

全国高等院校医学实验教学规划教材

医学机能实验学

主审 赵云山 崔成立
主编 石瑞丽 薛永志 张坤 胡海



科学出版社

全国高等院校医学实验教学规划教材

医学机能实验学

主 审 赵云山 崔成立
主 编 石瑞丽 薛永志 张 坤 胡 海
编 委 (按姓氏笔画排序)
马宝慧 王艳国 石瑞丽 田彩云
吕 军 刘 佳 刘欣媛 齐瑞芳
李月玲 张 东 张 坤 张 圆
陈晓东 武海军 庞东卫 胡 海
高洪波 黄 娜 常燕琴 谢 伟
薛永志 薛 焱

科 学 出 版 社

北 京

内 容 简 介

为了配合基础医学教学改革工作的开展,本书将生理学、病理生理学和药理学三门学科的实验课内容进行整合、优化,注重三个学科的相互渗透、融合。全书分为七章,前三章介绍机能实验学基本知识,包括常用实验动物和动物实验操作、常用仪器、器械及其使用方法等;第四章将机能学经典的基础实验按照系统分类编排;第五章为机能学综合性实验;第六章介绍了机能实验设计的方法并编写了设计性实验;第七章为探究性实验。

本书可供临床、预防、护理、麻醉、口腔、药学等多个专业的本科和专科学生使用,也可供研究生、青年教师和科技工作者参考。

图书在版编目(CIP)数据

医学机能实验学 / 石瑞丽等主编, —北京: 科学出版社, 2016.8
全国高等院校医学实验教学规划教材
ISBN 978-7-03-049608-9

I. ①医… II. ①石… III. ①实验医学—医学院校—教材 IV. ①R-33

中国版本图书馆 CIP 数据核字(2016)第 197069 号

责任编辑: 李国红 周 园 / 责任校对: 张怡君

责任印制: 肖 兴 / 封面设计: 陈 敬

版权所有, 违者必究。未经本社许可, 数字图书馆不得使用

科学出版社出版

北京东黄城根北街 16 号

邮政编码: 100717

<http://www.sciencep.com>

三河市骏杰印刷有限公司 印刷

科学出版社发行 各地新华书店经销

*

2016 年 8 月第 一 版 开本: 787×1092 1/16

2016 年 8 月第 一 次印刷 印张: 8 1/4

字数: 186 000

定价: 25.00 元

(如有印装质量问题, 我社负责调换)

前 言

众所周知，近些年来机能学相关学科的实验课程发展相对缓慢，大多数医学院校所开设的实验课内容还停留在经典和 20 世纪末的水平。在当前不断深化高等教育教学改革的大背景下，加强基础素质教育，培养学生的创新创业能力成为改革工作的重要内容。为了进一步提高教学质量，培养学生的创新意识和创新能力，部分高等院校对基础医学课程的教学内容和教学模式进行了改革，开设了综合性和探索性的实验课内容，在机能实验教学改革方面取得了一些可喜的成果。

通过总结多年来的教学体验和成果，并吸纳其他院校在机能实验教学改革中的经验和措施，我们将生理学、病理生理学和药理学三门学科的实验课内容相互渗透、融合，通过整合、优化编写而成这本机能实验学教材。机能实验学主要以动物实验为研究手段，探索机体的正常机能活动规律以及在疾病状态或药物干预下的变化，形成一门独立的基础医学实验课程。通过本课程的开展，可使学生掌握机能实验的基本理论、基本知识和基本操作技能，培养学生以严谨的科学态度、严肃的工作作风对待科学研究工作。该课程具有较强的理论性和实践性，最终目的是引导学生从实验课堂走向创新。在编写特色方面，本教材将生理学、病理生理学和药理学三门学科的实验课内容相互融合，即保留了各学科的经典实验，又增加了综合性、设计性和探索性实验，在内容安排顺序上循序渐进，逐步深入。本书前三章介绍机能实验学基本知识；第四章将机能学经典的基础实验按照细胞基本功能、循环、血液、呼吸、消化、泌尿和生殖、神经与感觉系统进行分类编排，旨在培养学生开展机能学实验的基本操作技能；在此基础上，第五章编排了机能学综合性实验内容，使学生对生理学、病理生理学和药理学每一门学科及其不同学科相互关联的机能实验都有完整的认识，加强对知识和技能的系统性掌握和融会贯通。强化创新能力的培养是本书的另一编写特色。第六章介绍了机能实验设计的方法并编写了设计性实验的案例，第七章为探究性实验，除了有利于培养学生的科研思维，这两部分内容的编排对加强学生创新能力的培养大有裨益，还能够拓展学生的知识面并加强与后续课程的衔接。附录中收录了机能实验的常用动物生理常数、给药剂量换算方法、给药体积、麻醉剂和溶液配制方法等，供学生开展探究性实验和进行实验设计时参考。此外，在每一实验后面，我们编写了思考题和探索性作业，供学生自主学习使用。

本书编排突出了知识性、系统性、科学性和实用性，可供临床、预防、护理、麻醉、口腔、药学等多个专业的本科和专科学生使用，也可供研究生、青年教师和科技工作者参考。

编 者

2016 年 7 月 20 日

目 录

第一章 绪论	1	实验一 刺激强度与频率对肌肉收缩的影响	27
第一节 概述	1	实验二 神经干动作电位的引导、神经冲动传导速度和不应期的测定	30
第二节 教学要求	1	第二节 循环系统实验	34
第三节 实验报告书写格式和要求	1	实验三 人体的心音听诊	34
第二章 常用动物和基本操作	3	实验四 阳离子和递质对离体蛙心活动的影响	35
第一节 实验动物的伦理和保护	3	实验五 蛙心脏起搏点的分析	37
第二节 实验动物的种类、特点和作用和选择	3	实验六 抗心律失常药对氯化钡所致心律失常的预防作用	38
第三节 实验动物的编号及性别鉴定	5	第三节 血液系统	40
第四节 实验动物的捉拿、固定和实验后处理	6	实验七 红细胞渗透脆性实验	40
第五节 实验动物的麻醉	8	实验八 ABO 血型鉴定、出血时间和凝血时间	41
第六节 实验动物给药体积的计算和给药方法	10	实验九 血红蛋白的测定	43
第七节 实验动物的取血方法	11	实验十 药物对体内血栓形成和体外血液凝固的影响	44
第八节 常用手术器械的使用	12	第四节 呼吸系统实验	46
第九节 常用实验技术	14	实验十一 几种类型的缺氧及影响缺氧耐受性的因素	46
第三章 常用仪器和使用方法	20	第五节 消化系统实验	48
第一节 BL-420 生物机能实验系统	20	实验十二 消化道平滑肌的生理特性及其影响因素观察	48
第二节 传感器	20	实验十三 胆汁分泌的调节	50
第三节 神经标本屏蔽盒	21	第六节 泌尿生殖系统实验	51
第四节 HX-300 动物人工呼吸机	21	实验十四 神经体液因素及药物对家兔尿量的影响	51
第五节 HW-400E 平滑肌槽	22	实验十五 吠塞米对动物尿量及尿液成分的影响	52
第六节 RB-200 智能热板仪	22	实验十六 药物对离体子宫的作用	55
第七节 BI-2000 图像分析系统	22	第七节 神经与感觉系统实验	56
第八节 BP-300A 全自动大小鼠无创血压测量系统	23	实验十七 脊髓半横切及损毁小脑	
第九节 RMT-100 八臂迷宫视频分析系统	24		
第十节 PAT-8M 小鼠避暗实验视频分析系统	25		
第十一节 肌动器	26		
第四章 基础性实验	27		
第一节 细胞的基本功能实验	27		

实验	56	实验八	体外溶血实验、妥布霉素滴眼液刺激实验、硝酸甘油对兔耳的作用	90
实验十八 反射时测定及反射弧分析	58	实验九	热原实验、过敏性实验	94
实验十九 家兔去大脑僵直	59	实验十	链霉素对神经肌肉接头的阻断作用、肌内注射局部刺激性实验	96
实验二十 生理盲点测定	61	第六章 设计性实验		98
实验二十一 氨在肝性脑病发病机制中的作用	61	实验一	心输出量的影响因素分析	105
实验二十二 有机磷酸酯类中毒及解救	63	实验二	不同时期电刺激对蛙心收缩的影响	107
实验二十三 乙酰胆碱的量效关系曲线	65	实验三	药物对离体肠平滑肌的作用	109
实验二十四 氯胺酮、硫喷妥钠对家兔呼吸、循环系统的影响	68	实验四	体液 pH 对水杨酸钠排泄的影响	110
实验二十五 硝普钠、腺苷的降压作用	69	实验五	镇痛药的镇痛作用	111
实验二十六 乙醚麻醉及麻醉前给药	69	实验六	不同给药途径对药物作用的影响	113
实验二十七 肾上腺素对普鲁卡因毒性的影响	71	第七章 探究性实验		115
实验二十八 药物对局部麻醉药中毒的保护作用	71	实验一	影响人体血压测量准确性的因素分析	115
实验二十九 局部麻醉药表面麻醉作用的比较	72	实验二	药物的急性毒性实验	117
第五章 综合性实验	74	实验三	肾性高血压发病机制研究	119
实验一 神经体液因素对家兔心血管活动和呼吸运动的影响	74	附录		122
实验二 传出神经系统药物对血压及血流动力学的影响	77	附表 1	常用生理溶液的成分与配制(固体)	122
实验三 钙拮抗剂对缺血心肌血流动力学的影响	80	附表 2	常用生理溶液的成分与配制(母液)	122
实验四 家兔实验性肺水肿模型的复制及抢救	83	附表 3	常用实验动物的生理常数	122
实验五 家兔急性高钾血症及抢救	84	附表 4	动物与成人的每千克体重剂量折算系数表	123
实验六 家兔失血性休克	87	附表 5	几种不同动物给药途径的常用注射量(ml)	123
实验七 急性右心衰竭模型的复制及抢救	88	附表 6	实验动物常用麻醉药	123
		附表 7	随机数字表	125

第一章 绪 论

第一节 概 述

医学机能实验学课程是基础医学实验课教学改革后的产物,打破了传统医学实验教学的单一模式,将原来的生理学、病理生理学和药理学三门学科的实验内容进行有机融合,创立的一门自成体系,独立开课、考核的机能实验学课程。医学机能实验学的建立有利于学科间知识相互渗透、交叉与融合,有利于培养学生独立思维和主动创新的能力,提高学生的动手能力、分析解决问题的能力,尤其对培养医学综合型人才有着十分重要的意义。

医学机能实验学在保证基本实验技能训练并保留经典实验的基础上,减少了单纯验证性实验,增加了综合性、设计性、探究性实验和虚拟实验,基础实验按人体系统设置实验项目,使学生从整体上初步了解医学机能学研究的思路和方法。以训练基本实验技能为基础,以系统基础实验和综合实验为核心,以设计性和探究性实验为重要考核内容,培养学生系统的医学思维能力。

第二节 教学要求

医学机能实验学通过医学实验培养学生对基本知识的综合应用能力,熟悉和规范基本机能操作,建立医学实践中的合作意识,为临床实践打下坚实的基础。课程针对不同的教学内容,综合采取多种教学方法,注重运用先进的教学手段,重点培养学生自主学习和自主创新的能力。

本课程是主要以动物为研究对象的一门实验学课程。教学方式是在教师的指导、

学生自学基础上,由学生自己动手完成有关的实验。通过实验,掌握机能实验学的基本理论、基本知识,机能学基础实验和机能学综合实验。掌握基本实验技术和方法,熟悉和掌握各种实验仪器和手术器械的使用。掌握基本技能:机能实验学的正常生理指标(人、实验动物等)、实验操作技术和方法、实验结果、实验记录方法及结果分析。掌握实验设计基本原则和方法,能够进行简单实验设计和实施。

为提高教学效果,要求学生在实验前后做到以下几点:

(1) 学生实验前必须预习,明确实验目的,了解实验内容与方法,考虑实验中应注意的事项及安排实验的步骤。学习与实验内容有关的理论知识。

(2) 实验过程中应坚持严谨、认真、合作的原则,小组成员分工明确,认真操作,仔细观察实验现象并加以分析,做好原始记录,正确处理实验数据。实验时应遵守实验室纪律,注意安全,保持整洁。

(3) 实验结束后,分析实验结果,并进行讨论,做出准确可靠的结论。

第三节 实验报告书写格式和要求

实验报告是学生完成实验后对实验进行的文字总结,学生应以实事求是的科学态度撰写实验报告。

实验报告要求内容齐全、格式规范;文字简练、通顺,书写整洁;对实验结果、结果讨论和实验结论等项目的描述要客观、科学、准确。

实验报告的主要内容包括实验题目、实

验目的、实验材料、实验方法、实验结果、实验讨论、实验结论。

一、实验结果

实验结果是根据实验内容,对需要进行观察的实验数据和现象进行的真实、完整的记录。实验结束后,将实验过程中对观察到的现象所做的原始记录(包括笔记、图形、仪器输出的打印结果)进行认真的核对,对数据进行统计学处理,形成实验结果,不可仅凭记忆描写实验结果。实验结果可采用适当的表格、图表、曲线的方式,加上必要的简明扼要的文字叙述。非连续性的实验结果,用三线表格表示。

二、实验讨论

实验讨论是应用理论知识解释实验中

观察到的实验现象和结果,分析该现象或结果出现的机制和临床意义,同时对本次实验存在的问题与不足,以及实验中出现的“异常现象”加以分析。不可凭空想象,或照抄书本,要根据实验结果,结合理论知识分析。实验讨论主要内容可依次概括为总结结果、寻找规律、推理分析、导出观念、得出结论。

根据实验讨论,回答实验提出的思考题和探索性问题。

三、实验结论

实验结论是通过综合分析,去伪存真,得出科学结论。结论要简明扼要、符合逻辑。结论也包括成功的经验、实验误差或失败的原因、实验结果是否真实可靠等。

(胡海)

第二章 常用动物和基本操作

第一节 实验动物的伦理和保护

动物实验是医学科学发展的一个重要手段和基本途径,在医学研究中有着重要意义。在生命科学研究领域内,每一项重大成果都要使用实验动物。随着社会的发展、科技的进步和人类道德水平的提高,实验动物的保护和伦理问题也被广泛关注。

为了解决生命伦理学与动物实验的冲突,动物实验替代方法被提出。1959年,英国的动物学家 W.M.S.Russell 和微生物学家 R.L.Burch 提出了“3R”理论,即以实验动物的减少(reduction)、替代(replacement)与优化(refinement)为目标。“3R”原则的广泛使用,进一步开拓人们进行科学研究的思路,使研究手段更加完善、科学,最终推动了科学的发展。

实验动物伦理和保护问题不仅仅是动物自身的问题,关系到伦理、道德、人的身心健康等很多人性问题,善待动物是文明社会的标志。随着社会的发展,文明的进步,人与动物和谐相处的问题日益受到重视,人类已经认识到,应该把动物作为一个主体,平等、人道地对待它们;为它们提供福利既是人类文明的体现,也是人类伦理和道德的诉求。善待动物是人类自身健康和社会文明发展的需要,人如何对待动物,不仅反映了人对世界的认识,也表明了人对生命的态度。

第二节 实验动物的种类、特点、作用 and 选择

一、实验动物的种类

随着科学研究的深入,实验动物种类不断增多,且净化程度也越来越高。关于实验动物的分类命名,尚未统一明确。目前根据不同实验要求将实验动物分为以下几类:

(一) 按微生物等级分类

1. 无菌动物 指在无菌条件下经人工剖宫产手术取出,饲养在无菌、恒温、恒湿的条件下,用无菌食品饮料等饲养获得的实验动物。

2. 悉生动物 指实验动物体内携带的微生物是经人工有计划投给的已知菌或动物生存的必需菌,这种携带已知微生物的动物称悉生动物。

3. 无特殊病原体动物(specific pathogen free animal, SPF 动物) 是通过无菌动物—悉生动物—SPF 动物而获得的,在封闭环境的设施系统中饲养繁殖和进行实验。

以上三种动物因其饲养繁殖条件复杂,价格昂贵,故不适用于教学,但在某些生物医学研究中是必需的。

4. 清洁动物 指来源于剖腹净化,饲养在半屏障环境设施中,动物体内外携带人畜共患的病原体或动物传染病病原体的实验动物。

5. 普通动物 指未经严格微生物控制,在一般自然环境中饲养的实验动物,价格低,常用于教学实验中。

(二) 按遗传性控制分类

1. 近交系动物 近交系一般是指采用 20 代以上全同胞之内或亲子之间进行交配而培育的遗传基因纯化品系。近交系内的遗传变异小, 其基因纯度在理论上为 99.3%, 具有较为稳定的遗传学特征。

2. 突变品系动物 突变系动物是指具有特殊突变基因且伴有各种遗传缺陷, 并在传代中继续保持其遗传特性的品系动物, 如糖尿病鼠、高血压鼠等。突变品系的动物已大量应用于临床相关疾病的研究, 具有广阔的科研前景。

3. 杂交一代 由两个近交系杂交产生的子一代称为杂交一代, 简称 F₁ 代动物。由于杂合程度一致, 个体间特性基本相同, 既保持了近交系动物的遗传特点, 又获得了杂交优势, 具有基因型相同、个体相同、表现型变异低、对照敏感、分布广泛、生命力旺盛、繁殖率高、生长快、体质健壮、抗病力强等优点。

4. 封闭群动物 以尽量防止近亲交配而保持其群体遗传的一般性和群体遗传的杂合性为目的, 在同一血缘品系内, 不以近交方式而进行随机交配繁衍, 经五年以上繁育成的相对维持同一血缘关系的种群称封闭群动物, 多用于教学及科研实验。

5. 非纯系 即一般任意交配繁殖的杂种动物。杂种动物适应性强, 繁殖率高, 生长快且生命力旺盛, 易于饲养管理。但是个体差异大, 反应性不规则, 实验结果的重复性差, 适用于筛选性实验。因其比较经济, 常用于教学实验。

二、实验动物的特点和作用

根据实验动物的定义和科学研究的要求, 实验动物应具有以下特点: 经过人工培育, 遗传背景清楚; 质量实行控制; 环境实行控制; 应用范围明确。在机能学实验中, 常用到以下实验动物。

(一) 青蛙或蟾蜍

是机能学常用的实验动物之一。其心脏有两个心房, 一个心室, 心房心室区分不明显, 动静脉血液混合。其心脏在离体情况下仍可有节奏地搏动很久, 常用于心脏生理实验。可用蛙腓肠肌和坐骨神经观察外周神经和骨骼肌的作用, 以及各种刺激或药物对周围神经、横纹肌或神经肌接头的作用。蛙舌与肠系膜可用于观察炎症反应和微循环变化。

(二) 小鼠

小鼠是各类科研实验中用途最广的动物。其性周期短, 繁殖力强, 发育迅速, 饲养消耗少, 温顺易捉, 易于饲养管理, 操作方便, 能复制出多种疾病模型, 故适用于需大量动物的实验。其应用范围遍及生物医学研究的各个领域。

(三) 大鼠

大鼠, 常被誉为精密的生物仪器而广泛应用于生物医学研究的各个领域。大鼠性情不如小鼠温顺, 除此之外它具有小鼠的其他优点, 是医学上最常用的实验动物之一。

(四) 豚鼠

豚鼠性情温顺, 胆小机警, 对刺激反应敏感。豚鼠与人肾上腺分泌产物的效应相似, 且其对组胺敏感, 易于致敏, 故常用于感染和变态反应试验, 还可用于传染病学、营养学、血液学等研究。

(五) 家兔

家兔性情温顺, 具有夜行性和嗜眠性, 听觉和嗅觉十分灵敏, 胆小怕惊, 耳大, 血管清晰, 便于静脉注射和取血。家兔可用于血压的测定、呼吸调控的研究、尿液的生成等多种实验, 还可用于钾代谢障碍、酸碱平衡紊乱、水肿、炎症、缺氧、发热、DIC、休克、心功能不全等研究。因其体温变化较

敏感，也常用于体温实验及热原检查。

(六) 猫

猫的血压比较稳定，较大鼠、家兔等小动物更接近于人体，且与人基本一致，故可用于循环生理研究。对药物反应灵敏，可用于镇咳药的实验及神经生理学的研究，并可做成多种良好的疾病模型，供相关疾病研究。

(七) 犬

犬嗅觉灵敏，易于驯养，对外环境适应力强，经过训练能很好地配合实验，是医学实验中最常用的大型动物之一。犬血液、循环、消化和神经系统均很发达，与人类较接近，适用于药理学、毒理学和药物代谢、营养学和生理学研究。

三、实验动物的选择

实验动物的种属、品系和个体合适与否，往往是实验研究成败的关键。根据实验目的，选择相应的实验动物。一般来说用于研究的实验动物应具备个体间的均一性、某些遗传性能的稳定性和来源较为充足三个基本要求。

(一) 种属的选择

由于动物的进化层次低于人类，故在选择实验动物时，应尽可能选择其结构、功能和代谢特点接近于人类的动物。

(二) 品系的选择——遗传学原则

实验动物的生物学特性与其遗传学背景相关。同一种动物的不同品系，对同一致病刺激物的反应并不相同。因此，欲获得可靠而准确的实验数据，应严格选择动物品系。

(三) 个体的选择

即使在同一品系的实验动物中，不同个体对同一致病刺激物的反应亦存在着个体差异。个体差异的产生原因与年龄、性别、

健康情况和生理状态有关。

1. 年龄 减少同一批实验动物的年龄差别，可以增加实验结果的准确性和可靠性。

2. 性别 性别不同对实验的敏感程度可不同。如对性别无特殊需要，在各组中宜保证雌雄各半。

3. 生理状态 动物在特殊生理状态(如妊娠、哺乳期)时机体的反应性有很大变化。如在实验过程中出现动物生理状态的改变导致观察指标受到严重影响，应做相应处理。

4. 健康情况 动物的健康状况对实验结果的正确与否有直接的影响。故要选择健康状况良好的动物。

(刘 佳)

第三节 实验动物的编号及性别鉴定

一、实验动物的编号标记方法

动物实验前常需要做适当的分组，将其标记使各组加以区别。标记的方法有很多，良好的标记方法应满足标号清晰、耐久、简便、适用的要求。

常用的标记法有染色法、耳缘剪孔法、烙印法、号牌法等。

1. 颜料涂染法 在实验室最常用，方便。使用的颜料一般有 3%~5%苦味酸溶液(黄色)，2%硝酸银(咖啡色)溶液和 0.5%中性品红(红色)溶液等。标记时用毛笔或棉签蘸取上述溶液，在动物体的不同部位涂上斑点，以示不同号码。编号的原则是：先左后右，从上到下。一般把涂在左前腿上的记为 1 号，左侧腹部记为 2 号，左后腿为 3 号，头顶部为 4 号，腰背部为 5 号，尾基部为 6 号，右前腿为 7 号，右侧腰部为 8 号，右后腿为 9 号。若动物编号超过 10 或更大数字

时,可使用上述两种不同颜色的溶液,即把一种颜色作为个位数,另一种颜色作为十位数,这样交互使用可编到 99 号,假使把红的记为十位数,黄色记为个位数,那么右后腿黄斑,头顶红斑,则表示是 49 号鼠,其余类推。

2. 烙印法 用刺数钳在动物耳上刺上号码,然后用棉签蘸着溶在乙醇中的黑墨在刺号上加以涂抹,烙印前最好对烙印部位先用乙醇消毒。

3. 号牌法 用金属制的牌号固定于实验动物的耳上,大动物可系于颈上。

对猴、犬、猫等大动物有时可不作特别标记,只记录它们的外表和毛色即可。

二、实验动物的性别鉴定

动物实验中,常涉及雌雄动物的性别鉴定,其具体鉴定方法如下:

1. 大鼠、小鼠 离乳仔鼠性别鉴定主要以生殖器与肛门之间的距离长短及肛门与生殖器之间有无被毛为标志。识别要点是:

(1)雄性的生殖器与肛门之间的距离较远,雌鼠较近。

(2)雄性的生殖器与肛门之间有毛。

(3)雄性的生殖器突起较雌鼠大。

(4)雌鼠乳头较雄鼠明显。成熟后,雄性可见阴囊,雌性乳头明显,因而易于区分。

2. 豚鼠 主要是通过生殖器形态来判断。雌性外生殖器阴蒂突起比较小,用拇指按住阴蒂突起,余指拨开大阴唇的皱褶,可见阴道口呈“V”形(注意发情间期的闭锁现象,即一种除了发情和分娩时外,关闭阴道口的细胞结构);雄性外生殖器有包皮覆盖的阴茎小隆起,用拇指按住其基部包皮,可见龟头向外突出。

3. 家兔 幼兔的性别鉴定主要以尿道开口部与肛门之间的距离及尿道开口部的形状来判别。哺乳期仔兔,雄性尿道开口部与肛门之间的距离较远,为雌性的 1.5~2 倍,雌性较近。雌性尿道开口呈扁形,大小

与肛门相同;雄性圆形,略小于肛门。1 月龄仔兔,雄性生殖孔呈圆形,翻出可见其圆柱体的突起;雌性生殖孔呈“Y”形,翻出仅见裂缝,裂缝延伸至肛门。3 月龄以上成年兔,雄性阴囊明显而雌性无阴囊。

4. 猫 幼猫的性别是根据生殖器与肛门的距离来判断的。距离远者为雄性,距离近者为雌性。

5. 猴类 猴类性别的区分较为困难。首先检查尿道开口,许多雌性动物有较大的阴蒂,其腹侧呈沟状通向尿道口,而雄性动物的尿道开口在阴茎头上。触摸阴囊内是否有睾丸是确定其雌雄的最可靠办法。

第四节 实验动物的捉拿、固定和实验后处理

在不损害动物健康、不影响观察指标并防止被动物咬伤的前提下,为了保证实验的顺利进行要正确的捉拿固定动物。捉拿、固定动物的方法依实验内容和动物类别而定。捉拿固定动物前,必须对动物的一般习性有所了解;捉拿固定时既要小心仔细,不能粗暴,又要大胆敏捷,才能达到正确捉拿固定动物的目的。

一、实验动物的捉拿和固定

1. 小鼠 捉拿小鼠时,先用右手抓住鼠尾提起,置于粗糙的鼠笼或实验台上,在其向前爬行时,右手向后拉鼠尾,用左手拇指和食指抓住小鼠的两耳和头颈部皮肤,将鼠体置于左手心,将后肢拉直,以环指按住鼠尾,小指按住后肢即可。取尾血和静脉注射时,可将小鼠固定在特制的小鼠固定器上。

2. 大鼠 大鼠的捉拿方法基本同小鼠,但大鼠比小鼠牙尖、凶猛,攻击性强。初学者捉拿时必须带上帆布手套。根据实验需要将大鼠固定于笼内或固定于鼠板上。

3. 蛙类 右手持蟾蜍两下肢,将其腹面置于左掌,以左手中指和无名指夹住蟾蜍两

前肢，无名指和小指夹住其腹部和双下肢，拇指按压背部，用食指下压头部前端使其前俯。抓取蟾蜍时，注意勿挤压其两侧耳部突起的毒腺，以免毒液射进眼内。实验如需长时间观察，可破坏其脑和脊髓固定在蛙板上；观察神经系统反应时不应破坏脑和脊髓。

4. 家兔

(1) 捉拿：一般以右手抓住其颈部皮毛将家兔提起，左手托其臀部，使其大部分重量集中在左手上，避免抓取过程中的动物损伤。注意不能抓双耳或抓提腹部。

(2) 固定：一般将家兔的固定分为盒式、台式和马蹄形三种。机能实验中常用台式固定，如做血压测量、呼吸等实验和手术时，需将兔固定在兔台上，四肢用粗棉绳活结绑住，两前肢在其背部交叉后，将绳绑在兔台四周的固定装置上，用一根细棉绳绕过其门齿绑在兔台铁柱上以固定头部。

5. 猫 较为温顺，可用一只手捉住猫的颈部皮肤，另一只手托起四肢抱起。对于凶暴的猫，将手慢慢伸入笼内，轻抚其背、头、颈部。一只手抓住其颈部，取出笼外，另一只手捉住从背到腰部的皮肤。当猫不许手接触其皮肤时，可用皮手套或用网捉拿。

6. 犬 先用特制长柄钳夹住其颈部，将其按压在地，绑扎狗嘴，防止咬人。打结时切勿过紧，以免激怒或损伤动物。当动物进入麻醉状态后，应立即松绑，因为此时的动物只能依靠鼻腔呼吸，鼻腔积存的黏液可能导致其窒息甚至死亡，使用易引起呕吐的麻醉药物时尤应注意。狗的固定方法有头部固定和四肢固定两种。

二、实验后的动物处理

实验课后动物的处理：活的实验动物当实验中途停止或结束时，原则上不给实验动物造成恐惧和痛苦，应处置动物使其迅速死亡；将死亡的动物放置实验动物回

收桶内并交学校动物中心处理，注意实验动物禁止食用。

1. 蟾蜍 处死方法是将金属探针插入枕骨大孔破坏脑和脊髓将其处死。

具体操作方法如下：照蛙类实验捉拿方法提取蟾蜍，右手持探针由两眼中间沿脊柱方向触划，当触到凹陷处(即枕骨大孔)时，将探针垂直刺入，刺破皮肤即入枕骨大孔。这时将探针尖端折向前方插入颅腔，并左右搅动捣毁脑组织，然后再将探针退至刺入点皮下，针尖向后刺入椎管捣毁脊髓。当四肢松软、呼吸消失时，表示脑和脊髓破坏完全，否则应按上法重新操作。拔出探针后，用一小干棉球将针孔堵住，以防止出血。操作过程中，要谨防毒腺分泌物射入实验者眼睛内。如被射入，需立即用生理盐水冲洗眼睛。

2. 大鼠和小鼠

(1) 颈椎脱臼法：左手拇指与示指用力向下按住鼠头，同时右手抓住鼠尾用力向后拉，将脊髓与脑离断，鼠立即死亡。此方法是最常用的方法。

(2) 断头法：在颈部用剪刀将鼠头剪掉，鼠立即死亡。

(3) 击打法：右手抓住鼠尾并提起，用力摔击其头部，鼠痉挛后立即死去。或用木锤用力击打鼠头部也可致死。

(4) 急性大出血法：鼠眼眶动脉和静脉急性大量失血导致死亡。

(5) 药物致死法：吸入一定量一氧化碳、乙醚、氯仿等均可使动物死亡。

3. 家兔 最常用的处死方法是空气栓塞法，即向其静脉内注入一定量空气，发生空气栓塞死亡。当空气注入静脉后，在右心随着心脏跳动使空气与血液成泡沫状，随血液循环到达全身。如进入肺动脉，可阻塞其分支；如进入心脏冠状动脉，造成冠状动脉阻塞，发生严重的血液循环障碍，动物很快死亡。一般家兔静脉内注入 20~40ml 空气即可致死。

第五节 实验动物的麻醉

在急性或慢性实验中,实施手术前,为了使动物在实验过程中,减少疼痛,保持安静,保证实验顺利进行,避免疼痛或动物骚动等因素对实验结果的干扰,必须将动物麻醉。

由于不同种属的动物对不同麻醉药的敏感性不同,且各种麻醉药的作用原理不尽相同,对动物生理功能的影响及麻醉时间也不一样,因此,为保证实验顺利进行和获得正确结果,需选择最适合的麻醉药。理想的麻醉药应该具备以下3个条件:①麻醉完善,动物完全无痛,麻醉时间大体上满足实验要求;②对动物的毒性及所研究的功能影响较小;③应用方便。麻醉剂和麻醉方法的选择,要根据实验目的、实验种类、体重和实验时间长短来选择。

一、常用麻醉方法

常用麻醉方法大致可分为两类:局部麻醉和全身麻醉。

1. 局部麻醉 是应用局部麻醉剂阻断神经传导功能,使局部或相应神经支配区域产生暂时性、可逆性感觉丧失的麻醉方法。其特点是动物保持清醒,对重要器官功能干扰轻微,安全,麻醉并发症少,是一种比较安全的麻醉方法,适用于大、中型动物各种短时间内的实验。常用的操作方法有表面麻醉、局部浸润麻醉、神经阻滞麻醉及椎管内麻醉等。实验中使用最多的是浸润麻醉,常用的局部麻醉剂是普鲁卡因。

2. 全身麻醉 是指应用全身麻醉剂能可逆性地引起不同程度的意识和感觉消失,自主反射被抑制的麻醉方法,有吸入麻醉和注射麻醉两种方法。

(1)吸入麻醉:麻醉药以蒸气或气体状态经呼吸道吸入而产生麻醉者,称吸入麻醉。在机能实验室常用的吸入麻醉药是乙醚。吸入麻醉法对多数动物有良好的麻醉

效果,其优点是易于调节麻醉的深度和较快的终止麻醉,缺点是中、小型动物较适用,对大型动物如犬的吸入麻醉操作复杂,通常不用。

将浸过乙醚的脱脂棉铺在麻醉用的玻璃容器底部,将实验动物置于容器内并加盖,密切注意观察动物的反应。开始时,动物自主活动;不久动物出现异常兴奋,不停地挣扎;随后排出大小便;渐渐地动物由兴奋转为抑制,动物自行倒下,呼吸变慢。如动物四肢紧张度明显减低,角膜反射迟钝,皮肤痛觉消失,表明动物已进入麻醉状态,即可取出动物进行手术操作。此法适用于时间短的手术过程或实验,也可用于凶猛动物的诱导麻醉。

(2)注射麻醉:常用的麻醉剂有乌拉坦、戊巴比妥钠及氯醛糖等。主要给药途径有①静脉注射;②腹腔注射;③肌肉注射;④皮下注射等。

二、常用麻醉剂

1. 普鲁卡因 通过能使细胞膜稳定,降低其对离子的通透性,使神经冲动达到时,钠、钾离子不能进出细胞膜产生去极化和动作电位,从而产生局部麻醉作用。该药亲脂性低,对黏膜的穿透力差,故只能注射用药,但毒性小,效果确实,应用于浸润麻醉。

2. 乙醚 是一种吸入性麻醉剂,因其具有麻醉效果较高,深浅容易掌握,麻醉时对动物的呼吸、血压无明显影响,作用时间短,麻醉后容易苏醒,又能产生一定的肌肉松弛等特点,适用于各种实验动物的麻醉。因其麻醉量和致死量相差大,所以其安全度大。但由于乙醚局部刺激作用大,可刺激上呼吸道黏液分泌增加,易引起呼吸道阻塞,在麻醉过程中应注意观察。

在给药过程中,如发现动物角膜反射消失、瞳孔突然放大,应立即停止麻醉。如果呼吸停止,可进行人工呼吸,配以咖啡因、尼可刹米(可拉明)或洛贝林等苏醒剂,待恢

复自主呼吸后再进行实验。

3. 戊巴比妥钠 易溶于水,水溶液较稳定,但久置后易析出结晶,稍加碱性溶液则可防止结晶。根据动物实验不同,可配置1%~3%水溶液,由静脉和腹腔注射,一次给药后麻醉维持时间为3~4h,一次补充量不宜超过原药量的1/5。

4. 乌拉坦 又名乌拉糖,其化学名称为氨基甲酸乙酯,为白色结晶颗粒状,易溶于水,在水溶液中稳定,一般配制成20%~25%水溶液,可静脉和腹腔注射,静脉注射时一般剂量为1g/kg。一次给药后麻醉持续时间为2~4h或更长,麻醉速度快,麻醉过程平稳,麻醉时对动物呼吸、循环无明显影响。但动物苏醒很慢,适合于急性动物实验。乌拉坦对兔的麻醉作用较强,是家兔急性实验常用的麻醉药,对猫和犬则起效较慢。在大鼠和兔能诱发肿瘤,故不适用于需长期存活的慢性实验动物。

三、各种动物的麻醉方法

1. 小鼠 可根据需要选用吸入麻醉或注射麻醉。常用乙醚吸入麻醉,注射麻醉时多选用腹腔注射法。

2. 大鼠 多选用腹腔注射麻醉,也可用吸入乙醚麻醉。

3. 豚鼠 可选择腹腔注射麻醉,也可将药液注入背部皮下。

4. 猫 多选择腹腔注射麻醉,也可选用前肢或后肢皮下静脉注射。

5. 家兔 多应用耳缘静脉注射麻醉。注射麻药时前1/3量注射应快(但也不应过快),这样可使动物迅速渡过兴奋期,而且节省时间,后2/3量要慢,并注意观察家兔的呼吸及角膜反射等变化,以防麻醉过深。在选择巴比妥类麻药时,尤其要注意呼吸的变化,当呼吸由浅快转为深慢时,表明麻醉深度已足够,应停止注射。

6. 犬 多选择前肢小腿前内侧较粗的头静脉和后肢外侧小隐静脉注射。

四、麻醉深度的判断

动物的麻醉效果直接影响实验能否顺利进行。如果麻醉过浅,动物会因疼痛而挣扎,甚至出现兴奋状态,呼吸心跳不规则,影响观察。麻醉过深,则使机体的反应性降低,甚至消失,更严重的是抑制延髓的心血管活动中枢和呼吸中枢,导致动物死亡。所以在麻醉过程中,必须判断麻醉程度,密切观察麻醉效果。麻醉程度的判断指标有:

1. 呼吸运动 如果动物呼吸加快或不规则,说明麻醉过浅,若呼吸由不规则转变为规则且平稳,则说明已达麻醉深度;若动物呼吸变慢,且以腹式呼吸为主,说明麻醉过深,动物有生命危险。

2. 反射活动 主要观察动物的角膜反射,若角膜反射灵敏,说明麻醉过浅;若角膜反射迟钝,麻醉程度适宜;角膜反射消失,伴有瞳孔散大,则麻醉过深。

3. 肌张力 亢进,说明麻醉过浅;全身肌肉松弛,麻醉适中。

4. 皮肤夹捏反应 麻醉过程中,可随时用止血钳或有齿镊夹捏动物的皮肤。如果反应灵敏,则麻醉过浅;如果反应消失,则麻醉程度适中。

总之,麻醉效果的观察要综合考虑上述指标,最佳标志是:动物卧倒、四肢及腹部肌肉松弛、呼吸深慢而平稳、皮肤夹捏反应消失、角膜反射明显迟钝或消失、瞳孔缩小。静脉注射麻醉时,应注意边注药边观察,才能获得理想的麻醉效果。

五、使用麻醉剂的注意事项

给动物施行麻醉时,一定要根据不同的动物选择合适的方法。

(1) 麻醉药的用量,除参照一般标准外,还应考虑个体对药物的耐受性不同,而且体重与所需剂量的关系也并不是绝对成正比的。一般来说,衰弱和过胖的动物,其单位体重所需剂量较小,在使用麻醉药过程中,

随时检查动物的反应情况，尤其是采用静脉注射，绝不可将按体重计算出的用量匆忙注射入血管内。

(2) 动物在麻醉期体温容易下降，要采取保温措施。

(3) 静脉注射必须缓慢，同时观察肌肉紧张、角膜反射和对皮肤夹捏的反应，当这些活动明显减弱或消失时，应立即停止注射。配制的药液浓度要适中，过高会导致麻醉过急，药液浓度过低又会导致所需给药体积过大。

(4) 做慢性实验时，在冬季，麻醉剂在注射前应加热至动物体温水平。

第六节 实验动物给药体积的计算和给药方法

一、实验动物给药体积的计算

观察药物的作用时，实验动物给药剂量的确定是实验开始时的重要问题，往往需要从已知药液浓度换算出动物所需的给药体积。

一般动物的用药剂量以 mg/kg 或 g/kg 来表达，应用时需从已知药液浓度换算出相当于每千克体重的给药体积。

例：小鼠体重 18g，腹腔注射盐酸吗啡 10mg/kg，药液浓度为 1g/L (0.1%)，应注射多少 ml？

计算方法：1g/L 的溶液每毫升含药物 1mg，剂量为 10 mg/kg 相当的容积为 10 ml/kg，小鼠体重为 18g，换算成千克为 0.018kg。故 $10 \text{ ml/kg} \times 0.018\text{kg} = 0.18 \text{ ml}$ 。

小鼠常以 mg/10g 体重计算给药量，换算成体积时也以 ml/10g 计算，较为方便。上例 18g 质量小鼠注射 0.18 ml，相当于 0.1ml/10g，再计算给其他小鼠药量时很方便。

二、实验动物的给药方法

目前，实验动物的给药途径和方法是多

种多样的，可根据实验目的、实验动物种类和药物剂型等情况确定。下面介绍常用的给药途径和方法：

1. 皮下注射 操作时，左手拇指和食指提起皮肤，将连有针头的注射器刺入皮下，当针头在皮下能左右摇摆时，即可注药。拔针时，左手捏住针刺部位，防止药液外漏。小鼠注入药量一般不超过 0.1~0.2ml/10g 体重。大鼠注入药量不超过 1ml/100g 体重。

动物皮下注射常用位置：犬、猫多在大腿外侧；豚鼠在后大腿的内侧或小腹部；大鼠在左侧下腹部；兔在背部或耳根部。

2. 肌肉注射 应选肌肉发达、无大血管通过的部位，一般多选臀部。注射时垂直迅速刺入肌肉，回抽如无回血，即可进行注射。给大、小鼠等动物做肌肉注射时，用左手抓住鼠两耳和头背部皮肤，右手持带有针头的注射器，将针头刺入大腿外侧肌肉，将药液注入即可。

3. 腹腔注射 用大、小鼠做实验时，左手抓住动物，使腹部向上，为避免伤及内脏，可使动物处于头低位，使内脏移向上腹。右手将注射针头于左下腹部刺入皮下，使针头向前推 3~5mm，然后刺入腹腔，此时有抵抗力消失的感觉，回抽时如无血性液体或黄色液体，针头保持不动情况下，缓缓注入药液。应注意，切勿使针头向上注射，以防针头刺伤内脏。小鼠一次注射量为 0.1~0.2ml/10g 体重，若实验动物为家兔，进针部位为下腹部的腹白线两侧，离开腹白线 1cm 处进针。

4. 静脉注射

(1) 兔：注射部位常选用耳缘静脉，这是由于耳缘静脉表浅易固定。

先去除注射部位的被毛，用手指弹动兔耳使静脉充盈，以左手拇指和中指捏住固定耳尖部，食指放在耳下垫起兔耳。右手持 6~8 号针头的注射器，尽量从远心端的静脉刺入，移动拇指于针头上以固定针头，针头刺入血管后再稍向前推进，轻轻推动针栓，若

无阻力和无皮肤发白、隆起现象,即可注药,否则应退出重新穿刺进针,注射完毕后用棉球压住针眼拔出针头。

(2)小鼠和大鼠:一般采用尾静脉注射。鼠尾有四条明显的血管,左右各有一条静脉,上下各有一条动脉。

操作时先将动物固定在鼠筒内或扣在烧杯中使尾巴露出,使尾部血管扩张(采用45~50℃的温水浸润或用乙醇擦拭),以左手拇指和食指捏住鼠尾,用中指从下面托起尾巴,以环指和小指夹住尾巴的末梢,右手持注射器,以30°角进行静脉穿刺,使针头与静脉平行。从尾下1/4处进针,此处皮薄易于刺入,先缓注少量药液,如无阻力,表示针头已进入静脉,可继续注入。若推注感到有阻力,且局部皮肤发白或变硬,表明针头不在血管内,应拔出针头重新穿刺。注射完毕后将尾部向注射侧弯曲以止血。小鼠一次注射量为0.05~0.1ml/10g体重,大鼠一次注射量为0.1~0.2ml/100g体重。大鼠除了尾静脉注射外,还可用舌下静脉注射,或麻醉后切开大腿内侧皮肤的股静脉或颈外静脉注射给药。

(3)蛙(或蟾蜍):将蛙或蟾蜍脑和脊髓破坏后,仰卧固定在蛙板上,沿腹中线稍左剪开腹肌,可见到腹静脉贴着腹壁肌肉下行,将注射针头沿血管平行方向刺入即可。

5. 经口给药 在急性实验中,经口给药多用灌胃法。此法剂量准确,适用于小鼠、大鼠、家兔等动物。

(1)小鼠、大鼠和豚鼠:灌胃时先将药液吸入注射器内。左手抓住鼠颈背部皮肤(对于大鼠使其头不能左右活动),使口腔和食管成一直线,腹部朝上,右手持注射器,将灌胃针从嘴角插入动物口中,经舌面紧沿上颌慢慢插入食道。进针时如无阻力,说明进入食道。若进针时感到有阻力或动物挣扎,应立即退针,以免损伤或冲破食管及误入气管。一般灌胃针插入深度小鼠3~4cm、大鼠或豚鼠4~6cm后可注

入药物。小鼠灌胃量为0.1~0.3ml/10g体重,大鼠灌胃量为1~3ml/100g体重。豚鼠体重在200g以下,灌胃方法与大小鼠相同,若体重在200g以上,应用木质开口器或导尿管灌胃。

(2)家兔:一人就座,将家兔的躯体夹于两腿之间,左手紧握兔的双耳以固定前身,右手抓住兔的两前腿,另一人将开口器放于兔上下颌之间,固定在舌面上,将导尿管从开口器中央小孔沿上颌壁慢慢插入食管15~18cm,此时,将导尿管外口端放入一杯清水中,导尿管口无气泡溢出,即可注入药液,为保证管内药液全部进入胃内,应再注入清水10ml,将管内残留药液冲出,随后紧捏导尿管外口,拔出导尿管,取出开口器即可。

(高洪波)

第七节 实验动物的取血方法

不同种类的实验动物取血方法不尽相同,下面分别介绍几种常用实验动物的取血方法。

一、家兔

1. 耳缘静脉 拔去血管表面皮肤被毛,用小血管夹夹住耳根部,轻弹耳壳,或以二甲苯擦拭局部使血管扩张,然后用乙醇擦拭。用注射器在血管末梢端刺破取血或将针头顺血流方向刺入血管内取血,取血完毕用棉球压迫止血。

2. 耳中央动脉 采血前先用1%普鲁卡因2ml注入耳根部后下方冠状窦与侧窦间隙的深层组织以阻滞耳神经,待耳动脉充血后即可穿刺取血。

3. 颈外静脉或颈总动脉 动物麻醉固定后做颈部手术,分离出颈外静脉或颈总动脉。用注射器针头向颈外静脉的头侧刺入或颈总动脉的向心方向刺入取血。也可放