

日本実験動物技術者協会  
平成22年度 奥羽・東北支部合同勉強会  
講演要旨集



日 時：平成22年12月4日（土）9:00～14:30  
場 所：東北大学大学院医学系研究科第一講義室

主 催：日本実験動物技術者協会奥羽支部・東北支部  
共 催：東北動物実験研究会  
主 管：東北大学大学院医学系研究科附属動物実験施設



# 日本実験動物技術者協会

## 平成22年度 奥羽・東北支部合同勉強会

### プログラム

日時：平成22年12月4日（土）9:00～14:30  
場所：東北大学大学院医学系研究科第一講義室  
共催：東北動物実験研究会

- 8:30～8:55 受付
- 8:55～9:00 開会挨拶 伊藤恒賢（東北支部長）

#### ◎ 教育講演 9:00～10:00

- 9:00～10:00 **教育講演** 司会 伊藤恒賢（山形大・医・動物実験施設）  
演題：「デデリエ坊や：シリアで発見されたネアンデルタール幼児骨」  
（第316回本部共催講演会）  
演者：百々幸雄 先生（東北大学医学部人体構造学分野客員教授）

- 10:00～10:15 休憩

#### ◎ 一般講演（1） 10:15～11:55（講演10分／討論2分）

- 10:15～11:03 座長 米谷 学（東北環境科学サービス株式会社）

##### 1. イヌ手術室をマウスの臨時飼育に使用した例の紹介

○丹治静保、遊佐寿恵、片平清昭（福島県立医科大学・実験動物研究施設）

##### 2. セリウスソフト水の長期摂取がマウスに及ぼす影響（第2報）

○小畑孝弘、川越政美、柴田淑子、九島秀美、戸井田和実、池田勝久、佐藤政義、稲垣秀晃、松田幸久（秋田大学バイオサイエンス教育・研究センター動物実験部門）

##### 3. 福島県立医科大学における自動給水装置のメンテナンス

○山本裕子<sup>1</sup>、竹達直起<sup>1</sup>、塩谷朋子<sup>1</sup>、長谷川久美子<sup>1</sup>、遊佐寿恵<sup>2</sup>、丹治静保<sup>2</sup>、片平清昭<sup>2</sup>（<sup>1</sup>（株）ジェー・エー・シー、<sup>2</sup>福島医大・実験動物研究施設）

##### 4. コモンマーモセットにおける環境と飼育経過

○工藤 均、馬場秀明、今井信子、葛西律子、成田浩司、中根明夫  
（弘前大・院・医・動物実験施設）

□ 11:03～11:51 座長 末田輝子 (東北大学院医学系研究科附属動物実験施設)

5. サルの福祉 –パズル給餌の紹介–

○柏山 浩、橋本信子、森川正喜、末田輝子、笠井憲雪  
(東北大学院医学系研究科附属動物実験施設)

6. 技術者による糖尿病モデルブタの看護的飼育管理・技術化のこころみ

○橋本信子、末田輝子、笠井憲雪 (東北大学大学院医学系研究科附属動物実験施設)

7. ラット気管挿管手技の習得

○深澤貴史、畠山莉加、花木賢一 (岩手医科大学動物実験センター)

8. X線画像ファイリング装置を用いたコットンラットの骨格系の観察

○遊佐寿恵、丹治静保、片平清昭 (福島医大・実験動物)

□ 11:55～13:00 休憩 (昼食)

◎ 一般講演 (2) 13:00～14:24 (講演 10分/討論 2分)

□ 13:00～13:36 座長 佐藤綾子 (岩手医科大学動物実験センター)

9. マウスおよびラット飼育室内消毒の工夫

○竹達直起<sup>1</sup>、山本裕子<sup>1</sup>、塩谷朋子<sup>1</sup>、長谷川久美子<sup>1</sup>、遊佐寿恵<sup>2</sup>、丹治静保<sup>2</sup>、  
片平清昭<sup>2</sup> (<sup>1</sup>(株)ジェー・エー・シー、<sup>2</sup>福島医大・実験動物研究施設)

10. ラットの盲腸蟯虫駆除の試み –イベルメクチン単回塗布法による効果–

○尾崎順子<sup>1</sup>、江口啓意<sup>2</sup>、伊藤恒賢<sup>1</sup>、大和田一雄<sup>1</sup>  
(<sup>1</sup>山形大・医・動物実験施設、<sup>2</sup>山形大・医)

11. LANP法を用いたマウス糞便からの黄色ブドウ球菌の迅速診断法

○花木賢一、佐藤綾子 (岩手医科大学動物実験センター)

□ 13:36～14:24 座長 遊佐寿恵 (福島医大・実験動物研究施設)

12. マウス性周期同定における膺インピーダンス法の問題点

○伊藤恒賢<sup>1</sup>、伊丹英昭<sup>2</sup>、大和田一雄<sup>1</sup> (<sup>1</sup>山形大・医・動物実験施設、<sup>2</sup>山形大・医)

13. マウス配偶子凍結保存及び個体復元サービスの利用状況

○大島 智<sup>1,2</sup>、松田幸久<sup>1</sup>  
(<sup>1</sup>秋田大学バイオサイエンス教育研究センター動物実験部門、<sup>2</sup>株式会社ジェー・エー・シー)

14. マウスおよびラット用吸入麻酔の普及について

○片平清昭、遊佐寿恵 (福島県立医科大学・実験動物)

15. 矢巾キャンパス動物実験センターの概要

○高橋智輝、花木賢一 (岩手医科大学動物実験センター)

□ 14:25～14:30 閉会挨拶 高橋智輝 (奥羽支部長)



## デデリエ坊や：シリアで発見されたネアンデルタール幼児骨

百々幸雄

東北大学医学部人体構造学分野客員教授

シリア国デデリエ洞窟で、ネアンデルタール幼児の全身骨格が発見されたのは、1993 年 8 月 23 日、第 3 次発掘調査の最終日であった。この調査は、文部省科学研究費補助金「デデリエ洞窟発掘：シリア・アフリン地溝帯における古人類学的調査」の助成を得て、1989 年（平成元年）に日本・シリア合同調査団によって開始されたもので、日本側代表は東京大学博物館の赤澤威教授、シリア側代表はダマスカス大学のスルタン・ムヘイセン教授（後にシリア文化省考古総局総裁）であった。赤澤教授は西アジアの旧石器の専門家で、30 年以上にわたってシリアでの洞窟調査を継続していた。1987 年に、シリア国の首都ダマスカスの北、約 400 km、トルコ国境に近いアフリン地区で、中期旧石器が散乱するデデリエ洞窟を発見、ネアンデルタール人骨の出土も予想されたので、人骨調査班として演者と近藤修助手（現東京大学准教授）が第 1 次調査から発掘に参加した。洞窟は幅 20m、奥行き 60m、内部の広さは 900 m<sup>2</sup>もある巨大なもので、入り口がふたつあるので、現地クルド語で「ふたつの入り口」を意味するデデリエと名付けられた。途中湾岸戦争をはさんで、1993 年の第 3 次調査で発見されたネアンデルタール幼児骨は、ほぼ全身がそろったもので、かつて例のないほど保存状態が良好であった。それは、この幼児が丁寧に埋葬されていたためであろうと、私達は考えている。

歯と骨の発育状態から判断して、年齢は約 2 歳と推定されたが、それにもかかわらず、頭蓋骨や手足の骨の随所に、すでにネアンデルタール人に特徴的な形態が出現していた。ほぼ全身の骨がそろっていたので、骨格をつなぎ合わせて立像を作成すると、身長は約 82cm となり、現代日本人の 2 歳児平均をやや下回っていた。それにもかかわらず、頭蓋骨の幅は、現代日本人の 6 歳児に相当する大きさであり、全体の骨格も骨太で頑丈であった。幼児の骨なので、骨格から性別を判定することはできなかったが、現代人に比べて著しく頑強であったことから、私達はこの子供を男の子と考えて、「デデリエ坊や」と呼び、全身骨格をもとに東京芸術大学で、男の子の生体モデルに復元した。出土状況と骨格の概要は 1995 年に週刊誌ネイチャーで公表し、最終報告は 2003 年に英文著書として刊行した。

ネアンデルタール人類は、今から約 20 万年前から 4 万年前まで、ヨーロッパと西アジアを中心に生存していた現生人類に最も近い人類であるが、3 万 5 千年前頃、クロマニオン人に代表される我々現生人類に滅ぼされてしまったというのが、現在主流となっている学説である。しかし、もしそうであったとしても、基本的には現代人とほとんど変わるところがない骨格の形態や生体の復元像、あるいは埋葬という行為などをみれば、その心性はすでに、現代人の域に達していたものと思われる。ひょっとしたら彼らの遺伝子の一部は、ひそかに我々現代人の体の奥深くで、まだ生き続けているのかもしれない。



## イヌ手術室をマウスの臨時飼育に使用した例の紹介

○丹治静保、遊佐寿恵、片平清昭  
(福島県立医科大学・実験動物研究施設)

福島医大実験動物研究施設では、微生物統御と飼育水準維持の観点から3階を清浄度の高いマウス飼育領域とし、空調設備はHEPAフィルターを備えており飼育室は陽圧に維持されている。1階は清浄度の低い領域であるが、イヌ手術室はHEPAフィルターを備えている。今回増築・改修工事に伴いマウス飼育室を移動する必要が生じ、飼育スペースが狭いためやむをえず1階領域のイヌ手術室で飼育することとした。当該手術室にクリーンラックを搬入し、マウス飼育が可能であることを確認した。

1階手術室にクリーンラックを搬入して飼育スペース全体の消毒を実施した。消毒には噴霧器(フォグマスタコーポレーションU.S.A、フォグマスタジュニア)を使用し、手指消毒用“ウェルパス”を噴霧した。その後、家庭用空気清浄機7台を可動させ、飼育スペースで大型紫外線照射装置(豊田メデイカル製、TMS-304M; “スペースライザー”, 30WのUV灯4本付)により2時間の紫外線照射を行なった。それぞれのクリーンラックの上段、中段、下段および作業台の計20ポイントについて落下菌検査した。検査にはウマ血液寒天培地を使用し開放時間を30分間とした。おとり動物C57BL/6J(4~5週齢)11匹をクリーンラック下段で飼育し、2ヶ月後に当施設で実施している全ての項目について微生物検査を行った。落下菌検査は、全てのポイントで24時間、48時間共にコロニーを認めなかった。また、微生物検査の結果も陰性であった。

1階領域で飼育スペース全体を消毒し、落下菌検査とおとり動物の微生物検査で清浄度を確認して仮設のマウス飼育領域を確保し、50ケージ分40日間の飼育を行った。当該手術室は清浄度の低い領域にあるが、HEPAフィルターを備えており、さらに空気清浄機を活用したことにより清浄度の高いSPFマウスの飼育が可能となり、増築や改修工事に対応できた。

## セリウスソフト水の長期摂取がマウスに及ぼす影響（第2報）

○小畑孝弘、川越政美、柴田淑子、九島秀美、戸井田和実、池田勝久、佐藤政義  
稲垣秀晃、松田幸久

(秋田大学バイオサイエンス教育・研究センター動物実験部門)

### 【緒言】

当部門では、SPFのマウスとラットの給水にはオートクレーブ滅菌水道水を用いている。このことにより水道水由来の微生物汚染は防止できる。しかしながら、加熱過程で残留塩素が消失した水道水は、加熱しない普通の水道水よりも微生物が繁殖しやすいという問題もある。ところで、当部門では一昨年度の施設増改築に伴い、セリウスソフト水生成装置（株式会社オーク）の設置と全館配管が行われた。したがって、塩素を含有し殺菌力の強いことが期待されるセリウスソフト水を給水に用いることが可能であればこれらの問題が解決するのではないかと考えた。そこで我々はセリウスソフト水の摂取がマウスに与える影響を検討するために、ICRマウスを用いて塩素濃度7ppmセリウスソフト水を飲水させて実験を試みた結果、マウスに与える影響は小さいことを平成21年度奥羽支部・東北支部合同発表会において報告した。そして今回、遺伝子改変マウス作製等に用いられ、マウスの中では現在一番使用頻度が高い系統と思われるC57BL/6マウスを用いて再度検討した。

### 【方法】

C57BL/6マウス雄18匹と雌20匹をセリウスソフト水群（雄9匹、雌10匹）と滅菌水道水群（雄9匹、雌10匹）のそれぞれ2群に分け、5週齢より塩素濃度5ppmを含むセリウスソフト水あるいは滅菌水道水を13週間飲水させた。そして、飲水摂取期間中の体重変化、飲水量、及び摂餌量を週に一度記録した。実験最終日に被験動物を安楽殺したのち、血清学的検査（GPT、GOT、クレアチニン）ならびに病理学的検査を実施し、雄と雌それぞれについてセリウスソフト水群と滅菌水道水群とで比較した。

### 【結果および考察】

マウスの体重変化、飲水量、摂餌量においてセリウスソフト水群と滅菌水道水群との間に有意な差異は認められなかった。また血清学的検査でもGPT、GOT、クレアチニンいずれの場合も有意な差異はみられなかった。さらに病理学的検査についても2群間において異常および顕著な相違は認められなかった。今後は、高血圧自然発症ラット(SHR)を用いセリウスソフト水群においても滅菌水道水群と同様に高血圧が発症することを確認する予定である。その結果問題がなければ実験者の了解を得た後セリウスソフト水をマウス・及びラットの給水に用いるつもりである。



## 福島県立医科大学における自動給水装置のメンテナンス

○山本裕子<sup>1</sup>、竹達直起<sup>1</sup>、塩谷朋子<sup>1</sup>、長谷川久美子<sup>1</sup>、遊佐寿恵<sup>2</sup>、丹治静保<sup>2</sup>、  
片平清昭<sup>2</sup>

(<sup>1</sup> (株) ジェー・エー・シー、<sup>2</sup> 福島医大・実験動物研究施設)

近年、動物実験施設では自動給水装置の導入が進められてきた。自動給水装置には、水漏れ防止のためのノズルバルブの改良や給水配管内のフラッシングの工夫など種々技術的進歩がみられる。しかしながら、装置全体のメンテナンスについては必ずしも作業標準化されておらず、施設によって具体的なメンテナンス手法が異なる現状である。

福島県立医科大学実験動物研究施設では 1989 年の施設開設時点から飼育室の自動給水化を進めてきた。自動給水は省力化の利点があるものの、水漏れを皆無とすることはきわめて困難である。そのため、ノックアウトマウスの急増を契機に、水漏れによるリスク回避と感染統御の観点からマウスの飼育室はすべて給水瓶 (100mL) を使用することとした。現在、当施設ではラット 4 室、計約 500 ケージを対象に自動給水で飼育している。今回は、これまでの自動給水装置のメンテナンス結果についてとりまとめたので報告する。

### 1. 自動給水装置の構成

自動給水装置の構成は、水道水の給水配管から減圧弁とアクアフィルターを介して二次側給水配管に至り、架台各段ごとにケージ数分のシリコンチューブを接続するものである (日本クレア施工)。なお、二次側給水配管はタイマー制御により 24 時間に 6 回程度 (1 回の持続時間 3 分間) フラッシングを行っている。なお、水圧やアクアフィルターの汚れ状態の目視検査、ノズルバルブからの水漏れの有無については日常の飼育管理作業項目としている。

### 2. 日常管理手順

(1) ノズルバルブおよびシリコンチューブ、アクアフィルターの交換は 2 ヶ月に 1 回実施している。ノズルバルブとシリコンチューブは予め滅菌したものを使用する。

(2) 取り外したシリコンチューブについて飼育架台ごとに数本を任意に選び、チューブ内の残留水を採取して、遠心分離後、鏡検により沈査検査を実施している。

(3) ラットの移動時や飼育架台の変更の際には飼育室を空け、給水配管内の洗浄消毒を行っている。

(4) 1 週間に 1 回程度、ノズルバルブ先端を消毒用アルコールで洗浄・消毒している。このノズルバルブの洗浄消毒はラットを搬入する際にもその都度行っている。

(5) 取り外したノズルバルブは、大型超音波洗浄器で洗浄し、オートクレーブ滅菌して保管する。

## コモンマーモセットにおける環境と飼育経過

○工藤 均、馬場秀明、今井信子、葛西律子、成田浩司、中根明夫  
(弘前大・院・医・動物実験施設)

2009年12月、当施設に「コモンマーモセット」が搬入された。ブラジル原産の小型霊長類で、実験動物として注目されている。高温環境で過ごす動物であるため、本州最北の地で冬期の厳しい環境にどう対応して来たか、また一年間の飼育経過も併せて報告する。

コモンマーモセットの飼育温度は、26ないし27℃(24~29℃)が良いとされているが、当施設ではマウス・ラットに対する空調のため、独立した環境の飼養室が必要となった。そこで、準備期間が少ないこともあり使用していない部屋を改装し空調を遮断して新たに飼育環境を整備する事となった。温度調整にはエアコン、湿度は加湿器、換気はロスナイ(熱交換換気)で対応した。

実際に稼働を始めると、冬期は外気温と室内の温度差が最大38℃になるなどの影響があり、室内に結露が発生し急きょ断熱材で補強することになった。また、湿度調整に家庭用の加湿器(7ℓ)2台を使用していたが、毎日2回の水補給が必要なことから、業務用に切り替え作業負担を軽減させた。エアコンは当初1台で温度対応をしていたが、トラブル等を考慮し飼養室の移動を機に2台設置し、更に自家発電と接続して停電時の対策も行った。

コモンマーモセットの飼育には、ステンレス製のオウム用ケージを使用し、ベッド用にハンモックを取り付けた。飼育当初から繁殖をスタートしオスとメスを1匹ずつ同居させ4ペアとした。各ペアの相性も良く最初の出産は5月で、2仔生まれた。その後も出産が続き、流産や生まれて一週間で死亡した例などがあったが、全てのペアが妊娠を経験した。

また、感染症の対策として、ヒトから感染するとされる麻疹の予防のため、施設従事者と実験者の麻疹抗体検査を実施し飼育作業にあたっている。

## サルの福祉 -パズル給餌の紹介-

○柏山 浩、橋本信子、森川正喜、末田輝子、笠井憲雪  
(東北大学院医学系研究科附属動物実験施設)

本来「実験動物の福祉」の概念は研究者だけではなく、私たち実験動物技術者にとっても必須のテーマであります。実験動物は実際の実験にいたるまでの長い期間を飼育管理の状況下に置かれていることを考えると飼育管理者の果たす役割は非常に大きいといえます。現在私は、コンベンショナル領域でウサギ・ヒツジ・サルの飼育管理をしております。研究用サル類の飼育管理にあたっては、法の遵守に加えて福祉的配慮が求められています。

サル類は認知能力が高いことに加え、複雑な社会性を備えていますが実験動物としての飼育下のサルは、全くと言って良いほどそれらの要求が満たされないことから、脱毛症や鬱病に陥ることが少なくありません。当施設でもサルの脱毛問題には頭を悩ませております。そこで、パズル給餌を取り入れることで、食事時間の延長と操作性への要求を満たすことを試みました。本発表では、試作したパズル給餌をいくつか紹介します。現在当施設には、ニホンサル5頭、カニクイサルが3頭おります。それらのサルに、3種類のパズル給餌器を用意してそれぞれ交互に取り付け、サルの行動に着目してみました。その結果、パズル給餌器を使う事により、給餌時間の延長と指先で餌を操作している時の好奇心溢れる行動や表情に、新たなサルへの関心が高まりました。今後の課題としては、さらなる食事時間の延長に繋がる工夫とサルが好奇心を満たすような、エンリッチメントを考えたいと思います。

## 技術者による糖尿病モデルブタの看護的飼育管理・技術化のこころみ

○橋本信子、末田輝子、笠井憲雪

(東北大学大学院医学系研究科附属動物実験施設)

【目的】重症1型糖尿病の低侵襲な根治療法として膵島移植が注目されており、当施設では膵臓全摘術を施したブタを研究モデルとして用いている。ブタは人間との類似点が多く実験動物として有用である反面、臆病・神経質であり、制限給餌時の適切な基準量が存在しない等飼養・術後管理を行う上で困難な面もある。搬入、馴化、モデル動物作成、実験処置、術後管理・研究データ蓄積という過程の中で動物が受ける苦痛は非常に大きく、動物福祉の観点から当施設では「看護的飼育管理」という取り組みを行ってきた。今回、これまで技術者が経験的に行ってきた糖尿病モデル動物の術後管理をマニュアル化することを試みたので報告する。

【看護目標と実践項目】①馴化・ストレス軽減（群飼、シャワー、スキンシップ）②食事管理（少量多回給餌、摂取カロリーの把握）③低血糖の防止（尿糖・血糖値データの把握、摂食状況の確認、低血糖症状の観察）④糖尿病性昏睡の防止（尿糖・血糖値データの把握、アセトン臭、呼吸異常等症状の確認）⑤合併症の予防（咳、排尿の観察、体温測定、衛生管理）⑥摂食長期停滞時への対処（排便の観察、エコー診断、重度腸閉塞時の安楽死依頼）

【まとめ】ブタの膵臓全摘による糖尿病モデル作成においては腸管の癒着、腸閉塞等が発生しやすい。また、モデル作成成功後も感染症や糖尿病による合併症から動物は様々な苦痛を被り、放置すると動物は無駄な死を迎えることになる。毎日このような動物を観察・管理する技術者は丁寧な観察と臨機応変な対処が必要とされる。より少ない動物からより多くの実験情報を得るためには無駄な死を避け、生かすための努力をする一方での確な人道的エンドポイントの実施をする。そのためには実験計画を理解し、技術者の経験から得た知識に加え獣医学的知識も必要とされ、無駄な苦痛を長引かせることのないように一つ一つの症例の看護実践から学び、マニュアル化する必要がある。適正な動物実験実現の為には、我々技術者による動物看護技術の積極的な実践と知識の蓄積が必要不可欠と考える。

## ラット気管挿管手技の習得

○深澤貴史、畠山莉加、花木賢一  
(岩手医科大学・共同研究部門・動物実験センター)

【目的】珪肺症は職業性肺疾患として古くから知られており、シリカ（石英）の粉塵を吸引することにより発症する。珪肺症の実験モデルは、ラットにシリカ懸濁液を気管内投与して作出されている例が多く報告されている。しかし、岩手医科大学では気管内投与実験は行われておらず、手技が確立されていない。また、ガス麻酔のための気管挿管も行われていない。そこで、気管内投与を目的としたラット気管挿管法について検討し、独自に習得した技術について報告する。

【方法】本実験は岩手医科大学動物実験計画書（承認番号21-035）により行った。使用した機材は喉頭鏡（夏目製作所）、サーフロー針外套（テルモ）、口内鏡、綿棒である。9～11週齢のSprague-Dawleyラット（♂）をフェイスマスクによるイソフルラン麻酔下で仰向けに保定し、喉頭鏡で喉頭の位置を確認し、声帯が開くタイミングで気管挿管を行う。気管挿管の成否はサーフロー針外套口に口内鏡を近づけて、鏡の曇りの有無により判定する。自発呼吸により浅麻酔状態になった時点で保定台ごと体を起こし、0.5mLの被検溶液をゆっくり注入した。気道が粘液で塞がれている場合は、綿棒で粘液を拭き取った。麻酔覚醒を待って、ラットはケージへ戻した。

【結果】麻酔のための気管挿管は14Gのサーフロー針外套が用いられていることから、はじめに9週齢のラット（体重350g前後）に対して14Gのサーフロー針外套による挿管を試みた。しかし、気管挿管の成功率は低く、実施中はフェイスマスクを外すため、次第に麻酔が浅くなり咽頭反射が見られるようになる。そのため、一個体の処置に20～40分を要した。気道に対してサーフロー針外套が大きいと考えられたため、11週齢のラット（体重400g前後）に対して14,18,20G（何れも2"）のサーフロー針を用意して挿管の容易さを検討した。その結果、20Gのサーフロー針外套による挿管が最も容易であった。また、声帯の開閉リズムを確認して挿管することにより成功率が高まり、一個体の処置は5分以内に完了できるようになった。

【考察】麻酔のためのラット気管挿管法では、200g以上のラットであれば一様に14Gのチューブを使用できると紹介されている。しかし、14Gのサーフロー針外套による挿管は難しく、ラットへの負担が大きいと感じた。気管内投与は20Gのサーフロー針外套を用いることで短時間に確実に実施できたことから、現在、20Gのサーフロー針外套を用いてラット珪肺モデル作出を行っている。

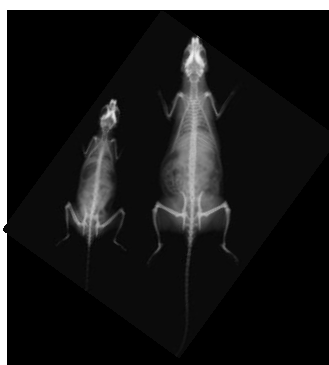
## X線画像ファイリング装置を用いたコットンラットの骨格系の観察

○遊佐寿恵、丹治静保、片平清昭  
(福島県立医科大学・実験動物研究施設)

コットンラットはげっ歯目 (Rodentia)、真鼠亜目 (Myomorpha)、キヌゲネズミ科 (Cricetidae)、ハタネズミ亜科 (Microtinae)、コットンラット属 (*Sigmodon*) に位置づけられ、学名を *Sigmodon hispidus* という。その生息地は北アメリカ南部から南アメリカ北部にかけて分布している。1939年 Armstrong によるポリオウイルスの感染実験に使用されて以来、リケッチア、ウイルス、原虫、フィラリアなど各種の感染実験に用いられるようになった。我が国には 1951年 Marshall Farms (New York) から武田薬品工業(株)に輸入され、東大伝染病研究所 (現 医科学研究所) へ分与された。その後、帝京大学医学部実験動物センターでも維持されており、帝京大学から福島医大細菌学講座 (現 微生物学講座) が 1980年代初期に分与を受けた。

当施設では微生物学講座からの依頼により 1989年から飼育を開始し、その後、兄妹交配を継続して 70世代に達した。その間、清浄度維持に努めた結果、微生物モニタリング検査では当施設の SPF 基準を維持している。コットンラットの出生時の体重は 5~8g で被毛を認め、2週齢から体重に性差が認められ、ラットより少し小さく目が黒く、胆嚢を持つ。兄妹交配の進展に伴い、野生の性質がだんだん薄れ温順になってきた。感染実験以外へのコットンラットの利用は必ずしも多くないが、我々は、貴重な実験動物資源としてこれまでにコットンラットに関する生物学的特徴について検討し、報告してきた (文献リスト参照)。

今回は X線撮影による骨格型の特徴について検討を開始したのでその一部を報告する。軟 X線撮影装置 (SOFTTEX 社、CMBW-2) を用いて撮影し、X線画像ファイリング装置 (コニカミノルタ、REGIUS 210) で画像処理した (写真参照)。当該装置は、撮影した X線画像のデジタル読取に計測等の画像処理機能付加されており、画像を一元管理できる機能を有するものである。今後、成長に伴う骨格系の特徴について観察することを企画している。



腹臥位でのコットンラット (メス ; 27W) と Wistar ラット (メス ; 29 週齢) との比較  
文献リスト

1. 佐野一幸, 鈴木 宏, 片平清昭 : コットンラットの血液性状について. 本実験動物技術者協会第 24 回総会, 浜松市, 浜松市福祉文化会館. 日本実験動物技術者協会第 24 回総会講演要旨集, 40, 1990.

2. 鈴木 宏,片平清昭:コットンラットの飲水量について. 日本実験動物技術者協会第 25 回総会,新潟市,新潟市公会堂. 日本実験動物技術者協会第 25 回総会講演要旨集, 31, 1991.
3. 片平清昭,鈴木宏:コットンラットの飲水行動について. 実験動物技術, 27(2), 90-95, 1992.
4. Ohwada, K. and Katahira, K.: Indirect measurement for body surface area of cotton rats. *Exp. Anim.*, 42(4), 635-637, 1993.
5. Katahira, K. and Ohwada, K.: Hematological standard values in the cotton rat (*Sigmodon hispidus*). *Exp. Anim.*, 42(4), 653-656, 1993.
6. 大和田一雄,片平清昭: コットンラットの体表面積. 第 40 回日本実験動物学会総会, 仙台市, 仙台国際センター, 1993. 第 40 回日本実験動物学会総会講演要旨集, 208, 1993.
7. 片平清昭:コットンラットの肢誘導心電図について. 第 40 回日本実験動物学会総会, 仙台市, 仙台国際センター, 1993. 第 40 回日本実験動物学会総会講演要旨集, 212, 1993.
8. 片平清昭:コットンラットの標準肢誘導心電図から求めた電気的心軸. 日本実験動物技術者協会第 27 回総会, 札幌市, 北海道大学学術交流会館, 1993. 日本実験動物技術者協会第 27 回総会講演要旨集, 32, 1993.
9. Ohwada, K. and Katahira, K.: Reference values for blood chemistry in the cotton rat (*Sigmodon hispidus*). *Scand. J. Lab. Anim. Sci.*, 21(1), 29-31, 1994.
10. Katahira, K. and Ohwada, K.: Growth curve of the body weight, body length and tail length in the cotton rat (*Sigmodon hispidus*). *Scand. J. Lab. Anim. Sci.*, 21(4), 151-155, 1994.
11. 片平清昭,大和田一雄,伊藤恒賢:コットンラットの成長に伴う体重,体長,尾長,尾長/体長比の推移および成熟動物の血液生化学値. 第 41 回日本実験動物学会総会, つくば市, 筑波大学大学会館, 1994. 第 41 回日本実験動物学会総会講演要旨集, 127, 1994.
12. 片平清昭, 斉藤嘉昭, 丹治静保:コットンラットの成長に伴う飲水量. 日本実験動物技術者協会第 29 回総会, 金沢市, 金沢大学医学部十全講堂, 1995. 日本実験動物技術者協会第 29 回総会講演要旨集, 42, 1995.
13. 片平清昭, 曾根ゆり, 丹治静保:コットンラットの成長に伴う飲水量. 実験動物技術, 31(1), 9-16, 1996.
14. 片平清昭, 遊佐寿恵, 丹治静保, 曾根ゆり:コットンラットの甘味嗜好性について. 日本実験動物技術者協会第 33 回総会, 岐阜市, 未来会館, 1999. 日本実験動物技術者協会第 33 回総会講演要旨集, 57, 1999.
15. 丹治静保, 曾根ゆり, 遊佐寿恵, 片平清昭:離乳直後のコットンラットの摂食行動と飲水行動. 日本実験動物技術者協会第 34 回総会, 横浜市, 神奈川県民ホール, 2000. 日本実験動物技術者協会第 34 回総会講演要旨集, 45, 2000.
16. 曾根ゆり, 丹治静保, 遊佐寿恵, 片平清昭:コットンラットにおける明期および暗期の制限給餌と成長について. 日本実験動物技術者協会第 34 回総会, 横浜市, 神奈川県民ホール, 2000. 日本実験動物技術者協会第 34 回総会講演要旨集, 46, 2000.
17. 遊佐寿恵, 丹治静保, 片平清昭:コットンラットにおける糖尿病促進飼料(MR-DBT)の給餌効果. 日本実験動物技術者協会第 36 回総会, 北海道大学学術交流会館, 札幌市, 2002. 日本実験動物技術者協会第 36 回総会講演要旨集, 75, 2002.
18. 片平清昭:凶暴性のある小動物(コットンラット)の体重測定やケージ交換のための工夫—ペットボトルの活用について—. 日本実験動物技術者協会東北支部会報, 33, 43-44, 2002.

19. 片平清昭: オスの Cotton ラットにおける味覚嗜好性. 実験動物技術, 38(1), 7-12, 2003.
20. 片平清昭, 大和田一雄: Cotton ラットの立ち上がり行動. 実験動物技術, 39(1), 1-6, 2004.
21. Katahira, K.: The daily pattern of body temperature in male cotton rats. *Exp. Anim.*, 54(3), 225, 2005.
22. 片平清昭: Cotton ラットにおける体温変動の特徴. 第52回日本実験動物学会総会, タワーホール船堀, 東京, 2005. 第52回日本実験動物学会総会講演要旨集, 125, 2005.
23. 片平清昭, 斎藤 徹: 雄性 Cotton ラットにおける体温の概日リズムの特徴. 第54回日本実験動物学会総会, タワーホール船堀, 東京, 5.23, 2007. 第54回日本実験動物学会総会講演要旨集, 150, 2007.
24. Haga, T., Murayama, N., Shimizu, Y., Saito, A., Sakamoto, T., Morita, T., Komase, K., Nakayama, T., Uchida, K., Katayama, T., Shinohara, A., Koshimoto, C., Sato, H., Miyata, H., Katahira, K., and Goto, Y.: Analysis of antibody response by temperature-sensitive measles vaccine strain in the cotton rat model. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 32(5), 395-406, 2009/09.



## マウスおよびラット飼育室内消毒の工夫

○竹達直起<sup>1</sup>、山本裕子<sup>1</sup>、塩谷朋子<sup>1</sup>、長谷川久美子<sup>1</sup>、遊佐寿恵<sup>2</sup>、丹治静保<sup>2</sup>、  
片平清昭<sup>2</sup>

(<sup>1</sup> (株) ジェー・エー・シー、<sup>2</sup> 福島医大・実験動物研究施設)

従来、実験動物飼育室の消毒にはホルムアルデヒド（ホルマリン）の燻蒸が主として使用されてきた。しかしながら、ホルムアルデヒドは臭気や刺激性が強く、健康被害の面から特定化学物質に指定されたことからできる限り使用を控えるべきである。福島県立医科大学実験動物研究施設では、作業の安全性と費用対効果の観点から消毒剤を選択し消毒作業マニュアルを工夫してきた。消毒作業終了時に実施報告書を作成し、保存することにしてあることから、これまでの10年間における消毒作業実績についてとりまとめたので紹介する。

過去10年間の消毒実施回数は、マウス飼育室で計17回、ラット飼育室7回であった。2003年以降のノックアウトマウス等遺伝子組換え動物の急増に伴い、飼育室の運用変更が多くなり、消毒作業回数も増加した。飼育室は定期的な消毒が望ましいが、清浄化のための空き飼育室を常時確保することが困難であることから必要の都度実施してきた。消毒は感染症発生状況に応じ実施することとし、作業の安全性と費用対効果の観点から実施マニュアルを検討した。感染症の発生が無く定期的な消毒には簡易消毒法として、両性界面活性剤（“アノン 300”）と次亜塩素酸系消毒剤（“アサカラックス”）または弱酸性水（“ソフト酸性水”）を使用した。また、飼育動物種の変更やカテゴリC以下（ティザー菌、肺パスツレラ、ネズミ大腸蟻虫など）の感染症発生後の消毒には、70%エタノールと二酸化塩素系消毒剤（“エクスポアー”）を数回噴霧した。必要に応じて殺虫剤も併用した。いずれの場合にも、移動式紫外線照射装置（豊田メデイカル製、TMS-304M；“スペースライザー”，30WのUV灯4本付）による数時間の紫外線照射を行った。

定期的に室内消毒を行うことは、感染症発生予防の点から重要である。今後は、計画的かつ効率的な消毒作業計画を立て、貴重な研究資産である実験動物の微生物的統御の徹底に努めたいと考えている。以下に具体的作業手順を示す。

### 簡易消毒法

1. “ソフト酸性水”で給水管内の洗浄消毒（自動給水装置のある場合のみ）
2. “アノン 300”（800倍希釈液）で天井・壁面および飼育架台や器材類の清拭、床の洗浄消毒
3. “アサカラックス”または“ソフト酸性水”で天井・壁面、飼育架台や器材類の清拭、床の洗浄消毒
4. 紫外線照射（3～4時間）
5. 落下菌検査（5カ所）
6. 紫外線照射（3～4時間）

## 二酸化塩素系消毒剤（“エクスポア”）を主にした消毒法

1. “ソフト酸性水”で給水管内の洗浄消毒（自動給水装置のある場合のみ）
2. “ソフト酸性水”で天井・壁面および飼育架台や器材類の清拭、床の洗浄消毒
3. 火災報知器、器材類の養生
4. 室内排気ダンパー閉鎖
5. “エクスポア”の噴霧（ジェットフォグ使用、午前1回、午後1回）
6. 室内排気ダンパー開放、養生撤去（翌日）
7. 水道水による拭き取り
8. 紫外線照射（3～4時間）
9. 落下菌検査（5カ所）
10. 紫外線照射（3～4時間）

## ラットの盲腸蟻虫駆除の試み — イベルメクチン単回塗布法による効果 —

○尾崎順子<sup>1</sup>、江口啓意<sup>2</sup>、伊藤恒賢<sup>1</sup>、大和田一雄<sup>1</sup>  
(<sup>1</sup>山形大・医・動物実験施設、<sup>2</sup>山形大・医)

### 【目的】

当施設のコベンショナルラット飼育室では盲腸蟻虫の感染を確認している。この飼育室は、オープンラックによる飼育形態であり、長期間にわたる実験を行っている利用者も多く、閉鎖して洗浄・滅菌することが難しい状況にある。これまで動線の遵守により封じ込めてきたが、施設内の他の飼育室に感染が広がる危険性がある。

駆虫薬の一つであるイベルメクチンを用いた駆虫方法として、ケージ交換時にスプレー噴霧を行う方法が知られている。この方法による飼育室規模の駆虫を行う際は、多数のケージへの噴霧を行うこと、さらに長期間にわたり複数回以上噴霧を行わなければならないため、エアロゾル吸入による投与者への影響が懸念される。

そこで我々は蟻虫感染を認めたラットに対し、イベルメクチンを注射による単回皮下投与方法による効果を検討したところ良好な結果を得た。(日本実験動物科学技術 2008 にて報告)今回は本法の投与方法について更なる省力化を検討するためにイベルメクチンを頸背部に単回塗布する方法での駆虫効果を検討したので詳細を報告する。

### 【方法】

動物はセロファンテープ法により、盲腸蟻虫の虫卵を確認した 18 匹のラット(系統名:SD、5~6 週令)を各 7 匹ずつ 2 群に分け、イベルメクチン(アボリック注「メアル」)をそれぞれ 10mg/kg、50mg/kg を頸背部へ単回塗布した。塗布はツベルクリン用シリンジで薬液を吸い上げ、頸背部被毛の根元に滴下塗布し、塗布量が多い個体については数ヶ所に分けて行った。またコントロール群は同様に蒸留水を塗布した。塗布後は木製チップ入りケージで個別飼育とし、体重測定、虫卵検査、血液生化学検査(スポットケム:アークイ特製)を行った。

### 【結果および考察】

外貌所見、体重増加、血液生化学値はコントロール群と投与群で差は認められなかった。虫卵検査は投与後から約 2 カ月経過したが、10mg/kg 群の 2 匹で陽性を示す個体があった。50mg/kg 群では全例において陰性である。10mg/kg で陽性を示す個体が現れた原因として、今回行った塗布法は強制投与(注射)とは違い、投与量全てがラットの体内に吸収されなかったためと推測された。50mg/kg 群ではこれまでの結果より駆虫効果を確認できた。今回は 10、50 mg/kg での検討を行ったが、他の投与量(10mg/kg 以上、50mg/kg 以下)について検討するとともに、ラットの体内における有効血中濃度を詳しく調べたいと考えている。

## LAMP法によるマウス糞便からの黄色ブドウ球菌の検出

○花木賢一<sup>1</sup>、佐藤綾子<sup>1</sup>、切替照雄<sup>2</sup>

(<sup>1</sup>岩手医科大学・共同研究部門・動物実験センター

<sup>2</sup>国立国際医療研究センター研究所・感染症制御研究部)

【目的】黄色ブドウ球菌 (*Staphylococcus aureus*) はグラム陽性球菌であり、SPF動物においても比較的高率に感染が認められている。しかし、感染しても発病するケースは極めて少ないため、ICLASの微生物カテゴリーはDに分類されている。一方、黄色ブドウ球菌は放射線照射等による免疫抑制動物や免疫不全動物においては膿瘍、敗血症などを引き起こす。黄色ブドウ球菌は飼育者・実験者から動物に伝播するものと考えられており、様々な系統のマウスが混在するSPF動物実験施設では、黄色ブドウ球菌のモニタリングは重要である。しかし、現行の培養検査法は動物実験施設における日常検査に適さない。そこで、黄色ブドウ球菌検査の迅速かつ簡便化を目的として、Loop-mediated Isothermal Amplification (LAMP) 法の検討を行った。

【方法】LAMPプライマーはメチシリン耐性黄色ブドウ球菌 (MRSA) を判別するための polymerase chain reaction (PCR) 法で標的の一つとされている *femB* (細胞壁ペプチドグリカンペンタグリシン架橋の形成に含まれ、メチシリン耐性に関わる因子) 遺伝子配列に基づいて設計した。特異性の評価は臨床分離株を含む196株の黄色ブドウ球菌、6株の表皮ブドウ球菌 (*S.epidermidis*)、4株のコアグララーゼ陰性ブドウ球菌 (coagulase-negative staphylococci, CNS)、27種の非ブドウ球菌属細菌よりボイル法により抽出したゲノムDNAを用いて行った。また、マウス糞便からのDNA抽出は、Fecal DNA kit (Zymo Research) により行った。LAMP反応は63°C1時間、反応の陽陰性判定は反応液の色調変化の目視により行った。

【結果・考察】黄色ブドウ球菌を特異的に検出するために設計した LAMP 法は 100%の特異性を示し、*femB* 遺伝子に対する PCR 法 (Jonas et al., 2002. *J. Clin. Microbiol.* 40:1821–1823) による黄色ブドウ球菌の判別結果とも一致した。ケージからランダムに採取したマウス糞便からの黄色ブドウ球菌の検出では、13/48 ケージで陽性であった。LAMP 法による黄色ブドウ球菌検査法の特長は、菌の生死に関わらず検出できること、操作が平易で結果が約 2 時間で得られること、ケージ単位の検査を実施できることを挙げることができる。そのため、動物実験施設における黄色ブドウ球菌の日常検査に応用できることが期待される。

## マウス性周期同定における膣インピーダンス法の問題点

○伊藤恒賢<sup>1</sup>、伊丹英昭<sup>2</sup>、大和田一雄<sup>1</sup>

(<sup>1</sup>山形大・医・動物実験施設、<sup>2</sup>山形大・医)

【目的】マウスを計画的に交配し効率よく生産するためには、交配適期を正確に知ることが重要である。最近では胚移植のためのレシピエントや帝王切開時の仮親を確実に作製することが求められるため、実験動物技術者にとっては必須の技術である。マウスの交配適期の判定には膣スメア法が用いられてきたが、スメア採取－乾燥－固定－染色－鏡検－判定といった一連の作業に時間を要する。その他、外陰部の腫脹等の微妙な変化による判定も可能であるが熟練を要すことに加え判定可能な時間帯が制約される。一方、ラットにおいては膣の交流電気抵抗値が性周期に伴って変化することを応用した膣インピーダンス法が交配適期の判定に用いられている。この方法は操作が簡単で短時間にその場で判定できること、数値を指標としているため客観的に定量的に評価できること、熟練等の特殊な技術を必要としないなどの利点があるが、マウスに応用したという報告がない。そこで今回は膣インピーダンス法がマウスの交配適期の同定に応用可能か否かについて検討した。

【材料と方法】雌性マウス（Jcl:ICR、15週齢20匹）を用いて12～14時に膣スメアの採取と膣インピーダンス値を8日間測定し両者の同調性を検討した。その後、観察8日目から14日目までは膣インピーダンス値が3K $\Omega$ 以上示した個体を雄と同居させて交配が成立するか否かを検討した（実験1）。別の雌性マウス（Jcl:ICR、28週齢10匹、7週齢10匹）を用いて午前中（10時）、昼（12時～14時）及び夕方（16時～17時）の3点で膣インピーダンス値を測定し、日内で値が変動するか否かについて検討した（実験2）。観察は6日間とし、3点のうち1点でも3K $\Omega$ 以上を示した個体は雄と同居させ交配の成立について観察した。さらに上記40匹について、膣インピーダンス値と交配成立及び性周期ステージとの関係について検討した（実験3）。膣インピーダンスの判定にはラット用膣インピーダンス・チェッカー（MK-10C；室町機械株式会社製）を用いた。また、交配は同系統の雄性マウス（Jcl:ICR、35週齢）を用い雄3対雌1～2匹の割合で同居させた。

【結果】（実験1）各性周期毎の膣インピーダンス値は発情前期（I期）、発情期（III期）、発情後期（IV期）及び発情休止期（V期）でそれぞれ、 $2.8 \pm 1.78$ 、 $4.3 \pm 2.72$ 、 $1.0 \pm 0.27$  及び  $0.8 \pm 0.23$  K $\Omega$ （平均値 $\pm$ 標準偏差）とI期及びIII期に高値を示し、各値は性周期の各ステージとほとんど同調していた。（実験2）膣インピーダンス値の日内変動（3K $\Omega$ 以上を示した個体17匹の高値を示した日）を検討したところ、午前中、昼間及び夕方それぞれ、 $4.3 \pm 2.0$ 、 $5.7 \pm 3.2$  及び  $4.9 \pm 2.3$  K $\Omega$  とほぼ同様の値を示した。（実験3）交配を目的とした実験で観察期間中に膣インピーダンス値が高値を示した個体は40匹中32匹であり、そのうち29匹（90.6%）の交配が成立した。この29匹の交配成立時の性周期ステージはI期が11匹、III期が18匹であった。

【まとめ】膣インピーダンス法がマウスにおいても十分に応用可能であることが判明したが、ラットの場合と異なる点があり、詳細について勉強会で報告する。

## マウス配偶子凍結保存及び個体復元サービスの利用状況

○大島 智<sup>1,2</sup>、松田幸久<sup>1</sup>

(<sup>1</sup>秋田大学バイオサイエンス教育研究センター動物実験部門、<sup>2</sup>株式会社ジェー・エー・シー)

JAC から派遣されて秋田大学バイオサイエンス教育・研究センター動物実験部門において、マウス配偶子凍結保存及び個体復元サービスを行っているが、今回は 2008 年 6 月から 2010 年 10 月までに行ったサービスの状況について報告する。

### 【緒言】

秋田大学動物実験部門では 2008 年から 2009 年にかけて増改築工事が行われ、工事期間中は、飼育スペースの減少及び工事による病原微生物感染事故への備えとして、遺伝子改変マウスのマウス配偶子凍結保存及び個体復元サービスを実施した。この時のサービス料金は部門側が負担し、利用者は無料でサービスを受けることができた。増改築工事に伴い設置したプレハブ動物舎の使用が終了し、新動物棟が全面稼働をした 2010 年 4 月からは、これらの料金は無料ではなく消耗品代のみ請求している。

### 【マウス配偶子凍結保存及び個体復元サービス内容】

サービスの内容は基本的に、凍結胚の場合は、40 個の胚を簡易ガラス化法で凍結した物を 5 チューブ保存している。凍結精子の場合は、10 本のストローを 1 匹から作製している。施設でマウス配偶子を凍結保存する場合は、簡易ガラス化法のみに対応だが、個体復元に関しては、他大学等からの譲渡や購入したものを実施する場合があるため、簡易ガラス化法と緩慢法両方に対応している。ただし、他大学等から凍結胚で導入する際に、微生物モニタリングのカテゴリー A~B に感染している場合は、受け入れないことにしている。

### 【マウス配偶子凍結保存及び個体復元サービスの利用状況】

年次ごとの利用数は、2008 年が 85 系統の凍結胚作製、4 系統の凍結精子作製、2 系統の個体復元。2009 年が 134 系統の凍結胚作製、15 系統の凍結精子作製、23 系統の個体復元。2010 年が 44 系統の凍結胚作製、3 系統の凍結精子作製、16 系統の個体復元を行った。2008 年から 2010 年の 3 年間の合計で 263 系統の凍結胚作製、22 系統の凍結精子作製、42 系統の個体復元を行った。

### 【まとめ】

凍結保存サービスは、増改築工事の影響で工事期間中は月間 14~18 件程度の利用があり、工事終了後の無料期間も月間 6~8 件程の利用があった。2010 年 4 月よりサービスが有料化された後は、7 か月間で 14 系統と作製依頼が激減した。しかし、個体復元サービスは、有料化後も依然と同様に利用されていることから、個体復元サービスの技術が今後部門の職員にも求められてくるものと考えられる。そのためのその技術に関し教育・研修を秋田大学職員に提供できるか思案している。

## マウスおよびラット用吸入麻酔の普及について

○片平清昭, 遊佐寿恵  
(福島県立医科大学・実験動物研究施設)

ケタミンが麻薬指定されたことを契機に、マウスやラットの麻酔についても関心が高まり、最近では、イソフルレンやセボフルレンによる吸入麻酔法の啓蒙が急速に図られている。しかしながら、動物実験実施者の間には実験処置のための麻酔法として簡便な注射麻酔への志向が未だ強い。吸入麻酔にはしかるべき麻酔装置が必要となり、そのコスト面や操作に習熟が必要との懸念があるものと推察している。演者らは、マウスやラットの吸入麻酔を学内において普及させるために以下のような方策を講じ、好評なことから、これらについて紹介する。

### 1. 実験動物セミナー（講義や講演）での麻酔に関する情報提供

ケタミンの麻薬指定やネンブタールの製造中止を契機に、それらに代わる実験動物の適切な麻酔法について、実験動物セミナーを開催して関係情報を提供している。併せて、開業獣医師による小動物の臨床麻酔についての解説等により、麻酔の重要性について実験者の認識を深めることに努めている。

### 2. ジエチルエーテルからイソフルレンへの切り替えの啓蒙

ジエチルエーテルは、以下のような理由から実験動物の麻酔薬としては推奨しない研究機関が増加していることから、イソフルレンの使用を実験者に助言している。具体的には、瓶などの容器を用いて吸入麻酔を行う際にジエチルエーテルではなくイソフルレンを使用することを勧めている。

- (1) 動物の気道等の粘膜刺激性が強く、唾液分泌促進（導入時の苦痛、事故リスク大）、
- (2) 発咳作用、喉頭痙攣の恐れ（導入時の苦痛、事故リスク大）、
- (3) 交感神経刺激作用（血圧、脳圧の上昇、血糖値の上昇により生理的検査値や生化学検査値に影響の恐れあり）、
- (4) 実験者や作業員への健康被害（換気対策等、労働安全衛生上の問題あり）、
- (5) 引火性、爆発性があり取り扱いに注意必要（電気メス等の火花による事故発生例あり）

### 3. 吸入麻酔装置の導入促進（共同利用備品）

共同利用備品として小動物用吸入麻酔装置の導入を積極的に進めており、これまでに、夏目製作所製の“NARCOBIT”（KN-472-RG0）2台、Vevoコンパクト麻酔装置1台を設置した。これらにより、マウスやラットにおいて精度の高い実験処置や安定した超音波イメージング撮影等が可能となった。

### 4. 実技講習の開催

大学院医科学専攻において医学研究方法論「動物実験技術」（必修）を担当し、マウスやラットの保定および麻酔等の実技指導を行っている。同時に、教育訓練の一環として実験動物研究施

設の利用者に対して同様の内容の指導を行い、受講者から好評を得ている。

## 5. 簡易吸入麻酔器具の試作

簡易吸入麻酔器具の試作のために活用したものは、80mL 用ガラス瓶（麻酔剤容器として使用）、100mL 注射シリンジ（空気挿入用として使用）、シリコンチューブ（空気および麻酔ガス挿出回路用）、三方活栓（マスクとチャンバーの切替え用として使用）、点滴セット（麻酔用マスクとして使用）、精密尿量計（テルモ（株）製 UD-M300, 麻酔チャンバーとして使用）等である。麻酔チャンバーとして用いる精密尿量計（内径 60mm, 容量 300mL）にマウスを入れて、注射シリンジからガラス瓶に空気を挿入すると気化した麻酔ガスと混合され、シリコンチューブを介して麻酔チャンバーかマスクに送られる。麻酔チャンバーとマスクは三方活栓で切り換えて使用する。麻酔チャンバーとして用いる精密尿量計（内径 60mm, 容量 300mL）はマウスから 300 g 程度のラットまで入れることができる。テレメトリー法を用いてマウスやラットのイソフルレン吸入麻酔時における血圧や心拍数、自発活動量を同時記録し、生理指標の点からも適切な麻酔効果を評価しえた。当然のことながら、この簡易吸入麻酔器具はセボフルレンでも使用可能である。ドラフトチャンバー内や陰圧キャビネット内で使用すれば安全性も向上する。



## 矢巾キャンパス動物実験センターの概要

○ 高橋智輝、花木賢一

(岩手医科大学共同研究部門動物実験センター)

岩手医科大学動物実験センターの歴史は、1958年4月、医学部内に動物飼育室が設置されたことに始まる。その後、歯学部内に小・中動物の施設が増設され、現在の動物実験センター（内丸キャンパス）が1976年に完成した。しかし、何れも既存の建物を改修して動物飼育室としたため、動物飼育環境のための空調設備としては満足できるものではなく、飼育エリアに建物全体の動力室があるといったレイアウト上の不具合もあった。また、大学の規模に比べて施設が狭いという問題もあった。さらに、2006年に薬学部設置が認可された際には、動物実験施設の整備が求められた。そこで、医・歯学部基礎部門の矢巾キャンパス移転事業（2011年4月開設）に合わせて、岩手医科大学としては初めて本格的な動物実験施設を設置することになり、2011年2月末の竣工を目指して建設が進められている。

矢巾キャンパス動物実験センターの設計に際しては、①寒冷地の動物実験施設であること、②動物飼育から実験までを同一建物内で完了できること、③P2感染実験室、発生工学実験室、手術室、検査室の整備、④洗浄室機能の充実、⑤セミナー室の設置を考慮した。

今後、施設運用・管理に関する標準作業手順書（SOP）、利用者向けのセンター利用の手引きの作成等、ソフト面について検討を行って4月の開設を目指していく。