

● 主编 肖丹秦

机能实验学

JINENG SHIYANXUE
JIAOCHENG

教程



第四军医大学出版社

机能实验学教程

主 编 肖丹秦

副主编 肖赞英 苏兴利 任丽君

编 者 (按姓氏笔画排序)

王 倩	任丽君	朱永香	朱娟霞
李 汾	李 萍	李新华	李燕燕
杜洪霞	肖丹秦	肖赞英	苏兴利
侯 进	胥晓丽	徐 燕	曾菊绒
霍 健			

图书在版编目(CIP)数据

机能学实验教程/肖丹秦主编. —西安:第四军医大学出版社,2008.12
ISBN 978-7-81086-560-9

I. 机… II. 肖… III. 实验医学-医学院校-教材 IV. R-33

中国版本图书馆 CIP 数据核字(2008)第 183760 号

机能学实验教程

主 编 肖丹秦
责任编辑 朱德强
执行编辑 王 坤
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 西安新华印刷厂
版 次 2009 年 1 月第 1 版 2009 年 1 月第 1 次印刷
开 本 787×1092 1/16
印 张 11
字 数 250 千字
书 号 ISBN 978-7-81086-560-9/R·437
定 价 16.00 元

(版权所有 盗版必究)

前 言

机能实验学是一门研究生物体正常机能、疾病发生机制和药物作用规律的实验性科学。它是随着医学教育的改革,尤其是实验教学改革深入逐步建立起来的,不但继承了生理学、药理学和病理生理学实验课程的核心内容,而且更加强调学科之间的交叉融合,注重新技术的应用及学生创新能力的培养。

近年来,国内各医学院校在实验教学改革方面进行了大胆的创新和实践,对传统的基础医学实验教学进行了系统的分析和深入研究,对原有的实验教学内容进行了分类、归纳、综合、修订和有机融合、优化,形成了具有鲜明特色的基础医学实验教学体系。

机能实验学为学生提供了一个理论联系实际、大胆实践操作和积极思考的机会,使学生尽可能掌握基础医学实验的基本规律,为发挥创造性思维提供一个思考和实践的空间。学习机能实验学,掌握医学实验的基本规律,训练医学实验的基本技能,培养科学的思维方法,对于一个医学生十分重要。这些基本知识、技能和素质,将成为学生学习后续课程、进行临床医学实践和医学科学研究的坚实基础。

肖丹秦

目 录

实验一	实验仪器介绍、基本技能训练、模拟实验	1
实验二	哺乳动物(兔)麻醉、手术及处死方法	7
实验三	坐骨神经腓肠肌标本的制备	10
实验四	刺激频率与反应的关系(骨骼肌的单收缩和强直收缩)	13
实验五	ABO 血型鉴定	16
实验六	血液凝固及其影响因素	18
实验七	离体蛙心灌流	20
实验八	家兔动脉血压的调节	24
实验九	心音的听取	27
实验十	人体动脉血压的测量	28
实验十一	家兔呼吸运动的调节	30
实验十二	家兔尿生成调节与药物利尿、抗利尿作用	33
实验十三	反射弧的分析	36
实验十四	氢化可的松对小鼠耳郭毛细血管通透性的影响	38
实验十五	氢化可的松对红细胞的保护作用	40
实验十六	胰岛素过量反应及其解救	42
实验十七	烟碱的毒性作用	44
实验十八	离子对心脏活动的影响、强心苷的作用	46
实验十九	水杨酸钠二室模型和血浆半衰期的测定	48
实验二十	消化道平滑肌的生理特性及药物影响	51
实验二十一	抗惊厥、镇痛、药物剂量影响	53
实验二十二	阿司匹林的解热实验	55
实验二十三	药物对血压的影响、休克及抗休克治疗	57
实验二十四	影响呼吸运动的因素、死亡与复苏	60

实验二十五	缺氧与耐缺氧实验	63
实验二十六	急性右心功能衰竭	66
实验二十七	家兔急性高钾血症及治疗	68
实验二十八	病案讨论	71
附录一	常用动物生理盐溶液的成分与配制	73
附录二	常用实验动物的部分生理常数	74
附录三	常用麻醉方法及注意事项	75
附录四	药物与处方的一般知识	76
附录五	实验室学生守则	79
附录六	实验报告的书写	80
附录七	机能实验学教学大纲	81
附录八	实验教学内容和课时分配	86
附录九	机能实验学考核办法	88
参考文献		89

实验一 实验仪器介绍、 基本技能训练、模拟实验

【实验目的】

通过模拟实验教学软件的学习,了解机能实验基本原理及主要内容;了解常用生理代用液的配置和使用;了解蛙类实验动物的特点;了解小鼠性别的辨别方法。

熟悉换能器的使用方法;熟悉小动物的处死方法。

掌握蛙、小鼠的捉拿、固定方法;掌握小动物皮下、腹腔注射方法掌握生物信号采集系统的使用方法;掌握实验报告的正确书写方法。

【实验内容】

(一)实验基本操作方法和技术介绍

1. 小白鼠的捉拿和给药方法

(1)捉拿法:将小鼠放置于鼠笼或其他粗糙面上,一手轻轻向后牵拉鼠尾,趁其不备,用另一手拇指和食指抓住其两耳及耳间皮肤,使腹部向上,屈曲中指使鼠尾靠在上面,然后以无名指及小指压住鼠尾,使小鼠完全固定(图1)。

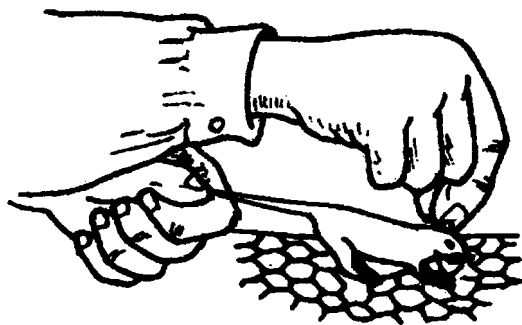


图1 小白鼠的捉拿方法

(2) 给药方法

①灌胃:将小白鼠固定后,使口部向上,将颈部拉直,右手持灌胃器自口角插入口腔,沿上颚轻轻进入食管,如动物安静、呼吸无异常、口唇无发绀现象,即可注入药液(图2)。灌胃量一般为 $(0.1 \sim 0.25) \text{ ml}/10\text{g}$ 。

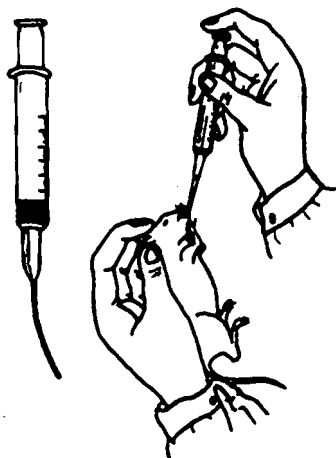


图2 小白鼠灌胃器及灌胃法

②腹腔注射:将小白鼠固定后,右手持注射器自左、右下腹向头部方向以 45° 刺入腹腔(角度太小易刺入皮下)。针头刺入不宜太深或太接近上腹部,以免损伤内脏。注射量一般为 $(0.1 \sim 0.2) \text{ ml}/10\text{g}$ 。

③皮下注射:将小白鼠固定后,右手持注射器,将针头刺入背部皮下注入药液。注射量一般不超过 0.25 ml 。

④肌肉注射:一人固定小鼠后,另一人持注射器,将针头刺入后肢外侧肌肉内注入药液。注射量一般不超过 0.1 ml 。

⑤静脉注射法:先将小白鼠固定于固定器内,将尾巴露在外面,以右手食指轻轻弹尾尖部,必要时用 $45^\circ\text{C} \sim 50^\circ\text{C}$ 的温水浸泡或用75%乙醇擦尾部,使全部血管扩张充血、表皮角质软化,以拇指与食指捏住尾部两侧,使尾静脉充盈明显,以无名指和小指夹持尾尖部,中指从下托起尾巴固定。一般选择鼠尾两侧静脉,用4号针头,令针头与尾部呈 30° 角刺入静脉,推动药液无阻力,且可见沿静脉血管出现一条白线,说明针头在血管内,可缓慢注药(图3)。一次注射量为 $(0.05 \sim 0.1) \text{ ml}/10\text{g}$ 。

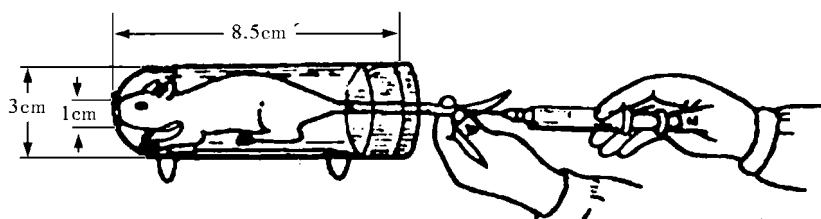


图3 小白鼠静脉注射法

2. 蟾蜍的捉拿和给药方法

(1) 捉拿法:用食指和中指夹住蛙的两上肢,无名指和小指夹住蛙的两下肢,将蛙固定于手中。

(2) 给药方法:多采用淋巴囊注射。蛙的皮下有许多淋巴囊(图4),注入药液易吸收,一般选用腹囊给药。由于蛙的皮肤弹性差,被针头刺破后,针眼不易闭合会使药液外溢,故注射针头必须通过一层隔膜,再进入淋巴囊。如腹囊给药时,针头应自大腿上端刺入,经过大腿肌层入腹壁肌层,再浅出进入腹壁皮下入腹囊。注射量一般为0.25~1.0ml。

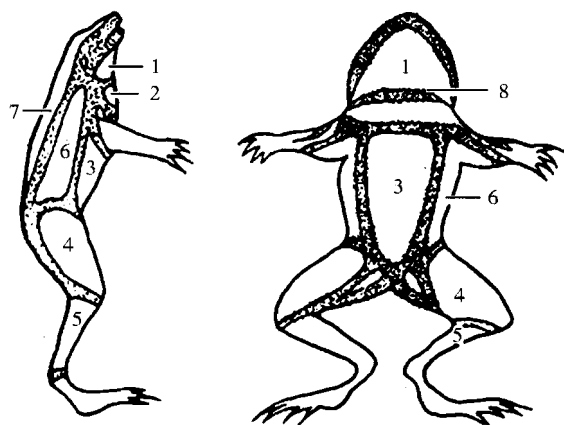


图4 蛙的皮下淋巴囊

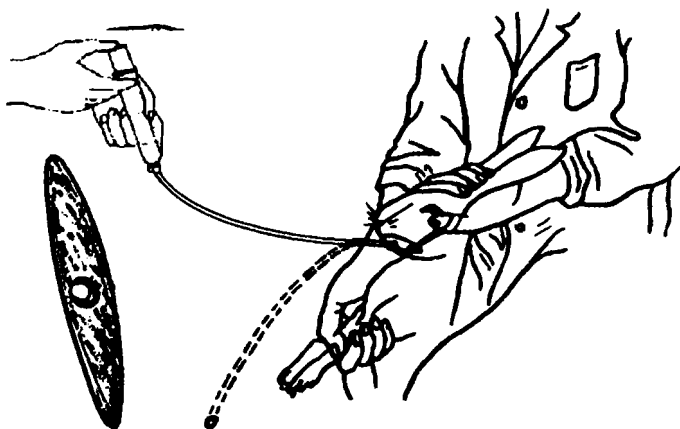
3. 家兔的捉拿和给药方法

(1) 捉拿方法:用左手抓住颈背部皮肤将兔提起,以右手托住其臀部,使兔呈坐位姿势。

(2) 给药方法

① 灌胃:由两人合作,一人固定兔身(或用固定器将兔固定),另一人用兔

开口器将兔口张开(图5),并将兔舌压在开口器下边横放于兔口中。取适当的导尿管涂以液体石蜡,从开口器中央孔插入,沿上顎后壁缓缓送入食管,约15cm左右即可进入胃内。注意导尿管切勿插入气管,可将导尿管的外端放入水中,如未见气泡出现,亦未见兔挣扎或呼吸困难,则证明导尿管已在胃中。此时,可连接已吸好药液的注射器,将药液缓缓推入,再推入少量空气,使管内药液全部注入胃中,然后将导尿管轻轻抽出。灌胃量一般不超过20ml/kg。



灌药前先通入水中,检查有无气泡冒出,无气泡可给药。

图5 家兔开口器及灌胃法

②耳静脉注射:将兔放置于固定器内或另一人将兔固定于胸壁之间,拔去兔耳外缘的毛,并用75%乙醇棉球涂擦该部位皮肤,使血管扩张(兔耳外缘血管为静脉),再以手指压住耳根部的静脉,阻止血液回流并使其充血。注射者以左手拇指和中指固定兔耳,食指放在耳缘下作垫,右手持注射器从静脉末端刺入血管,当针头进入血管约0.5cm,即以拇指和中指将针头与兔耳固定住,同时解除静脉根部的压力。右手推动针栓开始注射,如无阻力感,并见血管立即变白,表明针头在血

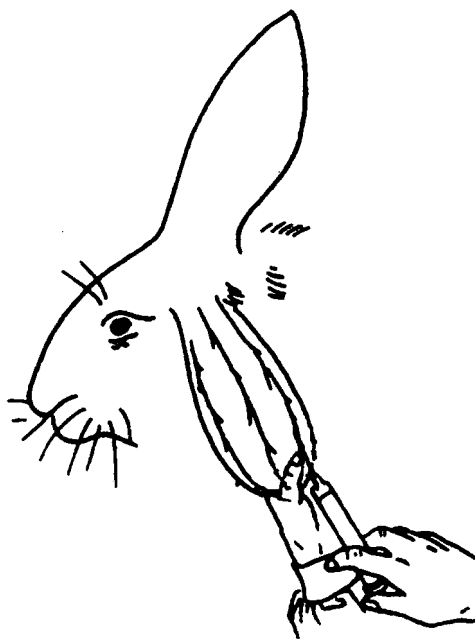


图6 家兔耳静脉注射

管内;如有阻力感并见局部组织发白,表示针头未刺入血管内,应将针头退回重刺(见图6)。注射完毕,压住针眼拔出针头,继续压迫片刻以免出血。注射量一般为 $0.2 \sim 2\text{ml/kg}$ 。

③肌内注射:固定动物,右手持注射器,令其与肌肉呈 60° 角一次刺入肌肉中,先回抽针栓,无回血时将药液注入,注射后按摩注射部位,帮助药液吸收。

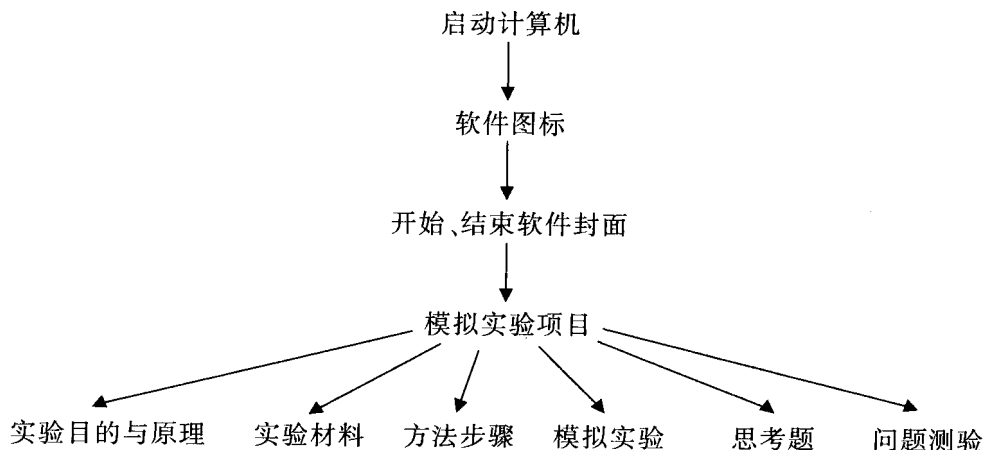
④皮下注射、腹腔注射:其部位同小白鼠。

(二)实验设备的使用方法。

(三)使用仿真实验室进行模拟实验。

(四)实验结果分析,实验报告书写。

【软件流程图】



【模拟实验项目】

1. 生理科学实验总论。
2. 刺激强度、频率对骨骼肌收缩的影响。
3. 骨骼肌兴奋时的点活动与收缩的关系。
4. 神经干动作电位及传导速度的测定。
5. 神经干不应期的测定。
6. ABO 血型鉴定。
7. 蟾蜍心室期前收缩与代偿间歇。
8. 离体心肌细胞动作电位。
9. 心肌兴奋性和不应期的测定。
10. 离子与药物对离体蟾蜍心脏活动的影响。

11. 主动脉神经放电。
12. 人体心电图。
13. 家兔动脉血压的神经体液调节。
14. 颈动脉窦压力感受性反射。
15. 膈肌电活动与呼吸运动。
16. 家兔呼吸运动调节。
17. 家兔离体肠肌运动。
18. 尿生成的影响因素。
19. 豚鼠耳蜗微音器电位。
20. 肌梭传入冲动的测定。
21. 体液分布改变在急性失血中的代偿作用。
22. 非挥发性酸过多进入兔体后血气酸碱变化及纠正。
23. 血浆胶体渗透压降低在水肿发生中的作用。
24. 药物对离体豚鼠回肠的作用。
25. 药物对家兔动脉血压的作用。
26. 吗啡对家兔呼吸的抑制作用。
27. 哌替啶对家兔呼吸的抑制作用。

(肖丹秦 任丽君)

实验二 哺乳动物(兔)麻醉、手术及处死方法

【实验目的】

了解兔捉拿、灌胃、处死方法。

熟悉麻醉剂的使用及注意事项;熟悉股动脉放血方法;熟悉膀胱造瘘方法。

掌握耳缘静脉注射方法;掌握气管插管、颈外静脉、颈总动脉、股动脉插管方法。

【实验内容】

家兔。

【实验步骤】

1. 麻醉与固定 家兔称重,自耳缘静脉按 5ml/kg 缓慢注入 20% 氨基甲酸乙酯,注意观察家兔的反应。待麻醉后,将家兔仰卧固定于兔手术台上,头居正中,脖颈伸直,四肢对称。

2. 手术

(1) 颈外静脉插管:用盐水沾湿颈部手术野的被毛,沿颈部正中切开皮肤及筋膜(切口长约 $5\sim 7\text{cm}$),用手指在皮肤外面向上顶起,即可见到暗紫色粗大的颈外静脉,用玻璃分针沿血管走行方向将血管周围的结缔组织轻轻分离并结扎血管的远心端,用镊子将血管的近心端提起,以小剪刀剪一切口,将静脉套管插入,用线将套管固定在静脉内。

(2) 气管插管:用止血钳钝性分离皮下软组织,暴露并游离气管,在气管下穿线备用。在甲状软骨下 $2\sim 3\text{cm}$ 处作“ $\perp$ ”形切口,插入气管插管(插管的斜面向上),用线结扎固定。

(3)分离血管、神经:颈总动脉与颈部神经位于气管外侧,用左手拇指和食指轻轻捏住颈部的肌肉和皮肤,稍向外翻,即可将血管神经束翻于食指之上,用玻璃分针在双侧颈动脉鞘内分离出颈总动脉、迷走神经、交感神经、减压神经(图7)。其中迷走神经最粗,呈白色,一般位于外侧;交感神经较细,一般位于内侧;减压神经最细,常与交感神经贴在一起,识别准确后,用玻璃分针纵向分离并分别穿线备用。

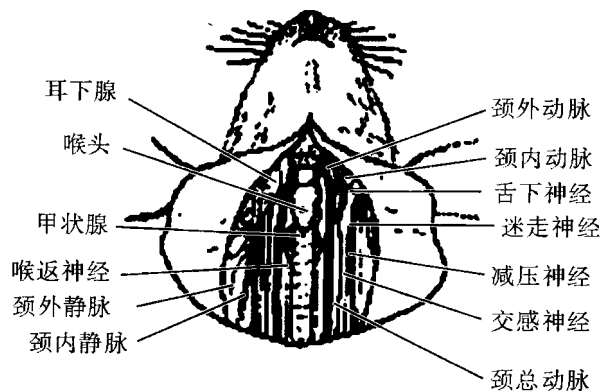


图7 家兔颈部的血管与神经

(4)颈动脉插管:用动脉夹将一侧的颈总动脉近心端夹闭,结扎其远心端,以眼科剪在动脉夹与结扎线之间做一“V”型切口,向心脏方向插入动脉插管,用线将插管与动脉扎紧,防止插管滑脱(图8)。

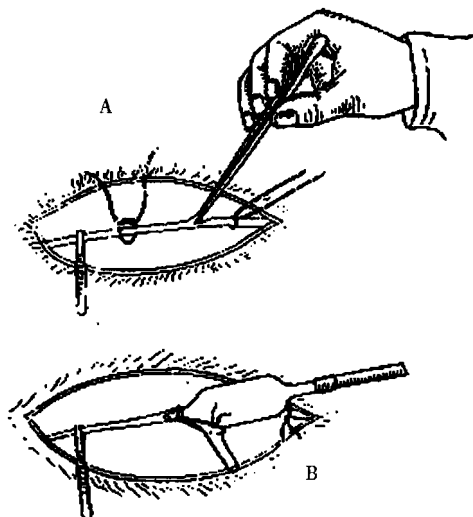


图8 动脉套管插入法

(5) 股动脉插管:用手在后肢根部触及动脉搏动部位,用手术刀沿血管走行方向做一切口(4~5cm),分离皮下组织,将切开的皮肤向外拉开。用玻璃分针沿缝匠肌后部内侧缘分离并将肌肉轻向外拉,下方可见深筋膜包围的血管神经束,用玻璃分针仔细分离股动脉。插管方法同颈动脉插管。

(6) 膀胱造瘘:在耻骨联合上缘向上沿正中中线切开皮肤(约4cm),沿腹白线切开腹腔,找到膀胱并将其移出体外,找到双侧输尿管口,在其下方穿线,将膀胱上翻,结扎尿道。在膀胱顶部血管较少处剪一小口,插入膀胱漏斗,用线结扎固定。

3. 家兔灌胃 固定家兔,将张口器放在上下颌之间,取适宜粗细的导管,由张口器中央小孔插入,将导管沿颌后壁慢慢送入食管内。在导管口处连接注射器,即可灌胃。

4. 处死方法 耳缘静脉注入空气(空气栓塞);夹闭气管(窒息);经动脉放血。

(肖丹秦)

实验三 坐骨神经腓肠肌标本的制备

【原理和目的】

两栖类动物的某些基本生理活动规律与哺乳类动物相似,维持其离体组织正常兴奋性所需的理化条件比较简单,易于控制。因此蛙类离体组织器官是生理学常用的实验标本。

本实验的目的是学习坐骨神经腓肠肌标本的制备。

【实验对象】

蟾蜍。

【实验材料】

蛙类动物手术器械(粗剪刀、手术剪刀、镊子、探针、玻璃分针、蛙板、锌铜弓),任氏液,瓷盘,培养皿,棉球,棉线,滴管等。

【实验步骤】

1. 标本制备方法

(1)破坏脑和脊髓:取蟾蜍一只,用水冲洗干净并擦干;左手握住蟾蜍,用食指压住蛙头前端,拇指按压背部,使蛙头前俯;右手持探针由蛙头前端沿中线向尾端划触,触及凹陷处即枕骨大孔所在位置。将探针由凹陷处垂直刺入枕骨大孔1~2mm,遂将探针尖端转向头端,刺入颅腔并搅动探针,以捣毁脑组织。然后将探针退出颅腔,向尾端刺入椎管,以破坏脊髓。待蛙四肢松软、左右对称、呼吸消失,即表示脑脊髓已完全破坏。拔出探针后,用一干棉球压迫针孔止血。

(2)剪除躯干上部及内脏:用粗剪刀在骶髂关节水平以上2cm处剪断脊柱。左手握住蟾蜍后肢,右手持粗剪刀沿脊柱两侧剪开腹壁,使蟾蜍的躯干上

部与内脏全部下垂,剪除躯干上部及内脏。

(3)剥皮:左手捏住脊柱断端,右手捏住断端皮肤边缘,用力向下剥去全部后肢的皮肤。将标本置于盛有任氏液的培养皿中。洗净双手,清洗用过的手术器械。

(4)分离两腿:捏住脊柱残端,使背面朝上,尾骨微微上翘,用粗剪刀剪去突出的骶尾骨,然后沿正中中线用粗剪刀将脊柱分为两半,并剪开耻骨联合使两腿完全分离,将标本浸入盛有任氏液的培养皿中备用。

(5)游离坐骨神经:取蛙腿一条置于蛙板上,用玻璃分针沿脊柱游离坐骨神经至腓窝胫腓神经分叉处,剪去沿途的神经分支。

(6)保留:保留坐骨神经起始端的1~3个脊椎骨及股骨下端的1/3部分,剪去其余的脊柱骨及膝关节以上的所有肌肉。

(7)分离腓肠肌:在腓肠肌跟腱下穿线、结扎。提起结扎线,于结扎线远端剪断跟腱,用玻璃分针游离腓肠肌至膝关节处,然后用粗剪刀在膝关节囊处将小腿其余部分剪去,制成一个带有一段股骨干的坐骨神经腓肠肌标本(图9)。

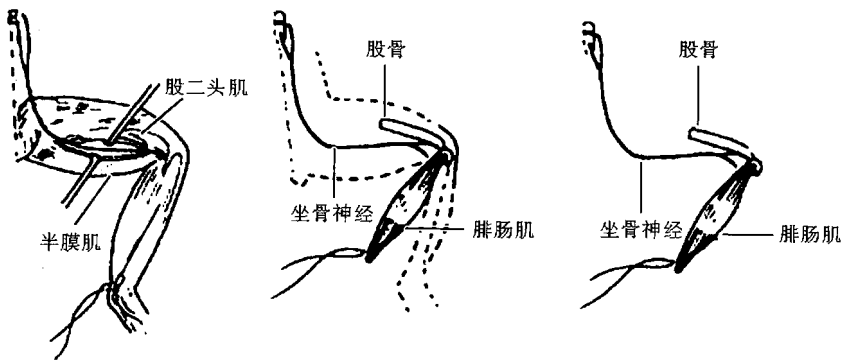


图9 坐骨神经腓肠肌标本的精细制作过程

2. 检查标本兴奋性 将锌铜弓在任氏液中沾湿后轻轻接触一下坐骨神经,若腓肠肌发生迅速而明显的收缩,表明标本的兴奋性良好。

【注意事项】

1. 操作过程中,避免污染、挤压、损伤和用力牵拉坐骨神经和肌肉,不可用金属器械碰触神经干。

2. 制备标本过程中,要不断滴加任氏液,以保持标本正常的兴奋性。