

第 1 章 绪 论

一、医学机能实验学概述

医学机能实验学是将生理学、药理学和病理生理学 3 门学科的实验有机融合而成的新课程。其中,生理学研究正常人体功能的活动规律,病理生理学研究疾病状况下机体功能的活动规律,药理学研究机体与药物相互作用的规律。这 3 门学科不仅在理论上相互贯通、相互联系,在实验方法和手段上也是高度相似的,它们的各种理论和学说都来自于科学实验。在实践教学中,医学机能实验学并不是这 3 门学科实验的简单叠加,而是要根据它们在学科属性上的相通性将其有机地整合,这样不仅可以提高仪器设备的使用效率,减少实验教学中的重复建设,而且可以打破传统的各学科独立的课程体系,使学科相互交叉、渗透,这有利于培养学生的实验技能和分析问题、解决问题的能力。

人们对疾病的认识首先应从正常的生理功能开始,然后了解疾病的病理生理,继之研究药物的作用及其作用机制。医学机能实验学力图通过对生理现象的观察、病理动物模型的制备和药物防治,以及实验过程中各种生理、病理现象的观察与处理,以训练和提高广大医学生独立思考、细致观察、综合分析等实际工作能力。

医学机能实验学主要内容包括:机能学科实验常用仪器的基本原理及使用方法;实验动物的选择及局部手术;实验基本操作技术;实验常用溶液的配制;实验设计、数据处理及实验报告的书写。

医学机能实验学常以动物为实验对象,实验方法包括离体组织、器官实验和在体组织、器官实验,或急性实验和慢性实验等。离体组织、器官实验是从活着的或刚处死的动物身上取出拟观察的组织或器官,将其置于人工环境中,尽可能维持其生存并使其在一定时间内保持生理功能,而后进行实验研究。譬如,为观察心脏的生理特性和药物对其影响,可取动物的离体心脏或部分心肌为材料;当观察神经本身的生物电活动时,可取动物离体神经,放在适当的环境下,记录其生物电现象;还可利用细胞分离和培养技术进一步观察细胞各种细微结构的功能和细胞内物质分子的各种物理、化学变化,以阐明生命活动的基本规律及疾病和药物对生命活动的影响。

在体组织、器官实验是在麻醉或毁损动物脑组织使其失去知觉的情况下,进行在体解剖暴露的组织器官实验。譬如,观察迷走神经对心脏活动的作用时,可解剖暴露动物颈部迷走神经并开胸暴露心脏,用电刺激迷走神经,观察、记录心脏的活动,或观察药物对迷走神经及心脏的作用。同样,观察某些药物对血流动力学的影响时,可直接将导管插入心脏或血管记录其变化等。在体实验不同于离体实验,在整体情况下所观察到的器官活动受多种因素的影响,所观察到的作用不一定是药物直接作用于该组织器官的结果。离体与在体组织、器官实验结果往往是互补的,有利于进一步分析生理因素的相互作用。

急性实验和慢性实验是按实验时间长短来区分的,急性实验一般只观察几个小时,最多一两天,而慢性实验则长达几个星期、几个月甚至更长。

实验研究的步骤大体可分为 3 个阶段,即确立命题并提出工作假说,制定研究方案并开展研究,分析实验结果和从中得出结论。确立命题就是提出所要研究的问题、要解决的疑难问题。工



作假说是假设的答案,有了假说才能着手研究。工作假说是研究者知识和智慧的体现,要进行卓有成效的研究,必须扩大知识面,提高智慧。确立命题并提出工作假说后就要制定实验方案和实施具体的实验研究,所制定的方案应尽量周密、可靠,这样得出的结果才具有客观性。结论是实验结果的逻辑延伸,是对实验结果的理论认识,是通过对结果的分析、综合、归纳、演绎等逻辑推理总结出来的规律。

二、学习医学机能实验学的目的和要求

(一) 目的

开设医学机能实验学,主要通过专门实验课程的学习和训练,让学生掌握有关的基本知识、基本技能和基本方法,了解实验科学知识的来源和研究的具体过程,为今后从事实际工作和科学研究奠定基础。通过该课程的学习应掌握常用实验仪器的原理及使用方法;掌握常用实验动物的选择和局部手术操作方法;掌握常用实验溶液的配制方法;熟悉实验资料的收集、整理和数据处理;熟悉实验结果的分析、整理和实验报告的正确书写方法,深入理解机能学科知识,提高解决实际问题的能力,提高科学思维的能力,培养严谨求实的科学工作作风。

(二) 要求

1. 实验前

- (1) 仔细阅读实验教材,复习相关学科的理论知识,了解实验目的、原理;
- (2) 充分理解实验方法和操作步骤;
- (3) 预测实验结果和实验中可能出现的问题;
- (4) 设计并确定实验结果记录的方式。

2. 实验时

- (1) 按照实验步骤认真操作,正确捉拿实验动物和使用仪器,准确计算所用药量;
- (2) 正确安装连接实验设备,妥善摆放实验器材,有条不紊地进行各项操作;
- (3) 认真、仔细地观察实验过程中所出现的各类现象,准确、及时、客观地记录实验结果,不允许实验后凭记忆补记实验结果;
- (4) 根据所学学科内容,分析实验结果及其蕴含意义,尽量找出出现非预期结果的原因;
- (5) 注意爱护公共财物,节约实验材料。

3. 实验后

- (1) 整理实验结果,认真填写实验报告,分析实验成功与失败的原因;
- (2) 整理实验器材,将所需清洁的器械冲洗干净,按规定妥善安放;
- (3) 按正确的方法处死动物,将动物尸体及其他废物放到指定地点,做好实验室卫生,注意门、窗、水、电安全。

三、实验报告的书写

(一) 实验报告的含义及其重要性

实验报告指把某项实验的目的、方法、结果等内容如实地记录下来,再经过整理而写出的书面报告,是完成一项实验后的全面总结,它可使同学们对实验过程中获得的理论知识和操作技能进行全面的总结,将感性认识提高到理性认识。一份高质量的实验报告应记述明确的实验目的、可靠的实验方法、获得的结果和对实验结果进行综合分析后得出的正确结论,同时还应指出尚未解决的问题和实验中还需注意的事项。

书写实验报告的过程是用所学基础医学的基本理论对实验结果进行分析综合,将逻辑思维上升为理论的过程,也是锻炼学生独立分析和解决问题、准确地进行科学表述的过程。因此,书写实验报告能使学生在专业知识、自学能力、思维能力、研究能力、表达能力和科学态度等方面都得到培养、训练和提高。

(二) 实验报告的书写格式

实验报告要求结构完整、文字简练、条理清楚,并注意科学性和逻辑性,有固定的格式。其格式如下:

姓名: 班级: 组别: 日期:

在本次实验中负责的工作:

实验名称:

实验目的:

实验对象(种类、体重):

实验方法:

结果:

分析及讨论:

结论:

(三) 怎样写好实验报告

1. 实验名称 即实验报告的题目。

2. 实验目的、原理 实验目的主要是说明通过实验验证有关学科的理论或某些结论及所希望达到的预期结果;实验原理指所设计的实验方案具可行性的理论依据;目的和原理应用简短的文字描述,写明观察什么、探讨什么问题。

3. 实验方法及操作步骤 指实验所用的材料、方法和实验操作程序等。主要包括以下两方面内容:

(1) 实验材料和药品:实验中所用生物标本的来源、制作和预处理;各种仪器设备名称、规格型号;药品或试剂的名称、生产厂家;动物名称、种系、品系、选择标准与动物特征(如性别、年龄、身长、体重、健康状况等)、数量等。均需逐项说明,交代清楚。

(2) 实验方法、步骤:包括观察指标、手术、标本的制作过程;记录的手段和方法;实验所用的装置、实验条件等。要按实验时实际操作程序和具体情况详实地记录,以反映实验进行的实际过程,使他人能清楚了解实验过程。其表达形式可采用文字按序号列点描述,也可列表或绘出操作流程图、箭头图来表述。

4. 结果 实验结果指实验材料经实验过程加工处理后得到的结果,是实验结论的依据,是实验报告的核心。其内容包括:

(1) 实验过程中所观察到的各种现象,包括看到的定性、定量结果,动态变化过程及最终结果。

(2) 实验所测得的全部原始数据、图像,包括实验数据的计算过程、公式和单位,需要用统计学方法处理时,也应说明其处理过程和结果。

实验结果的表达方式,可按不同类型的实验结果选用不同的表达方法。如计算要写出计算公式、计算过程、计算结果,并标出计算单位,数据要有一定的精确度;数据结果可用图表来表示。结果以照片表示时,要求主题明确,背景简洁,重点突出,层次分明。对定性实验结果,可用“—”、“+”、“++”、“+++”等表示。

只有认真观察、准确记录、严格按照操作步骤认真操作,才能得出可信的实验结果。实验课不是对前人的实验进行简单的重复,切忌用理论推导结果代替实验结果,特别是实验结果与前人不一致时,更要仔细观察、认真分析、寻找原因,绝不可伪造或与他人对数据后更改实验数据。为了避免发生错误和遗漏,必须根据实验观察的记录加以整理,随后写出实验结果。

5. 分析及讨论 讨论就是针对实验所观察到的现象与结果,联系理论知识,对实验结果进行分析和解释。主要包括:用实验结果说明有关的理论和概念;指出实验结果或结论的意义;分析个人在本次实验中的失误、误差或总结个人本次实验成功的经验和体会;指出需要进一步探讨的问题、对实验的改进意见或建议等。

6. 结论 结论是本实验所发现或证明的问题,要简单明了,证据要充分。

总之,一篇好的实验报告应该写成一篇科学论文,文字简明,记录准确,方法、结果可靠,分析符合逻辑,结论可信。实验结论和讨论的书写虽然是富有创造性的工作,但应严肃认真,不能满足或拘泥于书本的解释,不应盲目抄袭书本或别人的观点或作品。

四、医学机能实验学考核办法

医学机能实验学根据出勤、预习、实验操作、提问和实验报告情况进行考核,最后取各次实验成绩的平均分为实验总成绩。

(一) 预习

1. 复习与实验相关的理论内容;
2. 熟悉有关手术器械和仪器的使用方法;
3. 查阅实验中所用药品、试剂的作用、剂量及毒副作用;
4. 列举本次实验的操作要点、预期结果和注意事项。

(二) 操作

1. 正确制作实验标本或进行手术操作(包括麻醉、固定、手术及连接各种引导与换能装置);
2. 正确连接各种观察记录仪器,要求学会调试,使之在所要求的状态下工作;
3. 正确使用各种药物或试剂;
4. 正确观察、记录各种生物信号,正确测定体液或排泄物中的某种成分,准确读取数据;
5. 及时分析实验中出现的問題,并提出解决方案。

(三) 实验报告

1. 根据实验项目要求整理实验数据,绘制图表与曲线;
2. 客观分析实验结果,总结实验的收获与体会;
3. 规范书写实验报告,格式正确,文字通顺,字迹端正;
4. 正确回答实验指导中提出的問題。

第2章 医学机能实验学的基本知识

一、常用实验动物的基本知识

(一) 常用的实验动物

1. 小鼠 (mouse) 小鼠属哺乳纲, 啮齿目, 鼠科。小鼠性情温顺, 胆小怕惊, 喜群居在较暗的安静环境, 体小娇弱, 不耐冷热, 不耐饥饿, 对环境的适应性差, 对外来刺激极为敏感, 对多种毒素、病原体和致癌物质具易感性。

小鼠体型小, 易于饲养管理。6~7 周龄时性成熟, 性周期 4~5 天, 妊娠期 19~21 天, 每胎产仔 8~15 个, 每年产 6~10 胎, 属于全年多发情性动物, 生育期 1 年, 寿命 2~3 年。

由于小鼠繁殖周期短、产仔多、生长快、饲料消耗少、价格低廉、温顺易捉、操作方便, 在医学实验中被广泛使用。特别适于需要大量动物的实验, 如药物筛选、半数致死量和药物的效价比较等, 还可用于制作各种实验性疾病的病理模型。另外, 在各种药物和疫苗等生物鉴定工作中也很常用。

目前我国医学研究常用的小鼠为昆明种。

2. 大鼠 (rat) 大鼠属哺乳纲, 啮齿目, 鼠科。大鼠性情较凶猛, 易激怒, 抓捕时易咬手。大鼠抗病力较强, 但对营养物质如维生素、氨基酸的缺乏敏感, 可以发生典型症状。大鼠不能呕吐, 无胆囊, 无汗腺, 尾巴为散热器官。

大鼠繁殖力强, 2 月龄时性成熟, 性周期 4 天左右, 妊娠期 20 天, 一胎产仔 8 只左右, 为全年多发情性动物, 寿命 3~4 年。

大鼠较小鼠体大, 又具有小鼠的其他优点, 所以对需要较大体型动物的实验, 用大鼠比较合适, 如离体心脏灌流、直接记录心室内压等。另外, 大鼠对许多药物的反应常与人类一致, 尤其是对人类致病的病毒、细菌等非常敏感, 因此, 大鼠广泛用于高级神经活动、心血管、内分泌、实验性肿瘤及营养等方面的研究。由于大鼠价格较便宜, 所以某些实验 (如缺氧、失血性休克等) 可以用大鼠代替家兔而不影响实验结果, 但实验技术的操作难度较家兔略大。

目前常用的大鼠品种为 Wister 大鼠和 Sprague-Dawley 大鼠。

3. 家兔 (rabbit) 家兔属哺乳纲, 啮齿目, 兔科, 为草食性哺乳动物。家兔胆小怕惊, 喜安静、清洁、干燥的环境。家兔胸部的纵隔将胸腔一分为二, 心包膜将心脏单独隔出, 因此做心脏手术时如不破坏纵隔, 它可以正常呼吸而不必人工辅助呼吸; 颈部有单独的降压神经分支; 耳朵大, 血管清晰可见, 便于注射、取血; 抗空气感染力强, 术后不易感染。但家兔系草食性动物, 在消化系统方面与人相差很远, 此外家兔缺乏咳嗽和呕吐反射, 所以不适于这些问题的研究。

家兔为刺激性排卵, 雌兔每半个月发情排卵一次, 每胎产仔 7~10 只, 寿命 8 年。家兔是机能学实验常用的大动物, 多用于急性实验, 也用于慢性实验, 能复制多种病理过程和疾病, 如水肿、发热、炎症、电解质紊乱、失血性休克和动脉粥样硬化等。目前常用的品种有大耳白兔、青紫蓝兔和新西兰白兔。

4. 蟾蜍 (toad) 和青蛙 (frog) 两者均属两栖纲, 无尾目, 蟾蜍属蟾蜍科, 青蛙属蛙科。它们的幼体形似小鱼, 用鳃呼吸, 成体尾巴消失, 在陆地上生活, 用肺呼吸; 雄蛙头部两侧各

有一个鸣囊（蟾蜍无鸣囊）；蟾蜍背部皮肤上有许多疣状突起的毒腺，可分泌蟾蜍毒液，尤以眼后的椭圆状耳腺分泌的毒液最多。蟾蜍比青蛙在捕捉和饲养等方面更为简便，故在实验中用途较广。蟾蜍发情时间为4日至4周，每年2月下旬至3月下旬发情一次，产仔1000~4000个，寿命10年。

蟾蜍和青蛙是教学实验中常用的小动物，其心脏在离体情况下仍能较长时间有节律地搏动，常用于心功能不全、致病因素对心脏的直接作用等模型；蛙舌和肠系膜是观察炎症和微循环变化的良好标本。另外，蛙类也可用于水肿和肾功能不全的实验。

小鼠、大鼠和兔的常用生理、生物化学指标的正常值见表2-1。

表 2-1 小鼠、大鼠和兔的正常生理、生物化学值

项目	小鼠	大鼠	兔
心率（平均，次/分）	600	328	205
收缩压（清醒，kPa）	12.7~14	11~16	12.7~17.3
呼吸频率（平均，次/分）	163	86	51
通气量（ml/min）	24	73	1070
血红蛋白（g/L）	100~190	120~175	80~150
红细胞（ $\times 10^{12}/L$ ）	7.7~12.5	7.2~9.6	4.5~7.0
白细胞（ $\times 10^9/L$ ）	4.0~12.0	5.0~25.0	6.0~13.0
血小板（ $\times 10^9/L$ ）	15.7~26.0	10~30	26~30
总血量（占体重的百分比）	8.3%	7.4%	8.7%
血清 K^+ （mmol/L）	—	3.8~5.4	2.7~5.1
血清 Na^+ （mmol/L）	—	126~155	155~165
血清 Cl^- （mmol/L）	—	94~110	92~112

（二）实验动物的选择

选用何种动物是机能学实验研究必须认真考虑的问题，要用最少的动物做实验获得最大的准确度、最好的稳定性和可重复性，因此要根据实验的目的、内容和特点选用符合要求的动物。实验动物的选择一般应遵循以下几个原则：

- （1）选用与人的机能、代谢、结构及疾病特点相似的实验动物；
- （2）选用对实验敏感或患有人类疾病的动物；
- （3）选用解剖、生理特点符合实验要求的动物；
- （4）选用与实验设计、技术条件、实验方法相适应的动物；
- （5）选用有利于实验结果解释的动物；
- （6）选择符合《实验动物管理条例》的合适动物。

实验动物的选择条件：

动物对外界刺激的反应存在个体差异，为了减少实验误差，在选择实验动物时应考虑动物的年龄、体重、性别、生理状态、健康状况以及动物的等级等。

1. 年龄、体重 实验动物的寿命各不相同，所以在选择动物年龄时，应注意各种实验动物之间、实验动物与人之间的年龄对应，以便进行分析和比较。实验动物的年龄与体重一般呈正比关系，所以可以根据体重估算年龄（表2-2~表2-4）。急性实验宜选用成年动物，慢性实验可选择年幼动物。减少同一批实验动物的年龄和体重差异，能增加实验结果的可比性。

表 2-2 大耳白兔年龄与体重的关系

年龄（d）	雄性体重（g）	雌性体重（g）	年龄（d）	雄性体重（g）	雌性体重（g）
20	510	530	210	3200	3510
60	1180	1170	240	3400	3990
90	1710	1990	270	3500	4240
120	2380	2370	300	3630	4380
150	2650	2880	330	3660	4460
180	2890	3150	360	3720	4550

表 2-3 大白鼠年龄与体重的关系

年龄（d）	体重（g）	年龄（d）	体重（g）
20	18	140	216
40	40	160	228
60	80	180	240
80	130	200	250
100	165	320	280
120	196		

表 2-4 小白鼠年龄与体重的关系

年龄（d）	体重（g）	年龄（d）	体重（g）
10	4	70	25
20	8	80	27
30	14	90	28
40	18	100	30
50	22	120	32
60	24		

2. 性别 实验表明，不同性别的动物对同一致病刺激的反应或对药物的敏感性不同。在缺血-再灌注损伤实验中，给予大鼠麻醉剂（戊巴比妥钠）时，雌性动物的敏感性为雄性动物的 2.5～3.8 倍；而在心脏缺血-再灌注损伤实验中，用雄性大白鼠比雌性大白鼠更容易成功。因此，如实验对动物性别无特殊要求，宜选用雌雄各半，若已证明有性别影响时，最好选用同一性别动物。通常可根据征象进行动物的性别判定。

（1）哺乳类动物的性别辨认方法（表 2-5）

表 2-5 哺乳类动物性别判定的征象

	雄性	雌性
体型	体大，躯干前部较发达	体小，躯干后部较发达
性征	生殖孔有性器官突起，有明显阴囊	无性器官突起，乳头较明显
其他	肛门和外生殖器距离较远，小鼠的肛门与生殖器之间长毛	肛门和外生殖器距离较近，小鼠的肛门与生殖器之间有一无毛小沟

（2）蛙类的性别辨别：雄性蛙类前趾蹼上有棕黑色的小突起，雌性没有；提起动物时，前肢作环抱状则为雄性，前肢呈伸直状则为雌性；用右手拇指及示指夹皮肤提起时，雄性青蛙通常会

发出叫声，而雌性青蛙不发声。

3. 健康状况 动物的健康状况对实验结果正确与否有直接影响。动物处于衰弱、饥饿、疾病或气候寒冷、炎热等情况下时，实验结果很不稳定。健康状况不好的动物，不能用于实验。

哺乳类动物健康的一般判定方法如下所述：

- (1) 一般状态：发育良好，眼睛明亮有神，喜活动，反应灵敏，食欲良好；
- (2) 毛发：被毛浓密有光泽且紧贴身体，无脱毛、蓬乱现象；
- (3) 皮肤：无创伤、脓疡、疥癣、湿疹；
- (4) 头部：姿势端正，眼结膜无充血，眼、鼻、耳无分泌物流出，不打喷嚏；
- (5) 腹部：不膨大，肛门区清洁，无稀便或分泌物；
- (6) 爪趾：无溃疡、无结痂。

4. 生理状态 动物的生理状态如怀孕、哺乳等对实验结果影响很大，所以实验不宜采用处于特殊生理状态的动物。

5. 等级 目前我国将医学实验动物分为普通动物、清洁动物、无特殊病原菌动物（SPF 动物）和无菌动物 4 级。各级动物具有不同特点，分别适用于不同的研究目的。实验中最常用的动物为无菌动物、SPF 动物和普通动物，表 2-6 列举了这 3 种实验动物的特点。

表 2-6 不同级别实验动物的特点比较

实验项目	无菌动物	SPF 动物	普通动物
传染病或寄生虫	无	无	有或可能有
实验结果	明确	明确	有疑问
应用动物数	少	少	多
统计价值	高	较高	一般
自然死亡率	很低	低	高
长期实验存活率	约 100%	约 90%	约 40%
实验的准确设计	可能	可能	不可能
实验结果的讨论价值	很高	高	低

二、实验动物的基本操作技术

(一) 实验动物的捉拿和固定

动物的捉拿和固定是动物实验的基本操作，实验者应当熟练掌握。应根据动物习性的不同，用相应的方法迅速将其固定在便于实验操作和观察记录的体位，要求整个过程要胆大、心细，不可粗暴。下面介绍几种常用实验动物捉拿和固定的方法。

1. 家兔的捉拿 家兔习性温顺，除脚爪锐利应避免被其抓伤外，较易捕捉。兔自笼内取出时，应用拇指与其他 4 指抓住其项背部皮肤，轻轻提离笼底，再以另一手托住其臀部，将其重心承托在掌上。切忌以手抓提兔耳、拖拉四肢或提拿腰背部，强行从笼中拖出（图 2-1）。

图 2-1 中（1）、（2）、（3）均为不正确的抓取方法，（1）可损伤两肾，（2）可造成皮下出血，（3）可损伤两耳，（4）、（5）为正确的抓取方法（颈后部的皮厚可以抓，并用手托住兔体）。

2. 家兔的固定 依不同的实验需要，可选用兔盒固定或兔台固定。

（1）兔盒固定：若仅作兔头部操作，如耳缘静脉注射、取血或观察耳部血管的变化等，可将兔放入木制或铁制的兔盒内，使头部伸出兔盒前壁凹形口，关上兔盒顶盖即可。

（2）兔台固定：常用背位交叉固定法，可用于急性实验，如颈、胸、腹部、腹股沟部手术以

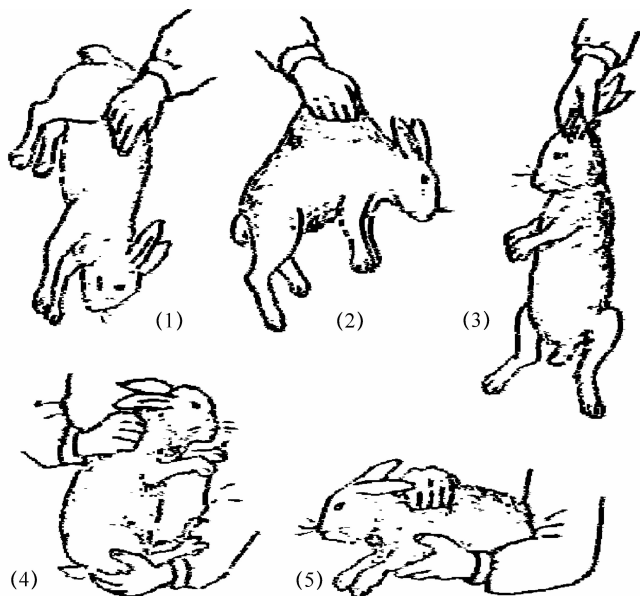


图 2-1 家兔的抓取方法

及观察、描记血压、呼吸等。方法：先把固定带（绳）做成活圈套，分别套住家兔的四肢（前肢固定于腕关节以上，后肢固定于踝关节以上），抽紧布带（绳）的长头，然后将兔仰卧位放在兔台上。首先将兔两腿分开，在兔台底端的金属框上将其后肢绑紧，然后将两前肢的固定带在背部交叉后分别压住对侧前肢的前臂，接着在兔台两侧的金属框上将固定带绑紧，最后将头部用兔头固定器固定，适当调整兔头固定器的高度，使兔的颈部平直。要做到固定牢、体位正。

3. 大白鼠的捉拿和固定 大白鼠被激怒后易咬人，所以在实验前应尽量避免刺激它，应戴帆布手套捉拿，而不能用止血钳夹其皮肤。方法：先捉住大鼠的尾巴，将其从鼠笼提出，置于实验台上。左手将大鼠压住，示指放在左前肢前，中指放在左前肢后，将头部和前肢固定在手中，再用手掌和其余手指的力量将鼠身握住，用右手拉住其尾部，将尾巴拉紧，另一人即可协助进行腹腔注射等操作；也可以用一手抓其颈部皮肤，另一手拉紧其尾部将其短时固定；若要做手术，则需在大白鼠全身麻醉后用橡皮筋将其固定在大鼠板上。

4. 小白鼠的捉拿和固定 小白鼠较小白鼠温和，一般不需戴手套捕捉，但也要提防被它咬伤。方法：用右手抓住鼠尾将其从笼中提出并置于鼠笼上，在其向前爬行时，将鼠尾略向后拉，然后以左手拇指与示指夹住颈后部皮肤，使鼠离开鼠笼，用左手环指和小指压住鼠尾及后肢，小鼠即被固定（图 2-2），此时可用右手进行技术操作，如腹腔注射等。如固定时间较长，可用棉线将小鼠固定于小鼠板上。

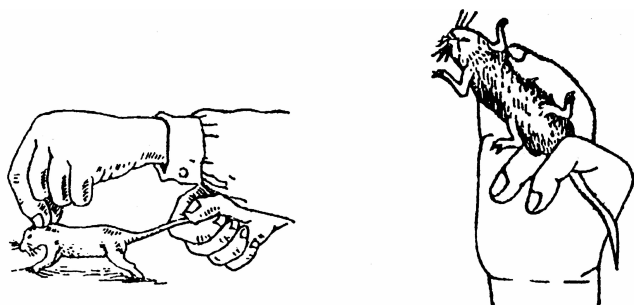


图 2-2 小白鼠捉拿法

5. 蛙类的捉拿和固定 用左手将蛙的背部紧贴手掌固定，以中指、环指、小指压住其左腹侧和后肢，拇指和示指分别压住左、右前肢，右手进行操作。在捉拿蟾蜍时，注意勿挤压其两侧耳部突起的毒腺，以免毒液射到实验者眼中。如实验时间较长，可破坏其脑和脊髓或麻醉后用蛙钉固定在蛙板上。依实验需要采取俯卧位或仰卧位固定。

（二）动物被毛的去除方法

动物的被毛常会影响实验操作和结果的观察，因此手术操作前常需去除动物的被毛，去毛范围应大于手术范围。目前常用的去毛方法有以下3种：

1. 剪毛法 动物固定后，用粗剪刀紧贴皮肤依次剪去被毛。剪毛时要以左手把皮肤绷紧，切忌一手提起被毛，另一手剪，这样容易剪破动物皮肤。剪下的毛要放入盛毛盒内，并用湿纱布擦去剪好部位留下的毛以防止被毛到处飞扬。

2. 拔毛法 兔耳缘静脉注射或取血以及给大、小白鼠做尾静脉注射时，需将其局部被毛拔去。拔毛可刺激局部皮肤，有使血管扩张的作用。

3. 脱毛法 多用于无菌手术视野的准备以及动物局部皮肤血液循环的观察等。方法：首先剪短动物被毛，然后涂脱毛剂，2~3min后用温水清洗干净，最后涂上一层凡士林。常用脱毛剂的配方有以下几种：

(1) 硫化钠 3g，肥皂粉 1g，淀粉 7g，加水适量调成糊状。

(2) 硫化钠 8g，淀粉 7g，葡萄糖 4g，甘油 5g，硼砂 1g，水 75ml。

(3) 硫化钠 8g，水 100ml。

以上几种脱毛剂适用于家兔、大白鼠、小白鼠等小动物的脱毛。

（三）实验动物的给药方法

动物实验是医学实验研究的基本方法，根据实验目的、所选用实验动物种类、药物剂量的不同，对实验动物实施不同的给药方法，这是十分重要的。下面介绍在基础医学实验教学中常用的一些给药方法。

较常见的给药方法有：摄入法给药、注射法给药、涂布法给药和吸入法给药，其中前两种方法较为常用。

1. 摄入法给药 摄入法是经消化道给药，有自动口服给药、强制灌胃给药和经直肠给药3种方式。

(1) 自动口服给药：将药物放入饲料或溶于饮水中，由动物自动摄入体内。此法的优点是：操作简便，不会因操作失误而致动物死亡；缺点是：由于动物状态和饮食嗜好以及饮水和摄取食量的不同，不能保证用药后的药效分析的准确性。同时，放入饲料或溶于水中的药物容易分解，难以做到平均添加。因此，该方法适用于动物疾病的防治、药物毒性观测、某些与食物有关的人类疾病动物模型的复制等。

(2) 强制灌胃给药：强制灌胃给药能准确掌握给药量、给药时间、发现和记录症状出现时间及经过，但每天强制性操作定时给药会对动物造成一定程度的机械损伤和心理影响。为减少不良影响，必须充分掌握灌胃技术。方法如下所述：

操作前，将胃管接在注射器上，大致测试一下从口腔至胃（最后一根肋骨后缘）的长度，以估计胃管插入深度。成年动物插管深度一般是：小鼠 3cm，大鼠 3.5~5.5cm，狗 20cm。

操作时，动物取直立或平卧体位，固定动物头部，强迫张口，胃管压在舌根部顺上腭缓缓插入至所需深度。插管时注意动物的反应，若动物反应强烈，应拔出胃管，检查食管是否有损伤，并重新操作。插管完成后应注意检查胃管是否准确插入食管内，以防将药物注入气管。给家兔、

犬等中型动物灌胃时，应配合使用开口器，以免动物咬坏胃导管。

除使用胃管外，有时还可以让动物在人工辅助下自行吞咽药物，如实验者把药物放在豚鼠舌根部，让其闭嘴咽下。

2. 注射法给药

(1) 皮下注射：对大多数实验动物来说，皮下注射最适宜的部位是颈背、腋下、侧腹或后肢肢体、臀部等。小鼠、大鼠和豚鼠一般用手固定于实验台上。不同实验动物的注射部位有所不同，犬、猫多在大腿外侧，豚鼠在后腿内侧或小腹部，大鼠可在左侧下腹部。其操作方法是：用左手轻轻抓起皮肤，右手把注射器针头插入皮肤皱褶的基底部，沿身体纵向将注射器推进 5~10mm，并将针头轻轻摆动，易于摆动表明已刺入皮下。再轻轻抽吸，若无回流液体或血液时即可缓慢注入药液。注射完毕拔出针头，用手指轻压注射部位，以免外漏。

(2) 皮内注射：皮内注射是将药液注入皮肤的表皮和真皮之间。可用于观察皮肤血管通透性变化或皮内反应，多用于接种、过敏实验等。操作时，先剪去注射部位的被毛，消毒局部，然后用左手将皮肤捏成皱襞，右手持针头，使针头与皮肤呈 30°，沿表层刺入皮内，慢慢注入一定量的药液。此时会感到有很大的阻力，并且注射部位皮肤表面马上呈小丘疹状隆起，皮肤表面上的毛孔极明显。如无以上表现，则可能注入皮下，需更换部位重新注射。注射后 5min 再拔针，以免药液从针孔漏出。

(3) 肌内注射：肌内注射主要用于注射溶液剂、混悬剂、乳剂。肌内注射应选择肌肉发达、血管丰富的部位，如大鼠、小鼠和豚鼠后肢的外侧；家兔、猫、犬的臀部或股部。注射时固定动物，剪去注射部位的被毛，与肌肉层组织接触面呈 60°刺入注射器针头，回抽注射器针栓无回血后注入药液（小动物可免回抽针栓）。注射完毕后用手轻轻按摩注射部位，促进药液吸收。

(4) 腹腔注射：此注射方法是啮类动物常用的给药方法。注射部位应是腹部的左右下侧外 1/4 的部位，因为此处无重要器官。其中家兔在腹白线约 1cm 处，犬在脐后腹白线侧缘 1~2cm 处注射。给大鼠、小鼠注射时，左手捉拿动物，使腹部向上，头部略低于尾部，右手持注射器将针头平行刺入皮下，再向前进针 3~5mm，针头能自由活动则说明刺到皮下，然后注射器呈 45°斜刺入腹肌，进入腹腔。进入腹腔时可有落空感，回抽注射器，若无血液或尿液回流时表示未伤及肝脏和膀胱，可以按一定速度慢慢注入药液。

(5) 静脉注射：静脉注射应根据动物的种类选择注射的血管，大鼠和小鼠多选用尾静脉，家兔多选用耳缘静脉，犬多选用前肢静脉，豚鼠多选用耳缘静脉或小隐静脉。因为静脉注射是通过血管给药，所以只限于液体药物，如果是混悬液，可能会因悬浮粒子较大而引起血管栓塞。

1) 耳缘静脉注射：一般采用耳廓外缘静脉注射（家兔耳廓两侧血管为静脉血管，中央为动脉血管），兔耳血管分布如图 2-3 所示。首次注射应选择耳缘静脉远端，拔去局部兔毛，用手指轻弹或用酒精棉球涂擦注射处皮肤，使局部血管扩张，左手拇指和中指捏住兔耳尖部，示指垫在注射部位下，右手持注射器（选用 5~6 号针头）刺入血管，回抽有回血，注射无阻力，即可将药液注入血管。注射完毕抽出针头，用棉球压迫注射部位数分钟，以免出血。此方法适用于体型较大的动物。

2) 尾静脉注射：尾静脉注射主要用于大鼠和小鼠。鼠尾静脉有 3 根，两侧及背侧各 1 根，左、右两侧尾静脉较易固定，应优先选择。注射时，先将鼠固定在鼠筒内或扣在烧杯中，露出尾部

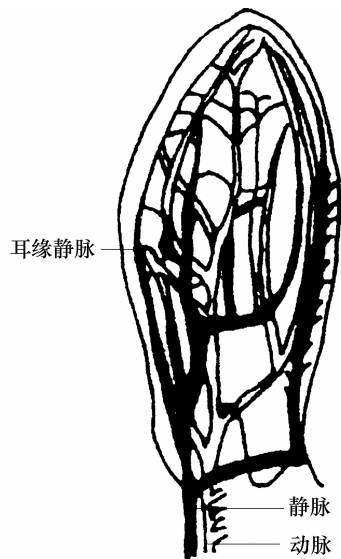


图 2-3 兔耳血管分布

组织，用 45~50℃ 温水浸泡，固定好鼠尾，不要晃动，缓缓将药液推入，注射完毕，用棉球在注射部位轻轻揉压，使血液及药液不致回流而漏出。

3) 前肢内侧头静脉或后肢小静脉注射：注射时应先剪去注射部位的被毛，用碘酒和酒精消毒皮肤，在静脉近心端用橡皮胶带绑紧或用手捏紧，使血管充盈，针头自远心端向心刺入血管，待回抽有血后，放松静脉近心端，尽量缓缓地注入药液。

4) 股静脉或颈外静脉注射：有时用于大鼠和犬，但必须在麻醉状态下进行。方法是切开皮肤，使用注射器、血管插管等技术，直接对动物实施股静脉或颈静脉的注射给药。

(四) 常用实验动物的麻醉方法

机能学实验的一些动物实验，特别是需要手术的实验，为减轻疼痛、减轻动物的挣扎、保持其安静并便于操作，通常对动物采取必要的麻醉。针对实验目的、手术方法、手术部位以及动物种类的不同采用不同的麻醉剂和麻醉方法。

1. 麻醉剂分类

(1) 挥发性麻醉剂：如乙醚、氯仿等。乙醚吸入麻醉比较常用，适用于各种动物，由于其麻醉量和致死量差距大，所以比较安全，而且麻醉后苏醒较快，但是它的局部刺激作用大，可引起上呼吸道黏液分泌增多，并影响动物的呼吸、血压和心跳活动。

(2) 非挥发性麻醉剂：如苯巴比妥钠、戊巴比妥钠、氨基甲酸乙酯（乌拉坦）等。这些麻醉剂使用方便，一次给药可维持较长的麻醉时间，麻醉过程平稳，但缺点是动物苏醒较慢。

2. 麻醉方法

(1) 局部麻醉：常用于表层手术的麻醉，如颈、股部手术。一般用 1% 普鲁卡因溶液沿手术切口作浸润性注射。首先沿切口方向将针头刺入皮下（注意不能刺得太深以免进入肌肉组织），回抽针芯无回血后，注入少量药物使之形成一皮丘，然后边进针边注药直至整个手术区域均被浸润，最后在注药部位轻轻揉压以使药物浸润速度加快。局麻药的剂量没有严格要求，兔颈部一般需 3ml 左右，股部需 2ml 左右。在手术过程中可根据需要追加局麻药。

(2) 全身麻醉：常用于手术部位较深或手术范围较广的情况，如心脏手术等。动物完全麻醉的标准是：角膜反射迟钝，呼吸变深、变慢，四肢松弛、无力，腹松软无紧张。全身麻醉分为注射麻醉和吸入麻醉两种。

1) 注射麻醉：多采用腹腔注射或静脉注射给药。腹腔注射操作简便易行，但起效慢，麻醉深度不易控制；静脉注射麻醉作用发生快，但操作有一定难度。由于不同麻醉剂作用时间长短以及毒性的差别，在进行注射麻醉时要严格控制药物浓度、注射速度和用药剂量（表 2-7）。

表 2-7 常用注射麻醉剂的用法和用量

麻醉剂	动物	给药方法	剂量 (mg/kg)	常用浓度 (%)	维持时间
戊巴比妥钠	兔	静脉	20~30	3	2~4h，中途追加 1/5 量，可维持 1h 以上，麻醉力强，易抑制呼吸
		腹腔	25	3	
	大鼠	腹腔	40~50	3	
	小鼠	腹腔	60		
乌拉坦	兔	静脉	750~1000	10~25	2~4h，毒性小，主要适用于小动物麻醉
	大鼠	腹腔	800~1000	10~25	
氯醛糖	大白鼠	腹腔	50	8	3~4h
	兔	静脉	80~100	8	

2) 吸入麻醉:多用于大白鼠和小白鼠。将动物放入一个事先置有浸蘸乙醚棉球的干燥器内,待动物吸入乙醚倒下后立即取出。由于乙醚的作用时间短,可准备一个内放浸有乙醚棉球的小烧杯,在动物麻醉变浅时扣在其鼻部补吸乙醚以维持麻醉。特别需要注意的是,乙醚易挥发,燃点很低,遇火容易燃烧,故操作过程中严禁明火。

(五) 实验动物取血

1. 家兔

(1) 耳缘静脉取血: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涂擦局部使血管扩张,然后用酒精擦净。用注射器在血管末梢端刺破血管取血或将针头逆血流方向刺入血管内取血,取血完毕后用棉球压迫止血。

(2) 耳中央动脉取血:采血前先用1%普鲁卡因2ml注入耳根部后下方的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。此法动脉扩张约5min,采血量可达10ml以上。

(3) 颈外静脉或颈总动脉取血:动物麻醉固定后做颈部手术,分离出颈外静脉或颈总动脉(见颈部手术方法),用注射器针头向颈外静脉的远心端刺入或颈总动脉的向心方向刺入取血。也可放置血管插管以供反复取血使用。

(4) 股动脉或股静脉取血:首先分离出股动脉或股静脉(见腹股沟部手术方法),用注射针头向股静脉远心端方向或股动脉的向心方向刺入取血,当然也可分别插管,供反复取血使用。

(5) 心脏取血:使家兔仰卧固定,手持注射器在第3、4肋间胸骨左缘3mm处垂直刺入心脏,血液借心脏搏动进入注射器,一次可取血20~25ml,经6~7天后可以重复进行心脏穿刺。穿刺时动作应迅速,注意针头不要在胸腔内左右摆动,以防伤及心肺。

2. 大鼠和小鼠

(1) 尾静脉取血:可反复少量取血。固定动物后,把鼠尾放入45~50℃的温水中或擦拭二甲苯使尾部血管扩张,剪去鼠尾尖0.3~0.5cm,让血流入容器或用毛细吸管吸取,必要时用手轻轻从尾根部向尾尖部挤压,取血后用胶布压迫止血或电烙止血。

(2) 眼球后静脉丛取血:取10cm长的玻璃管,将一端烧制拉成1~1.5mm的毛细管(吸管头呈斜角),把玻璃管浸入1%的肝素溶液,干燥后使用。用乙醚吸入麻醉小鼠或大鼠,使其侧卧。左手拉紧眼眶周围皮肤,并轻轻向下压迫颈部以阻碍静脉回流,并使眼球外突,右手持毛细管,由眼内眦部刺入,使毛细管沿眶壁推进并不断向下捻动,插入4~5mm即达球后静脉丛,血自毛细管口流出。拔出毛细管,放松左手,出血即停止。数分钟后可重复穿刺取血。小鼠一次可取血0.2ml,大鼠一次可取血0.5ml。

(3) 腹主动脉取血:按0.03ml/kg体重剂量向大鼠腹腔注射10%水合氯醛,或按0.02ml/kg体重剂量注射3%戊巴比妥钠,直到身体全身变软,方可把大鼠仰卧固定在手术台上,背部可以放置一粗试管以充分暴露腹主动脉,常规消毒后用手术剪刀沿腹正中线剪开腹腔,用小镊子轻轻扒开血管周围脂肪,再用棉球把覆盖在血管的多余脂肪擦去,直达清晰看清血管为止(用棉球可以尽量减少小血管破裂出血,以免影响接下来进针时的视线)。腹主动脉在脊柱上面,腹腔静脉血管(比腹主动脉粗、黑)旁,找到后,术者先固定血管,尽量避免血管移位,左手拇指和示指固定住血管两旁的脂肪及其他脏器,环指按住血管进针点的上端,降低血压,以避免喷血,右手持穿刺针,针尖斜面朝下,入针角度30°左右,朝向心端方向刺入,深度以5mm左右为宜,进针后用止血钳夹住针头,以避免麻醉不够挣扎导致血管被针头戳破。可以反复采集多管的血样进行不同项目的测试,一般体重200~300g的大鼠用真空管采血可采血液8~10ml,同周龄的老鼠,雄鼠可采的血量多于雌鼠。此方法特点是采血量多,但是只能采一次,需要点技巧,需多次练习方可熟练。

颈外静脉、颈总动脉、股动脉、股静脉取血方法同家兔。

(4) 心脏取血：方法基本同家兔，但此法采血比较困难，少用。

(5) 断头取血：用粗剪刀剪断鼠头，提起动物，将鼠颈向下，使鼠血流入已备有抗凝剂的容器内。

(六) 实验动物的处死方法

实验结束后，常需将动物处死，常用的方法有以下几种：

1. 颈椎脱臼法 常用于小鼠。用镊子或手指压住小鼠的头后部，另一只手抓住鼠尾用力向后上方拉，颈椎脱臼后动物即死亡。

2. 断头法 常用于小鼠、大鼠和蛙类。从动物颈部用粗剪刀将其头剪掉，动物因断头和大出血而死。

3. 打击法 常用于鼠。右手抓住鼠尾将其提起，用力摔击鼠头（也可用木槌用力打击鼠头）使其致死。

4. 空气栓塞法 用注射器将一定量的空气快速注入静脉，使动物发生空气栓塞而死亡。对于家兔需注入空气 20~40ml。

5. 大量放血法 各种动物均可采用。自颈总动脉、股动脉等处大量、快速放血，使动物迅速死亡。

6. 化学药物致死法 适用于各种动物。常采用注射过量氯化钾，使心脏骤停在舒张期而致死。如每只大鼠静脉内注射 25%KCl 0.6ml。

7. 其他方法 如蛙类可用探针经枕骨大孔破坏脑和脊髓致死、静脉内注入过量麻醉药使动物致死等。

三、实验动物常用手术方法

(一) 常用手术器械的使用方法见图 2-4。

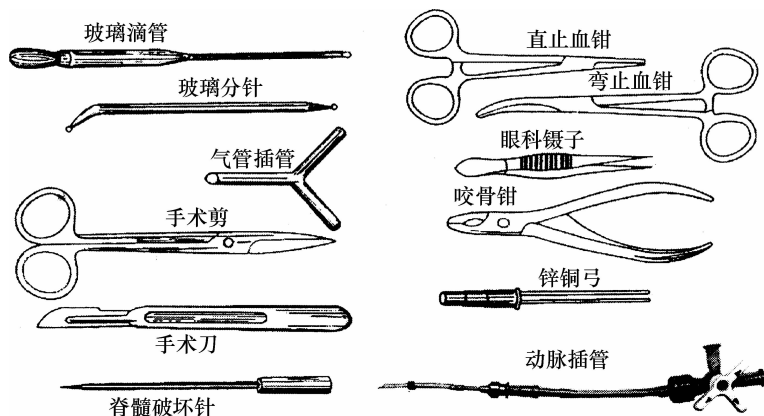


图 2-4 常用手术器械

1. 手术刀 用于切开皮肤。用力须均匀、适度，不可伤及皮下的肌肉组织，使用时注意刀刃不要碰撞其他坚硬物品，用毕须单独存放，刀刃必须保持清洁、干燥。手术刀的握持刀法见图 2-5。

2. 剪子

(1) 粗剪刀：用以剪毛或骨。

(2) 手术剪：常用来剪皮肤、皮下组织及气管软骨环等。剪时要注意将剪子的钝端接触皮肤、

组织或伸入腹腔内，而尖端留在外面，以免无意中损伤内部的组织或脏器。剪动物的毛或骨不得使用手术剪。手术剪的握持方法见图 2-6。

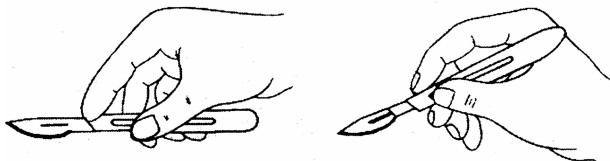


图 2-5 手术刀的握持方法



图 2-6 执剪姿势及执镊姿势

(3) 眼科剪：精细易损，只限用于剪断神经、血管和薄膜等细软组织，不得用其来剪皮肤、肌肉或其他粗硬物，更不能用它来剪毛发。

3. 镊子

(1) 解剖镊：前端有齿，适用于夹捏粗厚的组织及提拉切口处的皮肤。

(2) 外科镊：前端无齿，不易造成组织损伤。手术镊的握持方法见图 2-6。

(3) 眼科镊：只用于夹捏细小的组织，如动、静脉插管时夹住血管的切口，也可以用于进行血管和神经的游离。不得用眼科镊夹皮肤等粗硬物。

4. 钳子

(1) 止血钳：有大、小，有齿、无齿，直形、弯形之分，根据所钳夹组织的解剖特点、部位深浅、需要保持组织完整性的不同，可选用不同的止血钳。用止血钳止血时，要求动作迅速、位点准确、所钳夹组织尽量少。

1) 直止血钳和无齿止血钳用于手术部位的浅部止血和组织分离，有齿止血钳主要用于强韧组织的止血、提拉切口处的部分等。

2) 弯止血钳用于手术深部组织或内脏的止血，有齿止血钳不宜夹持血管、神经等组织。

3) 蚊式止血钳较细小，适于分离小血管及神经周围的结缔组织，用于小血管的止血，不适宜夹持大块或较硬的组织。

(2) 骨钳：咬切骨头，多用于开颅及剪断肋骨等。

5. 持针器及缝针

持针器：钳夹在缝针的后 1/3 处，事先穿线以备缝合。缝针有弯形针、直形针、圆针、三角针之分，三角针对组织损伤大，只用于皮肤缝合，弯形针适用于较深层组织的缝合。

6. 锌铜弓 用于刺激神经肌肉标本，检查其兴奋性。

7. 玻璃分针 因其表面光滑不易损坏神经和血管组织，常用于分离神经和血管等组织。

8. 金属探针或脊髓破坏针 用于破坏蟾蜍或蛙的脑和脊髓。

9. 蛙心夹 用于心脏活动的描记。使用时将一端夹住心尖，另一端借丝线连于杠杆或换能器上。

10. 蛙板 15cm×20cm 的软质木板（或蜡板）。板中央放置一块玻璃板，制备蛙类标本应在

清洁的玻璃板上操作,可用蛙钉、大头针或图钉将蛙腿固定在木板或蜡板上。

(二) 家兔的颈部手术

颈部手术主要包括气管、颈总动脉和颈外静脉的暴露、分离和插管。手术步骤如下:

1. 称重、固定和剪毛 兔称重后背位交叉固定于兔台上,用粗剪剪去颈部被毛,剪下的毛放入盛毛盒内。

2. 麻醉 在颈部正中线皮下注入1%普鲁卡因3~4ml进行局部浸润麻醉(不要将麻醉药注入肌肉内),麻醉范围要略大于手术切口范围。也可根据实验要求进行全身麻醉,一般选用20%乌拉坦(氨基甲酸乙酯),剂量5ml/kg,或选用1%戊巴比妥钠,剂量3ml/kg,自兔耳缘静脉缓慢注入。

3. 皮肤切口 术者左手撑平兔皮肤,右手持手术刀,以提琴弓式或餐刀式作颈部正中线皮肤切口(不要伤及皮下肌肉组织),切口要正。切口范围:上起甲状软骨,下达胸骨上缘。兔皮肤切口亦可用手术刀而用手术剪沿正中线剪开。

4. 暴露、分离气管并进行插管 气管插管的目的是为了辅助呼吸、连接缺氧瓶以及描记呼吸曲线等。

(1) 气管的暴露和分离:切开皮肤后,对肌肉、气管、血管和神经的分离应用纹式钳或镊子进行钝性分离,只有在确认没有血管和神经的情况下才允许用剪刀剪断结缔组织和肌肉组织。钝性分离皮下组织,暴露颈部肌肉,分开颈部正中肌群即可看到气管。在甲状腺下1~1.5cm处,用纹式钳将气管后的软组织稍加分离(注意切忌粗暴操作以免气管充血),在气管下穿一条较粗的线备结扎固定气管插管之用。小心勿伤及甲状腺及气管两侧后方的静脉。

(2) 气管插管:在甲状腺以下1~2cm处用手术剪将气管软骨环之间横向剪开气管前壁(约为气管直径的1/3),再于剪口上缘向头侧剪开0.5cm的纵行切口,使整个气管切口成一“上”形。将气管插管经此切口向肺脏方向插入适当深度,用已穿好的粗线扎紧后,再在插管的侧管上打结,以防插管脱出。选择离甲状腺稍远部位的软骨环间做气管切口,其主要目的是为了远离营养甲状腺的血管以防止出血。如仍有出血,可用温湿纱布压迫片刻,同时将兔台后部抬高,使兔头位置低下,以防血液流入气管造成窒息,出血停止后再做插管。插管后,若气管内分泌物或血液较多,可用一细塑料管从插管的侧管处将液体吸出。气管插管的过程中应随时注意观察动物的呼吸变化。

5. 颈总动脉的分离及颈总动脉插管主要是用来测量血压和放血。

(1) 颈总动脉的分离:颈总动脉位于气管两侧的深部(图2-7),一般先分离气管再分离颈总动脉。用左手拇指、示指捏住切口一侧的皮肤及其深部各层的软组织,将颈部内层翻出,分离侧面斜行的胸锁乳突肌,暴露气管旁深处的血管神经鞘,细心分离鞘膜,辨认颈总动脉(特点是搏动明显、粉红色、壁韧),小心将颈总动脉从血管神经鞘中分离出来,长3~4cm,下穿两根细线备结扎固定插管用。

(2) 导管的准备:取长短适当的塑料管或硅胶管(也可用玻璃插管),插入端剪成斜面,另一端插入粗细适当的钝针头,针座上连接三通活塞,三通活塞和生理记录仪的压力传感器相连。用盛有稀肝素生理盐水(20U/ml)的注射器插入三通活塞,将肝素生理盐水充满导管(导管内不能有气泡),关闭活塞备用。

(3) 肝素化:自兔耳缘静脉注入3g/L肝素,剂量1ml/kg,使动物肝素化以抗凝血。一般按此剂量,于5~6h内可保证抗凝效果。注意:一定要在气管、血管(包括颈总动脉和颈外静脉)分离完成后,血管插管进行之前进行肝素化。

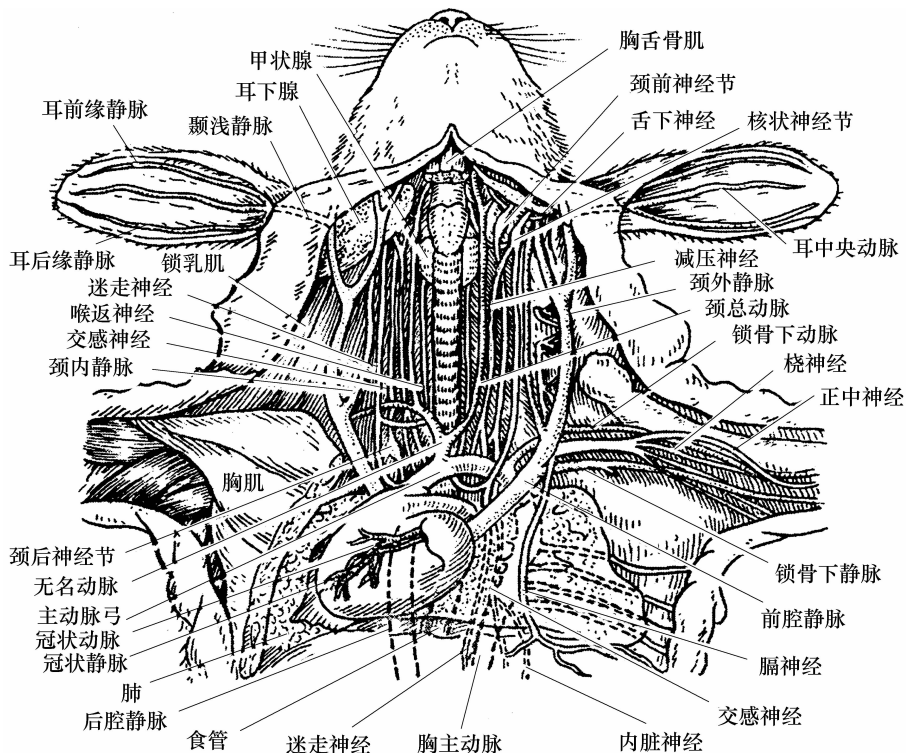


图 2-7 兔颈、胸部的神经和血管示意图

(4) 颈总动脉插管：将颈总动脉下的一根线尽量向远心端结扎，近心端动脉则用动脉夹夹住，中间形成一段长 2~3cm 的动脉盲管（注意只有在动脉盲管的情况下才允许进行动脉剪开和插管）。插管时，以左手拇指及中指轻拉远心端的结扎线头，食指轻扶血管，右手持眼科剪，使剪刀与血管呈 45°，在紧靠远心端结扎处沿向心方向剪开动脉壁的一半，放下眼科剪，拿起事先已准备好的动脉插管向心方向插入动脉内，将导管送入约 2cm，另一细线扎紧并二次固定。如插管有困难，可用眼科镊夹住剪开的动脉切口，轻轻提起，便于导管插入。在整个实验过程中，要时刻注意勿使动脉导管脱出，通常可用胶布将插管与兔头固定铁环固定在一起。（开始时家兔的固定一定要牢固，否则在实验中因动物挣扎易使插管脱出，导致动脉大出血。）

6. 颈外静脉的分离和插管 颈外静脉插管主要用于注射药物、取血、输液和中心静脉压的测量。

颈外静脉位于颈部两侧皮下（其特点是壁薄、粗大、呈暗红色、无明显搏动），分离时应细心，勿使用锐器，勿反复刺激，否则会使静脉收缩变得非常细。颈外静脉插管一般用塑料软管，管内充满肝素生理盐水，插管方法与动脉插管相同。测量中心静脉压时，导管需插入颈外静脉 5~8cm，此时导管口在上腔静脉近右心房入口处。

（三）家兔的腹部手术

手术步骤包括膀胱、输尿管的分离和插管。

1. 输尿管插管 在耻骨联合上方沿正中中线切开皮肤和皮下筋膜 4~5cm，可见腹白线。术者和助手分别用止血钳夹持腹白线两侧组织，提起腹壁，并用组织剪经腹白线剪开腹壁约 0.5cm，打开腹腔。在看清腹腔内脏的条件下，再用组织剪沿腹白线向上、向下剪开腹壁 4~5cm，直至耻骨联合上缘，即可看到膀胱。将膀胱拉出腹腔，向下翻转，即可见膀胱三角。仔细辨认输尿管

(注意围绕输尿管横向走行的白色输精管,输精管与膀胱无关,而输尿管呈粉红色,自膀胱底部向上部腹腔深部延伸),用玻璃分针或蚊式血管钳将近膀胱一段输尿管与周围结缔组织分离,游离双侧输尿管1.5~2cm,分别在输尿管下方穿两根丝线备用。用一根丝线将输尿管膀胱端结扎,术者左手拇、中指提起结扎线,用示指托起输尿管(或左手用刀柄或镊子柄托起输尿管),右手用眼科剪与输尿管呈45°在近结扎处将输尿管剪一“V”形小口,剪口为输尿管直径的1/3~1/2,然后将充满生理盐水的输尿管导管向肾脏方向插入输尿管2~3cm。用另一丝线将输尿管与导管结扎并固定,以防输尿管导管滑脱。

2. 膀胱插管 手术方法同输尿管插管,暴露膀胱并将其拉出腹腔。术者和助手各用止血钳夹持膀胱顶部组织并轻轻提起,用组织剪在膀胱顶部血管较少处剪一小口,将充满生理盐水的漏斗形膀胱插管插入膀胱,然后将膀胱顶部与插管一起结扎固定。调整漏斗口朝向输尿管开口,并紧贴膀胱壁。将漏斗形膀胱插管与塑料管相连,收集尿液。

膀胱插管也可通过尿道进行。选用雄性家兔,用顶端涂有液状石蜡的10号导尿管经尿道插入6~8cm,插入膀胱后尿液会自动流出,然后固定导尿管,以防滑脱。

(四) 家兔的腹股沟部手术

手术主要目的是分离股动脉、股静脉并进行插管,供放血、输血、输液及注射药物之用。方法步骤如下:

1. 兔称重,背位交叉固定,腹股沟部剪毛。

2. 局部麻醉和皮肤切口 在腹股沟中1/3与内1/3交界处用手指触摸股动脉搏动,辨明动脉走向,在该处作局麻及方向一致的切口(方法同颈部手术),切口长4~5cm。

3. 股动脉、股静脉的分离及插管

(1) 分开切口,其下即为股三角区(股三角区上界为腹股沟韧带、外界缝匠肌、内界长收肌),股动脉、股静脉及股神经即位于此三角区内,由外而内依次为股神经、股动脉、股静脉,而股动脉位置在中间偏后,恰被股神经及股静脉所遮蔽(动、静脉的辨认方法见颈部手术)。

(2) 首先用蚊式钳和眼科镊将股神经细心分开,然后再分离股动脉与股静脉之间的结缔组织,清楚暴露静脉,如需作静脉插管可穿好两根线备用。

(3) 将股动脉与其后部的组织钝性分离开。因股动脉分支较多,破损后易出血,所以整个过程要小心,注意勿损伤动脉分支。一旦出血要及时止血,如为少量渗血,用温热盐水纱布按压即可,较大血管破裂时必须用止血钳夹住并用线结扎。使用止血钳时切忌钳夹大块组织,而应尽量准确地夹住出血点,少夹周围组织。

(4) 将股动脉游离出长2~2.5cm的一段,下穿两根细线备用。动物进行肝素化后,在股动脉远心端用线结扎,近心端用动脉夹夹住,使之形成一动脉盲管。牵引此结扎线,用眼科剪在靠近结扎处朝向心方向将血管剪开一斜口,大小约为血管口径的1/2(剪口尽量靠近血管远心端,以备一旦插管失败时,剪口可以前移,作为补救),从剪口处沿向心方向插入塑料管1~2cm,用线结扎固定以备放血或动脉注射用(可用胶布将导管粘贴固定在兔台上)。如用于动脉注射,则塑料管插入动脉前管内应充以生理盐水,以免注射时导管内空气进入而导致空气栓塞。

(5) 股静脉插管方法基本与股动脉相同,但要避免反复刺激以防静脉收缩变细。如用于静脉输液(血)时,塑料管在插入前应事先充满生理盐水,以防管内空气进入动物体内。

四、常用溶液的配制

(一) 溶液浓度的表示方法

溶液浓度指一定量的溶液中所含有溶质的量。常用的浓度表示方法有以下几种:

1. 比例浓度 指 1g 固体或 1ml 液体溶质加入溶剂中配制成总体积为 x 毫升的溶液。如 10^{-4} 肾上腺素溶液，即指 0.01% 肾上腺素（1ml 中含 0.1mg 肾上腺素）。

2. 百分浓度 是指 100 份溶液中所含溶质的份数。由于溶质和溶液的份数可以用质量单位也可用体积单位表示，因此百分浓度有几种表示方法：

（1）体积质量（质量-体积百分浓度）：表示每 100ml 溶液中所含溶质的克数，用 %（或 g/ml）表示。这是医学上常用的一种浓度表示方法，如 5% 葡萄糖溶液，指 100ml 溶液中含 5g 葡萄糖，不加特殊说明时的药物浓度即指这种方法。

（2）体积分数（体积-体积百分浓度）：表示 100ml 溶液中所含溶质的毫升数，用 V/V 表示。如 75% 乙醇，即 100ml 乙醇溶液中含无水乙醇 75ml，也就是将 75ml 无水乙醇加蒸馏水至 100ml 即可制得 75% 乙醇。

3. 摩尔浓度 指 1000ml 溶液中所含溶质的摩尔数，用 mol/L 表示。如 0.1mol/L NaCl 溶液中含有 0.1mol 即 5.844gNaCl（NaCl 相对分子质量为 58.44）。

（二）实验常用溶液的配制

在进行离体组织或器官实验时，为了维持标本的“正常”功能活动，需尽可能地使标本所处的环境因素与体内相似。这些因素包括电解质成分、渗透压、酸碱度、温度，甚至某些营养物质等，这样的溶液称为生理代用液，或称生理溶液。最简单的生理溶液为 0.9%（恒温动物）或 0.65%（变温动物）的 NaCl 溶液，又名生理盐水。因为生理盐水的理化特性与细胞外液有很大不同，所以难以长时间维持离体组织或器官的正常活动，为此，S. Ringer 研制了能维持蛙心脏长时间跳动的溶液，称为任氏液（林格溶液）。自此以后许多生理学家以此为基础，按其工作需要配制成各种生理溶液。

1. 常用生理盐溶液的成分及配制 常用各种生理盐溶液的成分、用途及配制（表 2-8、表 2-9）。

表 2-8 常用生理盐溶液的成分及配制

试剂及剂量	任氏液（用于两栖类）	乐氏液（用于哺乳类）	台氏液（用于哺乳类小肠）
氯化钠（g）	6.50	9.00	8.00
氯化钾（g）	0.14	0.42	0.20
氯化钙（g）	0.12	0.24	0.20
碳酸氢钠（g）	0.20	0.1~0.3	1.00
磷酸二氢钠（g）	0.01	—	0.05
氯化镁（g）	—	—	0.10
葡萄糖（g）	2.0（可不加）	1.0~2.5	1.00
蒸馏水加至（ml）	1000	1000	1000

表 2-9 常用生理盐溶液的配制方法

原液成分	任氏液	乐氏液	台氏液
20%氯化钠（ml）	32.5	45.0	40.0
10%氯化钾（ml）	1.4	4.2	2.0
10%氯化钙（ml）	1.2	2.4	2.0
5%碳酸氢钠（ml）	4.0	2.0	20.0
1%磷酸二氢钠（ml）	1.0	—	5.0
5%氯化镁（ml）	—	—	2.0
葡萄糖（g）	2.0	1.0~2.5	1.0
蒸馏水加至（ml）	1000	1000	1000

2. 常用灌流液的配制

(1) 改良 Krebs 液的配制（表 2-10）。

表 2-10 改良 Krebs 液的配制

成分	含量（mmol）	浓度（%）	应取相应溶液（ml）
氯化钠（NaCl）	118.0	20	34.5
氯化钾（KCl）	5.63	10	4.2
氯化钙（CaCl ₂ ）	2.16	10	3.2
氯化镁（MgCl ₂ ）	0.6	10	1.2
碳酸氢钠（NaHCO ₃ ）	27.0	5	45.4

注：最后加 CaCl₂，搅拌中缓加，检测 pH=3.4 后应用。

(2) 改良 K-H（Kreb's-Hensenleit, K-H）液的配制：微循环灌流用（表 2-11）。

表 2-11 改良 K-H 液的配制

成分	含量（mmol）	剂量（g）
氯化钠（NaCl）	118.0	6.90
氯化钾（KCl）	4.7	0.35
硫酸镁（MgSO ₄ ）	1.2	0.30
碳酸氢钠（NaHCO ₃ ）	25.0	2.10
磷酸二氢钾（KH ₂ PO ₄ ）	1.2	0.16
氯化钙（CaCl ₂ ）	2.5	0.28
葡萄糖（GLU）	11.0	2.18

注：加蒸馏水至 1000ml，CaCl₂、GLU 使用时临时加入，调至 pH=7.4 后使用。

3. 常用酸碱溶液的配制 酸碱溶液主要用于溶液的配制和杀菌消毒，市场上销售的均为高浓度的原液，腐蚀性很强，不能直接用于医学实验，因此要配制合适浓度的酸碱溶液以便于使用。现将常用的酸碱溶液的配制方法介绍如下：

(1) 常用碱溶液的配制（表 2-12）。

表 2-12 常用碱溶液的配制

碱的名称	相对密度（20℃）	质量分数	浓度（约数）（mmol/L）	配制方法
浓氢氧化铵（NH ₄ OH）	0.90	25%~27%NH ₃	15	
稀氢氧化铵（NH ₄ OH）	—	10%	6	浓 NH ₄ OH 溶液 400ml，加水稀释至 1L
氢氧化钠（NaOH）	1.22	19.7	6	溶 250g NaOH 于水中，稀释至 1L
氢氧化钾（KOH）	—	—	2	溶 122g KOH 于水中，稀释至 1L

注：容器中应先放蒸馏水，再缓慢加入碱溶液。