



高等医学院校教材

供临床、预防、检验、口腔及护理等专业用

BINGLI

主编 柳君泽

SHENGLIXUE SHIYAN JIAOCHENG

病理生理学 实验教程



第四军医大学出版社

病理生理学 实验教程

主 编 柳君泽
副主编 周其全 王培勇 刘福玉
编 者 张 钢 廖为公 蔡明春
谭小玲 陈 建 许蜀闵
翟 羽

第四军医大学出版社·西安

图书在版编目(CIP)数据

病理生理学实验教程/柳君泽主编. —西安:第四军医大学出版社, 2006. 11

ISBN 7 - 81086 - 249 - 9

I. 病… II. 柳… III. 病理生理学 - 实验 - 教材 IV. R363 - 33

中国版本图书馆 CIP 数据核字(2006)第 130105 号

病理生理学实验教程

主 编 柳君泽

责任编辑 土丽艳 杨耀锦

出版发行 第四军医大学出版社

地 址 西安市长乐西路 17 号(邮编:710032)

电 话 029 - 84776765

传 真 029 - 84776764

网 址 <http://press.fmmu.sn.cn>

印 刷 西安交通大学印刷厂

版 次 2006 年 11 月第 1 版 2006 年 11 月第 1 次印刷

开 本 787 × 1092 1/16

印 张 10.5

字 数 210 千字

书 号 ISBN 7 - 81086 - 249 - 9/R·232

定 价 18.00 元

(版权所有 盗版必究)

前 言

病理生理学是基础医学主干课程，是研究疾病发生发展规律及其机制的学科，是联系基础医学与临床医学的桥梁学科。学科的这种特性决定了：①病理生理学是通过临床病人的表面现象探讨其内在规律，即透过现象看本质，因此具有很强的探索性；②病理生理学是理论性很强的学科，同时又紧密结合临床实际，因而是理论与实践紧密结合的学科。病理生理学的理论主要来自动物实验、临床观察和流行病学调查，其中动物实验是主要的研究手段。由于受条件的限制，有关人类疾病的大部分实验研究不能在人体进行，为此在动物身上复制人类疾病的模型，可以按照人为要求控制实验条件，从而对疾病的功能与代谢变化进行深入的动态观察，同时还可以对动物疾病进行实验性治疗，探索疗效及机制。病理生理学实验课就是应此要求而开设的，旨在培养学生基本的科学研究方法和实验技能，提高综合分析问题和解决问题的能力。

随着医学教育改革的深入，目前全国各医科院校对病理生理学实验课的教学都进行了不断的探索。归纳起来主要有三种模式：①将实验课内容与生理、药理等（有些还包括实验动物学）实验课内容合并为医学实验机能学，并建立独立的教学编制和机构；②成立机能实验中心，由机能实验中心负责教学的组织与安排，分段进行（生理、病理生理、药理等）实验课，代课老师由各教研室安排；③成立机能实验中心，专门管理实验室仪器设备的日常维护和运转，实验室专管共用，教学的具体实施则由各教研室老师进行。我们经过了解兄弟院校教学模式的优缺点，结合我们多年的教学经验，采取第三种模式，这本教材就是为满足教学的需要而编撰的。

全书共包括六章内容，第一到第三章主要介绍病理生理学教学实验常用的基本实验操作技术和设备，以及常用生理机能指标的检测方法；第四章重点介绍教学中常用的实验动物模型的建立、指标

检测与观察方法及其治疗，共包括 12 个实验；第五章列举了 18 个临床典型病例，供课堂讨论用；第六章介绍了医学科研的基本方法，教学与科研相结合，以期通过病理生理学教学实验课使学生初步了解医学科研的基本过程和原则，培养科研意识和科研思维；书后的附录列举了大量实验动物的正常生理指标、人类常用正常生理指标以及两者间的比较，可供教学过程中参考。

为培养学生综合分析问题和解决问题的能力，现今实验教学多强调探索性综合实验。其实病理生理学实验课是以动物为实验对象，研究人类疾病发生发展的机能和代谢动态改变规律的一门课程，从这个意义上讲，病理生理学的每个实验都是综合实验，每个实验的设计思想充分体现了科研设计的原则和要求。在模型复制前的正常对照指标就属于生理学的范畴，建立模型后及其以后的演变则是病理生理学内容，而治疗措施则属于药理学的范畴。另外，为便于学生对实验过程中各种指标变化的观察，本书对每个实验的结果部分直接采用表格的形式，不仅具有自明性，而且学生可以直接将观察的实验数据填入表内。参加本书编写的教员均长期工作在教学第一线，具有多年教学的经验，大多数具有博士和硕士学位，书中所列实验也是在长期的教学中反复摸索和改进的，具有实用性和针对性。

本书可作为全日制医学高等院校八、五、四年制临床、预防、检验、口腔、儿科、护理等专业的病理生理学实验教材，也可作为机能实验学（病理生理学部分）的教材，同时也可作为广大医学科研工作者的参考用书。

本书在编写过程中受到第三军医大学教务处、教保处的大力支持，在此表示感谢。本书编写过程中参考了罗德成主编的《病理生理学实验教程》中的部分内容，特此感谢。

由于我们水平有限，书中难免错漏，敬请广大师生在使用过程中给予批评指正。

编 者

2006 年 7 月

目 录

第一章 病理生理学动物实验基本操作技术	(1)
第一节 实验动物的抓取与固定	(1)
第二节 实验动物去毛方法	(3)
第三节 实验动物的给药途径和方法	(4)
第四节 实验动物的麻醉	(6)
第五节 实验动物的取血方法	(7)
第六节 实验动物基本手术操作技术	(8)
第七节 实验动物常用插管技术	(10)
第八节 实验动物的处死方法	(17)
第二章 病理生理学教学实验常用仪器及其使用方法	(18)
第一节 计算机多道生理记录仪简介及其使用方法	(18)
第二节 压力及张力换能器的使用与注意事项	(21)
第三节 血气分析仪器及动脉血气取血方法	(23)
第三章 常用生理指标及其测量技术	(28)
第一节 动物各种压力的测量	(28)
第二节 动物器官血流量测定	(33)
第三节 动物血浆容量测定	(37)
第四节 动物心输出量测定	(39)
第五节 动物呼吸的测量	(46)
第六节 动物心电图与脑电图的测量	(48)
第七节 动物尿量测量	(54)
第八节 人体运动生理学指标的测量	(55)
第四章 病理生理学常用实验模型与方法	(62)
实验一 家兔实验性肺水肿	(62)
实验二 毛细血管流体静压和血浆胶体渗透压在水肿发生中的作用	(68)
实验三 血管壁通透性改变在局部水肿发生中的作用	(74)
实验四 家兔高钾血症	(75)

实验五 家兔酸碱平衡紊乱	(78)
实验六 小白鼠几种类型的缺氧模型	(83)
实验七 影响机体缺氧耐受性的因素	(87)
实验八 急性低氧对心血管功能的影响	(89)
实验九 家兔失血性休克	(91)
实验十 家兔急性呼吸衰竭	(95)
实验十一 家兔急性右心衰竭	(101)
实验十二 家兔实验性肝性脑病	(105)
 第五章 典型病例	(109)
 第六章 医学科研基本方法简介	(118)
第一节 文献综述的书写	(118)
第二节 实验设计的基本原则	(124)
第三节 实验报告的书写	(128)
附:实验报告范例	(130)
 附录	(136)
附录一 常用实验动物的生理特点及在医学中的应用	(136)
附表 1-1 常用鼠类动物的主要特点及在医学中的应用	(136)
附表 1-2 实验用兔的主要特点及在医学中的应用	(138)
附表 1-3 实验用犬的主要特点及在医学中的应用	(139)
附表 1-4 实验用猫的主要特点及在医学中的应用	(140)
附表 1-5 实验用猴的主要特点及在医学中的应用	(140)
附表 1-6 实验用猪的主要特点及在医学中的应用	(141)
附表 1-7 蛙与蟾蜍的主要特点及在医学中的应用	(141)
附录二 人类和实验动物常用生理指标正常值范围的比较	(142)
附表 2-1 人类和常用实验动物血压、呼吸、心率、体温的比较	(142)
附表 2-2 人类和实验动物潮气量、通气率、耗氧量、肺泡面积、肺表面积的比较	(142)
附表 2-3 人类和实验动物血液温度、pH、黏稠度、密度、细胞脆性、沉降速度的 比较	(143)
附表 2-4 人类和实验动物血容量、心输出量和血型的比较	(143)
附表 2-5 常用实验动物的正常生理、生化参数表	(144)
附表 2-6 小鼠常用正常生理生化指标	(145)

目 录

附表 2-7	大鼠常用正常生理生化指标	(146)
附表 2-8	豚鼠常用正常生理生化指标	(147)
附表 2-9	兔常用正常生理生化指标	(148)
附表 2-10	狗常用正常生理生化指标	(149)
附表 2-11	猴常用正常生理生化指标	(150)
附表 2-12	人类和实验动物肺、肝脏分叶数的比较	(151)
附表 2-13	人类和实验动物正常心电图参考值	(151)
附表 2-14	心电图记录纸上 P-P 或 R-R 间期的格数(0.04 秒)与对应心率表	(152)
附录三	人类和实验动物常用体表面积计算方法及对照表	(153)
附录四	病理生理学实验课程的基本要求	(154)
附录五	实验室规则及注意事项	(155)
附录六	如何才能学好病理生理学? ——与新开课学员的一席话	(156)

第一章 病理生理学动物实验基本操作技术

第一节 实验动物的抓取与固定

一、家兔

兔性情驯良,较易捕捉。自笼内取出时,应用手抓住其项背近后颈处皮肤,提离笼底。如家兔肥大或怀孕,应以另一手托住其臀部,将其重心承托在掌上(图1-1-1)。切忌强提兔耳或某一肢体,强行从笼中拖出,兔脚爪锐利,谨防抓伤。

将兔作仰卧时,一手抓住颈皮将兔反转,另一手顺腹部抚摸至膝关节,换手臂压住膝关节,再进行捆绑固定。



图1-1-1 家兔捉拿法

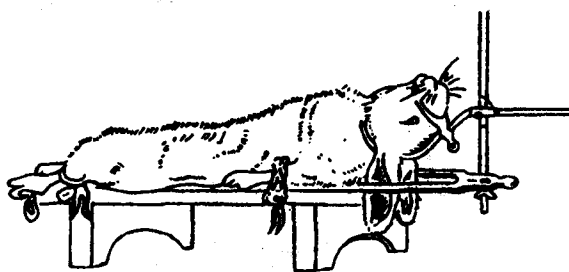


图1-1-2 兔手术台固定法

按实验要求,用兔台或兔盒固定家兔。

1. 兔台固定 在需要观察血压、呼吸和进行颈、胸、腹部手术时,应将家兔以仰卧位固定于兔手术台上。方法是将四肢用兔台上固定四肢的夹子夹住,后肢夹在踝关节以上,前肢夹在腕关节以上,头部用固定带挂住兔门牙固定在兔台上相应位置,注意让兔四肢舒展,体位舒适(图1-1-2)。

2. 兔盒固定 若仅作兔头部操作,如耳缘静脉注射或取血,可将兔放入兔盒内,使头部伸出兔盒前壁凹形口,关上兔盒顶盖即可(图1-1-3)。

二、狗

狗是较高等的动物,熟则驯服合作,生性凶悍咬人。捕捉驯服的狗,可以从侧面靠近,轻轻抚摸其项背皮毛,然后用固定带迅速绑住其嘴,在上颌打一个结,再绕回下颌打第二个结,最后引至后颈项部打第三个结(图1-1-4)。对未经驯服的狗,可使用狗头钳夹住其颈



图 1-1-3 兔盒固定法



图 1-1-4 狗嘴捆绑法

部,将狗按倒在地,静脉麻醉后再移去狗头钳,把动物放在实验台上,用狗头固定器固定头部,四肢固定方法与家兔固定方法相同。

慢性实验时应尽可能使狗习惯于安静不动,一般将其固定于巴甫洛夫狗架上。

三、大白鼠

大白鼠性烈,齿利,捕捉时要提防被咬伤。从鼠笼捉拿时,可用海绵钳夹住其项背皮毛(切勿夹住其尾巴)或戴厚手套捉住其尾巴,提出置于实验台上,以左手握住其整个身体后进行操作。操作时应在数层厚布的保护下,左手将大白鼠压住,食指放在左前肢前,中指放在左前肢后,拇指置于右前肢后,将头部和上肢固定在手中,再用手掌和其余手指的力量将鼠身握住,右手进行操作。若需做手术,则在麻醉后绑在固定板上(图 1-1-5,图 1-1-6)。

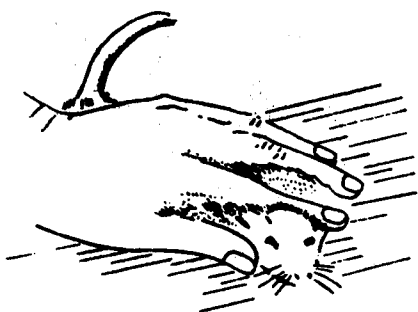


图 1-1-5 大白鼠捉拿法



图 1-1-6 大白鼠捉拿法

四、小白鼠

小白鼠较大白鼠温和,但也要提防被咬伤,一般不需戴手套捕捉,可用右手轻抓鼠尾,提起置于鼠笼上,将鼠尾略向后拉,用左手的拇指、食指和中指抓住小鼠两耳后颈背部皮毛,以无名指及小指夹住鼠尾即可。也可在麻醉后固定于小鼠固定板上(图 1-1-7)。

五、豚鼠

豚鼠较为胆小易惊,不宜强烈刺激,所以在抓取时,必须稳、准和迅速。一般抓取方法是:先用手掌迅速扣住鼠背,抓住其肩胛上方,以拇指和食指环握颈部,对于体型较大或怀孕的豚鼠,可用另一只手托住臀部。固定的方式基本同大鼠。

六、蛙 类

捉拿蛙时宜用左手将其握住,以中指、无名指和小指压住其左腹和后肢,拇指和食指分别压住右、左前肢,右手进行操作。在捉拿蟾蜍时勿碰压耳侧的毒腺,提防毒液射入眼中。如需长时间观察可破坏其脑延髓,用大头针将蛙固定在蛙板上(图 1-1-8)。

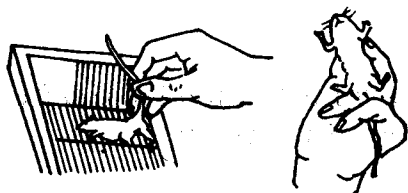


图 1-1-7 小白鼠捉拿法

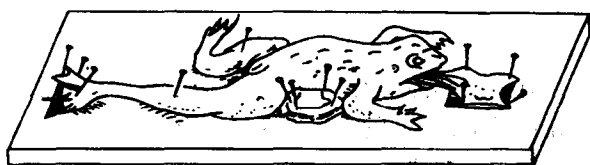


图 1-1-8 蛙固定法

(许蜀闵)

第二节 实验动物去毛方法

动物去毛是动物手术野的皮肤准备之一,去毛范围应大于手术野,不管用哪种方法去,原则是不要损伤皮肤的完整性,常用的去毛方法有以下几种。

(一)剪毛法

用剪刀紧贴皮肤依次剪去被毛,并用湿纱布擦去剪好部位留下的毛,剪下的毛应集中放在一容器内,防止到处飞扬而影响手术野的清洁。切忌一手提起被毛,另一手剪,这样剪后留下的毛根长短不一,且易剪伤皮肤。

(二)拔毛法

一般用于家兔和狗的静脉注射。拔毛可刺激局部皮肤,有使血管扩张的作用。

(三)剃毛法

大动物慢性手术时需剃毛,剃前先将毛剪短,用刷子蘸肥皂水将需剃部位的毛刷湿,然后用剃须刀顺毛剃净被毛。

(四)脱毛法

此法用于动物无菌手术。在脱毛处先剪短被毛,用镊子夹棉球蘸脱毛剂在局部涂一薄层,2~3分钟后,用温水洗去脱落的被毛,用纱布擦干局部,涂一层凡士林即可。脱毛剂常用配方有:

1. 硫化钠 3 份,肥皂粉 1 份,淀粉 7 份,加水调成稀糊状备用。
 2. 硫化钠 8g 加水至 100ml,配成 8% 溶液备用。
 3. 硫化钠 8g,淀粉 7g,糖 4g,甘油 5ml,硼砂 1g,水 75ml,配成糊状备用。
- 以上适用于兔或鼠等动物脱毛。
4. 硫化钠 10g,生石灰 15g,溶于 100ml 水内,此方法适用于狗等大动物脱毛。

(许蜀闵)

第三节 实验动物的给药途径和方法

动物给药的途径和方法可根据实验目的、实验动物种类和药物剂型等情况而定,常用的方法简介如下。

一、经口给药

有口服和灌胃两种方法。口服法可将药物放入饲料或溶于饮水中,使动物自行摄取;为保证剂量准确,可应用灌胃法。现将小白鼠、大白鼠及家兔的灌胃法简介如下。

(一)小白鼠

按前述捉拿法用左手抓住动物,使腹部朝上,右手持灌胃器(由1~2ml注射器连接磨钝的注射针头构成),先从鼠口角处插入口腔,以灌胃针管压其上腭,使口腔和食道成一直线后,再把针管沿上腭徐徐送入食道,在稍有抵抗感处(此位置相当于食道通过膈肌的部位),即可注入药液(图1-3-1)。如注射顺利,动物安静,呼吸无异常;如动物强烈挣扎不安,可能针头未进入胃内,必须拔出重插,以免误注入气管造成窒息死亡。一次投药量一般为0.5ml左右。

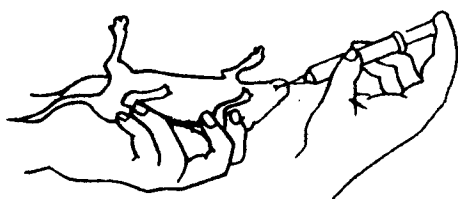


图1-3-1 小鼠灌胃法

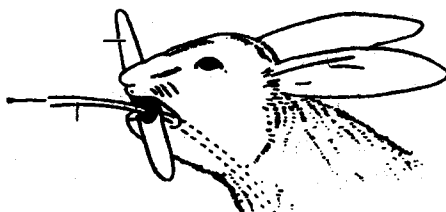


图1-3-2 兔灌胃法

(二)大白鼠

大白鼠灌胃方法与小白鼠相似,但采用安装在5~10ml注射器上的金属灌胃管(长6~8cm,直径1.2mm,尖端为球形的金属灌胃管),有时灌胃需要两人配合。

(三)家兔

兔灌胃时用导尿管配以一个木制张口器。灌胃时需两人合作。一人坐好,将兔的躯体和下肢夹在两腿之间,左手紧握双耳,固定头部,右手抓住前肢。另一人将兔用张口器横放于兔口中,并将兔舌压在张口器之下,再使导尿管通过张口器中部的小孔慢慢沿上腭插入食道16~20cm(图1-3-2)。为避免误入气管,可将胃管的外端放于清水杯中,若有气泡从胃管口逸出,应拔出再插,如无气泡逸出,表明导管在胃内,即可将药液注入,然后再注入少量清水,将胃管内药液注入胃内。灌胃完毕后,先拔除出导尿管,再取下张口器。

二、注射给药

(一)皮下注射

注射时用左手提起皮肤,右手将针刺入皮下,然后注药。皮下注射部位一般狗多在大腿

外侧,豚鼠在后大腿的内侧或小腹部,大白鼠可在侧下腹部,兔在背部或耳根部注射。

(二)皮内注射

先在注射部位剪毛、消毒,然后用左手拇指和食指把皮肤按紧,在两指中间用细针头紧贴皮肤表层刺入皮内,然后再向上挑起并再稍刺入即可注射药液,如注射正确,则注药处可出现一白色小皮丘。

(三)肌肉注射

应选肌肉发达的部位,一般多选臀部或股部,注射时将针头迅速刺入肌肉,回抽如无回血,即可进行注射。

(四)腹腔注射

用大、小白鼠做实验时,以左手抓住动物,使腹部向上,右手将注射针头于左(或右)下腹部刺入皮下,使针头向前推 0.5~1.0cm,再以 45°角穿过腹肌,固定针头,缓缓注入药液。为避免伤及内脏,可使动物处于头低位,使内脏移向上腹。若实验动物为家兔,进针部位为下腹部的腹白线离开 1cm 处(图 1-3-3)。

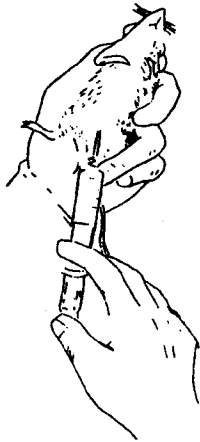


图 1-3-3 小白鼠腹腔注射法

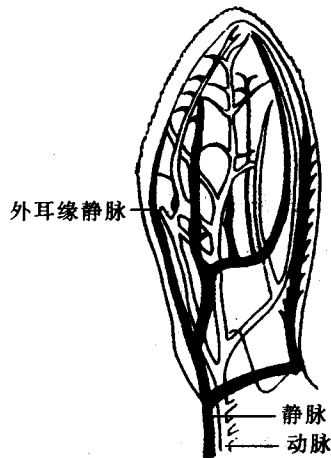


图 1-3-4 兔耳血管分布

(五)静脉注射

1. 家兔 一般采用外侧耳缘静脉注射,兔耳血管分布见图 1-3-4。注射时应先拔去注射部位的被毛,用手指轻弹兔耳,使静脉充盈,左手食指与中指夹住静脉的近心端,阻止静脉回流,用拇指和无名指固定耳缘静脉远心端,右手持针尽量从远端刺入,然后移动左手拇指固定针头,将药液注入。

2. 大鼠和小鼠 一般采用尾静脉注射,大鼠尾部角鳞较多,注前需先刮去。鼠尾静脉有三根,两侧及背侧各一根,左右侧尾静脉较易固定,应优先选择。注射时先将动物固定在鼠筒或玻璃罩内,使鼠尾露出,在 45℃~50℃热水中浸泡,或用二甲苯涂擦,使血管扩张,以左手食指压住鼠尾,拇指和中指(或无名指)夹住尾巴末端,右手持注射器连 4 号细针头,从尾下 1/4 处进针,如针确已在静脉内,则进药无阻,否则局部发白隆起,应拔出针头再移向前方静脉重新穿刺。

3. 狗 狗静脉注射多选择前肢内侧头静脉或后肢小隐静脉,注射时应先剪去注射部位的被毛,用手压迫静脉近心端,使血管充盈,针自远心端刺入血管,固定针头,待有回血后,徐徐注入药液。

4. 蛙 将蛙仰卧位固定,沿腹中线稍左剪开腹肌翻转,可见腹静脉紧贴腹壁肌肉下行,将针刺入即可。

(六)淋巴囊注射

蛙类皮下有数个淋巴囊,是给药的常用途径,注射时应从口腔底部刺入肌层,再进入胸皮淋巴囊注药,抽针后药液才不易流出。

(许蜀闵)

第四节 实验动物的麻醉

为了减少疼痛,保持动物安静,便于进行手术,需给动物麻醉。麻醉方法可分为局部和全身两种。

一、局部麻醉

常用于表层手术时。一般以 1% 普鲁卡因溶液,在手术切口部位作浸润注射。注射时,循切口方向把全部针头插入皮下。先回抽一下针筒芯,无血液回流时,方可开始将溶液注入,以免由于麻醉剂误注入血管内而致动物死亡。推注麻醉液时,应边注射边将针头向外抽拉。第二针可从前一针所浸润的末端开始,直至切口部位全部浸润为止。

皮下注射普鲁卡因的用量,兔颈部手术时约需 2~3ml,股三角区手术时约需 1~2ml。

二、全身麻醉

常用于较深部或较广泛的手术时。麻醉后,如动物卧倒不动、呼吸变深变慢、角膜反射迟钝、四肢肌肉松弛无力,即表明动物已完全麻醉。

全身麻醉用的麻醉剂,可分为吸入麻醉和注射麻醉两类。

(一)吸入麻醉

常用的有乙醚,由动物吸入而进行麻醉。多用于大白鼠、小白鼠和豚鼠。将动物放在干燥器或倒扣的烧杯内,内盛浸有乙醚的棉花。待动物倒下,即已麻醉。乙醚作用时间短,为持续麻醉可将浸有乙醚的棉花球装入小标本瓶内,置动物的口、鼻处以持续吸入乙醚。

(二)注射麻醉

作静脉、肌肉或腹腔注射进行麻醉。

注意事项:①给药速度:静脉注射麻醉药物时,开始前 1/3 药量给入的速度稍快些,后 2/3 剂量宜慢,且边注射边观察动物的心跳、呼吸,当达到麻醉效果时,可停止给药。②麻醉过浅:麻醉过浅时动物会出现挣扎、尖叫,需及时追加麻药。追加的药量不应超过总量的 1/3,并密切观察动物是否达到麻醉状态。③麻醉过量:麻醉过量时,动物会出现两种情况,一是呼吸、心脏骤停或间断;二是动物全身皮肤颜色青紫,呼吸浅而慢,这时我们应做好抢救工

作的准备,如注射苏醒剂(肾上腺素等)或静脉注射 5% 的葡萄糖溶液。等动物恢复自主呼吸后再进行手术。

表 1-4-1 常用注射麻醉剂的用法和剂量

药品	动物	给药途径	溶液浓度	给药剂量	麻醉持续时间
戊巴比妥钠 (sodium pentobarbital)	狗、兔	静脉注射	3	1ml/kg	2~4 小时
	鼠	腹腔注射	0.5	0.66ml/100g	
氨基甲酸乙酯(乌拉坦) (Urethane)	兔	腹腔注射	20	5ml/kg	2~4 小时
		静脉注射	20	3ml/kg	
	鼠	腹腔注射	10	1.5ml/100g	
盐酸氯胺酮 (Ketamine)	狗、兔	静脉或肌肉注射	1	0.3~0.5ml/kg	20~30 分钟

(许蜀闵)

第五节 实验动物的取血方法

一、大白鼠、小白鼠、豚鼠

1. 颈外静脉或颈总动脉取血 适用于反复多次取血。分离出上述血管,结扎远心端,动脉插管时必须用动脉夹夹住近心端(静脉插管时可以不夹)。将塑料管或硅胶管尖端剪成斜面,向另一端插入粗细适宜的钝针头,针座上连以三通活塞。整个管道中充满 20U/ml 肝素盐水。在血管上剪开一小口(约为管径的 1/2),用细钩插入切口内挑起,将导管向心脏方向插入 5mm 左右,用丝线打一个结扎住,恰使血液不致从血管与导管之间流出为宜。取下动脉夹,将导管继续插入,在动脉内插入 1~2cm,静脉内插入 4cm(大鼠)至右心房。用盛有肝素盐水的注射器接上三通活塞,抽出少许血液,即换上洁净注射器或毛细玻璃管取血。取动脉血时,换注射器前须关闭三通活塞以防失血。取血完毕后,换上含有血液的肝素盐水注射器,直立将下沉的血液输回,然后换上盛有 125U/ml 的肝素生理盐水注射器,向导管内充满肝素,关闭三通活塞,留待下次取血。用远心端的血管结扎线将导管扎住固定,也可取下活塞和针头,在导管内塞入一段磨钝的大头针或回形针。在两耳后端皮肤上切一小口,伸入血管钳直至颈部皮下,夹住有塞子的导管端,将导管端拉出,露在体外 2~3cm。如此可在动物清醒活动的状态下取血。每日用肝素盐水冲洗一次。

2. 股静脉或股动脉取血 在股部三角区找出股动、静脉,同上方方法插入导管取血,并可将导管另一端留置背部露出体外以反复取血。也可向暴露的股部和颈部血管直接穿刺抽血,但易造成出血或取血失败,不如插管妥当。

3. 下腔静脉取血 供一次大量采血用。动物仰卧,在剑突下做一横切口,腹正中线作一纵切口,切开腹壁,将肠袢拉向动物的左侧,暴露下腔静脉,用盛有抗凝剂的注射器直接穿刺取血,也可事先肝素化后取血(大白鼠仰卧时,切开小腿前部皮肤,皮下即有静脉,由此注入肝素),300g 的大鼠可抽得 10ml 血。

4. 心脏取血 动物仰卧,剪去胸前区毛。在左侧第3~4肋间用左手食指触到心尖搏动,右手取连有针头的注射器,选择心搏最强处穿刺。血液借心脏跳动的力量进入注射器。

5. 尾尖取血 供小量反复采血。动物麻醉后,将尾尖剪去1~2mm(小白鼠)或5mm(大白鼠),从尾根部向尾尖部按摩,血即从断端流出。事先将鼠尾浸在45~50℃热水中使血管扩张,可取得较多的血。

6. 球后静脉丛取血 用10cm长的玻璃管,一端烧制拉成直径1~1.5mm的毛细管,长约1cm。将玻管浸入1%肝素溶液,干燥后使用。取血时左手抓住鼠两耳之间的皮肤使头固定,并轻轻压迫颈部两侧,以阻碍头部静脉回流,使眼球充分外突,表示球后静脉丛充血。右手持玻管,将管尖插入内眦部,向眼底部方向旋转插入4~5mm即可切开球后静脉丛,血液自动流入管内。拔出玻管,放松左手,出血即停止。数分钟后可在同一穿刺孔重复取血。小白鼠一次可采得血0.2ml,大白鼠0.5ml。

二、家兔

1. 耳缘静脉或耳中央动脉取血 拔去血管表面皮肤上的毛,轻弹耳壳,或用二甲苯涂抹皮肤使血管扩张。用注射器可从耳中央动脉取得数毫升血,也可用针头刺破耳缘静脉末梢待血液漏出取血。

2. 颈外静脉或股静脉直接穿刺或插管取血 方法同大白鼠。

3. 后肢小隐静脉取血 仰卧固定,小腿上端扎橡皮管,小腿外侧皮下可见充盈的静脉。经皮穿刺可以取血。

4. 心脏取血 第三肋间胸骨左缘3mm处将针头垂直刺入心脏,血即进入注射器。一次可取血20~25ml。

三、狗

1. 前肢皮下头静脉或后肢小隐静脉经皮穿刺取血。不易多次取血。

2. 暴露股静脉或颈外静脉,直接穿刺或插管,可以多次取血。

(许蜀闵)

第六节 实验动物基本手术操作技术

一、切口与止血

对鼠、兔、猫、狗等动物切开皮肤前必须用弯头剪或粗剪刀剪去手术部位的毛(禁止使用组织剪或眼科剪剪毛)。剪毛范围应当大于手术部位的切口长度。剪毛时为了避免剪到皮肤,可以用手将皮肤绷紧,然后用剪刀紧贴于皮肤逆着毛的方向剪毛,将剪下来的毛及时放入盛有水的容器中浸湿,以免到处飞扬。在切开皮肤前,首先选择切口的部位和范围,必要时可以做上标志。切口的大小应根据实验要求而定,在切开皮肤时,用拇指和食指绷紧皮

肤,然后用手术刀切开皮肤和皮下组织。采用钝性分离的方法分离出气管和血管。在手术过程中,应当保持手术视野清晰,防止血肉模糊,否则会影响手术操作和实验观察。常用的止血方法有:①当组织渗血时,可用温热生理盐水纱布压迫、明胶海绵覆盖或用电凝等方法,可以防止渗血。②在手术中如果损伤较大血管引起出血时,首先用温热盐水压迫,然后仔细查找出血点,用止血钳夹住出血点及周围少许组织,采用结扎方法止血。不能用干纱布擦组织,以免损伤组织,造成更多的出血或渗血。干纱布只能用于吸血和压迫止血。③肌肉组织中血管比较丰富,当肌肉组织出血时,可以用电凝或结扎的方法止血。④当骨组织出血时,先擦干创面,再及时用骨蜡填充止血。

二、肌肉、血管和神经的分离方法

分离肌肉时,应该用止血钳在整块肌肉与其他组织之间,顺着肌纤维方向,将肌肉一块块地进行分离。决不能在一块肌肉的肌纤维间任意穿插,若如此不仅很难将肌肉分离,而且容易损伤肌纤维引起出血。若必须将肌肉切断,应先用两把止血钳夹住肌肉(小块或薄片肌肉也可用两道丝线结扎),然后在两止血钳间切断肌肉。

血管和神经都是容易受到损伤的组织,在分离过程中要仔细、轻柔,以免影响功能和结构的完整性。在分离血管和神经过程中,不能用有齿镊子进行剥离,也不能用止血钳或镊子夹持。分离时应掌握先神经后血管、先细后粗的原则。分离较大的神经和血管时,应先用蚊式止血钳将其周围的结缔组织稍加分离,然后用大小适宜的止血钳沿分离处插入,顺神经或血管的走向逐步扩大,直至将神经血管分离出来。在分离细小的神经或血管时,要用眼科镊子或玻璃分针小心操作,须特别注意保持局部的自然解剖位置,不要把解剖关系搞乱。如需切断血管分支,应采用两端结扎中间剪断的方法。分离完毕后,在神经或血管的下方穿以浸透生理盐水的丝线,供刺激时提起或结扎之用。然后,盖上一块盛有生理盐水的湿纱布,防止组织干燥,或在创口内滴加适量温石蜡油[(37±1)℃],使神经浸泡其中,有利于保持神经的正常活动。

三、大鼠、兔、狗颈部手术

包括颈外静脉、颈总动脉和气管的暴露、分离和插管术。其步骤如下:

1. 剪毛 动物仰卧固定,用粗剪刀或电推剪除去颈部的毛。
2. 局部麻醉 在颈部正中手术范围内皮下注射 1%普鲁卡因 2~3ml。
3. 皮肤切口 术者用左手拇指和食指撑平皮肤,右手持手术刀,切开颈部正中皮肤。上起甲状软骨,下达胸骨上缘。

4. 颈部血管和气管的暴露与分离

(1)颈外静脉:位于颈部皮下,胸锁乳突肌外缘,仔细分离 1.5~2cm 长,穿两根线备用。

(2)气管:用血管钳分离颈部正中的肌群即看到气管。在其下穿一条较粗的线备用。

(3)颈总动脉:位于气管两侧,分离覆于气管上的胸骨舌骨肌和侧面斜行的胸锁乳突肌,深处可见颈动脉鞘,细心分离鞘膜,即见搏动的颈总动脉和神经。分离出 2~3cm 长的颈