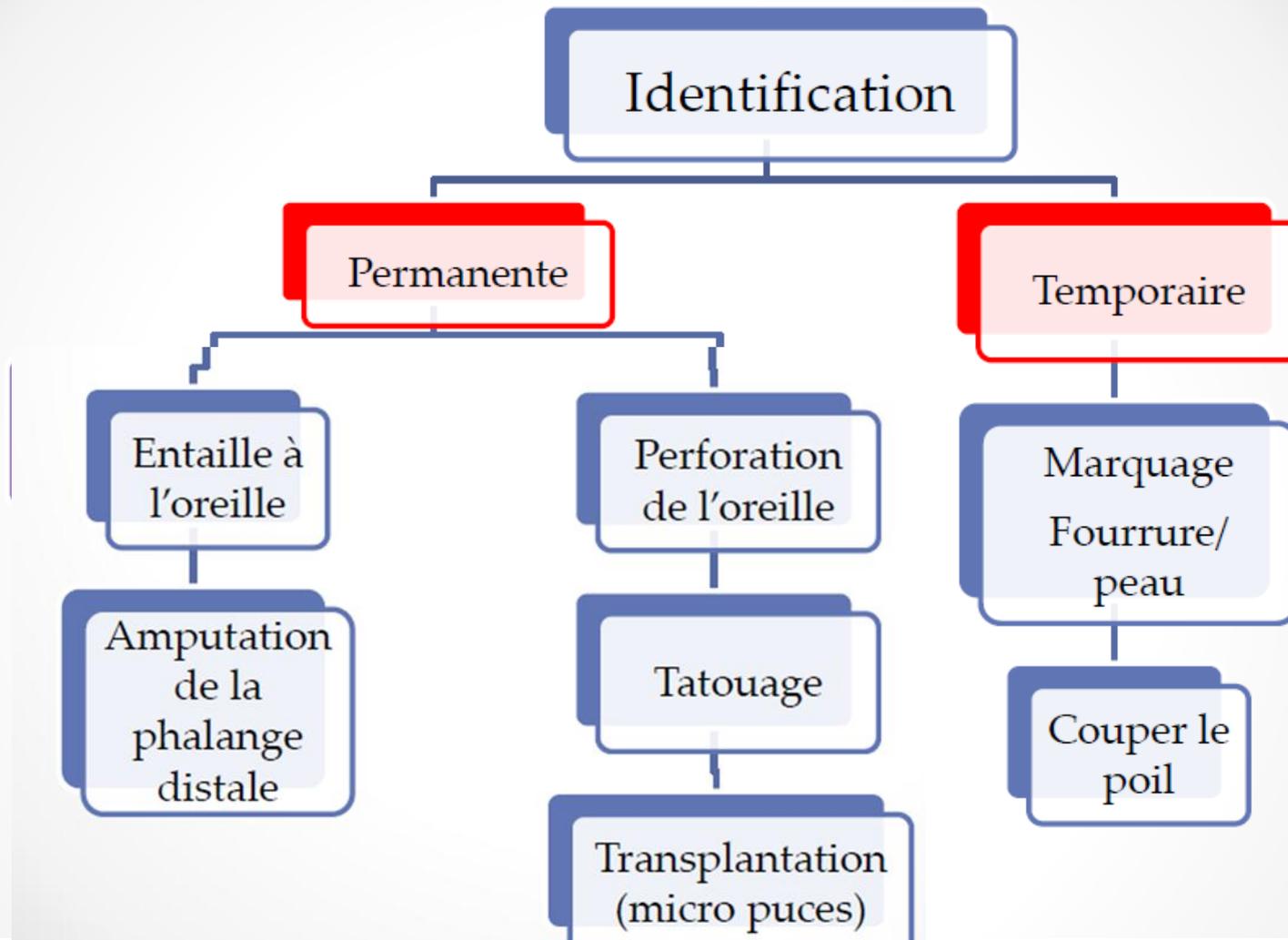
Chez la souris mâle immature, la distance ano-génitale est beaucoup plus importante que chez la femelle. Chez le mâle adulte, la présence des testicules est évidente.



Identification

...





Choix de la méthode

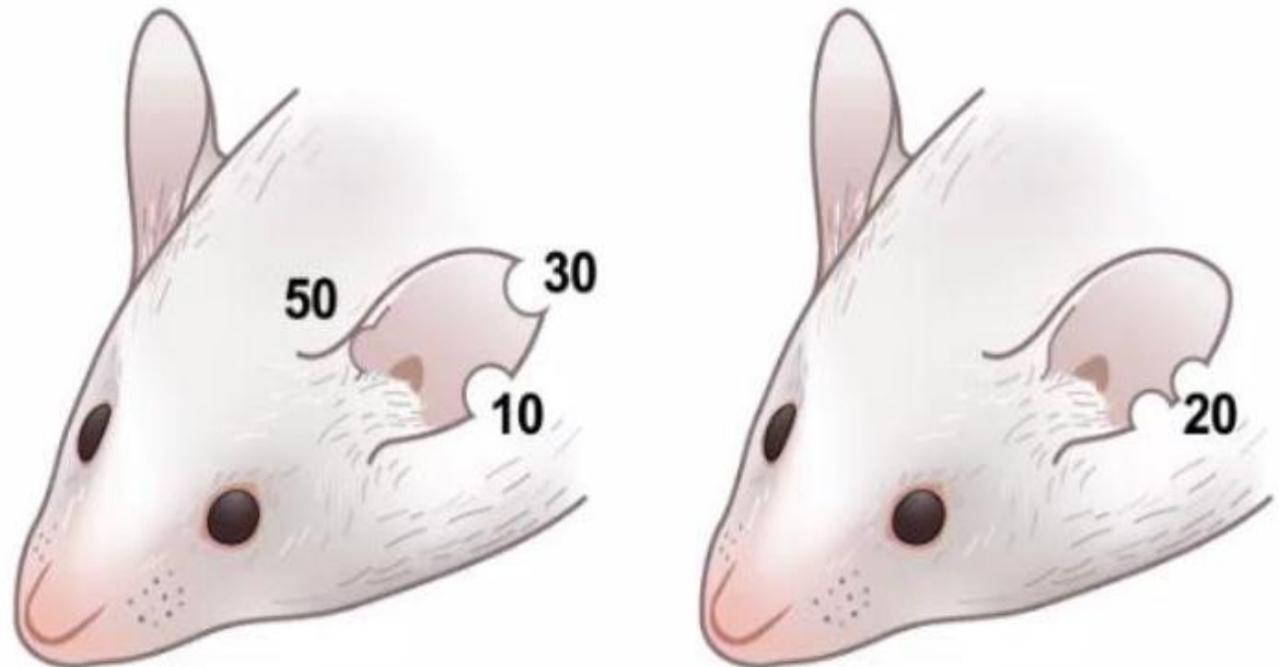
ID Permanente

ID Temporaire

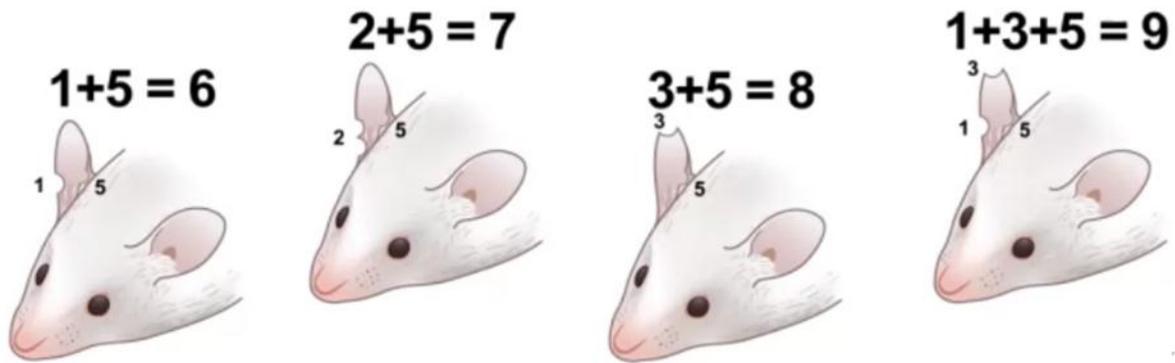
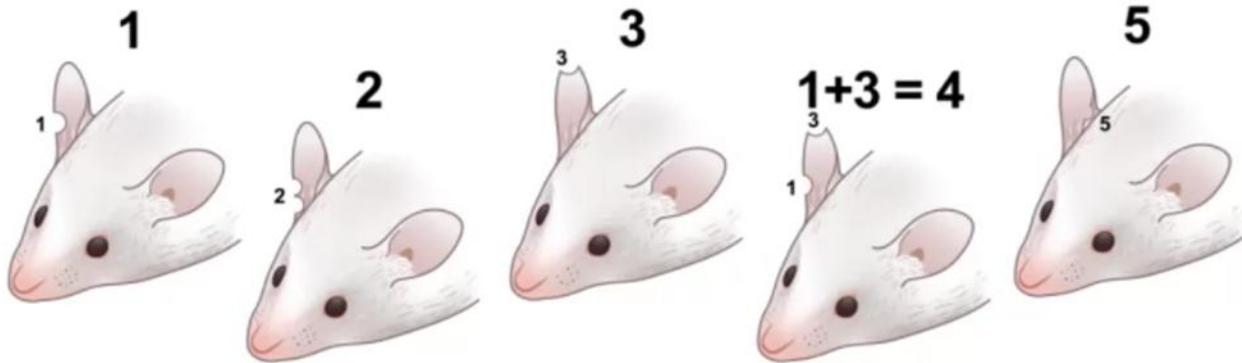
Oreille gauche

Entaille auriculaire

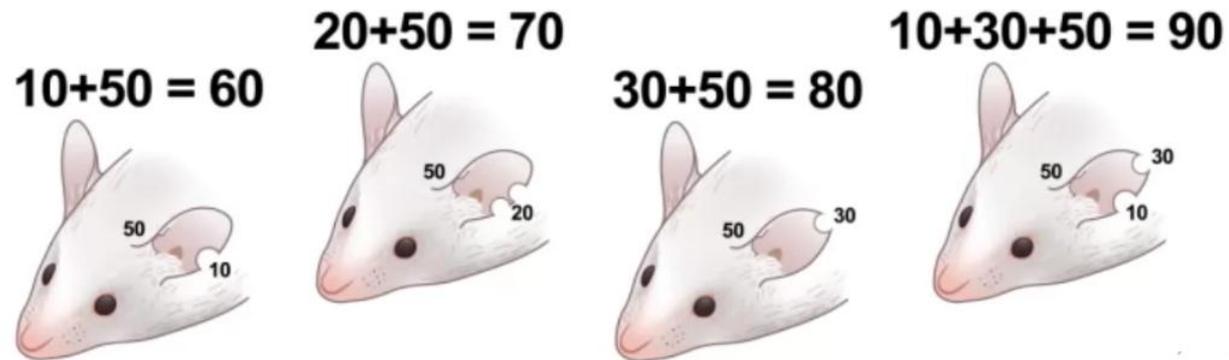
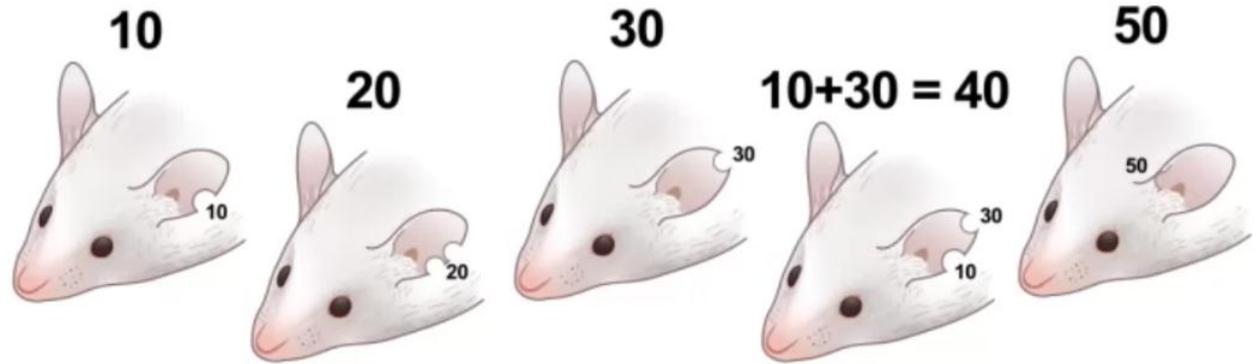
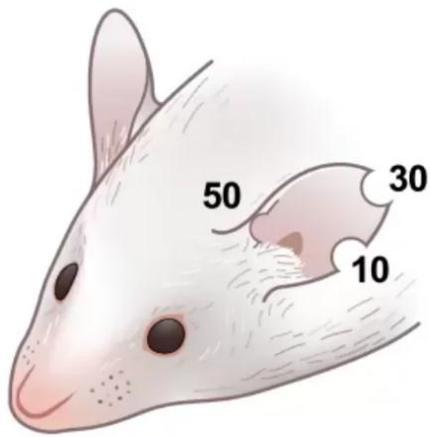
- Au niveau de l'oreille externe
- Méthode standardisée par le développement des codes Universels de perforation
- Position de l'entaille
 - Oreille droite: chiffres uniques 1,2...
 - Oreille gauche: les dizaines 10,20...
 - Centre de l'oreille: les centaines



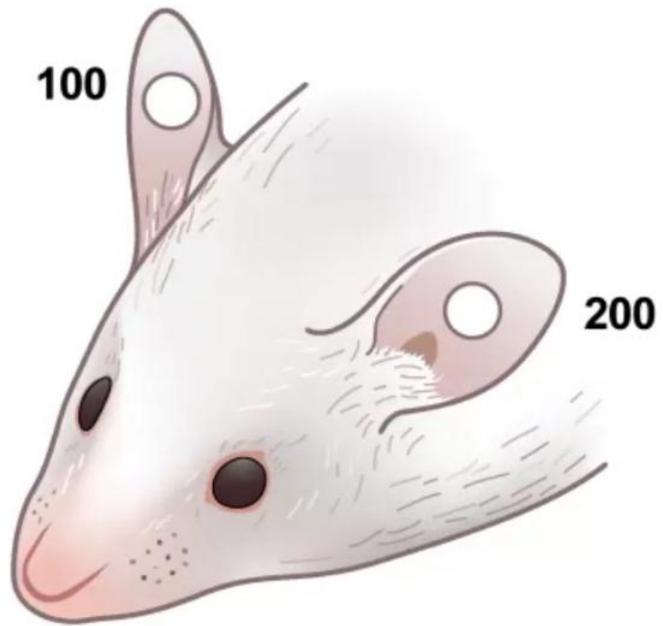




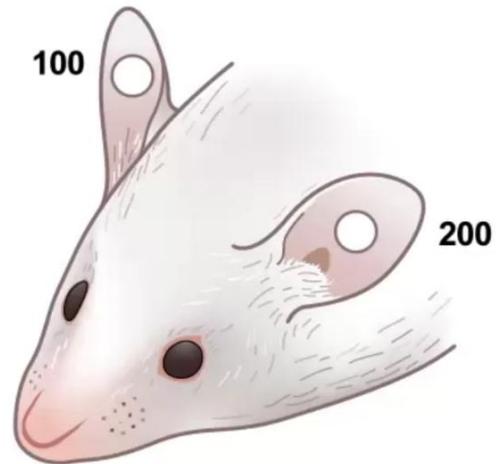
CS



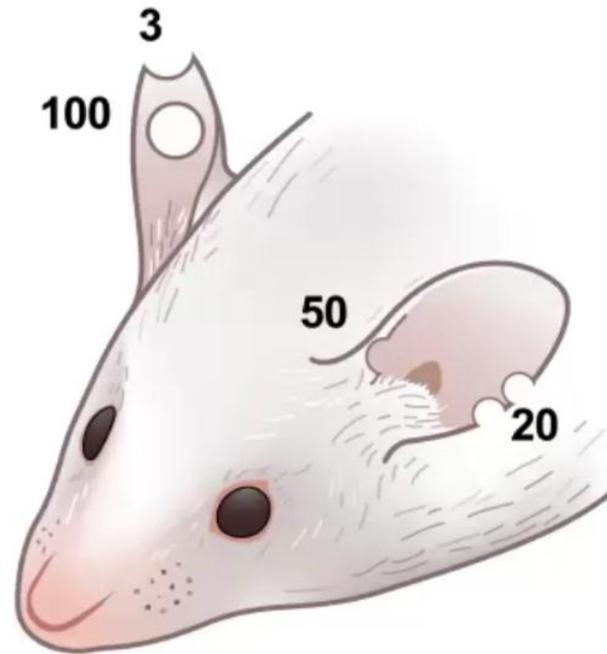
my life



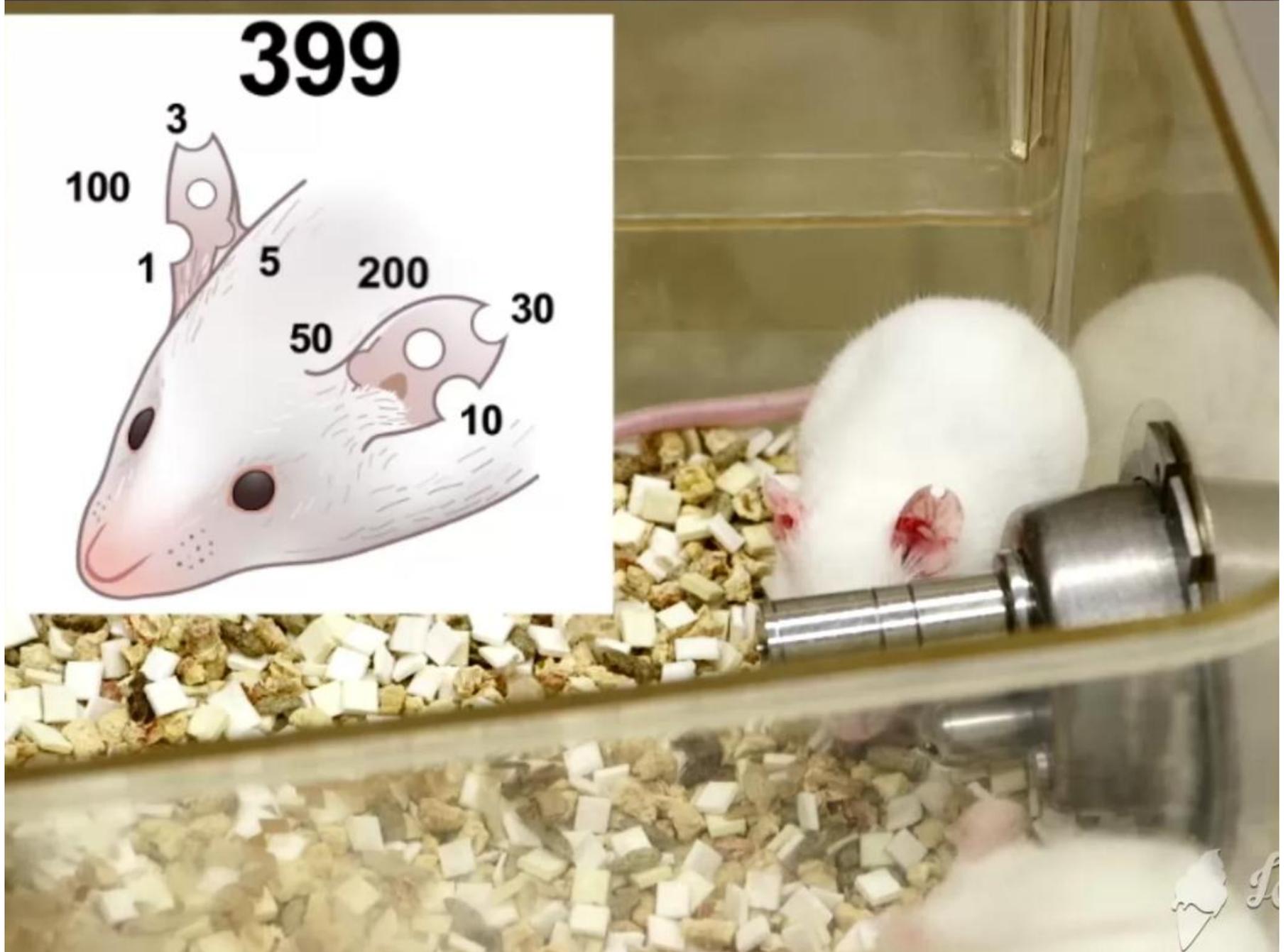
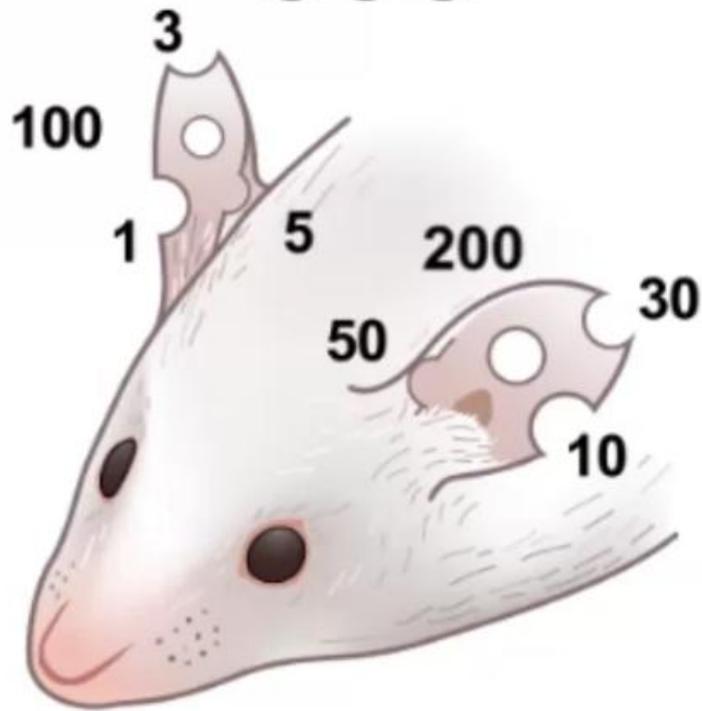
$$100+200 = 300$$



173



399



Choix de la méthode

ID Permanente

ID Temporaire

Amputation



- Ossification se fait au tour du 18ème jour
- Pour les nouveau née de 3 à 7 jours, jusqu'au 12 ème jour
- Seulement une phalange par membre (FELASA)

Perforation auriculaire

Choix de la méthode

ID Permanente
ID Temporaire



Perforation de l'oreille
chez la souris à l'aide de
ciseaux poinçon



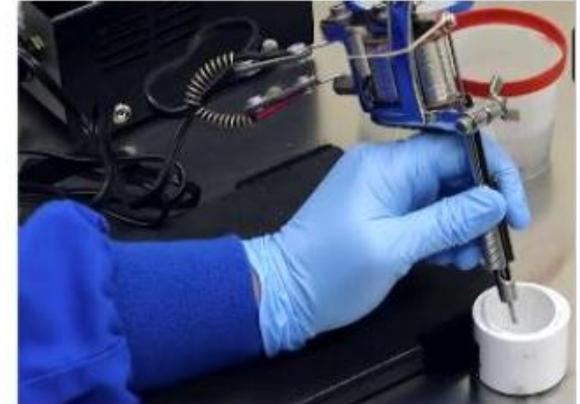
Une souris avec une
étiquette d'oreille qui est
correctement positionnée
sur le pavillon.

Choix de la méthode:

- ID Permanente
- ID Temporaire

Tatouage

- Taille de l'aiguille
 - ❖ Petite souris: 30G
 - ❖ Souris adulte: 27G
 - ❖ Rats: 25G
- Au niveau des oreilles
- Au niveau de la queue (chez les nouveaux née âgés entre 2 et 4 semaines)
- Membres antérieurs et postérieurs

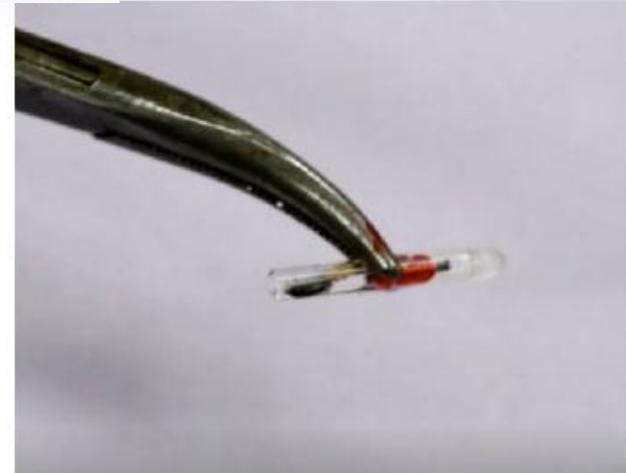


Choix de la méthode:

- ID Permanente
- ID Temporaire

Transplantation de micro puces

- Transplantation de puce sous-cutanée
- Sous anesthésie
- Nombre illimité



Choix de la méthode:

- ID Permanente
- ID Temporaire

Marquage de la fourrure

- Marqueur permanent
- Moins couteux, plus utilisé
- Ne pas marqué est un marquage
- Ne pas marquer la queue



Prélèvements

Prélèvements de sang

Le prélèvement de: 10 % du volume sanguin circulant

- mécanismes cholinergiques de régulation homéostatique
- 15 à 20 %**
- diminution du débit cardiaque et de la pression sanguine
- 30 à 40 %**
- choc hémorragique et 50% de mortalité chez les rats

- Si** {
- volumes trop importants
 - prélèvements trop rapides
 - prélèvements trop fréquents sans remplacement

**↳ choc hypovolémique à court terme
anémie à plus long terme**

Si prélèvement de plus de 10% du volume sanguin :
→ remplacement d'un **égal volume de sérum physiologique tiède**
(30-35°)

Signes de choc hypovolémique:

- pouls rapide et filant
- pâleur et sécheresse des muqueuses
- peau et extrémités froides
- agitation
- hyperventilation
- température corporelle subnormale

Signes d'anémie :

- pâleur des membranes muqueuses de l'intérieur de la bouche
- pâleur de la langue, des gencives, des oreilles
- intolérance à l'exercice
- augmentation du rythme respiratoire au repos

10% du volume sanguin circulant toutes les 4 semaines
1 % du volume sanguin circulant toutes les 24 heures
Volume de sang circulant environ 55-70 ml/ kg de poids corporel
(- 15% chez les obèses et les animaux âgés)

Volumes de prélèvement**Tableau 1 : volumes de sang prélevé en fonction de l'espèce.**

Espèce animale	Poids corporel	Volume sanguin total	Volume du prélèvement⁽¹⁾
Rat	100 g	5 - 7 ml	1 ml
	200 g	10 - 14 ml	2 ml
	300 g	15 - 21 ml	3 ml
Souris	20 g	1,4 - 1,6 ml	0,28 ml
	30 g	2,1 - 2,4 ml	0,42 ml
Gerbille	80 g	4,8 - 6,8 ml	1 ml
Cobaye	400 g	26,8 - 36,8 ml	5,4 ml
	600 g	40,2 - 55,2 ml	8 ml
Hamster	150 g	9,75 - 12 ml	2 ml
Lapin	3,5 kg	154 - 245 ml	31 ml

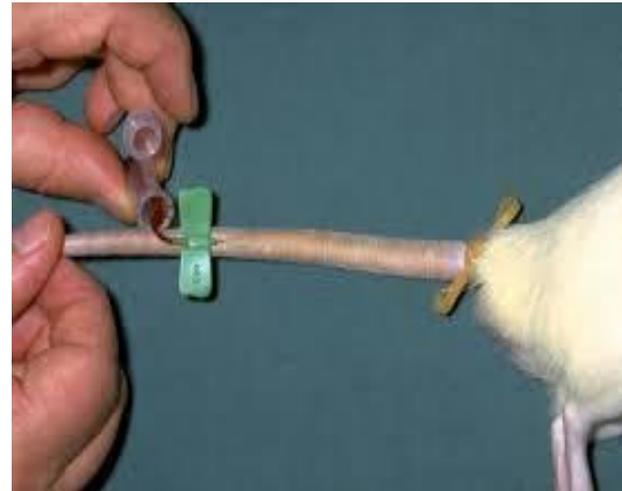
Choix de la technique

- L'espèce utilisée,
- L'accessibilité des vaisseaux,
- La quantité de sang nécessaire,
- Le nombre et la fréquence des prélèvements
- L'expérience pratique de la personne effectuant la prise de sang.

Techniques de prélèvement de sang

1- La ponction de la veine caudale latérale

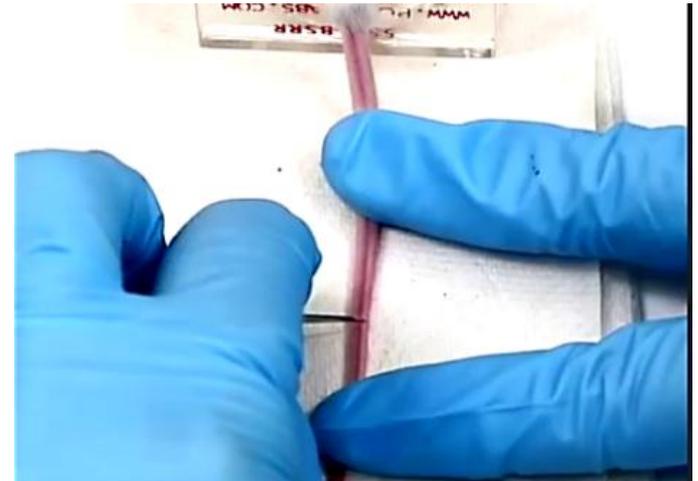
- jusqu'à 0,15 ml,
- la technique à choisir chez le rat.
- Avant le prélèvement de sang, la queue doit être baignée dans de l'eau ayant une température maximale de 45°.
- Chez la souris, le volume maximal obtenu est très variable.



Techniques de prélèvement de sang

2- Incision de la veine caudale

- Recommandée chez la souris,
- pour les prélèvements allant jusqu'à 0,1 ml
- recommandée pour des prélèvements répétés.
- Une vasodilatation est nécessaire comme pour la ponction de la veine caudale.



Techniques de prélèvement de sang

3- La ponction de la veine linguale

- Recommandée chez le rat, lorsque des quantités supérieures à 0,15 ml de sang sont nécessaires.
- doit toujours être effectuée sous anesthésie générale.
- La langue est tirée et bloquée par la main d'un technicien qui utilise un coton tige large (ou un écouvillon) placé contre la surface supérieure de la langue (donc sous la langue puisque l'animal est sur le dos) pour éviter le glissement de la langue.
- La prise de sang peut être répétée plusieurs fois à court intervalle.
- **Il faut envisager la possibilité de sacrifier l'animal si, suite à la ponction, il refuse la nourriture pendant plus d'un jour.**

Techniques de prélèvement de sang

4- Le prélèvement rétrobulbaire

- acceptable, si plus de 0,15 ml de sang sont nécessaires chez le rat et le cobaye et plus de 0,1 ml chez la souris.
- Des manipulations inadéquates peuvent provoquer des hématomes ou une cécité.



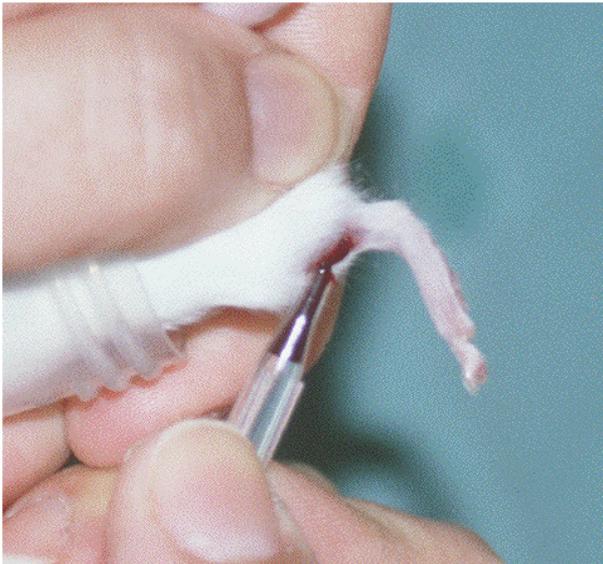
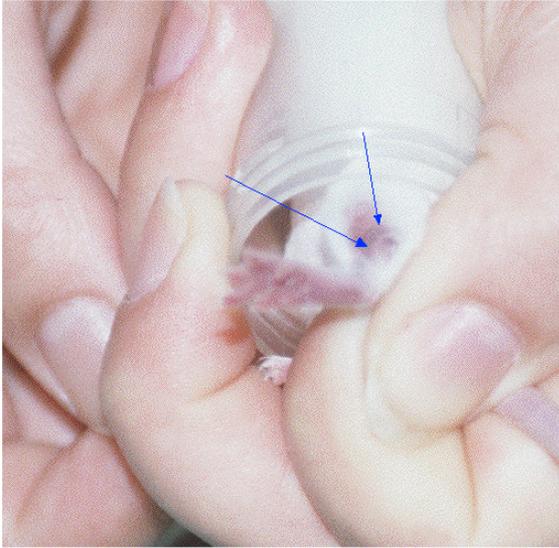
Techniques de prélèvement de sang

5- La ponction de la veine marginale de l'oreille

- C'est la méthode à choisir chez le lapin.
- La vasodilatation, si elle est nécessaire, peut être provoquée par une détention pendant dix à quinze minutes dans une cage chauffée à une température de 30° C (sous surveillance!)



6- incision veine saphène



Techniques de prélèvement de sang

7- La ponction cardiaque

- on ne choisira cette technique que si le volume nécessaire ne peut être obtenu par une méthode moins contraignante
- Des ponctions répétées entraînent des complications.
- Cette technique ne peut donc être appliquée que deux fois.



Techniques de prélèvement de sang



Voies d'administration

Administration Intranasale (IN)

Après la contention de l'animal, une seringue ou une pipette sont utilisées pour faire inhaler à l'animal la substance à administrer. Le geste peut être répété jusqu'à l'administration de la quantité totale désirée.

Voies d'administration Tableau Voies d'administration chez les rongeurs (Longley, 2008)

VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Oral	Toutes espèces		Administrer directement à l'aide d'une seringue en insérant l'embout latéralement aux incisives. Pour les gros volumes, préférer le gavage gastrique. Eviter d'incorporer un médicament à l'eau de boisson ou l'alimentation car le dose exacte reçue par l'animal n'est alors pas connue.

Voie orale



Voies d'administration Tableau Voies d'administration chez les rongeurs (Longley, 2008)

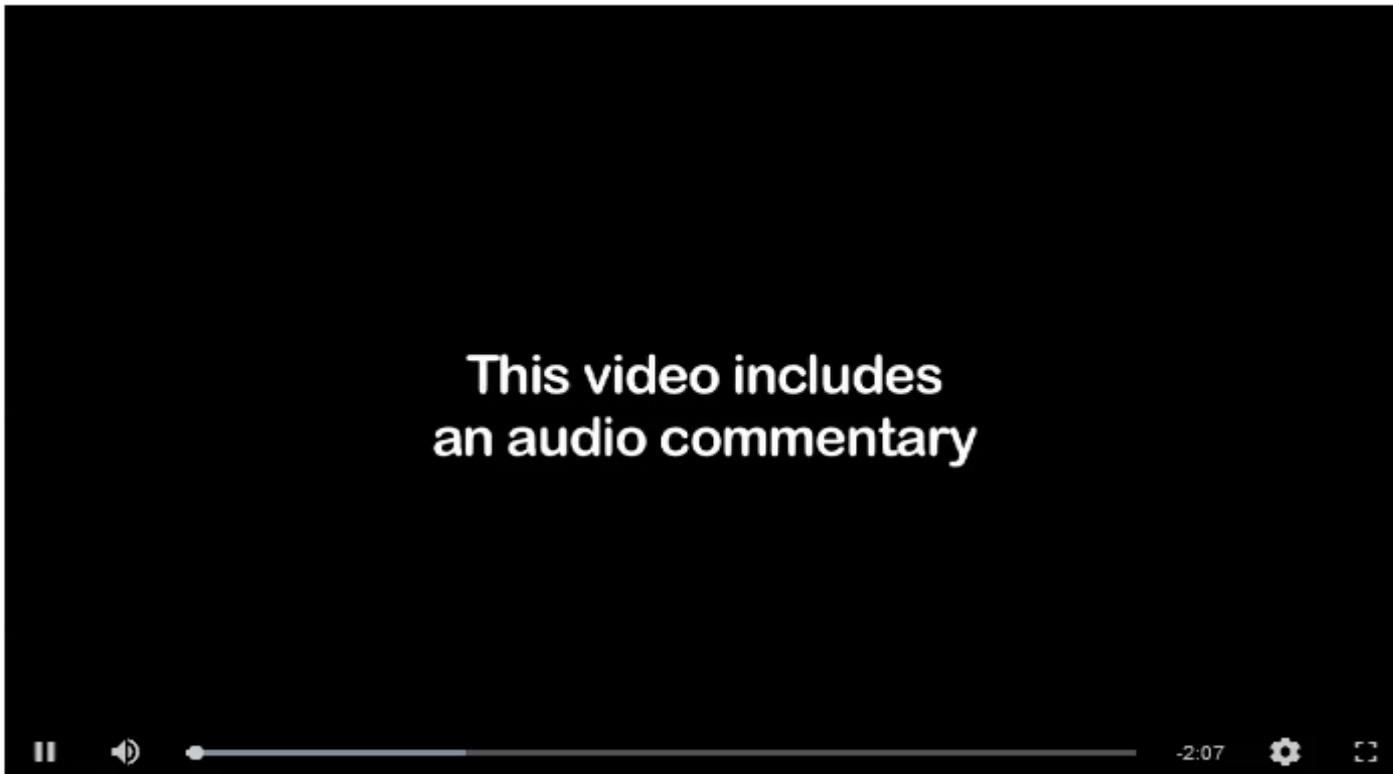
VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Sous-Cutané	Rat	5-10 ml	Au niveau de la peau du cou ou du flanc. Aiguille de 25-23 Gauge.
	Hamster	3-5 ml	Très facile à réaliser, absorption lente.
	Souris	2-3 ml	Source de stress. Cochon d'Inde : peau très épaisse, en particulier chez les mâles.



Voies d'administration Tableau Voies d'administration chez les rongeurs (Longley, 2008)

VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Intra-musculaire	Rat	0.3 ml	Quadriceps ou muscles lombaires chez les plus grandes espèces. Aiguille 25-23 Gauge.
	Souris	0.05 ml	Douloureux et source de stress.
	Hamster	0.1 ml	Peut provoquer une nécrose musculaire.

Injection intramusculaire



Voies d'administration Tableau Voies d'administration chez les rongeurs (Longley, 2008)

VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Intra-péritonéal	Rat	10-15 ml	Cadrant caudal droit de l'abdomen ventral. Animal en décubitus dorsal, avec l'hémicorps droit incliné vers le haut. Permet d'éviter les viscères au maximum.
	Hamster	3-4 ml	
	Souris	1-3 ml	Aspirer avant d'injecter.
	Gerbille	3-4 ml	Aiguille 25-23 Gauge. Absorption rapide car bonne vascularisation des viscères. Risques de péritonite et d'adhérences.

Figure : Injection intrapéritonéale chez un rat



Voies d'administration Tableau Voies d'administration chez les rongeurs (Longley, 2008)

VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Intra-péritonéal	Rat	10-15 ml	Cadrant caudal droit de l'abdomen ventral. Animal en décubitus dorsal, avec l'hémicorps droit incliné vers le haut. Permet d'éviter les viscères au maximum.
	Hamster	3-4 ml	
	Souris	1-3 ml	Aspirer avant d'injecter.
	Gerbille	3-4 ml	Aiguille 25-23 Gauge. Absorption rapide car bonne vascularisation des viscères. Risques de péritonite et d'adhérences.



Voies d'administration Tableau Voies d'administration chez les rongeurs (Longley, 2008)

VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Intra-veineux	Rat		Techniquement difficile. Aiguille 25 Gauge. - Veine latérale de la queue (sauf cochon d'Inde et hamster). Dilater la veine en réchauffant la queue. - Veine saphène externe - Veine céphalique : possible chez les plus grosses espèces -
	Hamster		
	Souris		
	Gerbille		

VOIE	ESPECE	VOLUME MAXIMAL	COMMENTAIRES
Intra-cardiaque	Rat		Au niveau du thorax gauche, entre la 3ème et la 5ème côte. Aiguille de 25 Gauge. Anesthésie générale nécessaire. Utilisation pour molécules d'urgence ou euthanasie.
	Hamster		
	Souris		

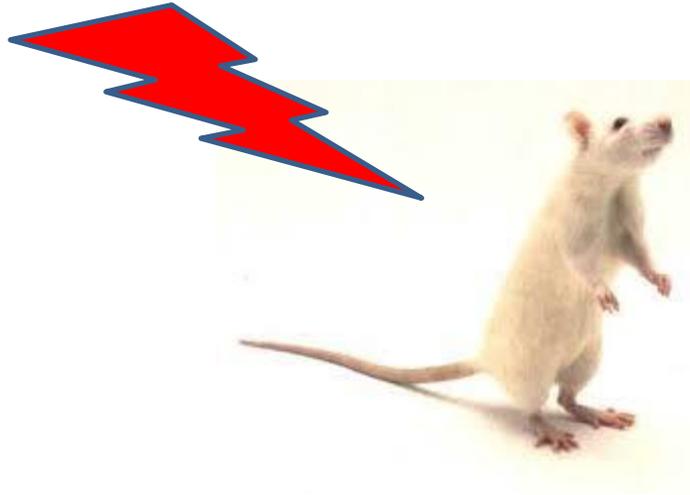
Espèce	Sous-cutanée (SC)	Intramusculaire (IM)	Intrapéritonéale (IP)	Intraveineux (IV) ⁱ	Per os (p.o.) ou gavage ⁱⁱ	Intradermique (ID)
Souris (25 g)	Volume : 40 ml/kg 0.5ml/site Aiguille : 26G½	Volume : 0,05 ml Aiguille : 28G½ quadriceps de la cuisse	Volume : 80 ml/kg Aiguille : 26G¾	Volume : 5 ml/kg Aiguille : 30G½ veine latérale queue	Volume : 50 ml/kg Aiguille : 22G	Volume : 0,1ml/site Aiguille : 28G½
Rat (250 g)	Volume : 10 ml/kg 1ml/site Aiguille : 26G½	Volume : 0,2 ml, 0,05ml/site Aiguille : 28G½ quadriceps de la cuisse	Volume : 20 ml/kg Aiguille : 26G½	Volume : 5 ml/kg Aiguille : 27G½ veine latérale queue	Volume : 40 ml/kg Aiguille : 20G	Volume : 0,1ml/site Aiguille : 28G½
Hamster (100 g)	Volume : 10 ml/kg 1ml/site Aiguille : 26G½	Volume : 0,1 ml, 0,05ml/site Aiguille : 28G½ quadriceps de la cuisse	Volume : 20 ml/kg Aiguille : 26G½	Volume : 5 ml/kg Aiguille : 27G½ veine fémorale	Volume : 40 ml/kg Aiguille : 20G	Volume : 0,1ml/site Aiguille : 28G½
Cobaye (350g)	Volume : 10 ml/kg 1ml/site Aiguille : 26G½	Volume : 0,2 ml, 0,05ml/site Aiguille : 28G½ quadriceps de la cuisse	Volume : 20 ml/kg Aiguille : 26G½	Volume : 5 ml/kg Aiguille : 27G½ veine saphène	Volume : 40 ml/kg Aiguille : 20G	Volume : 0,1ml/site Aiguille : 28G½
Lapin (3 kg)	Volume : 2 ml/kg Aiguille : 25G¾	Volume : 1 ml, 0,5 ml/site Aiguille : 25G¾ quadriceps de la cuisse, muscles lombaires	Volume : 20 ml/kg Aiguille : 23G1	Volume : 2 ml/kg Aiguille : 25G¾ veine marginale de l'oreille	Volume : 15 ml/kg Tube à gavage	Volume : 0,1ml/site Aiguille : 26G½

Voies d'administration

1073

Voies d'administration

Evaluation de la douleur



Bien-être vs douleur

- Le **bien-être** peut se définir comme l'absence de souffrance et la présence de sensations agréables.



- **La douleur** est une expérience **sensorielle** et **émotionnelle** désagréable et déplaisante causée par une atteinte tissulaire réelle ou potentielle qui provoque des réactions motrices et végétatives protectrices conduisant à la modification du comportement spécifique de l'individu.



Critères d'évaluation de la douleur des animaux d'élevage

Lésionnels

- A l'échelle macroscopique (blessures) ou microscopique (névromes : tumeur de fibre nerveuse).



Critères d'évaluation de la douleur des animaux d'élevage

Comportementaux

- Changements de personnalité ou d'attitude;
- Vocalisations anormales,
- Léchage , mordillage , grattage une partie douloureuse du corps;
- Changements de l'apparence du pelage;
- Changements de posture ou de démarche;
- Changements du niveau d'activité;
- Changements de l'appétit,
- Changements d'expression faciale;
- Sudation ou salivation excessive;
- Écoulement oculonasal;
- Grincement des dents
- Changements dans les évacuations intestinales et urinaires.

Critères d'évaluation de la douleur des animaux d'élevage

Physiologiques

- Concentrations sanguines des hormones du stress, rythmes cardiaque et respiratoire, électroencéphalogramme



Critères d'évaluation de la douleur des animaux d'élevage

Zootecniques

- Performances (production de lait...), viabilité



Signes de la douleur

1- Les signes de la douleur

Des signes communs à toutes les espèces

Signes physiologiques :

Tachycardie Augmentation
Fréquence Respiratoire
Modifications
neuroendocriniennes

Signes comportementaux :

Réduction de l'appétit
Diminution du comportement
exploratoire Fuite ou
défense à la manipulation
Vocalises
Automutilation dans les
cas graves

Apparences :

Poil piqué, terne, mal
entretenu Expression
faciale ou regard modifiée
Posture inhabituelle

Des signes spécifiques

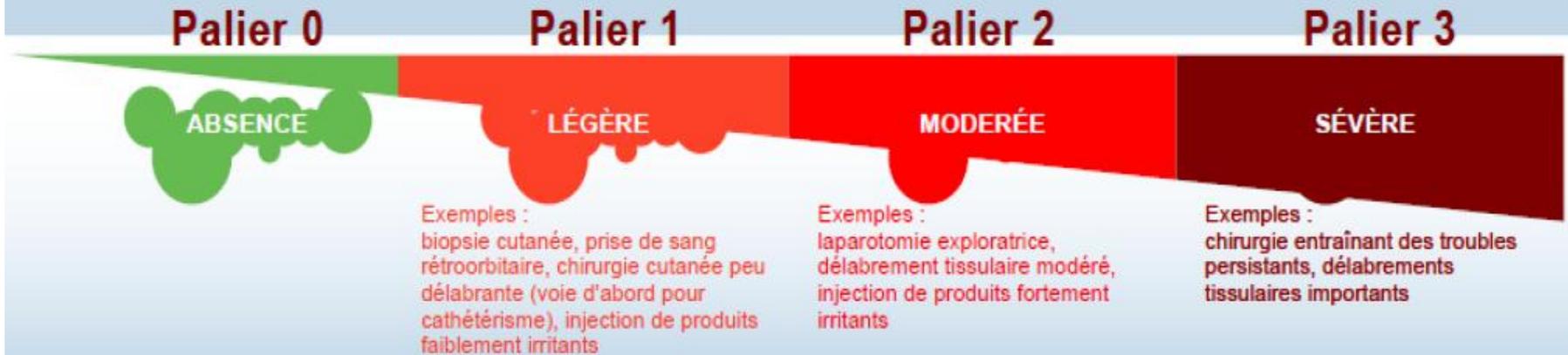


Hyperactivité puis
isolement et
indifférence par
rapport au milieu
extérieur
Modification
des périodes
de sommeil
Poil hérissé
Dos voûté
Yeux enfoncés



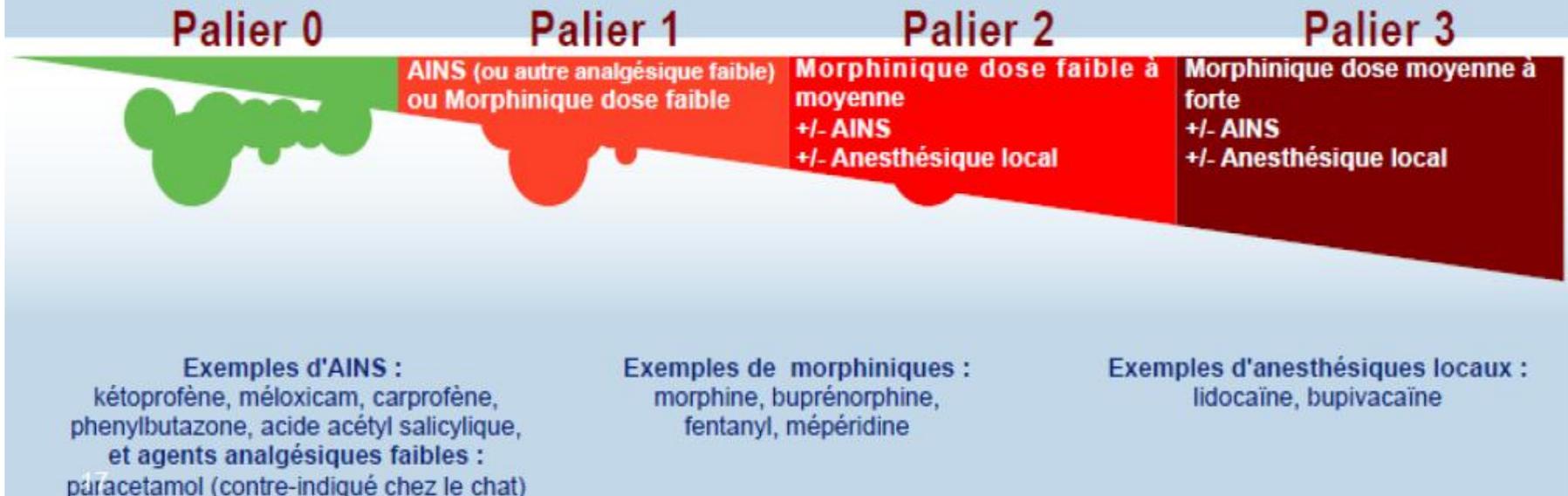
-Troubles
-digestifs
-Déshydratation
-Isolement
-Grincement de
dents

2 Description des paliers de douleur prévisibles



3 Schéma thérapeutique

Le choix des méthodes d'analgésie et des molécules est vaste. Il doit être adaptée à chaque cas et à chaque espèce. L'analgésie sera si possible préventive sinon curative et régulièrement ajustée en fonction des observations renouvelées sur l'animal.



Evaluation de la douleur chez l'animal

ÉVALUATION CLINIQUE DE LA DOULEUR

Date et Heure

Identification : _____

		:	:	:	:
Appréciation globale subjective	Pas de douleur	0	0	0	0
	↓ Douleur intolérable	1	1	1	1
		2	2	2	2
		3	3	3	3
Attitude générale	Parmi les symptômes suivants :	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	• présente des modifications respiratoires	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	• vousse le dos	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	• reste figé en posture antalgique	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
	• s'agite, se plaint ou reste prostré au fond de la cage	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
• ne se toilette plus	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
• regarde, mordille ou lèche sa plaie	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
• urine ou délègue sous lui	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
• perd l'appétit	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	
	- Aucun signe présent	0	0	0	0
	- 1 seul présent	1	1	1	1
	- 2 à 4 présents	2	2	2	2
	- 5 à 8 présents	3	3	3	3
Comportement interactif	Est attentif et répond aux caresses, à la voix	0	0	0	0
	Répond timidement	1	1	1	1
	Ne répond pas immédiatement	2	2	2	2
	Ne répond pas ou répond de façon agressive	3	3	3	3
Fréquence cardiaque valeur initiale <input type="checkbox"/>	≤ 10 % augmentation	0	0	0	0
	11-30 % augmentation	1	1	1	1
	31-50 % augmentation	2	2	2	2
	> 50% augmentation ou non évaluable	3	3	3	3
Réaction à la manipulation de la zone opératoire	Pas de réaction visible ou audible	0	0	0	0
	- après 4 manipulations				
	Réaction(s) visible(s) ou audible(s)				
	- à la 4 ^e manipulation	1	1	1	1
	- à la 2 ^e et 3 ^e manipulation	2	2	2	2
- à la 1 ^{re} manipulation ou non évaluable	3	3	3	3	
Intensité de cette réaction	Aucune réponse	0	0	0	0
	Répond faiblement, essaye de se soustraire	1	1	1	1
	Tourne la tête ou vocalise	2	2	2	2
	Tente de fuir ou d'agresser ou non évaluable	3	3	3	3
SCORE TOTAL	1 à 5 : douleur légère				
	6 à 10 : douleur modérée				
	11 à 18 : douleur sévère				

Euthanasie

...

en expérimentation animale



Euthanasie des rongeurs

- Du grec *eu* (Bon) et *thanathos* (Mort) → Minimum de douleur et de stress

Généralités

- L'euthanasie d'un animal a pour but de provoquer sa mort humainement de manière à engendrer **une douleur et une détresse minimale**.
- La méthode choisie doit provoquer une perte de conscience rapide, suivie d'un arrêt cardiaque et respiratoire, puis d'une mort cérébrale.
- Toute euthanasie doit être effectuée par du personnel adéquatement formé.
- Toute euthanasie ne peut être effectuée dans une salle hébergeant des animaux.
- Lorsque des manipulations supplémentaires sont nécessaires (perfusion ou exsanguination), l'animal doit être pleinement anesthésié.
- Les animaux doivent être euthanasiés dans leur cage d'origine afin de diminuer le stress lors de combinaisons de cages dans le cas de l'euthanasie au gaz carbonique.

Pourquoi euthanasier?

- ⊙ Besoins de tissus
- ⊙ Pour analyse
- ⊙ Pour méthodes in vitro
- ⊙ Surplus
- ⊙ Sacrifice de fin d'étude
- ⊙ Sacrifice anticipé pour raison « humanitaire
- ⊙ Maintien du statut

1

Méthodes d'euthanasie
acceptables

2

Méthodes d'euthanasie admises sous
conditions

3

Méthodes d'euthanasie non
acceptées

Méthodes d'euthanasie acceptables

les méthodes acceptables sont celles qui sont simples à exécuter et qui provoquent systématiquement la mort avec un minimum de douleur et de détresse lorsqu'elles sont employées chez des animaux conscients ou ayant reçu un sédatif.

A- Méthodes chimiques

- 1- Anesthésiques par inhalation
- 2- Anesthésiques par injection
- 3- Immersion

B-Méthodes physiques

- 1- Méthodes d'étourdissement mécanique
- 2- Macération

Méthodes d'euthanasie admises sous conditions

Les méthodes d'euthanasie admises sous conditions entraînent également la mort de l'animal. Mais elles ne font pas partie de celles considérées « acceptables », parce que:

- elles posent un plus grand risque pour la personne qui effectue la procédure de commettre des erreurs ou d'avoir un accident,
- elles peuvent ne pas systématiquement entraîner une mort sans cruauté ou elles ne sont pas bien scientifiquement documentées.
- pour certaines méthodes, il manque toutefois des connaissances établies concernant leurs effets sur les animaux du point de vue de la protection des animaux :
 - . les animaux sont-ils inconscients ?
 - . Comment perdent-ils conscience et en combien de temps ? Cela vaut particulièrement pour les poissons.

Euthanasie
Méthodes

Mécanique

coup
assommant

Décapitation

Dislocation
cervicale

cheville
percutante

Chimique

Dioxyde de
carbone

Inhalation
d'anesthésiants

Injection
d'anesthésiants

Euthanasie

Mécanique

Méthodes acceptées

coup
assommant *

Décapitation *

cheville
percutante

Dislocation
cervicale *

Région occipitale



Région frontale



*

Acceptable sous conditions

Mécanique

Méthodes acceptées

Coup *
assommant

Décapitation *

Cheville
percutante

Dislocation
cervicale*

- Mort par anoxie due SNC du à l'exsanguination
- Séparation de la tête du corps (guillotine>ciseaux)
- Activité cérébrale persiste pendant 13 à 14 seconde mais sans la perception de la douleur



Chez les souris et les rats âgés de plus de deux semaines, la décapitation sans anesthésie ne peut être admise que dans des cas exceptionnels dûment fondés.

-Un pistolet à cheville pénétrante ou la commotion cérébrale au moyen d'un étourdisseur non pénétrant sont utilisés.

Mécanique

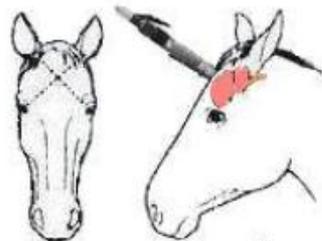
Méthodes acceptées

Coup
assommant

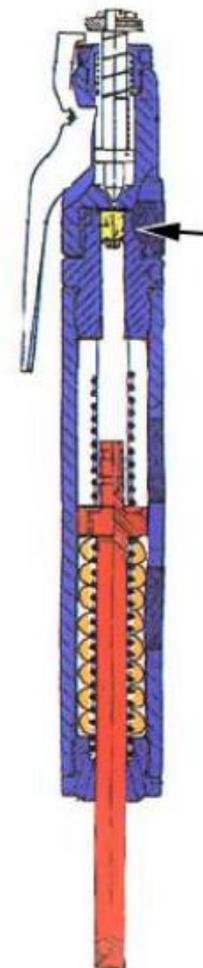
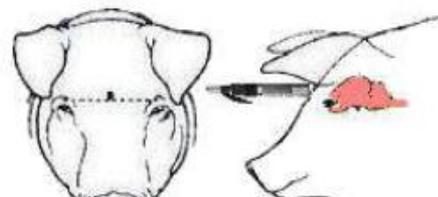
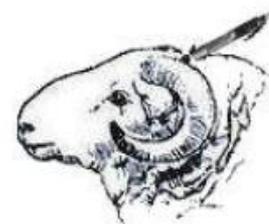
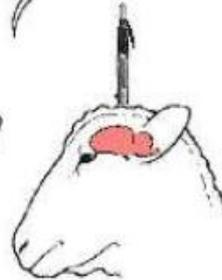
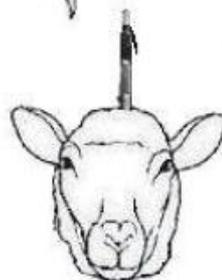
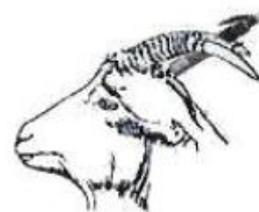
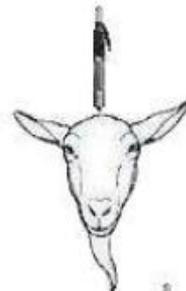
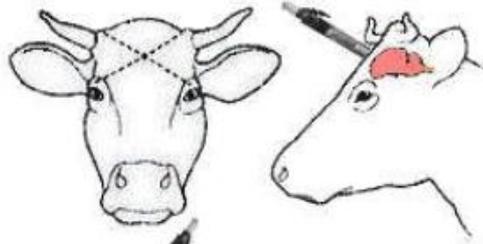
Décapitation

**Cheville
percutante
/pénétrante**

Dislocation
cervicale



- Taille et pression du coup dépend de la taille de l'animal



-Il est recommandé de s'assurer de la mort de l'animal en effectuant une deuxième procédure.

Mécanique

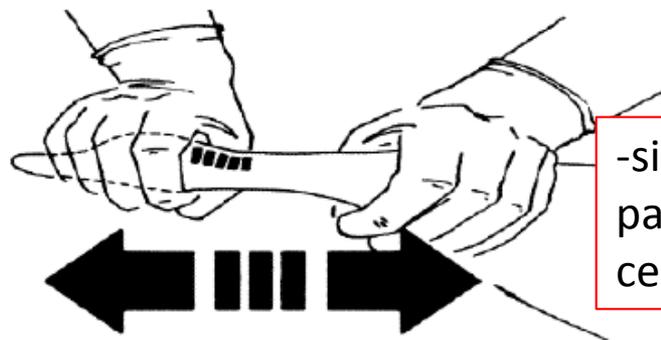
Coup *
assommant

Décapitation *

Cheville
percutante

**Dislocation
cervicale ***

- Un geste unique rapide et fort
- Rupture brutale du canal médullaire
- Vaisseaux sanguins restent intacts
- Doit être confirmé par une autre méthode



-si l'interruption des voies nerveuses n'est pas rapide et complète, la dislocation cervicale est douloureuse pour l'animal.

= (rupture de la nuque)



Chimique

Dioxyde de carbone *

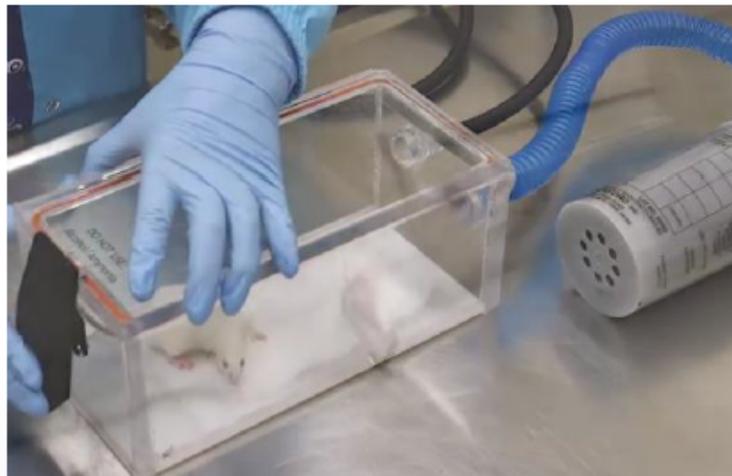
Inhalation
d'anesthésiants

Injection
d'anesthésiants

Inhalation

- Volume de la boîte pour atteindre rapidement des concentrations élevées
- Remplissage progressif à 25% du volume de la chambre
- Perte de conscience peut ne pas être immédiate
- Observation continue de l'animal
- Nettoyage de la chambre après chaque utilisation
- Possibilité d'euthanasier un groupe d'animaux

Déconseillée pour les espèces capables d'apnée longue: lapins, oiseaux, poissons et nouveaux nés.



*

Acceptable sous condition

Chimique

Méthodes acceptées

Dioxyde de carbone *

Inhalation d'anesthésiants

Injection d'anesthésiants

- ⊙ pouvoir anesthésiant à forte concentration (>40%)
- ⊙ bon marché, non inflammable, peu dangereux
- ⊙ équipement spécifique (chambre)
- ⊙ Ne pas utiliser chez les jeunes

- Pour les oiseaux: un mélange de dioxyde de carbone (31%) et d'argon (67%) et d'oxygène (2%)



wiseGEEK

Méthodes d'euthanasie admises sous conditions

Asphyxie par surdose de dioxyde de carbone (CO₂) sous anesthésie générale

Pour l'inhalation du CO₂, les animaux sont placés dans un conteneur transparent fermé. Idéalement, ils sont laissés dans leur cage habituelle. Les animaux doivent rester suffisamment longtemps dans ce conteneur. Le taux de remplissage et la durée de séjour des animaux dans le conteneur doivent être choisis en fonction de l'espèce.

Flow Meter

Regulator and gauge



(PHOTO: Euthanasia Chamber)



(PHOTO: Gas bottle, regulator and flow meter)



Méthodes d'euthanasie admises sous conditions

Asphyxie par surdose de dioxyde de carbone (CO₂) sous anesthésie générale

- Vérifier l'identification de l'animal.
- Placer l'animal dans une chambre à induction reliée à un appareil d'anesthésie
- Anesthésier l'animal à l'aide de l'isoflurane.
- Après la perte de conscience de l'animal, arrêter l'appareil d'anesthésie et remplir la chambre de CO₂. Poursuivre l'administration de CO₂ pendant au moins 1 minute suite à l'arrêt respiratoire.
- Fermer la valve de CO₂ et laisser l'animal dans la chambre pendant 1 minute supplémentaire.
- Confirmer la mort de l'animal par l'absence de mouvements respiratoires ainsi qu'une absence de réflexe de retrait.
- Effectuer une méthode physique d'euthanasie (dislocation cervicale, décapitation ou ouverture du thorax).
- Si la chambre doit être réutilisée pour d'autres animaux, attendre que l'air de celle-ci soit renouvelé, car le CO₂ est plus dense que l'air. De fortes concentrations risquent de se retrouver au fond de la chambre et sont susceptibles de causer de la douleur et de la détresse aux animaux.
- Bien nettoyer la chambre avant d'y placer d'autres animaux.

- La période précédant la mort peut cependant être assez longue. Par conséquent, le recours à une seconde méthode visant à s'assurer de la mort
 - Les anesthésiques inhalés doivent être délivrés avec un appareil approprié (vaporisateur).

Chimique

Méthodes acceptées

Dioxyde de carbone *

Inhalation d'anesthésiants

Injection d'anesthésiants



- L'enflurane et l'isoflurane devraient être préférés en raison de l'absence d'effets sur le métabolisme du foie



Chimique

Méthodes acceptées

Dioxyde de carbone *

Inhalation d'anesthésiants

Injection d'anesthésiants

- ⊙ Surdosage d'anesthésiques
- ⊙ Les anesthésiques injectables sont principalement un mélange de kétamine et de sédatifs ou de relaxants musculaires (anesthésie)
- ⊙ Contention nécessaire

Barbituriques: Pentobarbital

En injection intraveineuse



En injection intra péritonéale (l'animal est trop petit)



En IP: nécessité de s'assurer que le pH des médicaments formulés pour l'administration intraveineuse n'est pas irritant.

Méthodes d'euthanasie acceptables

Surdose de barbiturique

- Vérifier l'identification de l'animal et peser celui-ci.
- Administrer par voie intraveineuse ou intrapéritonéale une dose de 120 mg/kg de pentobarbital sodique (Euthanyl[®], Euthansol[®]).
- Placer l'animal dans un endroit calme pour minimiser l'excitation avant l'euthanasie complète (cage propre ou cage respective).
- Confirmer la mort de l'animal par l'absence de mouvements respiratoires ainsi qu'une absence de réflexe de retrait.
- Effectuer une méthode physique d'euthanasie (dislocation cervicale, décapitation ou ouverture du thorax).
- Compléter le registre approprié pour l'utilisation d'une drogue contrôlée.

Chimique

Dioxyde de carbone *

Inhalation d'anesthésiants

Injection d'anesthésiants

- T61: combinaison d'anesthésique local et de narcotiques et drogue paralytique ->



Méthodes d'euthanasie admises sous conditions

Exsanguination

- Vérifier l'identification de l'animal.
- Anesthésier l'animal selon la procédure des rongeurs et vérifier l'absence de réflexe de retrait.
- Retirer le maximum de sang par ponction cardiaque ou par prélèvement à l'aorte abdominale .
- Confirmer la mort de l'animal par l'absence de mouvements respiratoires ainsi qu'une absence de réflexe de retrait.
- Il est recommandé de pratiquer une méthode physique pour s'assurer de la mort de l'animal, comme la dislocation cervicale, la décapitation ou l'ouverture de la cavité thoracique.

Méthodes d'euthanasie **non acceptées**

- Décompression
- **Congélation**
- Suffocation
- Potassium Chloride
- Magnesium Sulfate
- Magnesium Chloride
- **Ether**
- **Chloroform**
- Nitrogen
- Cyanide
- Choral hydrate
- Nicotine
- Strychnine
- Injection d'thanol



Méthodes acceptées

Cas des animaux gravides

Si vous devez euthanasier une souris / un rat gravide dans le dernier tiers de la gestation, vous **DEVEZ** euthanasier tous les embryons **IMMÉDIATEMENT**(décapitation)



L'euthanasie des fœtus et des nouveau-nés

- Il n'existe pas suffisamment de renseignements scientifiques pour déterminer si les anesthésiques pour inhalation administrés aux nouveau-nés leur causent de la douleur ou de la détresse
- Cependant, les fœtus et les nouveau-nés sont résistants à l'hypoxie et à l'hypercapnie.
- Les décisions devraient être prises au cas par cas, en tenant compte de la documentation disponible et d'une analyse des répercussions possibles sur le bien-être animal dans chaque situation.

L'euthanasie des fœtus et des nouveau-nés

Euthanasie des fœtus et femelles gestantes

- Avant les deux tiers de la gestation, euthanasier la femelle gestante selon les mesures décrites précédemment. Le simple retrait des fœtus de l'utérus peut aussi assurer une mort rapide aux fœtus.
- Après les deux tiers de la gestation, euthanasier la femelle gestante à l'aide d'une méthode provoquant une anoxie cérébrale rapide des fœtus (ex. anesthésie suivie d'exposition au CO₂ et dislocation cervicale). Si la femelle gestante est simplement anesthésiée, les fœtus doivent être euthanasiés par :
 - surdose d'anesthésiques injectables, par une voie adaptée à leur taille et à leur stade de développement;
 - décapitation avec des ciseaux bien effilés et entretenus; -
 - dislocation cervicale.

L'euthanasie des fœtus et des nouveau-nés

Euthanasie des rongeurs néonataux (0 à 10 jours)

- Euthanasier les nouveau-nés selon les méthodes décrites précédemment pour les animaux adultes, à l'exception de l'asphyxie par surdose de gaz carbonique car cette méthode est inefficace.
- Si une méthode physique est utilisée (décapitation ou dislocation cervicale), anesthésier les animaux au préalable.
- Si l'hypothermie sur glace est utilisée, effectuer une méthode physique d'euthanasie (dislocation cervicale, décapitation ou ouverture du thorax) pour confirmer la mort.

Procédures d'euthanasie acceptables chez les poissons

Méthodes chimiques acceptables

- Surdose de TMS(méthanesulfonate de tricaine/ MS-222) ou *eugéno*l par immersion
- Surdose de barbituriques

Méthodes physiques acceptables

- Exsanguination sous anesthésie générale
- Dislocation cervicale sous anesthésie générale
- Décapitation sous anesthésie générale
- Décérébration sous anesthésie générale

Méthodes requérant une justification scientifique

- Coup porté à la tête
- Décapitation sans anesthésie

